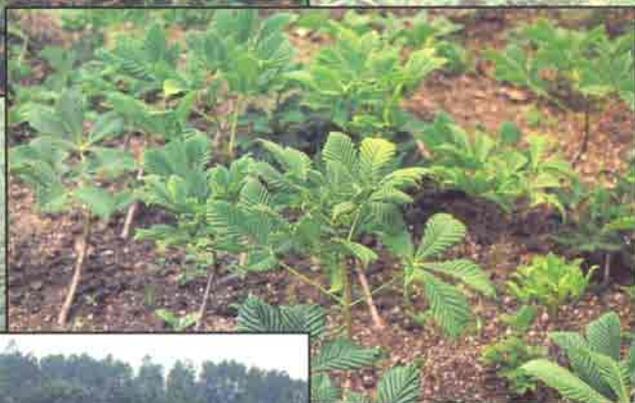


Manual de Sanidade dos Viveiros Florestais

M. C. FERREIRA, G. W. S. FERREIRA e N. FONSECA



MANUAL DE SANIDADE DOS VIVEIROS FLORESTAIS

OS AUTORES

M. C. FERREIRA é investigadora coordenadora.

É licenciada em Ciências Biológicas pela Universidade de Lisboa e doutora em ciências (entomologia) pela Universidade de Potchefstroom, República da África do Sul.

Realizou estudos sobre taxonomia, biologia, ecologia e comportamento de insectos nocivos à floresta, em África e em Portugal. Realizou numerosas prospecções no domínio da entomologia, em África e em Portugal.

Tem participado em vários congressos, simpósios e jornadas sobre entomologia e sobre o declínio da floresta, a nível nacional e internacional.

É autora de 255 trabalhos sobre entomologia, a título individual e em colaboração com seu marido, Doutor G. W. Santos Ferreira. Nesses trabalhos contam-se 19 livros.

G. W. S. FERREIRA é investigador principal.

É licenciado em Ciências Biológicas pela Universidade de Coimbra e doutor em ciências (entomologia) pela Universidade de Potchefstroom, República da África do Sul.

Exerceu funções docentes na Universidade de Lourenço Marques (Moçambique).

Realizou estudos sobre taxonomia, biologia, ecologia, comportamento e zoogeografia de insectos nocivos à floresta, em África. Realizou numerosas prospecções no domínio da entomologia em África e em Portugal. Nos últimos anos tem-se dedicado ao estudo de pragas de essências florestais em Portugal.

Tem participado em vários congressos, simpósios e jornadas sobre entomologia, a nível nacional e internacional.

É autor de 104 trabalhos sobre entomologia, a título individual e em colaboração com sua mulher.

Nesses trabalhos contam-se 13 livros.

N. FONSECA é investigadora auxiliar. É patologista na Estação Florestal Nacional (Departamento de Protecção Florestal).

É licenciada em Ciências Biológicas pela Universidade de Coimbra e doutorada pela Universidade de Aberdeen, Reino Unido.

Tem participado em vários congressos a nível nacional e internacional.

É autora de 40 trabalhos sobre patologia.

ISBN: 972-9175-64-0

Todos os direitos reservados

Este livro não pode ser reproduzido ou adaptado no todo ou em parte, transmitido por qualquer meio, electrónico, mecânico, fotocópia, microfilme ou outro, sem autorização escrita dos autores.

MANUAL DE SANIDADE DOS VIVEIROS FLORESTAIS

Coordenador
M. C. FERREIRA

Autores
M. C. FERREIRA, G. W. S. FERREIRA
e
N. FONSECA
Investigadores
Estação Florestal Nacional
Lisboa

1994

AGRADECIMENTOS

Queremos deixar aqui os expressos nossos agradecimentos a todos os que de qualquer modo contribuíram para a publicação deste livro. Entre eles citamos o Eng.^o silvicultor VITOR LOURO que tornou possível a visita e prospecção em todos os viveiros do Instituto Florestal, permitindo a recolha de informações que foram de grande utilidade para a elaboração deste livro. Aos Eng.^{os} técnicos agrários LUÍS MONTEIRO e JORGE CABRAL que nos acompanharam durante todo o trabalho de campo que realizámos nos viveiros e que com tanto entusiasmo e saber nos deram indicações preciosas sobre as técnicas culturais utilizadas, o nosso muito obrigado. Justo é também mencionar a atenção dispensada por todos os técnicos encarregados dos viveiros, de todos os níveis, com os quais tivemos oportunidade de contactar ao longo de vários anos, quer durante os trabalhos de prospecção quer durante os cursos de formação, o que constituiu para nós um estímulo para escrever este livro. Também queremos aproveitar esta oportunidade para agradecer ao Prof. JORGE GANHÃO a possibilidade que nos deu de visitar os viveiros do Instituto Superior de Agronomia, onde pudemos recolher dados de grande interesse que constam deste livro. À Eng.^a silvicultora FILOMENA FRAZÃO CAETANO, do ISA, que nos acompanhou nessas visitas, o nosso obrigado. Ao Prof. JORGE PAIVA, do Instituto Botânico da Universidade de Coimbra, agradecemos a identificação das infestantes colhidas nos viveiros florestais. Ao Eng.^o agrónomo JOSÉ COUTINHO, professor da Escola Superior de Castelo Branco, agradecemos a oferta de dois diapositivos sobre *Neodiprion sertifer* os quais constam deste Manual.

Autores dos temas incluídos neste volume

TEMA	AUTOR
Introdução	<i>M. C. Ferreira</i>
I Parte – Espécies produzidas nos Viveiros Florestais em Portugal	<i>M. C. Ferreira</i>
II Parte – 1. Impacte das técnicas culturais nos agentes nocivos afectando os viveiros florestais	<i>M. C. Ferreira e G. W. S. Ferreira</i>
2. Solarização do solo: uma técnica cultural a introduzir nos viveiros florestais	<i>M. C. Ferreira</i>
3. A micorrização e sua importância na prevenção das doenças	<i>N. Fonseca</i>
4. Protecção integrada	<i>M. C. Ferreira</i>
III Parte – Pragas das pinhas, dos frutos e das sementes	<i>M. C. Ferreira e G. W. S. Ferreira</i>
IV Parte – Pragas dos viveiros florestais	<i>M. C. Ferreira e G. W. S. Ferreira</i>
V Parte – Doenças	<i>N. Fonseca</i>
VI Parte – Doenças dos viveiros florestais	<i>N. Fonseca</i>
Glossário	<i>M. C. Ferreira e N. Fonseca</i>
Lista dos nomes vulgares dos insectos citados e Índice dos taxa citados	<i>M. C. Ferreira</i>

ÍNDICE DAS MATÉRIAS

	pág.
INTRODUÇÃO	11
I PARTE – Espécies produzidas nos viveiros florestais em Portugal	15
II PARTE – Protecção contra agentes nocivos	31
1. Impacte das técnicas culturais nos agentes nocivos afectando os viveiros florestais	33
2. A solarização do solo: uma técnica cultural a introduzir nos viveiros florestais	65
3. A micorrização e sua importância na prevenção das doenças	81
4. Protecção integrada	87
III PARTE – Pragas das pinhas, dos frutos e das sementes	109
1. Generalidades	111
2. Fichas das pragas das pinhas, dos frutos e das sementes.....	115
<i>Pissodes validirostris</i> Gyll.	115
<i>Dioryctria mendacella</i> (Stgr.)	121
<i>Gravimata margarotana</i> H. S.	127
<i>Megastigmus spermotrophus</i> Wachtl.	131
<i>Ernobius mollis</i> L.	137
<i>Cydia juliana</i> (Cart.)	139
<i>Cydia splendana</i> (H.B.)	141
<i>Cydia pomonella</i> (L.)	149
<i>Curculio elephas</i> Gyll.	151
<i>Curculio nucum</i> L.	157
<i>Curculio glandium</i> Marsham	161
<i>Callirhytis glandium</i> (Giraud)	165
IV PARTE –Pragas dos Viveiros Florestais	167
1. Lista alfabética de hospedeiros com as respectivas pragas associadas	169
2. Fichas das Pragas das Resinosas	179
Camecipáris, Cedros, Ciprestes, Tuia	179
<i>Phloeosinus aubei</i> (Perris)	179
<i>Phloeosinus thujae</i> (Perris)	183
Pinheiros	187
<i>Neodiprion sertifer</i> Geoffr.	187
<i>Brachyderes lusitanicus</i> F.	193
<i>Lygus</i> spp.	199
<i>Leucaspis pini</i> Hartig	205
<i>Rhyacionia buoliana</i> Schiff.	207

<i>Pissodes castaneus</i> (DeG.)	213
<i>Hylastes ater</i> (Payk.)	219
Pseudotsuga	223
<i>Gylletteella coweni</i> (Gillette)	223
<i>Hylobius abietis</i> (L.)	227
3. Fichas das Pragas das Folhosas	231
Castanheiro	231
<i>Mimas tiliae</i> L.	231
Cerejeira brava	235
<i>Myzus cerasi</i> F.	235
<i>Operophtera brumata</i> L.	239
Choupo	243
<i>Dicranura vinula</i> L.	243
<i>Melasoma populi</i> (L.)	249
<i>Plagioderma versicolor</i> Laich.	255
<i>Phratora vitellinae</i> L.	259
<i>Gypsonoma aceriana</i> Dupn.	263
<i>Compsidia populnea</i> (L.)	267
<i>Cryptorrhynchus lapathi</i> (L.)	273
<i>Paranthrene tabaniformis</i> Rot.	279
Eucalipto	285
<i>Ctenarytaina eucalypti</i> (Mask.)	285
Freixo	289
<i>Lytta vesicatoria</i> L.	289
<i>Sphinx ligustri</i> L.	293
Sobreiro	297
<i>Haltica quercetorum</i> Foudr	297
4. Pragas do solo	301
I – Introdução	301
II – Alguns dados sobre a ecologia das pragas do solo	302
III – Localização do hospedeiro	303
IV – Meios de luta.....	303
5. Fichas das pragas do solo.....	307
<i>Agrotis segetum</i> Schiff.	307
<i>Adelocera murina</i> (L.)	311
<i>Agriotes lineatus</i> (L.)	315
<i>Melolontha papposa</i> Illiger	319
<i>Brachyderes incanus</i> L.	325
<i>Brachyderes lusitanicus</i> F.	329
<i>Cneorrhinus plagiatus</i> Schall	333
<i>Otiorrhynchus niger</i> (F.)	337
<i>Otiorrhynchus ovatus</i> L.	339
<i>Otiorrhynchus sulcatus</i> (F.)	341

<i>Strophosomus capitatus</i> De Geer	347
<i>Vesperus xatarti</i> Dufour	351
<i>Tipula paludosa</i> Meigen	355
V PARTE – Doenças	359
I – Conceito de doença. Importância e suas causas	361
II – Doenças abióticas	361
III – Doenças bióticas	363
VI PARTE – Doenças dos viveiros florestais	371
1. Lista de hospedeiros com as doenças associadas	373
2. Fichas das doenças das resinosas	377
Pinheiros	377
<i>Fusarium</i>	377
<i>Pythium</i>	379
<i>Rhizoctonia solani</i> Kuhn	381
<i>Lophodermium</i> Chev.	387
<i>L. pinastri</i> (Schrad. ex Hook.) Chev.	389
<i>L. conigenum</i> (Brunaud) Hiltzer	391
<i>L. seditiosum</i> (Minter, Stalay & Millar)	393
<i>Sphaeropsis sapinea</i> (Fr.) Dyko & Sutton	399
<i>Botritis cinerea</i> Pers. ex Fr. (Forma imperfeita)	405
<i>Sclerotinia fuckeliana</i> (de Bary) Fuckel (Forma perfeita)	405
Cedro do Buçaco	411
<i>Lophodermium seditiosum</i> (Minter, Stalay & Millar)	411
3. Fichas das doenças das folhosas	413
Castanheiro, Nogueiras	413
<i>Phytophthora cinnamomi</i> Rands	413
<i>P. cambivora</i> (Petri) Buis	413
Carvalhos	419
<i>Oidium quercinum</i> Thuem (Forma imperfeita)	419
<i>Microsphaera alphitoides</i> Griff. Maubl. (Forma perfeita)	419
Plátano bastardo	423
<i>Oidium aceris</i> Rabh. (Forma imperfeita)	423
Choupo	425
<i>Taphrina aurea</i> (Pers.) Fr.	425
<i>Melampsora</i> spp.	429
<i>Marssonina brunnea</i> (Ell. et Ev.) Magn.	433
<i>Discosporium populeum</i> (Sacc.) Sutton (Forma imperfeita)	437
<i>Cryptodiaporthe populea</i> (Sacc.) Butin (Forma perfeita)	437
Eucalipto	443
<i>Botritis cinerea</i> Pers. (Forma imperfeita)	443
<i>Sclerotinia fuckeliana</i> (de Bary) Fuckel (Forma perfeita)	443
<i>Hendersonia eucaliptina</i> A. Santos	447

Vidoeiro	451
<i>Melampsorium betulinum</i> (Desm.) Kleb.	451
Cerejeira brava	457
<i>Cylindrosporium padi</i> Karst. (Forma imperfeita)	457
<i>Coccomyces hiemalis</i> Higg. (Forma perfeita)	457
Glossário	463
Lista dos nomes vulgares dos insectos citados	471
Índice alfabético dos taxa citados	477

INTRODUÇÃO

As doenças, as pragas e as infestantes constituem um dos maiores problemas nos viveiros florestais. Elas estão na origem de alguns dos insucessos verificados nos viveiros, contribuindo directamente para diminuir a qualidade e a quantidade de plântulas produzidas e indirectamente para alguns dos desastres verificados na reflorestação de certas áreas. As pragas e as doenças provocam descolorações, desfolhas, danos nos gomos e raminhos, apodrecimento e destruição do sistema radicular, deformações, defeitos internos, diminuição de crescimento, mortalidade do stock (no todo ou em parte), desvalorização do aspecto estético das plântulas, etc. Também afectam a germinação das sementes, sendo a causa de vários fracassos verificados após a sementeira. São igualmente responsáveis pela má qualidade de grande parte das sementes produzidas nos pomares.

A luta contra os agentes nocivos não é tarefa fácil. Um dos métodos mais usados é a luta química que nem sempre se mostra eficiente para combater determinadas espécies de insectos nocivos e patogénios, principalmente as pragas e doenças do solo. Regra geral os viveiristas recorrem a produtos fitofarmacêuticos utilizados para combater os agentes nocivos das culturas agrícolas os quais nem sempre são os mais indicados para os viveiros florestais. Os tratamentos do solo com produtos químicos altamente tóxicos destroem a microflora e a microfauna, criam fenómenos de fitotoxicidade e contribuem para a poluição do ambiente. A necessidade de conservar e proteger o meio ambiente contra as agressões causadas pelos produtos químicos, faz prever que muito em breve os países proibam o uso de muitos desses poluentes.

A urgência de introduzir nos viveiros florestais a filosofia da protecção integrada está a adquirir cada vez mais um número maior de adeptos, a nível mundial.

O conhecimento dos agentes nocivos que afectam as plântulas nos viveiros é imprescindível para se escolher com critério qual o método de luta mais eficaz

a utilizar. Para isso é preciso ter a identificação correcta do agente nocivo e conhecer o seu ciclo biológico.

Depois da publicação de *Pragas dos viveiros florestais, das plantações e da regeneração natural*, em 1990, verificámos que fazia falta um livro onde fôsse dada uma maior informação não só sobre as pragas mas também sobre as doenças que afectam os viveiros.

Em 1991, participámos num curso organizado pelo Instituto Florestal (ex-Direcção-Geral das Florestas) para técnicos superiores, encarregados de viveiros e viveiristas, na parte de sanidade dos viveiros. Os elementos dados no curso, sobre pragas e doenças foram então seleccionados para fazerem parte deste Manual. A necessidade de obter uma maior informação sobre alguns dos temas aqui tratados, incluindo documentação fotográfica, e outros motivos alheios à nossa vontade, contribuíram para que a publicação deste livro só tivesse sido feita agora e não em 1992 como estava planeada.

Este livro consta de 6 partes. Na primeira, incluímos uma relação das principais espécies produzidas nos viveiros florestais em Portugal. A segunda parte consta de 4 temas sobre protecção contra os agentes nocivos. A 3.ª parte é dedicada às pragas das pinhas, dos frutos e das sementes. Embora o ataque destas pragas não seja feito no viveiro, mas sim nos pomares produtores de semente, entedemos ser de interesse incluir neste Manual a informação disponível sobre o assunto para alertar o viveirista para a importância de utilizar sementes de boa qualidade, em bom estado sanitário. Muitas vezes as sementes não germinam por causa de estarem infestadas com insectos ou por terem fungos. Muitos dos ataques de fungos patogénicos do solo estão relacionados com a má qualidade da semente. Na 4.ª parte são tratadas as pragas das resinosas e das folhosas que têm afectado as plântulas nos viveiros portugueses. Para cada espécie é apresentada uma ficha contendo os seguintes dados: nome científico, nome vulgar, sinonímia, ordem e família a que pertence, plantas hospedeiras, distribuição geográfica, sintomatologia, danos, epidemiologia, identificação, biologia, inimigos naturais e meios de luta. Os insectos que se alimentam no estado larvar da casca das raízes das plantas hospedeiras são tratados sob o título PRAGAS DO SOLO, visto serem polípagos. Na 5.ª parte é dada uma informação geral sobre doenças abióticas e doenças bióticas. Na 6.ª parte são apresentadas uma lista alfabética de hospedeiros com as doenças associadas e uma ficha para cada uma das doenças que afectam os viveiros portugueses. Cada ficha contém os seguintes elementos: nome científico do agente causal, nome vulgar da doença, sinónimos, posição sistemática, plantas hospedeiras, distribuição geográfica, sintomatologia, danos, epidemiologia, identificação, biologia e meios de luta. Todos os temas tratados são ilustrados com fotografias coloridas, desenhos e esquemas. O livro é acompanhado de um glossário dos termos técnicos usados. Para finalizar, são apresentados: uma lista dos nomes vulgares dos insectos citados e um índice dos taxa citados.

As fotografias são da autoria de M. C. FERREIRA (partes I a IV), com excepção das Figs. 113 e 114, cedidas pelo Eng.º J. COUTINHO, e de N. FONSECA (parte VI). Os desenhos dos insectos são da autoria de M. C. FERREIRA.

Este Manual insere-se no âmbito do projecto COST 813 (Diseases and Disorders in Forest Nurseries), European cooperation in the field of scientific and technical research, da União Europeia, no qual a Estação Florestal tem participado.

I PARTE

**ESPÉCIES PRODUZIDAS NOS VIVEIROS
FLORESTAIS EM PORTUGAL**

A maior parte dos viveiros florestais pertence ao Instituto Florestal. As espécies produzidas nestes viveiros destinam-se a florestação de áreas com projectos aprovados ou não, retanchar em plantações, adensamento de povoamentos existentes, ornamentais e quebra-ventos (INSTITUTO FLORESTAL, 1993).

Além dos viveiros do Estado, também existem viveiros privados, uns já instalados e outros em via de instalação.

As espécies produzidas são cerca de 60, conforme a lista que se segue e incluem árvores e arbustos.

RESINOSAS

Abeto branco (*Abies alba* Mill.)

Abeto concolor [*Abies concolor* (Gord et Glend.)]

Camecipáris do Oregon [*Chamaecyparis lawsoniana* (A. Murr. Parl.)]

Cedros:

Cedro do Atlas [*Cedrus atlantica* (Endl.) Carr.]

Cedro do Chipre [*Cedrus brevifolia* (Hook. F.) Henry]

Cedro do Himalaia [*Cedrus deodora* (D. Don.) G. Don.]

Cedro do Líbano (*Cedrus libani* A. Richard)

Cipreste:

Cipreste do Arizona (*Cupressus arizonica* E. L.)

Cipreste do Buçaco (*Cupressus lusitanica* Mill.)

Cipreste comum (*Cupressus sempervirens* L.)

Lariço europeu (*Larix decidua* Miller)

Píceas:

Píceia europeia [*Picea abies* (L.)]

Píceia de Sitka [*Picea sitchensis* (Bong.) Carr.]

Pinheiros:

Pinheiro do Alepo (*Pinus halepensis* Mill.)

Pinheiro bravo (*Pinus pinaster* Ait.)

Pinheiro insigne (*Pinus radiata* D. Don.)
Pinheiro larício [*Pinus nigra* ssp. *laricio* (Poir.)]
Pinheiro negro (*Pinus nigra* Arn.)
Pinheiro manso (*Pinus pinea* L.)
Pinheiro silvestre (*Pinus silvestris* L.)

Pseudotsuga [*Pseudotsuga menziesii* (Mirb.) Franco]

Teixo (*Taxus baccata* L.)

Tuía gigante (*Thuja plicata* D. Don.)

FOLHOSAS

Acer (*Acer pseudoplatanus* L.)

Alfarrobeira (*Ceratonia siliqua* L.)

Avelaneira brava (*Ulmus procera* Sallisb.)

Aveleira (*Corylus avellana* L.)

Azinheira (*Quercus rotundifolia* Lam.)

Azevinho, pica-folhas ou visqueiro (*Ilex aquifolium* L.)

Amieiro (*Alnus glutinosus* (L.) Gaertn.)

Bétula ou vidoeiro (*Betula celtiberica* Rothm. et Vasc.)

Bordo comum (*Acer campestre* L.)

Carvalhos:

Carrasco ou carrasqueiro (*Quercus coccifera* L.)

Carvalho anão ou carvalhiça (*Quercus lusitanica* Lam.)

Carvalho alvarinho, carvalho comum ou roble (*Quercus robur* L.)

Carvalho das Canárias (*Quercus canariensis* Willd.)

Carvalho negral ou pardo das Beiras (*Quercus pyrenaica* Willd.)

Carvalho português (*Quercus faginea* Lam.)

Carvalho vermelho americano (*Quercus rubra* L.)

Casoarinas:

Casoarina com folhas de cavalinha (*Casuarina equisetifolia* Forst.)

Casoarina de ramos delgados (*Casuarina torulosa* Ait.)

Casoarina de ramos pendentes (*Casuarina stricta* Ait.)

Castanheiro (*Castanea sativa* Mill.)

Castanheiro da Índia (*Aesculus hippocastanum* L.)

Castanheiro da Índia vermelho (*Aesculus carnea* Hayne)

Catalpas (*Catalpa bignonioides* Walter)

Cerejeira brava (*Prunus avium* L.)

Choupos (*Populus* spp.)

Espinheiro da Virgínia ou Gleditsia (*Gleditsia triacanthos* L.)

Eucalipto comum (*Eucalyptus globulus* Labill.)

Falsa acacia (*Robinia pseudoacacia* L.)

Freixo de folhas estreitas (*Fraxinus angustifolia* Vahl)

Ginginha do rei ou lodão bastardo (*Celtis australis* L.)

Gleditsia (*Gleditsia triacanthos* L.)

Grevílea (*Grevillea robusta* A. Cunn.)

Háquias:

Háquia picante (*Hakea sericea* Schrader)

Háquia com folhas de salgueiro [*Hakea salicifolia* (Vent) B. L.Burtt]

Jacarandá (*Jacaranda ovalifolia* R. Br.)

Lamegueiro (*Ulmus procera* Sallisb.)

Liquidambar ou Ocozo (*Liquidambar styraciflua* L.)

Lodão bastardo, ginginha do rei (*Celtis australis* L.)

Loureiro vulgar (*Laurus nobilis* L.)

Magnólia sempre-verde (*Magnolia grandiflora* L.)

Medronheiro (*Arbutus unedo* L.)

Melia (*Melia azedarach* L.)

Negrilho (*Ulmus procera* Sallisb.)

Nogueiras:

Nogueira comum (*Juglans regia* L.)

Nogueira negra (*Juglans nigra* L.)

Ocozo (*Liquidambar styraciflum* L.)

Olaia comum (*Cercis siliquastrum* L.)

Padreiro ou plátano bastardo (*Acer pseudoplatanus* L.)

Pica - folhas (*Ilex aequifolium* L.)

Pitóspero ondulado (*Pittosporum undulatum* Vent.)

Plátano bastardo (*Acer pseudoplatanus* L.)

Plátano de Londres (*Platanus hybrida* Brot.)

Robínia ou Falsa acácia (*Robinia pseudoacacia* L.)

Salgueiros (*Salix* spp.)

Sobreiro (*Quercus suber* L.)

Tílias:

Tília prateada (*Tilia tomentosa* Moench.)

Tília de folhas grandes (*Tilia platyphyllos* Scop.)

Tília de folhas pequenas (*Tilia cordata* Mill.)

Tulipeiro da Virgínia (*Liriodendron tulipifera* L.)

Tramazeira (*Sorbus aucuparia* L.)

Ulmeiros:

Ulmeiro comum, negrilho, lamegueiro, avelaneira brava (*Ulmus procera* Sallisb.)

Ulmeiro de folhas lisas (*Ulmus minor* Miller)

Vidoeiro (*Betula celtiberica* Rothm. et Vasc.)

Visqueiro (*Ilex aequifolium* L.)

BIBLIOGRAFIA

- ALVES, A. A. M. — *Técnicas de Produção Florestal*. Lisboa, INIC. 331 p. 1982.
- INSTITUTO FLORESTAL — *Viveiros*. 1993.
- LOUREIRO, A. M. — *Apontamentos de Silvicultura*. (2.ª Edição) Série Didáctica. Ciências Aplicadas. 128 p. 1991. Universidade de Trás-os-Montes e Alto Douro.
- LOUREIRO, A. M. — *Dendrologia Florestal*. Série Didáctica. Ciências Aplicadas. 126 p. 1990. Universidade de Trás-os-Montes.
- NINA, A. P. — *Viveiros Florestais*. «Estudos e Divulgação Técnica». 274 p. 1961. Direcção-Geral dos Serviços Florestais e Aquícolas. Lisboa.



Fig. 1 – Abetos (*Abies* sp.).



Fig. 2 – Cedro do Atlas (*Cedrus atlantica*).



Fig. 3 – Píceas (*Picea* sp.).



Fig. 4 – Pinheiro negro (*Pinus nigra*).



Fig. 5 – Pinheiro bravo (*Pinus pinaster*) em estufa.



Fig. 6 – Pinheiro bravo (*Pinus pinaster*).



Fig. 7 – Pinheiro manso (*Pinus pinea*).



Fig. 8 – Pseudotsuga (*Pseudotsuga menziesii*).



Fig. 9 – Vidoeiro (*Betula celtiberica*).



Fig. 10 – Carvalho carrasco (*Quercus coccifera*).



Fig. 11 – Plátano bastardo (*Acer pseudoplatanus*) em alfofre.



Fig. 12 – Carvalho vermelho americano (*Quercus rubra* L.).



Fig.13 – Castanheiro (*Castanea sativa*).



Fig. 14 – Plátano bastardo (*Acer pseudoplatanus*) e cerejeira brava (*Prunus avium*) em alfofre.



Fig. 15 – Liquidambar (*Liquidambar styraciflua*).



Fig. 16 – Nogueira (*Juglans regia*).



Fig. 17 – Cerejeira brava (*Prunus avium*).



Fig. 18 – Castanheiro da Índia (*Aesculus hippocastanum*).



Fig. 19 – Camecipáris do Oregon (*Chamaecyparis lawsoniana*).



Fig. 20 – Azevinho (*Ilex aquifolium*) em estufa de propagação vegetativa.

II PARTE

PROTECÇÃO CONTRA
AGENTES NOCIVOS

1.

IMPACTE DAS TÉCNICAS CULTURAIS NOS AGENTES NOCIVOS AFECTANDO OS VIVEIROS FLORESTAIS

I. INTRODUÇÃO

Os agentes bióticos e abióticos afectam a qualidade e quantidade de plântulas produzidas nos viveiros florestais.

Uma grande parte dos danos ocorridos estão relacionados com factores que dependem da *localização dos viveiros* e das *técnicas culturais utilizadas*. O conhecimento destas relações é de grande importância para os viveiristas não só para produzirem plântulas de melhor qualidade, mas também para reduzir a mortalidade nos viveiros, causada pelos agentes nocivos.

II. LOCALIZAÇÃO DOS VIVEIROS

Os viveiros devem estar situados longe de povoamentos ou de campos agrícolas. Povoamentos de pinheiros situados na proximidade de viveiros, podem originar doenças ou ataques de insectos nas plântulas. A existência de cepos com resina nos povoamentos pode ser um meio de infestação dos viveiros de pinheiros por *Pissodes castaneus* (DeG.) (gorgulho pequeno do pinheiro) e *Hylobius abietis* (L.) (gorgulho grande do pinheiro (Coleoptera, Curculionidae). Os choupos e salgueiros espontâneos situados junto dos viveiros de choupo constituem focos de doenças e pragas (NOGUEIRA et FERREIRA, 1968).

Os campos agrícolas com infestações de pragas do solo podem causar problemas nos viveiros. A proximidade de campos de gramíneas pode originar ataques de Noctuidae em estufas e em viveiros ao ar livre.

Os principais factores relacionados com a localização dos viveiros são: o clima, o solo, a qualidade da água e a altitude.

1. CLIMA

O clima pode predispor as plântulas a danos causados por agentes abióticos e agentes bióticos.

No nosso País, os principais agentes abióticos relacionados com o clima são: o frio, a geada, o vento e o calor. O frio provoca a desidratação e/ou a destruição mecânica dos tecidos (SANTOS, 1991) nas plântulas, dando-lhes um aspecto de «queimadas». A geada tem causado problemas nalguns viveiros do Norte e centro do País. Nos pinheiros, as agulhas começam por ficar roxas. As folhas das folhosas ficam com um aspecto queimado. Para evitar estes danos, é usual cobrir as plântulas com redes, esteiras ou outros materiais. O vento também pode causar danos nas plântulas; se for intenso, pode parti-las. Para evitar a acção do vento, utilizam-se quebra-ventos. O calor em excesso pode queimar as plântulas. Quando se fazem repicagens e não se protegem as plântulas, elas podem secar. Além de cobertura das plântulas, também é prática comum mergulhar as raízes em água para evitar o «stress» da repicagem.

Os agentes bióticos incluem os patógenos, insectos nocivos e infestantes.

O clima pode favorecer o desenvolvimento de alguns patógenos e insectos. As temperaturas ao longo do ano podem ser favoráveis a certas pragas ou doenças. Anos secos e quentes podem originar um aumento das populações de *Brachyderes lusitanicus* F. (*Brachyderes*) (Coleoptera, Curculionidae), provocando danos severos em *Quercus coccifera*, *Q. robur*, *Betula celtiberica*, etc. Este caso tem sido registado em viveiros no Norte do País. Os ataques de brocas, como por exemplo, *Paranthrene tabaniformis* Rott. (lagarta perfuradora do choupo) (Lepidoptera, Sesiidae) e *Compsidia populnea* (L.) (saperda pequena) (Coleoptera, Cerambycidae) em choupo estão geralmente associados com anos muito secos (FERREIRA et FERREIRA, 1990).

2. SOLO

O solo tem uma grande importância no desenvolvimento das plântulas. A sua textura pode favorecer ataques de certas doenças e pragas.

Um solo com textura pesada pode aumentar as perdas por damping-off porque a emergência germinativa é retardada (SUTHERLAND, 1984).

O uso de máquinas pesadas constitui em muitos casos, a principal causa da compactação do solo, especialmente se os tractores são utilizados durante o período de chuva (LANDIS, 1984). A compactação não permite uma boa drenagem da água e favorece os ataques de patógenos do solo, como *Phytophthora* spp.

Certos solos são favoráveis a determinadas pragas. *Melolontha papposa* Illiger (melolonta, pão de galó, etc.) (Coleoptera, Scarabaeidae) desenvolve-se

bem em solos arenosos. Danos severos têm sido registados em viveiros de *Populus*, *Fraxinus*, *Juglans regia* e também de *Castanea sativa*.

Uma textura leve ou uma textura demasiado pesada podem originar ataques de fungos, nemátodos e insectos do solo.

Solos mal drenados facilitam: «damping-off», ataques de *Phytophthora*, de melolontas, alfinetes, tipulídeos e gorgulhos da raiz.

Solos ricos em matéria orgânica favorecem ataques de fungos, nemátodos, insectos do solo e caracóis.

3. QUALIDADE DA ÁGUA

A água utilizada nos viveiros é muitas vezes a causa de ataques de certos patógenos. A água deve ser tratada para que fique isenta de patógenos.

Um dos meios de dispersão da *Phytophthora* é através da água, transportando clamidósporos (NINA, 1961).

4. ALTITUDE

Determinadas altitudes podem determinar ataques de certas pragas ou doenças nos viveiros.

III. TÉCNICAS CULTURAIS

As técnicas culturais podem favorecer ou reduzir os ataques de pragas e doenças nos viveiros.

1. SELECÇÃO DE SEMENTE

Utilizando semente de boa qualidade evitam-se muitos problemas relacionados com pragas e doenças afectando as plântulas.

A colheita das pinhas, por exemplo, deve ser feita directamente da árvore. Muitas das pinhas que se encontram no chão estão atacadas por insectos. Na III Parte 1, 2 dá-se uma informação pormenorizada sobre as principais espécies que lhes causam danos. Sementes provenientes de árvores com ataques severos de pragas ou doenças irão produzir plantas geneticamente susceptíveis.

É da maior importância verificar a proveniência da castanha, pois há pomares que, pela sua localização e técnicas culturais usadas, apresentam grandes percentagens de infestação, principalmente de lagarta e de gorgulho da castanha.

As glandes perfuradas não devem ser utilizadas nos viveiros.

2. SELECÇÃO DE ESPÉCIES OU DE CLONES A UTILIZAR

Utilizando espécies bem adaptadas às condições ambientais, o risco de mortalidade por acção do clima, doenças e insectos é diminuído.

As espécies não adaptadas têm crescimento reduzido, mortalidade elevada e grande susceptibilidade aos ataques de pragas e doenças.

A selecção de clones resistentes a determinadas doenças e/ou pragas é uma das práticas seguidas para obter plantas de melhor qualidade.

3. QUEBRA-VENTOS E PLANTAS ORNAMENTAIS

Muitas espécies utilizadas como quebra-ventos podem ser hospedeiros intermediários de pragas e doenças. Algumas delas servem de abrigo a insectos nocivos durante as horas de maior calor. O mesmo se passa com algumas espécies ornamentais.

4. MOBILIZAÇÃO DO SOLO

A mobilização do solo feita no Outono e um pouco antes de começar a Primavera permite que as formas vivas das pragas do solo (melolontas e alfinetes) sejam postas a descoberto e expostas ao Sol, de molde a poderem ser detruídas por dissecação ou por predadores ou cortadas pelos discos. A mobilização do solo faz-se normalmente até 50 cm, não mais que 85 cm de profundidade. Por este meio, a drenagem vertical do solo é assegurada. Na Austrália, este método é utilizado para diminuir os ataques de *Phytophthora* (BROWN et BAXTER, 1991).

5. pH DO SOLO

O pH do solo afecta a disponibilidade de nutrientes e influencia a composição da microfauna e microflora do solo, incluindo alguns patógenos (DRIESCHE, 1984). Solos cujo pH varia entre 4.5 e 6.0 reduzem a incidência de «damping-off» e de infestantes.

Fertilizações incorrectas podem fazer subir os valores do pH, criando condições favoráveis ao desenvolvimento de organismos nocivos às plântulas

6. ÉPOCA DAS SEMENTEIRAS

Geralmente as sementeiras são feitas na Primavera (desde fins de Março até fins de Abril) (NINA, 1961; LOUREIRO, 1991). Na Primavera, muitos insectos

tos entram em actividade, iniciam as posturas e as larvas ao alimentarem-se causam danos nas plântulas. A sementeira de determinadas espécies florestais é feita no Outono, tornando-se necessário evitar o excesso de água escolhendo terrenos mais permeáveis, proteger as sementeiras com coberturas. Nesta época também há ataques de predadores. As larvas das melolontas são muito activas no Outono, vêm para a superfície do solo e alimentam-se da casca das raízes das plantas hospedeiras.

7. REGAS

A rega é indispensável ao crescimento das plântulas. A rega deve ser feita com critério, tendo em conta a espécie, o grau de desenvolvimento das plântulas, a densidade, o clima e a capacidade de retenção de água pelo solo (LOUREIRO, 1991). Ela pode reduzir os problemas de «damping-off» e evitar ataques de insectos rizófagos. Também evita os danos causados pela geada (SUTHERLAND, 1984) e no Verão reduz a temperatura à superfície do solo.

Se a água é insuficiente, criam-se problemas de «stress» por secura. As plântulas não crescem, o vigor diminui, os raminhos e as raízes secam e uma parte delas pode morrer (DURYEA, 1984). O «stress» por secura reduz a actividade fotossintética e provoca alterações químicas no hospedeiro. Há uma produção maior de açúcares o que torna as plantas susceptíveis aos ataques dos parasitas (PINON, 1986).

FONSECA (1992a,b) sugere uma rega matinal para evitar o bolor cinzento (*Botrytis cinerea*). O «stress» por secura aumenta a susceptibilidade das plantas aos ataques de insectos perfuradores, tais como, *H. abietis* em pinheiro e pseudotsuga; *P. tabaniformis* e *C. populnea* em choupo.

Regas em excesso favorecem ataques de *Botrytis*, por exemplo. Nas estufas, este fungo poderá ser controlado, reduzindo a humidade e espaçando os contentores para aumentar a circulação do ar (SUTHERLAND, 1991; FONSECA, 1992).

Uma humidade excessiva no solo favorece certos patogénios do solo, como por exemplo, *Phytophthora*, *Pythium* e *Fusarium* (SUTHERLAND, 1984; NINA, 1961). Também cria condições para o desenvolvimento das melolontas, do gorgulho da raiz (*Otiorynchus sulcatus*) e típulas (*T. oleracea* e *T. paludosa*).

8. FERTILIZAÇÃO (ESTRUMAÇÃO E ADUBAÇÃO)

A fertilização permite produzir plântulas de alta qualidade. A fertilização permite enriquecer o solo em nutrientes. Um dos efeitos mais conhecidos da fertilização é a redução da rigidez nas plântulas causada pela geada quando se aplicam fertilizantes azotados durante a época de crescimento.

A fertilização se não for usada com critério, poderá originar problemas sérios. Fertilizações incorrectas podem causar subidas excessivas de pH, criar condições favoráveis ao desenvolvimento de doenças e pragas e afectar negativamente o desenvolvimento das micorrizas (SANTOS, 1991).

Uma fertilização em excesso pode provocar um aumento da população de afídeos. Os fertilizantes ricos em azoto aumentam a susceptibilidade das plântulas ao «damping-off», a ataques de afídeos e a espécies de *Lygus* (HOLOPAI-NEN, 1993). O excesso de azoto torna as folhas menos duras e mais suculentas: as células são maiores e as suas paredes tornam-se muito finas (SANTOS, 1991). Neste caso, as plântulas ficam muito susceptíveis aos ataques de insectos, tais como afídeos e desfolhadores. Por outro lado são menos resistentes à secura e à geada.

Os contentores altamente fertilizados estão sujeitos a ataques de *Botrytis cinerea* (SUTHERLAND, 1991).

Uma fertilização adequada, principalmente de fósforo, potássio e cálcio, provoca o desenvolvimento de tecidos lenhosos resistentes ao «damping-off» de pré-emergência (SUTHERLAND *et al.*, 1989). O azoto em excesso ou o boro em doses muito baixas favorecem danos causados pela geada (DRIESSCHE, 1984)

Deficiência de fósforo origina um atrofiamento das zonas de crescimento, principalmente no sistema radicular (SANTOS, 1991). As folhas das plantas apresentam uma coloração púrpura.

O potássio pode desempenhar um papel importante na rigidez das folhas causada pela geada (DRIESSCHE, 1984).

O uso de estrumes à base de plantas podem provocar ataques de organismos nocivos. As populações de nemátodos do solo, como por exemplo, *Xiphinema bakeri* Williams, podem ser afectadas por estrumes vegetais (McGUIRE et HANNAWAY, 1984). O estrume de soja, depois de um período de 5 a 6 meses de decomposição, favorece o desenvolvimento de *Cylindrocladium scoparium* (THIES et PATTON, 1970). O estrume de Sorghum contém toxinas que impedem o crescimento das plântulas de certas espécies de resinosas (IYER, 1980).

Os solos ricos em matéria orgânica são favoráveis a ataques de Tipulídeos e de caracóis. Observámos um ataque severo de caracóis em plântulas de Tília num solo enriquecido com estrume à base de plantas.

Há ainda que ter em conta que o estrume de natureza vegetal pode, em certos casos, inibir o crescimento de plântulas de determinadas espécies florestais.

9. TIPO DE CONTENTORES

A produção de plantas em contentores é uma prática corrente nos viveiros florestais. O tipo de contentor é muito importante no desenvolvimento do sistema radicular da plântula.

Certos contentores provocam deformações nefastas para a sobrevivência e crescimento das plantas, como por exemplo, a espiralização das raízes laterais (que traduz um defeito de colonização do solo pelas raízes) (ARGILLIER, FALCONNET et GRUEZ, 1991), a curvatura da raiz principal e falta de raízes laterais. Os sacos de plástico fornecem, muitos exemplos deste tipo.

Os contentores com os ângulos inferiores a 40° evitam a espiralização (ARGILLIER, FALCONNET et GRUEZ, 1991). Os contentores sem fundo permitem a poda radicular e o arejamento das raízes.

Os contentores constituídos por duas partes móveis facilitam a observação do estado sanitário da raiz e do nível hídrico do seu substrato. Os contentores com ranhuras laterais permitem o bom desenvolvimento do sistema radicular.

Os enrolamentos da raiz constituem mais tarde, nas florestações, um problema grave. Verificou-se que passados vários anos sobre a plantação, muitas árvores morrem. Por vezes este facto observa-se ao fim de 10 ou 15 anos. Estudos realizados sobre o assunto demonstraram que a morte destas árvores foi devida a um estrangulamento da raiz, motivada pelas deformações causadas pelos contentores nos viveiros (ARGILLIER, FALCONNET et GRUEZ, 1991; FRANCKET et NAJAR, 1978; GRUEZ et FALCONNET, 1989).

As plantas com raízes deformadas usualmente têm crescimento reduzido. Em áreas florestadas, observámos inúmeros pinheiros com a raiz deformada e copa em forma de repolho, muito susceptíveis a ataques de *Rhyacionia buoliana* Schiff. (tortricídeo dos gomos do pinheiro) (Lepidoptera, Tortricidae).

Em muitos países têm sido desenvolvidos estudos no sentido de encontrar o tipo de contentor que possa garantir um melhor desenvolvimento do sistema radicular. Em Portugal, FERREIRA (1987) e BORGES (1991) realizaram estudos neste sentido. Actualmente, estão-se usando contentores de plástico rígido com ranhuras laterais e sem fundo com o fim de produzir plântulas com um sistema radicular bem desenvolvido.

Os contentores podem ser uma fonte de contaminação, quer de patogénios quer de insectos nocivos. Quando tratarmos da **Sanidade** este assunto será devidamente fundamentado

10. REPICAGEM

A repicagem consiste na transplantação das plântulas dos alfobres para os contentores ou para os plantórios (LOUREIRO, 1991). Sempre que se faz uma repicagem, as plântulas devem ser examinadas para evitar que levem doenças ou insectos.

11. PODAS

As feridas feitas pelas podas podem constituir locais de entrada de patógenos e de postura de insectos. A infecção pode ser feita também através do uso de tesouras ou outro material que foi utilizado em plântulas doentes e que não foi previamente lavado. A bactéria do solo, *Agrobacterium tumefaciens* (Smith et Townsend) Conn. pode infectar as plântulas dos viveiros (folhosas e algumas resinosas) através das feridas feitas pelas podas radiculares. Esta doença bacteriana é conhecida em mais de 180 espécies vegetais. Encontra-se em numerosas essências florestais, tais como a noqueira, choupos, castanheiro, eucalipto, tuia e cipreste.

Todo o material resultante das podas deve ser removido rapidamente dos canteiros. Este material, deixado junto dos canteiros, cria condições para o desenvolvimento do bolor cinzento, para a contaminação da água e das plântulas existentes no viveiro e para abrigo de insectos.

12. ROTAÇÃO

Uma monocultura prolongada duma mesma espécie pode causar um aumento populacional de pragas. Assim, as espécies devem ser sujeitas a rotações para evitar estes problemas. Mas a rotação deve ser acompanhada para ver qual a influência que ela teve no crescimento das plântulas e na redução de pragas e doenças.

13. SANIDADE

O estado sanitário do viveiro é uma garantia para a produção de plantas sãs.

Para evitar a mortalidade de plântulas nos viveiros por agentes bióticos, é necessário desenvolver um sistema integrado de medidas de higiene que permita evitar os riscos de contaminação das plântulas. É indispensável que o solo do viveiro esteja livre de organismos nocivos e que seja evitada a entrada de patógenos ou de pragas no viveiro. Uma monitorização periódica das pragas e doenças nos viveiros é imprescindível para evitar problemas graves. A monitorização consiste no acompanhamento da incidência da praga ou da doença a fim de permitir conhecer a dimensão do ataque. A monitorização permite avaliar o nível económico do ataque, levando o viveirista a decidir se é preciso fazer uma intervenção ou não. A monitorização periódica permite detectar ataques incipientes dos agentes nocivos, através de sintomas e sinais. Por este meio podem ser evitados ataques de grandes dimensões. A monitorização periódica permite tomar medidas imediatas as quais, nalguns casos, são suficientes

para parar o ataque. Antes de saírem do viveiro, as plântulas devem ser examinadas para que não levem insectos ou patogénios.

Usualmente, as inspecções são feitas na Primavera, Verão e Outono. No caso das brocas que atacam as folhosas, a inspecção deve ser feita de Outubro a Maio.

As brocas são larvas que fazem galerias dentro do caule ou debaixo da casca do caule. As brocas podem causar a morte de algumas plantas nos viveiros, causar deformações no caule ou tornar as plantas quebradiças. Geralmente, a percentagem de plantas atacadas por brocas é muito pequena. Não são precisos tratamentos porque é possível impedir a saída das plantas infestadas e diminuir ou parar a infestação, cortando e destruindo as plântulas atacadas. A época de dispersão dos insectos adultos (perfuradores) vai de Maio a Outubro. É preciso impedir a dispersão dos adultos e, por conseguinte, o aumento de plantas atacadas. O material infestado não deve ser mandado para plantar.

Relativamente às estufas, é necessário recordar alguns cuidados de higiene que evitam muitos dos problemas ali ocorridos. Geralmente as condições de humidade e temperatura criadas nas estufas são favoráveis ao desenvolvimento de fungos. O arejamento das estufas é indispensável para evitar certos fungos. A higiene das estufas é muito importante antes e depois de serem feitas as sementeiras. O interior das estufas, incluindo suportes, paredes, tectos e chão devem ser lavados com esterilizantes antes de ser feita uma nova sementeira. Os contentores também devem ser lavados antes de ser feita nova cultura. JAMES (1989) encontrou níveis elevados de propágulos de *Fusarium* no fundo de contentores. Trabalhos de JAMES et WOLLEN (1989) mostraram que a lavagem dos contentores com água quente a uma temperatura acima de 68°C, durante 3 a 5 minutos, pode matar os propágulos. A lavagem será mais efectiva se se juntar à água um pouco de detergente. Segundo JAMES (1989) o inóculo de *Fusarium* que fica no fundo dos contentores vai infectar a raiz das plântulas provenientes da nova sementeira e a fumigação com fungicidas não é suficiente para destruir o inóculo, dada a sua localização.

DECKKER (1976) é da opinião que o uso repetido de fungicidas contribui para o desenvolvimento potencial de resistência do fungo.

As plântulas infectadas e infestadas devem ser retiradas e destruídas. Infelizmente, temos deparado, com certa frequência, com a presença de plântulas doentes ou com insectos nocivos, em estufas e em canteiros ao ar livre. Como resultado desta falta de cuidado, os problemas sanitários agravam-se. Do mesmo modo, as plântulas que podem constituir um risco de aumento de população de pragas ou doenças, devem ser eliminadas.

Há alguns anos, detectámos um ataque severo de *Agrotis segetum* numa estufa de *Eucalyptus globulus*. Em consequência do ataque, o stock da 1.ª sementeira morreu. A segunda sementeira, feita nos mesmos contentores, usando o mesmo substrato, foi igualmente um desastre. Este exemplo serve para mostrar

a necessidade de lavar os contentores e não utilizar o mesmo substrato, principalmente quando se verificou um ataque de organismos nocivos.

As infestantes, bem como restos de plantas, devem ser retirados das estufas.

Por vezes, por um espírito de falsa economia, utiliza-se a mesma terra dos sacos durante várias sementeiras. Não aconselhamos esta prática, pois a terra pode estar contaminada com patógenos ou insectos, podendo ocasionar plântulas mal conformadas, débeis ou mesmo a sua morte. Num caso concreto observado num viveiro, muitas sementes não germinaram e as plântulas nascidas eram débeis por causa da terra estar esgotada.

Outro problema grave é o que resulta da presença, nalguns viveiros, de grande número de infestantes. Estas plantas concorrem com as novas culturas, em água, luz, nutrientes e espaço. Algumas são hospedeiros alternativos de patógenos e de insectos nocivos. Os ataques de *Lygus rugulipennis* Poppius (Heteroptera, Miridae) em viveiros de resinosas, estão associados com a presença de infestantes de várias famílias (HOLOPAINEN et VARIS, 1991). As infestantes têm também um efeito alelopático sobre as outras plantas.

Não é tarefa fácil eliminar as infestantes. Elas são particularmente abundantes nalguns viveiros, tornando-se difícil retirá-las. A monda manual é altamente dispendiosa. A monda mecânica pode originar a compactação do solo e nalguns casos é um meio de disseminação de espécies altamente indesejáveis. A monda química nem sempre se mostra muito eficaz. Além disso pode originar problemas graves de poluição ambiental e tem efeitos secundários sobre a microflora e a microfauna do solo. Como alternativa, poderá ser estudada a possibilidade de reduzir significativamente as infestantes através da solarização do solo.

A limpeza do viveiro é fundamental para diminuir o problema das pragas e doenças. Muitos insectos abrigam-se debaixo dos detritos, das folhas caídas, dos restos de plantas deixados na berma dos canteiros. Nos viveiros de choupo, a população de *Melasoma populi* (joaninha do choupo) pode ser reduzida, retirando as folhas caídas que se acumulam no solo. Os adultos têm por hábito abrigarem-se debaixo dos detritos existentes à superfície do solo. Há espécies que têm preferência por locais com muita vegetação. O hilóbio, por exemplo, prefere as plântulas com muita vegetação à volta. Uma das maneiras de diminuir os ataques desta praga é manter o colo das plântulas livre de vegetação daninha. As espécies de Hemípteros do género *Lygus* que provocam distorções no gomo terminal dos pinheiros podem ser combatidas eliminando as infestantes dos viveiros. As gramíneas devem ser eliminadas dos viveiros e das áreas vizinhas.

Outra medida de higiene, muito importante, é a lavagem de todo o equipamento utilizado nos viveiros. Os instrumentos usados em plântulas onde foram detectadas doenças, não devem ser utilizados novamente sem serem lavados e desinfectados.

Relativamente à água usada nos viveiros, recomenda-se que ela seja analisada periodicamente para saber se está isenta de patógenos. É muito provável que algumas das situações registadas de doenças radiculares sejam resultantes da água utilizada nas regas.

O transporte de plântulas infectadas ou infestadas de áreas contaminadas para áreas isentas de organismos nocivos **deve ser rigorosamente impedido**.

As medidas sanitárias mais importantes podem resumir-se da seguinte maneira:

- Monitorização periódica das pragas e doenças
- Eliminação dos focos detectados
- Eliminação de árvores doentes
- Eliminação de plantas que sejam hospedeiros alternativos a organismos nocivos
- Remoção das infestantes
- Inspeção do material que vai ser repicado
- Eliminação de plântulas com sistema radicular deformado
- Lavagem dos contentores no fim de cada sementeira
- Lavagem das estufas no fim de cada sementeira
- Lavagem do equipamento depois de usado
- Uso de estacas ou propágulos isentos de pragas ou doenças
- Análise periódica da água utilizada para rega
- Remoção de detritos e restos de plantas dos leitos das plântulas
- Proibição da circulação de material atacado de áreas contaminadas para áreas isentas de pragas ou doenças

14. DESINFECÇÃO E PASTEURIZAÇÃO DO SOLO

Em viveiros da América e de outros países, usa-se fumigar o solo com produtos químicos altamente tóxicos, para combater patógenos, pragas do solo e infestantes. Um dos produtos usados é o brometo de metilo. Este processo, é caro, polui o ambiente, destrói a microflora e a microfauna do solo, criando o «vácuo» com graves consequências para as plântulas. É frequente aparecerem em seguida fenómenos de fitotoxicidade.

Como alternativa à fumigação do solo, a pasteurização do solo pelo Sol ou solarização do solo, pode ser utilizada para eliminar ou reduzir, em certos casos, alguns patógenos e artrópodos do solo, e algumas infestantes. Esta técnica cultural já largamente utilizada nas culturas agrícolas, pode dizer-se que está ainda a dar os primeiros passos no sector florestal. O êxito já alcançado na luta contra alguns fungos e nemátodos do solo, e também contra certas infestantes em culturas hortícolas e fruteiras, quer em campo aberto quer em estufa,

leva a supor que a solarização pode vir a ser introduzida nos viveiros florestais nos programas de protecção integrada. Porém, o desconhecimento dos efeitos sobre os antagonistas e sobre as os fungos micorrízicos mostram bem que é necessário investigar as possibilidades desta técnica cultural antes de ser introduzida nos viveiros florestais. Não é uma técnica muito cara e pode ser introduzida em qualquer programa de protecção integrada (BORGES, 1990 b, 1991; DAVIS, 1991; FERREIRA, 1993).

15. MICORRIZAÇÃO

As micorrizas oferecem um meio de proteger as plântulas contra agressores telúricos (PERRIN, 1986).

A micorrização e sua importância na prevenção das doenças é tratada no tema 3.

SÍNTESE DOS PRINCIPAIS FACTORES RELACIONADOS COM PRAGAS E DOENÇAS NOS VIVEIROS FLORESTAIS

1 – Localização dos viveiros

2 – Técnicas culturais

Factores relacionados com a localização dos viveiros

- **Clima**
- **Solo**
- **Qualidade da água**
- **Altitude**

Técnicas culturais relacionadas com pragas e doenças

- **Seleção da semente**
- **Seleção de espécies ou de clones a utilizar**
- **Quebra-ventos, sebes e ornamentais**
- **Mobilização do solo**
- **pH do solo**
- **Época da sementeira**
- **Regas**
- **Fertilização (estrumeação e adubação)**
- **Tipo de contentores**

- Repicagens
- Podas
- Rotação
- Sanidade
- Desinfecção e pasteurização do solo
- Micorrização

BIBLIOGRAFIA

- ARGILLIER, C.; FALCONNET, G. et GRUEZ, J. — *Production de plants forestiers. Guide technique du forestier méditerranéen français*. CEMAGREF. Aix-en-Provence. 36 p. 1991.
- BORGES, C. M. — *Plantas em contentores. Ensaíos com paperpots, ecopots e cusetes*. Relatório de estágio do Curso de Engenheiro Silvicultor (ciclostilado). 73 p. 1991.
- BORGES, M. L. — *Solarização do solo e protecção das culturas*. «Revista de Ciências Agrárias», vol. XIII, n.º 3-4, p. 91-113. 1990 a.
- BORGES, M. L. — *A solarização do solo e a protecção integrada*. «Agros», n.º 73, p. 74-84. 1990 b.
- BORGES, M. L. — *Solarização do solo. Contribuição para a Protecção Integrada*. I Encontro Nacional de Protecção Integrada. Évora. «Livro de Actas», p. 487-491. 1991.
- BROWN, B. N. et BAXTER, A. G. M. — *Nursery hygiene in concept and practice*. «Proceedings first meeting IUFRO W.P. S2.07-09», p. 133-140. 1991.
- DAVIS, J. R. — *Soil solarization: pathogen and disease control and increase in crop yield and quality: short- and long-term effects and integrated control*. In «Soil Solarization», p. 39-50. 1980.
- DRIESSCHE, R. van den. — *Soil fertility in forest nurseries*. In «Forest Nursery Manual», p. 63-74. 1984.
- DURYEA, M. L. — *Nursery cultural practices. Impacts on seedling quality*. In «Forest Nursery Manual», p. 143-164. 1984.
- FERREIRA, M. C. — *A protecção integrada nos viveiros florestais*. II Encontro Nacional de Protecção Integrada. Vila Real, 10 p. 1993.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas dos Viveiros Florestais, das Plantações e da Regeneração Natural*. «Série Divulgação». DGPA. Lisboa. ISSN 0870-967X. 132 p. 1990.
- FONSECA, N. — *Prospecção de doenças em viveiros da DGF. Assistência aos Viveiros da DGF*. Relatório final. Estação Florestal Nacional. Lisboa. 32 p. 1992 a.
- FONSECA, N. — *Doenças do pinheiro, Botrytis cinerea agente causal do bolor cinzento em Pinus spp. Biologia. Meios de luta*. «Vida Rural», n.º 9, p. 7-8. 1992 b.
- FRANCLET, A. et NAJAR, M. — *Conséquences diffèrentes des déformations racinaires chez le Pin maritime*. «Ann. Rech. Sylvic.», p. 177-201. 1978.
- GRUEZ, J. et FALCONNET, G. — *Etude des malformations racinaires observées sur des plantes forestiers élevés en conteneurs. Boisement expérimental de Montaren-Saint Médières*. «C. R. de Travaux». CEMAGREF Aix-en-Provence, 69 p. 1989.
- HANSEN, E. M., HAMM, P. B., JULIUS, A. J. et ROTH, L. F. — *Isolation, incidence and management of Phytophthora in forest tree nurseries in the Pacific Northwest*. «Plant Disease Report», n.º 63, p. 607-611. 1979.

- HOLOPAINEN, J. — *The Role of Summer Frost and Lygus feeding in the induction of growth disturbances in scots pine seedlings*. «Publications of the University of Kuopio». 89 p. 1990.
- HOLOPAINEN, J. et VARIS, A.-L. — *Hosts plants of the European tarnished plant bug Lygus rugulipennis Poppius (Het., Miridae)*. «J. Appl. Ent.», n.º 111, p. 484-498. 1991.
- IVERSON, R. D. — *Planting stock selection: meeting biological needs and operational realities*. In «Forest Nursery Manual», p. 261-266. 1984.
- IYER, I. G. — *Sorghum -sudan green manure: its effects on nursery stock*. «Plant and Soil», vol. 54, p. 159-162. 1980.
- JAMES, R. L. et WOOLEN, R. L. — *An evaluation of the efficacy of hot waterchemical treatments to clean styroblock containers*. Timber Cooperative Forestry and Pest Management, Rep. 96 p. 1989.
- LANDIS, T. D. — *Problem solving in forest-tree nurseries with emphasis on site problems*. In «Forest Nursery Manual», p. 307-314. 1984.
- LOUREIRO, A. M. — *Apontamentos de Silvicultura (2.ª Edição)*. Capítulo 4. *Viveiros Florestais*. «Série Didáctica. Ciências Aplicadas». Universidade de Trás-os-Montes e Alto Douro. 28 p. 1991.
- MCDONALD, S. E. — *Irrigation in forest-tree nurseries. Monitoring and effects on seedling growth*. In «Forest Nursery Manual», p. 107-121. 1984.
- MCGUIRE, W. S. et HANNAWAY, D. B. — *Cover and green manure crops for Northwest nurseries*. In «Forest Nursery Manual», p. 87-91. 1984.
- NINA, A. P. — *Viveiros Florestais*. «Estudos e Divulgação Técnica». Direcção-Geral dos Serviços Florestais e Aquícolas. Lisboa. 274 p. 1961.
- NOGUEIRA, C. D. S. et FERREIRA, L. S. C. — *As «Brocas» dos Choupos*. Serviços Florestais. «Folhetos de Divulgação», n.º 6, p. 1-12. 1968.
- PERRIN, R. — *Les Agents pathogènes du sol en pépinières forestières. Prévision des risques – lute*. «Revue forestière française», 3, p. 243-248. 1986.
- PINON, J. — *Les maladies de faiblesse en plantation*. «Revue forestière française», 3, p. 324-330. 1986.
- SANTOS, J. QUELHAS dos — *Fertilização. Fundamentos da utilização dos adubos e correctivos*. Publicações Europa-América. 441 p. 1991.
- SUTHERLAND, J. R. — *Pest Management in Northwest Bareroot Nurseries*. In «Forest Nursery Manual», p. 203-210. 1984.
- SUTHERLAND, J. R., SHRIMPTON, G. M. et STURROCK, R. N. — *Diseases and Insects in British Columbia Forest Seedling nurseries*. ISSN 0835-0752. 85 p. 1989.
- THIES, W. G. et PATTON, R. F. — *The biology of Cylindrocladium scoparium in Wisconsin forest tree nurseries*. «Phytopathology», vol. 60, p. 1662-1664. 1970.
- VILLANI, M. G. et WRIGHT, R. J. — *Environmental influences on soil macroarthropod behaviour in agricultural systems*. «Annual Review of Entomology», vol. 35, p. 249-269.



Fig. 21 – Efeito do frio em *Pinus pinaster*.



Fig. 22 – Efeito do frio em *Pinus pinaster*.



Fig. 23 – Efeitos da geada em *Castanea sativa*.



Fig. 24 – Protecção contra a geada num viveiro na Suécia.



Fig. 25 – Efeito do solo em *Prunus avium*.



Fig. 26 – Pinha com ataque de *Pissodes validirostris* Gyll. Não utilizar pinhas infestadas para extracção de semente.

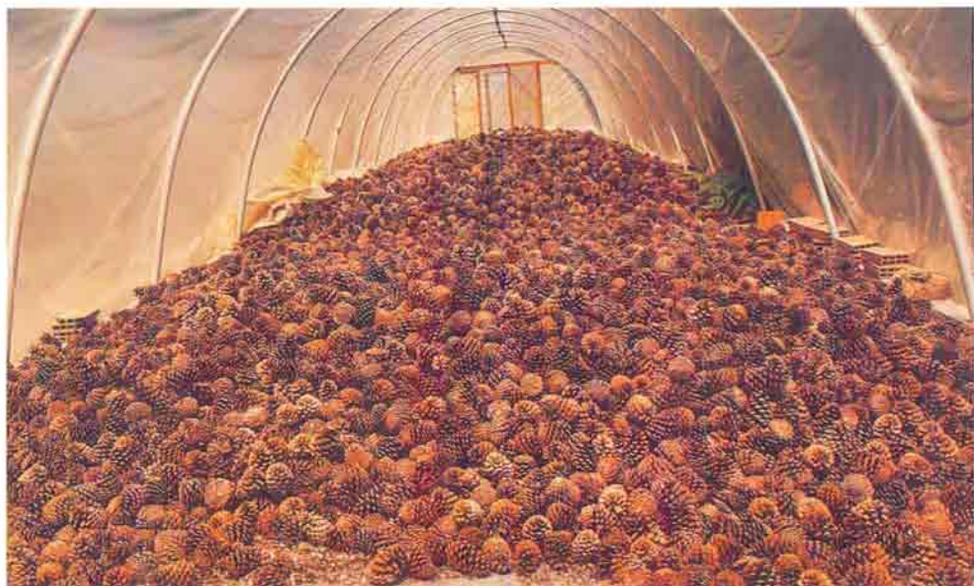


Fig. 27 – Abertura de pinhas numa estufa.



Fig. 28 – Uma boa semente é uma garantia para a produção de plantas sãs.

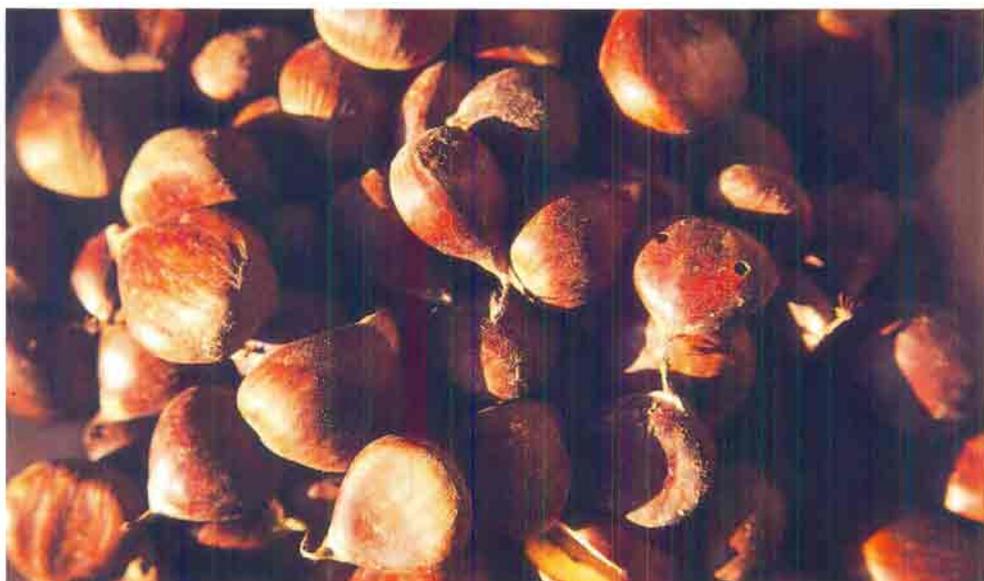


Fig. 29 – Castanhas infestadas com balanino.



Fig. 30 – Sistema de rega utilizado num viveiro.



Fig. 31 – Barragem para fornecimento de água a um viveiro.



Fig. 32 – Sobreiro com a raiz deformada em consequência do saco onde foi produzido.

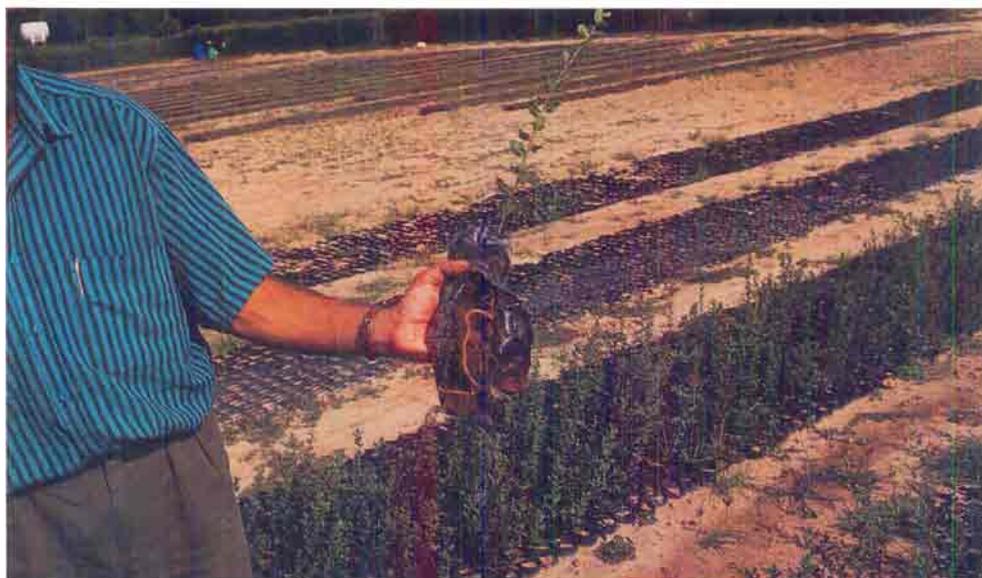


Fig. 33 – *Quercus coccifera* com bom sistema radicular.



Fig. 34 – Corte duma raiz de Píceas que secou após 10 anos de ter sido instalada. A morte foi causada pelo estrangulamento que se verificou em consequência do enrolamento durante a produção no viveiro.



Fig. 35 – *Pinus pinaster*. Sistema radicular bem desenvolvido.



Fig. 36 – Contentores rígidos para produção de plantas.

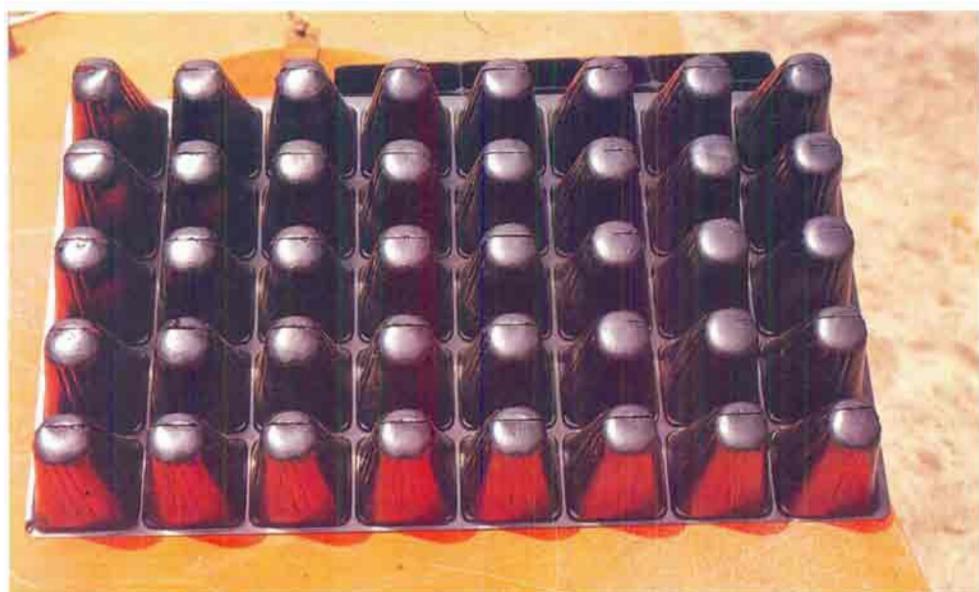


Fig. 37 – Contentores em plástico rígido para produção de plantas, vista basal.



Fig. 38 – Problemas relacionados com as dimensões dos sacos em *Pinus silvestris*.



Fig. 39 – Azinheiras em contentores com o fundo aberto (vista basal).



Fig. 40 – Contentor com abertura lateral para permitir o exame do estado do sistema radicular (França).



Fig. 41 – *Pinus silvestris* em contentores de plástico rígido com ranhuras laterais (Suécia).



Fig. 42 – Tílias com 2 anos com um ataque de caracóis.



Fig. 43 – Repicagem: efeitos do calor nas plântulas.



Fig. 44 – Repicagem: plântulas mantidas com uma certa humidade para não secarem.



Fig. 45 – Repicagem.



Fig. 46 – Operação de limpeza do viveiro.



Fig. 47 – Efeitos do solo no desenvolvimento das plântulas em sacos de plástico (*Pinus pinaster* vigoroso em solo bom; plântulas débeis em solo esgotado em virtude ter sido usado anteriormente).

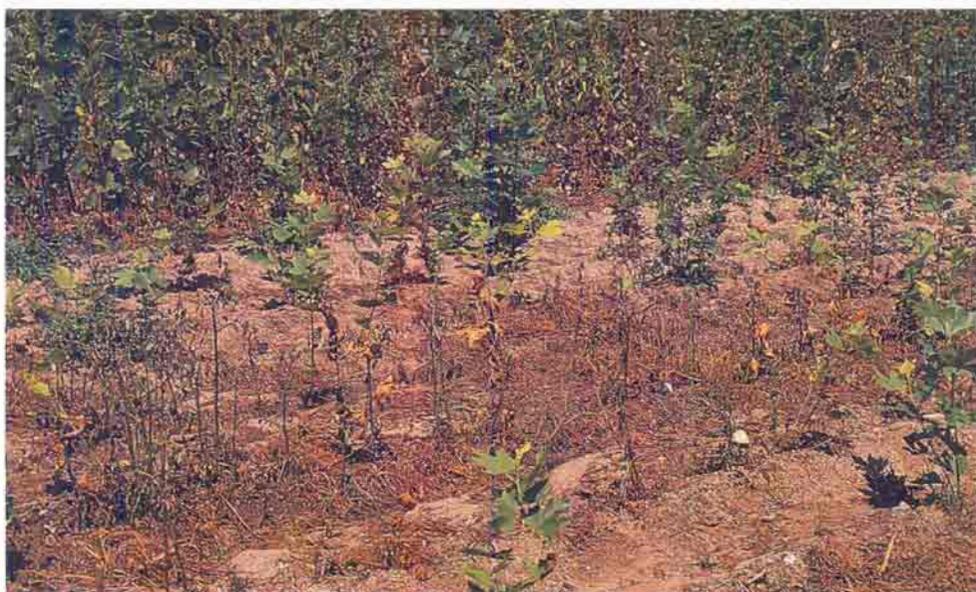


Fig. 48 – Efeitos de um herbicida em choupos.



Fig. 49 – Efeitos de um herbicida em carvalhos.

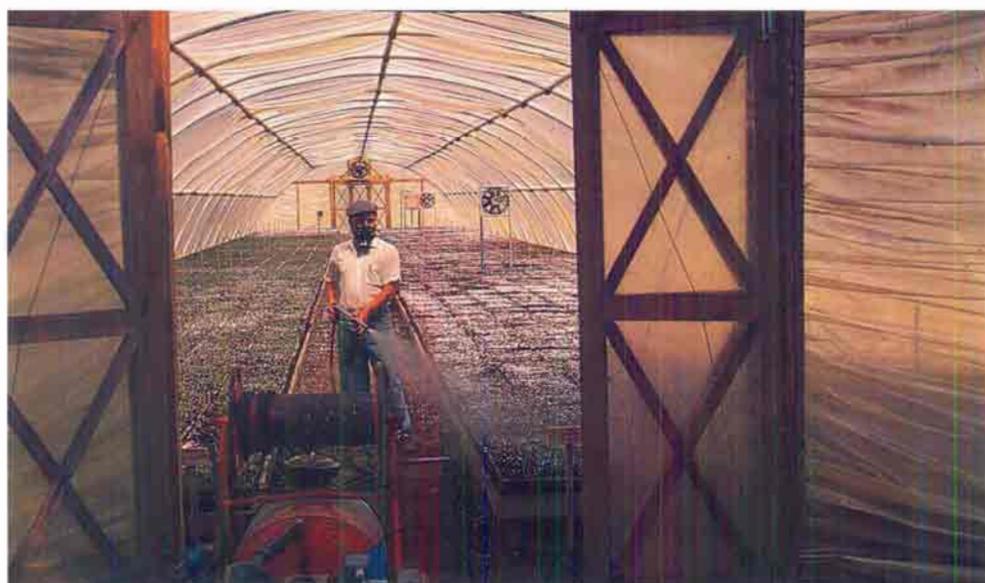


Fig. 50 – Tratamento preventivo com um fungicida numa estufa de pinheiro.



Fig. 51 – Estufa em mau estado sanitário.



Fig. 52 – Infestantes em pinheiro bravo.



Fig. 53 – Castanheiro com problemas de infestantes.



Fig. 54 – Mélias com dois anos em bom estado sanitário.

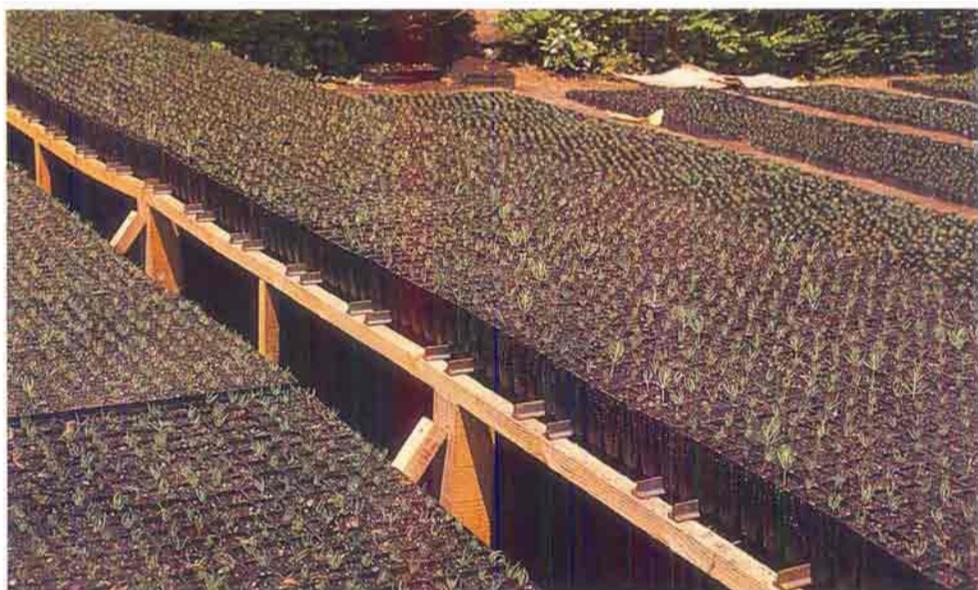


Fig. 55 – *Pinus pinaster* em contentores de plástico rígido ao ar livre.



Fig. 56 – *Pinus silvestris* produzido em paper pot, com micorrizas (Suécia).

2.

A SOLARIZAÇÃO DO SOLO: UMA TÉCNICA CULTURAL A INTRODUIZIR NOS VIVEIROS FLORESTAIS

I. INTRODUÇÃO

Dentro da actual política de conservação e melhoria do ambiente, o número de produtos fitofarmacêuticos homologados tende a ser cada vez menor. Em consequência disso, surge a necessidade de desenvolver novas estratégias de luta contra os organismos nocivos às culturas.

As técnicas culturais podem ser utilizadas para combater, reduzir ou prevenir os ataques de agentes nocivos às plantas cultivadas. Nestas técnicas, insere-se a solarização do solo que está sendo largamente aplicada no sector agrícola não só como um meio de luta contra vários organismos nocivos do solo mas também para melhorar a produção. O êxito obtido neste sector e o facto de alguns dos agentes nocivos das culturas agrícolas se encontrarem também nos viveiros florestais faz supor que a solarização poderá ser introduzida nos viveiros florestais depois de ter sido experimentada e investigada. Poderá contribuir para uma redução dos pesticidas na luta contra os patógenos do solo (fungos e nemátodos), artrópodos do solo e infestantes (FERREIRA, 1993, SERRA-LHEIRO, 1992). Esta técnica também evita as doenças iatrogénicas (GRIF-FITHS, 1981).

A experiência nos viveiros florestais é ainda muito diminuta. Poucos são os trabalhos disponíveis sobre o assunto e a informação existente é bastante incompleta. Por esta razão não é ainda possível implementar a solarização do solo em larga escala sem ter sido feita a investigação necessária.

II. A SOLARIZAÇÃO DO SOLO

A solarização do solo consiste na desinfecção do solo pelo Sol. O método requer a cobertura do solo com um filme transparente de polietileno muito fino

durante um certo período de tempo (KATAN et DeVAY, 1991). O filme de plástico tem por fim captar a energia solar para aquecer o solo. Este deve ser coberto durante os meses mais quentes do ano para que a temperatura se eleve entre 8 a 12°C. Antes de ser coberto, o solo é preparado como se fôsse receber a cultura, alisado e regado durante 3 dias até à saturação até cerca de 40-60 centímetros de profundidade. Deste modo não se formam bolsas de ar no solo que impediriam a condutividade do calor. A germinação dos esporos dos fungos e das sementes de espermatófitas que se encontram no solo é facilitada pelo aumento da temperatura aí registada. Dá-se assim um efeito de estufa no solo, havendo uma acumulação do dióxido de carbono e do etileno formados pelos microorganismos do solo. A espessura do filme deve ser pelo menos de 0,025 a 0,035 mm. O período de solarização recomendado é de 30 a 40 dias (BORGES, 1982, 1990 a, b, 1991, 1992).

A exigência de um filme transparente é motivada pelo facto deste permitir desenvolver temperaturas mais elevadas no solo do que um filme negro ou verde (STANDIFER *et al.*, 1984).

A solarização foi iniciada em Israel em 1973 para combater agentes patogénicos do solo e infestantes. Em 1975, KATAN e colaboradores apresentaram à Sociedade Fitopatológica de Israel um resumo das investigações que vinham a ser desenvolvidas desde 1973. Em 1976 foi publicado um trabalho detalhado com os resultados obtidos (KATAN *et al.*, 1976).

A solarização apresenta-se como um método alternativo ao uso de produtos químicos na luta contra vários organismos do solo nocivos às culturas (DAVIS, 1991). Tem a vantagem de não ter efeitos fitotóxicos no solo como a esterelização. As temperaturas máximas atingidas no solo (53°C a 5 cm de profundidade e 44°C a 20 cm) ficam muito àquem das temperaturas atingidas quando se usa o vapor de água (70° a 100°C) que pode dar lugar a acções fitotóxicas (KATAN, 1981, BORGES, 1982, CHEN *et al.*, 1991).

A utilização da energia solar não deve ser feita em qualquer época do ano. Em Portugal, BORGES (1982, 1990 b, 1991, 1992) determinou os meses mais favoráveis para se realizar a solarização do solo. Segundo esta investigadora a solarização deve ser feita de meados de Junho a meados de Setembro (Mapa 1). Nas regiões frias, a solarização deverá ser feita em estufas (KATAN, 1981, TANIETTI et GARIBALDI, 1981).

III. A SOLARIZAÇÃO CONTRA INFESTANTES

Nos viveiros as infestantes concorrem em água, luz, nutrientes e espaço reduzindo a produção de plântulas. Além do fenómeno de competição, há a acrescentar o facto, não menos importante, de algumas delas serem hospedeiros intermediários ou mesmo hospedeiros primários de insectos nocivos, fungos

patogénicos, bactérias, vírus e nemátodos. Além disso, as infestantes podem ter um efeito alelopático na produção de plântulas, por causa de produzirem compostos químicos que poluem o ambiente (OWSTON et ABRHAMSON, 1984).

A luta contra as infestantes nos nossos viveiros florestais tem sido feita manualmente, por meio de máquinas e por meio de herbicidas. A monda manual é quase impraticável por causa do elevado custo e falta de mão de obra. Em grandes extensões, tem sido utilizada a monda mecânica que também apresenta alguns efeitos negativos. As máquinas contribuem para a compactação do solo, modificando-lhe a textura e para a disseminação das sementes das infestantes. Aliás, a monda manual também contribui para a dispersão das sementes das plantas invasoras. Quanto à luta química, o uso de herbicidas está sendo cada vez mais contestado por causa dos efeitos negativos no ambiente. Por vezes os herbicidas não resolvem, antes agravam os problemas.

A solarização do solo é mais uma técnica cultural que tem vindo a ser utilizada na luta contra algumas infestantes nas culturas agrícolas, como já se disse. Muitas destas infestantes são comuns aos viveiros florestais. A título de exemplo, citamos *Convolvulus arvensis*, frequente em viveiros de pinheiro, cerejeira brava, etc., particularmente abundante nos anos secos, *Cyperus* spp., comuns em viveiros de choupo, sobreiro, etc.

As infestantes englobam espécies anuais de Verão e de Inverno, bienais e vivazes. As infestantes anuais são por vezes difíceis de combater porque crescem rapidamente e são muito abundantes. As infestantes vivazes reproduzem-se vegetativamente e por sementes. São de difícil combate (OWSTON et ABRAHAMSON, 1989).

As infestantes produzem muitas sementes que são disseminadas pelo homem e outros animais, pelas máquinas agrícolas, pelo vento e pela água.

As infestantes que temos encontrado nos viveiros florestais pertencem às famílias das Gramíneas (anuais e vivazes), Ciperáceas (vivazes), Compostas (anuais, bienais e vivazes), Amarantáceas (anuais), Leguminosas (anuais, bienais e vivazes), Solanáceas (anuais e vivazes), Convolvuláceas (vivazes), etc.

A solarização tem sido aplicada com êxito contra infestantes parasitas, como por exemplo, *Orobancha aegyptiaca*, *O. ramosa* e *O. crenata* (JACOBSON et al., 1980, HOROWITZ et al., 1983, SAUEBORN, 1989). Também tem sido importante na luta contra infestantes anuais de Inverno e de Verão (ELMORE, 1991). Vários ensaios têm sido feitos também com vivazes, como por exemplo *Cyperus* spp. (ROBIN et BENJAMIN, 1984, ELMORE, 1991) e *Convolvulus arvensis* (SILVEIRA et BORGES, 1984 in ELMORE, 1991) e outras.

Em Portugal, a solarização foi iniciada no sector agrícola em 1980 (BORGES, 1982) e continuada nos anos seguintes (SILVEIRA et BORGES, 1984, 1985). Os ensaios feitos tiveram sucesso na eliminação de algumas espécies de infestantes e na redução da percentagem de recobrimento. Os outros ensaios

realizados por SILVEIRA *et al.* (1989), GOMES (1987), PALMINHA (1989) e SILVEIRA *et al.* (1990) mostraram a acção da solarização nas infestantes.

IV. A SOLARIZAÇÃO CONTRA FUNGOS PATOGENICOS DO SOLO

Em viveiros florestais, a solarização foi ensaiada contra *Fusarium oxysporum*, *Pythium* sp. e *Phytophthora cinnamomi*, agentes causais da queda das plântulas (damping-off) em *Eucalyptus obliqua* e *Pinus radiata* (KASSABY, 1985). Nos Estados Unidos da América, no Colorado, HILDEBRAND (1985 a, b) experimentou a solarização em viveiros florestais, para reduzir as populações de *Pythium* sp., *Fusarium* sp., nemátodos e infestantes.

Em Itália, em dois anos de experiência em viveiros florestais localizados em zonas marginais, tem sido possível reduzir a população de algumas espécies de patogenes do solo (ANNESI *et al.*, 1993).

Em culturas agrícolas, os ensaios têm sido realizados em hortícolas e lenhosas, abrangendo várias espécies de fungos. BORGES (1990) apresentou uma lista de fungos que foram submetidos a solarização por diversos investigadores (KATAN *et al.*, 1976; KATAN, 1984, PALMINHA, 1990, etc.): *Colletotrichum coccodes*, *Fusarium oxysporum* com numerosas formas especiais, *F. udum*, *P. cinnamomi*, *Plasmodiophora brassicae*, *Pyrenochaeta lycopersi*, *P. terrestris*, *Pythium* sp., *Rhizoctonia solani*, *Rosellinia necatrix*, *Sclerotium cepivorum*, *S. oryzae*, *S. rolfsii* e *Verticillium dahliae*.

Na África do Sul, BARBERCHECK et BROEMBSSEN (1986) experimentaram a solarização para combater *P. cinnamomi*. Deste modo, obtiveram uma redução sensível na população do fungo nos grãos de trigo infectados utilizados nas experiências, após 3 semanas de solarização. No fim de 6 semanas de solarização, o fungo foi completamente eliminado.

A solarização provoca alterações químicas importantes no solo, havendo uma acumulação de voláteis, sobretudo CO₂ e etileno em virtude da actividade dos microrganismos do solo e da fraca permeabilidade do solo (BORGES, 1990).

O etileno é um inibidor da germinação de propágulos dos fungos patogénicos do solo, tais como *Sclerotium rolfsii* e dos conídios de *Helminthosporium sativum* e de *Pythium*, *Fusarium*, *Penicillium*, *Aspergillus* (SMITH, 1976). Porém, a sua acção só se regista em solos húmidos.

O etileno no solo é produzido por muitos microrganismos sob condições anaeróbicas (SMITH, 1974, SMITH et RESTALL, 1971).

As zonas anaeróbicas do solo (microsites) ocorrem na rizosfera das plantas como resultado duma actividade microbiana intensa. O etileno produzido nos «microsites» é difundido no solo e pode limitar indirectamente a actividade das bactérias aeróbicas do solo e impedir o desenvolvimento de fungos patogénicos do solo.

A temperatura tem um efeito importante na produção de etileno no solo: temperaturas elevadas favorecem a sua produção. Assim, o aumento de temperatura no solo provocado pela solarização, aumenta a concentração de etileno no solo, o qual actua sobre os fungos patogénicos do solo e sementes de infestantes.

A concentração de oxigénio-etileno no solo tem efeitos na supressão dos agentes patogénicos que ali se encontram.

V. A SOLARIZAÇÃO CONTRA NEMÁTODOS DO SOLO

Os nemátodos fitoparasitas são muito prejudiciais a numerosas culturas, sendo também vectores de vírus. Várias espécies de nemátodos do solo de culturas agrícolas foram submetidos a solarização, tendo-se alcançado reduções significativas nas suas populações em relação às testemunhas (STAPLETON et DeVAY, 1983, GOMES, 1987, GHANUHAN *et al.*, 1988).

Reduções das populações têm sido obtidas para nemátodos dos géneros *Beltonolaimus*, *Criconebella*, *Ditylenchus*, *Dolichodorus*, *Globodera*, *Helicotylenchus*, *Heterodera*, *Meloidogyne*, *Pratylenchus*, *Quinisulcius*, *Rotylenchus*, *Rotylenchulus*, *Tylenchorhynchus*, *Tylenchus* e *Xiphinema* (STAPLETON et HEALD, 1991).

Alguns trabalhos relatam certos insucessos com a solarização no combate a nemátodos. Porém, também várias publicações mostram reduções significativas nas populações de nemátodos, como por exemplo, *Helicotylenchus digonicus* e *Criconebella xenoplax*, depois de 3 a 12 meses de solarização, mas não imediatamente após esta ter sido feita.

Experiências realizadas na África do Sul por BARBERCHECK et BROEMBSSEN (1986) para combater nemátodos do solo, mostraram que após 6 semanas de solarização apenas houve uma redução na população de nemátodos. Segundo STAPLETON et DeVAY (1983), a população de nemátodos parasitas continuará a diminuir nos meses seguintes à solarização. BARBERCHECK et BROEMBSSEN (1986) também verificaram que a solarização não é aplicável para espécies de *Meloidogyne* e *Pratylenchus*.

Em Portugal, GOMES (1987) aplicou a solarização para combater *Heterodera carotae*, tendo conseguido reduções de 69 e 76% das populações de ovos viáveis nas parcelas solarizadas, respectivamente com uma e duas folhas de polietileno.

VI. A SOLARIZAÇÃO CONTRA ARTRÓPODOS NOCIVOS DO SOLO

A pesquisa bibliográfica mostra que a experiência sobre os efeitos da solarização nas pragas do solo é ainda muito reduzida.

A primeira referência que encontramos sobre a utilização da energia solar aplicada a artrópodos que constituem pragas do solo, data de 1977. WARD et KEASTER, na Colúmbia, utilizaram a energia solar para detectar a presença de larvas de Elaterídeos em campos de milho. A experiência foi realizada no início da Primavera. Foram usados iscos de grãos de milho e de trigo, colocados a 15 e 46 cm de profundidade. Alguns dos iscos foram cobertos com uma folha de polietileno transparente com 1, 2 e 3 mm de espessura, durante 6 a 7 semanas. O polietileno tinha por fim aumentar a temperatura do solo, provocando a germinação dos grãos de milho e trigo que serviam de isco para atrair as larvas. No fim da experiência, verificou-se que os iscos cobertos de plástico capturaram um número maior de larvas do que os iscos não cobertos pelo plástico. Segundo WARD et KEASTER este facto deveu-se ao aumento de temperatura no solo em consequência de ter sido usado o polietileno. Teria havido assim uma maior actividade das larvas provocada pelo aumento de temperatura no solo. É possível que aliado à temperatura, a maior procura de alimento à volta dos iscos solarizados também estivesse relacionada com o aumento de CO₂ produzido pelos microrganismos do solo. JONES et COAKER (1977) demonstraram que CO₂ é um factor muito importante na detecção do alimento pelas larvas dos Elaterídeos.

Em Israel, a solarização foi experimentada como meio de luta contra um ácaro do solo, *Rhizoglyphus robini* Claparède (Astigmata, Acaridae) que se tornou uma praga importante do alho e da cebola (GERSON *et al.*, 1981). Os ácaros foram completamente exterminados a 10 e 20 cm de profundidade nas parcelas solarizadas durante 20 dias; a 30 cm de profundidade, foi necessário prolongar a solarização durante 30 dias para obter uma mortalidade de toda a população.

Na Califórnia, STAPLETON *et al.* (1989) usaram a solarização em programas de protecção integrada para culturas de fruteiras vivazes, visando fungos patogénicos do solo, infestantes e a filoxera da vinha, *Viteus vitifolii* Fitch. (= *Daktulosphaira vitifoliae* Fitch.) (Homoptera, Phylloxeridae). A solarização foi feita durante os meses de Junho e Julho de 1987. A temperatura do solo, medida a 15 e 30 cm de profundidade, atingiu 43°C a 15 cm (11°C mais alta do que nas parcelas não solarizadas). Relativamente à filoxera da vinha, dois meses depois da solarização, foram observadas formas vivas desta espécie em 23% das raízes das videiras solarizadas e 17% nas não solarizadas.

A solarização provoca alterações químicas no solo (CHEN et KATAN, 1980). Na Califórnia, STAPLETON *et al.* (1985) determinaram aumentos na concentração de NO₃ e NH₄ nos solos solarizados em relação às testemunhas. O aumento de percentagem de formas vivas de filoxera nas raízes das videiras solarizadas poderá estar relacionado com possíveis aumentos na concentração de azoto nas parcelas solarizadas. O azoto provoca aumentos nas populações

de afídeos. Poderá ter havido um efeito semelhante na população de filoxeras em consequência da solarização.

No Japão, HORIUCHI (1991) aplicou a solarização para combater *Thrips palmi* (Thysanoptera, Thripidae), uma praga importante dos frutos de pepino e pimento em estufa. O método foi modificado, mas na essência, foi utilizada a energia solar para combater a praga.

Depois de terminada a produção, as plantas residuais infestadas por *T. palmi* foram deitadas no solo e deixadas na estufa de plástico, completamente fechada, duante 7 dias, no Verão. A temperatura atingida foi letal para o insecto e reduziu a população existente na estufa.

SERRALHEIRO (1992) já tinha feito referência aos trabalhos de GERSON *et al.* (1981), STAPLETON *et al.* (1989) e HORIUCHI (1991).

Como se vê, são poucos os trabalhos feitos sobre o efeito da solarização nos artrópodos nocivos, incluindo aqueles que constituem pragas do solo. Os resultados obtidos não são ainda conclusivos. Porém, tudo indica que esta técnica poderá conduzir a resultados bastante positivos, desde que se conheça bem a ecologia das pragas a combater (FERREIRA, 1993 b).

SERRALHEIRO (1992) citou alguns factores que poderão condicionar o sucesso da aplicação da solarização a artrópodos do solo.

As pragas do solo que causam maiores danos nas raízes das plântulas dos viveiros florestais, são as melolontas (com um ciclo biológico de pelo menos 3 anos) e algumas espécies de Curculionídeos, como por exemplo, *Otiiorhynchus sulcatus* F. e *Brachyderes lusitanicus* F. que completam o ciclo de vida durante um ano. Os Elaterídeos do solo, como por exemplo, *Agriotes lineatus* L., com formas vivas no solo entre 2 e 5 anos, são mais frequentes nas culturas agrícolas. Contudo, também podem causar danos em viveiros florestais. A aplicação da solarização para combater as pragas do solo implica que existam no solo formas vivas da espécie que se pretende combater e que elas sejam vulneráveis às temperaturas desenvolvidas no perfil do solo e às alterações químicas que ali se processam. A maior vulnerabilidade das larvas das pragas do solo verifica-se precisamente nos três primeiros instares e na fase que corresponde à passagem do estado de pupa a imago. A vulnerabilidade dos ovos é outro factor que também deve ser considerado.

A interrupção do ciclo de vida de uma praga constitui um meio de luta. A cobertura do solo com o filme de polietileno poderá constituir uma barreira às melolontas, por exemplo, que têm de fazer voos periódicos de alimentação antes de acasalarem e às fêmeas que pretendem realizar as posturas. Na sub-região mediterrânica, várias espécies de Curculionídeos cujas larvas atacam as raízes das plântulas nos viveiros florestais, encontram-se no solo durante os meses de Junho a Agosto.

Outro problema que se põe é o de saber qual o efeito do aumento de humidade no solo sobre as larvas das pragas do solo, em consequência duma irriga-

ção durante três dias, antes da cobertura do solo pelo polietileno. Como já se disse, o CO₂ existente na atmosfera do solo é muito importante para que estas larvas localizem o alimento. O dióxido de carbono é muito solúvel na água. Os solos saturados de humidade têm menos atmosfera; a difusão dos compostos voláteis é lenta neste caso, o que torna difícil a localização do hospedeiro pelas larvas (VILLANI et WRIGHT, 1991). Muitos outros problemas se colocam em relação à ecologia das pragas do solo, cujo conhecimento é indispensável para se empreender qualquer meio de luta.

VII. EFEITOS DA SOLARIZAÇÃO SOBRE OS ANTAGONISTAS

Relativamente aos fungos antagonistas, parece não haver casos de mortalidade em consequência da solarização do solo. BORGES (1992) é de opinião que a solarização contribui para o melhoramento do equilíbrio biológico do solo, transformando solos permissivos (solos com tendência para a manifestação de certas doenças) em solos supressivos (solos nos quais só raramente se manifestam certas doenças). Contudo, este assunto está ainda muito mal estudado não permitindo tirar conclusões.

Quanto aos efeitos que a solarização pode ter na fauna auxiliar, nada se sabe. É mais um assunto que precisa ser investigado.

VIII. EFEITOS DA SOLARIZAÇÃO SOBRE AS MICORRIZAS

Como já foi dito, a solarização provoca alterações na temperatura, humidade, estrutura física e composição do solo, bem como concentrações de gases, como o etileno e o dióxido de carbono que afectam os seus componentes bióticos e abióticos (PARK, 1963, STAPLETON et DeVAY, 1984).

O efeito das temperaturas desenvolvidas pela solarização nas micorrizas naturais do solo é muito mal conhecido. Os poucos trabalhos existentes não permitem tirar conclusões. No sector florestal, pode mesmo afirmar-se que este assunto ainda não foi investigado.

AFEK *et al.* (1991) estudaram o efeito da solarização sobre as micorrizas associadas com *Gossypium hirsutum*, *Allium cepa* e *Capsicum annum*. Os resultados obtidos mostraram que a solarização não teve qualquer efeito negativo sobre as micorrizas. Contudo, a informação existente não permite tirar conclusões.

A fumigação do solo por meio de produtos altamente tóxicos provoca a morte dos fungos micorrízicos naturais existentes no solo, vitais para o desenvolvimento das plantas. A fumigação do solo também pode matar outros microorganismos benéficos, tais como, bactérias e actinomicetas os quais aumentam a colonização pelas micorrizas.

IX. EFEITOS DA SOLARIZAÇÃO SOBRE AS BACTÉRIAS RELACIONADAS COM O CICLO DO AZOTO

A solarização parece não ter efeitos negativos sobre as bactérias relacionadas com o ciclo do azoto.

GRISTEIN *et al.* (1978) mostraram que a solarização não teve efeitos negativos sobre *Rhizobium* em culturas de amendoim e feijão. GAUHAN *et al.* (1988) verificaram que depois da solarização, não houve diminuição significativa na população de rizóbio em ervilha.

A fumigação com brometo de metilo reduz drasticamente as bactérias do género *Rhizobium*. Também as bactérias que fixam o azoto como as espécies de *Azobacter*, são reduzidas pela fumigação, o mesmo acontecendo com espécies de *Nitrosomas* e *Nitrobacter*.

CONCLUSÕES

A solarização do solo aparece como um método alternativo à desinfecção do solo pelo vapor de água ou por produtos químicos muito tóxicos, difíceis de manusear, muito dispendiosos e altamente poluentes do meio ambiente. Este método tem a vantagem de ser mais barato, fácil de executar e de não ser tóxico. Oferece ainda a possibilidade de reduzir o uso de produtos fitofarmacêuticos e fertilizantes, contribuir para melhorar a qualidade das plântulas, reduzir o custo da produção de plantas e melhorar o meio ambiente. Pode ser introduzida nos programas de protecção integrada.

BIBLIOGRAFIA

- AFEK, U., MENGE, J. A. et JOHNSON, E. L. V. — *Interaction among mycorrhizae, soil solarization, metalaxyl, and plants in the field.* «Plant Disease», p. 665-671. 1991.
- ANNESI, T., MOTTA, E. et MARCHIONNI, M. — *A two year study on soil solarization in forest nursery.* «Proc. 2nd Meeting of IUFRO W.P. S2.07-09». 1993 (em publicação).
- BARBERCHECK, M. E. et BROEMBSSEN, L. von — *Effects of soil solarization on plant-parasitic nematodes and Phytophthora cinnamomi in South Africa.* «The American Phytopathological Society», vol. 70, p. 945-950. 1986.
- BORGES, M. L. — *Solarização do solo. Novo método de pasteurização do solo.* «Revista de Ciências Agrárias», 5 (1), p. 1-15. 1982.
- BORGES, M. L. — *Solarização do solo e protecção das culturas.* «Revista Ciências Agrárias», vol. XIII (3-4), p. 91-113. 1990 a.

- BORGES, M. L. — *A Solarização do Solo e a Protecção Integrada*. «Agros», n.º 1, p. 74-84. 1990 b.
- BORGES, M. L. — *Solarização do solo. Contribuição para a Protecção Integrada*. I Encontro Nacional de Protecção Integrada. Évora. Livro de Actas, p. 487-491. 1991.
- BORGES, M. L. et JORGE-SILVA, M. L. — *Solarização do solo e antagonistas de fungos fitopatogénicos*. «Revista Ciências Agrárias», vol. XV (1, 2), p. 281-291 1992.
- BURG, S. P. — *The physiology of ethylene formation*. «Ann. Rev. Plant Physiol.», vol. 13, p. 265-302. 1962.
- CHAUHAN, Y., NENE, Y., JOHANSEN, M., HAWARE, M., SAXENA, N., SINGH, S., SHARMA, S., SAHRAWAT, K., BURFORD, J., RUPELA, O., RAO, J. et SITHANANTHAM, S. — *Effects of soil solarization on pigeonpea and chickpea*. «Research Bulletin», 11, ICRISAT. 1988.
- CHEN, J., GAMLIEL, A., STAPLETON, J. J. et AVIAD, T. — *Chemical, physical, and microbial changes related to plant growth in desinfested soils*. In «Soil Solarization», p. 103-129. 1991.
- CHEN, Y. et KATAN, J. — *Effect of solar heating of soils by transparent polyethylene mulching on their chemical properties*. «Soil Sci.», 130, p. 271-277. 1980.
- DAVIS, J. R. 1991. *Soil solarization: pathogen and disease control and increases in crop yield and quality: short- and long-term effects and integrated control*. In «Soil Solarization», p. 39-50. 1991.
- DOWDY, W. W. — *The influence of temperature on vertical migration of invertebrates inhabiting different soil types*. «Ecology», 25, p. 449-460. 1944.
- DRIESSCHE, R. van den. — *Soil fertility in forest nurseries*. «Forest Nursery Manual», p. 63-74. 1984.
- DURYEA, M. L. — *Nursery cultural practices. Impacts on seedling quality*. «Forest Nursery Manual», p. 143-164. 1984.
- ELMORE, C. L. — *Weed control by solarization*. In «Soil solarization», p. 61-72. 1991.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas dos Viveiros, das Plantações e da Regeneração Natural*. D.G.P.A. Lisboa. ISSN 0870-967X. 132 p. 1990.
- FERREIRA, M. C. — *A solarização do solo como meio de luta contra organismos nocivos aos viveiros florestais*. «Simpósio Solarização do solo» (em publicação). 1992.
- FERREIRA, M. C. — *A protecção integrada nos viveiros florestais*. II Encontro de Protecção Integrada. Vila Real (em publicação). 1993.
- FROCHOT, H. — *Le désherbage chimique en pépinière forestière*. «Revue forestière française», 3, p. 237-241. 1986.
- GERSON, V., YATHON, S. et KATAN, J. 1981. *A demonstration of bulb mite control by solar heating of the soil*. «Phytoparasitica», 9 (2), p. 153-155. 1981.
- GOMES, R. — *Estudo da eficácia da solarização do solo no controlo do nemátodo *Heterodera carotae* Jones, 1950 na cultura da cenoura*. «Relatório Final Lic. Engenharia Agrícola». Évora. 1987.
- GRIFFITHS, E. — *Latrogenic plant diseases*. «Ann. Rev. Phyt.», vol. 19, p. 69-82. 1981.
- GRINSTEIN, A., KATAN, J., RAZIK, A., ZEYDEN, O., et ELAD, Y. — *Control of *Sclerotium rolfsii* and weeds in peanuts by solar heating of the soil*. «Plant Disease Report», 63, p. 1056-1059. 1979.
- HANSEN, E. M., HAMM, P. B., JULIUS, A. J. et ROTH, L. F. 1979. *Isolation, incidence and management of *Phytophthora* in forest tree nurseries in the Pacific Northwest*. *Plant Disease Reporter*, 63, p. 607-611.
- HILDEBRAND, D. M. — *Soil solar heating at Bessey Nursery, Halsey, Nebraska*. «Technical Report», R 2-34. 1985a.

- HILDEBRANDT, D. M. — *Soil solar heating for control of damping-off fungi and weeds at the Colorado State forest nursery*. «Tree planter Notes», p. 28-343. 1985b.
- HORIUCHI, S. — *Soil solarization in Japan*. In «Soil Solarization», p. 215-225. 1991.
- HOROWITZ, M., REGEV, Y. et HERZLINGER, G. — *Solarization for weed control*. «Weed Sci.», 31, p. 170-179. 1983.
- JACOBSON, R., GRENBERGER, A., KATAN, J., LEVI, M. et ALON, H. — *Control of Egyptian broomrape (Orobanche aegyptiaca) and other weeds by means of solar heating of the soil by polyethylene mulching*. «Weed Sci.», 28, p. 312-318. 1980.
- JAMES, R. L. et WOOLEN, R. L. — *An evaluation of the efficacy of hot waterchemical treatments to clean styroblock containers*. «Timber Cooperative Forestry and Pest Management. Rep. 89-5». 1989.
- KASSABY, F. — *Solar-heating soil for control of damping-off diseases*. «Soil. Biol. Biochem», 17, p. 429-434. 1985.
- KATAN, J. 1981. *Solar heating (solarization) of soil for control of soil-borne pests*. «Ann. Rev. Phytopath», 19, p. 211-236.
- KATAN, J. — *The role of soil desinfestation in achieving high production in horticultural crops*. «British Crop Protection Conference Pests and Diseases», p. 1189-1196. 1984.
- KATAN, J., GREENBERGER, A., ALLON, H. et GRISTEIN, A. — *Solar heating by polyethylene mulching for the control of disease by soilborne pathogens*. «Phytopathology», 76, p. 683-688. 1976.
- KATAN, J. et DeVAY. *Soil solarization: historical perspectives, principles, and uses*. In «Soil Solarization», p. 23-37. 1991.
- KLINGER, J.— *Über die Bedeutung des Kohlendioxyds für die Orientierung der Larven von Otiorhynchus sulcatus F., Melolontha und Agriotes (Col.) im Boden (Vorläufige Mitteilung)*. «Mitt. Schweiz. ent. Ges», 30, p. 317-322. 1957.
- McCOLLOCH, J. W. et HAYES, W. P. — *Soil temperatures and its influence on white grub activity*. «Ecology», 4, p. 29-36. 1923.
- OWWSTON, P. W. et ABRAHAMSON, L. P. — *Weed management in forest nurseries*. «Forest Nursery Manual», p. 193-202. 1984.
- PALMINHA, J. M. C. — *Soil solarization for the control of Pyrenocheta lycoperisci Schn. & Gerl. of tomato under greenhouse conditions in Portugal*. «Revta Ciências Agrárias», vol. 13, n.º 2, p. 27-36. 1990.
- PARK, D. — *The ecology of soilborne fungal disease*. «Ann. Rev. Phyt.», vol. 1, p. 241-258. 1963.
- RUBIN, B. et BENJAMIN, A. — *Solar heating of the soil: involvement of environmental factors in the weed control process*. «Weed Sci.», 32, p. 138-140. 1984.
- SAUEBORN, J. et SAXENA, M. — *Effect of soil solarization on Orobanche spp. infestation and other pests in fabA bean and lentil*. «Proc. 4th Int. Symp. on Parasitic Flowering Plants». Marburg, p. 733-744. 1987.
- SERRALHEIRO, F. — *Solarização e artrópodos*. «Simpósio sobre a Solarização do solo». Oeiras. (em publicação). 1992.
- SILVEIRA, H., CAIXINHAS, M. L., BICA, J. et GOMES, R. — *Application du plastic (PEBD) dans la solarization du sol: effect sur les mauvaises herbes, effect sur les cultures de la laitue et de l'oignon*. «Rev. Plasticulture». 1989.
- SILVEIRA, H., CAIXINHAS, M. et GOMES, R. — *Solarização do solo e cultura da cenoura*. «1.º Congr. Iber. Ciênc. Hortícolas». Lisboa. Resumo 93. 1990.
- SILVEIRA, H. et BORGES, M. L. V. — *Solarização do solo e infestantes*. «Encontro Luso-Espanhol Horticultura Protegida, Albufeira».

- SILVEIRA, H. L. et BORGES, M. L. V. — *Soil solarization and weed control*. «Proc. European Weed Research Society, 3rd Symp. Weed Problems in the Mediterranean Area», 1, p. 345-347. 1984.
- SMITH, A. M. — *Ethylene as a cause of soil fungistasis*. «Nature», vol. 246, p. 311-313. 1973.
- SMITH, A. M. — *Ethylene in soil biology*. «Ann. Rev. Phyt.», p. 53-73. 1976.
- SMITH, A. M. et CORK, R. J. — *Implications of ethylene production by bacteria for biological balance of soil*. «Nature», vol. 252, p. 703-705. 1974.
- SMITH, K. A. et RESTALL, S. W. F. — *The occurrence of ethylene in anaerobic soil*. «J. Soil Sci.», vol. 2, p. 430-443. 1971.
- STANDIFER, L. C., WILSON, P. M. et PORCHE-SORBET, R. — *The effects of solarization of soil weed seed populations*. «Weed Sci.», 32, p. 569-571. 1984.
- STAPLETON, J. J. et DeVAY, J. E. — *Response of phytoparasitic and free-living nematodes to soil solarization and 1,3-dichloropropene in California*. «Phytopathology», vol. 73, p. 1429-1436. 1983.
- STAPLETON, J. J. et DeVAY, J. E. — *Thermal components of soil solarization as related to changes in soil and root microflora and increases plant growth response*. «Phytopathology», vol. 74, p. 255-259. 1984.
- STAPLETON, J. J. et DeVAY, J. E. — *Soil solarization: a non-chemical approach for management of plant pathogens and pests*. «Crop Protection», 5, p. 190-198. 1986.
- STAPLETON, J. J. et HEALD, C. M. — *Management of phytoparasitic nematodes by soil solarization*. In «Soil Solarization», Chapter 4, p. 51-559. 1991.
- STAPLETON, J. J., ASAI, W. K. et DeVAY, J. E. — *Use of polymer mulches in integrated pest management programs for establishment of perennial fruit crops*. «Acta horticulture», 255, p. 161-168. 1989.
- STAPLETON, J. J., QUICK, J. et DeVAY, J. E. — *Soil solarization: effects on soil properties, crop fertilization and plant growth*. «Soil Biol. Biochem.», 17, p. 369-372. 1985.
- SUTHERLAND, J. R. — *Pest management in Northwest Bareroot Nurseries*. In «Forest Nursery Manual», chapter 18, p. 203-210. 1984.
- SUTHERLAND, J. R., SHRIMPTON, G. M. et STURROCK, R. N. — *Diseases and Insects in British Columbia Forest Seedling nurseries*. ISSN 0835-0752. 85 p. 1989.
- TANIETTI, G. et GARIBALDI, A. — *Control of corky root in tomato by solar heating of the soil in greenhouse on Riviera Ligure*. «La Difesa delle Piente», 1981.
- THIES, W. G. et PATTON, R. F. — *The biology of *Cylindrocladium scoparium* in Wisconsin forest tree nurseries*. «Phytopathology», 60, p. 1662-1664. 1970.
- VILLANI, M. G. et WRIGHT, R. J. — *Environmental influences on soil macroarthropod behaviour in agricultural systems*. «Annual Review of Entomology», 35, p. 249-269.
- WARD, R. H. et KEASTER, A. J. — *Wireworm baiting, use of solar energy to enhance early detection of *Melanotus depressus* and *Aeollus mellilus* in mid-western cornfields*. «J. Econ. Entomol.», 70, p. 403-406. 1977.



Fig. 57 – Efeitos de toxicidade em *Liriodendron* depois de um tratamento de solo por brometo de metilo (França).



Fig. 58 – Efeitos de toxicidade em *Liriodendron* depois de um tratamento do solo por brometo de metilo (França).



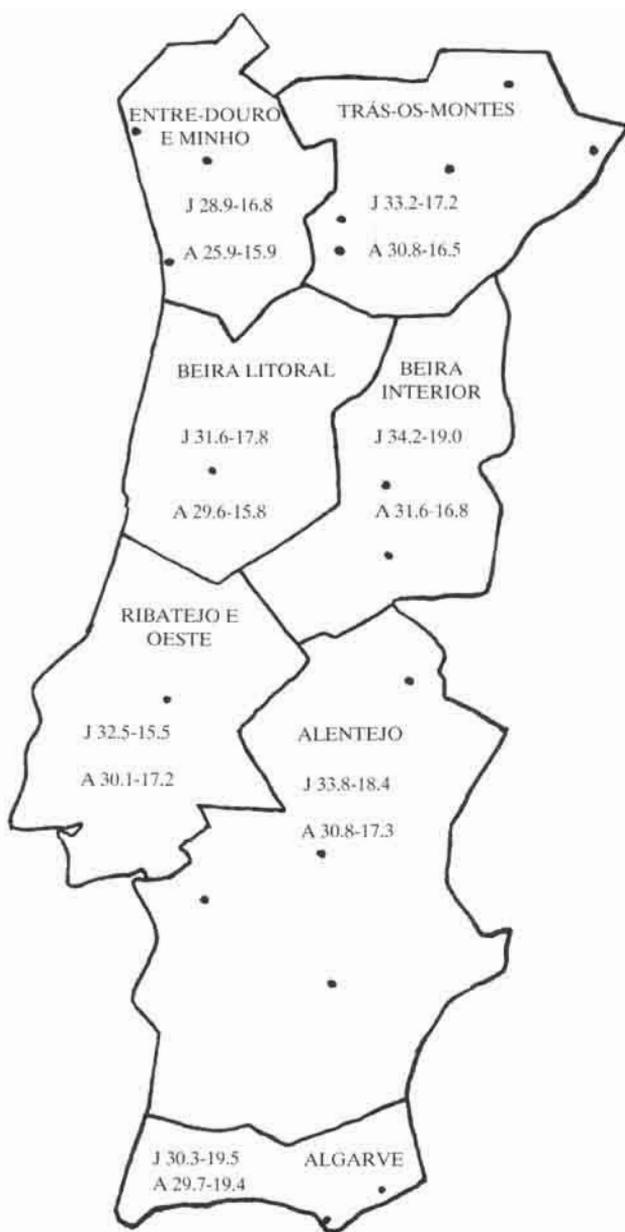
Fig. 59 – Solarização do solo para combater *P. cinnamomi* em viveiro de *C. sativa* (montagem dos ensaios).



Fig. 60 – Solarização do solo para combater *P. cinnamomi* em viveiro de *C. sativa* (montagem dos ensaios).



Fig. 61 – Solarização do solo num viveiro de castanheiros (montagem dos ensaios).



Temperaturas máximas e mínimas nos meses de Julho (J) e Agosto (A) em 1989, segundo BORGES (1990).

3.

A MICORRIZAÇÃO E SUA IMPORTÂNCIA NA PREVENÇÃO DAS DOENÇAS

Sabe-se que é praticamente impossível remediar os danos causados na floresta por parasitas, quando a incidência da doença atinge valores elevados. Assim, a protecção à floresta deverá iniciar-se nos viveiros, orientada para a obtenção de plântulas sãs, vigorosas, resistentes a doenças e com boa capacidade de adaptação às condições adversas do meio ambiente. Em certos casos considera-se possível a luta química, preventiva e curativa, em viveiros. Contudo, no sentido de preservar o ambiente, deveríamos sempre dar preferência à luta biológica. Um dos aspectos deste meio de luta, é-nos dado pela **micorrização**, que é hoje utilizada em todo o mundo como técnica preventiva no combate às doenças e conseqüentemente no aumento da produção.

Existem na natureza fungos superiores (cogumelos), capazes de estabelecer uma relação simbiótica com as raízes das árvores. Estes corpos frutíferos, que geralmente se encontram na vizinhança das árvores, desenvolvem uma massa micelial subterrânea abundante que envolve as raízes curtas anuais formando uma bainha mais ou menos espessa e compacta designada por **manto**. As células do cortex externo dessas raízes são penetradas intercelularmente pelas hifas do manto, constituindo a chamada **rede d'Hartig**. Esses fungos, inoculados em viveiros, estabelecem essa mesma simbiose com as plântulas (Figs. 62,63). Essa **associação mutualista** designada por **ectomicorriza**, é de fundamental importância para o melhoramento das condições sanitárias do viveiro e como conseqüência o aumento da produtividade.

A **micorrização artificial** é uma prática, hoje largamente utilizada em viveiros, e representa uma arma poderosa e indispensável a aplicar nos programas de florestação, especialmente em áreas onde as condições ambientais são adversas. Podemos até dizer que a micorrização condiciona o sucesso da plantação, sendo portanto um meio de luta biológica preventiva da maior importância.

A presença de micorrizas confere às essências florestais um aumento da área de prospecção radicular, absorvendo conseqüentemente maior quanti-

dade de substâncias nutritivas; facilita a absorção de substâncias tais como azoto, fósforo e potássio: deste modo, as plântulas micorrizadas apresentam maior vigor e desenvolvimento global, o que lhes confere maior capacidade de adaptação a condições ambientais adversas e maior possibilidade de resistência a doenças.

Outro aspecto no que respeita ao papel desempenhado pelas micorrizas é o facto de a **bainha micelial** ou **manto** funcionar como barreira física defensiva, dificultando ou mesmo impedindo a penetração de parasitas radiculares. Sabe-se ainda que alguns fungos micorrízicos têm a capacidade de segregar substâncias antibióticas inibidoras do crescimento desses parasitas (AZEVEDO, 1973; ZACK, 1964).

Está ainda provado que a presença de micorrizas aumenta grandemente a tolerância das espécies florestais à secura, suportando melhor as temperaturas elevadas e valores extremos de pH (BEATTIE, 1976; MARX, 1977). Sabe-se também que a produção de hormonas de crescimento aumenta com a presença das micorrizas, o que irá estimular o desenvolvimento do sistema radicular.

A simbiose micorrízica é espontânea na natureza. Contudo, constitui preocupação dos especialistas dedicados ao assunto, não só aumentar o potencial ectomicorrízico das áreas florestais de produção natural, mas também estabelecer novas manchas de produção, utilizando plântulas previamente inoculadas, não esquecendo que o binómio fungo-árvore terá de obedecer às condições ecológicas do ambiente a que se destina.

Por prospeções iniciadas há longos anos, existe já em Portugal, um profundo conhecimento acerca das espécies de macromicetas de reconhecido valor simbiótico, presentes nos povoamentos (AZEVEDO, 1982, 1986, 1987). As espécies coligidas durante as prospeções em época adequada deverão ser utilizadas em inoculações artificiais, reproduzindo assim em laboratório, estufas e viveiros florestais a ectomicorrização existente na natureza. As plântulas assim micorrizadas serão utilizadas em futuros programas de florestação, tornando-se a micorrização uma prática largamente utilizada em viveiros florestais. Essas inoculações deverão ser feitas de modo a que a micorrização seja orientada para uma produção de plântulas destinadas às mais variadas condições ambientais e muito especialmente a locais de extrema secura, grande alcalinidade ou acidez. Deverão ser assim utilizados para cada caso, certas e determinadas espécies de macromicetas simbiotes que lhe proporcionarão uma melhor adaptação às condições adversas. É então importante saber quais os melhores simbiotes para cada espécie, reproduzi-los em laboratório e voltar a inoculá-los na natureza.

De entre os vários macromicetas simbiotes, destacamos algumas espécies que se distinguem pela sua eficiência simbiótica, como por exemplo o *Pisolithus tinctorius* Minch.: Pers., com resultados na ordem dos 90-100%, e ainda o *Rhizopogon luteolus* Fr.: Nordh (50-60%), indispensáveis à adaptação e desenvolvi-

mento do *Pinus pinea* em dunas marítimas, não devendo deixar de citar outros simbiontes dos géneros *Boletus*, *Exocomus*, etc., importantes na micorrização (FONSECA et AZEVEDO, 1992).

Por sínteses assépticas (inoculações) realizadas em estufa, verificámos que o pinheiro manso, quando inoculado com *Suillus bovinus* (L.: Fr.) Qu. e *S. bellini* (Gnz.) Watling apresenta muito maior crescimento e vigor (FONSECA et AZEVEDO, 1990, 1992).

No que respeita ao pinheiro bravo, foram realizadas inoculações experimentais, utilizando simbiontes tais como o *P. tinctorius*, o *R. luteolus* e o *Scleroderma aurantium* Vail., tendo-se obtido os melhores resultados. Ainda em *P. pinaster* foram realizadas inoculações com várias espécies simbiontes, destacando-se no entanto os resultados obtidos com *Amanita muscaria* (Fr.: L.) Qu., *S. bellini*, *Cantarellus cibarius* Fr., *Hydnellum zonatum* Batsh., *Sarcodon imbricatum* (L. Fr.) Qu., etc (AZEVEDO, 1976, 1982; FONSECA et AZEVEDO, 1992).

Citaremos ainda os géneros *Tuber* e *Terfezia*, excelentes simbiontes das quercíneas; foram já realizadas inoculações experimentais e determinado o grau de eficiência desses simbiontes, tendo-se obtido resultados na ordem dos 50-60% (AZEVEDO, 1986, 1987; RAMOS, FONSECA et AZEVEDO, 1988).

No que se refere aos métodos de inoculação utilizados, as opiniões são divergentes em relação à natureza do inóculo. Contudo existe uma certa preferência pela aplicação de inóculos que tenham além da parte vegetativa também em grande quantidade a parte sexual, isto é os esporos, o que se tem verificado nos métodos ultimamente utilizados em Portugal (AZEVEDO, 1976, 1982, 1986).

Além das vantagens já expostas acerca da simbiose micorrízica, há que acrescentar o facto de muitos desses fungos simbiontes serem comestíveis, de grande valor nutritivo e apurado sabor, largamente procurados e usados em gastronomia, portanto muito importantes do ponto de vista económico. Assim, um aspecto interessante da **micorrização controlada** será o uso de fungos comestíveis na inoculação, encarando a sua posterior comercialização. Destacaremos desse grande grupo alguns como *Amanita caesarea* Scop.: Fr., *Boletus aereus* Bull. Fr. e *B. aestivalis* Paulet: Fr., simbiontes do sobreiro, azinheira e castanheiro; *Boletus edulis* Bull.: Fr., *B. pinicola* Vitt, *Lactarius sanguifluus* Fr., *L. deliciosus* Fr., *Tricholoma aurantium* (Paulet: Fr.) Gilb., simbiontes do pinheiro bravo; *Amanita curtipes* Gilb., ectomicorrízico em pinhal manso, etc.

O uso dos fungos comestíveis na inoculação em viveiros irá pois além de conferir melhores condições sanitárias dos mesmos, permitir, como já foi dito o estabelecimento de novas manchas de produção natural desses cogumelos silvestres, considerados desde há milhares de anos como excelentes e portanto usados pelo homem na sua alimentação.

BIBLIOGRAFIA

- AZEVEDO, N. de — *Micorrizas e doenças*. «Bol. Soc. Brot.» Sér. 2, 47, p 337-346. 1973.
- AZEVEDO, N. de — *Mycorrhizal inoculation as a nursery practice*. XVI IUFRO World Congress, Oslo. 1976.
- AZEVEDO, N. de — *Ectomicorrizas del Pinus Pinaster Sol. ex Ait.* «Boletim Estacion Central Ecologia», 11 (22), p 37-42. 1982.
- AZEVEDO, N. de — *A floresta e suas comunidades de macromicetas*. Direcção-Geral das Florestas. Dia Mundial da Floresta. 1986.
- AZEVEDO, N. de — *A azinheira e a tuberculatura - Braña - «Monográfico I»* (Actas I Congresso de Macromixologia Galaico-Luso). 1987.
- BEATTIE, — *A Layman's introduction to mycorrhizae*. Southern Forest Experiment Station. Forest Service. 1976.
- FONSECA, N. et AZEVEDO, N. de — *Contribucion al conocimiento y control de las enfermedades del pino piñonero*. «Bol. San. Veg. Plagas», 16, p 447-453. 1990.
- FONSECA, N. et AZEVEDO, N. de — *Povoamentos florestais. Importância das ectomicorrizas na prevenção das doenças*. «Floresta e Ambiente», 16, p 49-50. 1992.
- MARX, D. — *Mycorrhiza - a type of root infection beneficial to plant growth*. «Agrochemical Age», 15 (1), p 13-16. 1972.
- MARX, D. — *The role of Mycorrhizae in forest production*. TAPP Conference papers. Annual Meeting. p 151-161. U.S.D.A. Forest Service. 1977.
- RAMOS, A. C., FONSECA, N. et AZEVEDO, N. de — *Micicultura em Portugal*. «Actas do II Congresso de Macromicologia Galaico-Luso». Vila Garcia de Arosa. 1988.
- ZACK, B. — *Role of mycorrhizae in root diseases*. «Ann. Rev. Phytopath», 2, p 377-392. 1964.



Fig. 62 – *Pinus silvestris* mostrando frutificação de fungo micorrízico, em por-menor (Suécia).



Fig. 63 – *Pinus silvestris* mostrando frutificações de fungo micorrízico (Suécia).

4.

PROTECÇÃO INTEGRADA

I. INTRODUÇÃO

A protecção integrada tem como objectivo diminuir os danos causados pelos organismos nocivos das culturas, utilizando um conjunto de estratégias que tenham um impacte reduzido nas outras componentes do ecossistema. Até agora a protecção integrada não foi ainda introduzida nos viveiros florestais, pelo menos como regra, apesar de haver várias publicações aconselhando a sua utilização para combater as pragas e doenças que afectam a produção de plantas florestais (SUTHERLAND, 1984, SUTHERLAND et al., 1989, FERREIRA, 1993 a).

As pragas, as doenças e as infestantes constituem um dos maiores problemas nos viveiros florestais, contribuindo para diminuir a qualidade e a quantidade de plântulas anualmente produzidas (FERREIRA, 1993 b). As doenças e as pragas do solo assumem particular importância em virtude de afectarem o sistema radicular das plântulas.

Regra geral os viveiristas combatem os organismos nocivos com produtos fitofarmacêuticos correntemente usados nas culturas agrícolas. A maior parte destes produtos são altamente tóxicos, excessivamente caros, difíceis de aplicar e a sua eficácia para alguns organismos nocivos é praticamente nula. Até agora não se tem atendido à natureza do viveiro, à sua localização, ao nível de ataque e aos efeitos que esses produtos têm sobre os organismos benéficos que fazem parte do ecossistema. Entre estes organismos, citamos os fungos micorrízicos do solo e as bactérias antagonistas do solo que tanta importância têm na protecção das plântulas florestais contra certas doenças.

A introdução nos viveiros florestais de uma nova filosofia para combater os agentes que danificam as plântulas está tendo actualmente cada vez mais adeptos. A política mundial de conservação e protecção do ambiente procura reduzir cada vez mais o uso de pesticidas. O número de produtos fito-

farmacêuticos homologados é cada vez menor. Num futuro próximo, as estratégias de luta contra os inimigos das culturas terão de obedecer a princípios que não poluam o ambiente. Por isso espera-se que dentro de poucos anos a protecção integrada seja uma realidade nos viveiros florestais, a nível mundial.

II. PROTECÇÃO INTEGRADA DOS VIVEIROS FLORESTAIS

A protecção integrada compreende várias estratégias de luta que podem agrupar-se em:

- **Luta cultural**
- **Luta genética**
- **Luta biológica**
- **Luta biotécnica**
- **Luta química**

1. Luta cultural

A luta cultural é um meio de luta indirecto usado para prevenir os danos causados por um determinado agente nocivo. Envolve diversas práticas culturais, tais como: época de sementeira, fertilização, rega, podas, rotação, etc. (FERREIRA, 1993 c).

No 1.º tema já foi feita uma larga referência às técnicas culturais e ao seu impacto nas pragas e doenças que afectam os viveiros florestais. No 2.º tema foi mostrada a importância de estudar a possibilidade de introduzir a solarização do solo nos viveiros florestais como meio de luta contra agentes nocivos do solo. No 3.º tema foi mostrada a importância da micorrização nos viveiros florestais, no sentido de combater alguns patógenos telúricos e também como meio de obter plântulas de melhor qualidade. Por esta razão, não desenvolvemos aqui este meio de luta. Contudo, apresentamos várias fotografias sobre este assunto.

2. Luta genética

A selecção genética de clones resistentes a algumas doenças tem sido preocupação dos investigadores. As características genéticas de certas espécies florestais ou de alguns clones podem contribuir para que as plantas sejam menos susceptíveis aos ataques de uma determinada praga ou doença.

3. Luta biológica

Nos últimos 20 anos a luta biológica contra patógenos, insectos e infestantes tem merecido especial atenção por parte dos investigadores.

A luta biológica contra as pragas tem utilizado a acção predadora de algumas espécies de vertebrados, como aves, pequenos mamíferos, répteis e batráquios para reduzir as populações dos insectos nocivos. Também tem recorrido a artrópodos e a patógenos para combater numerosos inimigos das culturas. Os artrópodos usados na luta biológica são designados por auxiliares. Algumas espécies alimentam-se de presas vivas: são chamadas predadores. Outras espécies, geralmente de insectos, denominadas parasitoides, utilizam outro insecto (ovo, larva, pupa ou o próprio imago) para fazer nele as posturas e as larvas alimentam-se neste hospedeiro.

Entre os insectos predadores são particularmente importantes *Adalia decempunctata* L. e *Coccinella septempunctata* L. (Coleoptera, Coccinellidae), conhecidas vulgarmente por joaninhas, que predam cochonilhas e afídeos. As larvas de Syrphidae (Diptera), dos géneros *Meliscaeva*, *Syrphus*, etc., são predadoras de afídeos e adélgidos. *Chrysoperla carnea* Stephens (Neuroptera, Chrysopidae) preda afídeos. *Anthocoris nemoralis* (Heteroptera, Anthocoridae) é predador de ácaros, tisanópteros, afídeos e psílas.

Os parasitoides pertencem às ordens Hymenoptera e Diptera. Na primeira são importantes as espécies das famílias Ichneumonidae, Aphidiidae, Encyrtidae, Trichogrammatidae, Braconidae, Chalcididae, etc. Na segunda, são particularmente importantes algumas espécies de Bombyliidae e Tachinidae.

As fêmeas dos parasitoides fazem as posturas no interior ou à superfície das presas ou em locais situados na proximidade das vítimas. As larvas ápodas vivem à superfície (ectófagas) ou no interior do insecto à custa do qual se alimentam (endófagas).

Certos parasitoides são monófagos, isto é, as larvas alimentam-se duma única espécie. Quando as larvas se alimentam de poucas espécies de insectos, são designadas olífagas. Quando se alimentam de muitas espécies de insectos, são chamadas polífagas.

Um grande número de parasitoides são específicos ou alimentam-se de um número limitado de espécies e num determinado estado de desenvolvimento. Os que se alimentam dos ovos chamam-se oófagos. Alguns parasitoides são parasitados por outras espécies que se chamam hiperparasitoides.

A luta biológica pode fazer-se intensificando o parasitismo local, utilizando entomófagos no seu habitat natural ou por meio de entomófagos no seu habitat secundário.

Nas estufas, as plântulas crescem durante um período de tempo bastante curto para que a luta biológica possa ser aplicável recorrendo à introdução de espécies entomófagas. Nos viveiros ao ar livre, onde temos verificado ataques

pequenos de cochonilhas e do adalgídeo da pseudotsuga, os auxiliares locais naturais dominam a situação. Entre estes, situam-se coccinelídeos, sirfídeos e chrysopídeos.

Há pragas que se desenvolvem tão rapidamente que a luta biológica não permite mantê-las em equilíbrio. As condições climáticas podem também contribuir para limitar a acção dos auxiliares naturais (LENTEREN, et WOETS, 1988).

Recomenda-se a protecção da fauna auxiliar local visto que tem um papel importante na manutenção do equilíbrio das populações das pragas.

Existem microrganismos capazes de provocar doenças a artrópodos nocivos às culturas. A estes organismos dá-se o nome de entomopatogénios. Eles têm o inconveniente de não serem muito activos na procura dos seus hospedeiros.

Os entomopatogénios compreendem: fungos (ex.: *Beauveria* spp.), nemátodos, bactérias (*Bacillus* spp.) e vírus (ex.: *Baculovirus*). Entre as bactérias, merece menção especial o *Bacillus thuringiensis* da qual se encontram comercializadas diversas preparações. Estas formulações têm a vantagem de apresentarem uma baixa toxicidade para o homem e para a fauna auxiliar. O *B. thuringiensis* é uma bactéria esporulante. No momento da esporulação, produz um cristal constituído por uma proteína tóxica (delta-endotoxina) que paralisa o hospedeiro. A ingestão do esporo e do cristal pelo insecto susceptível produz paralisia seguida da sua morte.

Entre os vírus, há sete famílias que causam doenças em insectos: Baculoviridae, Reoviridae, Iridoviridae, Poxviridae, Parvoviridae, Picornoviridae e Rhabdoviridae (FAULKNER et BOUCIAS, 1985). As viroses causadas por vírus das famílias Baculoviridae e Reoviridae são consideradas de alta virulência e podem ser utilizadas em insectos (PAYNE, 1982).

A luta contra as doenças pode ser feita através de técnicas culturais, como já foi referenciado, ou através de microrganismos antagonistas selectivos. A cobertura das sementeiras, alterações do pH e humidade do solo podem reduzir a sobrevivência do inóculo da doença ou aumentar a população de antagonistas naturais. A luta biológica pode reduzir o inoculum, pode constituir uma protecção contra a infecção e pode reduzir a infecção do hospedeiro ou diminuir a progressão da doença ou a sua intensidade (COOK et BAKER, 1983 in AXELROOD, 1990).

A luta biológica envolve diversos mecanismos, incluindo competição, antibiose, antagonismo e hipovirulência. A competição microbiana é um factor muito importante em combinação com outros mecanismos. A efectividade de um agente biológico introduzido depende de factores abióticos, tais como a temperatura, o pH do solo, estrutura e humidade do solo (AXELROOD, 1991).

Um exemplo muito citado pelos autores sobre luta biológica é o da luta contra a bactéria do solo, *Agrobacterium tumefaciens* (Smith et Townsend) Conn. (COOKSEY et MOORE, 1982). A infecção faz-se através das feridas resultan-

tes das podas radiculares ou no stock guardado dos viveiros de raiz nua. Antes do transplante, as feridas das plântulas são inoculadas com *Agrobacterium radiobacter* K84 que produz uma bacteriocina que inibe o crescimento de *A. tumefaciens*. Nos Estados Unidos e na Austrália, vendem-se inoculantes contendo *A. radiobacter* K84 (AXELROOD, 1990).

O crescimento das plântulas depende do estado em que se encontra o seu sistema radicular. As micorrizas oferecem por vezes um meio de proteger a planta contra os agressores telúricos (PERRIN, 1985).

A luta biológica nos viveiros contra os agentes patogénicos do solo pode ser feita utilizando alguns fungos saprófitas que, depois de inoculados, estabelecem uma relação simbiótica com as plântulas; o seu micélio forma à volta das raízes um manto que dificulta a penetração de parasitas radiculares (FONSECA, 1992 d). Alguns desses fungos têm a capacidade de libertar substâncias antibióticas inibidoras do crescimento de fungos parasitas. Esta relação simbiótica designa-se por ectomicorriza. Confere às plântulas maior capacidade de absorção radicular e conseqüentemente maior desenvolvimento global, e portanto maior resistência às doenças (FONSECA, 1992 d).

Durante a última década, em França tem havido grande progresso no conhecimento de fungos micorrízicos associados com espécies florestais, tais como *Laccaria laccata*, *L. bicolor* e *Hebeloma crustuliniforme* (CORDELL, OMDAL et MARX, 1991). A acção das micorrizas em relação aos principais parasitas radiculares (*Phytophthora cinnamomi*, *Fusarium oxysporum*, *Pythium* spp.) já foi demonstrada para várias espécies (MARX, 1972, PERRIN, 1985).

A inoculação de fungos micorrízicos em viveiros é um dos meios usados para que as plântulas adquiram maior capacidade de absorção radicular e maior resistência a doenças (FONSECA, 1992 d).

Também se conhecem bactérias antagonistas (*Pseudomonas*) que são importantes na luta contra certos patógenos como *Fusarium* spp. (PERRIN, 1986). Entre as espécies de fungos antagonistas, cita-se *Trichoderma viride* Pers. ex Gray.

4. Luta biotécnica

A luta biotécnica engloba todos os meios que fazem parte do habitat da praga ou que estão presentes no organismo a combater e que possam ser manipulados contra a praga. Dos vários meios utilizados na luta biotécnica, referiremos o recurso às substâncias chamadas **antiquitinas** e às **feromonas**.

Antiquitinas são substâncias que interferem na acção da hormona que regula a formação da quitina. Estas substâncias impedem o endurecimento protector dos insectos, tornando-os susceptíveis à acção de agentes externos. A substância mais conhecida é o diflubenzurão, comercializado, que não causa danos sensíveis na fauna auxiliar, tais como ácaros e hemípteros predadores de

algumas pragas. É usado para combater os primeiros estádios de insectos desfolhadores.

Feromonas são substâncias semioquímicas voláteis, segregadas pelos insectos para estabelecerem a comunicação entre os indivíduos da mesma espécie através do olfacto. As feromonas são produzidas em glândulas exócrinas, situadas na boca, no ânus, etc., do insecto. A síntese das feromonas permitiu a sua utilização na luta contra insectos nocivos.

Existem vários tipos de feromonas, das quais citamos:

- de agregação
- de dispersão
- sexuais

As feromonas de agregação conduzem à formação, num lugar determinado, de enxames de indivíduos (AMARO et BAGGIOLINI, 1982). Os primeiros indivíduos aí chegados emitem feromonas que atraem outros insectos da mesma espécie.

As feromonas de dispersão provocam o efeito contrário ao das feromonas de agregação.

As feromonas sexuais asseguram a aproximação dos sexos. Existem actualmente no mercado várias preparações para espécies de insectos que atacam essências florestais.

Nos viveiros quando se usam feromonas, recorre-se às feromonas sexuais para captura e redução do número de indivíduos reprodutores.

As feromonas sexuais podem também ser usadas nos viveiros para obter uma informação sobre o potencial de danos causados por uma determinada praga. ZHOU et al. (1991) utilizaram uma feromona sexual para capturar *P. tabaniformis* Rott que causa danos graves em choupos com um e dois anos, em viveiros na China. Por este meio, conseguiram saber qual o período de maior actividade dos adultos e estabelecer medidas para combater a praga. A percentagem de árvores atacadas depois da utilização da feromona sexual para atrair os machos, baixou para 16% e o número de insectos por choupo baixou para 0.18.

As feromonas sexuais para fins de protecção também podem ser usadas para estabelecer a **confusão**. Este método consiste na implantação no ecossistema de numerosas fontes artificiais de feromonas. Desta maneira, os machos são atraídos em várias direcções e não conseguem localizar as fêmeas. Há assim uma redução na taxa de reprodução.

5. Luta química

A luta química é feita através de produtos fitofarmacêuticos ou pesticidas. Os pesticidas, conforme a natureza do inimigo a combater, classificam-se em:

acaricidas, fungicidas, herbicidas, insecticidas, moluscicidas, nematodocidas, ro-denticidas, etc.

A selecção dos pesticidas deve ser feita criteriosamente, baseada no conhecimento do organismo a combater, do seu ciclo biológico e da sua ecologia. A aplicação dos pesticidas requer um certo número de cuidados por parte do aplicador, visto tratar-se de produtos tóxicos. Segundo SMITH (1983), os pesticidas não devem ser aplicados nas seguintes condições:

- quando está a chover
- quando as folhas estão molhadas
- quando faz vento
- quando a planta está seca
- quando a planta se encontra em «stress» por excesso de água
- às horas de calor
- em plantas resistentes a doenças ou a pragas
- quando as plantas têm falta de água
- depois das plântulas terem sido expostas a geada
- quando o solo está muito molhado
- sem ter sido identificado o organismo nocivo
- sem o aplicador ter lido as instruções escritas no rótulo da embalagem do pesticida
- se o aplicador não tiver experiência de campo

A aplicação dos pesticidas exige o uso de um equipamento especial no qual está incluído o da protecção do aplicador. Se não for usada a protecção devida, a saúde do aplicador corre graves riscos.

Os pesticidas químicos são constituídos por um produto técnico (substância activa + impurezas de fabricação) e por adjuvantes. Os adjuvantes, consoante o tipo de formulação podem ser diluentes (formulações líquidas), cargas (formulações sólidas) e diferentes produtos tensioactivos (molhantes, emulsionantes, adesivos) (AMARO et BAGGIOLINI, 1982).

O uso indiscriminado e continuado de pesticidas tem dado origem ao aparecimento de novas pragas ou a pululações de outras. Também são conhecidos casos de resistência, nomeadamente a fungicidas (DEKKER, 1976).

Os pesticidas devem ser escolhidos com critério e só devem ser aplicados quando se verifica que são estritamente necessários. A aplicação tem de ter em conta as condições meteorológicas e o ciclo biológico da praga. Além disso, deve ser feita com cuidado para evitar danificar as plântulas (Figs 48, 49). Só devem usar-se pesticidas homologados. A homologação dos produtos fitofarmacêuticos garante: 1) controlo de qualidade; 2) eficácia para os organismos nocivos a combater; 3) exigência de medidas de segurança no seu emprego (AMARO et BAGGIOLINI, 1982).

EFEITOS SECUNDÁRIOS DOS PESTICIDAS

Os pesticidas têm desenvolvido efeitos secundários nos organismos a combater, nas plantas tratadas, incluindo a sua fisiologia, no solo, nas sementes tratadas, na microflora e microfauna do solo e na fauna.

Alguns fungicidas têm revelado falta de eficácia na luta contra certos fungos do solo, como *Fusarium oxysporum*. O mesmo tem sido observado actualmente na luta contra algumas pragas do solo, como por exemplo *Otiorynchus sulcatus*, em consequência de terem sido retirados do mercado produtos muito eficazes mas altamente tóxicos.

Fenómenos de resistência também têm sido registados nalguns organismos nocivos. A resistência é uma reacção decrescente ou atenuada dos organismos animais ou vegetais de uma população a um agente químico em resultado da sua aplicação (FAO, 1971, in AMARO et BAGGIOLINI, 1982). O uso excessivo e repetido de alguns pesticidas provoca uma redução de eficácia e o aparecimento da resistência.

SUTHERLAND et al. (1989) chamam a atenção para o facto do uso prolongado de fungicidas poder levar ao aparecimento de estirpes de fungos resistentes à medida que são eliminadas as estirpes susceptíveis.

Muitos dos pesticidas são extraordinariamente nocivos para a fauna auxiliar, provocando a sua mortalidade ou o decréscimo das suas populações, originando desequilíbrios no ecossistema.

Fenómenos de fitotoxicidade, manifestados pelo aparecimento de manchas, necroses ou deformações nas plântulas, têm aparecido em consequência de tratamentos feitos com pesticidas. A fitotoxicidade no solo ou na semente revela-se por uma paragem no crescimento ou por uma diminuição da sua capacidade germinativa.

Os pesticidas podem ter efeitos fisiológicos nas plantas, alterando a composição química celular, tornando as plântulas susceptíveis aos ataques de pragas e doenças.

A persistência de produtos químicos e dos seus resíduos no solo são altamente tóxicos para aves, mamíferos, répteis, etc.

A estrutura e composição do solo são muito afectadas pelos carbamatos e alguns organofosforados, altamente tóxicos que destroem as minhocas e outros organismos benéficos do solo (EDWARDS, 1987). Os insecticidas organoclorados não deixam endurecer a casca dos ovos das aves, promovendo um declínio da sua população (DENT, 1991).

Os herbicidas podem ser aplicados ao solo (residuais) ou em tratamento foliar (contacto ou sistémico) (AMARO et BAGGIOLINI, 1982, OWSTON et ABRAHAMSON, 1982). Conhecem-se casos de fitotoxicidade causados por uma incorrecta aplicação ou por uma aplicação de uma quantidade excessiva ou continuada do herbicida. Os efeitos fitotóxicos podem manifestar-se de várias maneiras:

- fracasso na germinação
- cloroses nas folhas ou agulhas
- queimaduras nas folhas ou agulhas
- aparecimento de lesões no caule
- atrofiamento das agulhas, gomos e raízes
- distorções no crescimento das agulhas, raminhos, gomos e raízes
- mortalidade das plântulas
- destruição ou redução das micorrizas

Não podemos deixar de mencionar os efeitos perigosos que resultam da desinfecção do solo pelo vapor de água e por produtos químicos, altamente tóxicos, como o brometo de metilo.

A desinfecção do solo pelo vapor de água tem como fim erradicar os patógenos do solo sem ter em atenção os fenómenos secundários que daí resultam. A desinfecção do solo por esta via destrói a microflora e microfauna do solo, criando o vácuo biológico. Inoculando o solo com microrganismos, este efeito é eliminado.

A fumigação do solo é um processo muito usado nos viveiros florestais de muitos países, para eliminar patógenos e pragas do solo e também sementes de infestantes. Dos vários fumigantes usados uns não são selectivos, como por exemplo, o brometo de metilo, cloropicrina, etc. e outros são mais selectivos, tais como o brometo de etileno, 3-dicloropropeno, etc. Todos estes produtos químicos afectam as populações da microflora (POWLSON, 1975) e microfauna do solo (STOUT, 1955). Por vezes as plântulas não crescem. Bactérias que fixam o azoto como *Azobacter* spp. podem ser reduzidas drasticamente após a fumigação do solo. Estas reduções podem ter um impacto negativo nas micorrizas que tão necessárias são ao crescimento das plântulas nos viveiros florestais. Também bactérias como *Nitrosomonas* e *Nitrobacter* spp. são muito sensíveis aos fumigantes e as suas populações são muito reduzidas pela fumigação (CHEN *et al.*, 1991).

Quanto ao uso dos pesticidas, recomenda-se, mais uma vez, o maior cuidado com a sua aplicação nos viveiros florestais. Em cada viveiro, cada caso deve ser estudado.

Quanto à desinfecção do solo pelo vapor de água e com fumigantes altamente tóxicos, convém estudar a possibilidade de introduzir uma técnica alternativa que possa combater os organismos nocivos sem poluir o ambiente, sem criar fenómenos de fitotoxicidade e sem destruir os organismos benéficos do solo. Esta alternativa é oferecida pela solarização do solo. Antes, porém, convém desenvolver a experimentação necessária para que esta técnica possa ser aplicada com segurança e eficácia (FERREIRA, 1993 a, c).

BIBLIOGRAFIA

- AMARO, P. et BAGGIOLINI, M. — *Introdução à Protecção Integrada*. FAO - DGPPA, 276 p. 1982.
- AXELROOD, P. E. — *Biological control of plant pathogens: principles and strategies*. «Proceedings first meeting of IUFRO W.P. S2.07-09», p. 127-132. 1991.

- CHEN, Y., GAMLIEL, A., STAPLETON, J. J. et AVIAD, T. — *Chemical, physical, and microbial changes related to plant growth in disinfested soils*. In «Soil Solarization», p. 103-129. 1991.
- COOKSEY, D. A. et MOORE, L. W. — *Biological control of crown gall with an agrocin mutant of Agrobacterium radiobacter*. «Phytopathology», 72, p. 919-921. 1982.
- CORDELL, C. E. OMDAL, D. W. et MARX, D. H. — *Identification, management, and application of ectomycorrhizal fungi in forest tree nurseries*. «Proc. first meeting of IUFRO Working Party 5.07-09 (Diseases and Insects in Forest Nurseries)», p. 143-155. 1991.
- DEKKER, J. — *Acquired resistance to fungicides*. «Ann. Rev. Phytopathol.», 14, p. 405-428. 1976.
- DENT, D. — *Insect Pest Management*. C. A. B. International. 605 p. 1991.
- EDWARDS, C. A. — *The environmental impact of pesticides*. In «Integrated Pest Management, Protection Intégrée. Quo vadis? An International Perspective», p. 309-329. 1987.
- FAULKNER, P. et BOUCIAS, D. G. — *Genetic improvement of insect pathogens: emphasis on the use of baculoviruses*. In *Biological Control in Agricultural IPM Systems*. Academic Press. London, p. 263-280. 1985.
- FERREIRA, M. C. — *A Protecção Integrada nos Viveiros Florestais*. 2.º Encontro de Protecção Integrada. Vila Real. 8 p. 1993a (em publicação).
- FERREIRA, M. C. — *Insect pests and their management in Portuguese forest nurseries*. «Proc. 2nd Meeting of IUFRO». 1993b (em publicação).
- FERREIRA, M. C. — *Forest nursery cultural practices: impact on pests affecting seedlings*. «Proc. 2nd Meeting of IUFRO». 1993c (em publicação).
- FONSECA, N. — *Viveiros: protecção integrada*. «Vida Rural», n.º 16, p. 12-13. 1992 d.
- LENTEREN, J. C. van et WOETS, J. — *Biological and integrated pest control in greenhouses*. «Ann. Rev. Entomol.», 33, p. 239-269. 1988.
- MARX, D. H. — *Ectomycorrhizae as biological deterrents to pathogenic root infections*. «Ann. Rev. Phytopath.», 10, p. 429-454. 1974.
- OWSTON, P. W. et ABRAHAMSON, L. P. — *Weed Management in Forest Nurseries*. In «Forest Nursery Manual», Chapter 18, p. 19-202. 1984.
- PAYNE, C. C. — *Insect viruses as control agents*. «Parasitology», 84, p. 35-77. 1982.
- PERRIN, R. — *L'aptitude des mycorrhizes à protéger les plantes contre les maladies: panacée ou chimère?* «Annales des Sciences Forestières», vol. 42, n.º 4, p. 453-470. 1985.
- PERRIN, R. — *Les agents pathogènes du sol en pépinières forestières. Prévision des risques - Lute*. «Revue forestière française», XXXVIII, 3, p. 243-248. 1986.
- POWLSON, D. S. — *Effect of biocidal treatments on soil organisms*. In «Soil Microbiology», London, 1975.
- SMITH, P. J. — *Farming - partly an art, partly a science*. «10th International Congress of Plant Protection». Plant Protection for Human Welfare, Brighton, vol. 1, p. 56-60. 1983.
- STOUT, J. D. — *The effect of partial sterilization by steam on the protozoan fauna of a greenhouse soil*. «J. Gen. Microb.», 10, p. 223-240. 1955.
- SUTHERLAND, J. R. — *Pest Management in Northwest Bareroot Nurseries*. In «Forrest Nursery Manual», p. 203-210. 1984.
- SUTHERLAND, J. R., SKRIMPTON, G. M. et STURROCK, R. N. — *Diseases and insects in British Columbia forest seedling nurseries*. FRDA. Rep. 065. Victoria, 85 p. 1989.
- ZHOU, J., XUEYAN, Y. et XIAOBING, Z. — *Using sex pheromone to predict Paranthrene tabaniformis Rott damage*. «Proceedings first meeting of IUFRO W.P. S2.07-09», p. 251-252. 1991.

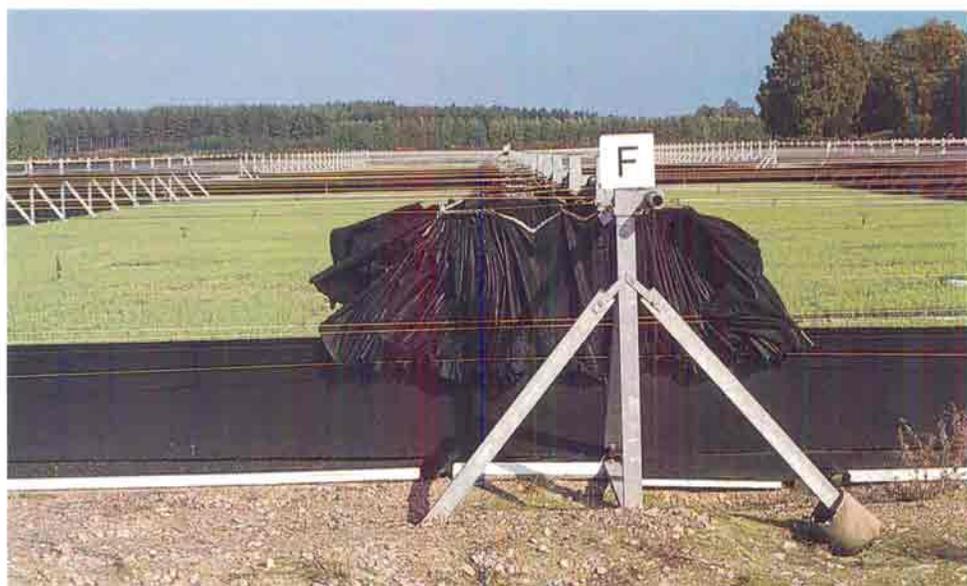


Fig. 64 – Protecção contra factores climáticos (Suécia).



Fig. 65 – Protecção contra factores climáticos (alfobre de *Prunus avium*).



Fig. 66 – Protecção contra factores climáticos.



Fig. 67 – Aparelho para dar tiros para espantar as aves granívoras.



Fig. 68 – Espantalho para afugentar aves e raposas.



Fig. 69 – Sistema de rega.



Fig. 70 – Repicagem.



Fig. 71 – Estufa para produção de espécies florestais (Belgica).



Fig. 72 – Contentores com possibilidade de abertura para inspeção do sistema radicular das plântulas.



Fig. 73 – Viveiro de *P. pinaster* em contentores ao ar livre.



Fig. 74 – Produção de plântulas em sacos de plástico (uma técnica a abandonar).



Fig. 75 – Máquina para encher os contentores com terra (Bélgica).



Fig. 76 – Má drenagem do solo: *P. pinaster* com ataque de fungos.



Fig. 77 – *Juglans regia*: deficiência em nutrientes.



Fig. 78 – *Pseudotsuga* com deficiência em nutrientes.



Fig. 79 – *Pseudotsuga menziesii*: plântulas com curvaturas por causa da deficiência de um micronutriente.



Fig. 80 – Pés – mães de choup: devem ser mantidos em bom estado sanitário.



Fig. 81 – Estufa com ventoinhas para arejamento.



Fig. 82 – Estufa de propagação vegetativa.

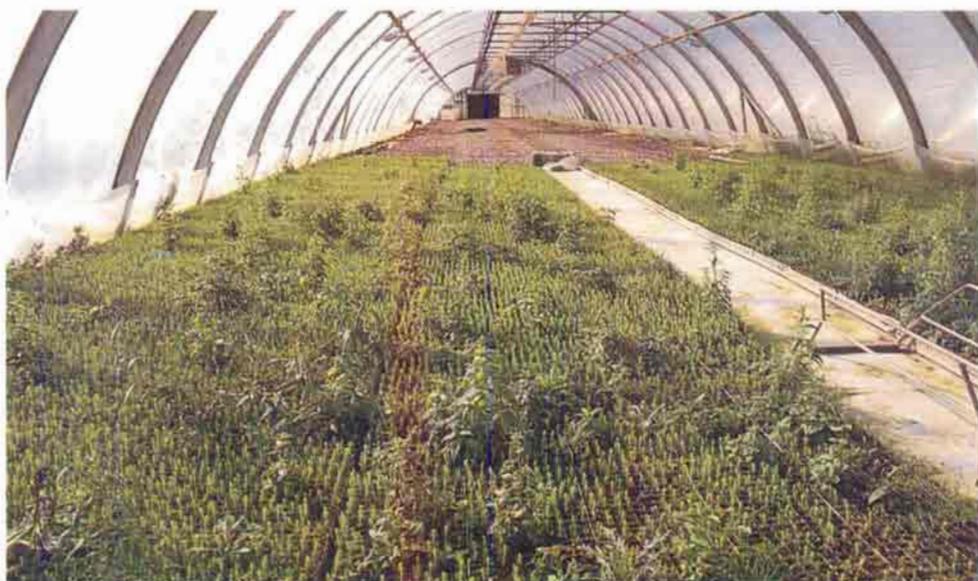


Fig. 83 – Estufa de *P. silvestris* com infestantes (Suécia).



Fig. 84 – Ataque de caracóis em viveiro.



Fig. 85 – Choupo com um ataque severo de *Melasoma populi* L.: um foco a eliminar após a sua detecção.



Fig. 86 – *Prunus avium* com corriola.



Fig. 87 – *Castanea sativa* com infestantes (castanheiro do diabo e grama).

III PARTE

PRAGAS DAS PINHAS, DOS FRUTOS
E DAS SEMENTES

1.

GENERALIDADES

I. INTRODUÇÃO

A produção de plantas de boa qualidade depende muito das sementes utilizadas. Nos viveiros deve usar-se sempre sementes de alta qualidade para evitar ou reduzir os ataques de pragas e doenças.

Os ataques de insectos a pinhas, frutos e sementes não se dão nos viveiros; dão-se nas árvores, nos pomares produtores de semente e estão relacionados com as diferentes fases de desenvolvimento das pinhas ou dos frutos. Os insectos que atacam gomos florais, as flores femininas, rebentos, ramos, etc., designam-se por **heteroconobiontes**. Os insectos que atacam unicamente as pinhas são designados por **estenoconobiontes**. O ciclo biológico destes insectos pode decorrer nas pinhas (**insectos conófilos**) ou não, sendo a ninfose no solo (**insectos conoxenos**). Os ataques podem ocorrer apenas durante a fase de crescimento das brácteas, ou durante a fase de crescimento das escamas. Finalmente há insectos cujos danos estão ligados à fase de lenhificação atacando directamente as sementes. (ROQUES, 1983).

As pragas tratadas são aquelas que têm maior impacte nas sementes utilizadas nos nossos viveiros. São as pragas que afectam as pinhas de pinheiros (*P. pinaster*, *P. pinea*, *P. radiata*, *P. halepensis*, *P. nigra* e *P. silvestris*), as que destroem as sementes da *Pseudotsuga*, as que atacam as castanhas, nozes e avelãs e os frutos do sobreiro, azinheira e carvalhos.

II. PRAGAS DAS PINHAS

As pinhas são atacadas por várias espécies de insectos que provocam modificações no seu desenvolvimento. Os insectos que danificam os gomos e flores femininas e aqueles que atacam durante o início ou no meio da fase de cresci-

mento das pinhas, provocam a sua lenhificação e desidratação originando um fraco desenvolvimento e até a sua queda antecipada; as sementes não se desenvolvem. Os insectos cujos ataques se manifestam ulteriormente não têm qualquer acção sobre o crescimento das pinhas. Verifica-se, contudo, uma reacção da pinha à penetração do insecto, que se traduz por exsudações de resina que colam as escamas, impedindo-as de abrirem para disseminar as sementes. Estes insectos são muito perigosos e têm um impacte grande na produção de semente. Além destes dois grupos de insectos, é muito importante uma espécie que ataca as sementes da *Pseudotsuga*, *Megastigmus spermotrophus* Wachtl. Em muitos casos, os períodos de ataque estão relacionados com o teor das pinhas em água (ROQUES, 1983).

Em Portugal, as espécies que causam maiores danos nas pinhas de *Pinus pinaster* e *P. pinea* são: *Pissodes validirostris* Gyll. e *Dioryctria mendacella* Stgr. *P. validirostris* também ataca as pinhas de *P. silvestris*, *P. uncinata*, *P. nigra*, *P. halepensis*, *P. brutia* e *P. contorta*. *D. mendacella* ataca também as pinhas de *P. halepensis* e *P. brutia*. Recentemente, encontrámos pinhas de *P. pinaster* com ataques de *Gravitarmata margarotana* H. S., provenientes de pinhas do Norte do País. Esta espécie é aqui citada pela primeira vez em Portugal. ROQUES (1983) cita *D. pineae* Stgr. causando danos nas pinhas de *P. pinaster*, *P. pinea* e *P. halepensis* em França. As pinhas de *Pseudotsuga menziesii* são atacadas por *Ernobius mollis* L. e as sementes por *Megastigmus spermotrophus* Wachtl.

Chave para determinação das espécies que atacam as pinhas do género *Pinus* em Portugal

- 1 – Pinha com desenvolvimento mais ou menos normal 2
 - Pinha de tamanho muito reduzido devido ao bloqueamento do seu desenvolvimento. Pinha com resina, por vezes ligando os gomos contíguos – *Rhyacionia buoliana* Schiff.
(*P. silvestris*, *P. uncinata*, *P. nigra*, *P. pinea*, *P. pinaster*)
- 2 – Pinha com uma fenda vertical na face interna. Larva uniformemente avermelhada, com excepção da cápsula cefálica – *Gravitarmata margarotana* H. S.
[*P. silvestris*, *P. uncinata*, *P. nigra* var. *pallasiana*, *P. strobus*, *P. densiflora*, *P. thunbergi* (ROQUES, 1983), *P. pinaster*]
 - Pinha sem fenda vertical na face interna. Larva de outra cor 3
- 3 – Face externa da pinha com exsudações de resina misturadas com excrementos, formando uma massa dura irregular. Orifícios de entrada e saída dos insectos de forma irregular. Larva rósea, marginada de verde-claro, com a linha média dorsal castanho-escuro, 3 pares de patas torácicas e 5 pares de falsas patas abdominais – *Dioryctria mendacella* Stgr.
(*P. pinaster*, *P. pinea*, *P. halepensis*, *P. brutia*)

– Face externa da pinha com exsudações de resina sem excrementos. Larva branca, ápoda, com a cápsula cefálica laranja. Interior da pinha com excrementos finos semelhantes a serrim – *Pissodes validirostris* Gyll.

(*P. pinaster*, *P. pinea*, *P. silvestris*, *P. halepensis*, *P. uncinata*, *P. nigra*, *P. brutia*, *P. contorta*)

Chave para a determinação das pragas das pinhas e sementes de *Pseudotsuga menziesii* em Portugal

I – Ataque na fase de crescimento das escamas das pinhas. Larvas no interior das sementes, ápodas, curvas, branco-amareladas – *Megastigmus spermotrophus* Wacht.

– Ataque na fase de crescimento, lenhificação e maturação das sementes, nas pinhas parasitadas por *M. spermotrophus*. Larvas danificando os tecidos da pinha e sementes, brancas, com 3 pares de patas torácicas, sem falsas patas abdominais – *Ernobius mollis* L.

III. PRAGAS DAS CASTANHAS

Em Portugal as castanhas são atacadas por quatro espécies: *Cydia splendana* Hb., *C. juliana* Curt., *Curculio elephas* Gyll. e *C. nucum* L. Os danos mais significativos são devidos a *C. splendana* e *C. elephas*. Os ataques dão-se na árvore. Há zonas do País onde, em certos anos, chegam a verificar-se ataques de 80% na produção.

Nos viveiros, verifica-se muitas vezes que parte das castanhas utilizadas não germinam por causa de estarem infestadas pelas pragas mencionadas. É costume atribuir o facto aos ratos mas, na maior parte dos casos, as castanhas não germinam por estarem infestadas. Nem sempre é possível saber, por um simples exame visual, se as castanhas estão ou não atacadas por insectos. Contudo, uma selecção feita a nível de produtor é sempre vantajosa. Convém adquirir a castanha em produtores onde a taxa de ataques de pragas seja reduzida.

IV. PRAGAS DOS FRUTOS DO SOBREIRO E AZINHEIRA

A principal praga das glandes é *Curculio elephas* L. Pode destruir completamente a amêndoa ou não. Em qualquer dos casos, não deve utilizar-se semente infestada. *Callirhytis glandium* (Giraud) pode causar galhas nas glandes, mas sem significado económico.

V. PRAGAS DOS FRUTOS DOS CARVALHOS

As glandes são atacadas principalmente por *C. glandium* Marsham e também por *C. splendana*. *C. glandium* pode fazer galhas, mas os danos são esporádicos.

VI. PRAGAS DAS AVELÃS

As avelãs podem ser atacadas por *C. nucum* L. Em França também foram encontrados *C. elephas* e *C. glandium*.

VII. PRAGAS DAS NOZES

As nozes são atacadas por uma traça, *Cydia pomonella* L. Os danos causados pelas larvas são por vezes muito graves. Em França também são atacadas por *C. splendana*.

2.

FICHAS DAS PRAGAS DAS PINHAS, DOS FRUTOS E DAS SEMENTES

Pissodes validirostris Gyll.
PERFURADOR DAS PINHAS

SINÓNIMOS: *Rhynchaenus validirostris* Sthlb.

ORDEM: COLEOPTERA.

FAMÍLIA: Curculionidae.

NOME VULGAR: Gorgulho das pinhas.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Toda a Europa, desde a Finlândia até Portugal. Da Rússia à Turquia. Em Portugal, os danos têm sido observados no Norte e em Alcácer do Sal.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Pinus pinaster, *P. pinea*, *P. silvestris*, *P. halepensis*, *P. nigra*, *P. brutia* e *P. contorta*.

SINTOMATOLOGIA

Pinhas com exsudação de resina correspondendo à introdução dos ovos nas escamas pela fêmea. A parte superior das escamas atacadas mostra um crescente mais pálido. O trajecto das larvas é assinalado externamente por uma descoloração da pinha que tem a cor acastanhada. A pinha apresenta então duas zonas de coloração diferente: uma basal, verde-claro e outra apical, castanho-avermelhado ou negro. A pinha desidratada toma a cor castanho-escuro e cai no chão no fim do Verão. Dentro da pinha encontram-se larvas ápodas e ga-

lerias cheias de serrim e excrementos. Depois da saída dos insectos adultos, vêem-se orifícios de forma circular, com 2,5 milímetros de diâmetro, na base de algumas escamas.

DANOS

Os danos são tanto mais importantes quanto maior é o número de larvas por pinha. Os ataques verificam-se de Abril a princípios de Maio, no 2.º ano do desenvolvimento da pinha, a meio da fase de crescimento. Três a quatro larvas podem destruir completamente uma pinha. Uma parte das sementes é reduzida a serrim. As exsudações de resina, resultantes da reacção da pinha à deposição dos ovos pela fêmea, colam as escamas e impedem a saída das sementes sãs.

EPIDEMIOLOGIA

A permanência no pinhal de pinhas atacadas contribui para um aumento populacional da praga. Os anos quentes e secos são favoráveis a esta espécie.

DESCRIÇÃO

Imago – Comprimento: 5-8 mm. Corpo castanho-avermelhado, revestido de pêlos em forma de escamas, com a coloração acinzentada. Pronoto com uma linha média longitudinal, branca e duas manchas laterais da mesma cor. Élitros com duas faixas transversais, uma anterior branca e outra posterior, esbranquiçada, situada do lado interno, avermelhada do lado externo.

Estados imaturos – *Ovos* elipsoidais, esbranquiçados, com 1 milímetro de comprimento \times 0,5 milímetros de largura. *Larvas* brancas, ápodas, atingindo o comprimento de 7-8 milímetros quando maduras. Cabeça alaranjada inicialmente, tornando-se escura à medida que a larva cresce. *Pupa* livre dentro das pinhas.

BIOLOGIA

Todo o desenvolvimento, desde o ovo até à saída do insecto perfeito, é feito dentro da mesma pinha.

A fêmea põe os ovos na face externa da pinha, na parte superior das escamas. As larvas do 1.º e 2.º instares descrevem um trajecto helicoidal na camada superior da pinha. A larva do 3.º instar dirige-se para o centro da pinha, alimentando-se dos tecidos da pinha e das sementes encontradas. No 4.º instar, a larva penetra no eixo da pinha onde forma uma câmara pupal. Quando as larvas são muitas, elas não atingem o eixo da pinha. Nesta câmara pupal as larvas passam a pupa (que fica livre) e depois a insecto perfeito. Nem todas as pupas passam nesse ano a insecto perfeito; uma pequena parte hiberna na própria

pinha e só passa a insecto adulto na Primavera ou Verão do ano seguinte. Os insectos que emergiram no Outono, hibernam nas fendas da casca do tronco e na folhada, depois de terem feito um pasto de maturação sexual na casca dos raminhos da copa do pinheiro. Na Primavera do ano seguinte, depois da hibernação, os adultos voltam para os raminhos da copa, onde continuam o pasto de maturação sexual, na casca dos raminhos e nas pinhas. As fêmeas só fazem posturas um ano após a sua emergência das pinhas. Os adultos podem viver três anos (BACHILLER, 1986, FERREIRA et FERREIRA, 1990 b, GRAÇA, 1970).

FAUNA AUXILIAR

Conhecem-se os seguintes parasitóides: *Ephialtes brevicornis* var. *euphrantae* (Schmit), *E. haemorrhoidalis* Tschick., *E. terebrans* Ratz., *E. sagax* Ratz., *Spaithius rubidus*, *Scambus sudeticus* (Hymenoptera, Ichneumonidae); *Bracon firmus* Ratz., *B. robustus* Ratz., *Habrobracon palpobrator* Ratz., *Calyptus atricornis* Ratz., *C. mucronatus* Thomson, *C. striagtor* Thomson, *Coeloides brevicaudis* Gyorfí, *C. melanostigma* Strand, *Eubadizon atricornis* Ratz., *Bracon pineti* Thomson., *B. piger* Wesm., *Phanerotoma obscura* Snoff., *Exeristes rufficolis*, *Macrocentrus resinella* (Hymenoptera, Braconidae); *Actia nudibasis* Stein (Diptera, Tachinidae) (KRÍSTEK et al., 1992).

MEIOS DE LUTA

Têm sido ensaiados vários métodos para combater o gorgulho das pinhas.

Luta química – Em Espanha onde os ataques desta praga são muito severos em *P. pinea*, usaram-se, durante muitos anos, tratamentos químicos sem terem sido alcançados resultados satisfatórios. As pinhas eram amontoadas e as camadas, à medida que se sucediam, eram pulverizadas com um insecticida de contacto (BACHILLER, 1966; BAUDIN, 1961, 1967; CUEVAS et BACHILLER, 1969; ROMANYK et BACHILLER, 1965). ANNILA (1976) chama a atenção para o perigo da acumulação de insecticidas no solo como resultado do uso repetido de produtos químicos tóxicos.

Luta biológica – Para reduzir os níveis de infestação desta praga, devem colocar-se ninhos nas árvores para proteger as aves insectívoras que são predadoras deste insecto.

Luta cultural – É costume deixar nas árvores ou no solo do pinhal as pinhas atacadas. Este método não é aconselhável porque permite reinfestações nas pinhas pelo gorgulho das pinhas e por outras pragas que também completam o ciclo de vida no solo ou nas próprias pinhas (FERREIRA et FERREIRA, 1985, 1989, 1990, 1991).

A colheita anual das pinhas, mesmo nos anos de produção baixa, evita a formação de «reservatórios» de pragas nos pomares, susceptíveis de aumentos de

mográficos nos anos de produção alta. Para que haja a certeza de que as pinhas atacadas não são deixadas na árvore ou abandonadas no pinhal, o melhor método é garantir a compra delas, embora o preço seja um pouco mais baixo (ROQUES, 1983).

A introdução de novas técnicas de silvicultura, como por exemplo, a seleção de clones resistentes, aliadas à colheita anual das pinhas infestadas, contribuem para baixar os níveis da população da praga.

BIBLIOGRAFIA

- ANNILA, E. — *Cone and seed insects problems in seed orchards in Europe*. IUFRO World Congress, XVI, p. 369-380. 1976. Oslo.
- BACHILLER, P. — *Estudio sobre la biología y tratamientos del *Pissodes validirostris* Gyll.* «Bol. Serv. Plagas Forestales», 18, p. 133-136. 1966.
- BAUDIN, F. — *Los daños de las piñas del *Pinus pinea* L., en la provincia de Valladolid.* «Bol. Serv. Plagas Forestales», 4, n.º 8, p. 63-71. 1961.
- BAUDIN, F. — *Tratamientos contra el gorgojo de la piña (*Pissodes validirostris* Gyll.) en las masas de pino piñonero (*Pinus pinea* L.) de Valladolid.* «Bol. Serv. Plagas Forestales», p. 43-50. 1967.
- CUEVAS, P. et BACHILLER, P. — *Síntesis de los diferentes métodos utilizados para la protección de piñon de *P. pinea*.* «Bol. Serv. Plagas Forestales», 24, p. 77-87. 1969.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas do pinheiro manso.* «Encontro sobre o pinheiro manso», Alcácer do Sal, 23 p. 1988.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Insectos parasitas do pinheiro manso.* «Floresta e Ambiente», n.º 7, p. 24-25. 1989.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas das pinhas do pinheiro manso.* «Tecnologias Agrárias», Ano II, n.º 9, p. 11-15. 1990 a.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas das Resinosas. Guia de campo.* «Série Divulgação», n.º 3. 1990 b. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas nas pinhas.* «Floresta e Ambiente», n.º 13, p. 58-59. 1991.
- GRAÇA, J. M. R. — *Contribuição para o estudo do *Pissodes validirostris* Gyll. em Portugal.* Relatório de tirocínio do curso de Regente Agrícola. Escola de Regentes Agrícolas de Santarém. 1970.
- KRÍSTEK, J. et al. — *Skudci semen, sisek a plodu lesnich drevin.* 1992.
- ROMANYK, N. et BACHILLER, P. — *Excelentes resultados de la campaña contra *Pissodes validirostris* Gyll. plaga de las piñas de *Pinus pinea* L.* «Bol. Serv. Plagas Forestales», 15. 1965.
- ROQUES, A. — *Les Insectes Ravageurs des Cônes et Graines de Conifères en France.* INRA. 135 p. 1983.



Fig. 88 – Pinhas de *P. pinaster* com ataque de *P. validirostris* Gyll.



Fig. 89 – Pinha de *P. pinea* com ataque de *P. validirostris* Gyll.

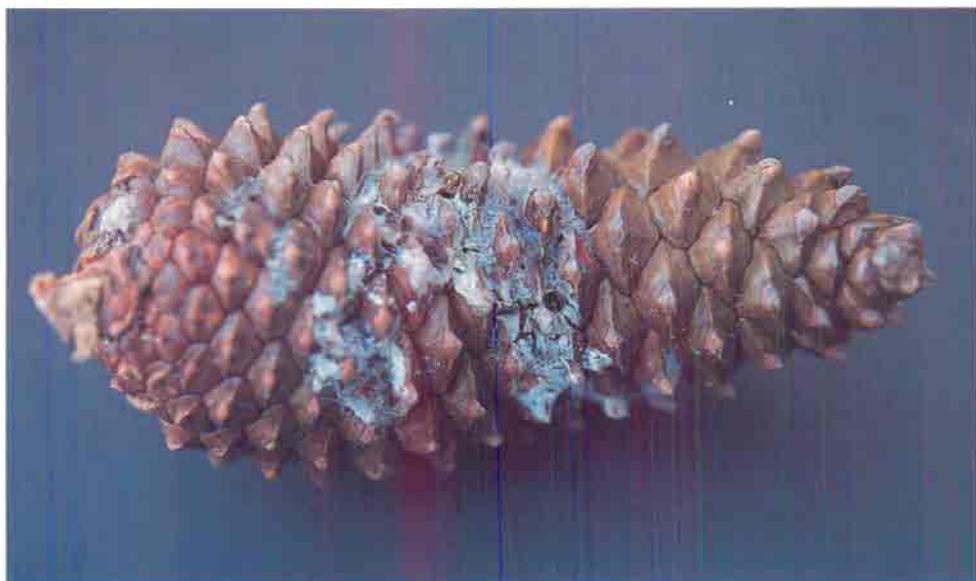


Fig. 90 – Pinha de *P. pinaster* com ataque de *Pissodes validirostris* Gyll.

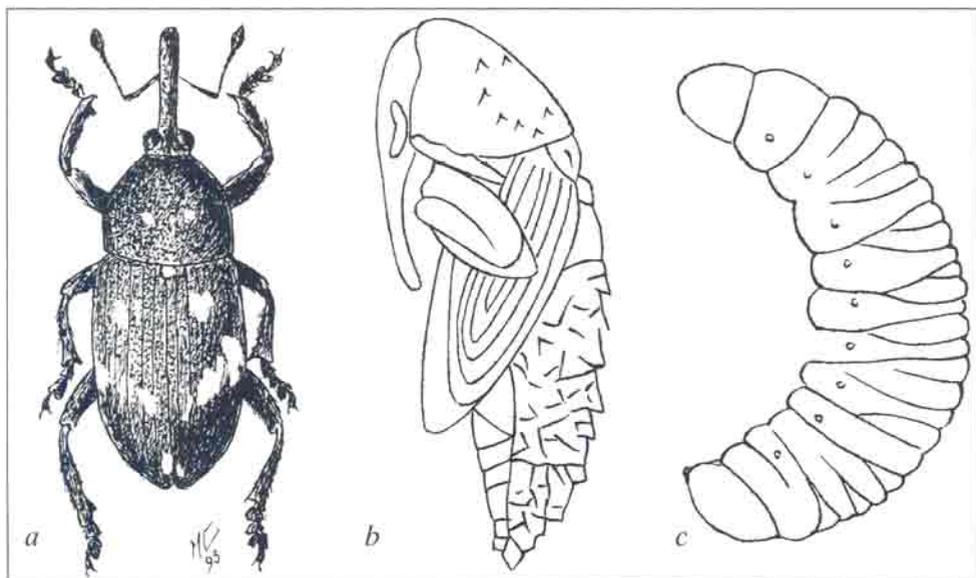


Fig. 91 – *Pissodes validirostris* Gyll.: a) adulto (comprimento: 8 mm); b) larva; c) pupa.

Dioryctria mendacella (Stgr.)

PERFURADOR DAS PINHAS

SINÓNIMOS: *Nephopteryx mendacella* Stgr.
Euzophera maritanella Mill.

ORDEM: LEPIDOPTERA.

FAMÍLIA: Pyralidae.

NOME VULGAR: Lagarta das pinhas.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Toda a Europa mediterrânica. Arménia. Palestina. Paquistão. China. Em Portugal têm sido observados danos severos em Alcácer do Sal e no Norte.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Pinus pinea, *P. pinaster*, *P. halepensis*, *P. brutia*, *P. nigra* var. *pallasiana*.

SINTOMATOLOGIA

Pinhas com excrementos grosseiros no interior das pinhas, formando externamente grandes massas irregulares de serrim e resina. O orifício de entrada da lagarta é rodeado de resina amarelada, misturada com excrementos da lagarta, podendo cobrir quase completamente a pinha. À medida que a lagarta cresce dentro da pinha, os sintomas tornam-se mais evidentes, notando-se o aparecimento de manchas castanhas, por vezes escuras, na base da pinha, contrastando com o verde da pinha. Embora os ataques se verifiquem durante o 2.º ano de desenvolvimento das pinhas (Primavera), depois da fase de crescimento (Outono) e no 3.º ano de desenvolvimento das pinhas (Primavera), a pinha continua a crescer, depois de atacada. As galerias larvares não atingem o eixo da pinha. Os orifícios de saída das lagartas maduras são muito grandes e irregulares. Por vezes, a pinha fica inteiramente vermelha externamente.

DANOS

Geralmente existe uma ou duas lagartas por pinha. Uma lagarta pode destruir metade ou um terço das sementes conforme a altura em que penetrou, no início ou no fim do desenvolvimento da pinha. As pinhas atacadas dificilmente abrem e as sementes são consumidas em parte pelas lagartas.

Em França são particularmente importantes os ataques nas pinhas de *P. halepensis*, chegando a registar-se 25 a 40% de pinhas atacadas (ROQUES, 1983).

Em Portugal, os danos são importantes em *P. pinea* e em *P. pinaster*; no primeiro caso, são menores do que os danos causados por *P. validirostris*.

EPIDEMIOLOGIA

As técnicas culturais criam condições favoráveis ao aumento das populações desta praga, visto ainda não ter sido considerada a colheita das pinhas atacadas mesmo nos anos de produção baixa. Os anos quentes e secos são favoráveis ao aumento da população.

DESCRIÇÃO

Imago – Envergadura: 26-30 mm. Coloração geral do corpo cinzenta. Antenas filiformes na fêmea, pectinadas no macho. Asas anteriores muito características: uma faixa branca transversal, levemente sinuosa, uma mancha branca na parte média, junto do margem anterior, uma linha castanha saindo desta mancha, atingindo a margem posterior; uma faixa branca, transversal, em zigue-zague, junto da margem anterior. Asas posteriores cinzento-pérola.

Estados imaturos – **Ovos** pequenos, esbranquiçados. **Larva** madura atingindo 18-22 milímetros de comprimento. Face dorsal com coloração rósea; 8.º e 9.º segmentos verde-esbranquiçado. Uma linha dorsal longitudinal média castanho-escura. Cabeça castanho-escura. **Pupa** castanho-avermelhada dentro de um casulo formado por terra e fios sedosos tecidos pela lagarta antes de pupar.

BIOLOGIA

Esta espécie tem duas gerações anuais. A 1.ª geração emerge em Maio. Os ovos são postos de meados de Maio a meados de Junho, nas escamas das pinhas em formação, durante a fase de crescimento no 2.º ano de desenvolvimento ou na base das pinhas, no 3.º ano de desenvolvimento. A eclosão das lagartas dá-se cerca de duas semanas depois da postura. As lagartas recém-nascidas penetram nas pinhas por um orifício irregular e abrem uma galeria sinuosa afastada do eixo da pinha. As lagartas, em número de duas por pinha, só muito excepcionalmente mais, expõem para o exterior pelo orifício por onde entraram na pinha, serrim e excrementos que ficam ligados por resina, formando um aglomerado irregular e saliente na parte externa da pinha. Geralmente, a lagarta não completa o seu desenvolvimento na mesma pinha. Ela ataca as pinhas sãs do mesmo verticilo. No Verão atinge a maturidade e deixa-se cair no solo onde vai pupar na folhada. Há casos da lagarta pupar dentro da própria pinha. As borboletas da 2.ª geração emergem em fins de Agosto, princípios de Setembro e fazem as posturas nas pinhas verdes que atingiram o máximo desenvolvimento. As larvas penetram nas pinhas onde

abrem galerias afastadas do eixo. Estas lagartas hibernam dentro das pinhas. Na Primavera do ano seguinte, as lagartas abandonam as pinhas e deixam-se cair no solo onde vão pupar.

***Dioryctria mendacella* Stgr.**
Ciclo biológico

J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Larvas hibernantes											
			Pupas								
			Imagos (1.ª geração)								
				Posturas							
					Larvas activas				Larvas hibernantes		
							Pupas				
							Imagos (2.ª geração)				
							Posturas				
									Larvas hibernantes		

FAUNA AUXILIAR

Na Turquia, encontrou-se um parasitóide das lagartas, *Lissonota saxonìa* var. *orientalis* Hdg. (Hymenoptera, Ichneumonidae).

MEIOS DE LUTA

Os meios de luta compreendem: técnicas culturais, luta biotécnica e luta cultural. As técnicas culturais implicam a selecção de clones menos susceptíveis aos ataques de pragas; colheita das pinhas, mesmo nos anos de produção baixa, para limitar a população residual. Na luta biotécnica utilizam-se armadilhas iscadas com feromonas. A luta biológica pressupõe o conhecimento da fauna auxiliar associada com esta praga.

Como a piral da pinha completa o ciclo no solo, recomenda-se o maior cuidado em não abandonar ou deixar pinhas atacadas no pinhal para evitar um aumento da população da praga.

BIBLIOGRAFIA

- BACHILLER, P. et al. — *Plagas de Insectos en las masas forestales españolas*. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. 1981.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas do pinheiro manso*. «Encontro sobre o pinheiro manso». Alcácer do Sal, 23 p. 1988 a.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Insectos parasitas do pinheiro manso*. «Floresta e Ambiente», n.º 7, p. 24-25. 1988 b.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas das pinhas do pinheiro manso*. «Tecnologias Agrárias», Ano II, n.º 9, p. 11-15. 1990 a.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas das Resinosas. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 3, 108 p. 1990 b. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas nas pinhas*. «Floresta e Ambiente», n.º 13, p. 58-59. 1991.
- ROQUES, A. — *Les Insectes Ravageurs des Cônes et Graines de Conifères en France*. INRA. 135 p. 1983.
- ZOCHI, R. — *Contributo alla conoscenza degli insetti delle piante forestali. V. Il gen. Dioryctria Zell. (Lepidoptera Pyralidae) in Italia*. «Redia», XLVI, p. 75-98. 1961.

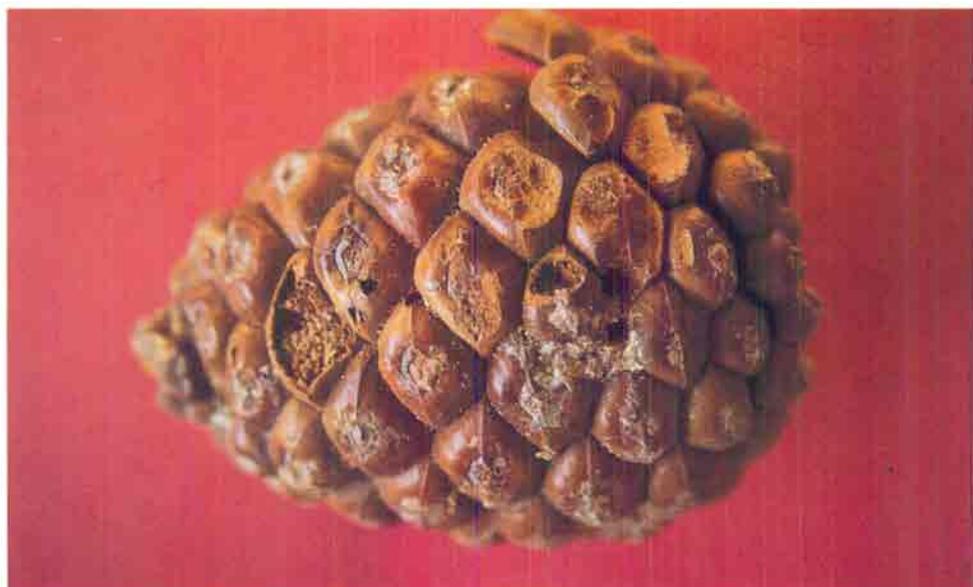


Fig. 92 – Pinha de *Pinus pinea* com ataque de *Dioryctria mendacella* (Stgr.).

Gravitarmata margarotana H. S.

PERFURADOR DAS PINHAS

SINÓNIMOS: *Evetria retiferana* Wocke.

ORDEM: LEPIDOPTERA.

FAMÍLIA: Tortricidae.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Parte europeia da Rússia. Lituânia. Europa central. Japão. França. Em Portugal foi encontrada em *P. pinaster*; no Norte.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Pinus silvestris, *P. nigra* var. *pallasiana*, *P. strobus*, *P. densiflora*, *P. thunbergi*, *P. uncinata*, *P. pinaster*.

SINTOMATOLOGIA

Presença de uma fenda vertical média na face interna das pinhas. A este nível aparecem excrementos grosseiros ligados por seda e resina. A face interna da pinha apresenta uma fenda interna.

DANOS

As lagartas consomem os tecidos da pinha e as sementes. As sementes não consumidas abortam.

EPIDEMIOLOGIA

Não temos informação fundamentada sobre o assunto. Contudo, verificámos que os ataques coincidiram com anos sucessivos de seca. Por outro lado, não é usual colher as pinhas atacadas que caem no pinhal nem aquelas que se encontram nas árvores o que, à semelhança de outras pragas, irá causar aumentos da população da praga deste perfurador.

DESCRIÇÃO

Imago – Borboleta adulta medindo 17 a 20 mm de envergadura. Asas anteriores cinzentas com faixas de cor vermelha. Asas posteriores cinzentas.

Estados imaturos – Lagarta branco-leitoso inicialmente; depois apresentando uma coloração avermelhada. Comprimento da larva madura: 13-18 mm.

PERÍODO DE ATAQUE

Segundo ROQUES (1983), a penetração das lagartas coincide com o fim do período de crescimento das pinhas no 2.º ano de desenvolvimento, de fins de Abril a meados de Junho, conforme as regiões.

BIOLOGIA

Não pudémos estudar o ciclo biológico de *G. margarotana* em Portugal. A informação que damos é baseada nos estudos de ROQUES (1983) para França.

«A fêmea faz a postura na face interna da pinha. A larva neonata penetra no interior da pinha onde faz uma galeria em espiral à volta do eixo. Sai por um orifício aberto a cerca de 1 cm do orifício de entrada. Entra novamente na pinha e dirige-se para o ápice, por uma galeria em espiral. Depois de ter completado o desenvolvimento, a lagarta sai da pinha ao nível do ápice e deixa-se cair no solo a partir de fins de Julho. A ninfose é na folhada. A emergência dos adultos terá lugar em Abril do ano seguinte, havendo a possibilidade de uma diapausa de um ano no estado de pupa.»

MEIOS DE LUTA

Os indicados para *D. mendacella*.

BIBLIOGRAFIA

ROQUES, A. — *Les Insectes ravageurs des cônes et graines de conifères en France*. INRA.135 p. 1983.

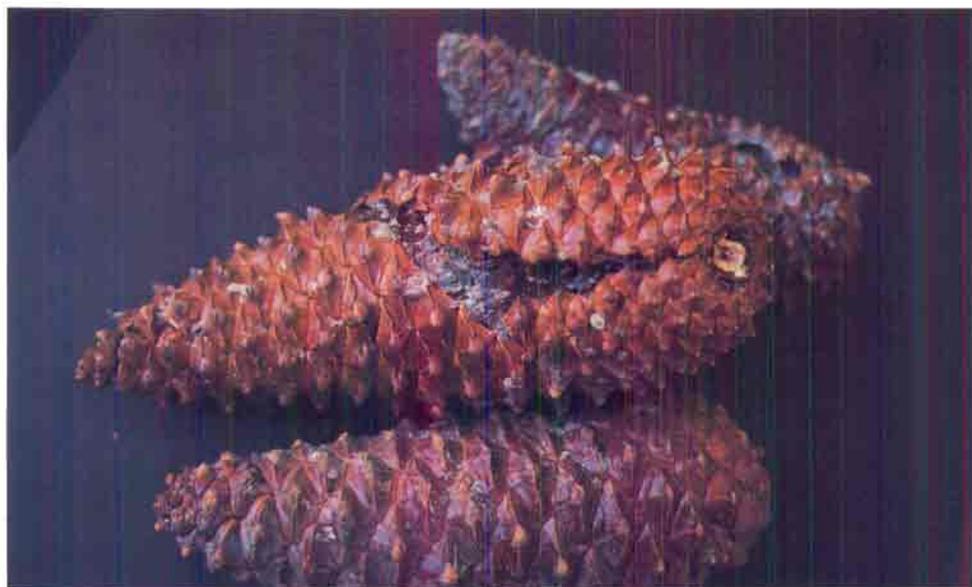


Fig. 93 – Pinha de *P. pinaster* mostrando um ataque de *G. margarotana* H.S.

Megastigmus spermotrophus Wachtl.

ESPERMATÓFAGO

ORDEM: HYMENOPTERA.

FAMÍLIA: Torymidae.

NOME VULGAR: Torimídeo das sementes da Pseudotsuga.

SINTOMATOLOGIA

Pinhas com pequenas gotas de resina assinalando a postura. As sementes atacadas podem identificar-se por radiografia ou colocando-as em petróleo (as sementes atacadas flutuam enquanto as não atacadas vão para o fundo). A saída do insecto é caracterizada por um orifício circular.

DANOS

M. spermotrophus é uma praga importante das sementes da Pseudotsuga porque as fêmeas são muito fecundas (posturas de 150 ovos, pelo menos).

EPIDEMIOLOGIA

As flutuações de produção de pinhas favorecem o crescimento da população da praga. Além disso, este Torimídeo faz as posturas numa fase muito sensível da pinha que é a de crescimento. A semente infestada que fica no chão em consequência da abertura das pinhas constitui um meio muito favorável à dispersão da praga e ao aumento da sua população.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Toda a Europa setentrional e central. América do Norte. Nova Zelândia. Em Portugal é comum e abundante na região de Manteigas.

DESCRIÇÃO

Imago – Comprimento: 2,5-3,5 mm. Fêmea com uma coloração castanho-amarelada com o oviscapto do tamanho do corpo. Macho amarelo limão.

Estados imaturos – Larva ápoda, amarelada, mandíbulas castanhas, com três dentes. Comprimento: 2,4-3,5 mm.

BIOLOGIA

A postura é feita durante a fase que precede o teor máximo em água das pinhas, isto é, entre fins de Maio e meados de Junho. Esta fase corresponde ao

período em que aparece uma margem de cor castanho-avermelhada na base das escamas ovulíferas que eram verdes e termina quando todas as escamas tomam esta coloração. O período de ataque pode levar 7 semanas. A fêmea faz a postura directamente nas sementes, contornando as escamas, principalmente na região central da pinha. Cada semente tem uma larva. A emergência da larva é feita na região do arquegónio; os 2.º e 3.º instares desenvolvem-se à custa dos cotilédones.

Três semanas depois da eclosão, a larva está no 4.º instar e devora o endosperma. A larva hiberna dentro da semente, no 5.º instar. A ninfose tem lugar a partir do princípio de Abril do ano seguinte. Mas nem todas as larvas entram em ninfose nesse ano; uma parte entra em diapausa que pode prolongar-se até 5 anos. As fêmeas podem reproduzir-se partenogeneticamente, isto é, sem fecundação. Neste caso, a geração é constituída apenas por machos (ROQUES, 1983).

FAUNA AUXILIAR

São conhecidos os seguintes parasitóides: *Eurytoma* sp. (Hymenoptera, Eurytomidae); *Mesopolobus spermotrophus* Hussey, *Habrocytus chrysos* Walk. e *Anogmus strobilorum* Thoms. (Hymenoptera, Pteromalidae).

MEIOS DE LUTA

Técnicas culturais que envolvem a selecção de clones menos susceptíveis aos ataques desta praga. A colheita das pinhas anualmente, mesmo nos anos de produção baixa, limita as populações residuais ou as larvas que entram em diapausa.

Deve evitar-se o uso de insecticidas porque podem criar-se problemas ambientais, pela acumulação de produtos tóxicos na árvore, podendo também correr-se o risco de originar populações de insectos resistentes.

BIBLIOGRAFIA

- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas das Resinosas. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 4. 132 p. 1990. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.
- HUSSEY, N. W. — *The life-histories of Megastigmus spermotrophus Wachtl. (Hymenoptera: Chalcidoidea) and its principal parasite, with descriptions of the development stages*. «Royal Ent. Soc. Lond.», 106, p. 133-151. 1955.
- KRISTEK, J. et al. — *Skudci semen, sisek a plodu lesnich drevin*. 1992.
- ROQUES, A. — *Biologie et répartition de Megastigmus spermotrophus Wachtl (Hymenoptera, Chalcidoidea, Torymidae) et des autres insectes liés cônes dans les peuplements forestiers et vergers à graines français de sapin de Douglas Pseudotsuga menziesii (Mirb.) Franco*. «Acta Oecológica Oecol. Applic.», 2, p. 161-180. 1981.
- ROQUES, A. — *Les insectes ravageurs des cônes et graines de conifères en France*. INRA. 1983.



Fig. 94 – Pinha de *Pseudotsuga* em formação.



Fig. 95 – Pinha de *Pseudotsuga* em formação.



Fig. 96 – Pinhas de *Pseudotsuga* com ataque de *Megastigmus spermotrophus* Wachtl.



Fig. 97 – Sementes de pseudotsuga atacadas por *Megastigmus spermotrophus* Wachtl.

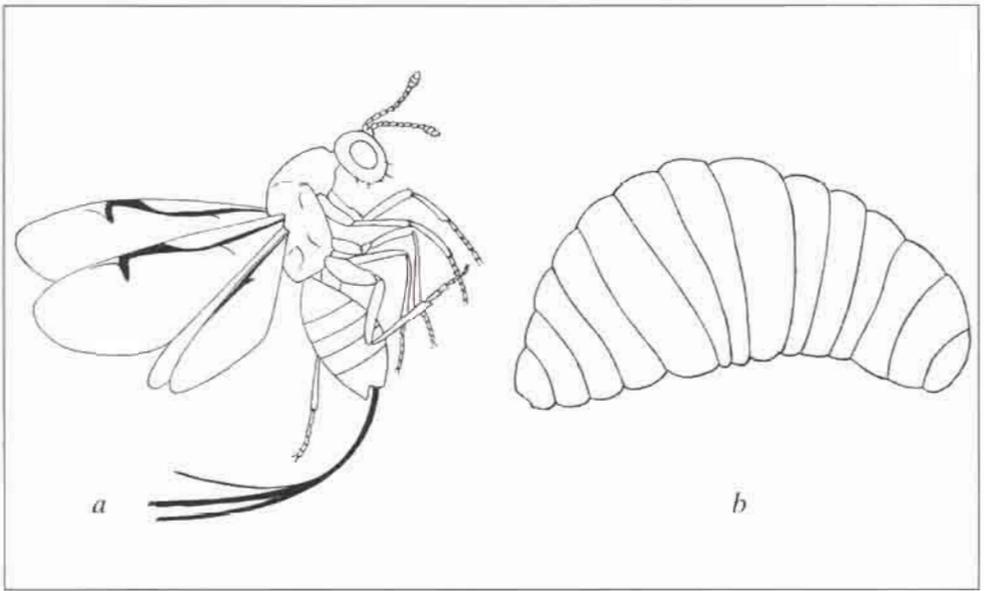


Fig. 98 – *Megastigmus spermotrophus* Wachtl.: a) fêmea (comprimento: 3 mm);
b) larva.

Ernobius mollis L.
PERFURADOR DAS PINHAS

ORDEM: COLEOPTERA.

FAMÍLIA: Anobiidae.

NOME VULGAR: Caruncho da pseudotsuga.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Largamente espalhado em todo o mundo. Toda a Europa. Ásia. América do Norte. Austrália. África do Sul. Nova Caledónia (ROQUES, 1983).

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Pinus. Pseudotsuga. Larix decidua.

SINTOMATOLOGIA

Presença de uma galeria no eixo da base da pinha, cheia de serrim avermelhado e de excrementos.

DANOS

Pouco significativos e não abundantes.

DESCRIÇÃO

Imago – Comprimento: 3-5 mm. Corpo castanho avermelhado. Antenas com o 8.º segmento mais pequeno do que metade do comprimento do 9.º. Pronoto geralmente mais largo do que a base dos élitros, com grânulos finos.

Estados imaturos – Larva do tipo das melolontas, com a cápsula cefálica alaranjada e três pares de patas torácicas.

BIOLOGIA

Emergência dos adultos em Setembro e em Abril. Posturas em Julho, nas pinhas atacadas por *M. spermatrophus*. As larvas constroem uma galeria na base da pinha, penetrando no eixo e consomem as sementes totalmente a esse nível. Emergência dos adultos dois anos mais tarde.

MEIOS DE LUTA

Dado que os danos não têm importância, não são aconselhados meios de luta.

BIBLIOGRAFIA

ROQUES, A. — *Les insectes ravageurs des cônes et graines de conifères en Franc.* INRA, 1983.

Cydia juliana (Curt.)

PERFURADOR

SINÓNIMOS: *Pammene juliana* Curt.
Carpocapsa juliana Curt.
Carpocapsa nimbana Herr.-Schiff.

ORDEM: Lepidoptera.

FAMÍLIA: Tortricidae.

NOME VULGAR: Tortricídeo da castanha.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Espanha. Portugal. Itália.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Castanheiro. Faia. Acer. Sobreiro.

SINTOMATOLOGIA

Castanhas com excrementos externamente, ligados por um tecido sedoso, rejeitados pela lagarta através do orifício de entrada. Queda dos frutos atacados em Julho e Agosto.

DANOS

Provoca a queda prematura dos frutos durante Julho e Agosto. A amêndoa fica destruída.

DESCRIÇÃO

Imago – Envergadura: 15-18 milímetros. Antenas filiformes na fêmea, pectinadas no macho. Ocelos situados atrás das antenas. Tórax cinzento-acastanhado. Asas anteriores cinzento-escuras na face superior; margem costal com manchas oblíquas estreitas, castanho-escuras, entre outras manchas esbranquiçadas; posteriormente, as manchas formam um V; uma grande mancha branca oblíqua, subtriangular, começando na margem dorsal e terminando na margem costal; face inferior das asas castanho-escuro, com manchas branco-amareladas em V, correspondentes às da face superior da margem costal. Asas posteriores castanho-escuro, com a margem dorsal mais clara; face inferior com a mesma coloração da face superior; franja castanho-claro, manchada de cinzento. Macho semelhante à fêmea, mas de menores dimensões; 6.^o e 7.^o tergitos abdominais com um tufo de escamas compridas esbranquiçadas, em forma de espá-

tula, largas na parte distal e estreitas na base. *Aparelho sexual masculino* – Edeago visto lateralmente mostra a margem superior mais ou menos rectilínea e a inferior convexa na base e na parte subdistal, côncava na parte média e rectilínea na extremidade posterior; esta extremidade é cilíndrica dorso-ventralmente.

Estados imaturos – *Larva* cor de avelã, por vezes esbranquiçada, medindo cerca de 13 mm no máximo desenvolvimento. Abdómen com 10 segmentos com manchas escuras arredondadas, com setas, um par de estigmas arredondados, castanho-escuros, nos primeiros oito segmentos. *Pupa* cônica, amarelo-acastanhada e brilhante. Comprimento: 8-10 mm; largura cerca de 2 mm. Tergitos dos 2.º ao 7.º segmentos abdominais com 2 ou 3 filas transversais de espinhos curtos junto ao bordo anterior de cada segmento e uma fila posterior; 8.º e 9.º tergitos com uma única fila transversal, a meio de cada segmento; 10.º urotergito com 6 espinhos.

BIOLOGIA

As borboletas voam geralmente em Junho/Julho. Têm hábitos crepusculares. As fêmeas fazem as posturas na página superior das folhas do castanheiro. Depois da eclosão, cada lagarta penetra na parte basal do fruto juvenil e ataca as castanhas em formação. Uma única lagarta pode infestar sucessivamente vários frutos. Depois de 40 dias, as larvas maduras abandonam os frutos e tecem um casulo debaixo da casca dos castanheiros onde ficam em diapausa até à Primavera seguinte. Há, portanto, uma geração anual.

MEIOS DE LUTA

Os indicados para *C. splendana* (Hb.).

BIBLIOGRAFIA

- BALACHOWSKY, A. S. — *Entomologie appliquée à l' Agriculture*. Tome I. *Lépidoptères*. 1 vol. Masson et Cie. 1966.
- BOVEY, R. — *La Défense des Plantes Cultivées*. Éditions Payot Lausanne. 1967.
- BONNEMAISON, L. — *Les Parasites Animaux des plantes cultivées et des forêts*. Paris. 1953.
- FERREIRA, M. C. — *Pragas das castanhas*. «Gazeta das Aldeias», n.º 2997, p.12-14. 1992.
- MENDES, M. A. — *A entomofauna do castanheiro (Castanea sativa Miller) no concelho de Moimenta da Beira*. «Publicações Dir.-Ger. Serv. Fl. Aquíc.», vol. XXVI, tomo I e II, 273 p. 1959.

Cydia splendana (Hb.)

PERFURADOR

SINÓNIMOS: *Carpocapsa splendana* (Hb.)
Carpocapsa reaumurana Hein.
Laspeyresia splendana (Hb.)
Cydia splendana var. *reaumurana* Hein.
Tortrix splendana Hb.

ORDEM: LEPIDOPTERA.

FAMÍLIA: Tortricidae.

NOME VULGAR: Lagarta da castanha. Bichado da castanha.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Quase toda a região paleártica. Japão. Em Portugal, a espécie é muito abundante no Alentejo.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Castanea sativa. Em Portugal e Espanha ataca as castanhas. Na França, tem sido encontrada em castanhas, nozes e diversos frutos. Na Itália, encontra-se em castanhas, nozes e glandes. Na Inglaterra, parasita as castanhas e diversos frutos. Na Rússia, além das glandes, também causa danos nos frutos de *Cupressus*. No Japão ataca castanhas (MENDES, 1959).

SINTOMATOLOGIA

Queda prematura das castanha. Castanhas com uma impressão transversal na base, além de sulcos salientes, semelhantes a carenas. Frutos moles, muitas vezes com fungos. Lagartas e excrementos dentro dos frutos.

DANOS

Os frutos atacados perdem o valor comestível e não podem ser utilizados em viveiros porque perderam o poder germinativo. Em consequência dos danos, criam-se condições para ataques de bactérias e fungos.

EPIDEMIOLOGIA

A situação dos castanheiros em locais com pedras, sem possibilidade de serem feitas lavouras ou limpezas no solo é favorável ao crescimento da sua

população. Os anos muito quentes e secos são também favoráveis ao desenvolvimento da praga.

DESCRIÇÃO

Imago – Envergadura: 13-18 mm. Coloração cinzenta ou cinzenta-acastanhada. Asas cinzentas, com a parte basal mais escura. Asas posteriores castanhas, as franjas mais claras. Ângulo posterior das asas anteriores com uma mancha amarela bordada de castanho, com quatro traços negros.

Estados imaturos – *Lagarta* branca, com a cabeça, pronoto e escudo anal negros, nos primeiros instares. Quando madura, a lagarta fica amarelada, com a cabeça, pronoto e escudo anal acastanhados; dorsalmente é rósea; comprimento: 15-16 mm. *Pupa*: tergitos dos 2.º ao 7.º segmentos abdominais com duas filas transversais de espinhos curtos e grossos, uma fila junto do bordo anterior e a outra fila posteriormente; uma única fila de espinhos nos urotergitos 8.º, 9.º e 10.º; 10.º segmento com 10 a 15 espinhos.

BIOLOGIA

As borboletas voam ao crepúsculo e à noite, entre Julho e Setembro. Durante o dia, as borboletas ficam imóveis na face inferior das folhas do castanheiro, nos ramos e no tronco, tornando-se difíceis de ver. Entram em actividade ao crepúsculo até cerca da meia noite. As fêmeas põem os ovos isoladamente nas folhas do castanheiro, geralmente ao longo duma nervura, na face superior ou na inferior, mas sempre junto dos ouriços. A postura leva 4 a 5 dias. Dez a doze dias depois da postura, dá-se a eclosão das lagartas. Estas não se alimentam das folhas. O desenvolvimento passa-se inteiramente na castanha. As lagartas atingem os ouriços, abrem galerias transversais em relação à parede do ouriço até atingirem as sementes (cotilédones) onde abrem uma galeria sinuosa que vai aumentando de diâmetro e de comprimento à medida que a lagarta cresce. Na galeria acumulam-se detritos e excrementos. A castanha fica quase totalmente destruída. As lagartas maduras abandonam a castanha e enterram-se no solo a 15 centímetros de profundidade onde formam casulos constituídos por partículas de terra ligadas por fios de seda. Estes casulos também podem encontrar-se entre detritos orgânicos no solo ou debaixo da casca não aderente do tronco dos castanheiros (MENDES, 1959). Em Junho podem encontrar-se com facilidade nos locais indicados. É nestes casulos que as lagartas passam o Inverno, ficando dentro deles até fins de Maio princípios de Junho. Nesta altura, a lagarta transforma-se em pupa. A partir de fins de Julho, emergem as borboletas.

Se a lagarta ainda não está madura quando se colhem as castanhas, ela continua o seu desenvolvimento dentro delas, quer nos ouriços caídos no solo, quer nas castanhas em armazém.

O orifício de penetração das lagartas recém-nascidas nas castanhas em desenvolvimento, é muito pequeno, praticamente invisível externamente a olho nú. Quando a lagarta madura abandona a castanha, ela faz um orifício circular de saída, bem visível.

MENDES (1959) observou dois períodos de ataque pela lagarta da castanha: o primeiro quando os ouriços estão em formação ou quando eles têm as castanhas numa fase pouco desenvolvida; o segundo quando os ouriços estão completamente formados e as castanhas têm quase o tamanho normal. No primeiro caso, dá-se uma queda prematura dos ouriços que é muito elevada nos anos em que se registam ataques severos da praga. No segundo caso, o fruto cai no solo já muito danificado.

FAUNA AUXILIAR

São conhecidos os seguintes parasitóides: *Ascogaster quadridentatus* Wesm. (Hymenoptera, Braconidae) e *Trichogramma* sp. (Hymenoptera, Trichogrammatidae).

MEIOS DE LUTA

A luta contra o bichado da castanha envolve a luta cultural, medidas sanitárias e luta biotécnica.

A poda e limpeza das árvores e do solo dos soutos quando é possível, são medidas que reduzem a população da praga. A limpeza do solo deve ser feita antes de caírem os primeiros frutos. Torna-se assim mais fácil a apanha dos frutos e evita-se a criação de refúgios de pragas. Também convém retirar os detritos orgânicos, incluindo folhas, ouriços abertos ou fechados ou partes que caiem no solo. As lavouras expõem as lagartas e pupas aos rigores do clima.

A colheita de todos os ouriços tardios que resistiram ao varejamento e que são susceptíveis de constituírem focos de infestação dos frutos do ano seguinte, constitui uma excelente medida no sentido de diminuir as populações das pragas (MENDES, 1959).

As castanhas depois de colhidas deviam ser levadas para locais cimentados onde poderá ser feita a sua escolha e destruição das lagartas que vão saindo das castanhas. Em França, utilizaram-se animais de capoeira para este fim.

DIAS COELHO (1992) admite que o bichado da castanha poderá ser combatido utilizando os mesmos insecticidas que são recomendados para «proteger as pêras e as maçãs dos ataques do bichado». A luta química seria aconselhável em Agosto e Setembro num total de três tratamentos.

A luta biotécnica envolve o uso de feromonas sexuais para captura dos machos. As armadilhas iscadas com feromona sexual devem ser aplicadas nos princípios de Junho e devem ser matidas até Agosto/Setembro. Os machos colhidos são mortos.

BIBLIOGRAFIA

- BALACHOWSKY, A. S. — *Entomologie appliquée à l'Agriculture*. Tome I. *Lepidoptères*. 1 vol. Masson et Cie. 1966.
- BOVEY, R. — *La Défense des Plantes Cultivées*, Éditions Payot Lausanne. 1967.
- CABRAL, M. T. et NEVES, C. M. B. — *A entomofauna do castanheiro em Portugal*. *Revisão bibliográfica*. «Encontro sobre Soutos e Castiçais», p. 195-210. 1987.
- COELHO, A. Dias — *Bichado das castanhas*. «Gazeta das Aldeias», n.º 2992, p. 14-15. 1992.
- FERREIRA, M. C. — *Pragas das castanhas*. «Gazeta das Aldeias», n.º 2997, p. 12-14. 1992.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas das Folhosas*. *Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 5, 191 p. 1991.
- MENDES, M. A. — *A entomologia do castanheiro (Castanea sativa Miller) no concelho de Moimenta da Beira*. «Publicações Dir.-Ger. Serv. Fl. Aquíc.», vol. XXVI, Tomo I e II, 273 p. 1959.
- NEVES, C. M. B. — *Os insectos prejudiciais ao castanheiro em Portugal*. «Gazeta das Aldeias», n.º 220. 1951.



Fig. 99 – Castanheiro em Trás-os-Montes.

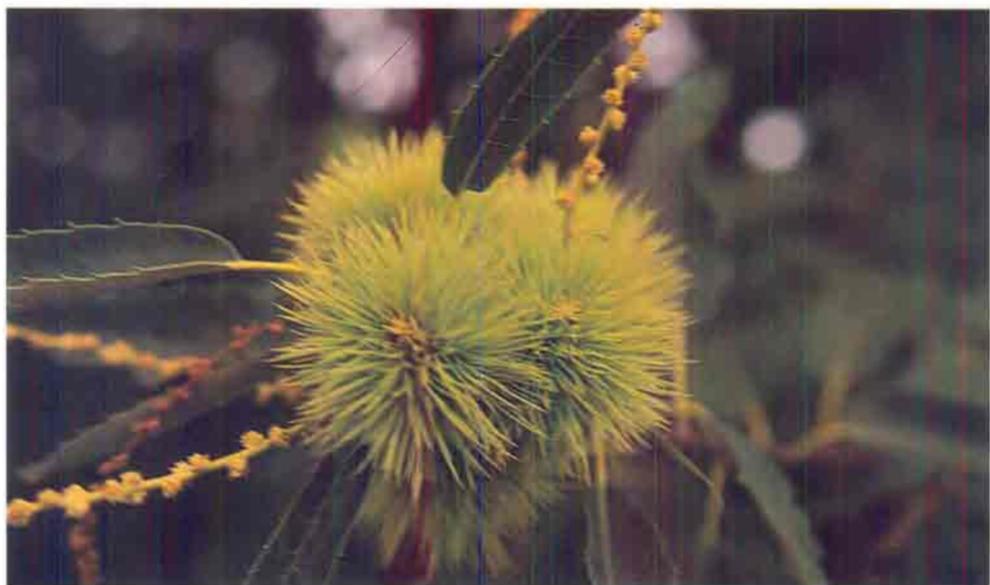


Fig. 100 – Ouriço por abrir.



Fig. 101 – Ouriço aberto deixando ver as castanhas.



Fig. 102 – Castanhas infestadas de pragas.

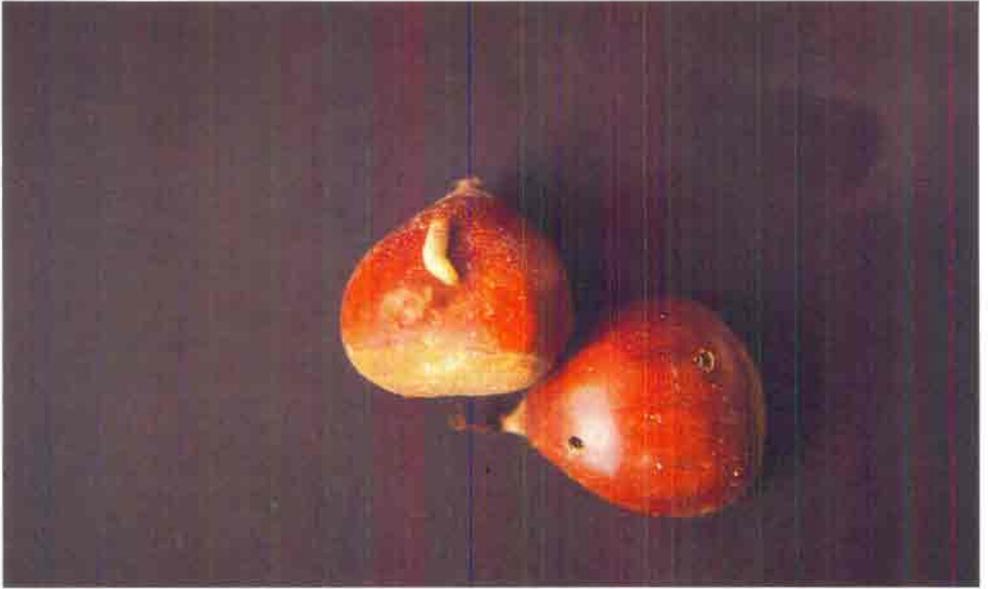


Fig. 103 – Lagarta da castanha acabada de sair.

Cydia pomonella (L.)

SINÓNIMOS: *Laspeyresia pomonella* L.

ORDEM: LEPIDOPTERA.

FAMÍLIA: Tortricidae.

NOME VULGAR: Bichado da noz. Bichado das frutas.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Europa e Sibéria. Região mediterrânica. Egípto. Síria. Argélia. Palestina. Marrocos. China setentrional e oriental. Coreia. Japão. Estados Unidos da América. Canadá. Austrália. Nova Zelândia. República da África do Sul. Argentina. Uruguai. Chile. Equador.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Fruteiras. *Juglans regia*.

SINTOMATOLOGIA

Presença de larvas na polpa ou na amêndoa dos frutos.

DANOS

As larvas causam danos nos frutos, devorando a polpa ou a amêndoa, conforme a natureza do fruto.

DESCRIÇÃO

Imago – Envergadura: 20 mm. Asas anteriores cinzentas, com faixas castanhas estreitas, sinuosas; uma mancha rodeada por duas faixas bronzeadas com reflexos metálicos, em forma de parêntesis.

Estados imaturos – *Ovos* com 1 mm de diâmetro, opalescentes. *Larvas* de cor rósea, com a cabeça castanha, podendo medir 1,5 - 2 cm.

BIOLOGIA

As borboletas provenientes da geração hibernante voam desde Junho a Julho, por vezes até Setembro. Têm hábitos crepusculares. Durante o dia ficam imóveis no tronco e ramos da planta hospedeira. As posturas são feitas nas folhas, junto dos frutos e nos frutos. A incubação tem a duração de 8 a 18 dias. As larvas recém-nascidas atravessam a epiderme dos frutos, penetram na polpa

dos frutos ou na amêndoa, conforme o fruto, e devoram-na. A fase larvar dura 3 a 4 meses.

A larva pode viver dentro do fruto. Há uma larva em cada fruto. As larvas abandonam os frutos ainda na árvore ou os frutos caídos no solo, tecem um casulo dentro do qual hibernam. Geralmente a larva penetra nas nozes no ponto de contacto dos dois frutos. Enquanto a casca é fina, penetram-na em qualquer ponto. Quando a casca endurece, as larvas deslocam-se ao longo da casca e entram no fruto pela base. Em certos países pode haver uma geração que sai em Agosto/Setembro, a qual se mistura com os indivíduos tardios da geração hibernante. A ninfose dura cerca de um mês.

FAUNA AUXILIAR

Os ovos são parasitados por *Trichogramma evanescens* Westw. (Hymenoptera Trichogrammatidae). As larvas são parasitadas por *T. enecator* Rossi (Hymenoptera, Trichogrammatidae), *Ephialtes caudatus* Ratz. (Hymenoptera, Ichneumonidae) e *Elodia tragica* (Diptera, Tachinidae). As larvas hibernantes são atacadas por um fungo, *Beauveria bassiana* e por um protozoário, *Nosema carpocapsae*. As aves insectívoras são predadoras das lagartas.

MEIOS DE LUTA

A captura das pupas e das larvas faz-se por meio de cintas de cartão canelado que se aplicam no tronco da árvore hospedeira no fim de Junho.

O controlo de penetração é feito por observação visual dos ataques numa amostra de 1000 frutos em 20 a 50 árvores do pomar.

Também se usam armadilhas iscadas com feromonas sexuais que provocam a «confusão» no encontro dos dois sexos. Também se pode usar a luta autócida, esterilizando os machos por radiações (raios X e gama).

Segundo DIAS COELHO (1990) os tratamentos para o bichado das nozeiras devem ser feitos após o vingamento dos frutos e no decurso da vegetação. Os tratamentos com diflubenzurão devem iniciar-se nos primeiros quatro dias de Maio e devem repetir-se de 4 em 4 semanas.

BIBLIOGRAFIA

- COELHO, A. D. — *A Protecção Fitossanitária da Nogueira*. «Floresta e Ambiente», n.º 11, p. 43-44, 1990.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas das Folhosas. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 5, 191 p. 1991. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.

***Curculio elephas* Gyll.**
PERFURADOR DOS FRUTOS

SINÓNIMOS: *Curculio mastodon* Jekel
Curculio propinquus Desb.
Balaninus elephas Gyll.

ORDEM: COLEOPTERA.

FAMÍLIA: Curculionidae.

NOME VULGAR: Balanino. Gorgulho da castanha. Gorgulho das glandes.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Toda a Europa meridional. Alemanha ocidental. Argélia. Himalaias. Japão.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Quercus suber. *Q. rotundifolia*. *Q. faginea*. *Q. lusitanica*. *Q. coccifera*. *Q. pyrenaica*. *Castanea sativa*.

Em Portugal, Espanha, Itália, França, Suíça, Bulgária, Turquia e Japão, as castanhas são atacadas pelo balanino. As glandes também são parasitadas por esta espécie em Portugal, França e Turquia. Neste país também foi encontrado o balanino nas avelãs (MENDES, 1959).

SINTOMATOLOGIA

Frutos escurecidos, com uma deformação na base correspondente à cicatrização do local onde a larva penetrou ou com um orifício circular, correspondente à saída da larva. Sementes muito danificadas.

DANOS

Os danos causados pelo balanino na castanha aparecem ao mesmo tempo que os danos do bichado da castanha. Os frutos atacados são escuros e apresentam uma deformação basal. Ficam desvalorizados e impróprios para o consumo. A regeneração natural é afectada. As castanhas e as glandes atacadas não devem ser utilizadas nos viveiros, porque regra geral não germinam.

Nalgumas áreas de Portugal, há uma percentagem muito elevada de castanhas atacadas.

Nas castanhas, os danos causados pelo balanino predispõem a ataques da «podridão negra» o que inutiliza a castanha.

Os ataques nos frutos do sobreiro e azinheira, não têm sido tão severos como em castanheiro. Por vezes, dá-se a germinação das sementes, visto que não foram totalmente destruídas e o embrião ficou intacto. Mesmo assim, não é de aconselhar o uso de semente nestas condições, visto que se trata de semente de má qualidade que afectará a produção. Segundo FIGO (1966) são os frutos da segunda camada os mais atacados.

EPIDEMIOLOGIA

A falta de limpeza dos soutos ou dos montados e a permanência de frutos atacados no solo contribuem para um aumento populacional da praga, pois criam condições para que o insecto possa completar o ciclo. Os anos muito quentes e secos são favoráveis ao aumento da população do balanino.

DESCRIÇÃO

Imago – Comprimento: 6-10,5 mm. Corpo subfusiforme, com coloração castanha, revestido de sedas escamiformes e de pêlos cinzento-amarelados. Cabeça muito pequena em relação ao corpo; rostro castanho-avermelhado, com o ápice negro, muito longo, atingindo o comprimento do corpo na fêmea e metade do comprimento do corpo, no macho. Antenas geniculadas, inseridas atrás do meio do rostro, na fêmea, e um pouco à frente do meio do rostro, no macho; escape muito comprido, claviforme; funículo com sete segmentos; clava fusiforme, composta de três segmentos, os dois primeiros iguais em comprimento. Pronoto transversal, convexo, mais estreito anterior do que posteriormente. Escutelo triangular. Élitros convexos, cobertos de pêlos escamiformes; calo humeral muito saliente; cada élitro com 10 estrias finas longitudinais. Patas longas e finas. Fêmures claviformes, isto é, dilatados junto da extremidade com um dente forte e saliente, na face ventral. Tibias direitas, com pêlos escamiformes na extremidade apical. Tarso com 5 segmentos.

Estados imaturos – *Ovos* elípticos, brancos inicialmente, mais tarde amarelados e lisos. As suas dimensões situam-se entre 0,45 mm × 0,30 mm. *Larva* recém-nascida branca, com as mandíbulas escuras. Comprimento variando entre 0,5 mm e 0,75 mm. Larva adulta medindo 7-12 mm de comprimento; subcilíndrica, ápada, esbranquiçada, com a parte dorsal convexa e pubescência esbranquiçada. Cabeça cor de ferrugem; fronte subtriangular, um pouco convexa, com 5 pares de sedas; vértice convexo, limitado lateralmente pelo epicrânio, com 11 sedas; labro subtriangular, composto pelo submento, mento, lígula e palpos; clipeo trapezoidal; mandíbulas escuras, fortes, com 3 sedas, a face interna apical com 2 dentes; antenas reduzidas a um segmento pequeno negro com pêlos sensoriais em forma de bastonetes cónicos; armadura bucal forte. Protórax mais desenvolvido do que o meso- e metatórax. Abdómen formado por 10 segmentos, o último reduzido. *Pupa* cor de avelã; comprimento vari-

ando de 6 a 12 mm; largura entre 2,5 a 3,5 mm; olhos grandes, negros; rostro comprido; antenas desenvolvidas; abdómen com oito segmentos visíveis.

BIOLOGIA

Os adultos aparecem de meados de Junho até fins de Julho/Agosto ou Setembro. Fazem o pasto de maturação sexual nos gomos, na base dos frutos novos e nas nervuras principais das folhas. As fêmeas fazem a postura em Agosto, Setembro e, por vezes, em Outubro. Cada fêmea põe cerca de 20 ovos. A fêmea, servindo-se do rostro, faz um orifício na cúpula da glândula na parte apical ou na face lateral próxima da apical, abrindo uma galeria pequena de 2,5 a 3 mm, terminando numa câmara. Deposita um ovo que é empurrado com o rostro até à câmara a qual fica situada entre o pericarpo e a semente. Em cada fruto põe um único ovo, raramente dois ou três. Os ovos levam 5 a 8 dias ou 10 a 15 dias a incubar. A larva recém-nascida desloca-se na amêndoa e faz uma criptocecidia interna. O desenvolvimento larvar leva 30 a 45 dias. Os frutos atacados caem no solo e a larva faz um orifício por onde sai e enterra-se até 10/15 centímetros de profundidade, por vezes a 30 ou 40 centímetros; forma um casulo terroso e permanece nele em diapausa até à Primavera do ano seguinte. A ninfose dura 10 a 15 dias e ocorre entre os meses de Maio, Junho, Julho e Agosto porque há indivíduos provenientes de posturas tardias. Estes adultos aparecem a partir de meados de Setembro. Esta espécie tem uma geração anual. Os insectos adultos não hibernam, morrem com o frio.

FAUNA AUXILIAR

As larvas são parasitadas por *Sigalphus sculpturatus* Szep. (Hymenoptera, Braconidae).

MEIOS DE LUTA

A luta contra o balanino é principalmente cultural. O solo cheio de vegetação à volta das plantas hospedeiras, a permanência dos frutos no solo permitindo que o insecto possa completar o ciclo de vida no solo constituem factores muito importantes para que a praga aumente rapidamente o nível da sua população. Potanto, a limpeza do solo à volta dos castanheiros ou de outros hospedeiros contribuem para diminuir a população da praga.

Os anos quentes e secos são favoráveis ao desenvolvimento da praga.

A mobilização do solo à volta das plantas hospedeiras permite que as pupas sejam expostas ao Sol e possam ser destruídas.

Os porcos nos montados contribuíam também para diminuir a população do balanino.

Têm sido usados vários métodos para desinfectar as glandes e castanhas.

MENCACCI (1930) referiu a maceração como um dos métodos de desinfeção de castanhas. Estas são mergulhadas em água e ao fim de 10 dias mantêm o poder germinativo, mas todas as larvas existentes morrem.

FIGO (1969) usou um método semelhante para as bolotas e landes. Também utilizou fumigantes (sulfureto de carbono e tetracloreto de carbono) em concentrações de 300 e 600 g/m³ de sulfureto de carbono e 760 e 1000 g/m³ para o tetracloreto de carbono. Verificou que a concentração de 600 g/m³ de sulfureto de carbono tem influência negativa no poder germinativo das sementes de sobreiro e azinheira. Doses elevadas de fumigante afectam o poder germinativo das sementes, passados uns dias de tratamento.

A maceração dos frutos em água não altera a sua capacidade germinativa.

BIBLIOGRAFIA

- BOVEY, R. — *La Défense des Plantes Cultivées*. Éditions Payot Lausanne. 1967.
- CABRAL, M. T. et NEVES, C. M. B. — *A entomofauna do castanheiro e as principais pragas desta espécie em Portugal. Revisão bibliográfica*. «Encontro sobre Soutos e Castinçais», p. 195-210. 1987.
- FERREIRA, G. W. S. — *Notas sobre os insectos nocivos à azinheira*. «1.º Encontro sobre Montados de Sobro e Azinho», p.393-403. 1986.
- FERREIRA, M. C. — *Pragas das castanhas*. «Gazeta das Aldeias», n.º 2997, p. 12-14. 1992.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Notas sobre os insectos nocivos ao Quercus suber L.* «1.º Encontro sobre Montados de Sobro e Azinho», p. 405-422. 1986.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas das Folhosas. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 5, 184 p. 1991. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.
- FIGO, M. L. — *Contribuição para o estudo do curculionídeo Balaninus elephas Gyll., principal responsável pela destruição das glandes em Portugal*. «Estudos e Informação», n.º 222, 22 p. 1966. Direcção-Geral dos Serviços Florestais e Aquícolas. Lisboa.
- FIGO, M. L. — *Expurgo de glandes e sua influência no poder germinativo*. «Estudos e Informação», n.º 241, 21 p. 1969. Direcção-Geral dos Serviços Florestais e Aquícolas. Lisboa.
- FIGO, M. L. et CABRAL, M. T. — *Alguns insectos do castanheiro em Portugal*. «Estudos e Informação», n.º 221. 1965. Direcção-Geral Serviços Florestais e Aquícolas. Lisboa.
- HOFFMAN, M. A. — *Coléoptères Curculionides*. II. «Faune de France». 59. 1954. Paris. Lechevalier.
- MENCACCI, M. — *Nuove esperienze sulla desinfezione delle castagne de exportazione*. «Rev. Appl. Ent.», 17, p. 328. 1929.
- MENDES, M. A. — *A entomofauna do castanheiro (Castanea sativa Miller) no concelho de Moimenta da Beira*. Publicações Dir.-Ger. Serv. Fl. Aquíc., vol. XXVI, Tomo I e II, 273 p. 1959.
- NEVES, C. M. B. — *Os insectos prejudiciais ao castanheiro em Portugal*. «Gazeta das Aldeias», n.º 220. 1951.
- SILVA, F. A., NOGUEIRA, C. D. S. et FERREIRA, L. C. — *Entomofauna da Azinheira (Quercus rotundifolia Lam.) (1.º Lista)*. «Estudos e Divulgação Técnica». Grupo C, Secção Entomologia Florestal. 1968.
- SILVA, F. A., NOGUEIRA, C. D. S. et FERREIRA, L. J. C. — *Entomofauna do sobreiro (Quercus suber L.) (1.º Lista)*. «Estudos e Divulgação Técnica». Grupo C, Secção Entomologia Florestal. 1968 b.



Fig. 104 – Castanha com ataques de *C. elephas* Gyll.



Fig. 105 – Corte de uma castanha mostrando as larvas de *Curculio elephas* Gyll.

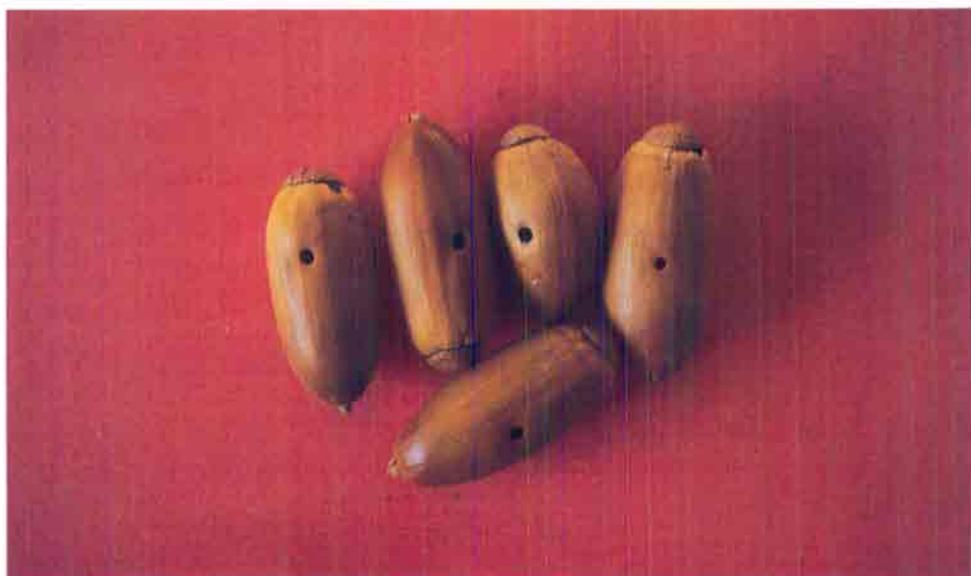


Fig. 106 – Bolotas de sobreiro mostrando o orifício de saída da larva de *Curculio elephas* Gyll.

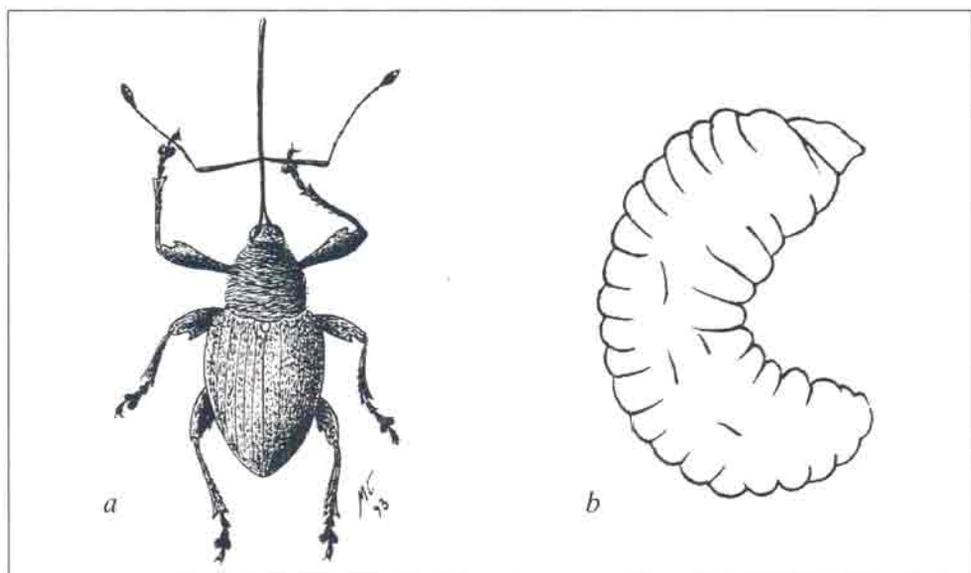


Fig. 107 – *Curculio elephas* Gyll.: a) macho (comprimento: 8 mm); b) larva adulta.

***Curculio nucum* L.**
PERFURADOR DOS FRUTOS

SINÓNIMOS: *Curculio gulosus* F.
Balaninus nucum (L.)

ORDEM: COLEOPTERA.

FAMÍLIA: Curculionidae.

NOME VULGAR: Balanino da avelã. Gorgulho da avelã.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Europa central e meridional. Muito abundante em Itália e Espanha. Desconhecido na Córsega.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Coryllus avellana.

Na Itália, Portugal, França e Grécia, ataca avelãs. Na Itália tem sido encontrado em glandes de *Q. robur* e nozes (MENDES, 1959).

SINTOMATOLOGIA

Frutos com um orifício de saída da larva ou com uma cicatriz correspondente à entrada da larva. Amêndoa destruída.

DANOS

Queda das avelãs em formação devido ao pasto de maturação sexual dos insectos adultos. Destruição da amêndoa da avelã pela larva. As variedades de frutos pequenos com casca muito dura e maturação tardia são menos atacadas.

DESCRIÇÃO

Imago – Comprimento: 6-9 mm. Corpo revestido de pêlos escamiformes grosseiros. Rostro comprido, mais curto no macho do que na fêmea, neste caso sendo mais longo do que o corpo, estriado na base, junto da inserção das antenas. Escape das antenas com sedas. 1.º segmento das antenas mais longo do que o 2.º. Pronoto um pouco encurvado lateralmente, convexo, com uma linha média elevada, lisa. Escutelo curto, arredondado, com tomento branco ou amarelado. Élitros planos; estrias fortes, pontoadas, com pêlos escamiformes. Fémures com um dente fino agudo.

Estados imaturos – *Ovos* isolados ou em grupos de dois ou de três. *Larva* branca, ápada. *Pupa* esbranquiçada, com o rostró comprido.

BIOLOGIA

Os insectos adultos aparecem a partir de Março, depois de terem hibernado no solo; alimentam-se de frutos em formação, de preferência frutos suculentos, de folhas e das avelãs. No fim de Maio, as fêmeas fazem a postura. O ovo é depositado no exocarpo dos frutos novos; cada fruto recebe um ovo, por vezes dois ou três. A postura pode prolongar-se até Junho ou Julho/Agosto nas regiões mais frias. Cada fêmea pode pôr 20 a 30 ovos. A incubação dura 4 a 9 dias. O desenvolvimento larvar completa-se em 25 a 32 dias. A larva recém-nascida abre uma galeria no pericarpo, atingindo em seguida a polpa onde produz uma criptocecidia de que se alimenta no primeiro instar. O orifício feito com o rostró para a postura é obturado pela proliferação de tecido vegetal que deixa à superfície uma cicatriz convexa na avelã. Quando o fruto cai no solo, a larva faz um orifício circular através do qual sai e no solo faz um casulo terroso no qual se mete e entra em diapausa. Em Maio/Junho do ano seguinte, uma parte das larvas entram em ninfóse, a qual tem a duração de 8 a 12 dias. O adulto pode ficar no solo e hibernar um segundo Inverno. As larvas que não puparam, hibernam durante dois ou três Invernos e os adultos provenientes destas larvas só vão fazer posturas na 4.^a ou 5.^a Primavera. O ciclo de vida desta espécie precisa de dois, três ou quatro anos para ficar completo. A larva pode ficar em diapausa dentro do casulo durante dois ou três anos consecutivos antes de pupar.

FAUNA AUXILIAR

É citado como parasitóide das larvas *Pimpla calobrata* Gr. (Hymenoptera, Ichneumonidae), embora seja mais frequente nas culturas de *C. glandium* (HOFFMAN, 1954).

MEIOS DE LUTA

Os meios de luta indicados para *C. elephas* podem servir para esta espécie.

BIBLIOGRAFIA

- BOVEY, R. — *La Défense des Plantes Cultivées*. Éditions Payot Lausanne. 1967.
- FERREIRA, G. W. S. — *Notas sobre os Insectos nocivos à Azinheira (Quercus rotundifolia Lam.) em Portugal*. 1.º Encontro sobre Montados de Sobro e Azinho. «Comunicações», p. 393-403. SPCF. Évora. 1986.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Notas sobre os Insectos nocivos ao Quercus suber L.* 1.º Encontro sobre Montados de Sobro e Azinho. «Comunicações», p. 405-422. SPCF. Évora. 1986.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas das Folhosas. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 5, 184 p. 1991. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.
- HOFFMANN, A. — *Coléoptères Curculionides. Deuxième partie*. «Faune de France», 59. 1954. Paris. P. Lechevalier.
- MENDES, M. A. — *A Entomofauna do Castanheiro (Castanea sativa Miller) no Concelho de Moimenta da Beira*. «Publicações Dir.-Ger. dos Serviços Florestais e Aquícolas», vol. XXVI, Tomo I e II. 275 p. 1959.

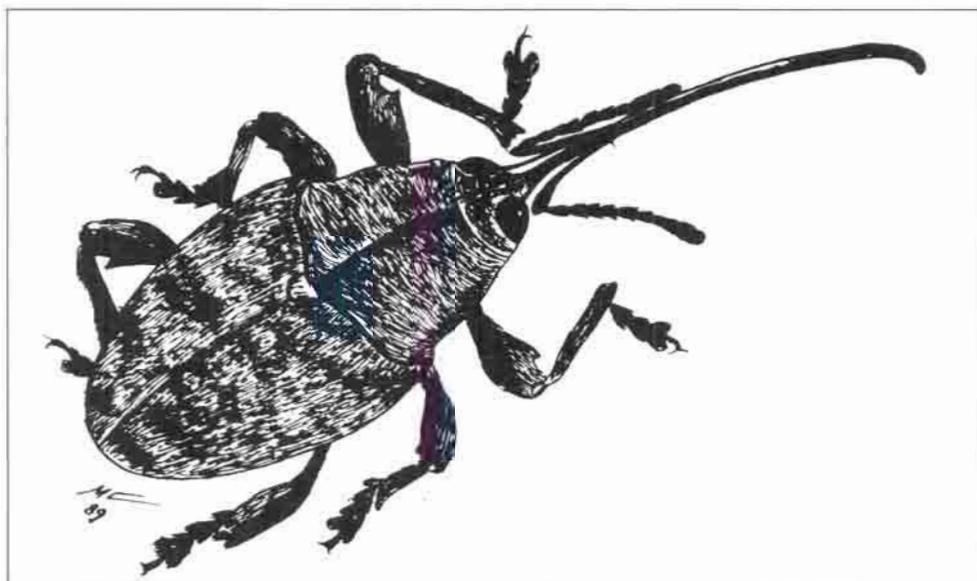


Fig. 108 – *Curculio nucum* L. (comprimento: 8 mm).

***Curculio glandium* Marsham**

PERFURADOR DOS FRUTOS

SINÓNIMOS: *Balaninus gladium* (Marsham)

Curculio turbatus Gyll.

Curculio hispanus Stierl

Curculio tessellatus Desbr.

var. *filirostris* Rey

var. *anatolicus* Pic

var. *montivagus* Reitter

ORDEM: COLEOPTERA.

FAMÍLIA: Curculionidae.

NOME VULGAR: Balanino dos carvalhos.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Toda a Europa.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

As larvas desenvolvem-se nas glandes de carvalhos, como por exemplo, *Quercus pubescens*, *Q. sessilifera*, *Q. pedunculatus*. Na Córsega, os insectos adultos encontram-se abundantemente em *Q. ilex* e *Q. suber* (HOFFMAN, 1954). Também pode encontrar-se em *Castanea sativa* e *Corylus avellana*.

SINTOMATOLOGIA

Queda prematura dos frutos que apresentam orifícios e danos no interior da amêndoa.

DANOS

Destruição total ou parcial da amêndoa das glandes.

EPIDEMIOLOGIA

Anos secos são favoráveis a um aumento de população. Também a manutenção dos frutos atacados no solo permite que o insecto complete o ciclo. Terrenos pouco limpos, à volta dos carvalhos e de outras árvores hospedeiras, são favoráveis ao crescimento da população.

DESCRIÇÃO

Imago – Comprimento: 4-8 mm. Corpo revestido dorsalmente de pubescência castanha, castanho-alaranjada ou amarelada, com manchas bem marcadas; os pêlos têm o aspecto de pequenas escamas, finas, os das estrias são mais curtos do que os das interestrias; ventralmente, a pubescência é amarelada. Rostro, antenas e patas avermelhadas (a base do rostro raramente negra), tarsos geralmente mais escuros. Antenas com pubescência dispersa ou nula, segmentos subcônicos, pouco espessos no ápice, os dois últimos duas vezes tão longos como largos. Estrias elitrais bem nítidas, com pontos visíveis; sutura convexa posteriormente, com pubescência um pouco elevada. Fêmures fortemente dentados, o dente dos fêmures médios mais forte.

Estados imaturos – *Larva* ápoda, branca. *Pupa* esbranquiçada.

BIOLOGIA

Os adultos aparecem em fins de Abril ou em Maio. A postura é feita nessa altura. A incubação dos ovos dura 6 a 8 dias. A larva atinge a maturação em fins de Maio. Ela deixa a glande e deixa-se cair no solo onde constrói uma coca na qual entra em diapausa até Abril do próximo ano. Nessa altura transforma-se em ninfa e depois em adulto.

FAUNA AUXILIAR

As larvas são parasitadas por *Pimpla calibrata* Gr. (Hymenoptera, Ichneumonidae). Os adultos são predados por *Odynerus nobilis* Ses. (Hymenoptera, Eumenidae).

MEIOS DE LUTA

Os indicados para *C. elephas*.

BIBLIOGRAFIA

- CLERCO, R. De et CASTEELS, H. — *De eikelboorder Balaninus glandium Marsh.* «Verbandieuws», 17, p. 933. 1936
- HOFFMAN, A. — *Coléoptères Curculionides.* «Faune de France» 59. 1954. Paul Lechevalier. Paris.
- MENDES, M. A. — *A Entomofauna do Castanheiro (Castanea sativa Miller) no Concelho de Moimenta da Beira.* «Publicações Dir.-Ger. Serviços Florestais e Aquícolas», vol. XXVI. Tomo I e II. 274 p. 1959.

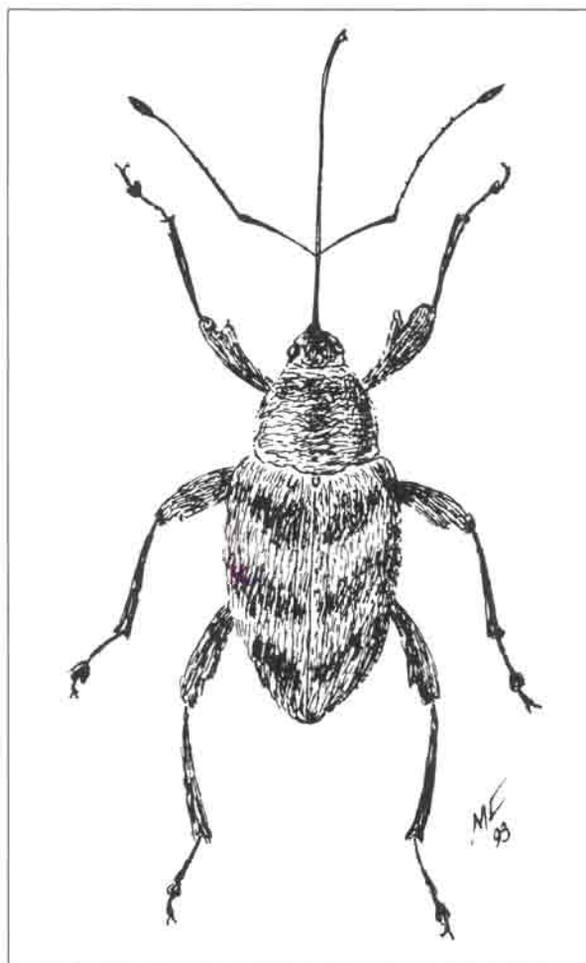


Fig. 109 – *Curculio glandium* Marsham (comprimento: 7 mm).

Callirhytis glandium (Giraud)

SINÓNIMOS: *Andricus glandium* Taschenberg
Cynips (Andricus) glandium Mayr.
Andricus (Callirhytis) glandium Mayr.

ORDEM: HYMENOPTERA.

FAMÍLIA: Cynipidae.

NOME VULGAR: Galha das glandes.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Portugal. Espanha. França. Sicília. Áustria. Hungria. Inglaterra.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Quercus suber. *Q. ilex*. *Q. pubescens*. *Q. pyrenaica*. *Q. faginea* (NIEVES, 1987).

SINTOMATOLOGIA

Presença de galhas ou cecídias nas glandes.

DANOS

O insecto provoca a destruição dos frutos. Não parece, porém, ser muito importante, pois as colheitas não têm revelado ataques generalizados da praga.

DESCRIÇÃO

Imago – Comprimento: 2,5 mm. Coloração negra, com as mandíbulas, maxilas, metade basal das antenas, tíbias anteriores e tarsos castanhos. Antenas com 14 segmentos. Asas anteriores hialinas, não ciliadas.

Estados imaturos – **Ovos** ovóides; o seu comprimento cerca de duas vezes a largura. **Larvas** branco-marfim. Comprimento: 2 mm.

BIOLOGIA

Ciclo de vida muito longo, podendo durar 3 a 8 anos (EADY et QUINLAN, 1963). TAVARES (1924) é de opinião que na Península Ibérica, os adultos saem das cecídias na Primavera do 2.º e 3.º ano. FIGO (1966) obteve adultos ao fim de três anos.

FAUNA AUXILIAR

Segundo KIEFFER (1901), são conhecidos 7 parasitóides de ordem Hymenoptera: *Pimpla gallarum* Gir., *Ormyrus* sp., *Megastigmus dorsalis* Walk., *Eupelmus kieferi* D. St., *Decatoma biguttata* var. *obscurata* Walk., *D. biguttata* var. *variegata* Curt. e *Pteromalus braconidis* Bouché.

MEIOS DE LUTA

Considerando que os ataques de *C. glandium* são esporádicos, não se justificam meios de luta.

BIBLIOGRAFIA

- EADY, R. D. et QUINLAN, J. — *Handbook for the Identification of British Insects*. 8. London. 1963.
- FIGO, M. L. — *A Galha das Glandes*. *Callirhytis glandium* Giraud. «Estudos e Divulgação Técnica». Grupo C. Secção Entomologia Florestal. 13 p. 1966.
- KIEFFER, J. J. — *Monographie des Cynipides d'Europe et d'Algérie*. 1. Paris. 1897-1901.
- NIEVES ALDREY, J. L. — *Contribucion al conocimiento de los cinipidos gallícolas (Hym. Cynipidae) de la encina y el alcornoque en la provincia de Salamanca*. «Bol. Assoc. Esp. Ent.», 5, p. 143-150. 1981.
- NIEVES ALDREY, J. L. — *Estado actual de conocimiento de la subfamilia Cynipinae (Hym., Parasitica, Cynipidae) en la Península Iberica*. «Eos», LXIII, p. 179-195. 1987.
- TAVARES, J. da SILVA — *Espécies novas de Cynipides e Cecidomyas da Península Ibérica e descrição de algumas já conhecidas*. «Brotéria», 21, p. 1-144. 1924.

IV PARTE

PRAGAS DOS VIVEIROS FLORESTAIS

1.

**LISTA ALFABÉTICA DE HOSPEDEIROS
COM AS RESPECTIVAS PRAGAS ASSOCIADAS**

RESINOSAS

Abies spp.

Raiz: *Melolontha papposa* Illiger.

Abies pectinata

Raiz: *Otiorhynchus niger* (F.)
Otiorhynchus ovatus (L.)

Callitris articulata

Caule: *Phloeosinus aubei* (Perris)
Phloeosinus thujae (Perris)

Chamaecyparis lawsoniana

Caule: *Phloeosinus aubei* (Perris)

Cupressus sempervirens

Caule: *Phloeosinus aubei* (Perris)
Phloeosinus thujae (Perris)

Cupressus thurifera

Caule: *Phloeosinus aubei* (Perris)
Phloeosinus thujae (Perris)

Juniperus communis

Caule: *Phloeosinus aubei* (Perris)
Phloeosinus thujae (Perris)

Larix europaea

Caule: *Pissodes castaneus* (DeG.)

Raiz: *Otiorhynchus niger* (F.)
Otiorhynchus ovatus L.

Larix occidentalis

Agulhas: *Lygus* spp.

Larix spp.

Raiz: *Hylastes ater* (Payk.)
Cneorhinus plagiatus Schall
Otiorhynchus niger (F.)
Otiorhynchus ovatus (L.)

Picea englemannii

Agulhas: *Lygus* spp.

Picea excelsa

Caule: *Pissodes castaneus* (DeG.)

Raiz: *Otiorhynchus niger* (L.)
Otiorhynchus ovatus (L.)

Picea glauca

Agulhas: *Lygus* spp.

Picea sitchensis

Agulhas: *Lygus* spp.

Picea sp.

Colo: *Hylobius abietis* (L.)

Raiz: *Hylastes ater* (Payk.)
Melolontha papposa Illiger
Otiorhynchus niger (F.)
Otiorhynchus ovatus (L.)

Pinus banksiana

Gomos: *Rhyacionia buoliana* Schiff.

Pinus brutia

Agulhas: *Leucaspis pini* Hartig

Gomos: *Rhyacionia buoliana* Schiff.

- Pinus cembra*
- Agulhas:** *Neodiprion sertifer* Geoffr.
- Pinus halepensis*
- Agulhas:** *Leucaspis pini* Hartig
Gomos: *Rhyacionia buoliana* Schiff.
- Pinus montana*
- Agulhas:** *Neodiprion sertifer* Geoffr.
- Pinus mugho*
- Gomos:** *Rhyacionia buoliana* Schiff.
- Pinus nigra*
- Agulhas:** *Neodiprion sertifer* Geoffr.
Gomos: *Rhyacionia buoliana* Schiff.
Raiz: *Strophosomus capitatus* DeG.
- Pinus nigra austriaca*
- Agulhas:** *Leucaspis pini* Hartig
- Pinus nigra laricio*
- Gomos:** *Rhyacionia buoliana* Schiff.
Caule: *Pissodes castaneus* (DeG.)
- Pinus palustris*
- Gomos:** *Rhyacionia buoliana* Schiff.
- Pinus pinaster*
- Agulhas:** *Brachyderes lusitanicus* F.
Neodiprion sertifer Geoffr.
Lygus spp.
Leucaspis pini Hartig
- Gomos:** *Rhyacionia buoliana* Schiff.
Caule: *Pissodes castaneus* (DeG.)
Raiz: *Hylastes ater* (Payk.)
Brachyderes lusitanicus F.
- Pinus pinea*
- Gomos:** *Rhyacionia buoliana* Schiff.

Pinus ponderosa

Gomos: *Rhyacionia buoliana* Schiff.

Pinus radiata

Gomos: *Rhyacionia buoliana* Schiff.

Pinus strobus

Caule: *Pissodes castaneus* (DeG.)

Raiz: *Strophosomus capitatus* DeG.

Pinus silvestris

Agulhas: *Leucaspis pini* Hartig

Gomos: *Rhyacionia buoliana* Schiff.

Caule: *Pissodes castaneus* (DeG.)

Raiz: *Strophosomus capitatus* DeG.

Pinus uncinata

Agulhas: *Neodiprion sertifer* Geoffr.

Gomos: *Rhyacionia buoliana* Schiff.

Pinus spp.

Agulhas: *Lygus* spp.

Gomos: *Rhyacionia buoliana* Schiff.

Caule: *Pissodes castaneus* (DeG.)

Colo: *Hylobius abietis* (L.)

Raiz: *Hylastes ater* (Payk.)

Cneorrhinus plagiatum Schall

Melolontha papposa Illiger

Otiorhynchus ovatus L.

Vesperus xatarti Dufour

Pseudotsuga menziesii

Agulhas: *Gylletteella coweni* (Gillette)

Lygus spp.

Gomos: *Rhyacionia buoliana* Schiff.

Colo: *Hylobius abietis* (L.)

Raiz: *Brachyderes lusitanicus* F.

Cneorrhinus plagiatum Schall

Otiorhynchus niger (F.)

Strophosomus capitatus DeG.

Sequoiadendron giganteum

Caule: *Phloeosinus aubei* (Perris)
Phloeosinus thujae (Perris)

Taxus baccata

Raiz: *Otiorynchus sulcatus* (F.)

Taxus spp.

Raiz: *Hylastes ater* (Payk.)
Otiorynchus sulcatus (F.)

Thuja occidentalis

Caule e raminhos: *Phloeosinus aubei* (Perris)
Phloeosinus thujae (Perris)

Thuja orientalis

Caule e raminhos: *Phloeosinus aubei* (Perris)
Phloeosinus thujae (Perris)

Thuja plicata

Agulhas: *Lygus* spp.

Thuja spp.

Raiz: *Otiorynchus sulcatus* (F.)

FOLHOSAS

Acer sp.

Folhas: *Lytta vesicatoria* (L.)

Acer pseudoplatanus

Folhas: *Operophtera brummata* L.

Raiz: *Otiorynchus niger* (L.)
Otiorynchus ovatus (L.)
Melolontha papposa Illiger

Alnus glutinosa

Folhas: *Mimas tiliae* L.

Caule: *Cryptorrhynchus lapathi* (L.)

Alnus spp.

Caule: *Cryptorrhynchus lapathi* L.
Raiz: *Melolontha papposa* L.
Otiorhynchus niger F.

Betula alba

Folhas: *Brachyderes lusitanicus* F.
Raiz: *Brachyderes lusitanicus* F.

Betula celtiberica

Folhas: *Brachyderes lusitanicus* F.
Raiz: *Brachyderes lusitanicus* F.

Betula sp.

Folhas: *Mimas tiliae* L.

Castanea sativa

Folhas: *Brachyderes incanus* L.
Mimas tiliae L.
Operophtera brumata L.
Raiz: *Brachyderes incanus* L.
Melolontha papposa Illiger

Corylus sp.

Raiz: *Otiorhynchus sulcatus* (F.)

Eucalyptus globulus

Folhas: *Ctenarytaina eucalypti* (Mask.)
Agrotis segetum Schiff.
Raiz: *Agrotis segetum* Schiff.
Melolontha papposa Illiger

Eucalyptus spp.

Folhas: *Ctenarytaina eucalypti* (Mask.)
Melolontha papposa Illiger

Fagus sylvatica

Raiz: *Strophosomus capitatus* DeG.

Fraxinus spp.

Folhas: *Lytta vesicatoria* (L.)

Raiz:	<i>Operophtera bumata</i> L. <i>Sphinx ligustri</i> L. <i>Melolontha papposa</i> Illiger
Raiz:	<i>Juglans nigra</i> <i>Melolontha papposa</i> Illiger
Raiz:	<i>Juglans regia</i> <i>Melolontha papposa</i> Illiger
Folhas:	<i>Ligustrum</i> <i>Lytta vesicatoria</i> (L.)
Folhas:	<i>Populus</i> spp. <i>Dicranura vinula</i> (L.) <i>Lytta vesicatoria</i> (L.) <i>Melasoma populi</i> (L.) <i>Phratora vitellinae</i> (L.) <i>Plagiodera versicolor</i> Laich.
Gomos:	<i>Gypsonoma aceriana</i> Dupn.
Raminhos:	<i>Compsidia populnea</i> (L.)
Caule:	<i>Cryptorrhynchus lapathi</i> L. <i>Paranthrene tabaniformis</i> Rott
Raiz:	<i>Agrotis segetum</i> Schiff. <i>Melolontha papposa</i> Illiger <i>Vesperus xatarti</i> Dufour
Folhas:	<i>Prunus avium</i> <i>Myzus cerasi</i> F. <i>Hibernia defoliaria</i> Ch. <i>Operophtera brumata</i> L.
Raiz:	<i>Melolontha papposa</i> Illiger
Folhas:	<i>Prunus cerasi</i> <i>Myzus cerasi</i> F.
Folhas:	<i>Quercus pyrenaica</i> <i>Haltica quercetorum</i> Foudr.
Folhas:	<i>Quercus robur</i> <i>Brachyderes lusitanicus</i> F.

- Haltica quercetorum* Foudr.
Mimas tiliae L.
Raiz: *Brachyderes lusitanicus* F.
- Quercus suber*
- Folhas:** *Haltica quercetorum* Foudr.
Raiz: *Melolontha papposa* Illiger
- Quercus* spp.
- Folhas:** *Brachyderes incanus* L.
Brachyderes lusitanicus F.
Raiz: *Agriotes lineatus* L.
Adelocera murina L.
Brachyderes incanus L.
Brachyderes lusitanicus F.
Melolontha papposa Illiger
Strophosomus capitatus DeG.
- Quercus toza*
- Raiz:** *Brachyderes lusitanicus* F.
- Robinia pseudoacacia*
- Raiz:** *Melolontha papposa* Illiger
- Salix americana*
- Caule:** *Cryptorrhynchus lapathi* L.
- Salix* spp.
- Folhas:** *Dicranura vinula* L.
Melasoma populi (L.)
Phratora vitellinae (L.)
Plagioderia versicolor Laich.
- Raminhos:** *Compsidia populnea* (L.)
Gomos: *Gypsonoma aceriana* Dupn.
Caule: *Cryptorrhynchus lapathi* L.
- Sambucus nigra*
- Folhas:** *Sphinx ligustri* L.
- Sorbus anuparia*
- Folhas:** *Lygus* spp.

Tilia sp.

Folhas:

Mimas tiliae L.

Raiz:

Melolontha papposa Illiger

Ulmus procera

Folhas:

Lytta vesicatoria L.

Mimas tiliae L.

Viburnum tinus

Folhas:

Sphinx ligustri L.

2.

FICHAS DAS PRAGAS DAS RESINOSAS

CAMECIPÁRIS, CEDROS, CIPRESTES, TUIAS, ZIMBROS

***Phloeosinus aubei* (Perris)**

PERFURADOR

SINÓNIMOS: *Hylesinus aubei* Perris
Phloeosinus praenotatus Gredler
Phloeosinus bicolor Bedel
Phloeosinus transcaspicus Semenov
Phloeosinus hercegovinensis Eggers

ORDEM: COLEOPTERA.

FAMÍLIA: Scolytidae.

NOME VULGAR: Hilésina do cedro.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Portugal. Espanha. Itália. Grécia. Cáucaso. Líbano. Argélia. Marrocos.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Juniperus communis. *Thuja orientalis*. *T. occidentalis*. *Cupressus sempervirens*.
C. thurifera. *Chamecyparis lawsoniana*. *Sequoiadendron giganteum*. *Callitris articulata*.

SINTOMATOLOGIA

Exsudação de resina ou presença de serrim amarelo, muito fino, saindo dos orifícios de entrada dos insectos adultos, nos raminhos e na base do caule. Debaixo da casca, sistemas de galerias longitudinais, bifurcadas. Descoloração das agulhas que tomam a cor avermelhada.

DANOS

Dessecação dos raminhos. Ataques severos geralmente causam a morte das plantas nos viveiros.

EPIDEMIOLOGIA

Anos sucessivos de seca criam condições para um aumento da população desta praga e para o ataque às plantas em «stress» de secura. O período de ataque situa-se entre Abril e Setembro. A presença nos viveiros de material infestado causa aumentos na população e possibilidade de dispersão da praga.

DESCRIÇÃO

Imago – Comprimento: 2-2,8 mm. Corpo castanho-escuro ou negro, pouco brilhante. Antenas e tarsos avermelhados. **Macho** – Fronte achatada, pubescente, carenada longitudinalmente a meio. Pronoto muito pubescente, alargado na base. Élitros com uma crista de grânulos serriformes no declive, nas interestrias 1, 3, 5 e 7, não atingindo o ápice dos élitros. Grânulos das 1.^a e 3.^a interestrias formando uma crista alta; grânulos das interestrias 5 e 7 pouco numerosos, afastados uns dos outros. **Fêmea** – Fronte côncava, pubescente, levemente carenada a meio. Interestrias dos élitros granulosas; declive apical dos élitros com grânulos espaçados, atingindo o ápice dos élitros.

Estados imaturos – **Larva** ápoda, branca. **Pupa** branca, mostrando os apêndices do imago.

BIOLOGIA

Duas gerações anuais. A primeira geração emerge na Primavera e a segunda no Outono. Galerias de postura longitudinais, bifurcadas com um vestibulo médio. Maturação sexual nos raminhos e no caule provocando forte exsudação de resina.

FAUNA AUXILIAR

Os principais predadores na classe Insecta são: *Thanasimus formicarius* L. (Coleoptera, Cleridae), *Aulonium ruficorne* Ol. (Coleoptera, Colydiidae) e *Crematogaster scutellaris* Ol. (Hymenoptera, Formicidae). Entre os parasitóides, cita-se *Eurytoma moris* Boh. (Hymenoptera, Eurytomidae).

MEIOS DE LUTA

Nos viveiros, as plântulas infestadas devem ser destruídas. Aconselha-se uma monitorização da praga entre Abril e Setembro para evitar ataques generalizados.

BIBLIOGRAFIA

- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas das Resinosas. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 3, p. 64-68. 1990 a. DGPA ISSN 0870-967X. Lisboa.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas dos Viveiros Florestais, das Plantações e da Regeneração natural. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 4, p. 63-64. 1990 a. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.
- ZOCCHI, R. — *Insetti del Cipresso. I. Il Gen. Phloeosinus Chap. (Coleoptera, Scolytidae) in Italia*. «Redia», vol. 41, 2.ª série, p. 129-225. 1956.



Fig. 110 – Cedro com ataque de *Phloeosinus aubei* (Perris).

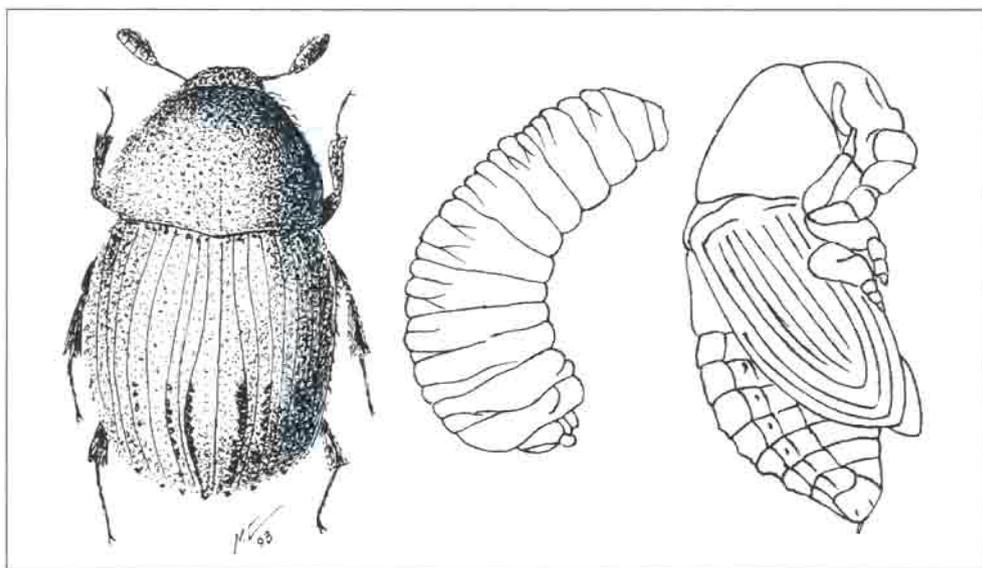


Fig. 111 – *Phloeosinus aubei* (Perris): a) imago (comprimento: 3 mm);
b) larva; c) pupa.

Phloeosinus thujae (Perris)

PERFURADOR

SINÓNIMOS: *Hylesinus thujae* Perris
Hylesinus juniperi Nordlinger
Phloeosinus henschi Reitter
Phloeosinus serrifer Wichmann
Phloeosinus prostratus Peyerimhoff

ORDEM: COLEOPTERA.

FAMÍLIA: Scolytidae.

NOME VULGAR: Hilésina da tuia.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Europa central, Portugal Espanha, França, Itália, Países Balcânicos. Cáucaso, Inglaterra.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Juniperus communis. *Thuja orientalis*. *T. occidentalis*. *Cupressus sempervirens*. *C. thurifera*. *Sequoiadendron giganteum*. *Callitris articulata*.

SINTOMATOLOGIA

Exsudações de resina ou serrim saindo de orifícios nos raminhos ou no caule das plântulas.

DANOS

Dessecação dos raminhos. Nos viveiros pode causar a morte das plântulas.

EPIDEMIOLOGIA

Os anos sucessivos de seca e as plântulas em «stress» de secura são favoráveis ao desenvolvimento da praga. A permanência nos viveiros de plantas infestadas contribui para a dispersão da espécie e para um aumento da sua população.

DESCRIÇÃO

Imago - Comprimento: 1,5-2,2 mm. Corpo castanho-escuro, pubescência clara. Antenas amarelas. Pronoto subtrapezoidal, finamente pontoado. Élitros

com a margem anterior irregularmente dentada, um pouco elevada e um pouco mais larga do que o pronoto. Terceira interestria um pouco mais elevada, com tubérculos pontiagudos, bem desenvolvidos na parte apical; quinta, sétima e nona interestrias com tubérculos na parte apical.

Estados imaturos – *Larva* branca, ápoda, em forma de vírgula. *Pupa* branca, livre na câmara pupal.

BIOLOGIA

Espécie subcortical, com uma só geração anual. Posturas de Julho a Setembro. Galeria de postura constituída por 2 ramos longitudinais partindo do vestibulo. Hibernação no estado de larva. O estado larvar prolonga-se desde Agosto/Setembro a Maio do ano seguinte. Ninfose em Maio. Emergência dos adultos em Julho.

FAUNA AUXILIAR

Insectos predadores: *Thanasimus formicarius* L. (Coleoptera, Cleridae), *Aulonium ruficorne* Ol. (Coleoptera, Colydiidae), *Crematogaster scutellaris* Ol. (Hymenoptera, Formicidae). Parasitóide: *Eurytoma moris* Boh. (Hymenoptera, Eurytomidae).

MEIOS DE LUTA

Os indicados para *P. aubei*.

BIBLIOGRAFIA

- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas das Resinosas. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 3, p.68-69. 1990 a. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas dos Viveiros florestais, das Plantações e da Regeneração natural. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 4, p. 65. 1990 b. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.
- ZOCCHI, R. — *Insetti del Cipresso*. 1. *Il Gen. Phloeosinus Chap. (Coleoptera, Scolytidae) in Italia*. «Redia», vol. 41, 2.ª série, p. 129-225. 1956.

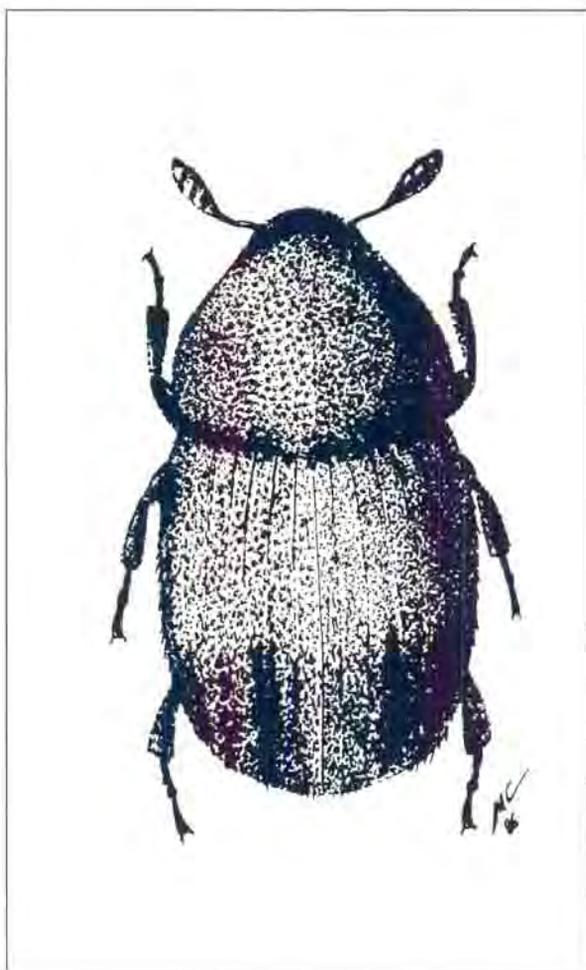


Fig. 112 – *Phloeosinus thujae* (Perris): imago (comprimento: 2 mm).

PINHEIROS

Neodiprion sertifer Geoff.

DESFOLHADOR

SINÓNIMOS: *Lophyrus rufus* Latr.

ORDEM: HYMENOPTERA.

FAMÍLIA: Diprionidae.

NOME VULGAR: Lofiro pequeno do pinheiro. Lofiro vermelho.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Toda a Europa. Ásia setentrional. América do Norte. Em Portugal foi assinalado num viveiro em Castelo Branco.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Pinus pinaster, *P. silvestris*, *P. nigra*, *P. montana*, *P. cembra*, *P. uncinata*.

SINTOMATOLOGIA

Presença de nódulos nas agulhas dos pinheiros, em Outubro. Colónias numerosas de lagartas nas agulhas, na Primavera e no Outono. Desfolha.

DANOS

Os danos são causados pelas larvas. As desfolhas provocadas pelo lofiro pequeno do pinheiro não têm sido observadas senão esporadicamente em áreas reduzidas e com duração curta. Foram registados danos em *P. pinaster*, em viveiro, em Castelo Branco. Os ataques manifestam-se de preferência em pinheiros com 2/3 anos.

Em Portugal, esta praga foi assinalada em plantas muito jovens de *P. pinaster* e *P. silvestris*.

DESCRIÇÃO

Imago – Comprimento: 6-10 mm; envergadura: 18-22 mm. Macho mais pequeno do que a fêmea, com o corpo negro, excepto a parte ventral do abdómen e patas que são vermelhas. Fêmea com o corpo avermelhado, manchado de negro. Antenas curtas. Asas hialinas, nervuras castanho-claro. Oviscapto serrilhado.

Estados imaturos – **Ovos** ovóides, dispostos em fiadas longitudinais nas agulhas, cada ovo separado do seguinte por um intervalo. As agulhas ficam com um aspecto noduloso ao nível de cada ovo. Cada fêmea pode ovipositar entre

50 a 120 ovos. Cada ovo é protegido pela secreção da própria agulha e por uma substância segregada pela fêmea.

Larvas gregárias, assemelhando-se, à primeira vista, a uma larva de lepidóptero. Distinguem-se delas, porque têm 8 pares de falsas patas abdominais, situadas nos sete segmentos abdominais e no segmento anal. Cabeça e patas torácicas negras e brilhantes. Tórax e abdômen verde-acinzentado, com uma faixa longitudinal clara e três faixas finas laterais, sendo duas brancas e a do centro verde. Comprimento da larva madura: 18-20 mm.

Pupa livre, dentro de um casulo de coloração castanho-clara, fixado nas agulhas na geração da Primavera. Os casulos também podem encontrar-se enterrados debaixo da manta morta e nas fendas das cascas dos pinheiros.

BIOLOGIA

Geralmente há uma geração em cada ano. Quando as condições climáticas são favoráveis, pode haver duas gerações anuais.

As fêmeas fazem a postura nas agulhas dos pinheiros juvenis, no Outono. Os ovos hibernam. Na Primavera eclodem as larvas que se alimentam nas agulhas, tomando estas um aspecto serrilhado. À medida que as larvas vão sendo maiores, o ataque vai aumentando, acabando as agulhas por ficarem reduzidas à bainha. O desenvolvimento larvar tem a duração de 40 a 60 dias. As larvas maduras descem para a manta morta geralmente em Junho e metem-se nas camadas superiores do solo onde tecem um casulo, dentro do qual passam a pré-pupa e mais tarde a pupa. A pré-pupa entra em diapausa por um período que pode ir de um a quatro anos. A fase de pupa dura cerca de 15 dias. Quando as condições climáticas são favoráveis ao desenvolvimento do lofiro, os adultos aparecem na Primavera, nos primeiros dias de Julho. As fêmeas fazem a postura e estas larvas da 2.^a geração, quando maduras, deixam-se cair no solo onde tecem um casulo dentro do qual passam a pré-pupa. Passam nesta fase o Inverno e entram em ninfose em Abril do ano seguinte, aparecendo os adultos um mês depois. Portanto, no caso de haver uma só geração, os casulos encontram-se a partir de fins de Maio fixos nos raminhos dos pinheiros. No caso de haver duas gerações, os casulos desta geração aparecem a partir de Setembro enterrados no solo debaixo da manta morta.

FAUNA AUXILIAR

Entre os predadores, citam-se: aves insectívoras, pequenos mamíferos e larvas de Coleópteros das famílias Carabidae e Elateridae que abrem os casulos que se encontram no solo para comerem as pré-pupas e as pupas. As formigas do grupo da *Formica rufa* são também predadoras dos lofiros. Entre os parasitóides, os mais frequentes são: *Exenterus amictorius* Panz. e *Enicospilus ramidulus* Grav. (Hymenoptera, Ichneumonidae).

Neodiprion sertifer Geoffr.
Ciclo biológico (uma geração anual)

J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D	
Ovos hibernantes			Ovos activos									
			Larvas									
			Formação de Pupas									
						Pupas em diapausa estival						
									Imagos			
									Ovos		Ovos hibernantes	

MEIOS DE LUTA

Como já foi dito, os ataques do lofiro vermelho não têm tido importância económica. No caso de aparecer em viveiros, em colónias significativas, deve recorrer-se a tratamentos com preparações de *Bacillus thuringiensis* e também com insecticidas à base do diflubenzurão.

BIBLIOGRAFIA

- BACHILLER, P. et al. — *Plagas de Insectos en las masas forestales españolas*. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. 1983.
- CABRAL, M. T. et FIGO, M. L. — *Neodiprion sertifer* (Geoffr.), Hymenoptera, Diprionidae. *Especie nova para a fauna lusitânica*. «Estudos e Divulgação Técnica», Grupo C. Secção Entomologia Florestal, 19 p. 1965. Serviços Florestais e Aquícolas. Lisboa.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas das Resinosas. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 3. 108 p. 1990. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.



Fig. 113 – Larvas de *N. sertifer* Geoff. em *Pinus pinaster*.



Fig. 114 – Ataque de *N. sertifer* Geoffr. em *P. pinaster*.

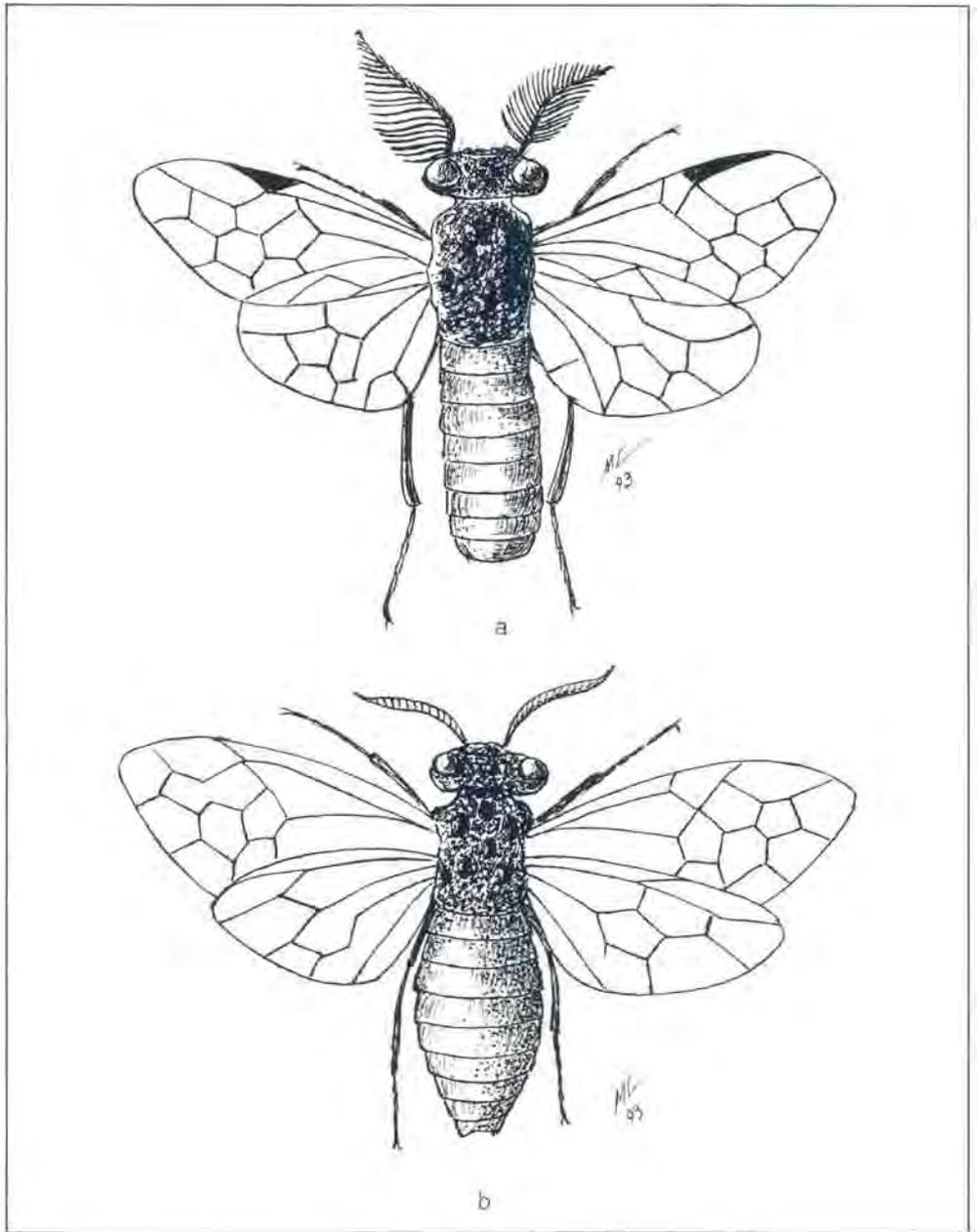


Fig. 115 – *Neodiprion sertifer* Geoffr.: a) macho (comprimento: 8 mm); b) fêmea (comprimento: 10 mm).

Brachyderes lusitanicus F.

DESFOLHADOR

SINÓNIMOS: *Brachyderes opacus* Boheman
Brachyderes quadripunctulatus Fairm. var. *aureovittatus* Fairm.

ORDEM: COLEOPTERA.

FAMÍLIA: Curculionidae

NOME VULGAR: Brachyderes. Gorgulho alongado.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Europa meridional e central. França. Espanha. Portugal.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Pinus pinaster. *P. silvestris*. *P. halepensis*. *Quercus robur*. *Q. toza*. *Betula alba*. *B. celtiberica*.

SINTOMATOLOGIA

Margens das agulhas e das folhas com roeduras. Destruição dos gomos e das folhas ou agulhas quando o ataque é severo, principalmente nos anos quentes e secos. Por vezes, nestes casos, as plântulas podem morrer.

DANOS

Danos causados pelos adultos na parte aérea das plântulas e pelas larvas na raiz. Plântulas com mau aspecto, deformadas. Em certos casos há mortalidade das plântulas. Os danos causados pelos adultos geralmente começam em Março/Abril e vão até Junho/Julho.

Os casos encontrados no Norte do País, em viveiros de *Quercus robur* e *Betula*, corresponderam a uma pululação da espécie relacionada com anos sucessivos de seca associada com a desmatação completa do terreno antes da plantação.

EPIDEMIOLOGIA

Os anos secos sucessivos e quentes são favoráveis ao aumento da população desta espécie.

DESCRIÇÃO

Imago – Comprimento: 11-16 mm. Corpo alongado, negro, com uma pubescência muito fina, pouco visível; élitros com uma mancha humeral de pêlos escamiformes brancos e uma faixa lateral também com pêlos escamiformes brancos; na fêmea, a 6.^a interestria apresenta uma mancha alongada da mesma cor. Antenas castanho escuro ou cor de ferrugem. Patas castanhas. Pronoto com grânulos fortes, serrados, com uma impressão longitudinal muito fina no macho ou sem ela; ou com uma depressão oval forte, brilhante, separada por uma carena

média saliente, geralmente sulcada na base, na fêmea. Élitros pouco convexos, alongados, da mesma largura do pronoto na base ou um pouco mais estreitos no macho ou mais largos na fêmea; ápice truncado obtusamente no macho, com tubérculos salientes situados antes do ápice, na fêmea; estrias pontoadas; interestrias largas, planas ou subconvexas e granuladas. Patas pubescentes.

Macho – Élitros pouco convexos e muito estreitos. Metasterno e 1.º segmento ventral com uma impressão larga e profunda. Segmento anal com uma zona deprimida, granulada, limitada lateralmente por duas carenas pouco salientes, convergentes anteriormente. **Fêmea** – Base do metasterno deprimida, sem impressão. Segmento anal muito fortemente sulcado no meio.

Estados imaturos – **Ovos** sobre o solo ou no solo, de cor branca. – **Larvas** subterrâneas, esbranquiçadas, encurvadas, ápodas. – **Pupas** subterrâneas, brancas, com os apêndices do adulto.

BIOLOGIA

Uma geração anual. Hibernação no solo, no estado adulto. Posturas à superfície do solo ou no solo. Larvas subterrâneas, alimentando-se da casca das raízes das plantas hospedeiras. Ninfose no solo, a partir de Fevereiro. Emergência dos adultos na Primavera, a partir de Março. No Norte do País, o pico da emergência tem sido observado em Junho. Pico da maturação sexual nos gomos, nas agulhas ou folhas das plântulas.

Brachyderes lusitanicus F.

Ciclo biológico

J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Larvas hibernantes											
	Pupas										
		Imagos									
					Posturas						
						Larvas		Larvas hibernantes			

FAUNA AUXILIAR

Carabídeos e outros insectos predadores alimentam-se das larvas e das pupas. As larvas são atacadas por micoses e bactérias.

MEIOS DE LUTA

Não têm sido ensaiados meios de luta especiais contra os *Brachyderes*.

BIBLIOGRAFIA

- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas das Resinosas. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 3. DGPA. 1990. p. 1-108. ISSN 0870-967 X. Lisboa.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas dos Viveiros Florestais, das Plantações e da Regeneração Natural. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 4. DGPA. 1990. p. 1-132. ISSN 0870-967 X. Lisboa.
- JOLY, R. — *Les Insectes Ennemis des Pins*. École Nationale du Génie Rural, des Eaux et des Forêts. Centre de Nancy. 1975. Vol. 1, II.
- HOFFMANN, A. — *Coléoptères Curculionides*. «Faune de France». Vol. II, p. 322-323. 1950. Paris. P. Lechevalier.
- PERRIS, E. — *Insectes du Pin Maritime. Larves*. «Annales Société Entomologique de France», p. 381. 1877.



Fig. 118 – Vista geral do viveiro de *Quercus robur* onde se deu um ataque de *Brachyderes lusitanicus* L.: nas raízes (larvas), na parte aérea (adultos)



Fig. 119 – *Quercus robur* com ataque de *Brachyderes lusitanicus* nas folhas.

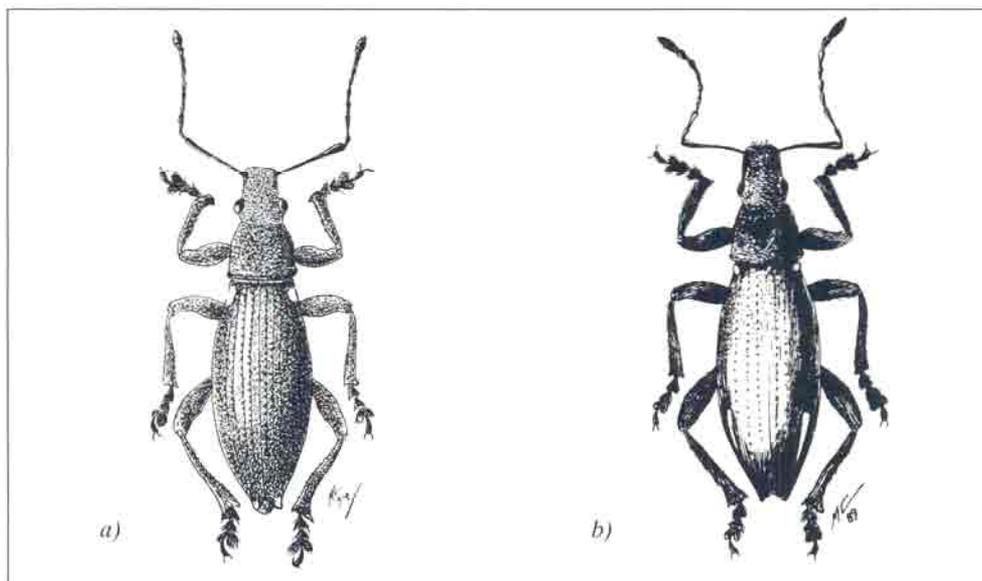


Fig. 116 – *Brachyderes lusitanicus* F.: a) macho (comprimento: 14 mm); b) fêmea



Fig. 117 – Danos causados por *Brachyderes lusitanicus* F. nas agulhas de *P. laricio* com dois anos.

Lygus spp.
SUGADORES

ORDEM: HETEROPTERA.

FAMÍLIA: Miridae.

NOME VULGAR: Percevejos.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

América do Norte e do Sul. Reino Unido. Europa. África. Índia. Rússia. China. Japão. Hawaii. Austrália. Fiji. Nova Zelândia. Em Portugal existe em todos os viveiros de *Pinus* spp.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Pinus spp. *Picea englemannii*. *P. glauca*. *P. sitchensis*. *Larix occidentalis*. *Pseudotsuga menziesii*. *Thuja plicata*. *Sorbus aucuparia*. *Chaenopodium album*. *Humulus lupulus*. *Chamerion angustifolium*. E muitas outras plantas que são infestantes nos viveiros.

SINTOMATOLOGIA

Tanto os adultos como as ninfas causam distorções no gomo terminal, ao alimentarem-se. Estas distorções vão dar origem a guias múltiplos. As agulhas torcidas ficam resinadas. É comum as agulhas do gomo terminal ficarem ligadas por resina e o gomo tomar uma posição horizontal.

DANOS

As plântulas ficam defeituosas. Os insectos alimentam-se nos gomos e na parte terminal das plântulas e nas flores de plantas hospedeiras. Sugam as plantas e introduzem a saliva com toxinas. Como resultado deste tipo de alimentação, há uma perda da dominância apical e o desenvolvimento de guias múltiplos débeis. As agulhas tornam-se mais curtas e torcidas e as plântulas apresentam a parte terminal torcida e deformada. Por vezes, os danos em pinheiro, ocorrem em manchas de duas a cinco plântulas. Em Portugal, os danos causados pelos percevejos estão a generalizar-se e por vezes, as manchas de plântulas atacadas são bastante extensas nos canteiros. Os ataques dão-se muito cedo, em plântulas 1+0 e 2+0.

As plântulas com guias múltiplos parecem não ter um sucesso muito elevado nas áreas florestadas. Parece que a mortalidade é muito elevada nestas plântulas em consequência de ataques de doenças. Estas plântulas são mais pequenas

do que as plântulas sãs. A informação existente sobre este assunto é, porém, muito escassa.

PRINCIPAIS ESPÉCIES

São conhecidas várias espécies de *Lygus* causando danos nos viveiros. Na Colúmbia Britânica os maiores danos são causados por *L. lineolaris*. Na Europa, a principal espécie é *L. rugulipennis* Popp. Esta espécie tem sido encontrada nos viveiros florestais de *Pinus* spp. em Portugal.

IDENTIFICAÇÃO

Os adultos medem 7-8 mm de comprimento. O corpo é achatado e de forma oval, com a cabeça pequena. A coloração varia entre o amarelado e o castanho-avermelhado, com pequenas manchas irregulares amarelo, avermelhado ou negro. As ninfas lembram afídeos.

BIOLOGIA

Os adultos passam o Inverno debaixo de detritos ou de plantas e nas plantas hospedeiras. No início da Primavera entram em actividade. As ninfas fazem o desenvolvimento nos gomos. Os adultos, depois de emergirem, acasalam. As fêmeas fazem as posturas em várias plantas, muitas das quais são infestantes nos viveiros de pinheiro. A incubação leva cerca de 10 dias. As ninfas são verdes e crescem rapidamente. O ciclo completa-se em 3 semanas ou um mês. Tem várias gerações por ano.

EPIDEMIOLOGIA

A existência de infestantes nos viveiros ou a sua proximidade permitem que as ninfas migrem para as plântulas. Excesso de azoto e os fertilizantes favorecem os ataques de *Lygus* spp. e o aumento das suas populações. O uso de herbicidas para combater as infestantes aumenta a susceptibilidade das plântulas aos insectos, nomeadamente as espécies de *Lygus*. As fêmeas procuram as plântulas de pinheiro crescendo sob altos níveis de azoto. Supõe-se que os ataques das espécies de *Lygus* dependem também da qualidade da semente usada nos viveiros.

MEIOS DE LUTA

A fumigação com insecticidas tem permitido baixar a percentagem de ataques nas culturas agrícolas. O insecticida deve ser aplicado de manhã muito cedo, quando os insectos estão pouco activos. As plântulas são muito susceptíveis durante o 1.º ano. Os tratamentos devem ser feitos no início da Primavera

e prolongarem-se até Agosto. A eliminação das infestantes contribui para baixar a população dos percevejos. Também é aconselhado cobrir a sementeira de pinheiro com uma folha de material plástico para impedir os ataques. Neste caso já não é necessário fazer tratamentos com insecticidas.

BIBLIOGRAFIA

- HOLOPAINEN, J. — *Damage caused by Lygus rugulipennis Popp. (Heteroptera, Miridae), to Pinus silvestris L. seedlings.* «Scand. J. For. Res.», 1, p. 343-349. 1986.
- HOLOPAINEN, J. — *Host plant preference of the tarnished plant bug Lygus rugulipennis Popp. (Het., Miridae).* «J. Appl. Ent.», 107, p. 78-82. 1989 a.
- HOLOPAINEN, J. — *The influence of cypermethrin and oxydemeton-methyl treatment on Lygus damage in young Scots pine seedlings.* «Ann. Appl. Biol.», 114, p. 209-213. 1989 b.
- HOLOPAINEN, J. — *The role of summer frost and Lygus feeding in the induction of growth disturbances in scots pine seedlings.* «Publications of the University of Kuopio», p. 1-46. 1990 a.
- HOLOPAINEN, J. — *Abundance and control of Lygus rugulipennis (Heteroptera: Miridae) on Scots pine (Pinus silvestris L.) nursery stock.* «New Forest», 3, p. 77-89. 1990 b.
- HOLPAINEN, J. et VARIS, A.-L. — *Host plants of the European tarnished plant bug Lygus rugulipennis Poppius (Het., Miridae).* «J. App. Ent.» 111, p. 484-498. 1991.
- MATTSON, W. J. Jr. — *Herbivory in relation to plant nitrogen.* «Ann. Rev. Ecol. Syst.», 11, p. 119-161. 1970.
- MYERS, J. H. — *Effect of physiological condition of the host plant on the ovipositional choice of the cabbage white butterfly, Pieris rapae.* «J. Anim. Ecol.», 54, p. 193-204. 1985.
- OKA, I.N. et PIMENTEL, D. — *Corn susceptibility to corn leaf aphids and common corn smut after herbicide treatment.* «Env. Ent.», 3, p. 911-915. 1974.
- OKA, I.N. et PIMENTEL, D. — *Herbicide (2, 4-D) increases insect and pathogen pests on corn.* «Science», 193, p. 239-240. 1976.
- SCHOWALTER, T. D., OVERHULSER, D. L., KANASKIE, A., STEIN, J. D. et SEXTON, J. — *Lygus hesperus as an agent of apical bud abortion in Douglas-fir nurseries in western Oregon.* «New For.», 1, p. 5-15. 1986.
- SCHOWALTER, T. D. et STEIN, J. D. — *Influence of Douglas-fir provenance and proximity to insect population sources on susceptibility to Lygus hesperus (Heteroptera: Miridae) in a forest nursery in Western Oregon.* «Envir. Entomol.», 16, p. 984-986. 1987.
- SOUTH, D. — *Lygus bugs: a worldwide problem in conifer nurseries.* «Proc. first meeting of IUFRO W.P. S2.07-09», p. 215-222. 1991.
- SUTHERLAND, J., SHRIMPTON, G. M. et STURROCK, R. N. — *Diseases and Insects in British Columbia Forest Seedling Nurseries.* «FRDA Report» 065. 84 p. 1989.



Fig. 120 – Deformações causadas em *Pinus pinaster* por *Lygus* sp.



Fig. 121 – *Pinus pinaster* com ataque de *Lygus* sp.



Fig. 122 – Deformações causadas em *P. pinaster* por *Lygus* sp.



Fig. 123 – Plântula com mais de uma guia em consequência do ataque de *Lygus* sp.

***Leucaspis pini* Hartig**

SUGADOR

SINÓNIMOS: *Coccus pini* Hartig
Aspidiotus pini Bouché
Leucaspis candida Targ.
Leucaspis pini Signoret
Leucaspis affinis Leonardi

ORDEM: HOMOPTERA.

FAMÍLIA: Diaspididae.

NOME VULGAR: Cochonilha branca das agulhas do pinheiro.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Espécie comum em toda a Europa. Egito e Marrocos. Foi introduzida na Argentina e Uruguai.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Pinus pinaster; *P. silvestris*, *P. halepensis*, *P. nigra austriaca* e *P. brutia*.

SINTOMATOLOGIA

Agulhas com formas vivas, lembrando pequenas escamas brancas.

DANOS

Porque se trata de um insecto sugador, tanto as fêmeas como as ninfas introduzem toxinas, misturadas com a saliva, nos locais onde picam as agulhas.

Não temos encontrado ataques severos desta cochonilha em viveiros.

Se o ataque é severo, pode causar o amarelecimento das agulhas e, por vezes, a sua queda. Quando os ataques envolvem os gomos, eles secam.

DESCRIÇÃO

Imago – Existe um dimorfismo sexual muito grande. As fêmeas são ápteras e estão cobertas de uma substância cerosa, de cor branca. Debaixo dessa substância, está a cochonilha, cujo corpo é piriforme, com pouco mais de um milímetro de comprimento e 0,6 mm de largura. Antenas em forma de tubérculos. A parte terminal do corpo tem apêndices alargados e ramificados.

Os machos têm um par de asas hialinas, o par posterior está transformado em balanceiros. Corpo estreito e negro, mais pequeno do que o das fêmeas. Antenas largas, com 10 segmentos. Patas finas.

Estados imaturos – *Ovo* achatado, com os bordos arredondados. *Ninfa*. As ninfas passam por dois estádios. A ninfa do 1.º estádio tem a forma oval, com o bordo frontal truncado. As antenas têm 5 segmentos. Pico forte. Patas desenvolvidas. De cada lado do abdómen há 6 tubos produtores de cera. A ninfa do 2.º estádio é piriforme, a maior largura fica situada um pouco acima do meio do abdómen. Antenas em forma de tubérculos. Dorso com 4 séries longitudinais de tubos produtores de cera. Ventralmente tem dois tubos produtores de cera por segmento.

BIOLOGIA

Os ovos hibernam debaixo do escudo da fêmea. Na Primavera seguinte eclodem as ninfas que se dispersam até se fixarem. Segregam então uma substância cerosa que solidifica em contacto com o ar formando fios finos, flexíveis, os quais formam um tecido lasso, claro. Este tecido transforma-se mais tarde numa espécie de escudo laminar espesso que cobre o insecto por completo. Os machos adultos aparecem no Verão e acasalam com as fêmeas que são fixas. Depois da postura, as fêmeas morrem.

FAUNA AUXILIAR

Conhece-se um parasitóide, *Prospaltella leucaspidis* Mercet (Hymenoptera, Chalcididae). Também encontrámos nas plântulas de *P. pinaster* atacadas por esta cochonilha, *Coccinella septempunctata* L. (Coleoptera, Coccinellidae) que é predadora de cochonilhas.

MEIOS DE LUTA

Os ataques, sem importância económica, não justificam a introdução de tratamentos. Como verificámos estar sempre presente *C. septempunctata* que é predadora da espécie, ela própria dominava a situação.

BIBLIOGRAFIA

- BACHILLER, P. et al. — *Plagas de Insectos en las masas forestales españolas*. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. 1989.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas das Resinosas. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 3, 105 p. 1990. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.
- NEVES, C. M. B. — *Introdução à Entomologia Florestal Portuguesa*. Colecção «A Terra e o Homem». 1950.

***Rhyaciona buoliana* Schiff.**

PERFURADOR DOS GOMOS

SINÓNIMOS: *Evetria buoliana* Schiff.
Tortrix buoliana Schiff.
Retinia buoliana Schiff.
Coccix buoliana Schiff.

ORDEM: LEPIDOPTERA.

FAMÍLIA: Tortricidae.

NOME VULGAR

Torcedoura. Borboleta dos gomos do pinheiro. Borboleta europeia dos gomos do pinheiro.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Espécie paleártica. Encontra-se em toda a Europa e Ásia setentrional até à Coreia. Foi introduzida na América do Norte. Argentina. Muito abundante em pinhal bravo em Portugal. Foi detectada em viveiros em Viseu e Amarante.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Pinus pinaster. *P. pinea*. *P. silvestris*, *P. uncinata*. *P. nigra*. *P. halepensis*. *P. laricio*. *P. mugho*. *P. brutia*. *P. ponderosa*. *P. radiata*. *P. banksiana*. *P. palustris*. *Pseudotsuga menziesii*.

Não se encontra em *P. cembra* nem em *P. strobus*.

SINTOMATOLOGIA

Posturas na base das agulhas ou nos gomos terminais. Presença de lagartas do 1.º instar minando a base das agulhas. Gomos destruídos pelas lagartas que se encontram no seu interior. Presença de ramos deformados.

DANOS

Deformação dos ramos que se curvam ou proliferação dos gomos axilares formando uma vassoura. Os danos são causados pelos larvas.

Os ataques da torcedoura em viveiros não são frequentes. Contudo têm sido observados, algumas vezes, em pseudotsuga (viveiros de raiz nua) e em pinheiro bravo (em estufa). Neste último caso, as plântulas ficaram deformadas e secaram. As larvas causam danos em plântulas com dois anos, nos viveiros de raiz

nua e no stock 1+0, em contentores. Como as plântulas são muito pequenas, a maior parte das larvas morre.

Os danos causados pela torcedoura são particularmente importantes em plantações jovens. Se a taxa de infestação dos gomos for muito elevada e já houver produção de pinhas pode haver uma destruição das pinhas em formação. Estes ataques são particularmente abundantes em plantações de pinheiro a compassos largos.

Em pinhal adulto, a torcedoura não tem importância económica.

EPIDEMIOLOGIA

Existência de plantações ou pinhais nas proximidades dos viveiros. Anos secos e quentes.

DESCRIÇÃO

Imago – Envergadura: 17 a 22 mm. Fêmea maior do que o macho. Cabeça, tórax e patas cremes; abdómen com uma tonalidade um pouco mais escura. Antenas filiformes, com 55 a 60 segmentos. Asas anteriores castanho-avermelhado, mais ou menos miméticas com os gomos dos pinheiros, com linhas transversais prateadas irregulares. Asas posteriores cinzento-prateadas, com uma franja mais clara no bordo.

Estados imaturos – **Ovos** em grupos de 2 a 5 nos gomos terminais ou na base das agulhas. Coloração castanha, nacarada. **Larva** recém-nascida com 2 mm de comprimento, castanho-alaranjada, com a cabeça negra e o escutelo protorácico castanho. Nos 2.º, 3.º e 4.º instares, a coloração torna-se mais escura, tornando-se cinzento-avermelhada no 5.º instar. No último instar atinge o comprimento de 18 a 22 mm. **Pupa** castanha, brilhante com filas transversais de espinhos na parte dorsal de cada um dos segmentos abdominais, excepto no último, onde existe apenas uma fila; último segmento abdominal com 12 setas em forma de gancho.

BIOLOGIA

Uma geração anual. Borboletas com hábitos crepusculares. As borboletas começam a emergir na Primavera, em Junho e Julho. O pico das eclosões verifica-se geralmente no mês de Junho. Os machos predominam nas primeiras emergências e são mais activos do que as fêmeas. Vivem cerca de uma semana. Durante o dia ficam inactivos. Após a fecundação, as fêmeas iniciam a postura nas agulhas dos pinheiros, junto à bainha, nos gomos e nos rami-nhos. Após 8 ou 10 dias de incubação, eclodem as larvas neonatas que minam as agulhas que secam e acabam por cair. A larva começa por abrir uma galeria que reveste com fios de seda, na qual se alimenta. Depois passa

da base de uma agulha para outra. As larvas do 2.º instar abandonam as agulhas e constroem um tubo sedoso num gomo ou entre um gomo e as agulhas adjacentes, abrindo um orifício pequeno a meio do gomo; passam a alimentar-se no interior do tubo, escavando uma galeria radial até encontrar a outra parede do gomo; depois dirigem-se para a base do gomo onde abrem uma câmara que reveste com fios de seda para evitar o seu contacto com a resina. É nesta câmara que hiberna a larva do 4.º instar. No início da Primavera do ano seguinte, a larva retoma a actividade, sendo cada vez mais voraz, até atingir o desenvolvimento máximo. Em seguida abandona o gomo onde hibernou e dirige-se para outro onde se dá a ninfose entre fins de Maio e Junho. A fase de pupa dura cerca de 15 dias. A câmara pupal é forrada de fios de seda que servem para ela se deslocar por contracções do abdómen com o auxílio dos espinhos que possui, até atingir o exterior. A exúvia fica presa pelo cremaster.

***Rhyacionia buoliana* Schiff.**
Ciclo biológico

J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Larvas hibernantes			Larvas activas								
				Pupas							
					Imagos						
					Posturas						
						Larvas activas			Larvas hibernantes		

FAUNA AUXILIAR

As aves insectívoras são predadoras das lagartas. Entre os predadores, citam-se aranhas e *Adalia bipunctata* L. (Coleoptera, Coccinellidae). Entre os parasitóides, *Cremastus interruptor* Grav. é responsável por uma percentagem

muito elevada de parasitismo de larvas do último instar e pupas. Além desta espécie, existem outras que também parasitam larvas e pupas, tais como: *Pimpla turionellae* L., *Ephialtes brevicornis* Grav., *E. ruficollis* Grav., *E. sagax* Htg., *Campoplex rufifemur* Toms. e *Pristomerus vulnerator* Panz. (Hymenoptera, Ichneumonidae); *Orgylus obscurator* Nees (Hymenoptera, Braconidae); e *Tetrastichus turionum* Htg. (Hymenoptera, Chalcididae). Os ovos são parasitados por *Trichogramma embryophagum* Htg. (Hymenoptera, Trichogrammatidae). Entre os predadores de larvas e pupas, cita-se *Actia nudibasis* (Diptera, Tachinidae).

MEIOS DE LUTA

Nos viveiros o material infestado deve ser queimado. Nos viveiros, aconselha-se fazer a monitorização dos adultos na Primavera, utilizando feromonas. Também podem ser usadas armadilhas luminosas. No caso de haver infestações severas, deve fazer-se um tratamento nas agulhas, fumigando com um insecticida as plântulas antes da emergência dos adultos, repetindo o tratamento com intervalos de duas semanas enquanto houver adultos.

A oviposição pode dar-se nas plântulas do viveiro, nas estruturas das estufas ou no equipamento. No ano seguinte, as larvas que ficaram no stock invadem as novas plântulas (SUTHERLAND et al., 1989).

BIBLIOGRAFIA

- AGENJO, R. — *Datos sobre Dispersión, Bionomía y Morfología de Rhyacionia buoliana (Schiff. 1976) en España (Lep. Tortricidae)*. «Bol. Serv. Plagas For.», n.º 8, p. 19-31. 1961.
- BACHILLER, P. et al. — *Plagas de Insectos en las Masas Forestales Españolas*. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. 253 p. 1985.
- FERREIRA, M. C., FERREIRA, G. W. S. — *Ataques de insectos relacionados com práticas de silvicultura*. «Floresta», n.º 2, p. 20-21. 1988 a.
- FERREIRA, M. C., FERREIRA, G. W. S. — *Pragas do pinheiro manso*. «Floresta e Ambiente», p. 24-25. 1988 b.
- FERREIRA, M. C., FERREIRA, G. W. S. — *Pragas das Resinosas. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 3. DGPA. ISSN 0870-967 X 132 p. 1990.
- SUTHERLAND, J., SHRIMPTON, G. M., STURROCK, R. N. — *Diseases and Insects in British Columbia Forest Seedling Nurseries*. 85 p. 1989.



Fig. 124 – Ataque de *Rhyacionia buoliana* Schiff. em plântulas de *P. pinaster*.



Fig. 125 – *Pseudotsuga menziesii* com o gomo terminal deformado em consequência de um ataque de *Rhyacionia buoliana* Schiff.

Pissodes castaneus (DeG.)

PERFURADOR

SINÓNIMO: *Pissodes notatus* F.

ORDEM: COLEOPTERA.

FAMÍLIA: Curculionidae.

NOME VULGAR: Gorgulho pequeno do pinheiro.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Europa e Norte de África. Encontrado em viveiro no Escaroupim (em estacas) e em Cabeceiras de Basto.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Pinus pinaster, *P. silvestris*, *P. nigra*, *P. halepensis*, *P. strobus*. É raro em *Picea excelsa* e *Larix europaea*.

SINTOMATOLOGIA

Copa rarefeita. Agulhas avermelhadas ou amareladas pendentes. Galerias debaixo da casca. Câmaras pupais revestidas de fibras de madeira entrelaçadas metidas parcialmente no lenho. Roeduras na casca feita pelos adultos durante o pasto de maturação sexual.

DANOS

As estacas de *P. pinaster* atacadas por esta praga morrem. Também observámos ataques num viveiro de raiz nua de *P. nigra laricio*, com mortalidade das plantas. Ataques severos podem causar a morte de todo o stock. Os danos são causados pelas larvas e adultos.

EPIDEMIOLOGIA

A presença de povoamentos de pinheiros junto dos viveiros pode originar ataques de *P. castaneus* nas plântulas. A existência de pinheiros queimados à volta dos viveiros pode originar aumentos da população de *Pissodes*, seguindo-se um ataque nas resinosas em produção. Secas sucessivas favorecem o desenvolvimento da praga.

DESCRIÇÃO

Imago – Comprimento: 5-9 mm. Corpo baço, cinzento-avermelhado. Rostro curto. Pronoto com os ângulos posteriores agudos e salientes, mais estreitos an-

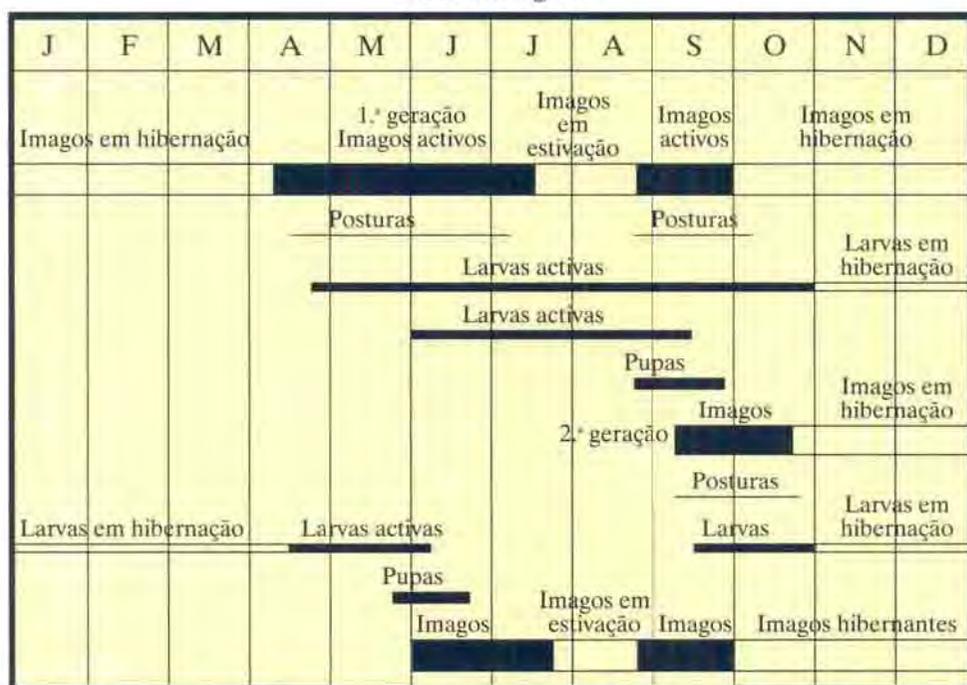
teriormente do que no ápice. Élitros impressionados na base e estriados; estrias formadas por fossetas pequenas; interestrias rugoso-granulosas; duas faixas de pêlos escamiformes, a anterior amarela, ocupando as interestrias 4, 5 e 6; a posterior amarela do lado externo e branca do lado interno, dilatada nas interestrias 5 e 6

Estados imaturos – *Ovos* elipsoidais, esbranquiçados após a postura, tomando em seguida a cor amarela. Dimensões: 0,5-1 mm. *Larvas* esbranquiçadas, ápodas, com a cápsula cefálica castanha ou avermelhada. *Pupas* esbranquiçadas, livres dentro da câmara pupal.

BIOLOGIA

As fêmeas utilizam o rostro para abrirem um orifício na casca dos ramos ou do tronco dos pinheiros. Nos viveiros, o orifício para deposição dos ovos foi aberto na casca da estaca ou na casca do caule da plântula, acima do colo.

Pissodes castaneus Deg. Ciclo biológico



Cada fêmea oviposita um a três ovos num orifício. Posturas escalonadas, da Primavera até ao Outono. Larvas alimentando-se no floema; galerias larvares

descendentes a partir do local de postura. Duração do ciclo de vida dependente do clima; dois a quatro meses, desde o ovo até à emergência do imago, na estação mais favorável; sete a onze meses na estação mais desfavorável. Câmara pupal aberta pela larva do último instar, parte no floema e parte no lenho, protegida por fibras entrelaçadas de madeira. Pasto de maturação sexual nos rebentos, casca dos ramos e troncos das árvores jovens. Adultos podendo viver dois a três anos, com capacidade reprodutora durante esse período de tempo. Se as condições climáticas forem desfavoráveis, as larvas do 4.º e último instar podem entrar em diapausa e só se transformarem em pupa em fins de Março, princípios de Abril do ano seguinte. Nos meses de Julho e Agosto, os adultos sofrem estivação, refugiando-se nas fendas das cascas e na base do tronco dos pinheiros. Hibernação dos adultos dentro da câmara pupal, na folhada ou debaixo da casca das árvores. Das larvas eclodidas das últimas posturas, umas pupam cedo e os imagos emergem a tempo de acasalar e fazer posturas antes do Inverno; outras pupam tarde e os imagos hibernam na câmara pupal, emergindo na Primavera seguinte; outras entram em diapausa.

FAUNA AUXILIAR

Aves insectívoras, aracnídeos e insectos. Em Portugal são conhecidos dois parasitóides: *Bracon* sp. (Hymenoptera, Braconidae) e *Rhopalicus* sp. (Hymenoptera, Pteromalidae).

MEIOS DE LUTA

A luta contra esta espécie é muito difícil devido à longevidade dos adultos. Nos viveiros, sempre que se detecta um foco de infestação de *P. castaneus*, deve proceder-se à queima de todas as plantas infestadas. Esses locais devem ficar sobre observação para evitar novos ataques. O mais aconselhável é fazer uma rotação com uma folhosa, visto que não são atacadas por esta espécie.

BIBLIOGRAFIA

- ABGRALL, J. F. et SOUTHRENON, A. — *La forêt et ses ennemis*. CEMAGREF. Grenoble. 399 p. 1990.
- BACHILLER, P. et al. — *Plagas de Insectos de las Masas Forestales Españolas*. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid. 1981.
- CABRAL, M. T. — *Pragas relacionadas com a instalação de povoamentos de resinosas*. «Agroforum», 0 (1), p. 11-15. 1990. Castelo Branco.
- DAJOZ, R. — *Écologie des Insectes Forestiers*. 489 p. 1980.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas relacionadas com incêndios em pinhal bravo*. 1.º Congresso Florestal Nacional. «Comunicações», p. 169-172. 1986.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Ataques de insectos relacionados com práticas de silvicultura*. «Floresta», n.º 2, p. 20-21. 1968.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Alguns efeitos dos incêndios sobre os ecossistemas florestais*. «Floresta e Ambiente», n.º 15, p. 15-16. 1989 a.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Problemas fitossanitários do pinheiro bravo*. «Tecnologias Agrárias», Vol. 1 (3), p. 17- 21. 1989 b.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Insectos nocivos às reflorestações em Portugal*. «Gazeta das Aldeias», n.º 2970, p. 18-21. 1990 a.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas das Resinosas. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 3. ISSN 0870-967X, p. 82-86. 1990 b.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Fire effects on insect pests associated with Pinus pinaster in Portugal*. «International Conference on Forest Fire Research in Portugal. Proceedings», p. C.12-1 – C.12-5. 1990 c.
- VIEDMA, M. G. de — *Estudio monográfico sobre el género Pissodes en España*. «Bol. Serv. Plagas For.», n.º 8, p. 33-61. 1961.



Fig. 126 – Ataque de *Pissodes castaneus* DeGeer em *Pinus nigra laricio*.



Fig. 127 – *Pinus nigra laricio* com ataque de *Pissodes castaneus* DeGeer.

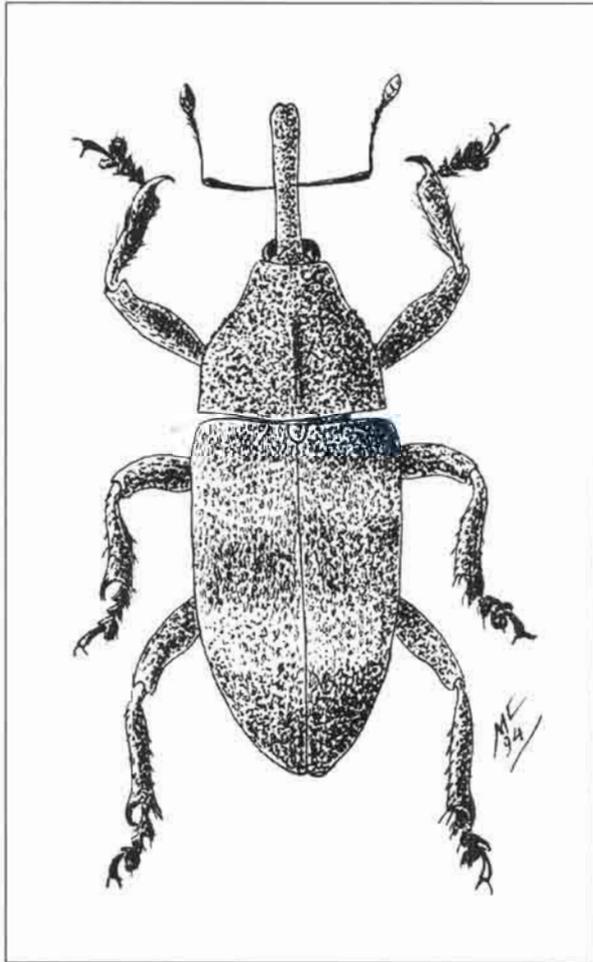


Fig. 128 – *Pissodes castaneus* De Geer: a) adulto (comprimento: 6 mm).

***Hylastes ater* (Payk.)**

PERFURADOR

SINÓNIMOS: *Bostrychus ater* Paykull
Hylesinus piniperda F.
Hylesinus chloropus Duft.
Hylastes pinicola Bedel
Hylastes piniperda Bedel
Hylastes rotundicollis Reitter
Hylastes robustus Reitter
Hylastes angusticollis Eggers
Hylastes aterrimus Eggers

ORDEM: COLEOPTERA.

FAMÍLIA: Scolytidae.

NOME VULGAR: Hilésina negra do pinheiro.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Toda a Europa. Sibéria. Japão. Coreia. Nova Zelândia.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Pinus, *Picea*, *Taxus*.

SINTOMATOLOGIA

Agulhas avermelhadas. Serrim saindo de pequenos orifícios de entrada dos insectos nas raízes das plantas, de princípios de Maio a Agosto.

DANOS

Causa a morte das plântulas em viveiro. Danos causados pelas larvas e adultos.

EPIDEMIOLOGIA

Povoamentos de pinheiros situados nas proximidades dos viveiros podem ser a origem de infestações de *Hylastes* e podem contribuir para um aumento da sua população. Anos sucessivos de seca e os incêndios florestais são favoráveis ao desenvolvimento destes insectos e a aumentos dos seus níveis populacionais. Abundância de cepos frescos nos pinhais que circundam os viveiros. A manutenção nos viveiros de plântulas atacadas permite também o crescimento da população e infestação do viveiro.

DESCRIÇÃO

Imago – Comprimento: 3,4-5 mm. Corpo negro; pronoto brilhante; élitros opacos, interestrias dos élitros reticuladas. Dimorfismo sexual presente. **Macho** – Declive dos élitros com uma única fiada de pêlos, acompanhada de uma ou duas sedas escamiformes; último esternito abdominal com uma depressão mediana e sedas orientadas radialmente. **Fêmea** – Declive dos élitros com três fiadas de pêlos, sem escamas nas interestrias; último esternito abdominal sem depressão.

Estados imaturos – **Ovos** esbranquiçados, postos em alvéolos abertos pela fêmea nos lados da galeria materna. **Larvas** ápodas, em C, esbranquiçadas. **Pupas** brancas, livres nas câmaras pupais, mostrando os apêndices do imago.

BIOLOGIA

Uma geração anual emergindo os adultos em fins de Abril princípios de Maio. Maturação sexual nas raízes das plantas entre 2 e 15 anos.

FAUNA AUXILIAR

Predadores: *Rhizophagus depressus* (F.) (Coleoptera, Rhizophagidae); *Thanasimus formicarius* (Ol.) (Coleoptera, Cleridae); *Aulonium ruficorne* (Ol.) (Coleoptera, Colydiidae). Parasitóide: *Pteromalus azureus* Ratz. (Hymenoptera, Pteromalidae).

MEIOS DE LUTA

As plântulas infestadas devem ser queimadas. Se a infestação for grande, convém fazer uma rotação com uma folhosa.

BIBLIOGRAFIA

- CHARARAS, C. — *Étude biologique des Scolytides des Conifères*. «Encyclopédie Entomologique». 38. 1962. LECHEVALIER. Paris.
- FERREIRA, M.C. — *Impacte dos Predadores da classe Insecta nos Escolitídeos do Pinheiro bravo*. II Congresso Ibérico de Entomologia, vol. 4, p, 285-290. 1985.
- FERREIRA, M. C. — *Insectos predadores e parasitoides de escolitídeos subcorticais associados com Pinus*. «Revista de Ciências Agrárias», vol. XV, N.º 1, 2, Número especial. P. 293-297. 1992.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Ataques de insectos relacionados com práticas silvícolas. O género Hylastes Erichson*. «Boletim Agrícola», n.º 43, 2.ª Série, p. 5-6. 1987.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas das Resinosas. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 3. 108 p.1990. DGPA.ISSN 0870-967X.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas dos Viveiros florestais, das Plantações e da Regeneração natural*. Guia de Campo. «Série Divulgação», n.º 4. 132 p. 1990 b. DGPA. ISSN 0870-967X.
- GIL, L. et PAJARES, J. A. — *Los Escolitidos de las Coníferas en la Peninsula Iberica*. Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias. Madrid. 194 p. 1986.
- GIL, L. et PLAZA, E. — *Los Hilesininae Ibéricos parasitas de Coníferas (Coleoptera, Scolytidae)*. «Annales Inst. Nac. Inv. Agrarias», Serie Florestal, n.º 8, p. 167-199. 1984.
- GOES, E. — *Pragas florestais. Escolitídeos do Pinheiro bravo*. «Pinhal e Resina», Vol. 1, n.º 2, p. 45-52. 1948.
- NEVES, C. M. B. — *Sobre a representação da família Scolytidae (Coleoptera) na entomofauna florestal de Portugal metropolitano continental*. «Revista Agronómica», Vol. 47, n.º 3-4, p. 1-8. 1964.
- ZONDAG, R. — *Breeding of the Clerid of the bark beetle Hylastes ater and Hylurgus ligniperda in New Zealand*. «New Zealand Journal of Forestry Science», Vol. 9, n.º 2, p. 125-132. 1979.

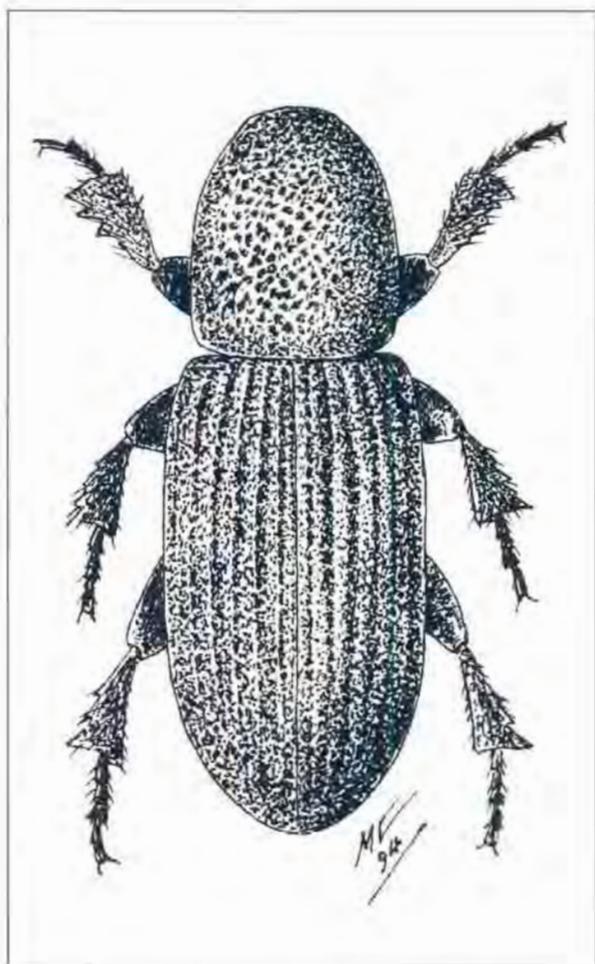


Fig. 129 – *Hylastes ater* Payk.: a) adulto (comprimento: 5 mm).

PSEUDOTSUGA

Gylletteella coweni (Gillette)

SUGADOR

ORDEM: HOMOPTERA.

FAMÍLIA: Adelgidae.

NOME VULGAR: Adelgídeo da Pseudotsuga.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

América do Norte. Europa.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Pseudotsuga menziesii.

SINTOMATOLOGIA

Agulhas com pequenos flocos brancos, lembrando algodão; agulhas com um tom glauco quando o ataque é severo.

DANOS

Provoca a queda antecipada das agulhas e diminuição no crescimento das plântulas. Também pode causar deformações se o ataque fôr forte.

Nas árvores jovens, além dos danos apontados, causa atrofiamento das pinhas e sementes que se mostram inviáveis.

Esta espécie foi identificada em Portugal por ILHARCO (1989).

EPIDEMIOLOGIA

Nos viveiros não têm havido ataques generalizados. Apenas encontramos algumas plântulas atacadas num viveiro no Norte do País. A presença de *Coccinella septempunctata* L. (Coleoptera, Coccinellidae) era suficiente para combater a praga.

FAUNA AUXILIAR

Coccinella septempunctata L. e *Exochomus quadripustulatus* (L.) (Coleoptera, Coccinellidae) são predadores importantes.

MEIOS DE LUTA

Os casos encontrados de ataques em plântulas de *Pseudotsuga* não justificam qualquer tratamento. Aliás, estes insectos são muito difíceis de combater por tratamentos químicos, visto que se encontram protegidos por uma camada de algodão. A luta biológica é a mais aconselhada. Nos viveiros tem-se registado a presença de Coccinelídeos nas *pseudotsugas* infestadas.

BIBLIOGRAFIA

- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas das Resinosas. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 3, p.44. 1990 a. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas dos Viveiros florestais, das Plantações e da Regeneração natural*. «Série Divulgação», n.º 4, p.116. 1990 b. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.
- LOURO, V. et CABRITA, P. — *Pseudotsuga. Contribuição para o conhecimento da sua cultura em Portugal*. «Estudos e Informação», 298, 18 p. 1989. Direcção-Geral das Florestas. Lisboa.
- ROBERTI, D. — *Gli Afidi d'Italia*. «Entomologica», XXV-XXVI, p. 8-9. 1990-91.



Fig. 130 – *Pseudotsuga menziesii* com um ataque de *Gylletteella coweni* (Gillette).

***Hylobius abietis* (L.)**

PERFURADOR

SINÓNIMOS: *Curculio abietis* L.
Curculio tigris Goetz.
Curculio tigrinus Geoffr.
Curculio pini Marsham
Curculio excavatus Schrank.

ORDEM: COLEOPTERA.

FAMÍLIA: Curculionidae.

NOME VULGAR: Gorgulho grande do pinheiro.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Toda a Europa.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Pinus. Picea. Pseudotsuga menziesii.

SINTOMATOLOGIA

Casca roída na região do colo.

DANOS

Provoca a morte das plântulas nos viveiros. Os danos maiores verificam-se entre Abril e Maio e entre Agosto e Setembro; são causados pelas larvas e adultos.

EPIDEMIOLOGIA

A existência de povoamentos de resinosas com cepos recentemente cortados e ou a presença de plantações novas com ataques de *H. abietis* pode causar a migração de adultos para os viveiros. Anos sucessivos de seca e incêndios florestais são favoráveis ao aumento da população desta praga.

DESCRIÇÃO

Imago – Comprimento: 7-14 mm. Corpo quase negro, revestido de pêlos castanhos escamosos, amarelados, dispostos em 3 a 4 manchas transversais. Rostro largo, pontado, com uma carena média pouco elevada. Antenas geniculadas, inseridas na extremidade do rostro. Tíbias terminadas por uma unha adunca virada para dentro. Fêmures dentados inferiormente.

Estados imaturos – Ovos esbranquiçados. *Larvas* brancas, ápodas. *Pupas* brancas, livres nas câmaras pupais.

BIOLOGIA

A fêmea faz a postura num orifício feito na casca dos cepos frescos e nas raízes superficiais de árvores recentemente abatidas. Os ovos são em número de um a cinco. As posturas podem ser feitas em todos os meses do ano, mas são mais abundantes na Primavera, época em que os adultos são mais activos. As larvas recém-nascidas abrem galerias no floema. As larvas maduras entram em ninfose. A hibernação é feita no estado de pupa. A emergência dos adultos só se dá na Primavera do ano seguinte. As posturas realizadas mais cedo podem originar uma geração que hiberna no estado adulto. As posturas realizadas mais tarde dão origem a larvas e pupas que hibernam e completam o seu desenvolvimento no ano seguinte. A duração da fase larvar varia com as condições climáticas. O ciclo completo pode durar quatro a cinco meses para os insectos que provêm de posturas feitas no início da Primavera. Também podem existir gerações bienais com uma diapausa prolongada na fase larvar. Na Primavera podem encontrar-se adultos que hibernaram depois do pasto de maturação sexual e larvas do ano anterior que estiveram em diapausa e que entram novamente em actividade.

Hylobius obietis L. Ciclo biológico

J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D	
Larvas hibernantes				Imagos activos (1.ª geração)						Imagos hibernantes		
			Posturas									
			Larvas activas				Larvas hibernantes					
Larvas hibernantes												
			Pupas		Pupas							
			Imagos		Imagos			Imagos hibernantes				
			2.ª geração									

FAUNA AUXILIAR

Os inimigos naturais deste gorgulho são: aves insectívoras (cuco, corvo, gralha e estorninho); mamíferos insectívoros; e insectos. Entre os insectos, são conhecidos os seguintes predadores: *Thanasimus formicarius* L. (Coleoptera, Cleridae) e *Temnochila coerulea* L. (Coleoptera, Temnochilidae). Entre os parasitóides, são citados: *Ephialtes tuberculatus* Frer. (Hymenoptera, Ichneumonidae) e *Bracon hylobii* Ratz. (Hymenoptera, Braconidae).

MEIOS DE LUTA

Nos viveiros, as plântulas infestadas devem ser arrancadas e queimadas. Também se recomenda retirar as infestantes para diminuir os ataques do hilóbio.

No caso de haver povoamentos com cepos infestados nas proximidades do viveiro, convém proceder-se a uma rotação utilizando uma folhosa. Os tratamentos devem ser feitos fora do viveiro, nos povoamentos infestados.

BIBLIOGRAFIA

- ABGRALL, J. F. et SOUTRENON, A. — *La forêt et ses ennemis*. CEMAGREF, Grenoble. 392 p. 1990.
- BACHILLER, P. et al. — *Plagas de Insectos en las Masas Forestales Españolas*. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentacion. Madrid. 1981.
- CABRAL, M. T. — *Pragas relacionadas com a instalação de povoamentos de resinosas*. «Agroforum», 0 (1), p. 11-15. 1990. Castelo Branco.
- CHRISTIANSEN, E. et BAKKE, A. — *Feeding activity of the pine weevil Hylobius abietis L. (Col., Curculionidae) during a hot period*. «Norsk. Entomologisk Tidsskrift», vol. 18, p. 109-111. 1971.
- EIDMANN, H. — *Integrated Management of Pine Weevil (Hylobius abietis L.), Populations in Sweden*. «USDA General Technical Report WO-8», p. 103-109. 1979.
- EIDMANN, H. — *Pine weevil research for better reforestations*. «Proc. XVII IUFRO World Congress», p. 441-447. 1981.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Ataques de insectos relacionados com práticas de silvicultura*. «Floresta», n.º 2, p. 20-21. 1988.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Insectos nocivos às reflorestações em Portugal*. «Gazeta das Aldeias», n.º 2970, p. 118-121. 1990 a.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas das Resinosas. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 3, p. 87-88. 1990 b. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas dos Viveiros Florestais, das Plantações e da Regeneração Natural. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 4, p. 53-56. 199 c. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.
- SILVA, F. de A. — *Pragas florestais. Hylobius abietis*. «Gazeta das Aldeias», n.º 2737. 1973.

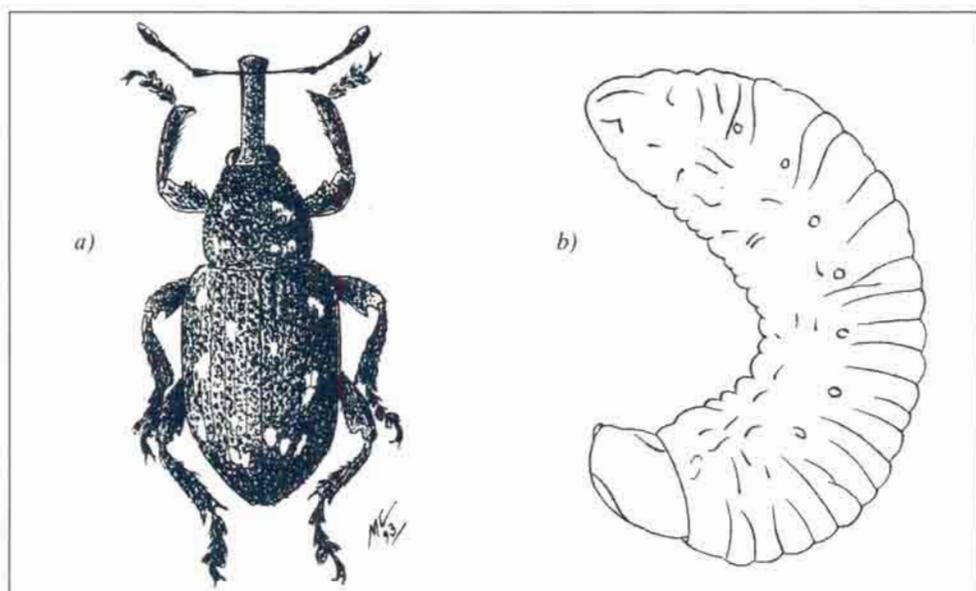


Fig. 131 – *Hylobius abietis* (L.): a) adulto (comprimento: 10 mm); b) larva.



Fig. 132 – Pseudotsugas secas em consequência de ataque de *Hylobius abietis* L. no colo da raiz.

3.

FICHAS DAS PRAGAS DAS FOLHOSAS

CASTANHEIRO

Mimas tiliae L.
DESFOLHADOR

SINÓNIMOS: *Smerinthus tiliae* L.
Dilina tiliae L.
Papilio ulmi Schr.

ORDEM: LEPIDOPTERA.

FAMÍLIA: Sphingidae.

NOME VULGAR: Esfinge da tília.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Toda a Europa. Sibéria. Ásia Menor. Em Portugal foi observada em Ode-mira e em Moimenta da Beira.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Tilia. Ulmus procera. Alnus glutinosa. Betula. Quercus robur. Castanea sativa.

SINTOMATOLOGIA

Folhas a princípio mostrando alguns orifícios no parênquima, depois o limbo fica todo roído, deixando apenas as nervuras mais fortes.

DANOS

As desfolhas observadas em castanheiro não justificam qualquer tratamento. Têm sido bastante localizadas. Por vezes a desfolha está circunscrita a uma mancha pequena, sem carácter significativo. Os danos são causados pelas larvas.

DESCRIÇÃO

Imago – Envergadura: 70 mm. Coloração de fundo amarelo torrado. Antenas filiformes com a parte interna castanho-claro e a externa esbranquiçada. Tórax com 3 faixas escuras. Asas com a margem externa recortada; asas anteriores com duas manchas verde-azeitona escuro; parte superior das asas posteriores amarelo-torrado, com uma faixa acastanhada acompanhando a margem interna, tornando-se mais nítida junto do ângulo anal.

Estados imaturos – **Larva**: Comprimento: 60 mm. Corpo verde, com 7 faixas laterais, amarelas e inclinadas; corno dorsal do 11.º segmento de cor azul superiormente e, inferiormente, vermelho-púrpura; cabeça triangular, verde, com faixas brancas. Antes de entrar em ninfose, a lagarta toma uma cor avermelhada.

BIOLOGIA

Os adultos aparecem em Maio e Junho. Usualmente há uma geração anual. Pode, porém, haver duas gerações por ano. Neste caso, os adultos da 2.ª geração aparecem em Agosto. Os ovos são postos isoladamente ou em número de dois, na página inferior das folhas, em Junho. A eclosão das lagartas dá-se duas ou três semanas depois. As lagartas alimentam-se de Julho a Setembro. Quando as larvas terminam o seu desenvolvimento, descem para o solo. A ninfose dá-se dentro de um casulo castanho escuro, debaixo da camada superficial do solo. Os adultos emergem no ano seguinte em Maio/Junho.

MEIOS DE LUTA

Os danos registados não justificam qualquer tratamento.

BIBLIOGRAFIA

- CARTER, J. et HARGREAVES, B. — *Guía de Campo de las Orugas de las Mariposas y Popillas de España y de Europa*. Ed. Omega, S.A. Barcelona. 1987.
- MENDES, M. A. — *A Entomofauna do Castanheiro (Castanea sativa Miller) no Concelho de Moimenta da Beira*. «Publicações Dir.-Ger. Serv. Flor. Aquic.», Vol. XXVI, Tomo I, II, p. 121-275, 3 est. 1959.



Fig. 133 – Desfolha localizada causada por *Mimas tiliae* L. em castanheiro.

CEREJEIRA BRAVA

Myzus cerasi F.

SUGADOR

ORDEM: HOMOPTERA.

FAMÍLIA: Aphididae.

NOME VULGAR: Piolho negro da cerejeira.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Europa. Norte de África. África do Sul. Ásia. Austrália. Nova Zelândia. América do Norte. Em Portugal foi encontrado em viveiro na Mealhada e em Coimbra.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Prunus avium, *P. cerasi*.

SINTOMATOLOGIA

Folhas encarquilhadas. Presença de colónias de afídeos nas folhas.

DANOS

Encarquilhamento e deformação das folhas. Os danos mais graves são causados nas árvores, nos frutos.

BIOLOGIA

Hosp. I – *P. avium*, *P. cerasi*.

Hosp. II – *Galium*, *Veronica*, *Euphrasia*.

É uma espécie heteróica. Nestas espécies, a postura é feita nos anos anteriores. As formas aladas aparecem no início do Verão; são emigrantes e fazem as posturas em plantas herbáceas (hospedeiro secundário ou II). No princípio de Outubro, regressam à cerejeira onde fazem a postura de Inverno. A hibernação é no estado de ovo.

A intensidade dos ataques depende do número de ovos eclodidos e, portanto, do número de ovos postos pela geração fundadora. As fundadoras aparecem no início da Primavera em colónias e provocam enrolamentos fortes e encarquilhamento das folhas recém-formadas na cerejeira (ILHARCO, 1992).

MEIOS DE LUTA

As espécies dos géneros *Galium*, *Veronica* e *Euphrasia* devem ser retiradas dos viveiros.

O piolho negro aparece no início da Primavera e forma colónias abundantes na face inferior das folhas da cerejeira as quais muitas vezes encarquilham. No fim de Junho, os afídeos migram para diversas plantas.

BIBLIOGRAFIA

- FERREIRA, M. C. — *Pragas da cerejeira brava (Prunus avium L.)*. «Vida Rural», n.º 16/93, p.14-16. 1993.
- ILHARCO, F. A. — *Catálogo dos Afídeos de Portugal Continental*. Estação Agronómica Nacional. Oeiras. 134 p. 1973.
- ILHARCO, F. A. — *Equilíbrio Biológico de Afídeos*. Serviço de Educação. Fundação Calouste Gulbekian. Lisboa. 303 p. 1992.
- PINHEIRO, M. F. V. — *A cerejeira brava. Caracterização e cultura*. «Divulgação Técnica», n.º 1, 83 p. 1982.
- ROBERTI, D. — *Gli Afidi d'Italia (Homoptera, Aphidoidea)*. «Entomologica», XXV-XXVI, p. 240. 1990-91.



Fig. 134 – Ataque de *Myzus cerasi* (F.) em *Prunus avium*.

Operophtera brumata L.
DESFOLHADOR

ORDEM: LEPIDOPTERA.

FAMÍLIA: Geometridae.

NOME VULGAR: Falena pequena, falena de Inverno.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Europa. Em Portugal foi encontrada em Manteigas.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Espécie muito polífaga. Ataca numerosas fruteiras e essências florestais. *Prunus avium*, *Fraxinus*, *Castanea sativa*.

SINTOMATOLOGIA

Folhas roídas. Presença de lagartas nas folhas.

DANOS

Pode causar desfolhas importantes nos anos de pululação. Não temos encontrado desfolhas significativas em cerejeira brava nos viveiros visitados. Os danos começam por ter o aspecto de pequenos orifícios nas folhas; depois as larvas devoram o limbo inteiro deixando ficar apenas as nervuras mais grossas; são causadas pelas larvas.

DESCRIÇÃO

Imago – Dimorfismo sexual muito marcado. Os machos são alados. Asas castanhas, as anteriores com estrias transversais sinuosas mais escuras. As fêmeas não voam, têm as asas atrofiadas.

Estados imaturos – **Ovos** ovulares, medindo 0,8 × 0,5 mm, de cor verde pálido, tornando-se mais tarde vermelho laranja. **Larvas** do tipo das larvas dos geometrídeos, medindo 2,8 a 3 cm de comprimento; corpo e cabeça verdes, face dorsal com uma linha médio-dorsal mais escura e duas faixas laterais longitudinais brancas; as patas torácicas (patas verdadeiras) são anteriores; as falsas patas são posteriores. **Pupas** no solo, dentro de um casulo sedoso.

BIOLOGIA

Os ovos são postos isoladamente ou em grupos fixos ao substrato por uma substância aglutinante. As larvas começam a eclodir em Abril. Dirigem-se

para as folhas e começam a alimentar-se. A ninfose dá-se no solo. A emergência das borboletas começa na segunda quinzena de Outubro e prossegue até Dezembro.

MEIOS DE LUTA

Os danos causados pela falena não têm sido importantes, quer em cerejeira brava quer em castanheiro. Por esta razão não é necessário fazer tratamentos.

OBSERVAÇÕES

Além da falena pequena, temos encontrado outra falena, que nos pareceu ser a falena grande (*Hibernia defoliaria* Cl.). Os danos registados nos viveiros de cerejeira brava não são significativos.

BIBLIOGRAFIA

BOVEY, R. — *La Défense des Plantes cultivées*. Éditions Payot Lausanne. 1970.



Fig. 135 – Larva de falena de Inverno em *Prunus avium*.

CHOUPO

Dicranura vinula (L.)

DESFOLHADOR

SINÓNIMOS: *Cerura vinula* L.
Harpya vinula L.

ORDEM: LEPIDOPTERA.

FAMÍLIA: Notodontidae.

NOME VULGAR: Borboleta tareco.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Toda a região paleártica.

Em Portugal, esta espécie foi detectada em Mora, Pegões, Odemira e no distrito de Coimbra.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Populus e *Salix*.

SINTOMATOLOGIA

Presença de grupos de ovos nas folhas e ramos, entre Março e Abril, e de larvas de diferentes idades, de cor verde, nas folhas.

DANOS

Os danos são causados pelas larvas que se alimentam das folhas, podendo causar desfohas completas quando há grandes infestações. As larvas recém-nascidas comem o parênquima, ficando as folhas com um aspecto rendilhado. As larvas dos últimos instares são muito vorazes e só deixam as nervuras principais.

DESCRIÇÃO

Imago – Envergadura: 60-75 mm. Asas anteriores com pubescência branca, curta; nervuras castanho-claro; faixas transversais pretas, estreitas, em ziguezague. Asas posteriores brancas, nervuras distintas, castanho-claro, com pequenas manchas acastanhadas junto da margem apical. Corpo muito pubescente, com manchas negras dispersas. Cabeça coberta de pubescência branca; à volta

dos olhos vê-se um círculo de pêlos negros. Antenas pectinadas no macho, filiformes na fêmea. Abdômen muito pubescente, os pêlos dispostos em faixas transversais.

Estados imaturos – Ovos isolados ou em grupos de dois ou mais, hemisféricos, com coloração branca ou castanho-avermelhada.

Larva neonata negra, com as zonas esclerotizadas avermelhadas; uma bossa piramidal no último segmento do tórax. Cabeça com dois prolongamentos de forma piramidal lateral e posteriormente. Último segmento do abdômen com dois prolongamentos tubulares alongados. Lagarta passando por 5 instares. A lagarta do 2.º instar toma a cor castanha com uma mancha dorsal nítida. Lagarta do 3.º instar de cor verde, com a mancha dorsal mais nítida. Lagarta do 4.º instar verde, com a mancha dorsal muito estreita, tomando uma coloração arroxeadada. No último instar (5.º), a lagarta tem um tom verde, a mancha dorsal toma uma coloração vermelho vinoso, raiada de branco com uma faixa branca que abrange todos os segmentos abdominais e torácicos, ficando interrompida na bossa piramidal do metanoto. Esta mancha lembra um 8. Antes de fazer o casulo, o corpo da lagarta toma uma coloração avermelhado-arroxeadada.

O casulo é escuro e revestido de fios esbranquiçados e de detritos lenhosos, aglutinados por uma substância muito resistente, segregada pela lagarta. O casulo encontra-se junto do solo, nas fendas das cascas ou na inserção dos ramos.

Dicranura vinula L.

Ciclo biológico

J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
	Pupas										
		Imagos									
		Posturas									
				Larvas							
								Pupas			

BIOLOGIA

D. vinula tem uma geração anual. As borboletas têm hábitos noturnos e voam entre Março e Abril. A fêmea faz as posturas nos ramos e nas folhas do choupo, geralmente na página superior. Os ovos são postos isoladamente ou em grupos de 2, 3, 4 e até 5 por folha. As larvas eclodem poucos dias depois da postura, em Abril. Nos meses de Abril, Maio e Junho, encontram-se as larvas nas folhas. As larvas recém-nascidas alimentam-se do parênquima das folhas. As larvas passam por 5 instares. As larvas maduras, de coloração arroxeada escura, deixam de se alimentar, antes de iniciarem a formação do casulo. O casulo é construído junto do solo. A lagarta transforma-se em pre-pupa dentro do casulo. Na Primavera do ano seguinte, a pupa transforma-se em imago e em seguida emerge a borboleta.

As nossas observações relativamente à duração do ciclo biológico, coincidem com as de NOGUEIRA (1957). A eclosão das primeiras larvas foi registada em Abril; as larvas do 2.º instar apareceram ainda em Abril; as do 3.º e 4.º instar, em Maio; e em Junho, observámos a formação do casulo. A emergência das borboletas deu-se em Abril do ano seguinte.

FAUNA AUXILIAR

Aves insectívoras e insectos. As lagartas aparecem parasitadas com frequência por uma espécie de *Apanteles* sp. (Hymenoptera, Braconidae). As larvas do parasitóide vivem no interior das larvas de *D. vinula*, acabando por matá-las. Depois as larvas saem para o exterior, tecem sobre o corpo da larva morta, casulos de seda branca que ficam aderentes às folhas do choupo.

MEIOS DE LUTA

Nos viveiros, as infestações não têm sido significativas. O número de larvas encontrado tem sido diminuto, podendo ser facilmente destruídas à mão. Nos casos de grande infestação, aconselha-se a introdução de tratamentos. Estes devem ser feitos quando as larvas acabam de eclodir, isto é, em Abril. Aconselham-se pulverizações nas folhas, com diflubenzurão. Este insecticida actua como inibidor de formação de quitina e é facilmente degradável no solo.

BIBLIOGRAFIA

- BACHILLER, P. et al. — *Plagas de Insectos en las Masas Forestales Españolas*. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. 1981.
- DAFAUCE, C. — *Las plagas de los chopos de España*. «Bol. Serv. de Plagas Forestales», n.º 5, p. 47-95. 1960.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas dos Viveiros Florestais, das Plantações e da Regeneração Natural*. DGPA. Lisboa. ISSN 0870-967X. 132 p. 1990.
- NOGUEIRA, C. D. S. — *Alguns insectos da biocenose dos choupos em Portugal*. «Publicações Dir.-Ger. Serv. Flor. Aquíc.», XXIV, tomo 1, 174 p. 1957.
- NOGUEIRA, C. D. S. — *Pragas entomológicas dos viveiros e plantações recentes de choupos*. «Folhetos de Divulgação», n.º 7, p.1-14. 1968. Serviços Florestais. Lisboa.
- NOGUEIRA, C. D. S. et FERREIRA, L. J. C. — *Pragas dos choupos*. «Boletim Agrícola», p. 1-32. 1968 a.
- NOGUEIRA, C. D. S. et FERREIRA, L. J. C. — *Pragas dos choupos*. «Folhetos de Divulgação», n.º 5, p. 1-32. 1968 b. Serviços Florestais. Lisboa.



Fig. 136 – *Dicranura vinula* (L.): borboleta (envergadura: 60 mm)



Fig. 137 – Larva de *D. vinula* (L.) (primeiros instares).



Fig. 138 – Larva de *D. vinula* (L.) (4.º instar).



Fig. 139 – *Dicranura vinula* (L.). Larva (5.º instar) prestes a entrar na fase de prepupa.

Melasoma populi (L.)

DESFOLHADOR

SINÓNIMOS: *Chrysomela populi* (L.)
Lina populi (L.)

ORDEM: COLEOPTERA.

FAMÍLIA: Chrysomelidae.

NOME VULGAR: Joaninha do choupo. Romã. Barroso. Melasoma.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Encontra-se em toda a Europa, China, Japão, América do Norte e Canadá. Em Portugal encontra-se em todo o País.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Populus spp. (*P. alba*, *P. helvetia*, *P. nigra*), *Salix* spp.

SINTOMATOLOGIA

Presença de posturas alaranjadas na página inferior das folhas, de Abril a Maio e em Junho/Julho. Ovos agrupados. Larvas alimentando-se nas folhas. Seca dos raminhos do ano. Presença de insectos adultos a acasalar, nas folhas e raminhos.

DANOS

É uma praga importante nos viveiros de choupo porque pode causar desfolha completa, atrasando o crescimento das plantas. A 2.^a geração destrói a rebentação. As larvas alimentam-se do parênquima das folhas. As larvas são muito vorazes nos últimos instares, deixando ficar apenas algumas nervuras. Os adultos também se alimentam das folhas.

EPIDEMIOLOGIA

A acumulação de folhas e detritos no solo, nos viveiros de choupo constituem refúgios desta praga e locais de hibernação dos adultos. A presença de choupos e salgueiros espontâneos nos viveiros ou junto dos viveiros constituem focos de infestação.

DESCRIÇÃO

Imago – Comprimento: 8-12 mm. Cabeça e pronoto negro-azulados, com reflexos metálicos esverdeados; élitros vermelhos, não metálicos; patas negro-

-azuladas. Antenas negro-azuladas. Cabeça mais estreita do que o pronoto, pontoada grosseiramente. Antenas com 11 segmentos; o primeiro piriforme; o segundo mais pequeno; a partir do quinto, os segmentos alargam gradualmente e são muito pubescentes. Pronoto mais estreito do que os élitros, mais largo do que comprido, com as margens rebordadas; disco finamente pontoado; margem anterior curva; margens laterais convexas; margem posterior sinuosa; ângulos anteriores arredondados os posteriores levemente pontiagudos. Escutelo negro, finamente pontoado. Élitros marginados, com pontos densos, não alinhados. Patas: coxas alongadas; fêmures com uma chanfradura permitindo as tíbias dobrarem-se sobre eles; tíbias com 4 carenas, com pêlos amarelos na zona distal e com uma fiada de pêlos na extremidade apical. Tarsos com 5 segmentos: 3.º bilobado, 4.º muito pequeno e pouco visível, metido na chanfradura do 3.º. Abdómen com 5 segmentos sulcados e grosseiramente pontoados.

Estados imaturos – *Ovos* ovais, inicialmente amarelo-dourados, tornando-se, mais tarde, alaranjados ou avermelhados.

Larva recém-nascida com 4-5 mm de comprimento, de coloração acinzentada, patas, antenas e cabeça negras. A larva atinge 15-16 mm no máximo desenvolvimento. Cabeça com antenas curtas de 3 segmentos. Protórax com duas manchas negras; meso- e metatórax com 4 manchas e um tubérculo lateral. Os sete primeiros segmentos abdominais têm onze tubérculos. O mesotórax, metatórax e os sete primeiros segmentos abdominais têm, dos dois lados, uma fiada de cones glandulares, de cor negra, com alguns pêlos amarelos. No meso- e metatórax, há 6 manchas negras com alguns pêlos amarelos, entre os cones glandulares. No abdómen, entre os cones, há 2 manchas negras, semelhantes às do tórax, dispostas lado a lado, convergindo entre si nos 6.º e 7.º segmentos abdominais com uma mancha preta que cobre quase completamente a face dorsal. Ventralmente, a larva tem uma fiada de verrugas negras, sendo dois pares no mesotórax e metatórax e um par em cada segmento abdominal. Os segmentos abdominais até ao 8.º, têm, cada um, um par de verrugas negras, menores do que as anteriores. Entre estas, há mais cinco verrugas negras por segmento. O 9.º segmento tem uma mancha ventral e uma ventosa terminal que funciona como uma falsa pata. As larvas quando se excitam expelem um líquido de cheiro desagradável, pelo cones glandulares. Quando a larva atinge a maturidade, imobiliza-se, ficando presa à página inferior das folhas, pela ventosa anal e passa à fase de pre-pupa cuja duração é de cerca de dois dias.

Pupa de cor amarelada, com os apêndices visíveis; encontra-se ligada à última exúvia larvar. Patas e élitros escurecidos.

BIOLOGIA

Os insectos adultos começam a aparecer em fins de Março, princípios de Abril. As fêmeas fazem as posturas na página inferior das folhas de Abril a

Maio. Seis a doze dias depois, eclodem as larvas que se mantêm agrupadas até à 2.ª muda; têm a coloração cinzento-escuro. Nesta fase as larvas são esquelitizadoras. Depois começam a isolar-se. Nos últimos instares, as larvas tornam-se muito vorazes e devoram as folhas completamente deixando apenas algumas nervuras. As larvas quando se excitam expelem um líquido de cheiro desagradável, pelos cones glandulares. Quando a larva atinge a maturidade, imobiliza-se, ficando presa à página inferior das folhas, pela ventosa anal; passa à fase de pre-pupa cuja duração é de cerca de 2 dias. A pupa fica unida à última exúvia, na folha. Oito ou dez dias depois emerge o adulto. Os adultos alimentam-se também das folhas, iniciam o ataque pelas margens e só deixam as nervuras principais.

Esta espécie tem duas ou três gerações anuais. A 1.ª geração sai em Abril/Maio. A 2.ª geração sai em Junho/Julho. Se as condições climáticas forem favoráveis pode haver uma 3.ª geração. As duas primeiras gerações são as mais prejudiciais. Os adultos da última geração hibernam no solo, debaixo de pedras, detritos, folhada, casca das árvores, etc.

Melasoma populi L.
Ciclo biológico

J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Imagos hibernantes			Imagos activos								
			Posturas								
				Larvas							
					Pupas						
						Imagos					
						Posturas					
							Larvas				
								Pupas			
									Imagos hibernantes		

FAUNA AUXILIAR

Schizonotus sieboldi Ratz. (Hymenoptera, Chalcididae) parasita as larvas da *Melasoma*.

MEIOS DE LUTA

Como medida preventiva, os viveiros de choupo não devem ser instalados junto de plantações de choupos e salgueiros. Recomenda-se o arranque de choupos e salgueiros espontâneos situados perto ou dentro dos viveiros porque eles constituem «reservatórios» de pragas.

Também deve proceder-se à destruição de focos de infestação, isto é, de pés de choupo infestados de pragas.

Nos viveiros muito pequenos, NOGUEIRA et FERREIRA (1968) aconselham a destruição das posturas por meios mecânicos. Nos outros viveiros, deve proceder-se à monitorização da praga, a partir de Abril. No caso de serem precisos tratamentos, eles devem ser feitos na primeira quinzena de Maio, quando as larvas ainda se encontram agrupadas. Se houver reinfestação, repete-se o tratamento em Junho, depois das larvas da 2.ª geração terem eclodido. Pode utilizar-se o diflubenzurão ou outro insecticida usado para desfolhadores.

A limpeza do solo à volta dos choupos constitui um meio de luta eficaz contra os adultos hibernantes, visto que destrói os locais onde podem esconder-se os insectos adultos para hibernar.

BIBLIOGRAFIA

- BACHILLER, P. et al. — *Plagas de Insectos en las Masas Forestales Españolas*. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación 1981.
- DAFAUCE, C. — *Las plagas de los chopos de España*. «Bol. Serv. de Plagas Forestales», n.º 5, p. 47-95. 1960.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas dos Viveiros Florestais, das Plantações e da Regeneração Natural*. «Série Divulgação», n.º 4, 132 p. 1990. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.
- NEF, L., et LECLERCQ, A. — «Proceedings of the meeting working parties entomology and [wood] technology of the International Poplar Commission, Belgium, September, 1986». Brussels, Belgium, Ministry of Agriculture. 218 p. 1986.
- NOGUEIRA, C. D. S. — *Alguns insectos da biocenose dos choupos em Portugal*. «Publicações Dir.-Ger. Serv. Flor. Aquíc.», XXIV, tomo 1, 174 p. 1957.
- NOGUEIRA, C. D. S. — *Pragas entomológicas dos viveiros e plantações recentes de choupos*. «Folhetos de Divulgação», n.º 7, p. 1-14. Serviços Florestais. Lisboa. 1968.
- NOGUEIRA, C. D. S. et FERREIRA, L. J. C. — *Pragas dos choupos*. «Boletim Agrícola», p. 1-32. 1968 a.
- NOGUEIRA, C. D. S. et FERREIRA, L. J. C. — *Pragas dos choupos*. «Folhetos de Divulgação», n.º 5, p. 1-32. 1968 b.



Fig. 140 – Choupo mostrando posturas de *M. populi* (L.) num viveiro.



Fig. 141 – Folhas de choupo com adultos de *M. populi* (L.).

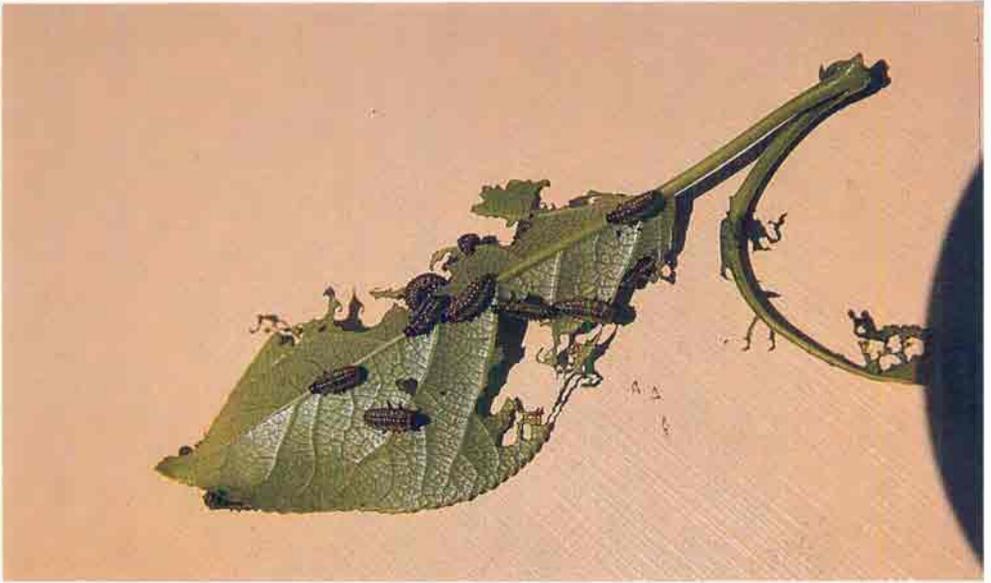


Fig. 142 – Larvas de *M. populi* (L.).

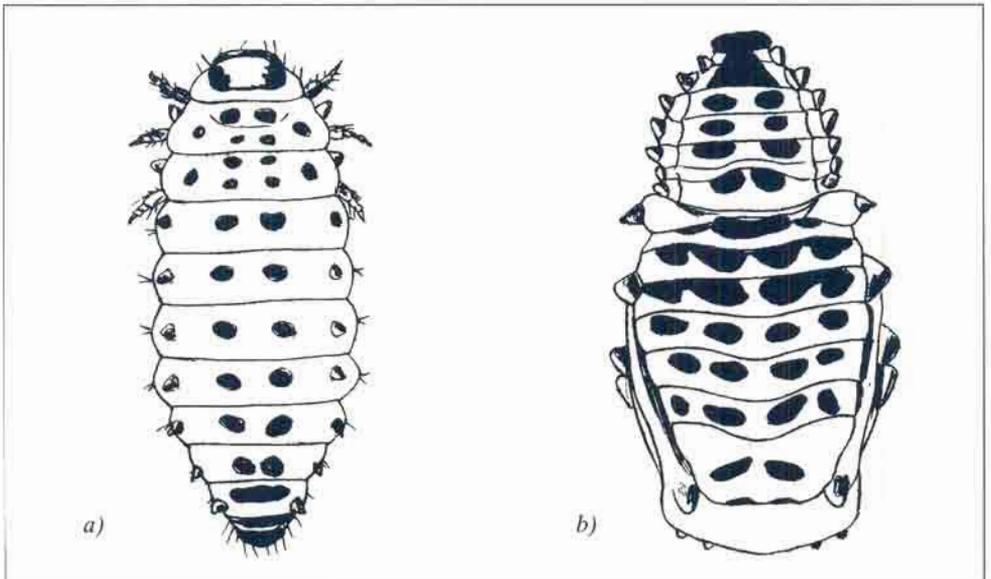


Fig. 143 – *M. populi* (L.): a) larva madura; b) pupa.

Plagiodera versicolor Laich
DESFOLHADOR

SINÓNIMOS: *Plagiodera salicis* Thoms.
Plagiodera armoraciae F.

ORDEM: COLEOPTERA.

FAMÍLIA: Chrysomelidae.

NOME VULGAR: Chrysomelídeo das folhas. Vaquinha das folhas.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

P. versicolor encontra-se em toda a Europa até à China e Japão. Também existe na América do Norte. É comum em toda a bacia mediterrânica, incluindo o Norte de África.

Em Portugal, esta espécie foi encontrada no sul do Alentejo (Odemira).

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Populus spp. *Salix* spp. Várias culturas agrícolas.

SINTOMATOLOGIA

Presença de adultos nas folhas entre Abril e Maio. Presença de grupos de ovos nos fins de Maio ou princípios de Junho, na página inferior das folhas, ou de larvas. Folhas roídas.

DANOS

Os danos são causados pelos insectos adultos e pelas larvas. Os adultos comam a roer as folhas pelas margens acabando por destruí-las completamente, respeitando apenas a nervura principal. A larvas roem o parênquima das folhas, deixando apenas as nervuras; as folhas ficam com um aspecto rendilhado. Os danos em viveiros são sérios, porque pode haver desfolha completa.

EPIDEMIOLOGIA

Os anos muito quentes são favoráveis à praga. Os detritos no solo dos viveiros constituem locais preferidos pelos adultos para se esconderem.

DESCRIÇÃO

Imago – Comprimento: 4-5 mm. Corpo negro, élitros verdes, muito escuro, com reflexos metálicos; os cinco primeiros segmentos das antenas,

amarelo-acastanhado. Antenas moniliformes, com 11 segmentos, pubescência amarela, os últimos 5 segmentos alargando gradualmente até ao ápice. Cabeça finamente pontoada, clípeo com pontos grosseiros. Pronoto com pontuação fina irregular, marginado lateralmente, um pouco mais estreito do que os élitros e muito mais largo do que comprido. Escutelo subtriangular. Élitros arredondados no ápice, com uma fosseta de cada lado do ângulo apical; calo humeral saliente, pontos grosseiros. Patas: fêmures sulcados na face interna; tíbias com duas carenas laterais na face interna; tarsos com 5 segmentos, o 3.º bilobado.

Estados imaturos – *Larva* branco-amarelada, com a cabeça negra.

BIOLOGIA

Os adultos hibernantes aparecem entre fins de Abril e Maio. As fêmeas fazem as posturas na página inferior das folhas, em grupos de 25 a 30 ovos. A eclosão das larvas dá-se em Junho. As larvas alimentam-se inicialmente do parênquima da página inferior das folhas. Nos últimos instares, devoram as folhas deixando apenas as nervuras. As larvas passam a pre-pupa ficando presas à página inferior da folha pela ventosa anal; depois esta passa a pupa ficando aderente à última exuvia (NOGUEIRA, 1957).

Segundo BALACHOWSKY et MESNIL (1935), a ninfose é feita no solo.

Há duas gerações anuais: a 1.ª emerge em meados de Julho e a 2.ª em Setembro/Outubro. Os adultos hibernam debaixo de detritos, no solo, nas folhas caídas no solo.

Há autores que afirmam haver 3 gerações quando as condições climáticas são favoráveis.

MEIOS DE LUTA

A monitorização da praga deve ser feita a partir de Abril. Os tratamentos devem ser feitos na primeira quinzena de Maio, na fase de postura. Convém limpar o terreno à volta das estacas para evitar a acumulação de detritos que são locais de esconderijo dos adultos para passarem o Inverno.

BIBLIOGRAFIA

- BALACHOWSKY, A. et MESNIL, A — *Les Insectes nuisibles aux Plantes cultivées*. Paris. 1935.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas dos Viveiros florestais e da Regeneração natural*. Guia de campo. «Série Divulgação», n.º 4, 1990. DGPA.ISSN 0870-967X Lisboa.
- NEF, L., et LECLERCQ, A. — «Proceedings of the meeting working parties entomology and [wood] technology of the International Poplar Commission, Belgium, September, 1986». Brussels, Belgium. Ministry of Agriculture. 218 p. 1986.
- NOGUEIRA, C. D. S. — *Alguns insectos da biocenose dos choupos em Portugal*. «Publicações Dir.-Ger. Serv. Fl. e Aquíc.», vol. XXIV, tomo 1, 174 p. 1957.



Fig. 144 – Estaca de choupo com um mês, atacada por *P. versicolor* Laich.

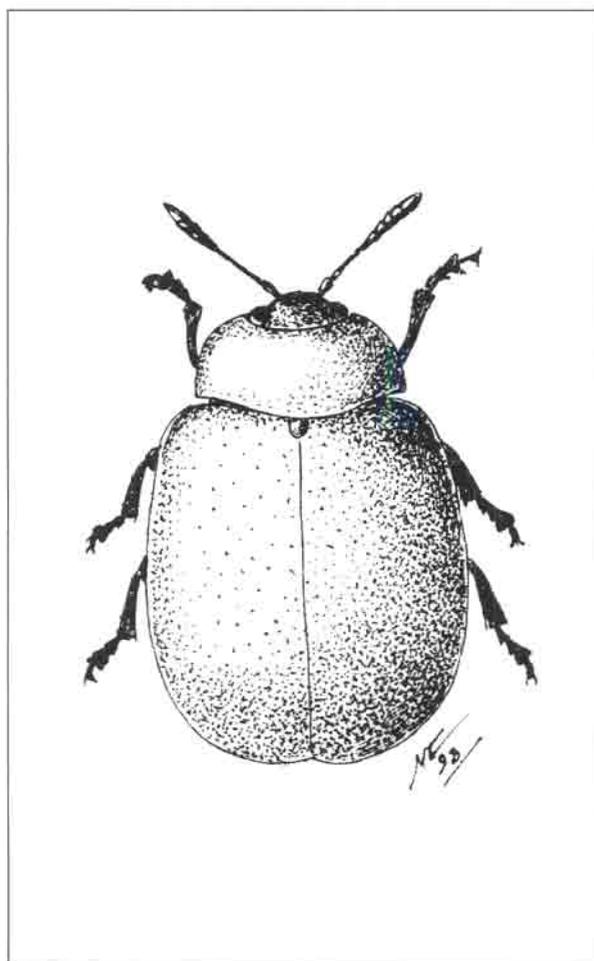


Fig. 145 – *Plagiodera versicolor* Laich. – imago (comprimento: 5 mm).

Phratora vitellinae L.

DESFOLHADOR

SINÓNIMOS: *Phyllodecta vitellinae* (L.).

ORDEM: COLEOPTERA.

FAMÍLIA: Chrysomelidae.

NOME VULGAR: Chrysomelídeo das folhas. Vaquinha das folhas.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Toda a Europa. Ásia até ao Japão. América do Norte.

Em Portugal tem sido encontrada principalmente em Odemira.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Populus spp. *Salix* spp. Vários clones de *Populus*. Em Inglaterra causa desfolhas graves nos salgueiros. Várias culturas.

SINTOMATOLOGIA

Presença de adultos nas folhas, de Abril a Maio. Posturas na página inferior das folhas em Junho. Larvas a partir de Junho. Folhas esquelitizadas.

DANOS

As larvas esquelitizam as folhas; em caso de grande infestação, os danos são importantes. Os adultos também se alimentam das folhas, destruindo-as completamente à excepção da nervura principal. Os adultos hibernantes alimentam-se nos rebentos das estacas, no início da Primavera.

FINET et GREGOIRE (1991, 1992) estudaram a resistência de vários clones de choupo a *P. vitellinae* em estufa e em viveiros de raiz nua. Chegaram à conclusão que *P. nigra* pode ser considerado resistente enquanto que os híbridos de *P. deltoides* e *nigra* podem ser considerados mais susceptíveis. *P. trichocarpa* pode considerar-se relativamente resistente, mas os híbridos de *P. trichocarpa deltoides* podem ser muito susceptíveis. As experiências realizadas em viveiros de raiz nua confirmaram que *P. nigra* «Ghoy 1» é muito resistente a esta praga. *P. trichocarpa* × *deltoides* são mais intensamente atacados. *P. deltoides* × *nigra* parecem ser medianamente sensíveis.

DESCRIÇÃO

Imago – Comprimento: 4-6 mm. Corpo verde ou azul metálico. Cabeça muito larga. Antenas negras, com 11 segmentos. Pronoto transversal. Escutelo

pequeno. Élitros finamente estriados, as estrias pontoadas. Tíbias carenadas longitudinalmente ao longo do bordo interno.

Estados imaturos – *Larvas* branco-amareladas. *Pupas* presas à última exúvia, na página inferior das folhas.

BIOLOGIA

Os adultos hibernantes entram em actividade entre Abril e Maio. As posturas são feitas em Junho, na página inferior das folhas. Uma fêmea pode pôr 200 a 300 ovos. A incubação dura entre 7 a 15 dias. As larvas recém-nascidas alimentam-se do parênquima da página inferior das folhas e mais tarde esquelitizam a folha. A ninfose dá-se no solo a alguns centímetros de profundidade. A emergência dos adultos inicia-se cerca de 15 dias depois. A 1.ª geração aparece em Agosto. A 2.ª geração emerge em Outubro. Os adultos hibernam debaixo das cascas do tronco da planta hospedeira, ou nos detritos constituídos por folhas, no solo. Entram em actividade na Primavera do ano seguinte. Se as condições climáticas forem favoráveis, pode haver 3 gerações em cada ano.

MEIOS DE LUTA

Os indicados para *P. versicolor*.

BIBLIOGRAFIA

- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas dos Viveiros florestais, das Plantações e da Regeneração natural. Guia de campo*. «Série Divulgação», n.º 4, 132 p. 1990. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.
- FINET, Y. et GREGOIRE, J. C. — *A study of poplar resistance to Phyllodecta vitellinae L. (Col., Chrysomelidae). 1. Greenhouse experiments*. «Z. angew. Ent.», vol. 91, n.º 4, p. 321-424. 1981.
- FINET, Y. et GREGOIRE, J. C. — *A study of poplar resistance to Phratora (Phyllodecta) vittellinae L. (Col., Chrysomelidae). 2. Field observations*. «Z. angew. Ent.», vol. 94, n.º 4, p. 363-376. 1982.

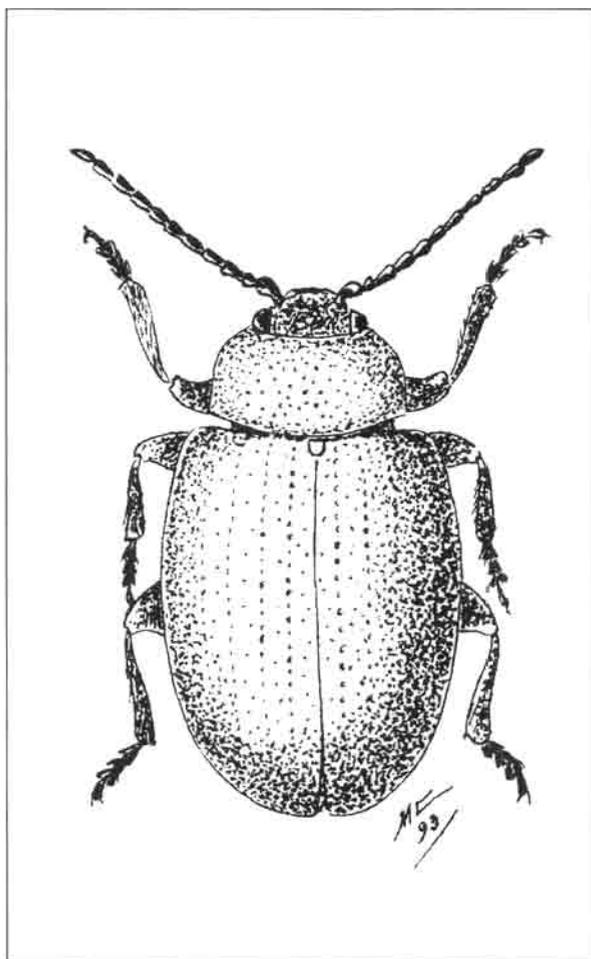


Fig. 146 – *Phratora vitellinae* L. (comprimento: 5 mm).

Gypsonoma aceriana Dupn.
PERFURADOR DOS GOMOS

SINÓNIMOS: *Semasia aceriana* Dupn.
Epinotia aceriana Dupn.

ORDEM: LEPIDOPTERA.

FAMÍLIA: Tortricidae.

NOME VULGAR: Tortricídeo dos gomos de choupo. Gypsonoma.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Toda a Europa. Em Portugal tem sido assinalada em Montemor-o-Velho, Mora e Pegões.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Populus spp. *Salix* spp.

SINTOMATOLOGIA

A presença desta praga é denunciada por uma excrescência escura de excrementos da larva saindo por um orifício pequeno nos rebentos. Gomos destruídos.

DANOS

Na Primavera os danos são muito graves porque há uma destruição dos gomos terminais com formação de engrossamentos, dando lugar a um desenvolvimento anormal dos gomos em forma de vassoura. Há também uma alteração nos rami-nhos anuais cujo crescimento é afectado. Por vezes os gomos secam e caem. Quando o gomo e/ou o raminho apical são atingidos, as plantas ficam defeituosas. A flecha dá origem a um tufo de ramos, conhecido pelo nome de «vassoura de bruxa». Em Espanha foram observados ataques em viveiros de choupo que afectaram 7% dos gomos de cada planta (BACHILLER, 1981). Todos os clones de choupo são susceptíveis a esta espécie. Há clones que são menos atacados.

Uma lagarta ataca vários gomos, passando de um para o outro à medida que os vai destruindo. Terminado o desenvolvimento em meados de Maio ou em Julho, conforme se trata da geração de Verão ou da hibernante, a lagarta entra em ninfose na terra dentro de um casulo de seda. A borboleta emerge 10 ou 15 dias depois. As larvas que vão hibernar constroem um abrigo junto da inserção dos gomos o qual é coberto com sedas. Logo que chega o bom tempo, as lagar-tas saem desse abrigo para irem atacar novamente os gomos.

EPIDEMIOLOGIA

Os anos muito quentes e secos são favoráveis a esta praga. O «stress» causado pela falta de água pode originar ataques de *Gypsonoma*. A manutenção de plantas infestadas e de gomos atacados em choupos nos viveiros são favoráveis à dispersão da praga.

DESCRIÇÃO

Imagos – Envergadura: 14 mm. Corpo coberto de escamas castanho pálido. Cabeça muito pequena, com os olhos pretos, muito salientes. Antenas filiformes, os segmentos do mesmo tamanho, excepto o 1.º que é cónico e cerca do dobro do comprimento do 2.º. Pronoto muito estreito. Asas anteriores com uma mancha escura e manchas castanho -escuro, junto da inserção; bordo anterior levemente convexo, ápice arredondado, margem apical com uma franja de cor castanha. Asas posteriores trapezoidais, margem anterior côncava, ápice agudo; orladas por uma franja que começa na margem anterior, junto da inserção, e vai aumentando gradualmente de largura, atingindo o máximo no terço proximal da margem posterior. Patas branco-acastanhadas.

Estados imaturos – *Ovos* isolados ou em grupos de dois ou três, elípticos, com uma depressão na face superior. *Larva* pequena, castanha; cabeça negra, protórax com uma mancha escura transversal. *Pupa* castanho-avermelhada, protegida por um tecido compacto formado de fios de seda branca.

BIOLOGIA

Duas ou três gerações anuais, conforme a localização do choupal ou dos viveiros. NOGUEIRA (1968 a) supõe haver três gerações na bacia hidrográfica do rio Tejo e no Sul de Portugal. No Norte existem duas gerações por ano. Em Espanha tem duas gerações anuais.

As borboletas têm hábitos nocturnos e emergem em Maio. As fêmeas depois de fecundadas, fazem as posturas nas folhas; os ovos são postos isoladamente ou em grupos de dois ou três. As lagartas eclodem 8 a 10 dias depois da postura. As lagartas recém-nascidas alimentam-se do parênquima da página inferior das folhas e escavam uma galeria de 3 a 4 milímetros de comprimento, junto da nervura principal. Depois a lagarta deixa a folha e dirige-se para o gomo no qual penetra através de uma galeria curta perpendicular ao seu eixo até chegar à medula. A partir do 2.º instar, as lagartas deslocam-se para os pecíolos das folhas e rebentos novos onde abrem uma galeria. Por vezes migram para as folhas unindo-as duas a duas por meio de fios de seda. O gomo atacado mostra uma excrescência negra, suspensa do orifício de entrada da larva, curva para baixo, constituída por excrementos da larva, aglutinados por fios de seda. O gomo atacado fica deformado. Se o rebento atacado seca, a lagarta abandona-o imediatamente e passa para outro. Geralmente os gomos ataca-

dos continuam a crescer. Em meados de Julho a lagarta atinge o máximo desenvolvimento, deixa-se cair no solo e enterra-se, formando um casulo com sedas e terra.

NOGUEIRA (1968 a) descreve uma segunda geração muito curta com um comportamento idêntico ao da primeira geração. Os imagos aparecem em Agosto. As lagartas desta geração mantêm-se nas folhas até pouco antes da sua queda e dirigem-se para os troncos, junto da inserção do pecíolo das folhas onde abrem pequenas galerias de hibernação; cobrem-se com um tecido esbranquiçado formado por sedas e restos de folhas. Na Primavera do ano seguinte entram em actividade e, vão atacar os gomos e rebentos como foi indicado para a primeira geração. Nas zonas onde há duas gerações, são as lagartas da segunda geração que hibernam.

FAUNA AUXILIAR

Os parasitóides e predadores desta espécie não estão estudados em Portugal.

Gyponoma aceriana Dupn. Ciclo biológico (duas gerações anuais)

J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
	Larvas hibernantes		Larvas	activas							
				Pupas							
			Imagos (1.ª geração)								
				Posturas							
					Larvas						
						Pupas					
							Imagos (2.ª geração)				
								Posturas			
									Larvas hibernantes		

MEIOS DE LUTA

Como medida profilática, aconselha-se o corte e destruição de todos os gomos e rebentos com sinais de ataque.

As plantas de viveiro que apresentem deformações devem ser eliminadas, depois de destruir o tufo terminal. Quando apenas o gomo terminal é afectado, ele deve ser cortado para facilitar a formação de uma nova guia. Para que a destruição das lagartas seja efectiva, os gomos devem ser cortados em Abril e no princípio de Julho.

Como meio de luta contra a gipsonoma, também podem usar-se insecticidas. As folhas devem ser pulverizadas nos fins de Maio, princípios de Junho ou em princípios de Agosto. Contudo, recomenda-se a maior prudência com o uso de insecticidas. Estes só devem ser usados durante as fases vulneráveis do ciclo de vida do insecto. O uso continuado de insecticidas pode ocasionar fenómenos de resistência. Pulverizações de *B. thuringiensis* poderão ser usados. As estacas com larvas hibernantes devem ser eliminadas. As técnicas culturais parecem ser o melhor método de luta.

BIBLIOGRAFIA

- ABGRALL, J. A. et SOUTRENON, A. — *La forêt et ses ennemis*. CEMAGREF. Grenoble. 1991.
- BACHILLER, P. et al. — *Plagas de Insectos en las Masas Forestales Españolas*. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. 1981.
- DAFAUCE, C. — *Las plagas de los chopos en España*. «Bol. Serv. Plagas Forestales», Año III, n.º 5, p. 47-95. 1960.
- DAFAUCE, C. — *Las plagas de insectos del chopo y su combate*. «Bol. Serv. Plagas Forestales», Año XI, n.º 22, p. 91-110. 1968.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas dos Viveiros florestais, das Plantações e da Regeneração natural. Guia de campo*. «Série Divulgação» n.º 4, 132 p. 1990. DGPA. ISSN 0870-967X. 1990.
- MORRIS, R. — *The control of insect pests in Energy Plantations. An International Survey of Alnus, Salix and Populus*. Joint Report. IEA/ENFOR. 1986.
- NEF, L., et LECLERCQ, A. — «Proceedings of the meeting working parties entomology and [wood] technology of the International Poplar Commission, Belgium, September, 1986». Brussels, Belgium, Ministry of Agriculture. 218 p. 1986.
- NOGUEIRA, C. D. S. — *Alguns insectos da biocenose do choupo em Portugal*. «Publicações Dir.-Ger. Serv. Fl. e Aquic.» Vol. XXIV. Tomo 1, p. 1-174. 1957.
- NOGUEIRA, C. D. S. — *Pragas entomológicas dos viveiros e plantações recentes de choupo*. «Folhetos de Divulgação», n.º 7. Serviços Florestais. 1968.
- NOGUEIRA, C. D. S. et FERREIRA, L. J. C. — *Pragas dos choupos*. «Folhetos de Divulgação», n.º 5. Serviços Florestais. 1968 a.
- NOGUEIRA, C. D. S. et FERREIRA, L. J. C. — *As «brocas» dos choupos*. «Folhetos de Divulgação», n.º 6. Serviços Florestais. 1968 b.

Compsidia populnea (L.)

BROCA

SINÓNIMOS: *Cerambyx populnea* L.
Saperda populnea (L.)
Saperda decempunctata DeG.
Saperda betulina Geoffroy
Saperda populi Duménil

ORDEM: COLEOPTERA.

FAMÍLIA: Cerambycidae.

NOME VULGAR: Saperda pequena.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Esta espécie encontra-se na Europa, Ásia e América do Norte. Também existe no Norte de África. Em Portugal, tem sido encontrada em Castelo Branco e em Amarante.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Populus spp. *Salix* spp. Ocasionalmente pode atacar nogueiras.

SINTOMATOLOGIA

Presença de raminhos ou caules jovens dilatados e deformados sem ou com orifícios por onde sai serrim.

DANOS

Os insectos adultos alimentam-se das folhas e da casca dos raminhos do ano. Estes danos são pouco importantes quando a população destes insectos é pequena. Os danos causados pelas larvas, especialmente quando a flecha é atingida, podem ser graves, porque por acção do vento ela pode partir-se.

A saperda pequena é um perfurador dos raminhos e caules delgados dos choupos e álamos. Ataca raminhos cujo diâmetro se situa entre 0,4 e 2 centímetros. Provoca o engrossamento dos raminhos devido à hipertrofia dos tecidos em consequência da reacção dos tecidos à postura das fêmeas e à actividade das larvas.

EPIDEMIOLOGIA

Os ataques da saperda pequena estão relacionados com falta de água e, portanto, são mais frequentes nos anos muito quentes e secos. Não têm sido generalizados, encontrando-se apenas algumas plantas com sintomas de ataque.

Compsidia populnea L.
Ciclo biológico (duas gerações anuais)

J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
		Larvas									
				Pupas							
					Imagos						
					Posturas						
								Larvas			

DESCRIÇÃO

Imago - Comprimento: 9-14 mm. Corpo negro, com pubescência amarela, disposta da seguinte maneira: na cabeça (frente) em duas faixas divergentes no vértice; no pronoto, numa faixa estreita mediana mais ou menos nítida em duas faixas laterais continuando até às do vértice; nos élitros formando pequenas manchas, geralmente 5 manchas maiores disciais que por vezes desaparecem total ou parcialmente; na face ventral, formando um revestimento denso. Antenas negras: segmentos 3 a 11 com os dois terços basais revestidos de pubescência branca. Patas com pubescência branca ou amarela muito clara.

Cabeça fortemente pontuada. Antenas finas, um pouco mais longas do que o corpo, no macho; mais curtas na fêmea; 3.º segmento nitidamente mais comprido do que o 4.º. Pronoto fortemente pontuado, excepto no ápice.

Estados imaturos – *Ovo* oval, amarelado após a postura e mais tarde com aspecto leitoso, medindo 1 x 3,4 mm. *Larva* ápoda, branco-amarelada, cilíndrica,

com os segmentos bem diferenciados; cabeça com mandíbulas fortes, escuras; protórax com a placa dorsal granulosa. A larva chega a medir 1,5 centímetros. *Pupa* apresentando os apêndice do adulto.

BIOLOGIA

Os adultos aparecem na 2.^a quinzena de Maio e em Junho. Alimentam-se de folhas e gomos tenros, mas os danos não são significativos. Cerca de 3 a 4 semanas depois da sua emergência, as fêmeas fazem as posturas, introduzindo o ovo debaixo da casca dos caules e raminhos com menos de 2 centímetros de diâmetro. A fêmea abre uma incisão em forma de ferradura com menos de 1 centímetro de abertura, e faz outras incisões transversais dentro, colocando o ovo numa câmara na parte inferior da incisão. A larva eclode nos princípios de Julho, 10 ou 15 dias depois da postura; faz uma galeria anelar que provoca o engrossamento do ramo atacado. Este engrossamento, lembrando uma galha, não apresenta orifícios exteriores aparentes para saída dos detritos. No Outono, a larva abre uma galeria ascendente na medula, com 3 a 5 centímetros de comprimento. Na Primavera do ano seguinte, prepara a câmara de ninfose e passa a adulto em Maio ou Junho. O adulto sai deixando um orifício redondo no engrossamento.

FAUNA AUXILIAR

As aves insectívoras são predadoras das larvas. Os parasitóides pertencem às famílias Tachinidae (Diptera), Ichneumonidae, Braconidae e Chalcididae (Hymenoptera).

MEIOS DE LUTA

É necessário fazer a monitorização da praga durante o Inverno que é a altura em que o choupo não tem folhas e os ataques são mais facilmente visíveis. No caso de serem encontrados ramos atacados, eles devem ser destruídos.

Boa irrigação e adubação impedem os ataques desta praga.

BIBLIOGRAFIA

- ABGRALL, J. A. et SOUTRENON, A. — *La forêt et ses ennemis*. CEMAGREF. Grenoble. 1991.
- BACHILLER, P. et al. — *Plagas de Insectos en las masas forestales españolas*. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. 1985.
- DAFAUCE, C. — *Las plagas de insectos del chopo y su combate*. «Bol. Serv. Plagas Forestales», Año XI, n.º 22, p. 91-101. 1968.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas dos Viveiros florestais, das Plantações e da Regeneração natural. Guia de campo*. «Série Divulgação», n.º 4, 132 p. 1990. DGPA. ISSN 0870-967X.
- NEF, L., et LECLERCO, A. — «Proceedings of the meeting working parties entomology and [wood] technology of the International Poplar Commission, Belgium, September, 1986». Brussels, Belgium, Ministry of Agriculture. 218 p. 1986.
- VILLERS, A. — *Cerambycidae. Faune des Coléoptères de France*. «Encyclopédie Entomologique», XLII. Éditions Lechevalier. Paris. 1978.
- ZARCO, E. et CEBALLOS, G. — *Insectos perjudiciales al chopo en España*. Servicio de Plagas Forestales. Madrid. 125 p. 1956.



Fig. 147 – Choupo atacado por *C. populnea* (L.).

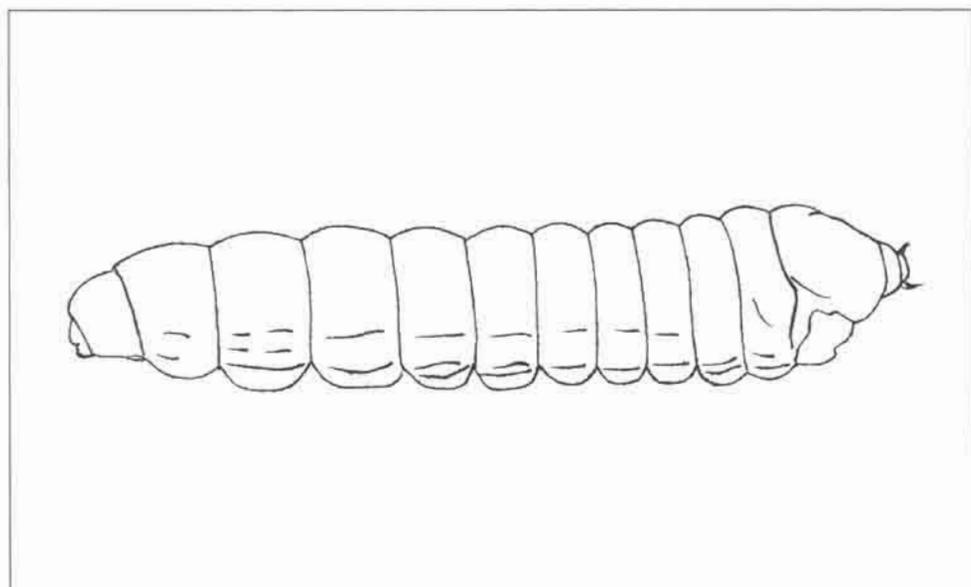


Fig. 148 – *C. populnea* (L.); larva.

Cryptorrhynchus lapathi (L.)
PERFURADOR

SINÓNIMOS: *Cryptorrhynchus verticalis* Faust
Cryptorrhynchus alpinus Stierl.

ORDEM: COLEOPTERA.

FAMÍLIA: Curculionidae.

NOME VULGAR: Gorgulho do choupo, criptorrinco.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Europa. Ásia, desde a Sibéria ao Japão. América do Norte.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Populus spp. (*P. alba*, *P. canadensis*, *P. virginiana*, *P. nigra*, *P. tremula*). *Salix* spp. (*S. caprea*, *S. viminalis*, *S. purpurea*, *S. triandra*, *S. fragilis*). *Alnus glutinosa*. *Salix americana* é muito susceptível.

SINTOMATOLOGIA

Presença de orifícios pequenos, negros, donde saem detritos na Primavera. Galerias transversais, superficiais, anelando o tronco. Casca com uma coloração avermelhada clara, depois de seca fica quebradiça. Deformações superficiais tendo o aspecto de cancro. O ataque ao cicatrizar forma um grão característico. Na madeira das plantas atacadas, com galerias internas cheias de serrim comprimido, há larvas brancas, ápodas, com 10/12 mm de comprimento.

DANOS

Os ataques do criptorrinco são muito graves nos viveiros. Os adultos fazem o pasto de maturação sexual nos raminhos os quais ficam quebradiços, nos caules e nas folhas. As galerias larvares abertas transversalmente debaixo das cascas cortam a circulação da seiva e enfraquecem as plantas; os ramos e caule ficam quebradiços e partem-se pela acção do vento. As galerias facilitam a entrada de patogenes como o cancro bacteriano. Os anelamentos no caule podem causar a morte das plantas. Os danos nas varas são graves.

EPIDEMIOLOGIA

Os ataques de criptorrinco em Portugal têm sido muito raros. Os anos muito quentes e secos podem ser favoráveis a esta praga.

DESCRIÇÃO

Imago – Comprimento: 5-9 mm. Corpo castanho-escuro, quase negro, revestido de pêlos lembrando escamas, serrados, imbricados, na maior parte negros e amarelados ou esbranquiçados no terço posterior dos élitros; na região humeral os pêlos formam um feixe oblíquo ténue. Pronoto transversal, anteriormente com três manchas de sedas grosseiras negras. Interestrias 3, 5, 7 dos élitros com tufo de sedas negras. Fêmures negros; tíbias castanhas; tarsos cor de ferrugem. Antenas avermelhadas. Rostro pontoado-rugoso, com uma carena mediana. Protórax transversal, carenado a meio, com pontos grosseiros. Élitros com o calo humeral saliente; lados sub-paralelos nos dois terços anteriores; terço posterior com nódulos agudos; estrias marcadas com grossos pontos irregulares; sutura lisa; interestrias estreitas e irregulares. Tíbias carenadas externamente.

Estados imaturos – *Ovos* brancos, ovóides, lisos. *Larva* ápoda, branca, com a cápsula cefálica castanho-avermelhada. Comprimento: 10-12 mm. *Pupa* branca. Comprimento: 9-11 mm.

BIOLOGIA

Conforme as condições climáticas, o ciclo de vida pode durar um ou dois anos. Quando o ciclo é anual, as fêmeas fazem as posturas de fins de Junho a Outubro. Os ovos postos em Outubro entram em hibernação a partir de Novembro até Fevereiro do ano seguinte. As larvas eclodidas a partir de meados de Agosto alimentam-se debaixo da casca e em Outubro entram em hibernação a qual se prolonga até Fevereiro do ano seguinte. Dos ovos que hibernaram, nascem larvas em Março. Estas larvas são sobcorticais, de Março a meados de Abril; depois penetram na madeira onde fazem galerias até princípios de Julho. Estas galerias terminam numa câmara de ninfose debaixo da casca. A partir de Maio, as larvas entram em ninfose, escalonadamente, até fins de Julho. Depois das pupas se transformarem em imagos, estes permanecem dentro da câmara de ninfose, cerca de duas semanas. A emergência dos imagos inicia-se em fins de Maio. Os adultos, antes de acasalarem, precisam de alimentar-se. Este período de alimentação geralmente leva um mês e é feito nos gomos tenros. Os danos não são importantes.

As intervenções devem ser feitas de Março a Abril, quando as larvas se encontram ainda debaixo da casca e de Julho a Agosto, quando os adultos se alimentam nos gomos.

Quando o ciclo é bienal, os adultos hibernantes entram em actividade em princípios de Maio. As fêmeas fazem as posturas de meados de Maio a fins de Setembro. Os ovos entram em hibernação até fins de Março e entram em actividade ainda em Março. As larvas nascidas entre Março e Abril, alimentam-se debaixo da casca e penetram no lenho, de Maio a meados de Julho. A ninfose ocorre entre princípios de Junho e princípios de Agosto. Os adultos emergem de meados de Junho a Setembro/Outubro e entram em hibernação em meados de Outubro até fins de Abril do ano seguinte.

Cryptorrhynchus lapathi L.
Ciclo biológico (anual)

J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Ovos hibernantes											
Ovos activos											
Larvas hibernantes		Larvas sobcorticais		Larvas na madeira							
				Pupas							
						Imagos					
							Posturas		Ovos hibernantes		
Larvas sobcorticais								Larvas hibernantes			

Cryptorrhynchus lapathi L.
Ciclo biológico (bienal)

J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Imagos hibernantes				Imagos activos							
					Posturas		Ovos hibernantes				
Ovos hibernantes		Ovos activos									
Larvas sobcorticais			Larvas na madeira								
					Pupas						
						Imagos activos			Imagos hibernantes		

FAUNA AUXILIAR

Conhecem-se três parasitóides: *Ephialtes tuberculatus* Fourn, *Pimpla roborator* F. (Hymenoptera, Ichneumonidae) e *Bracon immutator* Nees (Hymenoptera, Braconidae). Também são conhecidos nemátodos entomófagos.

MEIOS DE LUTA

Como medida preventiva, devem eliminar-se todos os choupos, álamos e salgueiros existentes na vizinhança dos viveiros porque constituem focos naturais de contaminação.

Periodicamente deve ser feita uma monitorização nos viveiros. O material infestado deve ser arrancado e queimado.

A luta biológica, utilizando nemátodos entomófagos, tem-se mostrado muito eficaz.

A luta cultural é muito importante. Terrenos bem drenados e arejados e regas abundantes no Verão são desfavoráveis à praga.

Nos viveiros, não deve utilizar-se a luta química contra as larvas perfuradoras. Matando as larvas, a planta ficará danificada e nos viveiros deve produzir-se plantas sãs. A saída de plantas infestadas do viveiro deve ser impedida. Entre Maio e Outubro, os viveiros de choupo devem ser inspeccionados; todos os pés atacados devem ser cortados e queimados. A inspeção entre Outubro e Maio é muito importante porque os choupos não têm folhas e podem ver-se facilmente os ataques. De Maio a Julho, deve fazer-se outra inspeção.

Nos viveiros de choupo, as inspeções devem ser feitas de Maio a Junho e de Outubro a Novembro.

BIBLIOGRAFIA

- ABGRALL, J. A. et SOUTRENON, A. — *La forêt et ses ennemis*. CEMAGREF. Grenoble. 392 p. 1991.
- BACHILLER, P. et al. — *Plagas de Insectos en las masas forestales españolas*. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. 1981.
- BALACHOWSKY, A. et MESNIL — *Les Insectes nuisibles aux Plantes cultivées*. Paris. 1935.
- DAFAUCE, C., ASTIASO, F. et BACHILLER, P. — *Aspectos biológicos del gorgojo perforador del chopo (Cryptorrhynchus lapati L., Curculionidae)*. «Bol. Serv. Plagas Forestales», Año V, n.º 12, p. 85-97. 1962.
- DAFAUCE, C. — *Plagas de insectos del chopo y su combate en 1958*. «Bol. Serv. Plagas Forestales», n.º 4. 1959.
- DAFAUCE, C. — *Las plagas de los chopos en España*. «Bol. Serv. Plagas Forestales», Año III, n.º 5, p. 47-95. 1960.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas dos Viveiros florestais, das Plantações e da Regeneração natural. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 4, 132 p. 1990. DGPA. ISSN 0860-967X. Lisboa.
- HOFFMANN, A. — *Coléoptères Curculionides*. (Troisième partie). «Faune de France», 62, p. 1365-1367. 1958.
- NEF, L., et LECLERCQ, A. — «Proceedings of the meeting working parties entomology and [wood] technology of the International Poplar Commission, Belgium, September, 1986». Brussels, Belgium, Ministry of Agriculture. 218 p. 1986.
- ZARCO, E. et CEBALLOS, G. — *Insectos perjudiciales al chopo en España*. Servicio de Plagas Forestales. Madrid., 123 p. 1956.

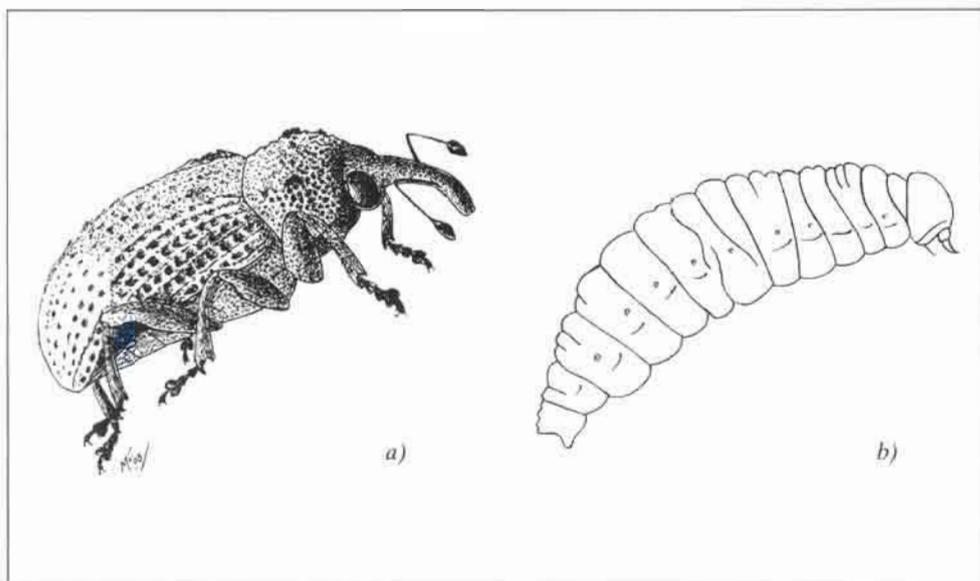


Fig. 149 – *Cryptorrhynchus lapathi* (L.): a) imago (comprimento: 8 mm); b) larva.

Paranthrene tabaniformis Rott.

BROCA

SINÓNIMOS: *Sesia tabaniformis* Rott.
Sesia asiliformis F.
Sciapteron tabaniformis Rott.
Paranthrene asiliformis Schiff.

ORDEM: LEPIDOPTERA.

FAMÍLIA: Sesiidae.

NOME VULGAR: Lagarta perfuradora do choupo. Paranthrene.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Toda a Europa central e meridional. Norte de África. Ásia.

Em Portugal, foi detectado em Montemor-o-Velho, na região de Mora, em Castelo Branco e na Azambuja.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Populus spp. Os *Salix* são atacados raramente.

SINTOMATOLOGIA

Aparecimento de um engrossamento no tronco do choupo, nas varas ou nas estacas. Presença de serrim e de uma lagarta branca na zona atacada nos princípios de Maio.

DANOS

Nos viveiros, destrói a guia das plantas. As plantas atacadas mostram engrossamentos no tronco e ramos que fazem lembrar cancros.

As fêmeas fazem as posturas na base dos pecíolos, no tronco ou na parte superior dos rebentos das plantas dos viveiros. As larvas comem os raminhos pequenos ou entram nos gomos terminais e comem o interior. Por vezes isto determina a formação de guias múltiplas. As larvas alimentam-se no floema e no xilema e penetram profundamente no xilema, predispondo a planta a quebrar-se por acção do vento.

EPIDEMIOLOGIA

Os anos muito quentes e secos são favoráveis ao *Paranthrene*. Os choupos em «stress» por falta de água oferecem condições favoráveis ao desenvolvi-

mento da praga. A presença de choupos infestados nas proximidades dos viveiros constitui um foco de infestação.

DESCRIÇÃO

Imago – Tem o aspecto geral de uma vespa. Envergadura: 26-32 mm. Asas negras, com faixas amarelas. Cabeça negra, com os olhos salientes, rodeados de uma mancha de escamas brancas, na parte anterior. Antenas castanhas, serradas, no macho. Pronoto negro, estreito, com sedas amarelas nas margens anterior e posterior. Asas anteriores quase completamente cobertas de escamas que lhe dão uma cor acastanhada, com uma faixa transparente pequena na base. Asas posteriores transparentes, nervuras castanhas, margem posterior franjada de escamas longas acastanhadas. Patas cobertas de escamas e sedas longas. Abdómen com escamas negras; na fêmea, os segmentos 2, 4 e 6 têm 3 anéis de escamas amarelas; nos machos, os segmentos 4 e 7 têm 4 anéis de escamas amarelas.

Estados imaturos – *Ovos* pequenos, isolados ou em grupos pequenos, esféricos, branco-amarelados. Larva branco-amarelada ou branco-marfim, com 2 ganchos no último segmento abdominal, com três pares de patas torácicas seguidas das falsas patas abdominais. Lagarta passando por 5 instares. No último instar mede 35 a 40 mm de comprimento. Pronoto com duas placas, uma dorsal e outra ventral, de forma elíptica. Meso- e metatórax mais estreitos do que os segmentos abdominais. Último segmento abdominal triangular, com duas pinças quitinizadas, convergentes, cada uma com três dentes, dos quais apenas dois são visíveis. Pupa branca, com as antenas protegidas na face ventral.

BIOLOGIA

As borboletas, lembrando vespas, aparecem de Maio a Agosto e fazem a postura na casca do tronco ou dos ramos do choupo. Os ovos são negros, baços e encontram-se geralmente a 1,50 m de altura. Ao fim de dez dias, nasce a larva que roí a casca e penetra nos tecidos subcorticais nos quais se alimenta. Depois perfura a madeira até ao centro e abre uma galeria ascendente de secção circular. Os excrementos e o serrim são lançados no exterior, impregnados de seiva e têm uma coloração avermelhada. No princípio de Maio do ano seguinte, a lagarta atinge o máximo desenvolvimento, cerca de 2,5 cm de comprimento. Prepara então uma galeria de ninfose que abre no exterior pelo mesmo orifício de entrada ou por outro orifício próximo dele. Este orifício é fechado por fios de seda. No fim da galeria, ela entra em ninfose. Em meados de Maio ou fins de Junho, a pupa atinge a maturação e desloca-se na galeria até aparecer no exterior. A borboleta rompe a abertura e emerge. A exúvia vazia fica visível no tronco.

***Paranthrene tabaniformis* Rott.**
Ciclo biológico

J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
		Larvas									
					Pupas						
					Imagos						
					Posturas						
								Larvas			

FAUNA AUXILIAR

As aves insectívoras são predadoras desta praga. São conhecidos os seguintes parasitóides das lagartas: *Leskia aurea* Fall. (Diptera, Tachinidae); *Paniscus testaceus* Grav. e *Phaeogenes sesiae* Mac. (Hymenoptera, Ichneumonidae).

MEIOS DE LUTA

Como medida preventiva, os choupos e salgueiros espontâneos existentes nos viveiros ou nas suas imediações, devem ser arrancados.

NOGUEIRA (1968) recomenda o máximo cuidado no arranque das plantas do viveiro, evitando fazer feridas que são locais preferidos por esta praga. Nos viveiros nunca deve utilizar-se estacas que mostrem feridas, serrim ou galerias. Os pés-mães devem ser inspeccionados. Os terrenos mal drenados e a falta de água no Verão contribuem para tornar as plantas susceptíveis aos ataques desta praga. No Outono recomenda-se uma inspeção às plantas nos viveiros.

As técnicas culturais constituem um meio de luta bastante eficaz contra os ataques desta praga. Terrenos bem drenados e arejados e rega durante o Verão são desfavoráveis a esta praga.

Na China, Zhou et al. (1991) conseguiram reduzir os ataques de *P. tabaniformis* em viveiros de choupo, utilizando feromonas sexuais. Os machos são atraídos pela

feromona. Pôde determinar-se assim a data em que os adultos estão activos (15 de Maio a 15 de Junho). A percentagem de plantas atacadas pelo *P. tabaniformis* era muito elevada antes de usar a feromona sexual. Os espécimens capturados por este meio foram mortos, obtendo-se uma redução nos ataques que ultrapassou os 70%.

BIBLIOGRAFIA

- BACHILLER, P. et al. — *Plagas de Insectos en las masas forestales españolas*. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. 1981.
- DAFAUCAE, C. — *Las plagas de insectos del chopo y su combate*. «Bol. Serv. Plagas Forestales». Ano XI, n.º 22, p. 91-110. 1968.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas dos Viveiros florestais, das Plantações e da Regeneração natural. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 4, 132 p. 1990. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.
- NOGUEIRA, C. D. S. — *Alguns insectos da biocenose dos choupos em Portugal*. «Publicações da Dir.-Ger. Serv. Flor. e Aquíc.», Vol. XXIV, Tomo I, p. 1-174. 1957.
- NOGUEIRA, C. D. S. — *Pragas entomológicas dos viveiros e plantações recentes de choupos*. «Folhetos de Divulgação», n.º 7. 1968. Serviços Florestais. Lisboa.
- NOGUEIRA, C. D. S. et FERREIRA, L. J. C. — *Pragas dos choupos*. «Folhetos de Divulgação», n.º 5. 1968 a.
- NOGUEIRA, C. D. S. et FERREIRA, L. J. C. — *As «brocas» dos choupos*. «Folhetos de Divulgação», n.º 6. 1968 b. Serviços Florestais. Lisboa.
- ZARCO, E. et CEBALLOS, G. — *Insectos perjudiciales al chopo en España*. Servicio de Plagas Forestales. 125 p. 1956.
- ZHOU, J., YANG, X. et ZHOU, X. — *Using sex pheromone to predict Paranthrene tabaniformis Rott. damage*. «Proceedings 1st meeting of IUFRO», p. 251-252. 1991.

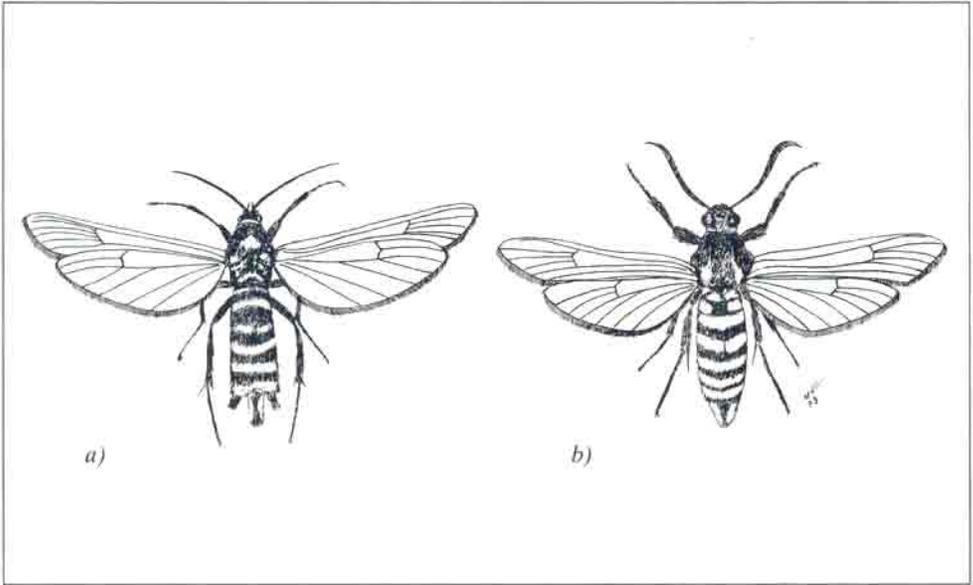


Fig. 150 – *P. tabaniformis* Rott. (envergadura: 30 mm): a) fêmea; b) macho.



Fig. 151 – Larva de *P. tabaniformis* Rott.

EUCALIPTO

Ctenarytaina eucalypti (Mask.)

SUGADOR

SINÓNIMOS: *Rhinocola eucalapti* Mask.
Eurhinocola eucalypti (Mask.)

ORDEM: HOMOPTERA.

FAMÍLIA: Psyllidae.

NOME VULGAR: Psila do eucalipto, piolho do eucalipto.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Austrália. Nova Zelândia. Tasmânia. Ceilão. República da África do Sul. Inglaterra. Portugal. Espanha. Em Portugal tem sido encontrada no Centro e Sul do País.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Eucalyptus spp.

SINTOMATOLOGIA

Posturas agrupadas na axila e na base das folhas e dentro dos gomos. Colónias de ninfas na folhas, principalmente na Primavera. Folhas com massas brancas com o aspecto de algodão. Folhas deformadas.

DANOS

Os danos causados pela psila do eucalipto estão relacionados com o seu tipo de alimentação. A psila suga o suco celular das células do parênquima foliar e introduz na planta as toxinas que se encontram na sua saliva. As folhas atacadas encarquilham, murcham e acabam por cair.

Nos viveiros mal instalados, com problemas de rega e nutrientes, a psila do eucalipto pode causar a morte das plântulas. A infestação em viveiros é tanto mais grave quanto mais novas forem as plântulas.

Os ataques manifestam-se em estufa e em contentores ao ar livre.

EPIDEMIOLOGIA

Desde que as plântulas se encontrem em «stress», os ataques da psila assumem aspectos graves, visto que existem condições para ela proliferar.

DESCRIÇÃO

Imago – Comprimento: 3-4 mm. Cabeça mais larga do que comprida. Antenas com 10 segmentos. Rostro curto, forte, trisegmentado. Tórax globoso. Asas hialinas, as anteriores mais fortes do que as posteriores. Patas saltatórias. Fêmures fortes. Tibias muito compridas, com espinhos apicais e sedas. Abdómen com 5 faixas castanho-avermelhadas. Armadura genital visível no ápice do abdómen.

A presença de patas saltatórias permite distinguir a psila dos afídeos.

Estados imaturos – **Ovos** pedunculados, brilhantes, um pouco viscosos e leitosos inicialmente, depois amarelos e mais tarde alaranjados, com o córion iridiscente. Dimensões: 0,6 x 0,6. **Ninfa neonata** de coloração amarela; cabeça com manchas verdes acastanhadas; olhos avermelhados; antenas amarelas; abdómen com franjas amarelas apicais. **Ninfa do 2.º instar** de coloração amarela; cabeça com duas manchas verdes acastanhadas; região dorsal com cinco faixas interrompidas; terço apical do abdómen acastanhado. **Ninfa do 5.º instar** com os olhos castanhos avermelhados; antenas, asas vestigiais e patas com coloração verde-acastanhada; abdómen com cinco faixas castanho-avermelhadas; terço apical castanho-avermelhado; manchas da cabeça maiores do que as manchas dos 1.º e 2.º instares, verde-acastanhadas escuras.

BIOLOGIA

A psila tem várias gerações por ano, as quais se sobrepõem. Assim se explica a sua presença nos viveiros durante todo o ano em todas as fases de desenvolvimento. Apesar disso, verifica-se um abaixamento da população nos meses mais frios e mais quentes do ano.

O ciclo de vida é aproximadamente de um mês. As fêmeas fazem as posturas na axila e na base das folhas das plântulas. Uma fêmea pode pôr 50 a 80 ovos, em vários grupos. Os ovos ficam presos às folhas por um pedúnculo. A eclosão das ninfas dá-se no fim de 6 a 9 dias. As ninfas passam por 9 instares. As ninfas neonatas formam colónias de vários indivíduos que chegam a cobrir completamente os raminhos e folhas dos gomos terminais. Segregam uma substância branca, lembrando o algodão, a qual acaba por cobrir as colónias totalmente, no 3.º instar. As exúvias das mudas ficam aderentes às folhas. As ninfas do 5.º instar concentram-se nas folhas.

FAUNA AUXILIAR

Conhecem-se várias espécies de insectos que contribuem para reduzir a população da psila do eucalipto. Entre os predadores, citam-se várias espécies de Coccinellidae (Coleoptera), *Haematopota ocelligera* Krob. (Diptera, Tabani-

dae), *Shaerophoria scripta* L. (Diptera, Syrphidae), *Melliscaeva cinctellus* Zett. e *Pipizella* sp. (Diptera, Sciaridae).

Syrphoctonus abdominator (Bridgeman) (Hymenoptera, Ichneumonidae) é citado como parasitóide.

MEIOS DE LUTA

Nos viveiros aconselha-se uma fertilização adequada e rega como medidas preventivas. A luta química é, geralmente, pouco eficaz. A luta biológica é a mais indicada.

BIBLIOGRAFIA

- CADAHÍA, D. — *Proximidad de dos Nuevos Enemigos de los Eucalyptus en España*. «Bol. Serv. Plagas», n.º 6, p. 165-192. 1980.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas dos Viveiros florestais. A psila do Eucalipto*. «Gazeta das Aldeias», n.º 2952, p. 42-44. 1988.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas dos Viveiros florestais, das Plantações e da Regeneração natural. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 4, p. 108-113. 1990. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.
- FIGO, M. L. et SILVA, L. P. — *A Ctenarytaina eucalypti Mask., praga dos Eucaliptos*. «Estudos e Divulgação Técnica». Grupo C. Secção Entomologia Florestal. 34 p. 1977. Lisboa.
- LAING, F. — *Rhinocola eucalypti Mask. in England*. «Ent. month. Mag.», 58, Ser. 8 (90), p. 141. 1922.
- MASKELL, L. — *On some species of Psyllidae in New Zealand*. «Trans. N.Z. Inst.», 22, p. 157-170. 1890.
- NOGUEIRA, C. D. S. — *Uma praga dos Eucaliptos*. «Gazeta das Aldeias», n.º 2693, p. 520-522. 1971.
- SILVA, F. A. et FIGO, M. L. — *Ctenarytaina eucalypti Mask. (Homoptera, Psyllidae)*. «Bol. Serv. Plagas», 5, p. 41-46. 1979.
- TUTHILL, L. D. — *On the Psyllidae of New Zealand (Homoptera)*. «Pacif. Sci.», p. 83-125. 1952.
- WILSON, G. — *The Eucalyptus Psylla, Eurhinocola eucalypti (Mask.)*. «Gard. Chron.», 76, p. 425. 1942.

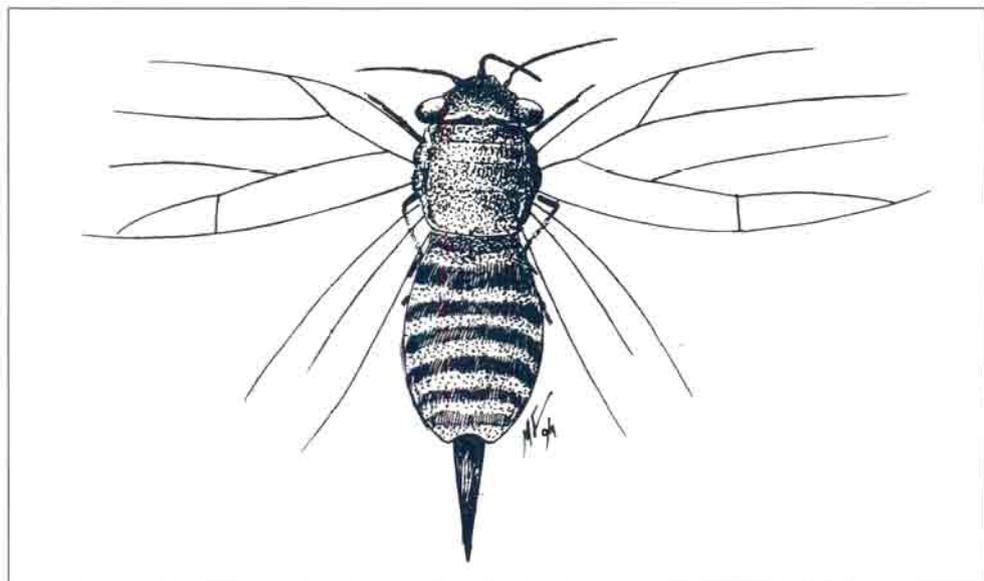


Fig. 152 – *Ctenarytaina eucalypti* (Mask.) (Comprimento: 3 mm).



Fig. 153 – *Eucalyptus globulus* com um ataque de *Ctenarytaina eucalypti* (Mask.).

FREIXO

Lytta vesicatoria L.
DESFOLHADOR

ORDEM: COLEOPTERA.

FAMÍLIA: Meloidae.

NOME VULGAR: Lita.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Espanha. Portugal.

A lita foi detectada em Trás-os-Montes causando danos importantes em freixo na década de oitenta.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Fraxinus. Acer. Populus. Ulmus. Ligustrum.

SINTOMATOLOGIA

Folhas roídas. Presença de insectos nas folhas.

DANOS

A desfolha em viveiros de freixo assume por vezes grande importância porque pode ser total.

DESCRIÇÃO

Imago – Corpo verde metálico. Comprimento: 12-25 mm. Cabeça grosseiramente pontoada, com pubescência curta, dourada; vértice sulcado a meio no sentido longitudinal. Primeiro e segundo segmentos das antenas verde-metálico; os restantes segmentos castanho-escuro e baços. Pronoto trapezoidal, o bordo posterior mais estreito do que o anterior, grosseiramente pontoado, sulcado longitudinalmente no meio e com duas depressões anteriores, uma de cada lado da linha média. Élitros chagrinados, com um brilho groduroso e duas costas longitudinais apagadas no ápice; bordo apical arredondado. Patas verde ou azul-metálico, pontoadas e pubescentes.

BIOLOGIA

Uma geração anual.

MEIOS DE LUTA

Nos últimos anos não encontramos desfolhas causadas por esta espécie. Na bibliografia consultada não encontramos qualquer indicação sobre tratamentos para esta praga, no caso de vir a causar desfolhas severas.

BIBLIOGRAFIA

BALACHOWSKY, A. et MESNIL, L. — *Les Insectes Nuisibles aux Plantes Cultivées*. Paris. 2 vols. 1935.

FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas dos Viveiros Florestais, das Plantações e da Regeneração natural, Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 4, p. 98-99. 1990. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.

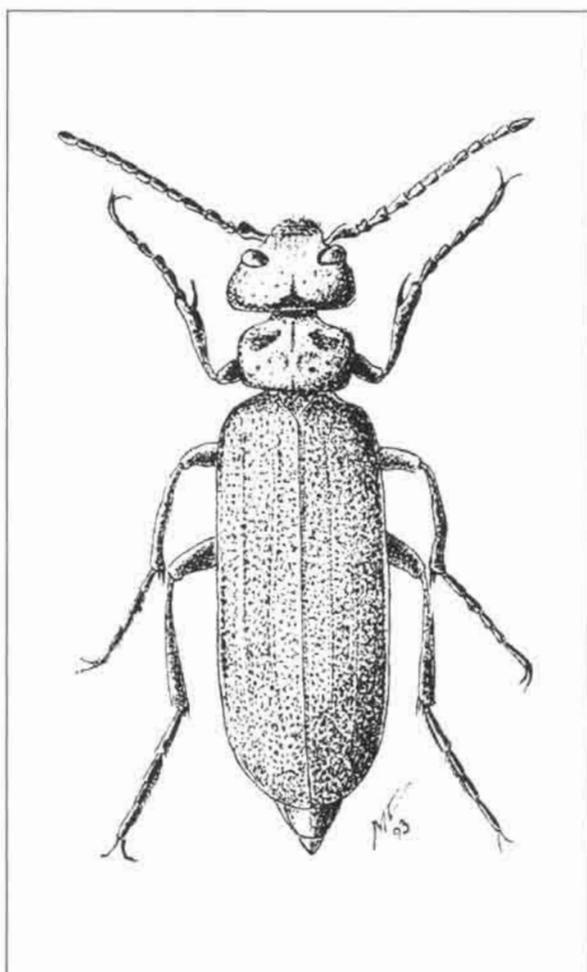


Fig. 154 – *Lytta vesicatoria* L. (comprimento: 15 mm).

Sphinx ligustri L.
DESFOLHADOR

ORDEM: LEPIDOPTERA.

FAMÍLIA: Sphingidae.

NOME VULGAR: Esfinge da alfena.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Toda a Europa. Ocupa uma vasta área paleártica, desde a Inglaterra até ao Japão, chegando ao Norte da Europa nos países escandinávios. Toda a Península Ibérica.

Em Portugal, esta praga foi assinalada em Moimenta da Beira, em Viseu e no Algarve. Pode dizer-se, contudo, que ela se encontra em todo o País.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Ligustrum. Syringa vulgaris. Fraxinus. Viburnum tinus. Sambucus nigra.

SINTOMATOLOGIA

Folhas roídas. Por vezes a desfolha é completa.

DANOS

As larvas alimentam-se das folhas do freixo, causando por vezes desfolha completa.

DESCRIÇÃO

Imago – Envergadura: 100-200 mm.

Estados imaturos – Larva: Comprimento pode atingir 10 cm. Corpo verde brilhante, com sete faixas brancas com a bordadura roxa ou púrpura, inclinadas, situadas lateralmente; corno dorsal do 11.º segmento negro, brilhante e pontiagudo; cabeça esverdeada com duas faixas negras.

BIOLOGIA

Uma geração anual. Os adultos aparecem em Junho. As posturas são feitas nas folhas ou nos pecíolos das folhas, em Junho. Os ovos são postos isolados. A eclosão das larvas dá-se quinze dias depois da postura. As larvas alimentam-se das folhas das plantas hospedeiras durante os meses de Julho e Agosto, normalmente durante

a noite. Durante o dia permanecem na planta hospedeira; são difíceis de ver porque são altamente miméticas com a planta hospedeira. A ninfose dá-se em Agosto, no solo, a uma certa profundidade. As borboletas emergem no ano seguinte em Junho. Por vezes, a emergência só se dá dois anos depois da larva se ter enterrado.

Sphinx ligustri L.
Ciclo biológico

J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
		Pupas									
					Imagos						
					Posturas						
						Larvas					
									Pupas		

MEIOS DE LUTA

Por vezes a defolha do freixo é total. Para evitar esta situação, deve fazer-se uma monitorização da praga em Junho/Julho, inspeccionando as folhas do freixo para ver se há posturas. Neste caso, aconselha-se que se faça um tratamento com difluobenzurão.

BIBLIOGRAFIA

- CARTER, D. J. et HARGREAVES, B. — *Guía de Campo de las Orugas de las Mariposas y Polillas de España e de Europa*. Ed. Omega. 1987.
- GOMEZ, C. de A. — *Biología y Morfología de las Orugas. Sphingidae – Thaumetopocidae – Lymantriidae – Arctiidae*. «Boletín de Sanidade Vegetal». Fuera de Serie, n.º 6, p. 37-40. 1986.



Fig. 155 – Freixo com desfolha causada por *Sphinx ligustri* L.



Fig. 156 – Larva de *Sphinx ligustri* L. em freixo.

SOBREIRO

Haltica quercetorum Foudr.

DESFOLHADOR

SINÓNIMOS: *Haltica erucae* Ol.

Haltica ampelophaga Ferreira et Ferreira 1991 (nec Guérin)

ORDEM: COLEOPTERA.

FAMÍLIA: Chrysomelidae.

NOME VULGAR: Altica. Pulgão. Pulga dos carvalhos.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Europa. Sub-região mediterrânica. Em Portugal tem sido encontrada em Viseu e Azambuja.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Quercus robur. *Quercus pyrenaica*. *Quercus suber*.

SINTOMATOLOGIA

Folhas esquelitizadas. Presença de posturas e larvas na página inferior das folhas.

DANOS

Nos viveiros, quando o ataque é severo, pode causar a morte das plântulas porque a superfície foliar fica fortemente afectada, não podendo desempenhar as suas funções. Os ataques verificam-se na Primavera e no Outono.

DESCRIÇÃO

Imago – Comprimento: 3,5-4 mm. Corpo verde, metálico. Cabeça pontuada. Antenas não chegando a atingir metade dos élitros quando postas para trás. Pronoto convexo, praticamente liso, com um sulco transversal posterior. Élitros convexos, pontoados, alargados na parte média. Fémures posteriores fortemente dilatados, permitindo o insecto deslocar-se aos saltos.

Estados imaturos – *Ovos* elípticos, amarelos. *Larvas* recém-nascidas amarelas, negras a partir do 2.º instar.

BIOLOGIA

Posturas na página inferior das folhas da planta hospedeira, em grupos de 3 ou mais ovos, escalonadas e prolongadas, dando lugar ao aparecimento simultâneo de ovos e larvas da mesma geração. As larvas do 1.º instar ficam agrupadas na página inferior das folhas; no 2.º instar, as larvas passam para a página superior das folhas. As larvas alimentam-se do parênquima das folhas respeitando as nervuras, tornando-as esquelitizadas. Ninfose no solo, sem casulo. Duas gerações anuais. Os adultos fazem furos irregulares nas folhas durante o pasto de maturação sexual o qual é curto. Os indivíduos da 2.ª geração hibernam na folhada ou em detritos existentes no solo ou em gramíneas. A hibernação tem início em Outubro. Os hibernantes, regra geral, vivem até Junho do ano seguinte.

MEIOS DE LUTA

A limpeza do viveiro é a medida mais eficaz para combater a altica. Destruição de infestantes e de detritos que possam servir de abrigo aos adultos.

BIBLIOGRAFIA

- BALACHOWSKY, A. S. — *Entomologie appliquée à l'Agriculture*. 1962. Masson et C. Éditeurs. Paris.
- BARROS, A. M. C. de — *Subsídios para o Estudo da Fauna Entomológica Transmontana. Coleópteros do Concelho de Sabrosa*. «Ann. Sci. Nat. Porto», vol. 3. 1886.
- CABRAL, M. T. et FERREIRA, L. J. C. — *Nota sobre la aparicion en Portugal de una nueva plaga de los robles, Altica quercetorum (Foudr.) (Coleoptera, Chrysomelidae)*. «Ecologia», n.º 5, p. 411-412. 1991.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas das Folhosas. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 5, p. 58-61. 1991. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.
- HOSZCHUH, C. — *An outbreak of the oak-flea beetle in Morchfeld Auatria*. «Anzeiger für Schädlinkund Institut Pflanzenenschutz, Unurltschutz», 51, n.º 8, p. 145-147. 1985.
- MIJUSKOVIC, M. — *Haltica quercetorum (Foudr.) a pest of Macedonian oak in Montenegro*. «Poljoprivredni Institut Titograd Jugoslavie», 26, n.º 3, p. 3-12. 1980.



Fig. 157 – Sobreiro com ataque de *Haltica quercetorum* (Foudr) em viveiro.

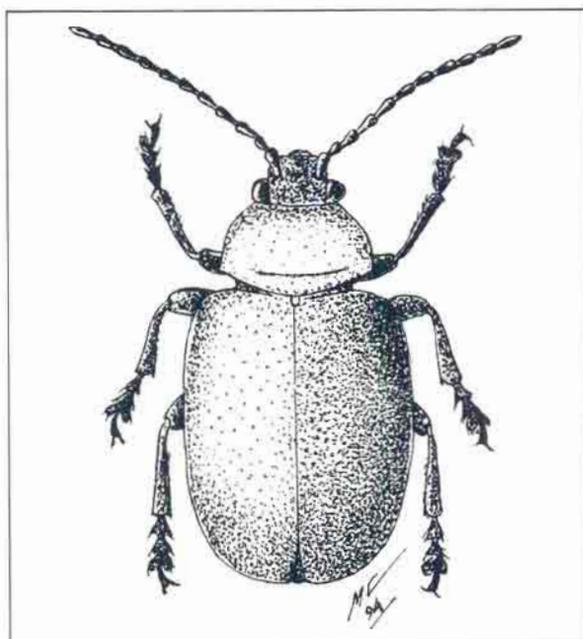


Fig. 158 – *Haltica quercetorum* (Foudr): imago (comprimento: 3,5 mm).

4.

PRAGAS DO SOLO

(LARVAS RIZÓFAGAS)

I. INTRODUÇÃO

Incluem-se neste grupo os insectos nocivos às culturas que durante uma fase do seu ciclo de vida vivem e se desenvolvem no solo. As larvas das espécies aqui tratadas são polífaras; alimentam-se da casca das raízes das plântulas, causando por vezes a sua morte.

Os insectos que constituem pragas do solo dos viveiros florestais pertencem às ordens COLEOPTERA, DIPTERA e LEPIDOPTERA. Alguns afídeos (HOMOPTERA) podem causar igualmente danos nas raízes das plântulas.

Nos Coleópteros, as espécies mais comuns são *Melolontha papposa* Illiger, da família Scarabaeidae e *Brachyderes lusitanicus* F., da família Curculionidae. Além destas, outras espécies podem também danificar as raízes das plantas, tais como: *Vesperus xatarti* Dufour (Coleoptera, Cerambycidae), *Brachyderes incanus* L., *Otiorhynchus sulcatus* (F.), *O. ovatus* (L.), *O. niger* (F.), *Cneorrhinus plagiatus* Schal.) e *Strophosomus capitatus* De Geer (Coleoptera, Curculionidae). *Polydrosus sericeus* Schall, também da família Curculionidae, é uma praga das raízes de carvalhos e aveleiras em viveiros da Europa. Em Portugal, não temos encontrado esta espécie nos viveiros. Os danos causados pelos alfinetes (Coleoptera, Elateridae) geralmente são mais frequentes em culturas agrícolas. NINA (1961) cita ataques de *Agriotes lineatus* L. e *Adelocera murina* L. em viveiros de carvalhos. Nos Dípteros, *Tipula oleracea* L. e *T. paludosa* Meigen podem causar danos sérios em viveiros. Nos Lepidópteros, as lagartas ceifeiras podem causar a morte das plântulas, quer em viveiros de raiz nua, quer em contentores ao ar livre ou em estufa. As espécies mais comuns em Portugal são *Agrotis segetum* Schiff. e *A. vestigialis* Schiff. da família Noctuidae. Em 1988, registámos a morte de 100% do stock, numa estufa de *Eucalyptus globulus* por causa de um ataque de um Noctuidae. ZARCO et CEBALLOS (1956) mencionam danos em viveiros de choupo causados por espécies de *Agrotis*.

II. ALGUNS DADOS SOBRE A ECOLOGIA DAS PRAGAS DO SOLO

A actividade das larvas dos insectos que constituem pragas do solo é largamente influenciada pela temperatura e humidade do solo.

Os insectos do solo realizam movimentos sazonais verticais no sentido do perfil do solo. No caso das melolontas e dos alfinetes, estes movimentos têm sido atribuídos a variações de temperatura e humidade do solo (McCOLLOCH et HAYES, 1923; VILLANI et WRIGHT, 1990).

As temperaturas máxima e mínima do solo diminuem com a profundidade. Segundo VILLANI et WRIGHT (1990), a temperatura máxima da camada superior do solo corresponde à estação mais fria do ano. No Inverno, a temperatura nas camadas inferiores do solo é mais elevada do que à superfície. Assim, as larvas das melolontas e dos elaterídeos aprofundam-se no solo no Inverno para se protegerem do frio. Na Primavera, as larvas destes insectos deslocam-se para a superfície do solo em virtude da temperatura ter aumentado nessa camada. As regas e as chuvas podem originar movimentos das larvas das melolontas e dos elaterídeos no solo. LAFRANCE (1960) verificou que as larvas destes insectos se mantêm nas camadas profundas do solo, de Junho a Agosto, para fugirem às temperaturas elevadas nas camadas mais superficiais do solo e à diminuição de humidade por acção do calor. Uma chuva de alguns dias é suficiente para que as larvas voltem à superfície, dirigindo-se para baixo logo que

Pragas	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
LEPIDOPTERA:												
<i>Agrotis</i> spp.			—————						—————			
COLEOPTERA:												
<i>Agriotes</i> spp.			—————						—————			
<i>Brachyderes</i> spp.			—————									
<i>Cneorrhinus</i> sp.			—————									
<i>Melolontha papposa</i>			—————						—————			
<i>Otiorhynchus</i> spp.			—————									
<i>Strophosomus capitatus</i>			—————					—————				
<i>Vesperus satarti</i>			—————						—————			
DIPTERA:												
<i>Tipula</i> spp.			—————						—————			

Fig. 159 – Períodos de actividade das larvas das pragas do solo.

o solo fique seco. Nos princípios de Setembro, as larvas regressam à camada superior do solo para se alimentarem, mantendo-se aí até meados de Novembro. Em relação às outras espécies do solo, o período de alimentação das larvas deve também estar condicionado pela temperatura do solo e por outros factores que ainda não são conhecidos.

Os períodos de actividade das larvas das pragas do solo em Portugal são indicadas na Fig. 159.

As migrações verticais das pragas do solo verificadas no Verão parecem estar associadas com a temperatura elevada e a diminuição da humidade no solo.

Os ataques destas pragas estão também relacionados com a textura e riqueza do solo em matéria orgânica. As larvas dos Elaterídeos, por exemplo, preferem solos ricos em húmus e uma humidade relativa de 100%.

As larvas de *M. papposa* têm preferência por solos arenosos. Outras espécies de melolontas, tais como *Anoxia australis* Schon. e *A. villosa* F. também preferem solos de areia (FERREIRA et FERREIRA, 1987). A má drenagem dos solos, ocasionando uma humidade excessiva, tem sido uma das causas dos ataques severos verificados nalguns anos em viveiros de raiz nua de *E. globulus*, *F. angustifolia*, *J. regia*, *J. nigra* e *C. sativa*.

III. LOCALIZAÇÃO DO HOSPEDEIRO

A localização das raízes que servem de alimento a várias pragas do solo parece ser feita, pelo menos em alguns casos, utilizando o dióxido de carbono libertado pelas raízes das plantas vivas. Este gaz difunde-se facilmente na atmosfera do solo e é muito solúvel na água.

KLINGER (1957) verificou que as larvas de *O. sulcatus* são atraídas para as raízes das plantas hospedeiras pelo CO₂. Segundo este autor (1957, 1960) o CO₂ atrai não só as larvas de *O. sulcatus*, mas também as larvas de *Agriotes* spp. e *Melolontha* spp. Aumentos de temperatura no solo provocam o aumento de CO₂.

A localização do hospedeiro pelas pragas do solo depende de vários factores dizendo respeito à praga, hospedeiro e solo (ambiente), conforme a Fig. 160.

IV. MEIOS DE LUTA

A luta contra as pragas do solo é bastante difícil. No sector agrícola tem-se recorrido à luta cultural, a armadilhas para capturar as larvas e os adultos, plantas resistentes, luta biológica e luta química. Na luta cultural, utilizou-se a energia solar para detectar a presença de larvas de alfinetes no solo (WARD et KE-ASTER, 1977).



Fig. 160 – Factores que condicionam a localização da planta hospedeira pelas pragas do solo.

A necessidade de reduzir o número de pesticidas homologados para uma protecção mais efectiva do ambiente, tem retirado do mercado produtos altamente tóxicos que eram letais para as larvas de algumas pragas rizófagas.

Os movimentos das larvas no perfil do solo devidos a modificações na textura, humidade e temperatura do solo, tornam difícil a acção de certos insecticidas, como por exemplo, os carbamatos, organofosforados e piretróides (VILLANI et WRIGHT, 1990). Alguns insecticidas biológicos têm sido utilizados com certo êxito. A eficácia dos insectos e nemátodos entomófagos depende das relações entre o ambiente do solo, os entomófagos e a praga («target») a combater. É provável que possam obter-se bons resultados utilizando a solarização do solo. Contudo, a aplicação desta técnica exige um bom conhecimento do ciclo biológico da praga, da sua ecologia e do seu comportamento em relação às alterações físicas e químicas do solo resultantes da solarização (FERREIRA et FERREIRA, 1993).

BIBLIOGRAFIA

- DENT, D. — *Insect Pest Management*. 604 p. 1991. CAB International.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Ataques de insectos relacionados com práticas silvícolas (Scarabaeidae, Melolonthinae e Curculionidae)*. «Bol. Agrícola», n.º 40 (2.ª série), p. 4-5. 1987.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas dos Viveiros Florestais, das Plantações e da Regeneração natural. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 4, 138 p. DGPA. ISSN 0867-967X. Lisboa.
- KLINGER, J. — *Über die Bedeutung des Kohlendioxyds für die Orientierung der Larven von Oti-orhynchus sulcatus F., Melolontha und Agriotes (Col.) im Boden (Vorläufige Mitteilung)*. «Mitt. Schweiz. ent. Ges.», 30, p. 317-322. 1957.
- KLINGER, J. — *Über den Sitz der CO₂-rezeptoren bei der Larvae von Oti-orhynchus sulcatus*. «Entomol. Exp. Appl.», 9, p. 271-277. 1966.
- LaFRANCE, J. — *The seasonal movements of wireworms (Coleoptera: Elateridae) in relation to soil moisture and temperature in the organic soils of southwestern Quebec*. «Canad. Entomol.», 100, p. 801-807. 1960.
- McCOLLOCH, J. W. et HAYES, W. P. — *Soil temperatures and its influence on white grub activity*. «Ecology», 4, p. 29-36. 1923.
- VILLANI, M. G. et WRIGHT, R. J. — *Environmental influences on soil macroarthropod behaviour in agricultural systems*. «Annual Review of Entomology», vol. 35, p. 249-269. 1990.
- WARD, R. H. et KEASTER, A. J. — *Wireworm baiting, use of solar energy to enhance early detection of Melanotus depressus and Aeollus mellilus in midwestern cornfields*. «J. Econ. Entomol.», 70, p. 403-406. 1977.
- ZARCO, E. et CEBALLOS, G. — *Insectos perjudiciales al Chopo en España*. Servicio de Plagas Forestales. Madrid. 125 p. 1956.

5.

FICHAS DAS PRAGAS DO SOLO

Agrotis segetum Schiff.

SINÓNIMOS: m. *nigricornis* Vill.
m. *pallida* Stgr.
m. *crenatus* Hov.
m. *caliginosa* Esp.

ORDEM: LEPIDOPTERA.

FAMÍLIA: Noctuidae.

NOME VULGAR: Borboleta das colheitas. Lagarta ceifeira.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Toda a Europa. Canárias. Ásia. África. América. Em Portugal foi encontrada em Odemira e Abrantes.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Muito polífaga. *Populus* spp. *Eucalyptus globulus*.

SINTOMATOLOGIA

Raízes e folhas roídas. Plântulas cortadas junto ao colo.

DANOS

As larvas são muito vorazes. Alimentam-se das raízes e das folhas das plantas hospedeiras, causando a morte das plântulas nos viveiros. Chega a haver 100%

de mortalidade do stock em estufa. Também causa danos severos em viveiros de raiz nua e em contentores ao ar livre, podendo matar 100% das plântulas.

EPIDEMIOLOGIA

A existência de gramíneas junto dos viveiros e dentro deles favorece os aumentos da população da praga e ataques severos com mortalidade das plântulas.

DESCRIÇÃO

Imago – Envergadura: 35-40 mm. Cabeça e tórax com pubescência cinzento-amarelada, abundante. Asas anteriores castanho-amareladas, com os bordos num tom mais escuro. Asas posteriores esbranquiçadas, bordos com pubescência amarelada. Antenas dos machos pectinadas até 2/3 da base. Antenas da fêmea filiformes.

Estados imaturos – *Larva* acastanhada, ou esverdeada, com três faixas longitudinais claras (uma dorsal e duas laterais); último instar com três pares de patas torácicas e cinco pares de falsas patas abdominais. Comprimento da larva madura: 40-50 mm.

BIOLOGIA

Os adultos voam de Abril a Junho. Os ovos são postos na base da planta hospedeira, nas folhas ou nas raízes. A incubação dos ovos leva uma semana. A larva recém-nascida alimenta-se durante a noite das raízes das plântulas, a menos de um centímetro de profundidade, e do parênquima das folhas. Depois da primeira muda, a larva foge da luz e permanece na terra a 2 ou 3 centímetros de profundidade; durante a noite a larva sai da terra e alimenta-se nas folhas. A ninfose dá-se no solo. Hibernação no estado de pupa. Emergência das borboletas na Primavera do ano seguinte. Uma geração anual.

FAUNA AUXILIAR

As lagartas podem ser atacadas por micoses. Espécies de *Tricogramma* (Hymenoptera, Trichogrammatidae) parasitam os ovos.

MEIOS DE LUTA

Monitorização da praga por meio de feromonas. As armadilhas iscadas com feromona sexual, devem ser colocadas a 30 metros dos viveiros de raiz nua, em espaços abertos. Nas estufas, usa-se uma armadilha por estufa, do início de Junho a meados de Agosto. Lavagem e desinfecção dos contentores onde se verificou um ataque desta praga. O substrato deve ser destruído. Pulverização das folhas das plântulas com diflubenzurão enquanto as lagartas se encontram no 1.º instar. A remoção das gramíneas existentes nos viveiros ajudam a baixar a população desta praga.

BIBLIOGRAFIA

- BALACHOWSKY, A. et MESNIL, L. — *Les Insectes Nuisibles aux Plantes Cultivées*. Paris. 1935. Établissement Busson. Paris.
- CALLE, J. A. — *Noctuidos españoles*. «Boletín del Servicio contra Plagas e Inspección Fitopatológica». Fuera de Serie, n.º 1, p. 41. 1982.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas dos Viveiros florestais, das Plantações e da Regeneração natural. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 4, 138 p. 1990. DGPA. ISSN 0867-967X. Lisboa.
- ZARCO, E. et CEBALLOS, G. — *Insectos perjudiciales al Chopo en España*. Servicio de Plagas Forestales. Madrid. 125 p. 1956.

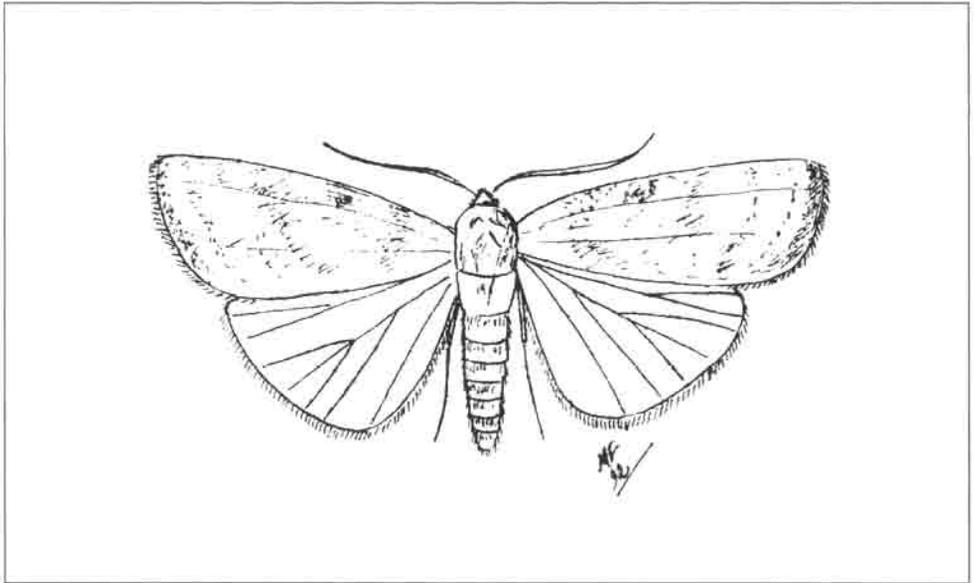


Fig. 161 – *Agrotis segetum* (Schiff.). (Envergadura: 40 mm).

Adelocera murina (L.)

SINÓNIMOS: *Elater murina* L.
Elater thoracicus Scopoli
Elater rufipes De Geer
Elater nebulosus Razoumowsky
Lacon mucoreus Leconte
Lacon sordidus Candèze

ORDEM: COLEOPTERA.

FAMÍLIA: Elateridae.

NOME VULGAR: Alfinetes.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Espécie paleártica, espalhada na Europa e Sibéria, América do Norte.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Larvas muito polífagas, atacando as raízes de várias culturas. *Quercus* spp.

SINTOMATOLOGIA

Raízes com a casca roída. Plantas secas.

DANOS

As larvas destroem as raízes das gramíneas e outras plantas hospedeiras. Nos viveiros podem causar a morte dos carvalhos.

DESCRIÇÃO

Imago – Comprimento: 11-18 mm. Corpo negro, convexo, revestido de pêlos escamiformes, cinzentos escuros, misturados de pêlos brancos, dando-lhe um aspecto mosqueado. Antenas curtas atingindo a base do pronoto. Pronoto um pouco mais largo do que comprido, finamente pontoado; ângulos posteriores prolongados para trás. Élitros profundamente impressionados inferiormente, ao nível dos húmeros.

Estados imaturos – *Larva* achatada, amarelo-ocre. Comprimento da larva madura: 18-20 mm. Último segmento abdominal alongado, levemente côncavo dorsalmente, com os bordos crenulados e posteriormente prolongado em

duas placas achatadas, bifurcadas, paralelas, dispostas lado a lado. *Pupa* branca.

BIOLOGIA

Emergência dos adultos na Primavera, desde Abril. Posturas no solo em Junho/Julho. Ciclo muito longo, podendo durar 2 a 5 anos. As larvas entram em diapausa no Verão e no Inverno. A humidade e temperatura do solo regulam estes movimentos sazonais.

FAUNA AUXILIAR

As toupeiras e insectos da família Carabidae são predadores desta espécie. Parasitóides das larvas pertencem à ordem Hymenoptera. As larvas podem ser atacadas por micoses.

MEIOS DE LUTA

Os indicados para *A. lineatus*.

BIBLIOGRAFIA

- BALACHOWSKY, A. et MESNIL, L. — *Les Insectes Nuisibles aux Plantes Cultivées*. Paris. 1935.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas dos Viveiros florestais, das Plantações e da Regeneração natural. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 4, 132 p. 1990. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.
- LESEIGNEUR, L. — *Coléoptères Elateridae de la Faune de France Continentale et de Corse*. «Bulletin Mensuel de la Société Linnéenne de Lyon», 41, p. 56-57, 1972.

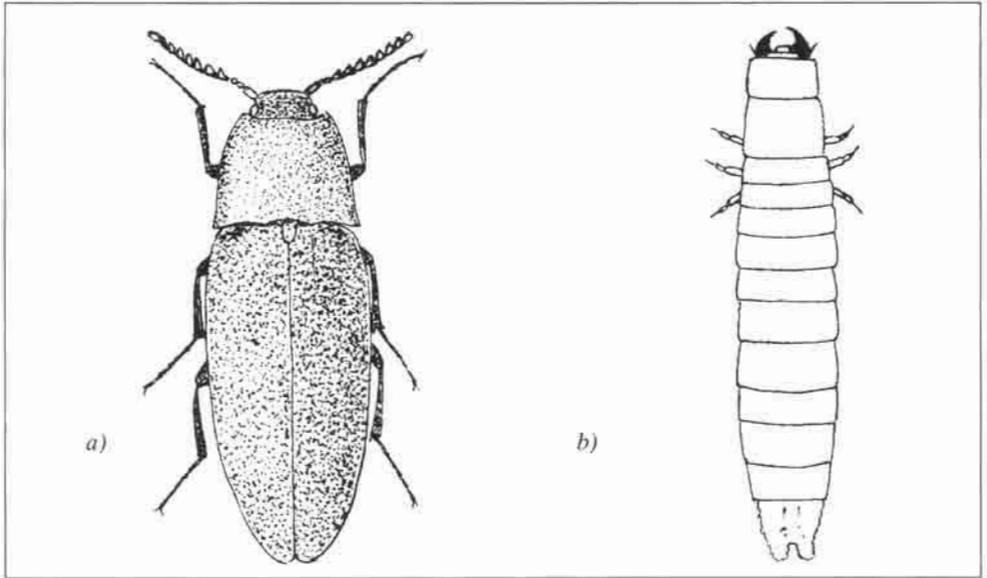


Fig. 162 – *Adelocera murina* (L.): a) adulto (comprimento: 17 mm); b) parte apical da larva de *Adelocera* sp.

Agriotes lineatus (L.)

SINÓNIMOS: *Elater lineatus* L.
Elater striatus F.
Elater segetis Bjerkander
Elater suecius Gmelin

ORDEM: COLEOPTERA.

FAMÍLIA: Elateridae.

NOME VULGAR: Alfinetes.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Toda a Europa. Ásia Menor. Irão. Turquestão. América do Norte.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Espécie muito polífaga. Ataca várias culturas. *Pinus*. *Quercus* spp.

SINTOMAS

Plantas com folhas secas. Raízes com a casca roída. Pode haver mortalidade de plântulas.

DANOS

Os danos são causados pelas larvas dos últimos instares que mostram grande voracidade na Primavera e no Outono. NINA (1961) cita danos nas raízes de carvalhos em viveiro e nas landes depois da sementeira. Causa a morte das plântulas. Os ataques desta espécie podem ser catastróficos.

EPIDEMIOLOGIA

Geralmente os *Agriotes* fazem grandes danos nas culturas agrícolas. São factores favoráveis ao desenvolvimento destes insectos a adubação excessiva. Têm preferência por solos muito húmidos e ricos em húmus. As temperaturas elevadas, acima de 37°C são desfavoráveis a estes insectos.

DESCRIÇÃO

Imago – Corpo alongado, achatado, revestido de uma pubescência cinzento-esbranquiçada ou amarelada. Cabeça larga e pontoada. Antenas curtas com 11 segmentos irregulares. Mandíbulas fortes. Pronoto rectangular, ângulos poste-

riores pontiagudos. Tarsos com 5 segmentos. Élitros alongados, pontiagudos no ápice, com 9 estrias longitudinais cada um.

Estados imaturos – *Larvas* alongadas, com os lados paralelos, atingindo o comprimento máximo de 17 a 18 mm. Corpo segmentado. Cabeça, os três segmentos torácicos e os nove segmentos abdominais, muito semelhantes e fortemente quitinizados. Mandíbulas fortes, curtas, agudas e dentadas internamente. Patas pequenas, espinhosas, com 5 segmentos. Último segmento abdominal em ogiva.

BIOLOGIA

O ciclo de vida dos alfinetes dura 4 a 5 anos. Os imagos aparecem em Março ou fins de Abril. O acasalamento dá-se na segunda quinzena de Maio e as fêmeas fazem a postura no solo, escalonada, de fins de Maio a princípios de Julho. A eclosão das larvas tem lugar 4 semanas depois de posto o ovo. As larvas são terrícolas. A larva recém-nascida sofre a primeira muda no fim de dois meses. A larva passa o Inverno no 2.º instar. Na Primavera do 2.º ano, a larva sofre nova muda, passa ao 3.º instar e alimenta-se de húmus. Em Setembro/Octubro a larva tem nova muda e passa ao 4.º instar; depois entra em diapausa. A larva do 4.º instar mede 6-7 mm e torna-se fitófaga. Em Abril/Maio sofre nova muda e em Setembro/Outubro tem mais uma muda. Torna-se então muito voraz e os danos causados (3.º ano) podem ser catastróficos. Chegando o Inverno, esta larva aprofunda-se no solo até 10 ou 35 centímetros. Na Primavera do 4.º ano sofre mais uma muda; a sua actividade alimentar cessa e entra em repouso durante um mês. Passado esse tempo, a larva adulta entra em pre-nin-fose dentro de uma coca feita por ela, no fim de Julho; transforma-se em pupa ao fim de alguns dias. A eclosão dos imagos é em Agosto/Setembro. A maior parte dos imagos hiberna no solo, só emergindo na Primavera seguinte. Os imagos que se encontram mais próximos da superfície poderão emergir no Outono, se as condições climáticas forem favoráveis (LESEIGNEUR, 1972).

Os adultos raramente voam e têm actividade nocturna.

FAUNA AUXILIAR

Entre os predadores citam-se as toupeiras e insectos da família Carabidae. Entre os parasitóides, várias espécies da ordem Hymenoptera fazem as posturas nas larvas dos *Agriotes*. As larvas são atacadas por micoses.

MEIOS DE LUTA

Luta cultural

Os trabalhos aratórios efectuados no Verão contribuem para a destruição de um número elevado de ovos e larvas. As regas não devem ser excessivas e o solo não deve ser enriquecido em húmus. As gramíneas devem ser retiradas dos viveiros.

Luta mecânica

A captura de larvas pode ser feita utilizando armadilhas constituídas por iscos de rodela de batata enterradas no solo a 3/4 centímetros da superfície. As armadilhas devem ser assinaladas com bandeirinhas amarelas colocadas em estacas. Uma inspecção periódica aos iscos permitirá capturar as larvas e destruí-las.

Na Colúmbia, WARD et KEASTER (1977) utilizaram a energia solar para detectar a presença de larvas de Elaterídeos em campos de milho infestados. Os iscos utilizados (grãos de milho e trigo) foram cobertos com uma folha de polietileno transparente com 1, 2 e 3 mm de espessura, durante 6 a 7 semanas. O polietileno tinha por fim aumentar a temperatura do solo, provocando a germinação rápida dos grãos de milho e trigo. No fim da experiência, verificaram que os iscos cobertos pelo plástico capturaram maior número de larvas do que os iscos testemunhas, não cobertos de plástico.

BIBLIOGRAFIA

- BALACHOWSKY, A. et MESNIL, L. — *Les Insectes Nuisibles aux Plantes Cultivées*. 1935. Paris. Lechevalier.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas dos Viveiros Florestais, das Plantações e da Regeneração natural. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 4, 132 p. 1990. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.
- LESEIGNEUR, L. — *Coléoptères Elateridae de la Faune de France Continentale et de Corse*. «Bulletin Mensuel de la Société Linnéenne de Lyon», 41, p. 324-325. 1972.
- JOLY, R. — *Les Insectes ennemis des Pins*. École Nationale du Génie Rural, des Eaux et des Forêts, p. 154-156. 1976.
- NINA, A. P. — *Viveiros Florestais*. «Estudos e Divulgação Técnica». 274 p. 1961. Direcção-Geral dos Serviços Florestais e Aquícolas. Lisboa.
- WARD, R. H. et KEASTER, A. J. — *Wireworm baiting, use of solar energy to enhance early detection of *Melanotus depressus* and *Aeollus mellilus* in midwestern cornfields*. «J. Econ. Entomol.», 70, p. 403-406. 1977.

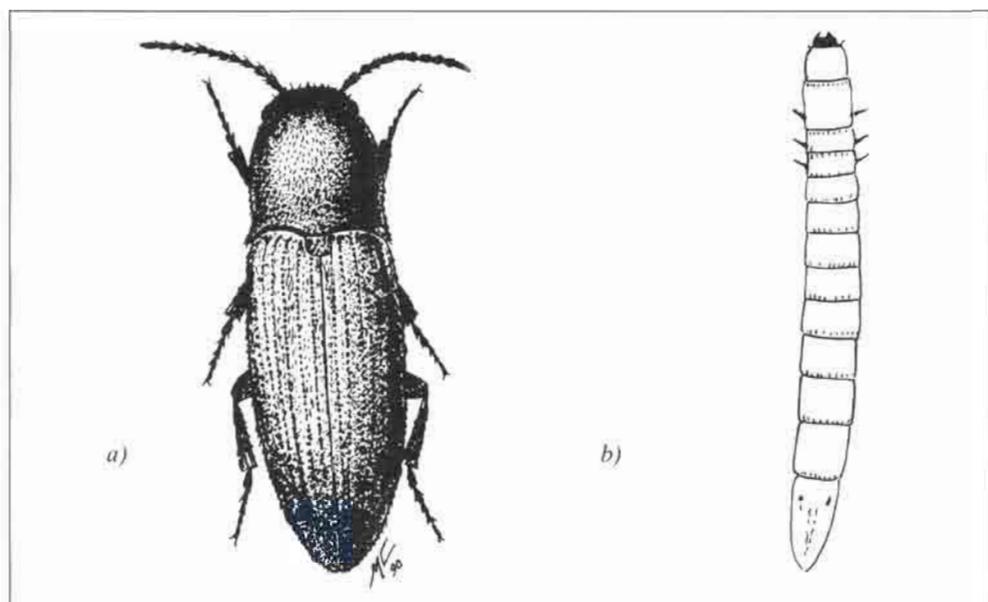


Fig. 163 – *Agriotes lineatus* L.: a) imago (comprimento: 10 mm); b) larva.

Melolontha papposa Illiger

ORDEM: COLEOPTERA.

FAMÍLIA: Scarabaeidae.

NOME VULGAR: **Larvas** – Vermes brancos, morcas, pão de galo, roscas, sopinhas de galinha, sopinhas. **Adultos** – Abejões, escaravelhos, besouros, ceifeiros, melolontas, zangarrões.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Península Ibérica. Os ataques em viveiros foram registados em Pegões, Mora, Vila Pouca de Aguiar, Azambuja e Odemira.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Espécie polífaga. *Pinus* spp. *Quercus* spp. *Castanea sativa*. *Eucalyptus* spp. *Populus* spp. *Prunus avium*. *Fraxinus*.

SINTOMATOLOGIA

Guia seca ou encurvada. Plantas tombadas no solo. Folhas descoloridas, chegando a ficar vermelhas ou amarelas. Raízes com a casca roída.

DANOS

Os danos são causados principalmente pelas larvas dos últimos instares. Roem a casca das raízes e, por vezes, cortam-nas na região do colo. Geralmente causam a morte das plântulas nos viveiros. Ataques severos podem causar a morte de todo o stock.

EPIDEMIOLOGIA

Os factores que favorecem o aumento da população das melolontas são principalmente relacionados com o solo. Solos mal drenados e muito húmidos favorecem o desenvolvimento das larvas. Têm preferência pelos solos arenosos. Não se dão nos solos argilosos.

DESCRIÇÃO

Imago – Comprimento: 2-2,5 centímetros. Corpo castanho. Clava das antenas com 7 lâminas no macho e 6 lâminas na fêmea. Élitros com costas longitudinais. Pigídio sem prolongamento médio.

Estados imaturos – *Larvas* brancas, com a cabeça quitinizada, muito brilhante. Três pares de patas. Antenas: 1.º segmento mais curto do que o 3.º, este mais comprido do que o 4.º. Pigídio com uma fiada dupla de espinhos (20 a 30). Abertura anal semicircular. *Pupas* com os apêndices dos adultos.

BIOLOGIA

Uma geração de três em três anos ou de quatro em quatro. Machos e fêmeas voam durante o dia e ao crepúsculo na Primavera. Ovos postos no solo, a profundidade variável. A fêmea depois de realizar a primeira postura, volta à superfície e voa para se alimentar; depois regressa ao solo para fazer outra postura. Normalmente faz três voos. Cada postura tem 20 a 40 ovos. O período de incubação dos ovos varia entre 7 e 8 semanas. As larvas neonatas alimentam-se de húmus e de raízes de várias plantas. As larvas executam movimentos verticais no perfil do solo que parecem estar relacionados com a humidade e temperatura do solo.

Melolontha papposa Illiger Ciclo biológico

J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D	
Imagos no solo			Imagos em voo									
			Posturas					Larvas				
	Larvas	Período de alimentação					Período de alimentação					
	Larvas	Período de alimentação						Pupas				
								Imagos no solo				

Estes factores parecem condicionar os períodos de actividade alimentar das larvas. Durante o período de alimentação, as larvas estão a uma profundidade situada entre 5 e 20 centímetros. No Inverno, encontram-se entre 20 centímetros e um metro de profundidade. No Outono do terceiro ano, se as condições

de alimentação e temperatura tiverem sido favoráveis, a larva entra em ninfose a qual se dá a uma profundidade entre os 20 e 40 centímetros. Os adultos nascidos permanecem no solo e só saem na Primavera do ano seguinte. Se as condições de alimento e temperatura não tiverem sido propícias, a ninfose só terá lugar um ano depois. Os estados imaturos encontram-se em locais abertos.

FAUNA AUXILIAR

Entre os predadores, citam-se aves insectívoras, pequenos mamíferos insectívoros e insectos.

MEIOS DE LUTA

Luta cultural – A realização de lavouras cruzadas na Primavera e no Outono contribuem para reduzir a população de melolontas. A fertilização do solo em excesso e humidade exagerada favorecem o desenvolvimento das larvas. Uma meio de luta é a drenagem dos solos. Sugere-se investigar se a solarização do solo poderá ser utilizada no combate às melolontas.

Luta biológica – No solo existem predadores naturais que se alimentam das larvas. Este meio de luta não tem sido ensaiado.

Luta química – O uso de insecticidas nem sempre é eficaz porque as larvas executam movimentos que as colocam fora da acção dos pesticidas. Além disso, este método constitui um meio de poluição do ambiente, uma vez que só determinados pesticidas altamente tóxicos poderão ter alguma eficácia.

BIBLIOGRAFIA

- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas dos Viveiros florestais, das Plantações e da Regeneração natural. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 4, 132 p. 1990. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.
- ZARCO, E. et CEBALLOS, G. — *Insectos perjudiciales al Chopo en España*. Servicio de Plagas Forestales, Madrid. 123 p. 1956.

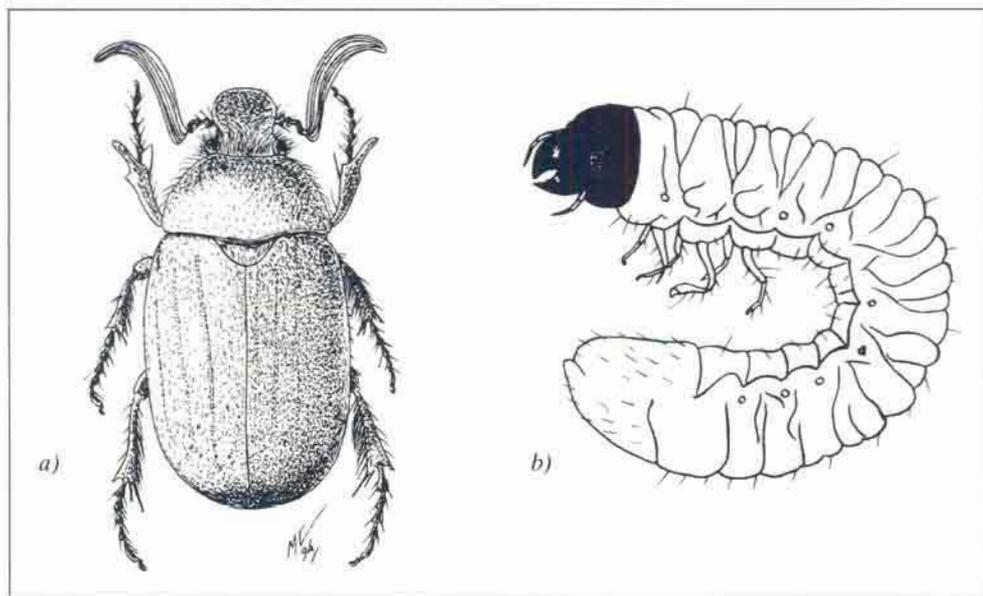


Fig. 164 – a) *Melolontha papposa* Illiger (comprimento: 2,5 cm); b) Larva de *Melolontha* sp.



Fig. 165 – Larva de *Melolontha papposa* Illiger, no solo.



Fig. 166 – Larvas de *Melolontha papposa* Illiger.



Fig. 167 – Pupa de *Melolontha papposa* Illiger, no solo.



Fig. 168 – Freixo com ataque de melolontas na raiz.



Fig. 169 – Castanheiro seco por causa de ataques de melolontas na raiz.

Brachyderes incanus L.

SINÓNIMOS: *Brachyderes lepidopterus* Gyll.
Brachyderes sabaudus Fairm.
Brachyderes brucki Tourn.
Brachyderes heydeni Tourn.
Brachyderes strictus Tourn.
Brachyderes sparsulus Fairm.
Brachyderes analis Desbr.
Brachyderes gracilis Boh.
Brachyderes alboguttatus Chev.

ORDEM: COLEOPTERA.

FAMÍLIA: Curculionidae.

NOME VULGAR: Gorgulho da raiz.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Europa setentrional e central. Em Portugal, no Norte do País.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Pinus, *Quercus*, *Castanea*.

SINTOMATOLOGIA

Raízes com a casca roída. Agulhas ou folhas com as margens roídas.

DANOS

Nos últimos 5 anos os danos não têm sido significativos.

DESCRIÇÃO

Imago – Comprimento: 7-11 mm. Corpo alongado, castanho escuro ou quase negro, revestido de pêlos escamiformes dourados, cinzentos, castanhos ou esbranquiçados. Antenas avermelhadas com o escape negro. Patas castanhas ou cor de ferrugem. Rostro transversal. Pronoto com pontos fortes, geralmente pouco densos, sobre um fundo liso; disco com uma impressão larga e pouco profunda no macho; com uma linha média fina, mais ou menos distinta, na fêmea. Élitros oblongos, lados pouco curvos; disco pouco convexo; estrias finas, pontoadas; interestrias planas, densamente chagrinadas. Patas muito pu-

bescentes. *Macho* – Segmento anal fortemente impressionado. *Fêmea* – Segmento anal simples, com pontos finos.

Estados imaturos – *Ovos* no solo, de cor branca. *Larvas* subterrâneas, esbranquiçadas, encurvadas e ápodas. *Pupas* livres no solo, brancas, com os apêndices do adulto.

BIOLOGIA

Uma geração anual. Hibernação no estado de adulto, no solo. Posturas à superfície ou no perfil do solo. Larvas vivendo no solo, alimentando-se da casca das raízes das plantas hospedeiras. Ninfose no solo a partir de Abril. Emergência dos adultos na Primavera, a partir de Abril/Maio se as condições climáticas forem favoráveis. Em geral, o pico da emergência é em Junho, no Norte do País. Pasto de maturação sexual nos gomos, nas agulhas ou nas folhas das plântulas.

FAUNA AUXILIAR

Entre os insectos predadores contam-se Carabídeos e outras espécies predadoras. As larvas podem se atacadas por micoses e bactérias.

MEIOS DE LUTA

Não têm sido ensaiados meios de luta contra os *Brachyderes*.

BIBLIOGRAFIA

- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas das Resinosas. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 3, 108 p. 1990 a. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas dos Viveiros florestais, das Plantações e da Regeneração natural. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 4, 132 p. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.
- JOLY, R. — *Les Insectes Enemis des Pins*. École Nationale du Génie Rural, des Eaux et des Forêts. Centre de Nancy. 1975.
- HOFFMANN, A. — *Coléoptères Curculionides*. «Faune de France», vol. II, p. 322-324. 1950. Paris. Lechevalier.

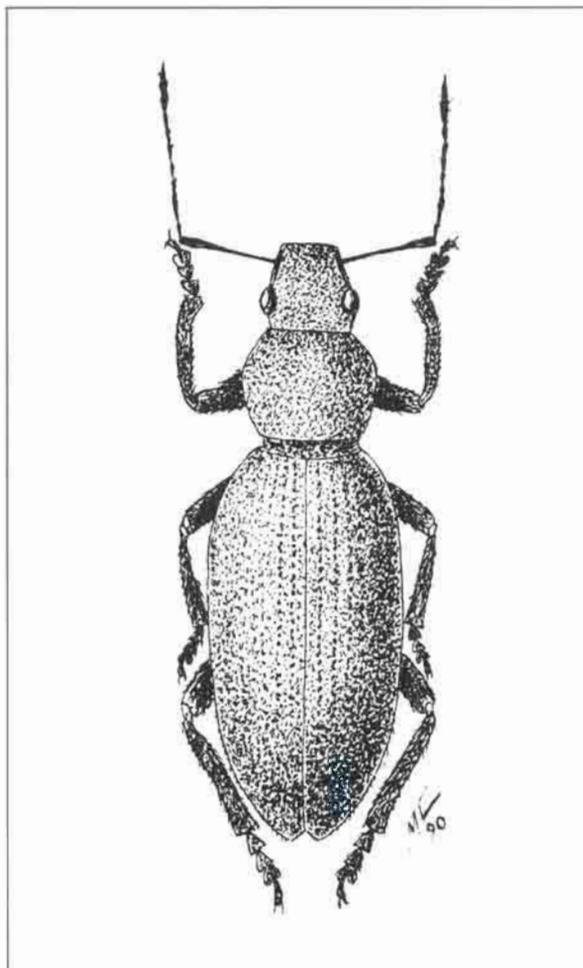


Fig. 170 – *Brahyderes incanus* L. (comprimento: 16 mm).

Brachyderes lusitanicus F.

SINÓNIMOS: *Brachyderes opacus* Boheman
Brachyderes quadripunctatus Fairm.
Brachyderes quadripunctatus var. *aureovittatus* Fairm.

ORDEM: COLEOPTERA.

FAMÍLIA: Curculionidae.

NOME VULGAR: Brachyderes. Gorgulho alongado.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Europa meridional e central. França. Espanha. Portugal (Cabeceiras de Basto, Bornes).

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Pinus pinaster. *P. silvestris*. *P. halepensis*. *Quercus robur*. *Q. toza*. *Betula alba*. *B. celtiberica*.

SINTOMATOLOGIA

Margens das agulhas e das folhas com roeduras. Destruição dos gomos e das folhas quando o ataque é severo, principalmente nos anos quentes e secos. Por vezes, nestes casos, as plântulas morrem. Na década de 70 houve ataques severos em viveiros de *Pseudotsuga*, em Bornes (Trás-os-Montes). Actualmente, têm sido registados danos severos em Cabeceiras de Basto, em folhosas.

DANOS

Plântulas com mau aspecto, deformadas, com as folhas roídas. Pode haver mortalidade das plântulas.

EPIDEMIOLOGIA

Os anos com secas sucessivas e quentes são favoráveis ao aumento da população desta espécie.

DESCRIÇÃO

Imago – Comprimento: 11-16 mm. Corpo alongado, negro, com uma pubescência muito fina, pouco visível; élitros com uma mancha humeral de pêlos escamiformes brancos e uma faixa lateral também com pêlos brancos; na fêmea,

a 6.^a interestria apresenta uma mancha alongada da mesma cor. Antenas castanho-escuro ou cor de ferrugem. Patas castanhas. Pronoto com grânulos fortes, serrados, com uma impressão longitudinal muito fina no macho ou sem ela; ou com uma depressão oval forte, brilhante, separada por uma carena média saliente, geralmente sulcada na base, na fêmea. Élitros pouco convexos, alongados, da mesma largura do pronoto na base ou um pouco mais estreitos no macho ou mais largos na fêmea; ápice truncado obtusamente no macho, com tubérculos salientes situados antes do ápice, na fêmea; estrias pontoadas; interestrias largas, planas ou subconvexas e granulosas. Patas pubescentes. **Macho** – Élitros pouco convexos e muito estreitos. Metasterno e 1.^o segmento ventral com uma impressão larga e profunda. Segmento anal com uma zona deprimida, granulosa, limitada lateralmente por duas carenas, pouco salientes, convergentes anteriormente. **Fêmea** – Base do metasterno deprimido, sem impressão. Segmento anal muito fortemente sulcado no meio.

Estados imaturos – **Ovos** sobre o solo ou no solo, de cor branca. **Larvas** subterrâneas, esbranquiçadas, encurvadas, ápodas. **Pupas** subterrâneas, brancas, com os apêndices do adulto.

BIOLOGIA

Uma geração anual. Hibernação no solo, no estado adulto. Posturas à superfície ou no solo. Larvas subterrâneas, alimentando-se da casca das raízes das plantas hospedeiras. Ninfose no solo, a partir de Fevereiro. Emergência dos adultos na Primavera, a partir de Abril/Maio. No Norte do País, o pico da emergência tem sido observado em Junho. Pasto de maturação sexual nos gomos, nas agulhas ou nas folhas das plântulas.

FAUNA AUXILIAR

Carabídeos e outros predadores alimentam-se das larvas e das pupas. As larvas são atacadas por micose e bactérias.

MEIOS DE LUTA

Não têm sido ensaiados meios de luta especiais para os *Brachyderes*. Aconselha-se retirar dos viveiros as infestantes porque constituem focos de infestação.

BIBLIOGRAFIA

- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas das Resinosas. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 3, 108 p. 1990 a. DGPA ISSN 0870-967X. Lisboa.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas dos Viveiros florestais, das Plantações e da Regeneração natural. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 4, 132 p. 1990 b. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.
- JOLY, R. — *Les Insectes Ennemis des Pins*. École Nationale du Génie Rural, des Eaux et des Forêts. Centre de Nancy. 1975.
- HOFFMANN, A. — *Coléoptères Curculionides*. «Faune de France», 2, p. 322-323. 1950. Lechevalier. Paris.
- PERRIS, E. — *Insectes du Pin Maritime. Larves*. «Annales Société Entomologique de France», p. 381. 1877.

Cneorrhinus plagiatus Schall

SINÓNIMO: *Cneorrhinus globatum* Herbst.

ORDEM: COLEOPTERA.

FAMÍLIA: Curculionidae.

NOME VULGAR: Gorgulho da raiz.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Encontra-se praticamente em toda a Europa. Córsega. Norte de África. Marrocos.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Espécie polífaga. *Pinus*. *Larix*. *Pseudotsuga menziesii*. *Vitis*. *Sarothammus*. *Ammophila*.

SINTOMATOLOGIA

Raízes com a casca roída. Agulhas descoloridas.

DANOS

Danos semelhantes aos causados pelos *Brachyderes*.

DESCRIÇÃO

Imago – Comprimento: 4,5-10 mm. Corpo oval, subgloboso, castanho, revestido de pêlos escamiformes arredondados, cinzentos e castanhos; interestrias pares e, por vezes, também as interestrias ímpares com manchas escuras, raras vezes substituídas por faixas. Pronoto com três faixas longitudinais largas, castanhas ou amareladas. Rostro, cabeça, pronoto e élitros com pubescência clara. Antenas e tarsos côr de ferrugem. Rostro largo e curto, os lados levemente convergentes anteriormente, dorsalmente deprimido ou plano, raramente carenado longitudinalmente a meio. Olhos semi-esféricos, pequenos e salientes. Antenas finamente pubescentes: 1.º segmento volumoso. Pronoto transversal, lateralmente muito encurvado, a sua maior largura a meio, a base mais larga do que o bordo anterior; ângulos posteriores obtusos. Élitros subglobosos, muito convexos; interestrias largas e planas. Patas muito pubescentes, com os pêlos longos. Tíbias médias alargadas no ápice. **Macho** – Tíbias anteriores menos alargadas na parte apical do que na **fêmea**; unha apical in-

terna mais desenvolvida. Olhos mais salientes do que na fêmea. Corpo um pouco mais estreito.

Estados imaturos – *Larvas* ápodas e encurvadas. *Pupas* esbranquiçadas, lívres no solo, mostrando os apêndices do imago.

BIOLOGIA

Pouco se conhece do ciclo de vida desta espécie em Portugal. Parece ter uma geração anual. Os ovos são postos no solo. As larvas, muito polífagas, usualmente alimentam-se de raízes de plantas herbáceas (*Ammophila arenaria*) (HOFFMAN, 1950). Tem preferência por solos arenosos. Encontra-se muito em dunas. Têm sido registados danos causados pelos adultos em *Sarothammus scoparius*, cujas folhas são roídas durante o pasto de maturação (HOFFMAN, 1950). NINA (1961) citou esta espécie causando danos nas raízes de várias espécies de *Pinus* nos viveiros. A hibernação é feita no estado de imago.

MEIOS DE LUTA

Não se conhecem meios de luta especiais para esta espécie.

BIBLIOGRAFIA

- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas das Resinosas. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 3. 108 p. 1990 a. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas dos Viveiros Florestais, das Plantações e da Regeneração natural. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 4. 132 p. 1990 b. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.
- JOLY, R. — *Les Insectes Ennemis des Pins*. École Nationale du Génie Rural, des Eaux et de Forêts. Centre de Nancy. 1975.
- HOFFMANN, A. — *Coléoptères Curculionides*. «Faune de France». Vol. II, p. 375-376. Lechevalier. Paris.
- NINA, A. P. — *Viveiros Florestais*. «Estudos e Divulgação Técnica». 274 p. 1961. Direcção-Geral dos Serviços Florestais e Aquícolas. Lisboa.
- PERRIS, E. — *Insectes du Pin Maritime. Larves*. «Ann. Soc. Ent. France», p. 382. 1877.

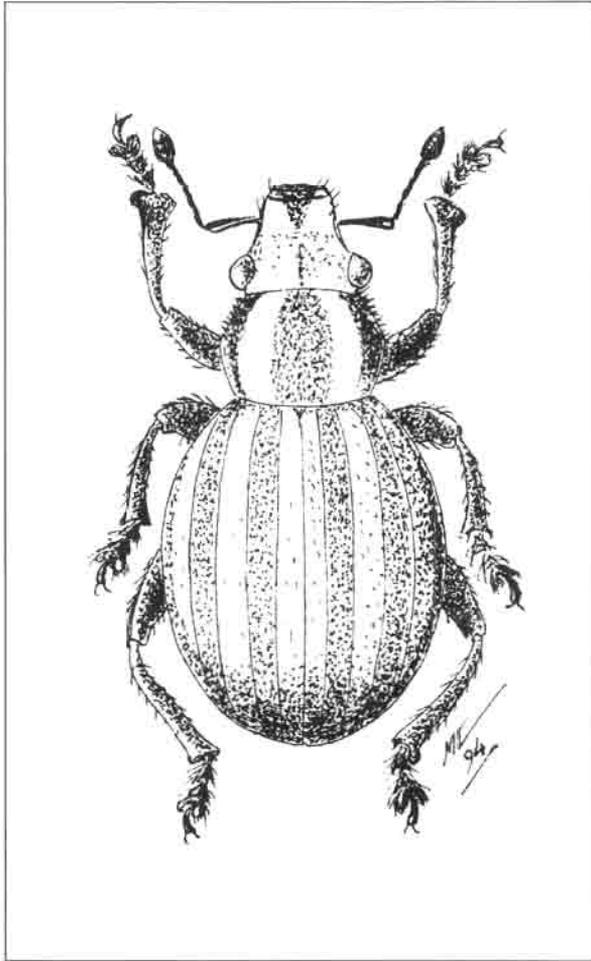


Fig. 171 – *Cneorrhinus plagiatum* Schall (comprimento: 5 mm).

Otiorhynchus niger (F.)

SINÓNIMO: *Otiorhynchus perlatus* Richter.

ORDEM: COLEOPTERA.

FAMÍLIA: Curculionidae.

NOME VULGAR: Gorgulho negro das raízes.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Região paleártica.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Espécie polífaga. *Pinus*. *Pseudotsuga menziesii*. *Picea excelsa*. *Abies pectinata*. *Larix europaea*. *Acer pseudoplatanus*.

SINTOMATOLOGIA

Raízes com a casca roída. Plântulas mortas com as agulhas ou as folhas descoloridas.

DANOS

As larvas atacam as raízes das plântulas. As raízes muito finas e a casca das raízes mais grossas são destruídas. Os adultos fazem roeduras irregulares nas agulhas das coníferas. Nas folhosas, as roeduras são irregulares, não atingindo a nervura central. Danos de Maio a Junho.

DESCRIÇÃO

Imago – Comprimento: 6-12 mm. Corpo negro, oblongo, brilhante, pubescente; pubescência mosqueada, pouco densa, uniforme ou mais densa nas fossas dos élitros. Rostro subquadrangular, pontoado. Cabeça muito pontoadada, excepto atrás dos olhos onde é quase lisa. Olhos salientes. Pronoto tão comprido como largo, levemente curvo nos lados e granuloso. Élitros ovais, mais convexos no macho do que na fêmea; estrias formadas por pontos grosseiros, separados; interestrias granulosas. **Macho** – Tíbias anteriores e posteriores um pouco sinuosas externamente. Segmento anal finamente estriado. **Fêmea** – Tíbias posteriores direitas, as tíbias anteriores menos curvas do que no macho.

Estados imaturos – **Larvas** esbranquiçadas, ápodas, em forma de C. **Pupas** brancas, livres no solo.

BIOLOGIA

Uma geração anual. Ovos postos no solo. Larvas muito polífagas, desenvolvendo-se no solo. Ninfose no solo.

FAUNA AUXILIAR

Insectos da família Carabidae. Toupeiras. Musaranhos.

MEIOS DE LUTA

Os indicados para *O. sulcatus*.

BIBLIOGRAFIA

- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas das Resinosas. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 3. 108 p. 1990 a. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas dos Viveiros Florestais, das Plantações e da Regeneração natural. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 4. 132 p. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.
- JOLY, R. — *Les Insectes Ennemis des Pins*. École Nationale du Génie Rural, des Eaux et de Forêts. Centre de Nancy. 222 p. 1975.
- HOFFMANN, A. — *Coléoptères Curculionides*. «Faune de France», vol. I, p. 79-80. 1950. Lechevalier. Paris.
- NINA, A. P. — *Viveiros Florestais*. «Estudos e Divulgação Técnica». 274 p. 1961. Direcção-Geral dos Serviços Florestais e Aquícolas. Lisboa.

Otiorhynchus ovatus L.

SINÓNIMOS: *Otiorhynchus pabulinus* Panz.
Otiorhynchus rufines Scop.
Otiorhynchus vorticosus Gyll.
Otiorhynchus globulipennis Gyll.

ORDEM: COLEOPTERA.

FAMÍLIA: Curculionidae.

NOME VULGAR: Gorgulho negro da raiz do morangueiro.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Toda a Europa. América do Norte.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Espécie muito polífaga, atacando as raízes de várias culturas agrícolas. *Pinus*. *Larix europaea*. *Picea excelsa*. *Abies pectinata*. *Acer pseudoplatanus*.

SINTOMATOLOGIA

Descoloração das agulhas nas resinosas ou das folhas nas folhosas. Raízes destruídas. Plântulas mortas.

DANOS

Os danos maiores são causados pelas larvas que devoram a casca das raízes das plântulas, levando à morte do stock.

DESCRIÇÃO

Imago – Comprimento: 5-5,5 mm. Corpo negro, muito brilhante, dorsalmente revestido de pubescência não densa, por vezes quase nula. Patas e antenas avermelhadas. Rostro forte, transversal, plano, com pontos rugosos e densos. Antenas finas: escape curvo e espesso no ápice; funículo com os dois primeiros segmentos subiguais, os seguintes subglobosos, não transversais; clava oblonga. Cabeça com pontos serrados e rugosos. Olhos laterais, um pouco convexos. Pronoto fortemente encurvado nos lados, um pouco mais estreito anteriormente; disco com sulcos profundos irregulares e sinuosos. Élitros ovais, estriado-pontoados; interestrias planas ou subconvexas, com o ápice granuloso. Fêmures anteriores com um dente bífido; fêmures médios e posteriores com

um dente simples, agudo. Tíbias anteriores muito sinuosas. *Macho* – Segmento anal pouco impressionado, com uma pubescência curta e densa. *Fêmea* – Segmento anal impressionado, com pontos profundos e pubescência não densa.

Estados imaturos – *Larvas* ápodas, brancas, em *C. Pupas* livres no solo, brancas.

BIOLOGIA

Semelhante à biologia de *O. sulcatus*.

FAUNA AUXILIAR

Insectos da família Carabidae predam as larvas e pupas. Também as toupeiras e musaranhos são predadores de *O. ovatus*. As larvas são atacadas por míscos.

BIBLIOGRAFIA

- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas dos Viveiros Florestais, das Plantações e da Regeneração Natural. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 4, 132 p. 1990. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.
- JOLY, R. — *Les Insectes Ennemis des Pins*. École Nationale du Génie Rural, des Eaux et des Forêts. Centre de Nancy. 1975.
- HOFFMANN, A. — *Coléoptères Curculionides*. «Faune de France», vol. I, p. 136-137. 1950. Lechevalier. Paris.
- NINA, A. P. — *Viveiros Florestais*. «Estudos e Divulgação Técnica», 274 p. 1961. Direcção-Geral dos Serviços Florestais e Aquícolas. Lisboa.

Otiorhynchus sulcatus (F.)

ORDEM: COLEOPTERA.

FAMÍLIA: Curculionidae.

NOME VULGAR: Gorgulho negro da raiz da videira.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Europa. Norte de África. América do Norte. Japão. Austrália. Nova Zelândia.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Espécie muito polífaga. É uma praga da videira e de ornamentais. Ataca várias espécies florestais em viveiro. Em muitos países da Europa causa danos importantes nos viveiros de resinosas. *Taxus*. *Thuja*. *Euonymus*. *Quercus*. *Corylus*.

SINTOMATOLOGIA

Folhas descoloridas, avermelhadas ou castanho-avermelhadas. Raízes destruídas. Larvas no solo ou nas raízes.

DANOS

Os danos mais graves são causados pelas larvas. Elas são particularmente vorazes na Primavera. Destroem o sistema radicular das plântulas. Causam anelações na região do colo. Uma só larva é suficiente para poder causar a morte de uma plântula. Os danos ocorrem em contentores nas estufa e em viveiros de raiz nua. Os adultos alimentam-se das folhas, gomos e raminhos das plantas novas, podendo destruí-las completamente; roem o parênquima do bordo das folhas e atacam também as nervuras maiores.

EPIDEMIOLOGIA

Humidades elevadas nos contentores das estufas são favoráveis ao desenvolvimento das larvas. Terrenos mal drenados criam condições excelentes para as larvas desta espécie. Plantas infestadas contribuem também para aumentar a população de *O. sulcatus*. A existência de teixos em jardins pode ser um foco de infestação. A presença de Compostas e de plantas hortícolas nos viveiros constituem também um foco de infestação (CASTEELS et CLERCQ, 1988). A presença de infestantes nos viveiros contribui para aumentar a população desta praga.

DESCRIÇÃO

Imago – Comprimento: 8-10 mm. Corpo negro, pouco brilhante; pubescência dourada, muito fina, dorsalmente, formando pequenas manchas nos élitros; patas e antenas castanhas. Rostro subtransversal, com um sulco longitudinal largo e profundo, mediano, muito pontoado e pubescente. Antenas longas, finamente pubescentes. Cabeça pubescente, pontoadada, com uma fosseta frontal profunda. Pronoto levemente transversal, curvo dos lados, coberto de grânulos grosseiros, densos, arredondados, com um sulco médio estreito, por vezes ausente. Élitros oblongos, fortemente sulcados e pontoados, os pontos separados por grânulos; interestrias da mesma largura das estrias, convexas, grosseiramente granuladas, os grânulos brilhantes, alinhados ou distribuídos em fiadas irregulares. Patas bastante fortes, pubescentes; fêmures dentados; tíbias levemente bisinuadas. **Macho** – Metasterno com uma impressão oblonga no centro. Segmento anal levemente impressionado no ápice. Corpo estreito. **Fêmea** – Metasterno e primeiro segmento abdominal com uma impressão triangular. Segmento anal convexo.

Estados imaturos – **Larvas** brancas, ápodas, com a cabeça castanha. **Pupas** livres, brancas, mostrando os apêndices do imago.

BIOLOGIA

Uma geração anual. A oviposição pode iniciar-se ainda em Maio, dependendo da temperatura ambiental e dura três meses. Uma fêmea leva sete semanas a fazer a postura. Em princípios de Setembro a oviposição termina. As fêmeas são ápteras. A reprodução é partenogenética. Os ovos levam 10 a 20 dias a incubar. A hibernação é feita nos estados de larva e de adulto. Os adultos emergem na Primavera e Verão. As larvas enterram-se a 20-25 centímetros da superfície do solo.

Segundo CASTEELS et CLERCQ (1988), o período de emergência dos adultos depende das condições climáticas e também do tipo de cultura (em contentores ou raiz nua) Em contentor, os adultos são particularmente activos desde meados de Junho até meados de Outubro. Nos viveiros de raiz nua, os adultos emergem mais tarde, de princípios de Julho a fins de Outubro.

MEIOS DE LUTA

Segundo CASTEELS et CLERCQ (1988 a) é muito difícil combater as larvas. Deve dar-se prioridade à luta contra os adultos. O estudo fenológico do insecto poderá ser importante para desenvolver estratégias de luta. A retirada do mercado de produtos altamente tóxicos que se mostravam eficazes para combater este curculionídeo, veio agravar a situação. As larvas são susceptíveis de ser combatidas apenas nos primeiros instares. As larvas mais ve-

lhas são resistentes aos tratamentos químicos (CASTEELS et CLERCQ, 1988 b).

A monitorização desta praga deve ser feita em Maio e Junho. A presença dos adultos é detectada usando armadilhas. As armadilhas mais usadas são constituídas por uma cartão com 30 centímetros de comprimento e 34 centímetros de largura que se colocam no chão liso. Estas armadilhas funcionam porque os adultos alimentam-se das folhas durante a noite e, durante o dia, escondem-se num lugar fresco. As azáleas e *Rhododendron* são hospedeiros preferidos por estes insectos. Em Abril e Maio, devem fazer-se sulcos no solo com um disco para matar as pupas. Na luta contra estes insectos, é extremamente importante remover as infestantes que constituem hospedeiros intermédios e locais de abrigo dos adultos.

BIBLIOGRAFIA

- CASTEELS, H. et CLERCQ, R. de — *Observations on weevil pests in nurseries*. «Med. Fac. Landbouw, Rijksuniv. Cent.», 53/3-a, p. 1169-1174. 1988 a.
- CASTEELS, H. et CLERCQ, R. de — *Étude de la lute chimique contre l'Otiorhynque de la vigne Otiorhynchys sulcatus F.* «Revue de l'Agriculture», vol. 41, n.º 2, p. 369-375. 1988 b.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas dos Viveiros Florestais, das Plantações e da Regeneração Natural. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 4, 132 p. 1990. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.
- HOFFMANN, A. — *Coléoptères Curculionides*. «Faune de France», 52, p. 124-125. 1950. Lechevalier. Paris.
- SUTHERLAND, J., SHRIMMPTON, G. M. et STURROCK, R. N. — *Diseases and Insects in British Columbia Forest Seedling Nurseries*. 85 p. 1989.

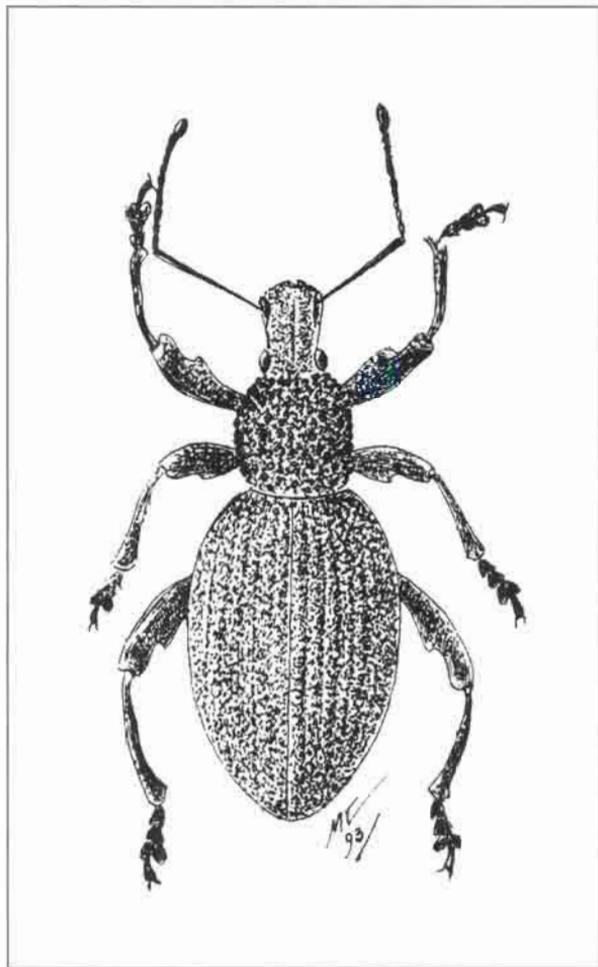


Fig. 172 – *Otiorynchus sulcatus* (F.) (comprimento: 15 mm).



Fig. 173 – Larvas de *Otiorhynchus sulcatus* (F.).



Fig. 174 – Danos causados nas raízes de *Taxus* pelas larvas de *Otiorhynchus sulcatus* (F.).



Fig. 175 – Teixos secos por causa dos danos causados nas raízes pelas larvas de *Otiorhynchus sulcatus* (F.).

Strophosomus capitatus DeG.

SINÓNIMOS: *Strophosomus obesus* Marsham
Strophosomus coryli Boh.
Strophosomus fulvicornis Walton
Strophosomus desbrochersi Tourn.
Strophosomus griseus Tourn.

ORDEM: COLEOPTERA.

FAMÍLIA: Curculionidae.

NOME VULGAR: Gorgulho da raiz.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Toda a Europa.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Geralmente ataca as raízes das folhosas, tais como *Quercus* spp. e *Fagus sylvatica*. Na Alemanha também causa danos nas raízes de *P. nigra*, *P. silvestris*, *P. strobus* e *Pseudotsuga*. Em Portugal destrói as raízes das plântulas de pinheiro e carvalhos. As larvas alimentam-se usualmente das raízes de *Calluna vulgaris*.

SINTOMATOLOGIA

Raízes com a casca roída. Plântulas secas.

DANOS

As larvas são muito vorazes, de Março a Maio, devorando a casca das raízes e as próprias raízes das plântulas. Os adultos, de Junho a Setembro, danificam as folhas e gomos de folhosas.

DESCRIÇÃO

Imago – Comprimento: 3,5-6 mm. Corpo oval, convexo, negro ou castanho, revestido de pêlos escamiformes, muito densos, cinzentos ou castanho-amarelados, por vezes dum verde prateado uniforme ou formando pequenas manchas nos élitros e no escutelo e três manchas longitudinais no pronoto. Antenas e patas cor de ferrugem. Rostro cónico, carenado anteriormente. Fronte sulcada no sentido longitudinal, o sulco transversal sinuoso. Olhos muito salientes, cónicos. Pronoto transversal, bastante curvo lateralmente, na fêmea, menos no

macho; ângulos posteriores quase rectos no macho, obtusos na fêmea. Élitros ovais, mais largos do que o protórax na base, finamente estriados e pontoados; interestrias largas e planas. Tíbias direitas nos dois sexos. Segmento anal do macho carenado transversalmente no ápice.

Estados imaturos – *Ovos* esbranquiçados. *Larvas* em forma de vírgula, ápodas. *Pupas* livres no solo, mostrando os apêndices do imago.

BIOLOGIA

Os adultos encontram-se de Junho a Setembro. As posturas são feitas no solo, em Junho. As larvas estão activas de Março a Maio. Uma geração anual.

MEIOS DE LUTA

Não têm sido tomadas quaisquer medidas para combater esta espécie que não se tem mostrado com significado económico nos viveiros visitados.

BIBLIOGRAFIA

- JOLY, R. — *Les Insectes ennemis des Pins*. École Nationale du Genre Rural, des Eaux et des Forêts. Nancy, 222 p. 1976.
- HOFFMANN, A. — *Coléoptères Curculionides*. «Faune de France», 52, p.338-339. 1950.
- NINA, A. P. — *Viveiros Florestais*. «Estudos e Divulgação Técnica». 274 p. 1961. Direcção-Geral dos Serviços Florestais e Aquícolas. Lisboa.

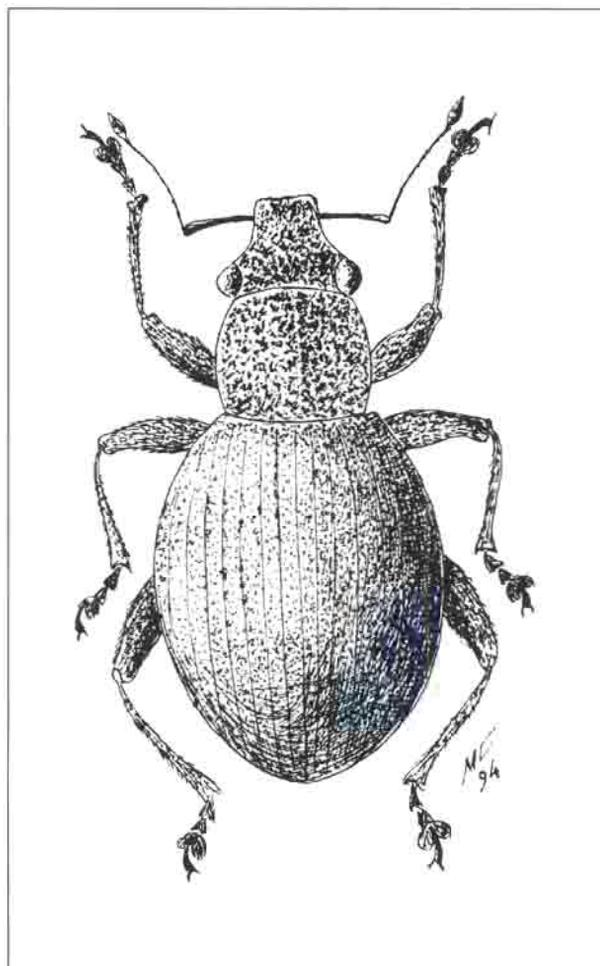


Fig. 176 – *Strophosomus capitatus* De Geer (comprimento: 4 mm).

Vesperus xatarti Dufour.

ORDEM: COLEOPTERA.

FAMÍLIA: Cerambycidae.

NOME VULGAR: Castanhetas.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Portugal. Espanha. França. No nosso País foi encontrado em Castelo Branco.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Espécie muito polífaga. Tem sido assinalada em *Pinus* e em *Populus* spp.

SINTOMATOLOGIA

Plantas com as folhas descoloridas. Raiz com faltas de casca por causa da actividade alimentar das larvas. Por vezes as plântulas tombam e secam.

DANOS

Os danos são localizados nas raízes. Podem causar danos importantes nos viveiros de choupo.

DESCRIÇÃO

Imago – Comprimento: 20-30 milímetros. Cabeça, pronoto e patas castanhas; antenas, patas, tarsos e face ventral do corpo mais claras. Élitros amarelo-pálido. Dimorfismo sexual muito marcado. **Macho** – Cabeça finamente pontoada, foveolada entre os olhos, revestida de uma pubescência clara. Antenas mais compridas do que o corpo; primeiro segmento das antenas com pêlos mais longos do que os outros segmentos. Pronoto com o disco liso na parte média, a restante superfície pontoada. Élitros com pontos superficiais, uma depressão humeral nítida e, por vezes, com nervuras mais ou menos aparentes. Patas muito pubescentes. **Fêmea** – Cabeça mais larga do que no macho. Antenas mais curtas do que o corpo, atingindo apenas o terço posterior do corpo. Pronoto fortemente pontoado, largo. Élitros curtos, não atingindo o ápice do corpo, deiscentes desde o primeiro terço, fortemente pontoados, com costas nítidas.

Estados imaturos – As larvas dos *Vesperus* são de dois tipos: **larvas epígeas** e **larvas hipógeas**. As **larvas epígeas** ou primárias alimentam-se de húmus; são cilíndricas, com pincéis de pêlos sedosos castanhos transversais, ultrapassando a largura do corpo, os quais desempenham o papel de sedas locomotoras. As **lar-**

vas hipógeas ou secundárias são fitófagas; são muito volumosas, quadradas (em secção transversal), cobertas de uma pilosidade fina, com numerosas pregas transversais profundas; têm três pares de patas torácicas; quatro pares de túberculos carnudos, pouco marcados, lembrando falsas patas.

BIOLOGIA

A fêmea faz as posturas em aglomerados compactos envolvidos por uma substância amarelada protectora. Uma fêmea chega a pôr mais de 500 ovos. A postura é feita debaixo da casca do tronco da planta hospedeira, ou ao nível do solo, nas anfractuosidades das cascas de árvores de fruto, carvalhos, oliveiras, etc. As posturas aparecem no Inverno. As larvas eclodem em Fevereiro/Março, caminham ao longo das cascas, deixam-se cair na terra e metem-se no solo; são larvas epígeas ou primárias que se deslocam rapidamente para as raízes finas das plantas hospedeiras onde se transformam em larvas do 2.º instar. A partir deste estágio, as larvas são hipógeas. São chamadas larvas secundárias. Estas larvas alimentam-se da casca das raízes dos hospedeiros. A ninfose ocorre no solo. A fêmea fica algum tempo no solo antes de emergir para acasalar e fazer as posturas. Os imagos aparecem no fim de Dezembro; durante o dia encontram-se debaixo das pedras, restos de vegetais ou em cavidades de árvores velhas. A eclosão das larvas primárias ocorre na Primavera.

MEIOS DE LUTA

Os indicados para as melolontas.

BIBLIOGRAFIA

- FERREIRA, M. C. — *Ecologia dos Cerambicídeos dos Ecosistemas Florestais em Portugal*. «Silva Lusitana», 1 (1), p. 47-73. 1993.
- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas dos Viveiros Florestais, das Plantações e da Regeneração Natural. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 4, 132 p. 1990. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.
- PAULIAN, R. et VILLIERS, A. — *Les larves des Cerambycidae français*. «Revue Fr. Ent.», Vol. 8, n.º 4, p. 202-217. 1941.
- VILLIERS, A. — *Faune des Coléoptères de France, I. Cerambycidae*. «Encyclopédie Entomologique». Vol. XLI, p. 70-74. 1978. Lechevalier. Paris.
- ZARCO, E. et CEBALLOS, G. — *Insectos perjudiciales al Chopó en España*. Servicio de Plagas Forestales. 125 p. 1956.

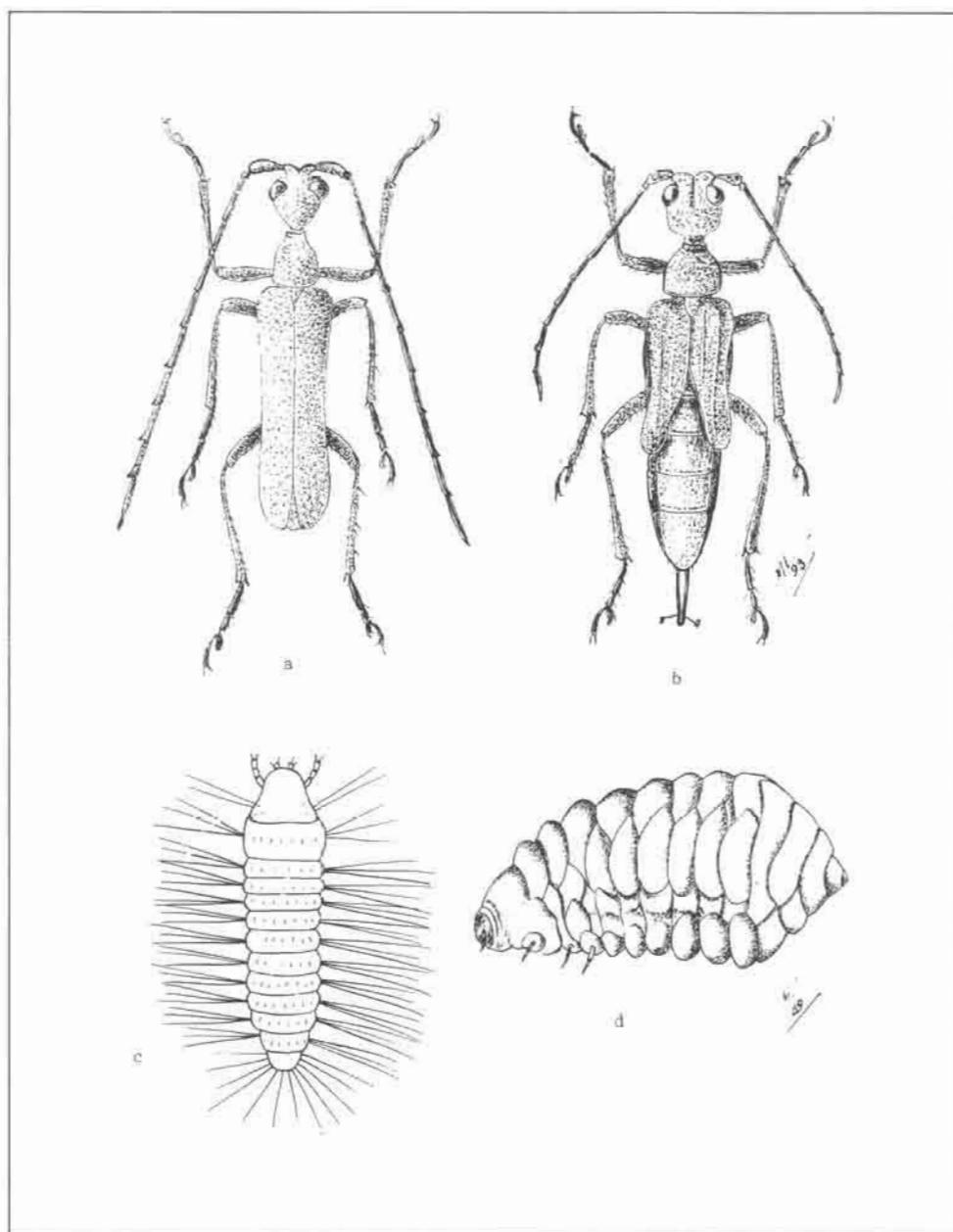


Fig. 177 – *Vesperus xatarti* Dufour: a) macho (comprimento: 21 mm); b) fêmea (comprimento: 20 mm); c) larva epígea; d) larva hipógea.

Tipula paludosa Meigen

ORDEM: DIPTERA.

FAMÍLIA: Tipulidae.

NOME VULGAR: Típula. Típula europeia dos pântanos. As larvas são conhecidas por casacos de cabedal.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Toda a Europa meridional. Sul de Inglaterra. Holanda. Alemanha central. Espanha. Portugal. Itália. Hungria e sul da Rússia. Colúmbia britânica (zona costeira).

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Diversas culturas. *Pinus*.

SINTOMATOLOGIA

Plântulas com a guia encurvada, podendo apresentar agulhas descoloridas; raízes com a casca roída, formando anelamentos.

DANOS

Usualmente as larvas alimentam-se da matéria orgânica existente no solo. Nos viveiros, provocam anelações nas raízes das plântulas. Os danos, por vezes, podem revestir-se de certa importância. Se as larvas permanecerem nas raízes durante o Inverno, elas vão causar danos nas plântulas na Primavera. As larvas roem a casca do caule acima do solo, causando aí um anelamento. O período de alimentação das larvas ocorre no Outono, Inverno e Primavera. Os danos observam-se em manchas de uma a sete plântulas.

DESCRIÇÃO

Imago – Comprimento: 2,5 centímetros. Lembra um mosquito gigante com as asas estreitas e muito longas. Patas castanhas.

Estados imaturos – *Ovos* negros e brilhantes. *Larvas* chegam a atingir 4 centímetros de comprimento, ápodas, de forma alongada, com o tegumento coriáceo. *Pupas* castanhas, com cerca de 3,3 centímetros, com duas expansões anteriores que servem para a respiração. Segmentos abdominais com espinhos que lhes permitem movimentar-se até à superfície do solo antes da emergência dos adultos.

BIOLOGIA

Os adultos não são grande voadores. Os machos vivem cerca de 7 dias e as fêmeas 4 a 5 dias. Invernos amenos, Verões frescos e uma certa humidade favorecem a praga. Duas gerações no ano. Os adultos voam em meados de Março e em meados de Outubro. As posturas são feitas no solo húmido. Cada fêmea pode pôr cerca de 300 ovos. A incubação dura cerca de duas semanas. A larva desenvolve-se rapidamente, passa a pupa e depois emerge o adulto. A ninfose dura cerca de uma semana. A primeira geração faz as posturas antes do Inverno. Os adultos da 2.ª geração só saem em Março do próximo ano. As larvas durante a noite migram para a superfície do solo. As larvas são muito susceptíveis à falta de água e ao calor do Sol que provoca a sua dessecação e morte.

FAUNA AUXILIAR

Os predadores mais importantes são as toupeiras e musaranhos.

MEIOS DE LUTA

Nos viveiros deve usar-se um insecticida em solução aquosa, aplicado à tarde, altura em que as larvas vêm à superfície do solo para comer. O tratamento deve ser feito em Outubro, porque nessa altura as larvas são muito pequenas e são muito susceptíveis. Também se recomenda lavar o solo no Verão para matar as larvas, visto que são muito susceptíveis à dessecação. A drenagem do solo é um meio muito eficaz para reduzir a população, visto que preferem solos muito húmidos. Os adultos não se alimentam.

BIBLIOGRAFIA

- FERREIRA, M. C. et FERREIRA, G. W. S. — *Pragas dos Viveiros Florestais, das Plantações e da Regeneração Natural. Guia de Campo*. «Série Divulgação», n.º 4, 132 p. 1990. DGPA. ISSN 0870-967X. Lisboa.
- HILL, D. S. — *Agricultural insect pests of temperate regions and their control*. Cambridge University Press. p. 342-343. 1987.
- SUTHERLAND, J. R., SHRIMPTON, G. M. et STURROCK, R. N. — *Diseases and Insects in British Columbia Forest Seedling Nurseries*. FRDA Report 065. 85 p. 1989.

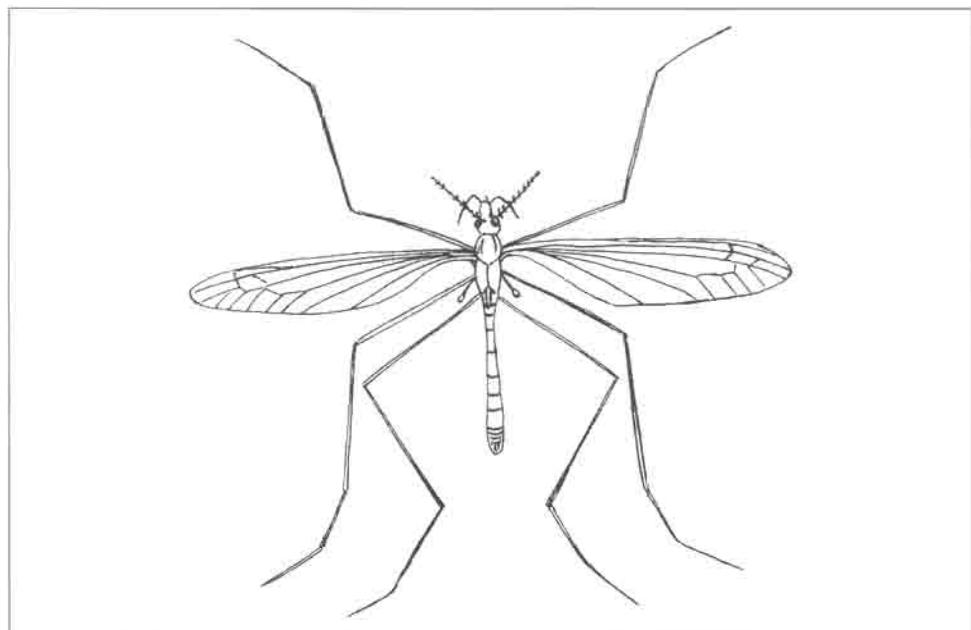


Fig. 178 – *Tipula paludosa* Meigen (comprimento: 15 cm).

V PARTE
DOENÇAS

I. CONCEITO DE DOENÇA. IMPORTÂNCIA E SUAS CAUSAS

Não é fácil dar uma correcta definição de doença; trata-se de uma perturbação na vida normal das árvores, o que implica na maior parte dos casos a sua deterioração parcial ou total. Contudo, pode-se definir doença como o resultado da acção conjunta do ataque de microorganismos ou outros factores, aliada à resposta do hospedeiro.

As doenças quando causadas por microorganismos designam-se por doenças bióticas, enquanto que as causadas por factores ambientais (ex.: poluição, gelo, neve, etc.) se designam por doenças abióticas.

II. DOENÇAS ABIÓTICAS

As doenças abióticas, isto é, perturbações causadas por outros agentes que não os microorganismos, podem por um lado exercer uma acção directa no estado sanitário das plântulas em viveiro, mas por outro, uma acção indirecta ou seja, podem contribuir para uma predisposição das plântulas ao ataque dos agentes patogénicos. Sabe-se, por exemplo, que as plântulas que tenham sido danificadas pela geada ou pela aplicação exagerada de fertilizantes são bastante susceptíveis ao ataque de *Botrytis cinerea*, agente causal do bolor cinzento; nestes casos, o ataque inicia-se pelas plântulas afectadas por aqueles factores, passando depois às sãs.

Vários são os agentes responsáveis pelas doenças abióticas: temperaturas extremas (Fig. 43), excesso ou deficiência de água, compactação do solo, geadas (Fig. 23), aplicação incorrecta de produtos químicos, deficiência ou excesso de elementos essenciais (macronutrientes e micronutrientes), poluição do ar, etc.

Temperaturas muito elevadas podem conduzir a uma transpiração exagerada das plântulas, constituindo uma causa do «stress» hídrico. As folhas e as

agulhas murcham e a plântula acaba por morrer. Estes sintomas em plântulas muito jovens, podem confundir-se com os causados pelos fungos responsáveis pelo «damping-off». Note-se que em estufas, a ventilação é importante para diminuir os danos que poderão advir da acção de temperaturas elevadas. Temperaturas muito baixas podem provocar queimaduras; variações bruscas de temperatura podem causar malformações.

O excesso ou deficiência de água pode também ser responsável por grandes danos. Os sintomas causados pela seca traduzem-se em descoloração, murchidão, «dieback» (morte de cima para baixo). A descoloração inicia-se geralmente nas margens das folhas ou na extremidade das agulhas. O excesso de água e falta de drenagem dificultam as trocas de ar, reduzindo o desenvolvimento das plântulas e criando ambiente favorável ao aparecimento de parasitas radiculares.

Os solos compactos favorecem a doença designada por «preemergence damping-off» (podridão pré-nascimento), pois muitas vezes retardam ou impedem a germinação.

A geada é responsável pelo amarelecimento e avermelhamento das folhas. Nas raízes podem aparecer necroses causadas pela geada que se confundem com as provocadas por microorganismos.

A aplicação incorrecta de produtos químicos pode trazer grandes problemas. Os pesticidas podem causar sintomas que se manifestam sob a forma de cloroses, enrolamentos e queimaduras (Figs 48, 49). Os herbicidas podem também causar problemas ainda mais graves.

No que respeita aos elementos essenciais, é sabido que são indispensáveis os macronutrientes (N, P, K, Mg, S) e os micronutrientes (Fe, Mn, Z, Cu, Mo, Cl); se estes não existirem no solo em quantidades suficientes, deverão ser adicionados nas devidas concentrações. A aplicação inadequada poderá também causar problemas. Estas doenças causadas por deficiência dos elementos essenciais recebem a designação genérica de doenças fisiológicas (Figs 76, 77, 78, 79).

A deficiência em azoto traz como consequência o nanismo e a descoloração das plântulas, evoluindo estes sintomas de baixo para cima, enquanto que pelo contrário, a deficiência em ferro causa cloroses nas folhas mais novas.

A deficiência em fósforo provoca como sintoma mais evidente uma coloração púrpura ou avermelhada nas agulhas do ano nos pinheiros.

A deficiência em magnésio pode traduzir-se numa coloração amarelo-laranja na extremidade das agulhas nas resinosas ou junto às nervuras no caso das folhosas.

A deficiência em cobre traz como consequência o enrolamento das agulhas enquanto que da deficiência em boro resulta a descoloração e necrose dos gomos.

A poluição do ar é também responsável pelo aparecimento de perturbações; por exemplo, em zonas industriais onde a acção dos gases é nefasta às plantas,

surtem sintomas que por vezes também se confundem com os causados por microorganismos e que estudos adequados provam serem resultantes de factores abióticos.

III. DOENÇAS BIÓTICAS

As doenças bióticas manifestam-se sob vários aspectos: descolorações, queda prematura das folhas, deformações, seca dos ramos, etc. A sua evolução, regra geral conduz à morte do hospedeiro, causando na maior parte dos casos grandes quebras de produção.

São vários os organismos que podem causar doenças bióticas (fungos, bactérias, vírus, plantas parasitas, etc.). Contudo, os fungos são os mais importantes em Patologia Florestal, pois são os agentes responsáveis pela maior parte das doenças. Reproduzem-se por esporos que são levados pelo vento, chuva e até pelo próprio homem, disseminando-se assim os parasitas.

A evolução da doença está condicionada por três factores: a susceptibilidade do hospedeiro, a virulência do parasita e os factores favoráveis ao seu desenvolvimento. A presença conjunta desses três factores em maior ou menor grau irá permitir o estabelecimento da doença.

1. SINTOMAS E SINAIS: IMPORTÂNCIA DA SUA DETECÇÃO PRECOCE

A caracterização da doença faz-se fundamentalmente com base na observação dos sintomas e sinais.

Sintomas

Traduzem-se pelo efeito provocado na árvore, isto é, pela reacção do hospedeiro.

Exemplos: descoloração, cancos, seca dos ramos, murchidão, enrolamento das folhas, etc.

Sinais

São estruturas do hospedeiro.

Exemplos: frutificações, esporos, micélio, etc.

A detecção dos sintomas e sinais durante os primeiros estados de evolução do fungo é extremamente importante para o diagnóstico. À medida que a doença avança, o hospedeiro vai enfraquecendo, vão surgindo outros microorganismos, cuja actividade mascara os sintomas produzidos pelo agente causal, dificultando a sua identificação.

2. PASSOS PARA O DIAGNÓSTICO DO AGENTE CAUSAL

Iguais sintomas podem ser provocados num hospedeiro por agentes vários. Assim sendo, o diagnóstico do agente causal não pode ser feito pela simples observação dos sintomas, sendo então necessário aguardar o aparecimento dos sinais. Contudo, por vezes, mesmo em presença dos sinais, não é possível ainda determinar o agente causal da doença, sendo necessário recorrer a técnicas laboratoriais.

Passos necessários para o diagnóstico

1. OBSERVAÇÕES DE CAMPO

- 1.1 – *Sintomas* (observação à vista desarmada).
- 1.2 – *Sinais* (observam-se à vista desarmada ou com o auxílio de uma lupa de bolso).

2. ESTUDOS LABORATORIAIS

- 2.1 – *Sinais* (observação à lupa com maiores ampliações).
- 2.2 – *Histopatologia* (cortes histológicos em frutificações, necroses ou quaisquer alterações).
- 2.3 – *Identificação*.
- 2.4 – *Isolamento e culturas puras*.

3. REPRODUÇÃO EXPERIMENTAL DA DOENÇA – POSTULADOS DE KOCH

3. DESCRIÇÃO DE CADA UM DOS PASSOS PARA O DIAGNÓSTICO

1. OBSERVAÇÕES DE CAMPO

1.1 – *Sintomas*

O estudo dos sintomas no espaço e no tempo é muito importante, como auxiliar do diagnóstico. Contudo, como já foi dito, a observação dos sintomas por si só não nos conduz ao diagnóstico do agente causal, sendo portanto necessária a observação dos sinais.

1.2 – *Sinais*

A observação de frutificações do fungo, é muitas vezes possível no campo, com uma lupa de bolso ou até à vista desarmada. Em alguns casos essas estru-

turas são tão características que nos permitem um rápido diagnóstico. No entanto, a maior parte das vezes, somos obrigados a recorrer aos estudos laboratoriais.

2. ESTUDOS LABORATORIAIS

2.1 – *Sinais*

O estudo dos sinais em ampliações maiores do que as que nos permite a lupa de bolso, dá-nos a percepção de mais alguns dados importantes; no entanto, por vezes, é necessário proceder ao trabalho de diagnóstico recorrendo a outras técnicas.

2.2 – *Histopatologia*

É o estudo dos tecidos infectados. Para isso, é necessário efectuar cortes histológicos a nível das frutificações, necroses ou quaisquer outras alterações. Se as frutificações e os esporos nelas contidos estiverem suficientemente maduros, podemos chegar à identificação do possível agente responsável pela doença (2.3). Se as informações forem ainda insuficientes teremos que proceder à cultura do fungo em meios artificiais ou naturais.

2.3 – *Identificação*

Pode ser possível, com base na observação dos sintomas e sinais, se as frutificações e esporos estiverem maduros.

2.4 – *Isolamento e culturas puras*

O agente patogénico pode encontrar-se no interior do hospedeiro, sem contudo ter desenvolvido estruturas (sinais). Neste caso temos que procurar isolar o fungo e obtê-lo em cultura pura. A sua identificação é então possível através das características da cultura e das estruturas que nela se desenvolvem.

No entanto, o facto de um agente patogénico estar ligado a determinados sintomas, não nos diz com segurança que seja ele o agente causal. É necessário reproduzir experimentalmente a doença e reisolar o parasita, isto é, satisfazer os postulados de Koch.

3. REPRODUÇÃO EXPERIMENTAL DA DOENÇA – POSTULADOS DE KOCH

Existe uma série de condições a cumprir, sem as quais não podemos afirmar que o organismo identificado é o agente causal da doença. As condições são as seguintes:

- 3.1 – O organismo tem de aparecer sempre associado à doença.
- 3.2 – Tem de ser isolado do hospedeiro doente e obtido em cultura pura.
- 3.3 – Tem de ser inoculado num hospedeiro da mesma espécie e reproduzir a doença.
- 3.4 – Tem de ser reisolado, de novo inoculado e voltar a reproduzir a doença.

Uma vez satisfeitos estes postulados, podemos afirmar com segurança que o parasita identificado é realmente o agente responsável pela doença detectada.

4. CICLO BIOLÓGICO DE UM PARASITA (GERAL)

Uma vez conhecido o agente causal, é importante conhecer o seu ciclo biológico. O ciclo de vida do parasita responsável por qualquer doença é representado por um conjunto de fenómenos que se verificam segundo uma determinada ordem. Assim, a doença inicia-se com a transferência de inóculo para um «porta de entrada» do hospedeiro. Este fenómeno designa-se por **inoculação**. Então, dá-se a penetração do parasita nos tecidos do hospedeiro, estabelece-se começando a utilizar esses tecidos como fonte de alimento. Ao período que medeia entre a entrada no hospedeiro e o estabelecimento do parasita chama-se **período de infecção**. O parasita prolifera e coloniza os tecidos do hospedeiro, o que traz como consequência o aparecimento dos sintomas. Designa-se por **período de incubação** o tempo que decorre entre a inoculação e o aparecimento dos sintomas. A doença evolui com o tempo e vão aparecer os sinais que a caracterizam, isto é, as frutificações (estruturas reprodutoras). Designa-se por **período latente** o que medeia entre a inoculação e o aparecimento dos sinais. Dá-se o amadurecimento das frutificações e mais tarde a libertação de esporos. O período entre o aparecimento das frutificações e a libertação de esporos, ou seja, o tempo durante o qual o parasita produz o inóculo designa-se por **período infeccioso**. O inóculo é libertado através de um «porta de saída» e pode ser transportado para um novo hospedeiro; em muitos casos, o inóculo vai para um hospedeiro alternante onde passa uma parte do seu ciclo ou então para detritos vegetais onde vive como saprófita; estes detritos vegetais, bem como os hospedeiros alternantes, funcionam como «reservatórios» de inóculo que irá infectar em época apropriada um novo hospedeiro (Fig 177).

5. EPIDEMIOLOGIA

Pode ser definida como o estudo das doenças epidémicas.

Uma doença diz-se epidémica quando a sua incidência aumenta rapidamente de níveis baixos (endémica) para níveis elevados. Diz-se endémica quando pelo contrário o nível se mantém baixo e constante.

6. FACTORES QUE INFLUENCIAM A EPIDEMIA

Vários são os factores que fazem com que as doenças passem de níveis endêmicos para epidémicos. Assim se consideram: temperatura, humidade relativa, luz, factores de «stress» (vento, quantidade de inóculo, etc.).

Temperatura

É um factor condicionante da epidemia pois temperaturas muito altas ou muito baixas impedem o desenvolvimento dos parasitas que se podem manter inactivos. Se as condições ambientais se tornarem favoráveis, estes desenvolvem-se rapidamente e a doença pode atingir níveis epidémicos. Contudo há que ter em atenção que existem valores de temperatura que são letais para os parasitas e nestes casos não há desenvolvimento da epidemia mesmo que as condições ambientais se tornem favoráveis.

Humidade relativa

A humidade relativa é importante na germinação dos esporos. Assim, na maior parte dos fungos, os esporos para germinarem necessitam de 85-95% H.R., sem a qual permanecem inactivos, acabando por morrer, não havendo conseqüentemente penetração no hospedeiro.

Luz

A maior ou menor intensidade luminosa condiciona a germinação e penetração dos esporos, sendo variável de fungo para fungo.

Factores de «stress»

Se as plantas forem submetidas a «stress», determinados fungos considerados saprófitas podem mudar o seu comportamento, passando a parasitas.

Vento

O vento é o principal responsável pela disseminação a longa distância, desempenhando assim acção de relevo no desenvolvimento da epidemia.

Quantidade de inóculo

A epidemia só ocorre se houver inóculo em quantidade suficiente e em condições de se multiplicar. Portanto, a quantidade de esporos no ar é também um factor condicionante da epidemia.

Experiências de captação de esporos permitem -nos calcular o número de esporos por unidade de volume de ar; conhecendo as condições de temperatura

e humidade relativa locais e a quantidade de inóculo existente no ar podemos estabelecer a correlação entre esses factores e o desenvolvimento da epidemia. Com base nesses conhecimentos podemos então prever quando é que uma doença já existente no estado endémico poderá passar a epidémica.

BIBLIOGRAFIA

- BLANCHARD, R. O. et TATTAR T. A. — *Field and Laboratory. Guide to tree Pathology*. Academic Press. New York, London. 1981.
- FONSEÇA-NEVES, N. — *Elytroderma lusitanicum sp. nov. causing needle and shoot diseases on Pinus pinea in Portugal*. PhD Thesis. Department of Forestry. University of Aberdeen. 1985.
- PHILIPS, D. H. et BURDEN, D. A. — *Diseases of Forest and Ornamental Trees*. The Macmillan Press Ltd. London. 1982.
- SANTOS, N. F. dos — *Acção dos gases sulfurosos como agentes de doenças abióticas em povoamentos florestais*. Direcção-Geral dos Serviços Florestais e Aquícolas. «Estudos e Informação», n.º 33-F3. Lisboa. 1954.
- U. S. DEPARTMENT OF AGRICULTURE, Forest Service Northeastern Area, State and Private Forestry — *Air Pollution Damages Trees*. 1973.
- U. S. DEPARTMENT OF AGRICULTURE, Forest Service, Forest Pest Management, Atlanta, Georgia, and The Pennsylvania State University, College of Agriculture, Department of Plant Pathology, University Park, Pennsylvania. — *Diagnosing Injury to Eastern Forest Trees. A manual for identifying damage caused by air pollution, pathogens, insects and abiotic stresses*. 1987.

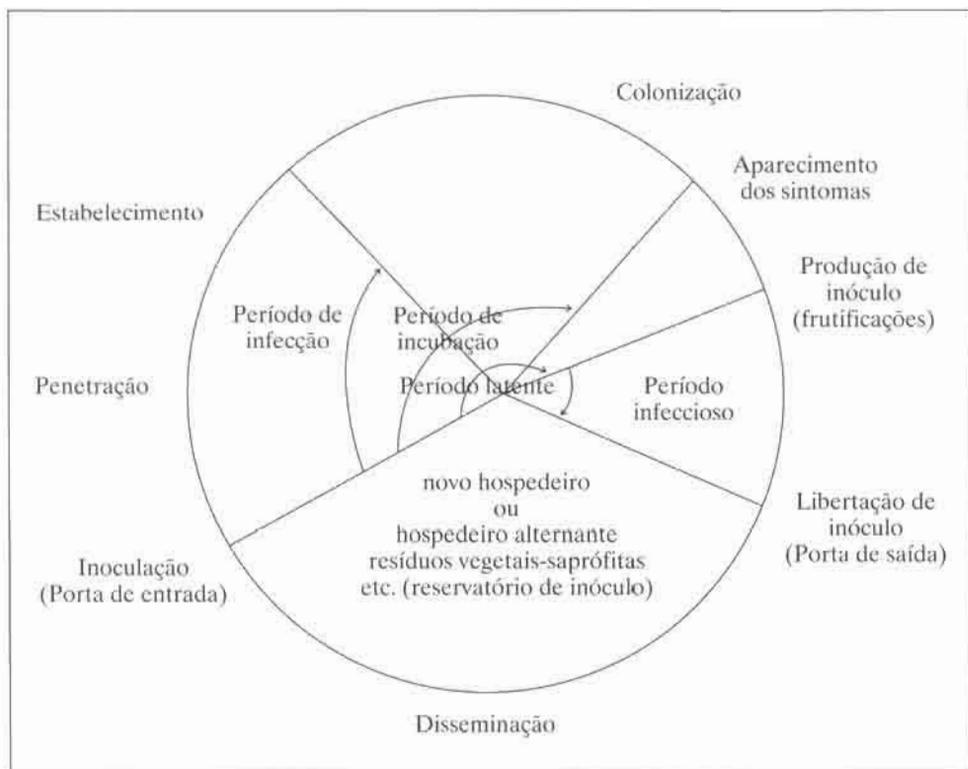


Fig. 179 – Ciclo biológico de um parasita (geral) (adaptado de BLANCHARD et TATTAR, 1951).

VI PARTE

DOENÇAS DOS VIVEIROS
FLORESTAIS

1.

**LISTA DE HOSPEDEIROS
COM AS DOENÇAS ASSOCIADAS**

RESINOSAS

PINHEIROS

(*Pinus halepensis*, *P. laricio*, *P. pinaster*, *P. pinea*, *P. radiata*, *P. silvestris*)

Raiz

e colo radicular: *Fusarium oxysporum* Schl.

Pythium spp.

Rhizoctonia solani Kuhn

Agulhas:

Botrytis cinerea Pers.: Fr.

Lophodermium Chev.

Sphaeropsis sapinea (Fr.) Dyko & Sutton

Ramos:

B. cinerea

S. sapinea

Pinhas:

Lophodermium seditiosum Minter, Stalay & Millar

L. pinastri (Schrad. ex Hook.) Chev.

L. conigenum (Brunaud) Hiltizer

S. sapinea

**CEDRO DO BUÇACO
CIPRESTE DO BUÇACO
(*Cupressus lusitanica*)**

Agulhas:

Lophodermium seditiosum

FOLHOSAS

CASTANHEIRO

(*Castanea sativa*)

NOGUEIRAS

(*Juglans regia* e *J. nigra*)

Raiz

e colo radicular: *Phytophthora cinnamomi* Rands
P. cambivora (Petri) Buis

CARVALHOS

(*Quercus* spp.)

Folhas e ramos: *Oidium quercinum* Thuem (Forma imperfeita)
Microsphaera alphitoides Griff. Mauble (Forma perfeita)

PLÁTANO BASTARDO

(*Acer pseudoplatanus*)

Folhas e ramos: *Oidium aceris* Rabh. (Forma imperfeita)

CHOUPO

(*Populus* sp.)

Folhas: *Taphrina aurea* (Pers.) Fr.
Melampsora spp.
Marssonina brunnea (Ell. et Ev.) Magn.

Ramos: *Discosporium populeum* (Sacc.) Sutton

EUCALIPTO

(*Eucalyptus* spp.)

Folhas: *Botrytis cinerea*
Hendersonia eucaliptina A. Santos

Ramos: *B. cinerea*

VIDOEIRO
(*Betula celtiberica*)

Folhas: *Melampsorium betulinum* (Desm.) Kleb.

CEREJEIRA BRAVA
(*Prunus avium*)

Folhas: *Cylindrosporium padi* Karst.

2.

FICHAS DAS DOENÇAS DAS RESINOSAS

PINHEIROS

Fusarium

RAIZ. COLO RADICULAR

DIVISÃO: DEUTEROMYCOTINA.

ORDEM: HYPHOMYCETALES.

FAMÍLIA: Moniliaceae.

DESCRIÇÃO

Conídios hialinos; macroconídios ligeiramente curvos, com vários septos; microconídios unicelulares, ovóides a oblongos.

Pythium
RAIZ COLO RADICULAR

DIVISÃO: PHYCOMYCOTINA.

ORDEM: PERONOSPORALES.

FAMÍLIA: Pythiaceae.

DESCRIÇÃO

Micélio branco, abundante. Este micélio origina esporângios intercalares ou terminais, esféricos ou de formas variadas.

Rhizoctonia solani Kuhn

RAIZ COLO RADICULAR

DIVISÃO: DEUTEROMYCOTINA.

CLASSE: HYPHOMYCETAE.

ORDEM: AGONOMYCETALES (=Mycelia sterilia).

DESCRIÇÃO

Ausência de frutificações e esporos; hifas septadas com células alongadas.

NOME VULGAR

Podridão do colo, «damping-off» (causado por *Fusarium*, *Pythium* e *R. solani*).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Minho, Ribatejo e Algarve.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Pinus pinaster. *P. pinea*.

SINTOMATOLOGIA

«Damping-off» é a designação dada à doença que conduz à morte rápida de plântulas no estado juvenil. Os parasitas responsáveis por esta doença podem também infectar as sementes, antes ou após a sua germinação, isto é, as sementes e as plântulas morrem na terra, ainda abaixo do nível do solo. Diz-se então que estamos em presença de um caso de «preemergence damping-off» (podridão pré-nascimento). Se o ataque se verifica quando as plântulas se encontram já acima do nível do solo, diz-se estar em presença de «postemergence damping-off» (podridão pós-nascimento). Neste último caso a sintomatologia manifesta-se pela presença de lesões na região do colo (um pouco acima e abaixo do nível do solo); dá-se o apodrecimento dessa zona e as plântulas murcham, tombam e morrem (Figs. 178 e 179). O período de susceptibilidade situa-se entre as 3-4 semanas após o nascimento das plântulas.

DANOS

A doença designada por «damping-off» é mais frequente e provoca maiores danos em resinosas do que em folhosas. De entre as resinosas, o pinheiro é o mais susceptível.

EPIDEMIOLOGIA

Solos húmidos e pesados, alta densidade da sementeira, são factores que favorecem o desenvolvimento da doença.

CICLO BIOLÓGICO

Os parasitas sobrevivem às condições adversas sob a forma de esporos de resistência em fragmentos de raízes ou outra matéria orgânica no solo. Na Primavera, esses esporos nas proximidades das sementes não germinadas, germinadas ou das plântulas já nascidas, germinam por sua vez, dando-se a infecção por penetração directa no hospedeiro. No caso do «preemergence damping-off», o micélio e esporos espalham-se pelas sementes provocando o seu apodrecimento. Em casos de «postemergence damping-off», há o apodrecimento do colo ao nível do solo, as plântulas murcham, tombam e morrem. O micélio e esporos espalham-se pelas plântulas mortas e pelo solo, podendo contaminar novas plântulas e sementes, se as condições ambientais forem propícias.

Ciclo biológico de fungos causadores de «damping off»

J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Esporos de resistência											
		germinação dos esporos de resistência									
						apodrecimento das sementes e plântulas					
							Micélio das sementes e plântulas				
							Morte				
										Esporos de resistência	

MEIOS DE LUTA

A protecção contra os fungos responsáveis pelo «damping-off» reside fundamentalmente em práticas culturais. Como fungos do solo que são, as características deste, tais como valores de pH, fertilidade, presença de microrganismos benéficos, etc., são de capital importância. Estando portanto, atento a estas características, alterando-as de acordo com as necessidades, pode-se influenciar grandemente o desenvolvimento e a qualidade das plântulas. Assim, solos com pouco arejamento, drenagem deficiente e excessiva humidade facilitam o desenvolvimento dos parasitas reponsáveis por esta doença. Esta é mais grave em solos calcáreos ou neutros do que em solos ácidos (PEACE, 1962). No sentido de diminuir a possibilidade de infecção, o pH do solo deveria ser ajustado para valores entre 4,5-6, impedindo assim o desenvolvimento dos parasitas, mas não das plântulas (SUTHERLAND *et al.*, 1989).

Outro factor determinante na sanidade das plântulas é a densidade da sementeira. Esta, se for elevada, tem como consequência grande população de plântulas, muito próximas umas das outras, o que aumenta as condições de humidade, falta de arejamento e consequentemente maior susceptibilidade à doença.

A época de sementeira é também importante. Deve processar-se quando a temperatura do solo for suficientemente elevada de modo a permitir uma rápida germinação das sementes mas não próxima do óptimo para o desenvolvimento dos fungos responsáveis pela podridão das mesmas. São portanto aconselháveis as sementeiras de Primavera.

A presença de infestantes favorece o «damping-off», provavelmente porque também são susceptíveis, aumentando assim o grau de infecção por parte dos fungos responsáveis (PEACE, 1962).

A luta biológica mediante o uso de fungos antagónicos dos agentes causais deverá ser um aspecto a considerar na luta à doença.

Uma técnica muito importante no combate a esta doença é a micorrização (PERRIN *et al.* GARBAYE, 1983).

A solarização também tem sido utilizada com bons resultados (KATAN, 1981; KATAN *et al.*, 1976; PORTER *et al.* MERRIMAN, 1983).

O uso de fungicidas poderá ser recomendado, após a determinação do agente causal, com base em isolamento e obtenção de culturas puras. Contudo há que ter em conta que a maior parte destes produtos fitofarmacêuticos não apresentam um leque de acção tão grande de modo a controlar os vários fungos responsáveis pelo «damping-off»; há ainda o agravante de o seu uso prolongado trazer como consequência o aparecimento de populações de fungos resistentes, à medida que os fungicidas eliminam as estirpes mais susceptíveis (SUTHERLAND *et al.*, 1989).

BIBLIOGRAFIA

- KATAN, J — *Solar heating (Solarization) of soil for control of soil borne pests.* "Ann. Rev. Phytopathol." 19 p. 11-36. 1981.
- KATAN, J., GREENBERG, A., ALOB, H. et GRISTEIN, A. — *Solar heating by polyethylene mulching for the control of diseases caused by soil-borne pathogens.* «Phytopathol.», 66, p. 683-688. 1976.
- NINA, A. P. — *Viveiros Florestais. Instalação e técnica cultural.* Secretaria de Estado da Agricultura. Direcção-Geral dos Serviços Florestais e Aquícolas. Lisboa. 1961.
- PEACE, T. R. — *Pathology of Trees and Shrubs* Clarendon Press. Oxford. 1962.
- PERRIN, R et GARBAYE, J. — *Influence of ectomycorrhizae on infectivity of Pythium-infested soils and substrate.* «Plant and Soil», 71, p. 345-351. 1983.
- PORTER, I. J. et MERRIMAN, P. R. — *Effects of solarization of soil on nematode and fungal pathogens at two sites in Victoria.* «Soil Biol. Biochem.», 15 (1), p. 39-44. 1983.
- SUTHERLAND, J. R. SHRIMPTON, G. M. et STURROCK, R. N. — *Diseases and insects in British Columbia forest seedling nurseries.* «FRDA Report 065». Canada. 1989.

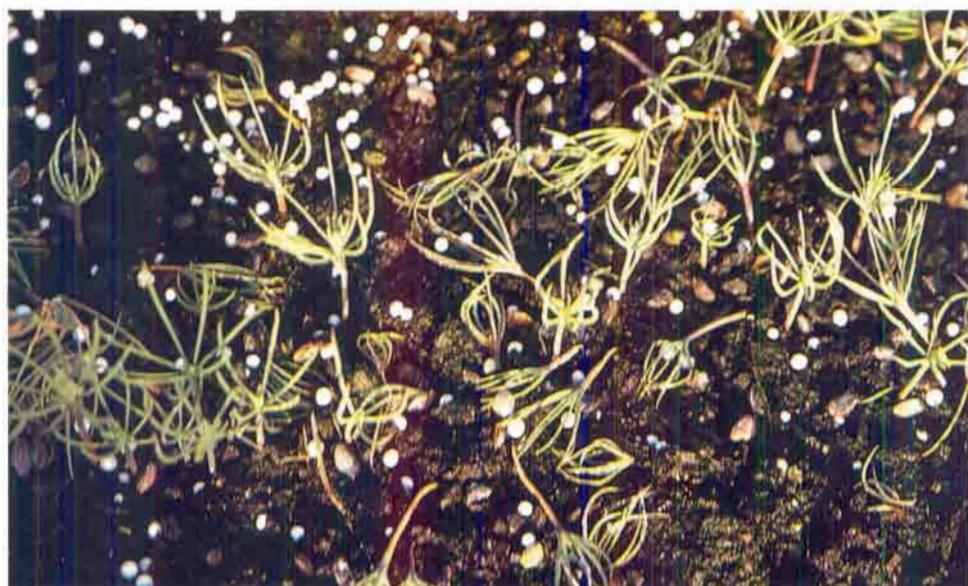


Fig. 180 – «Damping-off» em plântulas de *Pinus pinaster*.



Fig. 181 – Pormenor de «damping-off» em plântulas de *Pinus pinaster*.

Lophodermium Chev.

AGULHAS. PINHAS

SINÓNIMOS: *Lophoderma* Chev.
Aporia Duby
Lophodermina von Hohnel
Lophodermellina von Hohnel
Scolecodothis Miles

DIVISÃO: ASCOMYCOTINA.

ORDEM: RHYTISMATALES.

FAMÍLIA: Rhytismataceae.

NOME VULGAR: Desfoliação – «Needle cast».

CARACTERIZAÇÃO DAS ESPÉCIES

Este fungo tem sido citado há longos anos em Portugal como responsável pela queda das agulhas, doença conhecida por «needle cast», em várias espécies de pinheiro. Vinha sendo referido em toda a literatura portuguesa e estrangeira como pertencente à espécie *Lophodermium pinastri* (Schrad.) Chev. (AZEVEDO et al., 1963, LANIER et SYLVESTRE, 1971, SKILLING et NICHOLLS, 1971).

Suscitava grande controvérsia, uma vez que se lhe atribuía um comportamento variável na sua morfologia, ecologia e danos causados. Essas diferenças verificadas faziam com que alguns autores o considerassem um parasita bastante grave, enquanto outros o consideravam um saprófita. A gravidade dos danos causados mostrava-se variável de local para local e ainda de época para época. Realizaram-se estudos detalhados no que respeita à morfologia no hospedeiro, ecologia e aspectos «in vitro» para esclarecer as condições referidas, os quais levaram à conclusão de que o fungo anteriormente conhecido por *L. pinastri* deveria ser desdobrado em várias espécies pertencentes ao género *Lophodermium*. Apenas uma é parasita (MINTER et al., 1978).

A diversidade dos danos causados resultava do facto de as diferentes espécies apresentarem épocas de frutificação distintas. As observações e colheitas feitas ao longo do ano não incidiam sobre a mesma espécie. Os prejuízos graves ocorriam apenas durante o ataque da espécie parasita.

L. pinastri foi pois desdobrado em quatro espécies distintas: *L. pinastri* «senso stricto», *L. conigenum* Hiltzer, *L. seditiosum* Minter, Stalay e Millar e *L. pinixcelsae* Ahmad (MINTER et al., 1978).

Em Portugal levou-se a cabo uma revisão do ponto de vista morfológico do material já existente em herbário e identificado como *L. pinastri*. Tendo entretanto procedido ao estudo da biologia, ecologia e distribuição do género *Lophodermium*, acabámos por detectar e identificar as três primeiras das quatro espécies mencionadas, das quais apenas *L. seditiosum* é parasita e pode causar grandes prejuízos sobretudo em viveiros (FONSECA, 1980, 1981, 1992).

As espécies de *Lophodermium* apresentam características morfológicas suficientemente claras, que nos permitem, muitas vezes à vista desarmada, com certa prática, distingui-las no campo. Estas características morfológicas estão associadas a diferenças do ponto de vista ecológico. A cultura «in vitro» e cortes histológicos também permitem a distinção entre as diferentes espécies (FONSECA, 1980). Contudo, faremos referência apenas às características morfológicas que nos permitem identificar no campo as espécies de *Lophodermium*, bem como os aspectos ecológicos. A coloração e tamanho das frutificações designadas por apotecas, a presença de linhas negras à volta da agulha são características importantes para a identificação no campo, com uma simples lupa de bolso, quando não à vista desarmada.

As frutificações do género *Lophodermium* são lenticulares; a sua cor é muitas vezes decisiva na identificação da espécie.

Diferentes são também os períodos de aparecimento das frutificações, a expulsão de esporos e, conseqüentemente, os períodos de infecção. Há pois uma sucessão no tempo, no que respeita às diferentes espécies. Assim, é de extrema importância conhecer a espécie parasita, bem como o seu período de libertação de esporos, de modo a que as medidas de controlo em viveiros sejam aplicadas no tempo próprio para serem eficazes, económicas e proporcionarem o uso mínimo de fungicidas.

***L. pinastri* (Schrad. ex Hook.) Chev.**

AGULHAS. PINHAS

SINÓNIMOS: *Hysterium pinastri* Shrad.
Hysterium pinastri Shrad.: Hook.
Hypoderma pinastri (Shrad.) DC
Lophodermellina pinastri (Schrad.: Hook.) Hohn.
Hysterium limitatum Wiebel
Lophodermium pinicolum Tehon

DIVISÃO: ASCOMYCOTINA.

ORDEM: RHYTISMATALES.

FAMÍLIA: Rhytismataceae.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Foi detectado nas serras do Gerês, Marão, Meadas e Padrela (*P. silvestris*). Foi ainda identificado na área de Sines (*P. pinea*).

PLANTAS HOSPEDEIRAS

P. pinea. *P. silvestris*.

DESCRIÇÃO

Em *L. pinastri*, as apotecas são negras em mais de metade da sua extensão, sendo a parte restante cinzenta. Uma característica importante e extremamente útil para a distinção desta espécie no campo é a presença de finas linhas negras à volta da agulha (Fig. 180). Esta espécie não é parasita, aparecendo normalmente em agulhas velhas. Dum modo geral as frutificações aparecem e amadurecem de Janeiro a Março-Abril.

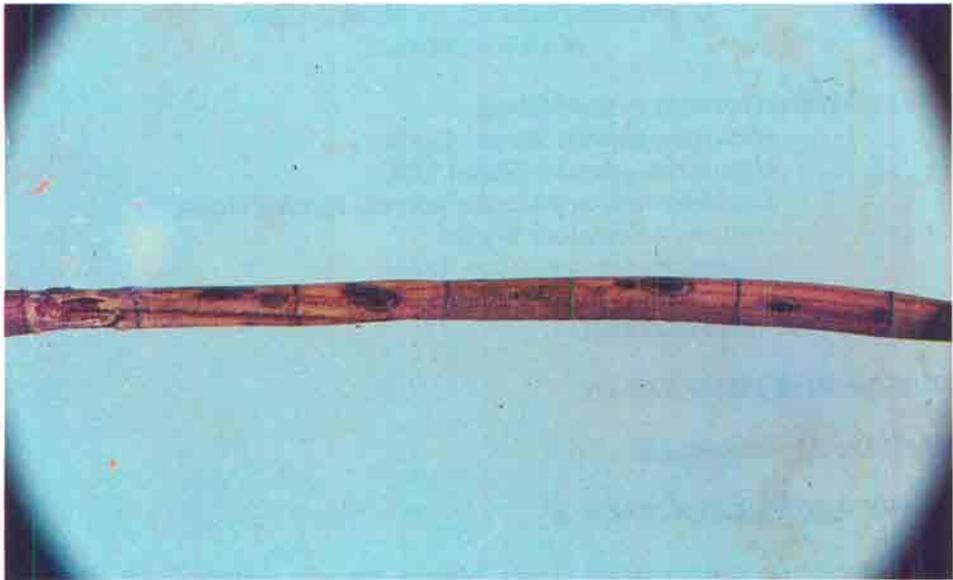


Fig. 182 – Agulha de *P. pinaster* atacada por *Lophodermium pinastri*.

***L. conigenum* (Brunaud) Hilitzer**

AGULHAS. PINHAS

SINÓNIMOS: *Lophodermium pinastri* forma *conigena* Brunaud
Lophodermium conigena (Brunaud) Tehon

DIVISÃO: ASCOMYCOTINA.

ORDEM: RHYTISMATALES.

FAMÍLIA: Rhytismataceae.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Tem sido detectado em todo o País.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Aparece em quase todas as espécies de pinheiro, especialmente *P. pinaster* e *P. pinea*.

DESCRIÇÃO

As apotecas são negras no centro em menos de um quarto da sua extensão, sendo o restante cinzento, circundado por uma orla negra (Fig. 181). Esta espécie distingue-se perfeitamente da anterior, não só pela coloração das apotecas, como também pela ausência de linhas negras à volta da agulha. Poderão existir linhas mas são castanhas e largas formando bandas e em pequeno número. Aparece também em agulhas velhas ou danificadas por quaisquer causas. Esta espécie também não é parasita e as frutificações surgem e amadurecem de Maio a Julho.

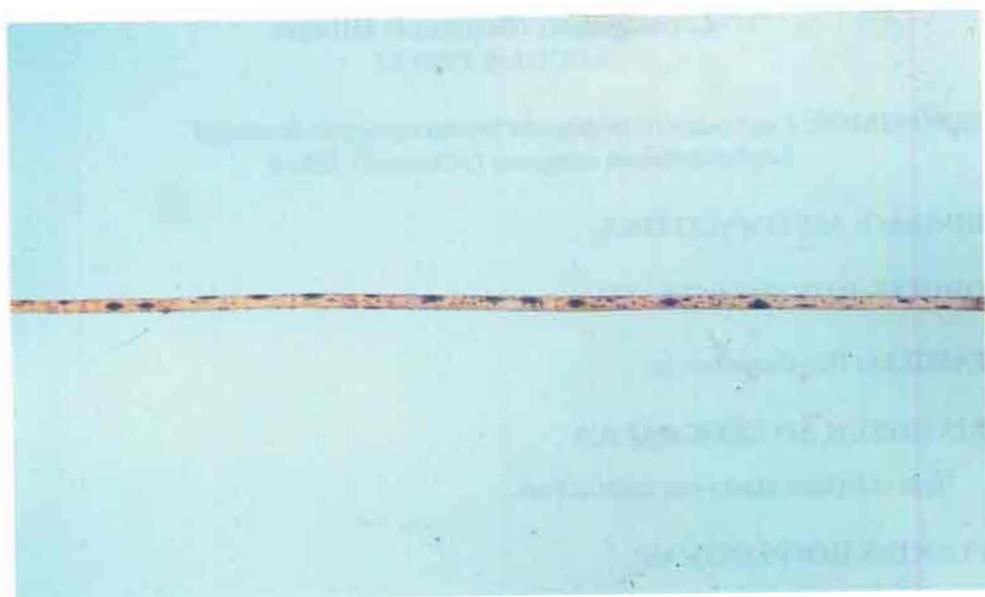


Fig. 183 – Agulha de *P. pinaster* atacada por *Lophodermium conigenum*.

***L. seditiosum* (Minter, Stalay & Millar)**

AGULHAS. PINHAS

SINÓNIMO: *Lophodermium pinastri*.

DIVISÃO: ASCOMYCOTINA.

ORDEM: RHYTISMATALES.

FAMÍLIA: Rhytismataceae.

NOME VULGAR: Desfoliação – «Needle-cast».

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

A doença causada por *L. seditiosum* encontra-se bastante disseminada pelo País. Foi detectada nas regiões da Beira Litoral e Baixo Alentejo, quer em viveiros, quer na regeneração natural; foi ainda identificada na região do Minho em plantações e na regeneração natural.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Pinus pinaster e *P. pinea*.

SINTOMATOLOGIA

Os primeiros sintomas de ataque de *L. seditiosum* surgem no início da Primavera e consistem no aparecimento de manchas vermelho-acastanhadas com uma orla amarela (Fig. 182). Estas manchas progridem, coalescem, cobrindo as agulhas, regra geral do topo para a base (Fig. 183). As agulhas doentes acabam por secar (Fig. 184) e é nelas que aparecem as frutificações, em primeiro lugar as da forma imperfeita, com o aspecto de pequenos traços negros ao longo das agulhas, já visíveis no fim da Primavera. Durante o Verão surgem as frutificações da forma perfeita. Estas, são muito características e de fácil identificação no campo.

PREJUÍZOS

Nos viveiros do Baixo Alentejo os prejuízos foram muito elevados, havendo casos de mortalidade em 90% das plântulas.

EPIDEMIOLOGIA

A libertação de esporos está altamente condicionada pela queda das chuvas.

Experiências de captação de esporos permitiram concluir que a quantidade máxima de esporos no ar se verifica cerca de 6-8 horas após as chuvas.

O ataque em viveiros está relacionado com o adensamento das plântulas, dado que a acumulação de humidade (70-80%) é factor importante para o desenvolvimento da doença.

DESCRIÇÃO

As frutificações aparecem sob a forma de manchas cinzento escuras, alongadas, ovais, com cerca de 1mm de comprimento, visíveis à lupa de bolso ou, por vezes à vista desarmada (Fig. 185). Apresentam uma fenda longitudinal, através da qual se dá a libertação de esporos. Cortes histológicos nas frutificações mostram que estas são sub-epidérmicas e possuem ascós poros filiformes.

Nesta espécie não existem linhas estromáticas negras à volta das agulhas, característica muito evidente em outras espécies de *Lophodermium* e que facilita a sua distinção (FONSECA, 1980 e 1991).

Lophodermium seditiosum Ciclo biológico

J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Micélio nas agulhas (colonização)											
	Marchas vermelho-acastanhadas										
	Primeiros sintomas										
				Seca de agulhas, aparecimento e emadurecimento das frutificações da forma perfeita (apotecas)							
							Libertação de esporos (ascosporos). Infecção				
											Micélio nas agulhas (colonização)

BIOLOGIA

O amadurecimento das frutificações da forma perfeita responsável pela disseminação do parasita dá-se ainda durante o Verão. No fim do Verão e durante o Outono, quando as condições de humidade se tornam propícias (cerca de

70% de humidade relativa), essas frutificações entumescem e a fenda longitudinal abre-se libertando os esporos. Estes, levados pelo vento, podem cair em agulhas sãs, germinando e prosseguindo o processo de infecção se as condições o permitirem. Durante o Inverno, o micélio resultante permanece nas agulhas, indo originar os primeiros sintomas na Primavera seguinte.

MEIOS DE LUTA

Para se aplicarem de modo eficaz as medidas de combate é indispensável conhecer as diferenças morfológicas que permitem distinguir cada espécie, bem como os períodos de frutificação, amadurecimento e libertação de esporos.

Sendo *L. seditiosum* a única espécie parasita, a nossa preocupação, no que respeita ao controlo, deverá incidir apenas sobre este fungo. É de toda a importância detectar o mais cedo possível a sua presença mediante inspecção cuidadosa e sistemática dos viveiros. Para que a luta química seja bem sucedida e económica, terá de ser feita com base no conhecimento do seu ciclo biológico. Sabendo-se localmente o período de amadurecimento das frutificações e libertação de esporos, pode-se obter um controlo eficaz do parasita.

Nos povoamentos podem existir árvores doentes que, mesmo com baixo grau de severidade não prejudicial às mesmas, constituem fontes de inóculo. Assim sendo, um aspecto básico da luta preventiva é evitar a instalação de viveiros na vizinhança deles. No que respeita aos cuidados concernentes à luta cultural, a rega deve ser efectuada de manhã, permitindo que as plântulas sequem durante o dia, não acumulando assim humidade, que se sabe ser essencial ao desenvolvimento do parasita. Durante a rega as agulhas não devem ser molhadas. As plântulas afectadas têm de ser arrancadas e queimadas antes do aparecimento das frutificações.

No âmbito da luta química, podem ser utilizados fungicidas cúpricos e sistémicos. A época de aplicação destes fungicidas deve ser escolhida com base no conhecimento da biologia do fungo, atrás exposta. Já se sabe que o amadurecimento das frutificações se processa durante o Verão e que a libertação de esporos se dá no fim do Verão e durante o Outono. É, pois, um pouco antes e durante a libertação de esporos que devem ser aplicados os fungicidas, com intervalos de duas semanas (FONSECA, 1992).

BIBLIOGRAFIA

- AZEVEDO, N. de, SANTOS, A. et MACARA, A. — *O Lophodermium pinastri (Schrad.) Chev. como agente causal da «doença do vermelho» em Pinus sp.* «Bol. Soc. Brot.», Ser. 2, 37, p. 127-142. 1963.
- DARKER, G. D. — *Contributions from the Arnold Arboretum of Harvard University. I. The Hypodermataceae of Conifers.* Jamaica Plain, Mass, U.S.A., 1932.
- FONSECA, N. — *Impacto das principais micoses nos povamentos de resinosas.* I Congresso Português de Fitiatria e Fitofarmacologia, 2, p. 165-173. 1980.
- FONSECA, N. — *The main conifer needle diseases in Portugal.* «Current Research on Conifer Needle Diseases». Proc. IUFRO W. P. on Needle Diseases, Sarajevo, Ed. C. S. Millar, p. 5-8. 1981.
- FONSECA, N. — *Lophodermium Chev. agente causal de «needle cast» em Pinus spp.* «Vida Rural», 24, p. 6-8. 1991.
- FONSECA, N. — *Doenças do pinheiro em viveiros – Lophodermium sediciosum em Pinus spp. Sua biologia. Meios de luta.* «Vida Rural», 5, p. 20-21. 1992.
- LANIER, L. et SYLVESTRE, G. — *Epidemiologie du Lophodermium pinastri (Schrad.) Chev.* «Eur. J. For. Path.» 1 (1), p. 50-63. 1971.
- MINTER, D. W. — *Lophodermium on pines.* «Mycological Papers», n.º 147. Commonwealth Mycological Institute. London. 1981.
- MINTER, D. W., STALAY, J. M. et MILLAR, C. S. — *Four species of Lophodermium on Pinus silvestris.* «Trans. Br. Mycol. Soc.» 71 (2), p. 295-301. 1978.
- SKILLING, D. D. et NICHOLLS, T. H. — *Lophodermium pinastri a new disease problem in Scotch pine. Christmas tree plantation.* «Plant Dis. Repr.», 55 (12), p. 116-117. 1971.



Fig. 184 – Primeiros sintomas de ataque de *Lophodermium seditiosum*.



Fig. 185 – Ataque de *L. seditiosum* em *P. pinaster*.

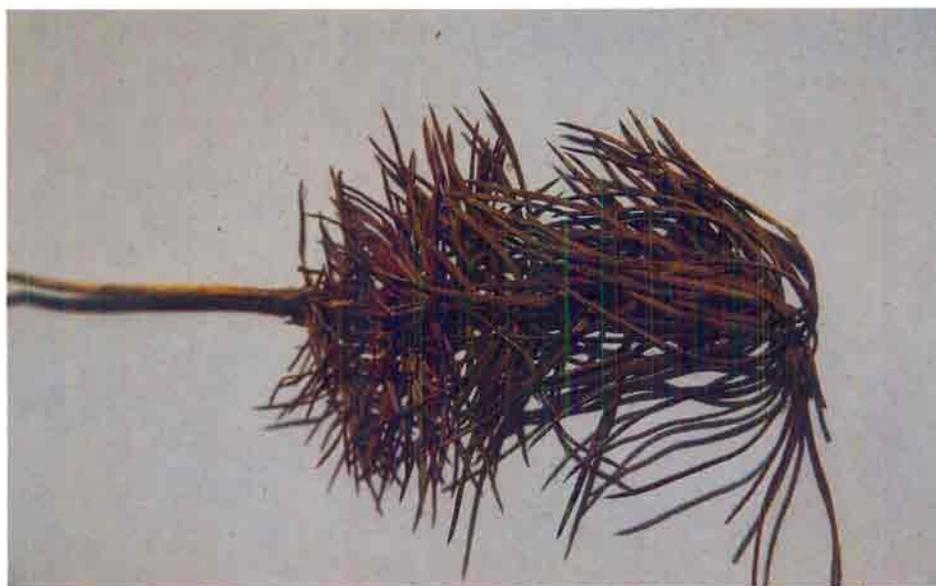


Fig. 186 – *P. pinaster*, morto por *L. seditiosum*.



Fig. 187 – Agulha de *P. pinaster* mostrando frutificações de *L. seditiosum*

Sphaeropsis sapinea (Fr.) Dyko & Sutton

AGULHAS. RAMOS. PINHAS

SINÓNIMOS: *Granulodia sapinea* (Fr.) Morelet
Diplodia pinea (Desm.) Dickx.
Sphaeropsis ellisii Sacc.

DIVISÃO: DEUTEROMYCOTINA.

ORDEM: SPHAEROPSIDALES.

FAMÍLIA: Sphaeropsidaceae.

NOME VULGAR

Morte do topo para a base – «Dieback».

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Foi detectado nas regiões do Minho, Douro Litoral, Beira Alta, Beira Litoral, Alto Alentejo, Baixo Alentejo e Algarve.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

S. sapinea foi identificado como agente responsável pela destruição de vários viveiros de *Pinus pinaster*, *P. pinea*, *P. halepensis*, *P. silvestris*, *P. radiata* e *P. laricio*.

SINTOMATOLOGIA

Os primeiros sintomas da presença do parasita aparecem no último lançamento, que durante a Primavera se apresenta avermelhado, mais tarde acastanhado, curvando-se e acabando por secar (Fig. 186). Porém os sinais mais evidentes e inconfundíveis no diagnóstico da doença são as frutificações que surgem nas agulhas, sobretudo na base destas, e também nos ramos (Fig. 187), irrompendo através da epiderme.

O parasita também ataca árvores em povoamentos adultos conduzindo à sua deformação e morte.

PREJUÍZOS

Grandes prejuízos se verificaram em viveiros e regeneração natural com destruição de cerca de 80-90% das plântulas em praticamente todos os locais onde foi detectado o parasita.

EPIDEMIOLOGIA

As condições de humidade (70-80%) são indispensáveis ao desenvolvimento do parasita.

DESCRIÇÃO

As frutificações da forma imperfeita (picnídios) são negras, rompem através da epiderme. Em cortes histológicos apresentam-se globosos, possuindo no interior esporos de início hialinos, tornando-se mais tarde castanhos e sempre unicelulares (Fig. 188).

BIOLOGIA

As frutificações aparecem ao longo de vários meses, desde o fim da Primavera ou início do Verão até ao Outono. É no Outono que os esporos surgem nas frutificações. Nesta altura os sintomas e sinais já estão presentes em toda a planta que acaba por morrer.

Durante o Inverno, os esporos permanecem nas frutificações nas agulhas mortas, nos ramos e nas pinhas, libertando-se no início da Primavera, indo infectar os novos lançamentos logo que os gomos comecem a abrir.

Sphaeropsis sapinea Ciclo biológico

J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Morte das plântulas											
	Libertação de esporos										
			Seca do último lançamento								
					Aparecimento de frutificações						
									Amadurecimento de frutificações		
											Morte das Plântulas

MEIOS DE LUTA

Dado que as pinhas e as agulhas infectadas constituem fontes de inóculo, uma medida preventiva é a inspecção criteriosa das pinhas armazenadas nas proximidades dos viveiros. Em caso de existência de frutificações, essas pinhas devem ser queimadas. As plântulas atacadas em viveiros devem ser igualmente queimadas e nunca utilizadas em plantação, ainda que o grau de ataque seja pequeno. Outra medida preventiva é evitar o estabelecimento de viveiros na vizinhança de povoamentos velhos, que de um modo geral se apresentam extremamente atacados, constituindo fontes de inóculo.

A luta química faz-se mediante a aplicação de fungicidas cúpricos e sistémicos que são os que têm dado melhores resultados (GIBSON, 1979). Atendendo a que além de minorar os custos, há que causar os menores danos possíveis ao meio ambiente, importa seguir escrupulosamente a regra de os aplicar de acordo com o ciclo biológico (FONSECA, 1991, 1992a, 1992b). Assim, devem ser aplicados no início da Primavera, que é quando os gomos abrem deixando aparecer as agulhas do ano, e se libertam os esporos no ar, indo infectar as agulhas novas. Para garantir uma maior eficiência poder-se-á iniciar a aplicação imediatamente antes desse período, portanto desde o fim do Inverno, continuando durante a Primavera, com periodicidade quinzenal.

BIBLIOGRAFIA

- FONSECA, N. — *Lophodermium Chev. agente causal de «needle-cast» (desfoliação) em Pinus spp.* «Vida Rural», 24, p. 6-8. 1991.
- FONSECA, N. — *Lophodermium seditiosum em Pinus spp. Sua biologia. Meios de luta.* «Vida Rural», 5, p. 20-21. 1992a.
- FONSECA, N. — *Doenças do pinheiro em viveiros. Botrytis cinerea agente causal do bolor cinzento em Pinus spp. Biologia. Meios de luta.* «Vida Rural», 9, p. 7. 1992b.
- FONSECA, N. — *«Dieback» (morte do topo para a base) em Pinus spp. O agente causal Sphaeropsis sapinea. Biologia. Meios de luta.* «Vida Rural», 9, p. 6. 1992c.
- GIBSON, I. A. S. — *Diseases of forest trees widely planted as exotics in the tropics and southern hemisphere.* Commonwealth Mycological Institute, University of Oxford. 135 p. 1979.
- LANIER, L., JOLY, P., BONDOUX, P. et BELLEMÈRE, A. — *Mycologie et Pathologie Forestière. I. Mycologie Forestière.* Masson, New York. 1978.



Fig. 188 – Ramo de *Pinus pinea* mostrando ataque de *Sphaeropsis sapinea*.



Fig. 189 – Ramo de *Pinus* sp. com frutificações de *S. sapinea*.

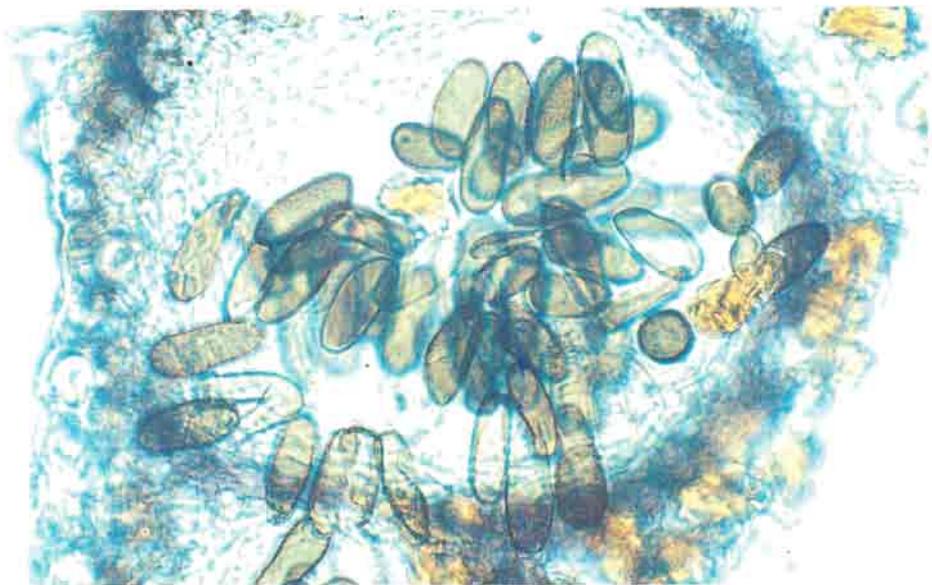


Fig. 190 – Picnídio de *S. sapinea*.

Botrytis cinerea Pers.: Fr. (Forma imperfeita)
Sclerotinia fuckeliana (de Bary) Fuckel (Forma perfeita)
AGULHAS. RAMOS

SINÓNIMOS: *Botrytis douglasii* (Forma imperfeita)
Botryotinia fuckeliana (de Bary) Whetzel (Forma perfeita)

FORMA IMPERFEITA

DIVISÃO: DEUTEROMYCOTINA.

ORDEM: MONILIALES.

FAMÍLIA: Moniliaceae.

FORMA PERFEITA

DIVISÃO: ASCOMYCOTINA.

ORDEM: HELOTIALES.

FAMÍLIA: Sclerotiniaceae.

NOME VULGAR: Bolor cinzento.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Foi assinalado nas regiões do Minho, Beira Alta e Beira Litoral.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Em Portugal detectámos o parasita em viveiros de *Pinus pinaster*, *P. radiata*, *P. pinea* e *P. silvestris* e ainda em *P. pinaster* em regeneração natural, plantações e estufas.

SINTOMATOLOGIA

Os primeiros sintomas aparecem no início da Primavera e consistem na descoloração do último lançamento (Fig. 189), o qual de início fica amarelo e passa a castanho, ao mesmo tempo que vai curvando, pende e acaba por secar (Fig. 190).

PREJUÍZOS

O agente causal do bolor cinzento, *B. cinerea* foi identificado como responsável por grandes prejuízos em viveiros, plantações e regeneração natural de várias espécies de pinheiro. Em viveiros e estufas chega a causar a morte de 80-90% das plântulas o que equivale à perda de todo o custo de um viveiro ou de uma estufa, uma vez que é imprudente utilizar as que não estiverem mortas, ainda que os sintomas da doença passem despercebidos.

EPIDEMIOLOGIA

O desenvolvimento do parasita é favorecido pela humidade relativa elevada (70-80%). A temperatura óptima para o desenvolvimento situa-se entre 17-18°C.

DESCRIÇÃO

A forma imperfeita, a mais frequente na natureza, é constituída por filamentos articulados, cilíndricos, castanhos ou oliváceos, formando o micélio que se espalha à superfície das plântulas atacadas. Este micélio produz conidióforos ramificados nas extremidades, com conídios unicelulares, lisos, ovóides ou esféricos.

Botrytis cinerea
Ciclo biológico (em pinheiro)

J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D	
Formas de resistência (esclerotos)												
		Germinação da forma de resistência (infecção)										
					Ciclos sucessivos. Disseminação do parasita							
										Formas de resistência		

BIOLOGIA

O fungo passa para o Inverno sob a forma de esclerotos, isto é, formas de resistência no solo, em plântulas mortas ou em detritos vegetais. Na Primavera, essas formas de resistência germinam, dando origem a novo micélio à superfície das agulhas. Esse micélio desenvolve-se abundantemente e é portador de abundantes esporos (Fig. 191); passa a toda a planta que seca e morre. Durante a Primavera e Verão, processam-se vários ciclos, o que contribui grandemente para a disseminação do parasita. É no Verão que se regista a maior percentagem de plântulas mortas, as quais ficam cobertas por micélio abundante com esporos, libertando-se irão afectar plantas sãs.

Novos surtos podem ocorrer durante o Outono. Contudo a intensidade de ataque já não é tão grande como a que se verifica durante a Primavera e Verão.

MEIOS DE LUTA

Como luta preventiva há determinadas medidas que podem ser tomadas no sentido de diminuir os riscos de infecção e disseminação. Sabe-se que os valores de humidade relativa são factores importantes para o desenvolvimento do parasita (GIBSON, 1979). Assim, convém evitar o adensamento, deixando espaço suficiente entre as plântulas de modo a não permitir a acumulação de água. É melhor que as regas sejam efectuadas de manhã, para que as plântulas possam secar durante o dia. Em estufas é de ter em linha de conta o arejamento (SUTHERLAND *et al.*, 1989). As plântulas afectadas devem ser arrancadas e queimadas assim que apareçam os primeiros sintomas, isto é, antes de se dar a libertação de esporos. Nunca se usarão plântulas afectadas na plantação, ainda que o ataque pareça ligeiro.

A época de sementeira também é importante. As plântulas resultantes da sementeira de Inverno são muito susceptíveis não só pelo facto de terem sido submetidas ao «stress» invernal, como também porque durante a época de libertação de esporos provenientes de plantas atacadas, os esporos que inevitavelmente se encontram no ar irão encontrar essas plântulas em idade de plena receptividade à infecção, a qual se situa entre os 3 a 4 meses.

No âmbito da luta química, a época do uso de fungicidas dependerá do ciclo biológico do fungo, como aliás acontece no combate a qualquer parasita, porque os momentos adequados coincidem com a fase de libertação de esporos e com a que imediatamente a antecede. Aplicá-los noutras fases reduz a sua eficácia, aumenta o custo e agrava os danos nas condições ambientais em geral (FONSECA, 1991, 1992a, b, c).

Os fungicidas sistémicos são aqueles que têm proporcionado resultados mais satisfatórios (GIBSON 1979; SUTHERLAND *et al.*, 1989). As aplicações devem ser feitas com intervalos de 2-3 semanas conforme a intensidade de ataque.

BIBLIOGRAFIA

- FONSECA, N. — *Lophodermium Chev. agente causal de «needle cast» (desfoliação) em Pinus spp.* «Vida Rural», 24, p. 6-8. 1991.
- FONSECA, N. — *Lophodermium seditiosum em Pinus spp. Sua biologia. Meios de luta.* «Vida Rural», 5, p. 20-21. 1992a.
- FONSECA, N. — *Doenças do pinheiro em viveiros. Botrytis cinerea agente causal do bolor cinzento em Pinus spp. Biologia. Meios de luta.* «Vida Rural», 9, p. 7-8. 1992b.
- FONSECA, N. — *«Dieback» (morte do topo para a base) em Pinus spp. O agente causal Sphaeropsis sapinea. Biologia. Meios de luta.* «Vida Rural», 9, p. 6. 1992c.
- GIBSON, I. A. S. — *Diseases of forest trees widely planted as exotics in the tropics and southern hemisphere.* Commonwealth Mycological Institute. University of Oxford. 135 p. 1979.
- LANIER, L., JOLY, P., BONDOUX, P. et BELLEMÈRE, A. — *Mycologie et Pathologie Forestière. I - Mycologie Forestière.* Masson, Paris. 1978.
- SUTHERLAND, J. R., SHRIMPSON, G. M. et STURROCK, R. N. — *Diseases and insects in British Columbia forest seedling nurseries.* Forestry Canada Pacific Forestry Center Victoria. 1989.

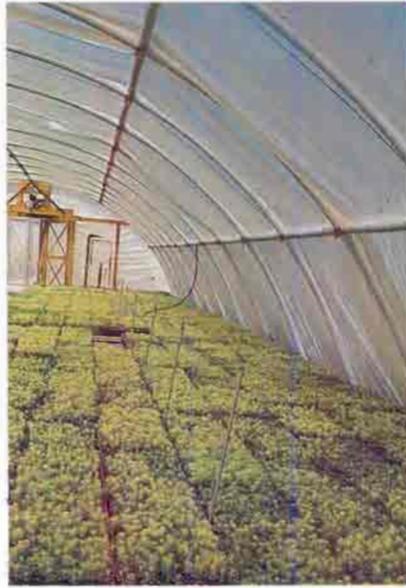


Fig. 191 – Primeiros sintomas de ataque de *Botrytis cinerea* em *P. pinaster*.



Fig. 192 – *P. pinaster* atacado por *B. cinerea* em estufa.



Fig. 193 – Pormenor de ataque de *B. cinerea* em *P. pinaster*.

**CEDRO DO BUÇACO
CIPRESTE DO BUÇACO**

L. seditiosum (Minter, Stalay & Millar)
AGULHAS

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Foi detectado na região do Alto Alentejo.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Cupressus lusitanica.

PREJUÍZOS

Nos viveiros onde se detectou a doença, verificou-se a morte de cerca de 80% das plântulas.

Nota: Ver ficha de *L. seditiosum* em pinheiro.

3.

FICHAS DAS DOENÇAS DAS FOLHOSAS

CASTANHEIRO NOGUEIRAS

Phytophthora cinnamomi Rands
P. cambivora (Petri) Buis.
RAIZ. COLO RADICULAR

DIVISÃO: PHYCOMYCOTINA.

ORDEM: PERONOSPORALES.

FAMÍLIA: Peronosporaceae.

NOME VULGAR: Doença da tinta.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

A doença encontra-se bastante disseminada nas regiões de Trás-os-Montes e Alto Douro e Beira Alta.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Castanea sativa, *Juglans regia* e *J. nigra*.

SINTOMATOLOGIA

A doença caracteriza-se essencialmente pela podridão do colo radicular, exsudação de um líquido escuro e normalmente pela presença de uma mancha triangular em forma de cunha na zona do colo. O sistema radicular apresenta-

-se pouco desenvolvido. Uma característica importante é a presença de necroses nas raízes. Há redução da folhagem, «dieback» (seca de cima para baixo), ao que se segue a morte dos exemplares afectados (Figs. 192 e 193). A dispersão da doença faz-se circularmente.

PREJUÍZOS

Em alguns viveiros, verifica-se a morte de 80-90% das plântulas. Outras apresentam sintomas visíveis de ataque, sendo imprudente a sua utilização em plantações.

EPIDEMIOLOGIA

O desenvolvimento da doença está condicionada por factores do solo. Os grandes ataques são mais frequentes em solos compactos, de deficiente drenagem. Os solos húmidos e pobres favorecem o parasita.

DESCRIÇÃO

Micélio liso, pouco vesiculoso em *P. cambivora*. Micélio irregular e vesiculoso em *P. cinnamomi*.

BIOLOGIA

Este parasita produz vários tipos de esporos, conforme as condições do meio. Assim, em solos húmidos produz esporos móveis (zoósporos) enquanto que em solos secos ou em condições desfavoráveis, produz esporos de resistência (clamidósporos e oósporos).

Durante o Inverno, o fungo encontra-se no solo ou nos tecidos mortos do hospedeiro sob a forma de micélio e de esporos de resistência (clamidósporos e oósporos).

Quando as condições se tornam favoráveis (Primavera), esses esporos de resistência germinam, dando origem a esporos providos de flagelos (zoósporos), capazes de se mover apenas a pequenas distâncias, mas produzidos em grandes quantidades, indo penetrar as raízes de plântulas sãs, dando origem a novo micélio e provocando necroses, podridão e morte. A partir deste material, irá repetir-se o ciclo.

MEIOS DE LUTA

Inspecionar cuidadosamente os viveiros e erradicar todas as plântulas doentes e circunvizinas. Manter boas condições de drenagem e fertilidade do solo pois que o parasita é favorecido pela falta de drenagem e baixa fertilidade.

A micorrização é um meio de luta eficaz, na medida em que ajuda a manter as plântulas com vigor e bom desenvolvimento global e ainda porque a baínha micelial envolvente das raízes dificulta ou mesmo impede a penetração do parasita (MARX et DAVEY, 1969a, b).

Modernamente, está-se a tentar a solarização, técnica cultural que tem dado resultados muito satisfatórios no combate à doença causada por esses parasitas (BARBERCHECK et VON BROEMBSSEN, 1986).

O uso de espécies resistentes é uma medida de controlo extraordinariamente importante a ter em conta.

A luta biológica ou seja o uso de microrganismos antagónicos como por exemplo espécies de *Trichoderma* é de aconselhar; contudo é necessário desenvolver esta matéria de modo a ter-se um bom conhecimento acerca da interacção entre os restantes microrganismos do solo e a *Phytophthora* (MALAJCZUCK, 1982).

Phytophthora Ciclo biológico

J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Clamidósporos e oósporos (esporos de resistência)											
Germinação dos esporos de resistência, dando os zoósporos (esporos móveis)											
Penetração no hospedeiro dando micélio, necroses e podridão											
Clamidósporos e oósporos (esporos de resistência)											

BIBLIOGRAFIA

- BARBERCHECK, M. E. et VON BROEMBSEN, S. L. — *Effects of solarization on plant-parasitic nematodes and Phytophthora cinnamomi in South Africa*. «Plant Disease», 70 (10), p. 945-950. 1986.
- FERNANDES, C. T. — *Doenças do castanheiro. Parasitas do género Phytophthora de Bary*. Direcção-Geral Serv. Florest. Aquíc. Lisboa. 1952.
- FERNANDES, C. T. — *A luta contra a «doença da tinta» dos castanheiros no norte de Portugal*. Publ. «Direcção-Geral Serv. Florest. Aquíc.», 20 (2), p. 153-158. Lisboa. 1953.
- FERNANDES, C. T. — *A noqueira também pode ser parasitada pela Phytophthora cinnamomi Rands*. Publ. «Direcção-Geral Serv. Florest. Aquíc.», 21 (1), p. 19-31. Lisboa. 1954.
- MALAJCZUK, N. — *Microbial antagonism to Phytophthora* In ERWIN, D. C., BARTNIC, G., et TSAO, P. — *Phytophthora*. American Phytopatological Society St. Paul, Minnesota, p. 197-218. 1982.
- MARX, D. H. et DAVEY, C. B. — *The influence of ectotrophic mycorrhizal fungi on the resistance of pine roots to pathogenic infections. III. Resistance of aseptically formed micorrhizae to infections by Phytophthora cinnamomi*. «Phytopathology», 59, p. 549-558. 1969a.
- MARX, D. H. et DAVEY, C. B. — *The influence of ectotrophic mycorrhizal fungi on the resistance of pine roots to pathogenic infections. IV. Resistance of naturally occurring micorrhizae to infections by Phytophthora cinnamomi*. «Phytopatology», 59, p. 559-565. 1969b.



Fig. 194 – Castanheiros atacados por *Phytophthora*.



Fig. 195 – Pormenor de ataque de *Phytophthora* em castanheiro.

CARVALHOS

Oidium quercinum Thuem (Forma imperfeita)
Microsphaera alphitoides Griff. Maubl. (Forma perfeita)
FOLHAS. RAMOS

SINÓNIMO: *Microsphaera quercina* (Schw.) Burr (Forma perfeita)
FORMA IMPERFEITA

DIVISÃO: DEUTEROMYCOTINA.

ORDEM: MONILIALES.

FAMÍLIA: Moniliaceae.

FORMA PERFEITA

DIVISÃO: ASCOMYCOTINA.

ORDEM: ERYSIPHALES.

FAMÍLIA: Erysiphaceae.

NOME VULGAR: Oídio dos carvalhos.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

A doença provocada pelo *Oidium* foi detectada nas regiões de Trás-os-Montes e Alto Douro, Minho, Beira Litoral e Beira Baixa.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Quercus, sobretudo *Q. robur* L., espécie em que regra geral o ataque é muito intenso. Foi também detectado em *Q. pyrenaica*.

SINTOMATOLOGIA

No fim da Primavera, as plântulas aparecem cobertas por um pó esbranquiçado, constituído por micélio e esporos da forma assexuada – *Oidium quercinum* (Figs. 194 e 195).

No início do Outono, sobre o micélio existente, surgem pequenos pontos negros que são as frutificações da forma perfeita – *Microsphaera alphitoides*.

À medida que o ataque avança, começa-se a notar uma certa deformação das folhas e redução das mesmas. Estas acabam por secar e cair prematuramente e a plântula pode morrer.

PREJUÍZOS

Os ataques deste fungo são particularmente intensos em *Quercus robur*, onde por vezes se estimam em cerca de 80-90%, o que pode conduzir à quase total destruição, se não forem tomadas as devidas medidas de luta.

EPIDEMIOLOGIA

A germinação dos esporos está condicionada pela humidade relativa (70-80%) e temperatura (20-23°C).

DESCRIÇÃO

Micélio hialino septado ou não. Conídios hialinos, elipsóides.

BIOLOGIA

As frutificações da forma perfeita, permanecem e amadurecem durante o Inverno nas folhas e raminhos mortos. Essas frutificações, no início da Primavera, abrem-se, libertando os esporos (ascósporos), que levados pelo vento, caindo em folhas sãs, germinam, indo os tubos germinativos penetrar as paredes das células da epiderme. Forma-se assim um micélio que envia para o mesófilo estruturas de alimento – os haustórios. O fungo vai evoluindo e o micélio vai-se estendendo a toda a plântula. Formam-se então durante o Verão os esporos de Verão ou seja da forma imperfeita que, libertando-se, irão provocar novas infecções.

No início do Outono, cessa a formação dos esporos de Verão e as frutificações da forma perfeita começam a formar-se nas folhas que acabarão por cair; essas frutificações irão amadurecer, como foi dito, durante o Inverno, libertando os ascósporos na Primavera, repetindo-se o ciclo.

MEIOS DE LUTA

Aconselha-se como medida preventiva, evitar situações de humidade excessiva. A destruição das folhas mortas ajuda a diminuir o potencial de inóculo. Boas condições de luz e arejamento das estufas são medidas a ter em conta na protecção contra a doença.

Em casos de ataque intenso recomenda-se o uso de fungicidas à base de enxofre, em aplicações quinzenais, durante a Primavera e Verão.

Microsphaera alphitoides
Ciclo biológico

J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Amadurecimento de frutificações da forma perfeita											
		Libertação de esporos da forma perfeita (ascósporos)									
				Infeção pelos ascósporos							
						Micélio com esporos da forma imperfeita. Novas infecções					
									Aparecimento de frutificações da forma perfeita		

BIBLIOGRAFIA

- GAMA, M. I. et SANTOS, A. — *A forma perfeita do Oídio dos carvalhos em Portugal*. XXV Congresso Luso-Espanhol para o Progresso das Ciências. Sevilha. 1960.
- NINA, A. P. — *Viveiros Florestais. Instalação e técnica cultural*. Secretaria de Estado da Agricultura. Direcção-Geral dos Serviços Florestais e Aquícolas. 1961.



Fig. 196 – Ataque de *Oidium quercinum* em *Quercus robur*.



Fig. 197 – Pormenor de ataque de *O. quercinum* em *Q. robur*.

PLÁTANO BASTARDO

Oidium aceris Rabh. (Forma imperfeita)
FOLHAS, RAMOS

NOME VULGAR: Oídio dos plátanos.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Foi detectada na região da Beira Alta.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Acer pseudoplatanus.

SINTOMATOLOGIA, PREJUÍZOS, EPIDEMIOLOGIA, DESCRIÇÃO, BIOLOGIA, CICLO BIOLÓGICO E MEIOS DE LUTA (ver oídio dos carvalhos).

BIBLIOGRAFIA

NINA, A. P. — *Viveiros Florestais. Instalação e técnica cultural*. Secretaria de Estado da Agricultura. Direcção-Geral dos Serviços Florestais e Aquícolas. 1961.

CHOUPO

Taphrina aurea (Pers.) Fr.

FOLHAS

SINÓNIMO: *T. populina* Fr.

DIVISÃO: ASCOMYCOTINA.

ORDEM: TAPHRINALES.

FAMÍLIA: Taphrinaceae.

NOME VULGAR: Lepra do choupo.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Esta doença foi detectada em viveiros da região da Beira Litoral.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Populus spp.

SINTOMATOLOGIA

Um sintoma muito característico é o aparecimento de «ampolas» de coloração amarelada localizadas sobretudo na página inferior das folhas (Fig. 196). Estas apresentam-se deformadas, devido à hipertrofia dos tecidos causada pela evolução do fungo. Em certas cultivares muito sensíveis, as «ampolas» também aparecem ao nível do pecíolo. Primeiramente, são esverdeadas ou seja da cor das folhas (início da Primavera), depois a parte côncava torna-se amarelo vivo e mais tarde laranja vivo. Os tecidos ficam necrosados e as zonas atingidas acabam por secar; o limbo rasga-se e perfura-se ao nível das ampolas. Em certos casos, muito raramente, estes sintomas aparecem na página superior das folhas.

DANOS

A doença não é considerada grave, uma vez que não é responsável pela queda precoce das folhas. Contudo, tratando-se de ataque intenso, estas ficam muito danificadas, pois quando as «ampolas» secam, o limbo rasga-se em grande extensão, comprometendo assim o processo fisiológico da planta.

EPIDEMIOLOGIA

O desenvolvimento do fungo processa-se a temperaturas não muito elevadas, situando-se o óptimo entre 15-17°C.

DESCRIÇÃO

O micélio é praticamente imperceptível no interior das células. Bem visíveis ao microscópio são os ascos cilíndricos que se prolongam entre as células da epiderme. Os ascósporos são globosos.

BIOLOGIA

O fungo passa o Inverno sob a forma de esporos nos gomos de plantas susceptíveis. A germinação destes dá-se na Primavera, em tempo húmido, o que coincide com a abertura dos gomos; os tubos germinativos penetram nas novas folhas através dos estomas e o micélio resultante cresce nas células da epiderme foliar e entre esta e a cutícula, causando a hipertrofia dos tecidos. Os esporos formam-se no interior das folhas atacadas e possuem um pigmento carotínóide que confere a coloração alaranjada às «ampolas» referidas na sintomatologia. Estes esporos ficam expostos quando se dá a ruptura da epiderme e são libertos durante o Outono indo infectar os gomos acabados de se formar.

Taphrina aurea

Ciclo biológico

J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Esporos nos gomos de plantas susceptíveis											
		Germinação dos esporos. Penetração dos tubos germinativos									
				Crescimento do micélio. Hipertrofia dos tecidos							
						formação de novos esporos					
								Libertação de esporos. Novas infecções			
										Esporos nos gomos de Plantas susceptíveis	

MEIOS DE LUTA

Embora a doença tenha sido detectada em alguns viveiros do país, parece não causar grandes prejuízos, uma vez que não é responsável pela queda das folhas. Contudo aconselham-se algumas medidas de luta, quer preventiva, quer curativa.

Como meio de luta cultural, sugere-se que as folhas atacadas sejam enteradas durante o Inverno, diminuindo assim, ou mesmo anulando as fontes de inóculo.

No campo genético, deverão ser usados clones pouco sensíveis à doença.

Em casos de ataque intenso, justifica-se a pulverização com fungicidas cúpricos, aplicados no início da Primavera, antes da abertura dos gomos.

BIBLIOGRAFIA

- LANIER, L. P., JOLY, P., BONDOUX, P. et BELLEMÈRE, A. — *Mycologie et Pathologie Forestières. I - Mycologie forestière*. Masson, Paris. 1978.
- NINA, A. P. — *Viveiros Florestais. Instalação e técnica cultural*. Secretaria de Estado da Agricultura. Direcção-Geral dos Serviços Florestais e Aquícolas. Lisboa. 1961.
- PEACE, T. R. — *Pathology of Trees and Shrubs*. Clarendon Press. Oxford. 1962.
- PHILIPS, D. H. et BURDEKIN, D. A. — *Diseases of Forest and ornamental trees*. The Macmilan Press, Lda. London. 1982.
- SANTOS, M. N. — *Poplar Diseases in Portugal*. Laboratório de Patologia Florestal. Actas do III Congresso da União Fitopatológica Mediterrânea. Oeiras. Portugal. 1972.



Fig. 198 – Ataque de *Taphrina aurea* em choupo.

Melampsora sp.

FOLHAS

DIVISÃO: BASIDIOMYCOTINA.

ORDEM: UREDINALES.

NOME VULGAR: Ferrugem alaranjada do choupo.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Foi detectada em viveiros das regiões da Beira Baixa, Alto Alentejo, Ribatejo e Baixo Alentejo.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

A doença ataca vários clones de choupo e ainda hospedeiros intermediários como *Larix* sp., *Allium* sp., etc.

SINTOMATOLOGIA

Presença de pústulas alaranjadas, pulverulentas na página inferior das folhas (Agosto a Outubro-Novembro), raramente na página superior (Figs. 197 e 198). Estas manchas, mais tarde (Outubro-Novembro), tornam-se castanho escuro ou negro.

Como resultado da infecção, as folhas murcham, tornam-se pendentes e acabam por cair prematuramente. Os ataques intensos durante vários anos, conduzem normalmente à morte das plantas afectadas.

DANOS

Estas ferrugens são responsáveis pela queda prematura das folhas de choupo, causando por vezes grandes prejuízos. Contudo, se o ataque se verificar próximo do Outono, os seus efeitos coincidem com a queda natural das folhas e os danos não são tão notáveis.

EPIDEMIOLOGIA

A disseminação dos esporos a longa distância é feita pelo vento e está condicionada pela humidade relativa que deverá ser superior a 80%.

DESCRIÇÃO

Existem várias espécies de *Melampsora*, tais como: *M. alli-populina*, *M. larici-populina*, *M. populnea*. A distinção entre estas espécies só é possível por observação microscópica. Os uredósporos são globosos em *M. populnea*, enquanto que nas outras duas espécies mencionadas são alongados, mais ou menos elípticos; em *M. alli-populina*, a parede apresenta igual espessura em todo o uredósporo, enquanto que em *M. larici-populina*, a parede é mais espessa na zona central do uredósporo.

Melampsora sp. Ciclo biológico

J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Telentósporos nas folhas mortas do choupo											
		Germinação dos telentósporos dando os basidiósporos que infectam o hospedeiro alternante									
				Fase picnídice. Fase ecídica (hospedeiro alternante) Produção de ecidiósporos que infectam o choupo							
							Fase coreospórica (choupo)				
									Fase telentospórica nas folhas mortas do choupo		

BIOLOGIA

Estas ferrugens desenvolvem várias fases, isto é, vários tipos de esporos durante o ciclo de vida. Assim, as fases uredospórica e teleutospórica aparecem em choupo, enquanto que as fases ecídica e picnídice se desenvolvem em hospedeiros intermediários.

Nos hospedeiros intermediários formam-se os ecidiósporos que vão infectar o choupo, produzindo neste a fase uredospórica que pode ser observada entre Agosto a Novembro. Em fins de Novembro aparece a fase teleutospórica que coincide durante um certo tempo com a uredopórica.

O fungo passa o Inverno sob a forma de teleutósporos nas folhas mortas do choupo. Na Primavera, os teleutósporos germinam dando os basidiósporos, que levados pelo vento e pelos insectos vão infectar o hospedeiro intermediário. Neste forma-se a fase picnídica; da fertilização dos picnidiósporos resultam os ecidiósporos. A fase ecídica pode ser vista nos hospedeiros intermediários, no fim da Primavera sob a forma de pústulas amarelo-alaranjadas. Os ecidiósporos irão infectar novos choupos. Contudo, a infecção pode dar-se de choupo para choupo pelos uredósporos, sem que seja necessária a presença de hospedeiros intermediários (SANTOS, 1979).

MEIOS DE LUTA

Dado que estas ferrugens, normalmente passam por um hospedeiro intermediário, uma medida de luta preventiva será não estabelecer viveiros na vizinhança de hospedeiros intermediários, como por exemplo espécies de *Larix*.

Deve-se proceder sempre que possível à eliminação dos hospedeiros intermediários, por processos químicos ou mecânicos.

O uso de clones resistentes é uma medida de luta muito eficaz a ser considerada.

Recomenda-se ainda a recolha e queima das folhas atacadas e em casos de ataque intenso, aconselha-se o uso de fungicidas cúpricos, assim que apareçam os primeiros sintomas.

BIBLIOGRAFIA

- SANTOS, M. N. — *Poplar diseases in Portugal*. Laboratório de Patologia Florestal, Oeiras, Portugal. — Actas do III Congresso de União Fitopatológica Mediterrânea. Oeiras. 1972.
- SANTOS, M. N. — *Ferrugem alaranjada das folhas de choupo*. *Melampsora spp.* Ministério de Agricultura e Pescas. Instituto Nacional de Investigação Agrária. Estação Florestal Nacional. Lisboa. 1979a.
- SANTOS, M. N. — *Enfermedades del chopo*. «Bol. Serv. Plagas», 5, p. 7-12. 1979b.



Fig. 199 – Choupo atacado por *Melampsora* sp.



Fig. 200 – Pormenor de ataque de *Melampsora* sp. em choupo.

***Marssonina brunnea* (Ell. et Ev.) Magn.**

FOLHAS

SINÓNIMO: *M. populicola* Miura.

DIVISÃO: DEUTEROMYCOTINA.

ORDEM: MELANCONIALES.

FAMÍLIA: Melanconiaceae.

NOME VULGAR: Escurecimento das folhas de choupo.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

Este parasita foi detectado nas regiões do Minho, Beira Litoral e Beira Alta (SANTOS, 1979a, b).

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Populus spp.

SINTOMATOLOGIA

Na Primavera, um sintoma muito característico é a presença de pequenas manchas escuras (com cerca de 1 mm), inicialmente dispersas, mais tarde, confluentes, no limbo, pecíolo e nervuras das folhas (Fig. 199). No meio das manchas, existem cirros esbranquiçados, formados pela aglomeração de esporos.

O ataque dá-se de baixo para cima; após a coalescência das manchas, as folhas escurecem e caem precocemente.

DANOS

Apesar da doença ser muito importante em plantações, não é grave em viveiros, aparecendo de vez em quando, mas sem grande intensidade.

EPIDEMIOLOGIA

A evolução do fungo depende das condições climáticas; os conídios germinam numa larga gama de temperaturas (9-25°C), sendo a chuva indispensável à sua germinação (AFOCEL, 1981).

DESCRIÇÃO

Os conídios (esporos da forma assexuada), são hialinos, bicelulares, sendo a célula superior de maiores dimensões que a inferior, formando-se em acérvulos (frutificações), nas manchas das folhas.

BIOLOGIA

Na Primavera, no centro das manchas, aparecem as frutificações da forma assexuada, os acérvulos. Os esporos presentes nos acérvulos, libertam-se durante o Verão, indo contaminar folhas sãs. Da germinação desses esporos resulta um micélio que permanece nas folhas caídas, passando aí o Inverno. Nesse micélio irá formar-se a forma sexuada, onde surgirão os ascósporos. Estes, na Primavera, libertam-se e, se as condições forem favoráveis, irão provocar novas infecções.

Marssonina brunnea Ciclo biológico

J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Forma sexuada nas folhas do choupo											
Libertação dos ascósporos. Novas infecções											
			Manchas nas folhas. Micélio e frutificação de forma assexuada								
					Libertação de esporos da forma assexuada. Novas infecções						
								Queda das folhas			
									O micélio permanece nas folhas mortas		

MEIOS DE LUTA

Como medida preventiva, há que manter os viveiros em boas condições vegetativas e serem usados clones resistentes.

As folhas caídas no solo devem ser enterradas, evitando-se assim a formação da forma sexuada.

Os prejuízos causados por esta doença em viveiros não têm sido muito elevados; pelo contrário, em plantações, os ataques são graves, tornando-se então absolutamente necessário a luta química; os fungicidas cúpricos são neste caso aconselháveis.

BIBLIOGRAFIA

- AFOCEL — *Les maladies des Peupliers*. Presses de la Société d'Exploitation de l'Imprimerie Couesnon-Champagne-sur-Seine. 1981.
- PHILIPS, D. H. et BURDKIN, D. A. — *Diseases of Forest and Ornamental trees*. The Macmillan Press Ltd. London.1982.
- SANTOS, M. N. — *Escurecimento das folhas de choupo*. *Marssonina brunnea* (Ell. et Ev.) Magn. Ministério de Agricultura e Pescas. Instituto Nacional de Investigação Agrária. Estação Florestal Nacional. Lisboa.1979b.
- SANTOS, M. N — *Enfermedades del chopo*. «Bol. Serv. Plagas», 5, p. 5-7. 1976b.



Fig. 201 – Folha de choupo atacada por *Marssonina brunnea*.

Discosporium populeum (Sacc.) Sutton (Forma imperfeita)
Cryptodiaporthe populea (Sacc.) Butin (Forma perfeita)
RAMOS

SINÓNIMOS: *Dothichiza populea* Sacc. & Briard. (Forma imperfeita)
Chondroplea populea (Sacc. & Briard) Kleb. (Forma perfeita)

FORMA IMPERFEITA

DIVISÃO: DEUTEROMYCOTINA.

ORDEM: SPHAEROPSIDALES.

FORMA PERFEITA

DIVISÃO: ASCOMYCOTINA.

ORDEM: DIAPORTALES.

FAMÍLIA: Valsaceae.

NOME VULGAR: Cancro do choupo.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

O parasita foi detectado pela primeira vez em Portugal em viveiros da região da Beira Litoral em *Populus deltoides* cv. 1-63-51 (SANTOS, 1982). Mais tarde, aparece em *P. deltoides* cv. S.335.8. e *Populus x euroamericana* (Dode) Guinier cv. NND-V e cv. 1-72-58 também na região da Beira Litoral. Ainda na mesma região foi assinalado em *P. deltoides* cv. 1-63-51 (SANTOS, 1987). Foi identificado em *Populus x euroamericana* cv. Negrito de Granada, em viveiros da região do Ribatejo e ainda em *P. x euroamericana* cv. 'A-40' e *Populus* sp. em viveiros do Baixo Alentejo.

Foi assinalada em *P. nigra* e *P. x euroamericana* ainda na região da Estremadura (CAETANO, 1982).

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Populus spp.

SINTOMATOLOGIA

Os primeiros sintomas são perceptíveis no início da Primavera e traduzem-se na queda das folhas e no aparecimento de manchas acastanhadas, circulares

ou elipsóides, paralelas ao eixo do tronco ou ramos surgindo sobretudo nas cicatrizes foliares, na inserção dos gomos e em feridas já existentes; essas manchas, com a evolução da doença, tornam-se mais escuras e então (em Maio), aparecem as frutificações da forma imperfeita, os picnídios, negros com 1-2 mm de diâmetro, regularmente distribuídos em círculos ou em linhas, primeiro cobertos pela epiderme e mais tarde irrompendo através da mesma (Fig. 200). A presença destas frutificações são um elemento importante para o diagnóstico. Há um escurecimento do lenho nas zonas infectadas, o que se pode verificar levantando a casca nesses pontos.

As referidas manchas, ou sejam, cancos circulares, crescem lateralmente, acabando por circundar a árvore, bloqueando os vasos e conduzindo rapidamente à morte.

PREJUÍZOS

Os prejuízos causados por este fungo têm sido em certos casos muito graves. Em viveiros da região da Beira Alta onde foi detectado pela primeira vez, foram avaliados em cerca de 80% (SANTOS, 1982, 1987).

EPIDEMIOLOGIA

A germinação dos esporos processa-se entre 55-100% de humidade relativa; a temperatura óptima para o crescimento do micélio situa-se entre 23-25°C (SANTOS, 1987).

DESCRIÇÃO

As frutificações da forma assexuada (picnídios) são globosas, abrindo para o exterior por uma fenda irregular. Os conidióforos são simples ou ramificados, portadores de conídios (esporos) unicelulares, hialinos, ovóides, ou piriformes.

BIOLOGIA

O fungo passa o Inverno sob a forma de frutificações em ramos mortos ou de micélio na margem dos cancos. Na Primavera, em tempo húmido, os esporos libertam-se das frutificações, indo infectar novas plantas através das folhas ou de feridas nos ramos. Se a infecção se processar através das folhas, o parasita passa rapidamente para o pecíolo e invade os ramos originando as descolorações acastanhadas que evoluem dando cancos onde aparecem novos picnídios; nestes, formam-se os esporos, que em tempo húmido produzem novas infecções.

Quando os cancos, na sua evolução envolvem aneladamente a planta, esta morre e é nessas plantas mortas que o parasita passará o Inverno, originando na Primavera, novas infecções.

Discosporium populeum
Ciclo biológico

J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Frutificações em ramos mortos											
		Libertação de esporos. Novas infecções. Marchas acastanhadas. Cancros. Novas frutificações (picnidios)									
							Novas infecções				
										Frutificações em ramos mortos	

MEIOS DE LUTA

Trata-se de um parasita de desequilíbrio, mas que em condições climáticas desfavoráveis se torna extremamente perigoso. Portanto, há que evitar as desidratações, especialmente no momento da transplantação (SANTOS, 1987); sendo as feridas uma porta de entrada do parasita, estas devem ser evitadas.

Devem ser proporcionadas às plantas todas as condições que lhe permitam desenvolvimento vigoroso.

O uso de clones resistentes é extremamente importante.

No âmbito da luta química, aconselha-se como medida preventiva, a desinfecção das estacas com fungicidas cúpricos.

BIBLIOGRAFIA

- AFOCEL — *Les maladies des Peupliers*. Presses de la Société d'Exploitation de l'Imprimerie Couesnon-Champagne-sur-Seine. 1981.
- CAETANO, M. F. F. — *Alguns elementos sobre uma nova doença dos choupos em Portugal*. (*Dothichiza populea* Sacc. et Briard.). Laboratório de Patologia Vegetal Veríssimo de Almeida. Publicação n.º 38. Lisboa. 1982.
- PHILIPS, D. H. et BURDEKIN, D. A. — *Diseases of Forest and Ornamental Trees*. The Macmillan Press Ltd. London. 1982.
- SANTOS, M. N. — *Nova doença dos choupos em Portugal*. Instituto Nacional de Investigação Agrária. Estação Florestal Nacional. 8 p. Lisboa. 1982.
- SANTOS, M. N. — *Contribuição para o estudo de *Discosporium populeum* (Sacc.) Sutton (sin. *Dothichiza populea*) Sacc. et Briard.* Estação Florestal Nacional. 160 p. Lisboa. 1987.
- TATTAR, T. A. — *Diseases of Shaded Trees*. 361 p. Academic Press. London. 1978.



Fig. 202– Ataque de *Discosporium populeum* em choupo.

EUCALIPTO

Botrytis cinerea Pers.: Fr. (Forma imperfeita)
Sclerotinia fuckeliana (de Bary) Fuckel (Forma perfeita)

FOLHAS, RAMOS

SINÓNIMOS: *Botrytis douglasii* (Forma imperfeita)
Botryotinia fuckeliana (de Bary) Whetzel (Forma perfeita)

FORMA IMPERFEITA

DIVISÃO: DEUTEROMYCOTINA.

ORDEM: MONILIALES.

FORMA PERFEITA

DIVISÃO: ASCOMYCOTINA.

ORDEM: HELOTIALES.

FAMÍLIA: Sclerotiniaceae.

NOME VULGAR: Bolor cinzento.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

A doença foi detectada em viveiros das regiões da Beira Litoral, Ribatejo e Baixo Alentejo.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Eucalyptus spp.

SINTOMATOLOGIA

Sobre as folhas atacadas, nota-se um feltrado cinzento (Figs. 201 e 202), constituído por micélio e abundantes esporos. Há enrolamento, seca e morte das plântulas atacadas.

PREJUÍZOS

O agente causal do bolor cinzento é responsável por elevados prejuízos em várias espécies de eucalipto, especialmente *E. globulus*, onde por vezes causa a morte de 80% das plântulas em viveiro.

EPIDEMIOLOGIA

O desenvolvimento da doença é altamente favorecido pela humidade relativa elevada (70-80%). A temperatura óptima para o desenvolvimento do fungo situa-se entre 17-18°C.

DESCRIÇÃO

A forma imperfeita, é constituída por filamentos articulados, cilíndricos, castanhos, oliváceos, formando um micélio que se espalha à superfície das plântulas. Este micélio produz conidióforos ramificados nas extremidades, com conídios unicelulares, lisos, ovóides ou esféricos.

Nos esclerotos, desenvolve-se muitas vezes a forma perfeita em forma de taça, com ascósporos unicelulares, hialinos, elipsóides.

Botrytis cinerea (em eucalipto) Ciclo biológico

J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Formas de resistência (esclerotos)											
	Germinação de formas de resistência. Novo micélio										
					Ciclos sucessivos. Disseminação do parasita						
										Formas de resistência (esclerotos)	

BIOLOGIA

O parasita passa o Inverno sob a forma de esclerotos no solo ou em detritos vegetais. Na Primavera, essas formas de resistência, germinam dando um novo micélio que constitui um feltrado à superfície das folhas. Este micélio produz conidióforos ramificados em cujas extremidades se formam esporos (conídios)

unicelulares. Estes esporos, levados pelo vento e pelas chuvas irão infectar novos hospedeiros onde se irá formar um novo micélio ou seja, novo feltrado nas folhas. Durante a Primavera e Verão, processam-se vários ciclos, o que contribui grandemente para a disseminação deste agente patogénico. Por vezes, notam-se sobre estas e nos pecíolos, esclerotos negros, sobre os quais se desenvolvem as frutificações da forma sexuada, as apotecas, castanhas, em forma de taça, onde se formam os ascósporos; contudo o ciclo pode processar-se e a disseminação fazer-se apenas pelos conídios, esporos da forma assexuada.

MEIOS DE LUTA

- Eliminar as partes afectadas.
- Proteger as plântulas do frio e geada.
- Pulverizar com fungicidas cúpricos e sistémicos.

BIBLIOGRAFIA

- AZEVEDO, N. — *Condiciones sanitarias de las plantaciones de eucaliptos*. «Bol. Serv. Plagas», 5, p. 47-54. 1979.
- PIMENTEL, M. G. — *Bolor cinzento*. Botrytis cinerea Pers. Ministério de Agricultura e Pescas. Instituto Nacional de Investigação Agrária. Estação Florestal Nacional. Lisboa. 1979.
- SAMPAIO, M. H. — *Doenças do eucalipto em Portugal*. Laboratório de Patologia Florestal. Boletim do Instituto de Produtos Florestais, n.º 7. Lisboa. 1975.



Fig. 203 – *Eucalyptus globulus* atacado por *Botrytis cinerea*.



Fig. 204 – Pormenor de ataque de *B. cinerea* em *E. globulus*.

Hendersonia eucalyptina A. Santos

FOLHAS

DIVISÃO: DEUTEROMYCOTINA.

ORDEM: SPHAEROPSIDALES.

FAMÍLIA: Sphaeropsidaceae.

NOME VULGAR: Antracnose.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

A doença foi detectada em viveiros das regiões da Beira Litoral, Ribatejo e Baixo Alentejo.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Eucalyptus spp.

SINTOMATOLOGIA

Necroses cor de vinho, acastanhadas, arredondadas, com cerca de 3 mm de diâmetro, de contorno saliente (Figs. 203 e 204). Essas necroses aparecem igualmente nos pecíolos que secam, acabando a folha por cair. No centro das manchas, formam-se as frutificações.

DANOS

Embora a doença esteja bastante disseminada, o grau de patogenicidade não é elevado.

EPIDEMIOLOGIA

A humidade relativa elevada (70-80%), favorece o desenvolvimento do fungo.

DESCRIÇÃO

As frutificações são picnídios subepidérmicos, globosos ou ovóides, negros, contendo esporos escuros, ovóides a elipsóides, septados (Fig. 205).

BIOLOGIA

Nas manchas necróticas, surgem na Primavera, as frutificações da forma assexuada, estando estas completamente imersas na folha. Em tempo húmido, os

esporos negros são exsudados em massa e podem ser vistos sob a forma de pequenos pontos à superfície das folhas; estes esporos são disseminados pela chuva, vento, insectos, etc., indo infectar novas plantas. O período de infecção situa-se entre o fim do Verão e o Outono. O fungo passa o Inverno sob a forma de micélio no interior das folhas atacadas, quer presas à plântula, quer no chão.

Hendersonia eucaliptina A. Santos

Ciclo biológico

J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Micélio no interior das folhas do chão											
		Frutificações da forma assexuada									
				Amadurecimento das frutificações							
						Libertação de esporos. Novas infecções					
									Micélio no interior das folhas presas à árvore ou caídas		

MEIOS DE LUTA

Todo o material atacado deve ser colhido e queimado; fazer pulverização com fungicidas cúpricos.

BIBLIOGRAFIA

- AZEVEDO, N. — *Condiciones sanitarias de las plantaciones de eucaliptos*. «Bol. Serv. Plagas», 5, p. 47-54. 1979.
- NINA, A. P. — *Viveiros Florestais. Instalação e técnica cultural*. Secretaria de Estado da Agricultura. Direcção-Geral dos Serviços Florestais e Aquícolas. Lisboa. 1961.
- SAMPAIO, M. H. — *Doenças do eucalipto em Portugal*. Laboratório de Patologia Florestal. «Boletim do Instituto de Produtos Florestais», n.º 7. Lisboa. 1975.



Fig. 205 – *E. globulus* atacado por *Hendersonia eucalyptina*.

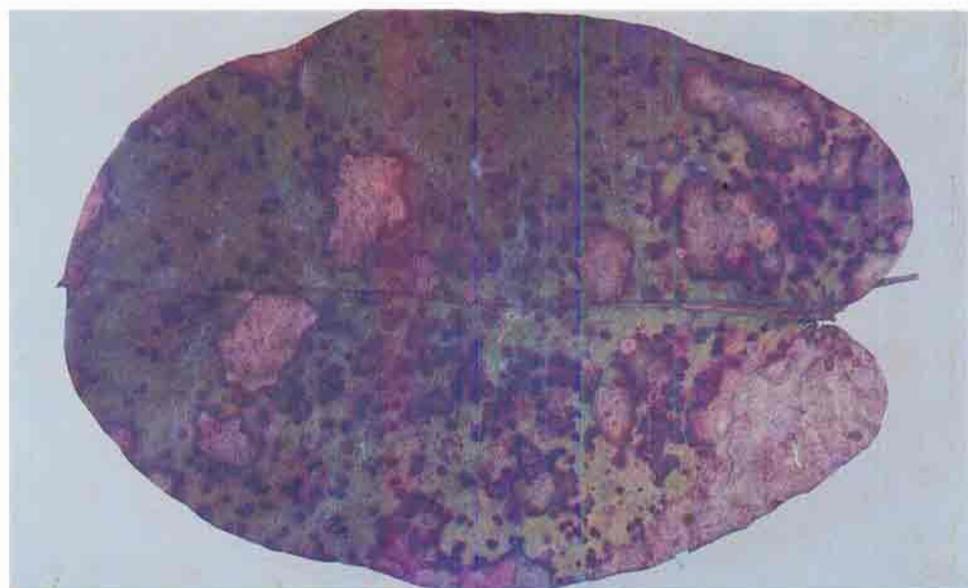


Fig. 206 – Pormenor de ataque de *H. eucalyptina*.

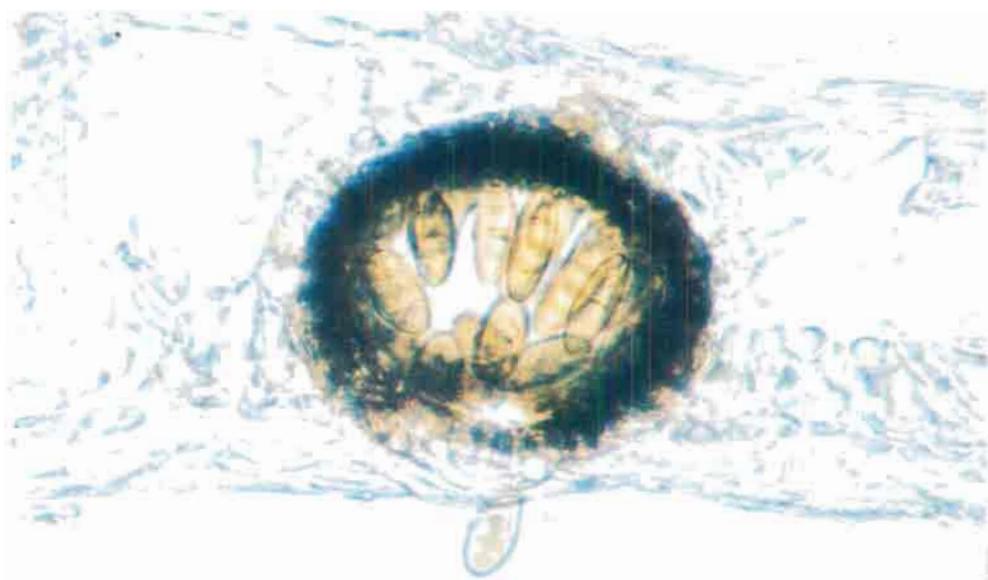


Fig. 207 – Frutificação de *H. eucalyptina*.

VIDOEIRO

Melampsoridium betulinum (Desm.) Kleb.
FOLHAS

DIVISÃO: BASIDIOMYCOTINA.

ORDEM: UREDINALES.

NOME VULGAR: Ferrugem alaranjada do vidoeiro.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

A doença foi detectada em viveiros das regiões do Minho e Beira Alta.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Betula celtiberica.

SINTOMATOLOGIA

No Verão, notam-se pequenas manchas amarelas, arredondadas, sobretudo na página inferior das folhas (uredossoros) (Figs. 206 e 207). Mais tarde, nas páginas superior e inferior forma-se outro tipo de manchas mais escuras, os teleutossoros.

PREJUÍZOS

O fungo é responsável pela queda precoce das folhas; se o ataque for intenso tem como resultado a morte das plântulas. Em certos casos verificou-se ataque na ordem dos 80%.

EPIDEMIOLOGIA

A humidade relativa elevada (60-70%) favorece o desenvolvimento do fungo.

DESCRIÇÃO

A presença de células diferenciadas em espinhos nos uredossoros, permite-nos em corte histológico, distinguir facilmente o fungo (Fig. 208).

BIOLOGIA

Os uredósporos e teleutósporos formam-se em bétula enquanto que os ecidiósporos se formam em *Larix*.

No Verão observam-se os uredosoros, sobretudo na página inferior das folhas. Mais tarde, ainda no Verão e Outono, aparecem os teleutosoros onde se desenvolvem os teleutósporos que irão infectar o *Larix*. Neste formam-se os ecidiósporos que infectam de novo a bétula. Contudo, a infecção pode dar-se de bétula para bétula apenas pelos uredósporos. Neste caso, os uredósporos formados nos uredosoros são libertados durante o Verão e Outono, caem nos gomos em formação, ficando retidos entre as escamas; esses esporos vão infectar as folhas, no início de formação, na Primavera, originando-se um micélio. Este micélio evolui, produzindo novos uredosoros e uredósporos e assim sucessivamente. Contudo, pode originar outro tipo de frutificações – os teleutosoros, onde se formam os teleutósporos que levados pelo vento irão infectar um hospedeiro intermediário, o *Larix*.

Melampsoridium betulinum

Ciclo biológico

- a) Passando pelo hospedeiro alternante
b) Sem passar pelo hospedeiro alternante

	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
a)	Ecidiós (hospedeiro alternante)											
			Libertação dos ecidiósporos. Infecção			Uredosoros e uredósporos (em Betula)			Teleutosoros e teleutósporos (em Betula)			
b)	Retenção dos uredósporos em gomos em formação											
			Infeções das folhas no início da formação			Uredósporo e uredosoros			Libertação dos uredósporos. Teleutósporos			Ecidiós (hospedeiro alternante)
									Retenção dos uredósporos nos escamas dos gomos em formação			

MEIOS DE LUTA

Como medida preventiva devem ser evitadas as condições de humidade excessiva.

Todo o material atacado deve ser queimado.

Aconselham-se pulverizações quinzenais com fungicidas cúpricos, durante a época de libertação de esporos, ou seja, Verão e início do Outono.

BIBLIOGRAFIA

- FONSECA, N. — *Enfermedades del abedul*. «Bol. Serv. Plagas», 5, p. 67-72. 1979.
- D'OLIVEIRA, A. L. B. et PIMENTEL, A. A. L. — *Infeções latentes de Melampsorium betulinum (Pers.) Kleb. em gomos de Betula celtiberica Rothm. et Vasc.* Actas I Congr. Nac. Ci. Nat., vol. 2, p. 352-353. 1941.
- NINA, A. P. — *Viveiros Florestais. Instalação e técnica cultural*. Secretaria de Estado da Agricultura, Direcção-Geral dos Serviços Florestais e Aquícolas. Lisboa, 1961.



Fig. 208 – *Melampsorium betulinum* em videeiro.



Fig. 209 – Pormenor de *M. betulinum* em videeiro.



Fig. 210 – Frutificação de *M. betulinum*.

CEREJEIRA BRAVA

Cylindrosporium padi Karst. (Forma imperfeita)

Coccomyces hiemalis Higg. (Forma perfeita)

FOLHAS

SINÓNIMOS: *Cylindrosporium hiemalis* Higg (Forma imperfeita)
Blumeriella Jaapii (Rehm.) v. Arx. (Forma perfeita)

FORMA IMPERFEITA

DIVISÃO: DEUTEROMYCOTINA.

ORDEM: MELANCONIALES.

FAMÍLIA: Melanconiaceae.

FORMA PERFEITA

DIVISÃO: ASCOMYCOTINA.

ORDEM: RHYTISMATALES.

FAMÍLIA: Rhytismataceae.

NOME VULGAR: antracnose.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

A doença foi detectada nas regiões do Minho, Trás-os-Montes e Alto Douro, Beira Alta e Beira Baixa.

PLANTAS HOSPEDEIRAS

Prunus avium L. (cerejeira brava).

SINTOMATOLOGIA

Na Primavera e Verão aparecem manchas de cor púrpura nas folhas; de início as manchas são dispersas, mas depois coalescem ocupando quase totalmente as mesmas (Figs. 209 e 210). Essas manchas na página inferior, apresentam pontos esbranquiçados que são massas de esporos.

PREJUÍZOS

O fungo é responsável pela queda prematura das folhas, verificando-se casos de desfoliação em 80-90% das plântulas. Nos viveiros do Minho e Trás-os-Montes e Alto Douro os ataques foram muito intensos.

EPIDEMIOLOGIA

A humidade relativa elevada (70-80%) é condição essencial para o desenvolvimento do fungo.

DESCRIÇÃO

As frutificações (acérvulos), são subepidérmicas, irrompendo através da epiderme e cutícula; os esporos são hialinos a castanho pálido, filiformes, curvos septados (Fig. 211).

Cylindrosporium padi Ciclo biológico

J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Micélio de frutificação nas folhas do chão											
		Germinação de esporos. Novas infecções. Formação de frutificações									
						Libertação de esporos; novas infecções					
									Queda das folhas com micélio e frutificações		

BIOLOGIA

Os esporos formam-se e libertam-se durante o Verão, indo infectar novas folhas e assim sucessivamente. As folhas atacadas acabam por cair prematura-

mente, ficando os ramos por vezes completamente despidos. Em alguns casos surgem novos rebentos, mas que já vêm infectados.

O fungo passa o Inverno nas folhas caídas. Na Primavera seguinte, os esporos em condições de humidade germinam indo infectar novas folhas.

MEIOS DE LUTA

As folhas infectadas devem ser destruídas pois constituem fontes de inóculo.

O desenvolvimento do fungo é favorecido pela humidade elevada, condição que deverá ser evitada.

Recomenda-se a aplicação de fungicidas cúpricos, antes e durante a libertação de esporos, ou seja no fim da Primavera e durante o Verão.

BIBLIOGRAFIA

- BARNETT, H. L. et HUNTER, B. B. — *Illustrated Genera of Imperfect Fungi*. Third edition. Burgess Publishing Company, Minnesota. 225 p. 1972.
- GOIDÀNICH, G. — *Manuale di Patologia Vegetale*. Volume II. Edizioni Agricola Bologna. 1282 p. 1964.
- LANIER, L., JOLY, P., BONDOUX, P. et BELLEMÈRE, A. — *Mycologie et Pathologie Forestières. I. Mycologie Forestière*. Masson. New York. Paris. 487 p. 1978.
- PEACE, T. R. — *Pathologie of Trees and Shrubs*. Clarendon Press. 753 p. 1962.
- PINHEIRO, M. F. L. R. V. — *A cerejeira brava*. Direcção-Geral do Ordenamento e Gestão Florestal. Divulgação Técnica. 1982.



Fig. 211 – Cerejeira brava atacada por *Cylindrosporium padi*.



Fig. 212 – Pormenor de ataque de *C. padi* em folha de cerejeira brava.

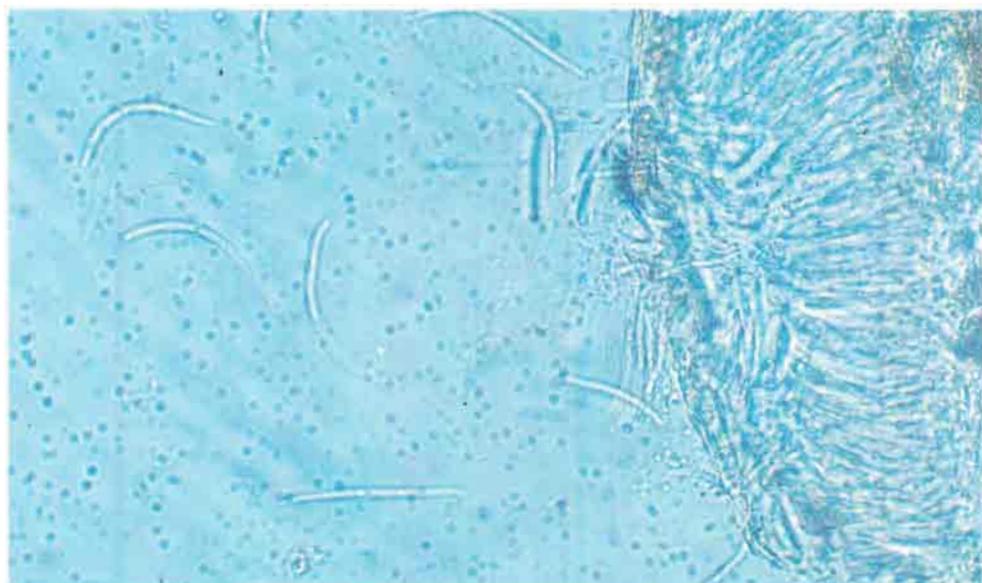
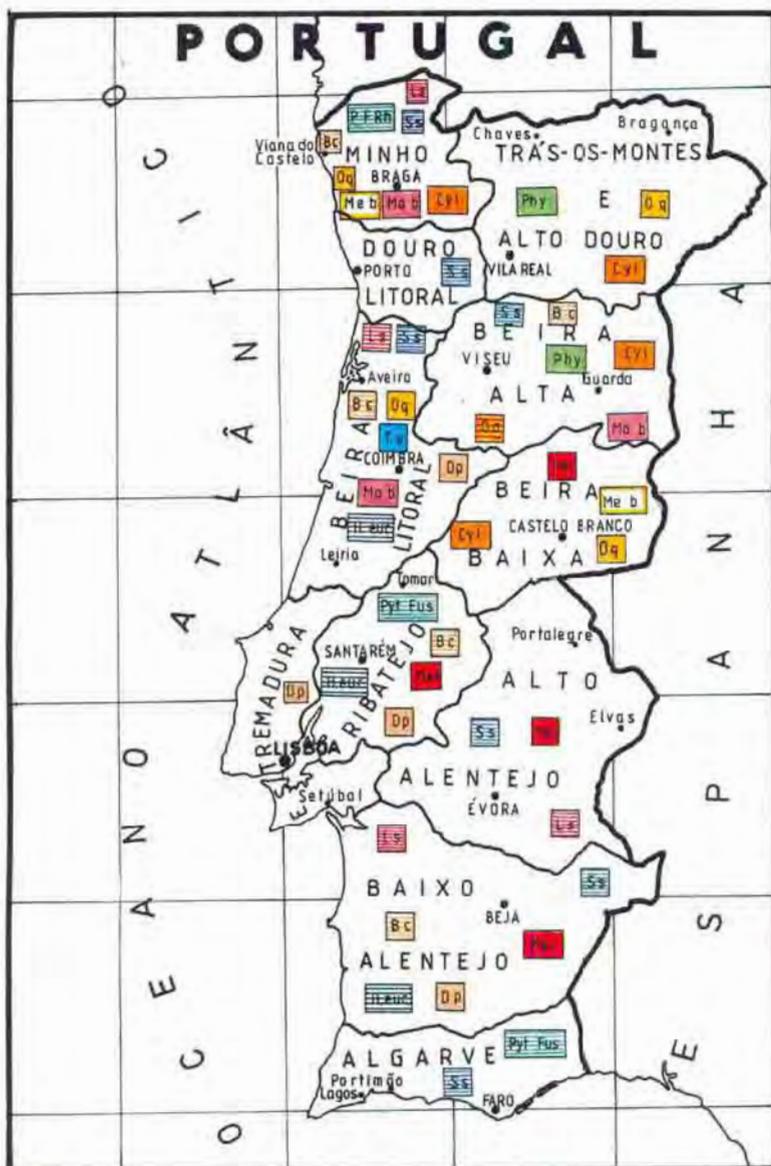


Fig. 213 – Frutificação de *C. padi*.



- | | | | |
|---|------|---|-------------------------|
|  | Ls |  | Lophodermium seditiosum |
|  | PFRh |  | Phy |
|  | Ss |  | Ta |
|  | Bc |  | Phytophthora |
|  | Oq |  | Cylindrosporium |
|  | Me b |  | Dp |
|  | Mel |  | Hendersonia eucaliptina |
| | |  | Oidium aceris |

Fig. 214 – Distribuição das doenças.

GLOSSÁRIO

Abdómen – Terceira divisão do corpo do insecto.

Abiótico — Não vivo.

Acérvulo – Frutificação assexuada, subepidérmica em forma de prato.

Aeróbico – Ocorrendo na presença de oxigénio.

Agente patogénico – Entidade que pode causar doença.

Alelopatia – Produção de compostos químicos por uma planta os quais são libertados no solo e são prejudiciais para as outras plantas.

Anaeróbico – Ocorrendo na ausência de oxigénio.

Antagonista – Organismo que limita o desenvolvimento de insectos ou outros artrópodos nocivos, de patógenos ou de infestantes de culturas.

Antenas – Par de órgãos sensoriais que saem de cada lado da cabeça.

Antena bipectinada – Antena pectinada em ambos os lados.

Antena pectinada – Antenas cujos segmentos são semelhantes aos dentes de um pente.

Anual – Planta que completa o seu ciclo de vida, desde a germinação da semente até à produção de sementes e morre dentro de uma única estação.

Apoteca – Frutificação aberta em forma de taça.

Apical – Junto do ápice.

Ápice – Parte oposta à base.

Ápoda – Desprovida de patas.

Áptero – Sem asas.

Asco – Hifa em forma de saco contendo esporos.

Ascocarpo – Frutificação (nos Ascomycotina) contendo ascos.

Auxiliar – Organismo predador, parasitóide ou patogénico de organismos nocivos às culturas.

Basídio – Estrutura onde se produzem os basidiósporos (esporos).

Basidiósporo – Esporo produzido num basídio e resultante da fusão de núcleos (cariogamia) seguida de meiose (redução do número de cromossomas - $2n$ para n).

Bienal – Planta que requer 2 anos para completar o seu ciclo de vida, desde a germinação da semente até à produção de semente e morte.

Biótico – Vivo.

Braquíptera – Com as asas pequenas.

Cabeça – Primeira divisão do corpo do insecto.

Casulo – Protecção do estado de pupa, composta parcialmente ou no todo por sedas ou outras fibras, construída por larvas.

Ciclo biológico – O estado ou estados sucessivos no desenvolvimento de um organismo, que ocorrem entre o aparecimento e reaparecimento da mesma situação.

Cirros – Conjunto de esporos agregados por substância gelatinosa.

Clamidósporos – Esporo de resistência, assexuado, de paredes espessas.

Clava – Segmentos distais alargados da antena dos insectos.

Claviforme – Em forma de clava.

Clone – Um agregado de organismos individuais, produzidos assexuadamente.

Clorose – Amarelecimento de tecidos normalmente verdes na planta, devido à falta de clorofila. A clorose pode ser um sintoma de doença, de ataque de insectos, deficiência em nutrientes ou falta de luz.

Compactação do solo – Aumento da densidade do solo por causa da porosidade do solo. Redução dos espaços entre os poros impedindo as trocas gasosas e de água e também a penetração da raiz das plantas.

Conídio – Esporo assexuado de um fungo formado na extremidade de um conidióforo.

Conidióforo – Hifa especializada na qual se produzem um ou mais conídios.

Corpo frutífero (frutificação) – Estrutura reprodutora onde ou no interior da qual se formam os esporos de um fungo.

Cortex – Zona cortical, constituída por parênquima.

Cremaster – Ápice do último segmento do abdómen nos insectos.

Críptica – Abrigada, escondida.

Danos – O mesmo que estragos. Efeitos provocados, directa ou indirectamente, nas culturas, por agentes nocivos.

Desfolhador – Qualquer insecto que consome folhas ou agulhas das plantas.

Diagnose – Identificação da doença ou da praga.

Diapausa – Suspensão do desenvolvimento da larva, da ninfa ou do adulto.

Dimorfismo sexual – Conjunto de diferenças morfológicas entre os dois sexos de uma mesma espécie.

Doença – Perturbação fisiológica que ocasiona efeito desfavorável na actividade da planta.

Doença abiótica – Doença causada por factores abióticos.

Doença biótica – Doença causada por microorganismos.

Doença iatrogénica – Doença causada por intervenções efectuadas contra outros agentes de doenças ou outros inimigos.

Dorsal – Pertencendo à parte superior da superfície.

Ecídio – Corpo frutífero em forma de taça existente nas ferrugens.

Ecidiósporo – Esporo formado em ecídio.

Eclosão – Saída do ovo, da larva ou da ninfa.

- Ectomicorriza – Micorriza, em que o fungo envolve as raízes anuais formando o manto, e as hifas penetram intercelularmente o cortex.
- Ectoparasita – Parasita externo.
- Edeago – Órgão genital externo do macho de um insecto.
- Efeito secundário de um pesticida – Efeito observado no ambiente, no organismo a combater ou noutros organismos não visados directamente pelo tratamento.
- Élitro – Asa anterior quitinizada que protege a asa posterior em repouso nos Coleópteros.
- Entomopatogénios – Micoorganismos capazes de provocar doenças em artrópodos nocivos às plantas (ex.: fungos, nemátodos, bactérias, vírus).
- Epidémico – Alteração correspondendo geralmente um aumento muito rápido de uma doença ou de uma população de insectos nocivos.
- Escape – Segmento basal da antena dos Coleópteros, geralmente aplicado ao segmento basal das antenas geniculadas.
- Escleroto – Massa de hifas formando um corpo arredondado, geralmente negro e que actua como forma de resistência às condições adversas.
- Escutelo – Placa triangular ou arredondada situada na extremidade posterior da face dorsal do tórax e na qual se apoia a base dos élitros, nos Coleópteros ou nos Heterópteros.
- Espermatófago – Que se alimenta das sementes.
- Esporo – Unidade reprodutora de um fungo constituída por uma ou mais células.
- Esqueletizar – Acção de determinados insectos que consomem tecidos das folhas, geralmente da página inferior da folha, deixando a epiderme superior e os tecidos vasculares intactos.
- Estádio – O mesmo que instar.
- Estado – Período definido no desenvolvimento do insecto (ex.: estado de ovo, estado de larva, estado de pupa, estado de adulto).
- Estivação – Período de inactividade do insecto devido às condições climáticas do Verão.
- Estrago – O mesmo que dano. Efeito causado na planta ou na cultura por um agente nocivo (insecto, patogene, agente abiótico).
- Factor abiótico – Factor que não engloba seres vivos.
- Factor biótico – Factor relacionado com a acção de seres vivos.
- Fémur – Parte principal da pata que articula na base com o trocânter e na parte distal com a tíbia.
- Feromonas – Substâncias químicas voláteis, segregadas pelos insectos para estabelecerem a comunicação entre os indivíduos da mesma espécie.
- Ferrugem – Doença que confere aspecto ferruginoso.
- Fertilizante – Substância orgânica ou inorgânica, natural ou sintética, que é adicionada ao solo para lhe fornecer elementos essenciais para a planta crescer.
- Filiforme – Fino, delgado, filamentososo.
- Fitófago – Que se alimenta de plantas.
- Fitotóxico – Que causa danos ou a morte das plantas.
- Floema – Parte viva da planta que conduz a seiva, situada entre a casca e o lenho.

Forma de resistência – Estado inactivo de um fungo, que não produz esporos sexuados.
Forma perfeita – Estado sexuado do ciclo de vida de um fungo.

Fumigação – Uso de produtos químicos gasosos ou voláteis para destruir as pragas e doenças.

Fungicida – Produto fitofarmacêutico usado para matar ou inibir fungos.

Funículo – Conjunto de segmentos da antena dos insectos, situados entre o escape e a clava.

Galeria para os ovos – Tubo longo e estreito onde os ovos são depositos pela fêmea em nichos.

Geniculada – Curva em ângulo obtuso.

Geração – Estados sucessivos de reprodução nos insectos. Ex.: ovo, larva, pupa, adulto.

Germinar – Iniciar o crescimento.

Haustório – Órgão de absorção de um fungo que penetra numa célula do hospedeiro.

Herbicida – Produto fitofarmacêutico usado para matar ou inibir plantas indesejáveis, como as infestantes.

Hialino – transparente.

Hibernação – Período de inactividade do insecto devido às condições climáticas do Inverno.

Hifa – Filamento ramificado, tubular de um fungo.

Hipertrofia – Super-crescimento devido ao aumento de tamanho das células.

Hospedeiro – Organismo vivo que serve de alimento a um parasita. Planta que é invadida por um parasita e da qual este se alimenta.

Hospedeiro alternante – Uma espécie de planta onde o fungo ou o insecto parasita passa uma parte do ciclo.

Hospedeiro alternativo – O mesmo que hospedeiro alternante.

Imago – Insecto adulto.

Imaturo – Larva ou ninfa.

Infestante – Planta que se desenvolve onde não é necessária, prejudicando a cultura.

Inimigo das culturas – Organismo nocivo às culturas (no caso dos viveiros, organismos que causam danos nas plântulas).

Inoculação – Pôr o agente patogénico em contacto com o hospedeiro susceptível.

Inóculo – O mesmo que inoculum. Agente patogénico ou não, ou parte dele capaz de provocar infecção.

Inoculum – Porção de um patogene (ex.: esporos de um fungo) capaz de causar infecção ou iniciar micorrizas em contacto com o hospedeiro.

Instar – Período ou estado de desenvolvimento dum insecto que separa duas mudas larvares sucessivas.

Intensidade do ataque – Nível de infestação ou de infecção.

Isolamento – Separação do agente patogénico do hospedeiro e sua obtenção em cultura pura.

Lagarta – Nome dado à larva dos Lepidópteros.

Larva – Forma imatura dos insectos sucedendo ao ovo.

- Lesão – Uma determinada área de tecido doente, descorado.
- Luta biológica – Método de redução de populações de insectos ou outros organismos nocivos às essências florestais, utilizando a acção de organismos antagonistas.
- Luta biotécnica – Método usado para reduzir as populações de inimigos das culturas, utilizando feromonas, hormonas, antiquitinas, substâncias esterilizantes que actuam negativamente sobre as funções vitais dos organismos nocivos.
- Luta cultural – Meio de luta indirecto usado para prevenir danos causados por um organismo nocivo. Envolve práticas culturais, tais como: época da sementeira, fertilização, rotação, poda, rega, etc.).
- Luta genética – Utilização de clones resistentes ou tolerantes a determinados organismos nocivos, de modo a impedir que eles atinjam níveis prejudiciais para as plantas produzidas.
- Luta química – Método de luta para reduzir ou eliminar organismos nocivos utilizando pesticidas (substâncias químicas naturais ou de síntese).

Macromicetas – Fungos superiores.

Macroptera – Com asas grandes.

Macroscópico – Visível sem o auxílio de lentes de ampliação ou de microscópio.

Meio de luta – Método usado para combater os inimigos das culturas.

Mesonoto – parte superior ou dorsal do mesotórax.

Mesotórax – Segmento médio do tórax.

Metamorfose – Série de transformações por que passa um insecto durante o seu desenvolvimento, desde o ovo até ao estado adulto.

Metatórax – Segmento posterior do tórax.

Micélio – Hifa ou massa de hifas que constituem o corpo de um fungo.

Micorriza – Uma simbiose entre um fungo e as raízes de uma planta.

Monófaga – Que se alimenta de uma única espécie vegetal.

Muda – Mudança periódica do tegumento acompanhado de fenómenos que originam a formação de uma nova cutícula e modificações na estrutura da parede do corpo e outros órgãos.

Nanismo – Subdesenvolvimento de uma planta na sua totalidade ou em parte.

Necrose – Transformação físico-química sofrida pela matéria viva que leva à sua morte. Morte das células de uma planta, o que normalmente conduz ao enegrecimento.

Ninfa – Último estado do insecto antes do adulto.

Ninfose – Muda no decorrer da qual a larva se transforma em ninfa.

Observação visual – Técnica usada para detectar ataques de organismos nocivos, baseada na observação directa de um certo número de órgãos das plântulas no viveiro ou das plantas duma dada cultura.

Oósporo – Esporo de resistência.

Oviposição – O acto de depositar os ovos.

Oviscapto – Órgão saliente das fêmeas de certos insectos (Ortópteros e Himenópteros) situado na extremidade do abdómen com o qual introduzem os ovos em meios resistentes.

- Parasita – Insecto que, durante uma parte da sua vida ou durante toda a sua vida, vive à custa de um ou de vários seres vivos, sem lhe causar a morte obrigatoriamente. Organismo que vive no interior ou sobre outro organismo vivo.
- Parasitóide – Insecto que se desenvolve total ou parcialmente à custa de outra espécie, acabando por lhe causar a morte e tendo vida livre no estado adulto.
- Partenogénese – Desenvolvimento de um indivíduo a partir de um ovo não fecundado.
- Partenogenética – Fêmea que põe ovos sem ser fecundada.
- Pasteurização do solo – O mesmo que solarização do solo.
- Patogénio – Organismo que causa doença.
- Pectinadas – Nome dado às antenas dos insectos quando têm os segmentos dispostos como os dentes de um pente.
- Penetração – Início de invasão do hospedeiro por parte do agente patogénico.
- Perene – Planta que vive vários anos.
- Perfil do solo – Secção vertical do solo prolongando-se através de todos os horizontes e no material paterno.
- Pesticida não selectivo – Pesticida que é tóxico para várias pragas ou para mais do que uma planta ou animal.
- Picnídio – Corpo frutífero, frequentemente globoso, em forma de frasco.
- Picnidiósporo – Esporo formado em picnídio.
- Polífago – Que se alimenta de plantas de espécies diferentes.
- Polimorfa – Espécie de grande variabilidade.
- Praga – Organismo animal ou vegetal nocivo às plantas.
- Predador – Insecto que se alimenta de presas vivas.
- Predisposição – Enfraquecimento de um organismo por factores, quer bióticos, quer abióticos, tornando-o mais susceptível ao ataque de agentes patogénicos.
- Prejuízos – Reduções, com importância económica, da qualidade ou quantidade de plantas produzidas (nos viveiros), causadas por organismos nocivos.
- Prepupa – Estado da larva que precede o de pupa.
- Produto fitofarmacêutico – Pesticida.
- Pronoto – Parte dorsal do primeiro segmento torácico.
- Propágulo – Qualquer parte da planta que serve para propagar ou multiplicar vegetativamente a planta.
- Protecção integrada – Processo de luta contra os organismos nocivos às culturas, tendo como objectivo diminuir os danos causados por esses organismos, utilizando um conjunto de estratégias que tenham um impacte reduzido nas outras componentes do ecossistema.
- Protórácico – Que diz respeito ao protórax.
- Protórax – Segmento anterior do tórax.
- Pubescente – Com pêlos.
- Pupa – O mesmo que ninfa. Estado inactivo intermédio entre o de larva e o de imago.
- Rostro – Extensão rígida da cabeça nos Coleópteros Curculionidae tendo as peças bucais na sua extremidade distal.

- Saprófita – Organismo que vive sobre matéria orgânica morta.
- Septado – Com septos.
- Septo – Parede transversal num hifa ou esporo.
- Simbiose – Associação entre dois organismos com proveito mútuo.
- Sinal – Presença de um agente causal associado aos sintomas de uma doença ou de uma praga.
- Sintomas – Reações externas ou internas de uma planta como resultado de uma doença ou de um ataque de uma praga.
- Solarização do solo – Método de desinfecção do solo: é um processo hidrotermal que ocorre no solo húmido coberto por um filme de plástico que captura a energia solar durante a estação mais quente do ano.
- Solo ácido – Solo tendo um pH menor que 7.0.
- Solo alcalino – Solo tendo um pH superior a 7.0.
- Tarso – Parte articulada da pata, móvel e unida na extremidade da tíbia.
- Teleutósporo – Esporo de paredes espessas, de resistência das ferrugens.
- Teleutossoro – Corpo frutífero no qual se formam os teleutósporos.
- Tíbia – Parte da pata, situada entre o fémur e o tarso.
- Tubo germinativo – Primeira hifa que emerge de um esporo em germinação.
- Tórax – Parte do corpo do insecto situada entre a cabeça e o abdómen; é dele que saem as patas e as asas.
- Uredossoro – Estrutura frutífera das ferrugens onde se formam os uredósporos.
- Uredósporo – Esporo binucleado de uma ferrugem.
- Zoósporo – Esporo com flagelos, capaz de se mover.

BIBLIOGRAFIA

- AMARO, P. et BAGIOLINI, M. — *Introdução à Protecção Integrada*. Lisboa. Vol. 1. 276 p. 1982.
- BLANCHARD, R. O. et TATTAR, T. A. — *Field and Laboratory Guide to tree Pathology*. Academic Press. New York. London. 1981.
- DURYEA, M. L. et THOMAS, L. — *Forest Nursery Manual*. Dr. Junk Publishers. The Hague/Boston/Lancaster. 1984.
- FONT QUER, P. — *Diccionario de Botánica*. Editorial Labor, S.A. Madrid. 1953.
- HENDERSON, I. F. et HENDERSON, W. D. — *A Dictionary of Biological Terms*. Edinburg. 1967.
- KATAN, J. et DeVAY, J. E. — *Soil Solarization*. CRC Press. London. 267 p. 1991.
- PEACE, T. R. — *Pathology of Trees and Shrubs*. Clarendon Press. Oxford. 1962.
- PHILIPS, D. H. et BURDEN, D. A. — *Diseases of Forest and Ornamental Trees*. The Macmillan Press Ltd. London. 1982.
- TORRE- BUENO, J. R. de la — *A Glossary of Entomology*. Brooklyn Entomological Society. Brooklyn. 370 p. 1962.
- U. S. DEPARTMENT OF AGRICULTURE, FOREST SERVICE, FOREST PEST MANAGEMENT, ATLANTA, GEORGIA, and THE PENNSYLVANIA STATE UNIVERSITY, COLLEGE OF AGRICULTURE, DEPARTMENT OF PLANT PATHOLOGY, UNIVERSITY PARK, PENNSYLVANIA — *Diagnosing Injury to Eastern Forest Trees. A manual for identifying damages caused by air pollution, pathogens, insects and abiotic stress*. 1987.
- VIEDMA, M. G., BARAGAÑO, J. R. et NOTARIO, A. — *Introducción a la entomología*. Allhambra. 1984.

LISTA DOS NOMES VULGARES DOS INSECTOS CITADOS

A – Nome científico na coluna da esquerda; nome vulgar na coluna da direita

- Adelocera murina* L. (Coleoptera, Elateridae) – Alfinete (nome dado à larva)
Agriotes lineatus L. (Coleoptera, Elateridae) – Agulhão. Bicho arame. Alfinete (nome dado à larva)
Agriotes spp. (Coleoptera, Elateridae) – Alfinetes (nome dado às larvas)
Agrotis segetum Schiff. (Lepidoptera, Noctuidae) – Borboleta das colheitas. Larva ceifeira (nome dado à lagarta). Noctua. Vermes
- Balaninus elephas* Gyll.) (= *Curculio elephas* Gyll.) (Coleoptera, Curculionidae) – Balanino. Gorgulho da castanha. Gorgulho da bolota
Brachyderes incanus L. (Coleoptera, Curculionidae) – Brachyderes. Gorgulho alongado
Brachyderes lusitanicus F. (Coleoptera, Curculionidae) – Brachyderes
- Chrysopa* spp. (Neuroptera, Chrysopidae) – Crisopa
Cneorrhinus plagiatus Schall (Coleoptera, Curculionidae) – Gorgulho da raiz
Compsidia populnea (L.) (= *Saperda populnea* L.) (Coleoptera, Cerambycidae) – Saperda pequena do choupo
Cryptorrhynchus lapathi L. (Coleoptera, Curculionidae) – Criptorrinco. Gorgulho do choupo
Ctenarytaina eucalypti Mask. (Homoptera, Psyllidae) – Psila do eucalipto
Curculio elephas (Gyll.) (= *Balaninus elephas* Gyll.) (Coleoptera, Curculionidae) – Balanino. Gorgulho da castanha. Gorgulho da bolota
Curculio glandium (Marsh.) (Coleoptera, Curculionidae) – Balanino dos carvalhos. Gorgulho dos carvalhos
Curculio nucum (L.) (Coleoptera, Curculionidae) – Balanino da avelã. Gorgulho da avelã
Cydia juliana Curt. (Lepidoptera, Tortricidae) – Tortricídeo da castanha
Cydia pomonella (L.) (Lepidoptera, Tortricidae) – Bichado. Bichado da noz. Bichado da fruta. Bichoso da fruta. Carpocapsa. Piral da maçã. Traça da fruta. Traça da noz
Cydia splendana Hb. (Lepidoptera, Tortricidae) – Lagarta da castanha

- Dicranura vinula* (L.) (Lepidoptera, Notodontidae) – Borboleta tareco
- Dioryctria mendacella* Stgr. (Lepidoptera, Pyralidae) – Lagarta das pinhas. Piral das pinhas.
- Gylletteella coweni* (Gillette) (Homoptera, Adelgidae) – Adelgídeo da pseudotsuga. Algodão
- Gypsonoma aceriana* Dup. (Lepidoptera, Tortricidae) – Borboleta dos gomos do choupo. Tortricídeo dos gomos de choupo. *Gypsonoma*
- Haltica quercetorum* Foudr. (Coleoptera, Chrysomelidae) – Altica. Pulga dos carvalhos. Altica dos carvalhos. Pulgão. Saltão
- Hibernia defoliaria* Cl. (Lepidoptera, Geometridae) – Grande falena. Cheimatobia. Lagarta mede palmos (nome dado à lagarta)
- Hylastes ater* (Payk.) (Coleoptera, Scolytidae) – Hilésina negra da raiz.
- Hylastes* spp. (Coleoptera, Scolytidae) – Hilésinas negras
- Hylobius abietis* (L.) (Coleoptera, Curculionidae) – Hilóbio. Gorgulho grande do pinheiro
- Leucaspis pini* Hartig (Homoptera, Diaspididae) – Cochonilha branca das agulhas do pinheiro
- Lygus* spp. (Hemiptera, Miridae) – Perceijos
- Lytta vesicatoria* L. (Coleoptera, Meloidae) – Lita
- Megastigmus spermotrophus* Wachtl. (Hymenoptera, Torymidae) – Torimídeo das sementes da pseudotsuga
- Melasoma populi* (L.) (Coleoptera, Chrysomelidae) – Barroso. Joaninha do choupo. Romã. *Melasoma*
- Melolontha papposa* Illiger (Coleoptera, Scarabaeidae) – Nomes dados aos insectos adultos – Abejões. Besouros. Escaravelho. Melolonta. Sanjuaneiro. Sebastões. Zangarrões. Nomes dados às larvas – Ceifeiros. Morcas. Morções. Morrilhões. Pão de galo. Roscas. Roscas brancas. Sopas de galinha. Sopinhas. Vermes brancos
- Neodiprion sertifer* Geoffr. (Hymenoptera, Diprionidae) – Lofiro pequeno do pinheiro. Lofiro vermelho
- Operophtera brumata* L. (Lepidoptera, Geometridae) – Falena pequena. Lagarta mede palmos
- Otiorhynchus niger* F. (Coleoptera, Curculionidae) – Casaca de ferro. Gorgulho da raiz
- Otiorhynchus ovatus* (L.) (Coleoptera, Curculionidae) – Gorgulho negro da raiz do morangeiro
- Otiorhynchus sulcatus* (F.) (Coleoptera, Curculionidae) – Gorgulho das raízes. Gorgulho negro da raiz da videira
- Paranthrene tabaniformis* Rött (Lepidoptera, Sesiidae) – Lagarta perfuradora do choupo (nome dado à lagarta). *Paranthrene*

- Phloeosinus aubei* (Perris) (Coleoptera, Scolytidae) – Hilésina do cedro
Phloeosinus thujae (Perris) (Coleoptera, Scolytidae) – Hilésina da tuia
Phratora vitellinae L. [= *Phyllodecta vitellinae* (L.)] (Coleoptera, Chrysomelidae) – Vaquinha das folhas do choupo
Phyllodecta vitellinae (L.) [= *Phratora vitellinae* (L.)] – Vaquinha das folhas do choupo
Pissodes castaneus (DeG.) [= *Pissodes notatus* (DeG.)] (Coleoptera, Curculionidae) – Gorgulho pequeno do pinheiro
Pissodes notatus (DeG.) [= *P. castaneus* (DeG.)] – Gorgulho pequeno do pinheiro
Pissodes validirostris Gyll. (Coleoptera, Curculionidae) – Gorgulho das pinhas
Polydrosus setifrons J. du Val. (Coleoptera, Curculionidae) – Polidrosos
- Rhyacionia buoliana* Schiff. (Lepidoptera, Tortricidae) – Borboleta dos gomos do pinheiro. Torcedoura
- Saperda populnea* (L.) [= *Compsidia populnea* (L.)] (Coleoptera, Cerambycidae) – Saperda pequena
Sphinx ligustri L. (Lepidoptera, Sphingidae) – Esfinge do *Ligustrum*
- Tipula oleracea* L. (Diptera, Tipulidae) – Típula. Casaco de cabedal (larva)
Tipula paludosa Meigen (Diptera, Tipulidae) – Típula. Tipulideo dos prados. Casaco de cabedal (larva)
- Vesperus xatarti* Dufour (Coleoptera, Cerambycidae) – Castanhetas (larvas). Vesperus.

B – Nome vulgar na coluna da esquerda; nome científico na coluna da direita

- Abejões – *Melolontha papposa* Illiger (Coleoptera, Scarabaeidae)
 Adelgídeo da pseudotsuga – *Gilletteella cownei* (Gillette) (Homoptera, Adelgidae)
 Alfinetes – larvas de Elaterídeos: de *Agriotes lineatus* L., de *Adelocera murina* L. (Coleoptera, Elateridae)
 Algodão – *Gilletteella cownei* (Gillette) (Homoptera, Adelgidae)
 Altica – *Haltica quercetorum* Foudr. (Coleoptera, Chrysomelidae)
 Altica dos carvalhos – *Haltica quercetorum* Foudr. (Coleoptera, Chrysomelidae)
- Balanino – *Curculio elephas* (Gyll.) (= *Balaninus elephas* Gyll.) (Coleoptera, Curculionidae)
 Besouros – *Melolontha papposa* Illiger (Coleoptera, Scarabaeidae)
 Bichado – *Cydia pomonella* L. (= *Laspeiresia pomonella* L.; *Carpocapsa pomonella* L.) (Lepidoptera, Tortricidae)
 Bichado da noz – *Cydia pomonella* (L.) (Lepidoptera, Tortricidae)
 Bicho arame – Larva de *Agriotes lineatus* L. e de outros Elaterídeos (Coleoptera, Elateridae)

- Bicho da fruta – *Cydia pomonella* (L.) (Lepidoptera, Tortricidae)
 Bichoso da fruta – *Cydia pomonella* (L.) (Lepidoptera, Tortricidae)
 Borboleta das colheitas – *Agrotis segetum* Schiff. (Lepidoptera, Noctuidae)
 Borboleta dos gomos de choupo – *Gypsonoma aceriana* Dup. (Lepidoptera, Tortricidae)
 Borboleta dos gomos de pinheiro – *Rhyacionia buoliana* Schiff. (Lepidoptera, Tortricidae)
 Borboleta tareco – *Dicranura vinula* (L.) (Lepidoptera, Notodontidae)
 Brachyderes – *Brachyderes incanus* L. (Coleoptera, Curculionidae)
 Brachyderes – *Brachyderes lusitanicus* F. (Coleoptera, Curculionidae)
- Carpocapsa – *Cydia pomonella* (L.) (Lepidoptera, Tortricidae)
 Casaco de cabedal – Larva de *Tipula oleracea* L. e *T. paludosa* Meigen (Diptera, Tipulidae)
 Casaca de ferro – *Otiorhynchus niger* F. (Coleoptera, Curculionidae)
 Castanhetas – Larvas de *Vesperus xatarti* Dufour (Coleoptera, Cerambycidae)
 Ceifeiros – Larvas de *Melolontha papposa* Illiger (Coleoptera, Scarabaeidae)
 Cheimatobia – *Hibernia defoliaria* Cl. (Lepidoptera, Geometridae)
 Crisopa – *Chrysopa* spp. (Neuroptera, Chrysopidae)
 Cochonilha branca das agulhas do pinheiro – *Leucaspis pini* Duc. (Homoptera, Diaspididae)
 Criptorrinco – *Chryptorhynchus lapahi* L. (Coleoptera, Curculionidae)
- Esfinge do *Ligustrum* – *Sphinx ligustri* L. (Lepidoptera, Sphingidae)
- Gorgulho – nome dado a várias espécies de Curculionídeos, como por ex., *B. lusitanicus*, *B. incanus*, *O. sulcatus* etc. (Coleoptera, Curculionidae)
 Gorgulho alongado – *Brachyderes lusitanicus* F. (Coleoptera, Curculionidae)
 Gorgulho da avelã – *Curculio nucum* (L.) (= *Balaninus nucum* L.) (Coleoptera, Curculionidae)
 Gorgulho da castanha – *Curculio elephas* (Gyll.) (= *Balaninus elephas* Gyll.) (Coleoptera, Curculionidae)
 Gorgulho do castanheiro – *Curculio elephas* (Gyll.) (Coleoptera, Curculionidae)
 Gorgulho das pinhas – *Pissodes validirostris* Gyll. (Coleoptera, Curculionidae)
 Gorgulho da raiz – *Cneorrhinus plagiatus* Schall (Coleoptera, Curculionidae)
 Gorgulho dos carvalhos – *Curculio glandium* (Marsh.) (= *Balaninus glandium* Marsh.) (Coleoptera, Curculionidae)
 Gorgulho do choupo – *Criptorhynchus lapathi* L. (Coleoptera, Curculionidae)
 Gorgulho da glande – *Curculio elephas* (Gyll.) (Coleoptera, Curculionidae)
 Gorgulho grande dos pinheiros – *Hylobius abietis* (L.) (Coleoptera, Curculionidae)
 Gorgulho negro da raiz da videira – *Otiorhynchus sulcatus* (F.) (Coleoptera, Curculionidae)
 Gorgulho negro da raiz do morangueiro – *Otiorhynchus ovatus* (L.) (Coleoptera, Curculionidae)
 Gorgulho pequeno do pinheiro – *Pissodes castaneus* (DeG.) (= *P. notatus* DeG.) (Coleoptera, Curculionidae)
 Grande falena – *Hibema defoliaria* Cl. (Lepidoptera, Geometridae)

- Hilésina do cedro – *Phloeosinus aubei* (Perris) (Coleoptera, Scolytidae)
 Hilésinas negras – *Hylastes* spp. (Coleoptera, Scolytidae)
 Hilésina negra da raiz do pinheiro – *Hylastes ater* (Payk.) (Coleoptera, Scolytidae)
 Hilésina da tuia – *Phloeosinus thujae* (Perris) (Coleoptera, Scolytidae)
 Hilóbio – *Hylobius abietis* (L.) (Coleoptera, Curculionidae)
- Joaninha do choupo – *Melasoma populi* (L.) (Coleoptera, Chrysomelidae)
 Joaninhas – Insetos predadores da família Coccinellidae (Coleoptera)
- Lagarta da castanha – *Cydia splendana* Hb. (= *Laspeyresia splendana* Hb.) (Lepidoptera, Tortricidae)
 Lagarta das pinhas – *Dioryctria mendacella* Stgr. (Lepidoptera, Pyralidae)
 Lagarta mede-palmos – Lagartas dos Geométrídeos (Lepidoptera, Geometridae)
 Lagarta perfuradora do choupo – *Paranthrene tabaniformis* Rott (Lepidoptera, Sesiidae)
 Lita – *Lytta vesicatoria* L. (Coleoptera, Meloidae)
 Lofiro pequeno do pinheiro – *Neodiprion sertifer* Geoff. (Hymenoptera, Diprionidae)
 Lofiro vermelho – *Neodiprion sertifer* Geoff. (Hymenoptera, Diprionidae)
- Melolonta – *Melolontha papposa* Illiger (Coleoptera, Scarabaeidae)
 Morcas – Larvas de *Melolontha papposa* Illiger (Coleoptera, Scarabaeidae)
 Morrilhões – Larvas de *M. papposa* e outros Melolontíneos (Coleoptera, Scarabaeidae)
- Noctuas – Lagartas de borboletas da família Noctuidae (Lepidoptera)
- Pão de galó – Larva de *M. papposa* e de outros Melolontíneos (Coleoptera, Scarabaeidae)
 Paranthrene – *Paranthrene tabaniformis* Rott (Lepidoptera, Sesiidae)
 Percevejos – *Lygus* spp. (Hemiptera, Miridae)
 Piral – *Cydia pomonella* (L.) (Lepidoptera, Tortricidae)
 Piral das pinhas – *Dioryctria mendacella* Stgr. (Lepidoptera, Pyralidae)
 Polydrosus – *Polydrosus setifrons* J. du Val. (Coleoptera, Curculionidae)
 Psila – *Ctenarytaina eucalypti* (Mask.) (Homoptera, Psyllidae)
 Psila do eucalipto – *Ctenarytaina eucalypti* (Mask.) (Homoptera, Psyllidae)
 Pulga dos carvalhos – *Haltica quercetorum* Foudr. (Coleoptera, Chrysomelidae)
 Pulgão – *Haltica quercetorum* Foudr. (Coleoptera, Chrysomelidae)
- Romã – *Melasoma populi* (L.) (Coleoptera, Chrysomelidae)
 Roscas – Larvas de *M. papposa* e de outros Melolontíneos (Coleoptera, Scarabaeidae)
 Roscas brancas – Larvas de *M. papposa* e de outros melolontíneos (Coleoptera, Scarabaeidae)
- Saltão – *Haltica quercetorum* Foudr. (Coleoptera, Chrysomelidae)
 Sanjuaneiros – Adultos de *M. papposa* Illiger (Coleoptera, Scarabaeidae)
 Saperda pequena – *Compsidia populnea* (L.) [= *Saperda populnea* (L.)] (Coleoptera, Cerambycidae)
 Sebastões – Adultos de *M. papposa* Illiger (Coleoptera, Scarabaeidae)

Sopinhas – Larvas de *M. papposa* e de outros Melolontíneos (Coleoptera, Scarabaeidae)
Sopas de galinha – Larvas de *M. papposa* e de outros Melolontíneos (Coleoptera, Scarabaeidae).

Tipula – *Tipula oleracea* L. e *T. paludosa* Meigen (Diptera, Tipulidae)

Tipulídeo dos prados – *Tipula oleracea* L. e *T. paludosa* Meigen (Diptera, Tipulidae)

Torcedoura – *Rhyacionia buoliana* Schiff. (Lepidoptera, Tortricidae)

Torimídeo da pseudotsuga – *Megastigmus spermotrophus* Wachtl. (Hymenoptera, Torymidae)

Tortricídeo da castanha – *Cydia juliana* Curt. (Lepidoptera, Tortricidae)

Tortricídeo dos gomos de choupo – *Gypsonoma aceriana* Dupn. (Lepidoptera, Tortricidae)

Toupeiras – Larvas rizófagas dos Elaterídeos (Coleoptera, Elateridae)

Traça da fruta – *Cydia pomonella* (L.) (Lepidoptera, Tortricidae)

Traça da noz – *Cydia pomonella* (L.) (Lepidoptera, Tortricidae)

Vaquinha das folhas do choupo – *Phratora vitellinae* (L.) [= *Phyllodecta vitellinae* (L.)] (Coleoptera, Chrysomelidae)

Vaquinha das folhas do choupo – *Plagioderia versicolor* Laich. (Coleoptera, Chrysomelidae)

Vermes brancos – Larvas de *M. papposa* e de outros Melolontíneos (Coleoptera, Scarabaeidae)

Vermes – Lagartas de *Agrotis segetum* Schiff. (Lepidoptera, Noctuidae)

Vesperus – *Vesperus xatarti* Dufour (Coleoptera, Cerambycidae)

Zangarrões – *Melolontha papposa* Illiger (Coleoptera, Scarabaeidae)

ÍNDICE ALFABÉTICO DOS TAXA CITADOS

- Abies alba* Mill. (Pinaceae) – 17
Abies concolor (Gord et Glend.) (Pinaceae) – 17
Abies pectinata (Pinaceae) – 169, 337
Abies sp. (Pinaceae) – 21, 169
Acer (Aceraceae) – 173, 289
Acer campestre L. (Aceraceae) – 18
Acer pseudoplatanus L. (Aceraceae) – 18, 19, 26, 27, 173, 337, 339, 374, 423
Actia nudibasis (Diptera, Tachinidae) – 117, 210
Adalia bipunctata L. (Coleoptera, Coccinellidae) – 209
Adalia decempunctata L. (Coleoptera, Coccinellidae) – 89
Adelgidae (Homoptera) – 223
Adelocera murina (L.) (Coleoptera, Elateridae) – 176, 301, 311, 313
Aesculus carnea Hayne (Hippocastanaceae) – 18
Aesculus hippocastanum L. (Hippocastanaceae) – 18, 29
Agonomycetales (Deuteromycotina, Hyphomycetae) – 381
Agriotes spp. (Coleoptera, Elateridae) – 302, 303, 315, 316
Agriotes lineatus L. (Coleoptera, Elateridae) – 71, 176, 301, 315, 318
Agrobacterium radiobacter K84 (Rhizobiaceae) – 91
Agrobacterium tumefaciens (Smith et Townsend) Conn. (Rhizobiaceae) – 41, 90, 91
Agrotis (Lepidoptera, Noctuidae) – 301, 302
Agrotis segetum Schiff. (Lepidoptera, Noctuidae) – 41, 174, 175, 301, 307, 310
Agrotis vestigialis Schiff. (Lepidoptera, Noctuidae) – 301
Allium cepa (Liliaceae) – 72
Allium sp. (Liliaceae) – 429
Alnus glutinosa (L.) Gaertn. (Betulaceae) – 18, 173, 231, 273
Alnus spp. (Betulaceae) – 174
Amanita caesarea Scop.: Fr. (fungo) – 83
Amanita curtipes Gilb. (fungo) – 83
Amanita muscaria Fr.: L. Qu. (fungo) – 83
Ammophila (Gramineae) – 333

- anaticus* Pic (v.) (Coleoptera, Curculionidae) – 161
Andricus (Callirhytis) glandium Mayr. (Hymenoptera, Cynipidae) – 163, 165
Anobiidae (Coleoptera) – 137
Anognus strobilorum Thoms. (Hymenoptera, Pteromalidae) – 132
Anoxia australis Schon. (Coleoptera, Scarabaeidae) – 302
Anoxia villosa F. (Coleoptera, Scarabaeidae) – 302
Anthocoridae (Heteroptera) – 89
Anthocoris nemoralis (F.) (Heteroptera, Anthocoridae) – 89
Apanteles sp. (Hymenoptera, Braconidae) – 245
Aphididae (Homoptera) – 89, 231
Aporia Duby – 387
Arbutus unedo L. (Ericaceae) – 19
Ascogaster quadridentatus Wesm. (Hymenoptera, Braconidae) – 143
Ascomycotina (fungo) – 387, 389, 391, 393, 405, 419, 425, 437, 443, 457
Aspergillus (fungo) – 68
Aspidiotus pini Bouché (Homoptera, Diaspididae) – 205
Aulonium ruficornis Ol. (Coleoptera, Colydiidae) – 180, 184, 220
aureovittatus Fairm. (var.) (Coleoptera, Curculionidae) – 326
Azobacter (bactéria) – 73

Bacillus thuringiensis (bactéria) – 90, 189
Baculoviridae (vírus) – 90
Baculovirus (vírus) – 90
Balaninus elephas Gyll. (Coleoptera, Curculionidae) – 151
Balaninus glandium Marsham (Coleoptera, Curculionidae) – 161
Balaninus nucum (L.) (Coleoptera, Curculionidae) – 157
Basidiomycotina – 429, 451
Beauveria (fungo) – 90
Beauveria bassiana (fungo) – 150
Belonolaimus (Nematoda) – 68
Betula alba (Betulaceae) – 174, 193, 329
Betula celtiberica Rothm. et Vasc. (Betulaceae) – 18, 19, 25, 34, 193, 329, 451
Betula sp. (Betulaceae) – 174, 231
Blumeriella jaapii (Rehm) v. Arx. (Rhythmatales, Rhythmataceae) – 457
Boletus (fungo) – 83
Boletus aereus Bull.: Fr. (fungo) – 83
Boletus aestivalis Paulet: Fr. (fungo) – 83
Boletus edulis Bull.: Fr. (fungo) – 83
Boletus pinicola Vitt (fungo) – 83
Bombyliidae (Diptera) – 89
Bostrychus ater Paykull (Coleoptera, Scolytidae) – 219
Botryotinia fuckeliana (de Bary) Whetzel (Moniliales, Moniliaceae) – 405, 443
Botrytis cinerea (Moniliales, Moniliaceae) – 37, 38, 373, 374, 406, 409, 410, 443, 446
Botrytis cinerea Pers.: Fr. (Moniliales, Moniliaceae) – 405
Botrytis douglasii (Moniliales, Moniliaceae) – 405, 443

- Brachyderes alboguttatus* Chev. (Coleoptera, Curculionidae) – 325
Brachyderes analis Desbr. (Coleoptera, Curculionidae) – 325
Brachyderes brucki Tourn. (Coleoptera, Curculionidae) – 325
Brachyderes gracilis Boh. (Coleoptera, Curculionidae) – 325
Brachyderes heydeni Tourn. (Coleoptera, Curculionidae) – 325
Brachyderes incanus L. (Coleoptera, Curculionidae) – 174, 176, 301, 325, 326
Brachyderes lepidopterus Gyll. (Coleoptera, Curculionidae) – 325
Brachyderes lusitanicus F. (Coleoptera, Curculionidae) – 34, 71, 171, 172, 174, 175, 176, 193, 194, 196, 197, 301, 329
Brachyderes opacus Boheman (Coleoptera, Curculionidae) – 193, 329
Brachyderes quadripunctatus Fairm. var. *aureovittatus* Fairm. (Coleoptera, Curculionidae) – 193, 329
Brachyderes sabaudus Fairm. (Coleoptera, Curculionidae) – 325
Brachyderes sparsulus Fairm. (Coleoptera, Curculionidae) – 325
Brachyderes strictus Tourn. (Coleoptera, Curculionidae) – 325
Brachyderes spp. (Coleoptera, Curculionidae) – 302, 326
Bracon firmus Ratz. (Hymenoptera, Braconidae) – 117
Bracon hylobii Ratz. (Hymenoptera, Braconidae) – 276
Bracon immutator Nees (Hymenoptera, Braconidae) – 276
Bracon piger Wesm. (Hymenoptera, Braconidae) – 117
Bracon robustus Ratz. (Hymenoptera, Braconidae) – 117
Bracon sp. (Hymenoptera, Braconidae) – 215, 229
Braconidae (Hymenoptera) – 89, 117, 143, 153, 210, 215, 229, 269
- caliginosa* Esp. (m.) (Lepidoptera, Noctuidae) – 307
Callirhytis glandium (Giraud) (Hymenoptera, Cynipidae) – 113, 114, 165
Callitris articulata (Cupressaceae) – 169, 179, 183
Calluna vulgaris (L.) Salisb. (Ericaceae) – 169, 347
Calyptus atricornis Ratz. (Hymenoptera, Braconidae) – 117
Calyptus firmus Ratz. (Hymenoptera, Braconidae) – 117
Calyptus mucronatus Thoms. (Hymenoptera, Braconidae) – 117
Calyptus strigator Thoms. (Hymenoptera, Braconidae) – 117
Campoplex rufifemur Thoms. (Hymenoptera, Ichneumonidae) – 210
Cantarellus cibarius Fr. (fungo) – 83
Capsicum annuum L. (Solanaceae) – 72
Carabidae (Coleoptera) – 316, 340
Carpocapsa juliana Curt. (Lepidoptera, Tortricidae) – 139
Carpocapsa nimbana Herr. – Schiff. (Lepidoptera, Tortricidae) – 139
Carpocapsa reaumurana Hein. (Lepidoptera, Tortricidae) – 141
Carpocapsa splendana (Hb.) (Lepidoptera, Tortricidae) – 141
Castanea (Fagaceae) – 325
Castanea sativa Mill. (Fagaceae) – 18, 27, 35, 48, 108, 141, 151, 161, 231, 239, 303, 319, 374, 413
Casuarina equisetifolia Forst. (Casuarinaceae) – 18
Casuarina stricta Ait. (Casuarinaceae) – 18

- Casuarina torulosa* Ait. (Casuarinaceae) – 18
Catalpa bignonioides Walter (Bignoniaceae) – 18
Cedrus atlantica (Endl.) Carr. (Pinaceae) – 17, 21
Cedrus brevifolia (Hook. F.) Henry (Pinaceae) – 17
Cedrus deodora (D. Don.) G. Don. (Pinaceae) – 17
Cedrus libani A. Richard (Pinaceae) – 17
Celtis australis L. (Ulmaceae) – 19
Cerambycidae (Coleoptera) – 34, 267, 301, 351
Cerambyx populnea L. (Coleoptera, Cerambycidae) – 267
Ceratonia siliqua L. (Leguminosae) – 18
Cercis siliquastrum L. (Leguminosae) – 19
Cerurara vinula L. (Lepidoptera, Notodontidae) – 243
Chaenopodium album L. (Chaenopodiaceae) – 199
Chalcididae (Hymenoptera) – 89, 206, 210, 269
Chamaecyparis lawsoniana (A. Murr. Parl.) (Resinosa) – 17, 30, 169, 179
Chamerion angustifolium (Gramineae) – 199
Chondroplea populea (Sacc. & Briard.) Kleb. (Diaportales, Valsaceae) – 437
Chrysomela populi (L.) (Coleoptera, Chrysomelidae) – 249
Chrysomelidae (Coleoptera) – 249, 255, 259, 297
Chrysoperla carnea (Stephens) (Neuroptera, Chrysopidae) – 89
Chrysopidae (Neuroptera) – 89
Cleridae (Coleoptera) – 180, 184, 220, 229
Cneorrhinus globatum Herbst (Coleoptera, Curculionidae) – 333
Cneorrhinus plagiatum Schall (Coleoptera, Curculionidae) – 170, 172, 301, 333, 335
Cneorrhinus sp. (Coleoptera, Curculionidae) – 302
Coccinella septempunctata L. (Coleoptera, Coccinellidae) – 89, 206, 223
Coccinellidae (Coleoptera) – 89, 206, 209, 223, 286
Coccix buoliana Schiff. (Lepidoptera, Tortricidae) – 207
Coccomyces hiemalis Higg. (Rhytismatales, Rhytismataceae) – 457
Coccus pini Hartig (Homoptera, Diaspididae) – 205
Coeloides brevicaudis Gyorfi (Hymenoptera, Braconidae) – 117
Coeloides melanostigma Strand (Hymenoptera, Braconidae) – 117
Coleoptera (Insecta) – 33, 34, 89, 115, 137, 151, 157, 161, 179, 180, 183, 184, 193, 206, 209, 213, 219, 220, 227, 229, 249, 255, 259, 267, 286, 289, 297, 301, 302, 311, 315, 319, 325, 329, 333, 337, 339, 341, 347, 351
Colletotrichum coccodes (fungo) – 68
Colydiidae (Coleoptera) – 180, 184, 220
Compsidia populnea (L.) (Coleoptera, Cerambycidae) – 34, 37, 175, 176, 267, 268, 271
Convolvulus arvensis L. (Convolvulaceae) – 67
Corylus avellana L. (Corylaceae) – 18, 157, 161
Corylus sp. (Corylaceae) – 174, 341
Crematogaster scutellaris Ol. (Hymenoptera, Formicidae) – 180, 184
Cremastus interruptor Grav. (Hymenoptera) – 208
crenatus Hov. (m.) (Lepidoptera, Noctuidae) – 307

- Criconemella* (Nematoda) – 68
Criconemella xenoplax (Nematoda) – 69
Cryptodiaportia populea (Sacc.) Butin (Diaportales, Valsaceae) – 437
Cryptorrhynchus alpinus Stierl. (Coleoptera, Curculionidae) – 273
Cryptorrhynchus lapathi L. (Coleoptera, Curculionidae) – 173, 174, 175, 176, 273, 275, 278
Cryptorrhynchus verticalis Faust. (Coleoptera, Curculionidae) – 273
Ctenarytaina eucalypti (Mask.) (Homoptera, Psyllidae) – 174, 285, 288
Cupressus (Cupressaceae) – 141
Cupressus arizonica E. L. (Cupressaceae) – 17
Cupressus lusitanica Mill. (Cupressaceae) – 17, 373, 411
Cupressus sempervirens L. (Cupressaceae) – 17, 169, 179, 183
Cupressus thurifera (Cupressaceae) – 169, 179, 183
Curculio abietis L. (Coleoptera, Curculionidae) – 227
Curculio elephas Gyll. (Coleoptera, Curculionidae) – 113, 114, 151, 155, 156
Curculio excavatus Schrank. (Coleoptera, Curculionidae) – 227
Curculio glandium Marsham (Coleoptera, Curculionidae) – 158, 161, 163
Curculio glandium var. *filirostris* Rey (Coleoptera, Curculionidae) – 161
Curculio glandium var. *anatolicus* Pic (Coleoptera, Curculionidae) – 161
Curculio glandium var. *montivagus* Reitter (Coleoptera, Curculionidae) – 151
Curculio gulosus F. (Coleoptera, Curculionidae) – 157
Curculio hispanus Stierl. (Coleoptera, Curculionidae) – 161
Curculionidae (Coleoptera) – 33, 34, 115, 151, 157, 161, 193, 213, 227, 301, 325, 329, 333, 337, 339, 341, 347
Curculio nucum L. (Coleoptera, Curculionidae) – 113, 114, 157, 159
Curculio pini Marsham (Coleoptera, Curculionidae) – 227
Curculio propinquus Desb. (Coleoptera, Curculionidae) – 227
Curculio tessellatus Desbr. (Coleoptera, Curculionidae) – 161
Curculio tigrinus Geoffr. (Coleoptera, Curculionidae) – 227
Curculio tigris Goetz. (Coleoptera, Curculionidae) – 227
Curculio turbatus Gyll. (Coleoptera, Curculionidae) – 161
Cydia juliana Curt. (Lepidoptera, Tortricidae) – 113, 139
Cydia pomonella (L.) (Lepidoptera, Tortricidae) – 114, 149
Cydia splendana Hb. (Lepidoptera, Tortricidae) – 113, 114, 140, 141
Cydia splendana var. *reaumurana* Hein. (Lepidoptera, Tortricidae) – 141
Cylindrocladium scoparium (fungo) – 38
Cylindrosporium hiemalis Higg (Melanconiales, Melanconiaceae) – 457
Cylindrosporium padi Karst. (Melanconiales, Melanconiaceae) – 375, 457, 458, 460, 461
Cynipidae (Hymenoptera) – 165
Cynips (Andricus) glandium Mayr. (Hymenoptera, Cynipidae) – 163
Cyperus spp. (Cyperaceae) – 67

Daktulosphaira vitifoliae Fitch. (Homoptera, Phylloxeridae) – 70
Decatoma biguttata var. *obscurata* Walk. (Hymenoptera) – 166

Decatoma biguttata var. *variegata* Curt. (Hymenoptera) – 166
 Deuteromycotina – 377, 381, 399, 405, 419, 433, 437, 443, 447, 457
 Diaportales – 437
 Diaspididae (Homoptera) – 205
Dicranura vinula (L.) (Lepidoptera, Notodontidae) – 175, 176, 243, 244, 247, 248
Dilina tiliae L. (Lepidoptera, Sphingidae) – 231
Dioryctria mendacella (Stgr.) (Lepidoptera, Pyralidae) – 112, 121, 123, 125, 128
Diplodia pinea (Desm.) Dickx. (Sphaeropsidales, Sphaeropsidaceae) – 399
 Diprionidae (Hymenoptera) – 187
Diptera (Insecta) – 89, 117, 150, 210, 269, 281, 286, 287, 301, 302, 355
Discosporium populeum (Sacc.) Sutton (Sphaeropsidales) – 347, 437, 439, 441
Ditylenchus (Nematoda) – 69
Dolichodoros (Nematoda) – 69
Dothichiza populea Sacc. & Briard (Sphaeropsidales) – 437

Elater lineatus L. (Coleoptera, Elateridae) – 315
Elater mucoreus Leconte (Coleoptera, Elateridae) – 311
Elater murina L. (Coleoptera, Elateridae) – 311
Elater nebulosus Razoumowsky (Coleoptera, Elateridae) – 311
Elater rufipes DeGeer (Coleoptera, Elateridae) – 311
Elater segetis Bjerkander (Coleoptera, Elateridae) – 315
Elater sordidus Candèze ((Coleoptera, Elateridae) – 311
Elater striatus F. (Coleoptera, Elateridae) – 315
Elater suecius Gmelin (Coleoptera, Elateridae) – 315
Elater thoracicus Scopoli (Coleoptera, Elateridae) – 311
 Elateridae (Coleoptera) – 311, 315
Elodia tragica (Diptera, Tachinidae) – 150
 Encyrtidae (Hymenoptera) – 89
Enicospilus rumidulus Grav. (Hymenoptera, Ichneumonidae) – 188
Ephialtes brevicornis Grav. (Hymenoptera, Ichneumonidae) – 210
Ephialtes brevicornis var. *euphratae* (Schmidt) (Hymenoptera, Ichneumonidae) – 117
Ephialtes caudatus Ratz. (Hymenoptera, Ichneumonidae) – 150
Ephialtes haemorrhoidalis (Tscick.) (Hymenoptera, Ichneumonidae) – 117
Ephialtes terebrans Ratz. (Hymenoptera, Ichneumonidae) – 117
Ephialtes ruficollis Grav. (Hymenoptera, Ichneumonidae) – 210
Ephialtes sagax Htg. (Hymenoptera, Ichneumonidae) – 117, 210
Ephialtes tuberculatus Fourc. (Hymenoptera, Ichneumonidae) – 229, 276
Epinotia aceriana Dupn. (Lepidoptera, Tortricidae) – 263
Ermobius mollis L. (Coleoptera, Anobiidae) – 112, 113, 137
 Erysiphaceae (Ascomycotina, Erysiphales) – 419
 Erysiphales (Ascomycotina) – 419
Eubadizon atricornis Ratz. (Hymenoptera, Braconidae) – 117
Eucalyptus (Myrtaceae) – 285
Eucalyptus globulus Labill. (Myrtaceae) – 18, 41, 174, 288, 301, 302, 307, 443, 446, 449
Eucalyptus obliqua (Myrtaceae) – 68

- Eucalyptus* spp. (Myrtaceae) – 174, 319, 443
Euonymus – 349
Eupelmus kieferi D. St. (Hymenoptera, Eupelmidae) – 166
Euphrasia (Scrophulariaceae) – 235, 236
Eurhinocola eucalypti (Mask.) (Homoptera, Psyllidae) – 285
Eurytoma moris Boh. (Hymenoptera, Eurytomidae) – 180, 184
Eurytoma sp. (Hymenoptera, Eurytomidae) – 132
Eurytomidae (Hymenoptera) – 132, 180, 184
Euzophera maritanella Mill. (Lepidoptera, Pyralidae) – 121
Evetria buoliana Schiff. (Lepidoptera, Tortricidae) – 207
Evetria retiferana Wocke (Lepidoptera, Tortricidae) – 132
Exenterus amictorius Panz. (Hymenoptera, Ichneumonidae) – 188
Exeristes rufficollis (Hymenoptera, Braconidae) – 117
Exochomus quadripustulatus (L.) (Coleoptera, Coccinellidae) – 223
Exocomus (fungo) – 83
- Fagus sylvatica* (Fagaceae) – 174
filirostris Rey (v.) (Coleoptera, Curculionidae) – 161
Formicidae (Hymenoptera) – 180, 184
Fraxinus angustifolia Vahl (Oleaceae) – 19, 303
Fraxinus spp. (Oleaceae) – 174, 234, 289, 293, 319
Fusarium (Hypomycetales, Moniliaceae) – 37, 41, 68, 91, 377, 381
Fusarium oxysporum (Hypomycetales, Moniliaceae) – 68, 91, 94, 373
Fusarium udum (Hypomycetales, Moniliaceae) – 68
- Galium* (Rubiaceae) – 235, 236
Geometridae (Lepidoptera) – 239
Gilletteella coweni (Gillette) (Hymenoptera, Adelgidae) – 223, 225
Gleditsia triacanthos L. (Leguminosae) – 18, 19
Globodera (Nematoda) – 68
Gossypium hirsutum Mill. (Malvaceae) – 72
Granulodia sapinea (Fr.) Morelet (Sphaeropsidales, Sphaeropsidaceae) – 399
Gravitarinata margarotana H.S. (Lepidoptera, Tortricidae) – 112, 127, 129
Grevillea robusta A. Cunn. (Proteaceae) – 19
Gylletteella coweni (Gillette) (Homoptera, Adelgidae) – 172, 223, 225
Gypsonoma aceriana Dupn. (Lepidoptera, Tortricidae) – 175, 176, 263, 265
- Habroloma palpobrotator* Ratz. (Hymenoptera, Braconidae) – 117
Habrocytus chrysos Walk. (Hymenoptera, Pteromalidae) – 132
Haematopota ocelligera Krob. (Diptera, Tabanidae) – 286
Hakea sericea Schrader (Proteaceae) – 19
Hakea salicifolia (Vent) B.L.Burt (Proteaceae) – 19
Haltica ampelophaga Ferreira et Ferreira (Coleoptera, Chrysomelidae) – 297
Haltica eruca Ol. (Coleoptera, Chrysomelidae) – 297
Haltica quercetorum Foudr. (Coleoptera, Chrysomelidae) – 175, 176, 297, 299

- Harpya vinula* L. (Lepidoptera, Notodontidae) – 293
Hebeloma crustuliniforme (fungo) – 91
Helminthosporium sativum (fungo) – 68
Helicotylenchus (Nematoda) – 69
Helicotylenchus digonicus (Nematoda) – 69
 Helotiales (Ascomycotina, Discomycetae) – 405, 443
Hendersonia eucaliptina A. Santos (Sphaeropsidales, Sphaeropsidaceae) – 374, 447, 448, 449, 450
Heterodera (Nematoda) – 69
Heterodera carotae (Nematoda) – 69
 Heteroptera (Insecta) – 89, 199
Hibernia defoliaria Cl. (Lepidoptera, Geometridae) – 240
 Homoptera (Insecta) – 205, 223, 235, 301
Humulus lupulus (Cannabinaceae) – 199
Hydnellum zonatum Batsh. (fungo) – 83
Hylastes (Coleoptera, Scolytidae) – 219
Hylastes angusticollis Eggers (Coleoptera, Scolytidae) – 219
Hylastes ater (Payk.) (Coleoptera, Scolytidae) – 170, 171, 172, 173, 219, 222
Hylastes aterrimus Eggers (Coleoptera, Scolytidae) – 219
Hylastes pinicola Bedel (Coleoptera, Scolytidae) – 219
Hylastes piniperda Bedel (Coleoptera, Scolytidae) – 219
Hylastes robustus Reitter (Coleoptera, Scolytidae) – 219
Hylastes rotundicollis Reitter (Coleoptera, Scolytidae) – 219
Hylesinus aubei Perris (Coleoptera, Scolytidae) – 179
Hylesinus chloropus Duft. (Coleoptera, Scolytidae) – 219
Hylesinus juniperi Nordlinger (Coleoptera, Scolytidae) – 183
Hylesinus piniperda F. (Coleoptera, Scolytidae) – 219
Hylesinus thujae Perris (Coleoptera, Scolytidae) – 183
Hylobius abietis (L.) (Coleoptera, Curculionidae) – 33, 37, 170, 172, 227, 228, 230
 Hymenoptera (Insecta) – 89, 117, 123, 131, 132, 143, 150, 153, 158, 165, 180, 184, 187, 188, 206, 210, 215, 229, 269, 276, 281, 308, 316
 Hyphomycetae – 381
 Hyphomycetales (Deuteromycotina, Hypomycetae) – 377
Hypoderna pinastri (Shrad.) DC – 389
Hysterium limitatum Wiebel – 389
Hysterium pinastri Shrad – 389
Hysterium pinastri Shrad: Hook. – 389

 Ichneumonidae (Hymenoptera) – 89, 117, 123, 158, 188, 210, 229, 269, 276, 281, 287
 Iridoviridae (Virus) – 90
Ilex aquifolium L. (Aquifoliaceae) – 18, 19, 30

Jacaranda ovalifolia R. Br. (Bignoniaceae) – 19
Juglans nigra L. (Juglandaceae) – 19, 175, 303, 374, 413
Juglans regia L. (Juglandaceae) – 19, 28, 35, 103, 149, 175, 303, 374, 413

- Juniperus communis* L. (Cupressaceae) – 169, 179, 183
- Laccaria bicolor* (fungo) – 91
- Laccaria laccata* (fungo) – 91
- Lacon mucoreus* Leconte (Coleoptera, Elateridae) – 311
- Lacon sordidus* Candèze (Coleoptera, Elateridae) – 311
- Lactarius deliciosus* Fr. (fungo) – 83
- Lactarius sanguifluus* Fr. (fungo) – 83
- Larix* (Pinaceae) – 333, 429, 451
- Larix decidua* Miller (Pinaceae) – 17, 137
- Larix europaea* (Pinaceae) – 170, 213, 337, 339
- Larix occidentalis* Nuttall (Pinaceae) – 170, 199
- Laspeyresia pomonella* L. (Lepidoptera, Tortricidae) – 149
- Laspeyresia splendana* (Hb.) (Lepidoptera, Tortricidae) – 141
- Laurus nobilis* L. (Lauraceae) – 19
- Lepidoptera (Insecta) – 34, 39, 121, 127, 139, 149, 207, 231, 239, 243, 263, 279, 301, 302, 307
- Leskia aurea* Fall. (Diptera, Tachinidae) – 281
- Leucaspis affinis* Leonardi (Homoptera, Diaspididae) – 205
- Leucaspis candida* Targ. (Homoptera, Diaspididae) – 205
- Leucaspis pini* Hartig (Homoptera, Diaspididae) – 205
- Leucaspis pini* Signoret (Homoptera, Diaspididae) – 171
- Ligustrum* (Oleaceae) – 289, 293
- Lina populi* (L.) (Coleoptera, Chrysomelidae) – 249
- Liquidambar styraciflua* L. (Hamamelidaceae) – 19, 28
- Liriodendron tulipifera* L. (Magnoliaceae) – 19
- Lissonota saxonia* var. *orientalis* Hdg. (Hymenoptera, Ichneumonidae) – 123
- Lophoderma* Chev. – 387
- Lophodermellina* von Hohnet – 387
- Lophodermina pinastri* (Schrad. ex Hook) Hohn. (Rhytismatales, Rhytismataceae) – 389
- Lophodermina* von Hohnet – 387
- Lophodermium* Chev. (Rhytismatales, Rhytismataceae) – 373, 387, 388, 394
- Lophodermium conigena* (Brunaud) Tehon (Rhytismatales, Rhytismataceae) – 391
- Lophodermium conigenum* (Brunaud) Hilitzer (Rhytismatales, Rhytismataceae) – 373, 387, 391, 392
- Lophodermium pinastri* (Rhytismatales, Rhytismataceae) – 387, 393
- Lophodermium pinastri* forma *conigena* Brunaud (Rhytismatales, Rhytismataceae) – 388
- Lophodermium pinastri* (Schrad.:Hook.) Chev. (Rhytismatales, Rhytismataceae) – 388
- Lophodermium pinastri* (Schrad.: Hook.) Hohn. (Rhytismatales, Rhytismataceae) – 373, 389, 391
- Lophodermium pinicolum* Tehon (Rhytismatales, Rhytismataceae) – 389
- Lophodermium pini-excelsae* Ahmad (Rhytismatales, Rhytismataceae) – 387
- Lophodermium seditiosum* (Minter, Stalay & Millar) (Rhytismatales, Rhytismataceae) – 373, 387, 393, 394, 395, 397, 398, 411
- Lophyrus rufus* Latr. (Hymenoptera, Diprionidae) – 197

- Lygus* (Heteroptera, Miridae) – 38, 170, 171, 172, 173, 176, 199, 200, 202, 203
Lygus lineolaris (Heteroptera, Miridae) – 200
Lygus rugulipennis Poppius (Hemiptera, Miridae) – 42, 200
Lytta vesicatoria L. (Coleoptera, Meloidae) – 173, 174, 175, 177, 289, 291

Macrocentrus resinella (Hymenoptera, Braconidae) – 117
Magnolia grandiflora L. (Magnoliaceae) – 19
Marssonina brunnea (Ell. et Ev.) Magn. (Melanconiales, Melanconiaceae) – 374, 433, 434, 436
Marssonina populicola Miura – 433
Megastigmus dorsalis Walk. (Hymenoptera, Torymidae) – 166
Megastigmus spermotrophus Wachtl. (Hymenoptera, Torymidae) – 112, 113, 131, 134, 135, 137
Melampsora alli-populina (Uredinales) – 430
Melampsora larici-populina (Uredinales) – 430
Melampsora populnea (Uredinales) – 430
Melampsora spp. (Uredinales) – 374, 429, 430, 432
Melampsoridium betulinum (Desm.) Kleb. (Uredinales) – 375, 451, 452, 454, 455
Melanconiaceae – 433, 457
Melanconiales – 433, 457
Melasoma populi (L.) (Coleoptera, Chrysomelidae) – 42, 107, 175, 176, 249, 251, 253, 254
Melia azedarach L. (Meliaceae) – 19
Melliscaeva (Diptera, Sciaridae) – 89
Melliscaeva cinctellus Zett. (Diptera, Sciaridae) – 287
Meloidae (Coleoptera) – 289
Meloidogyne (Nematoda) – 69
Melolontha papposa Illiger (Coleoptera, Scarabaeidae) – 34, 169, 170, 172, 173, 174, 175, 176, 301, 302, 303, 319, 320, 322, 323
Melolontha spp. (Coleoptera, Scarabaeidae) – 303, 322
Mesopolobus spermotrophus Hussey (Hymenoptera, Pteromalidae) – 132
Microsphaera alphitoides Griff. Maubl. (Moniliales, Moniliaceae) – 347, 419, 421
Microsphaera quercina (Schw. Burr.) (Erysiphales, Erysiphaceae) – 419
Mimas tiliae L. (Lepidoptera, Sphingidae) – 173, 175, 176, 177, 231, 233
Miridae (Heteroptera) – 199
Moniliaceae (Hyphomycetae, Moniliales) – 377, 405
Moniliales (Deuteromycotina, Hyphomycetae) – 405, 419, 443
montivagus Reitter (v.) (Coleoptera, Curculionidae) – 161
Mycelia aterilia (= Agonomycetales) (Deuteromycotina, Hyphomycetae) – 381
Myzus cerasi F. (Homoptera, Aphididae) – 175, 235, 237

Neodiprion sertifer Geoff. (Hymenoptera, Diprionidae) – 171, 172, 187, 189, 190, 191
Nephopteryx mendacella Stgr. (Lepidoptera, Pyralidae) – 121
Neuroptera (Insecta) – 89
nigricornis Vill. (m.) (Lepidoptera, Noctuidae) – 307
Nitrobacter (Bacteria) – 73, 95

- Nitrosoma* (Bacteria) – 73, 95
Nitrosomonas (Bacteria) – 73, 95
 Noctuidae (Lepidoptera) – 301, 307
Nosema carpocapsae (Protozoa) – 150
 Notodontidae (Lepidoptera) – 243

Odyneurus nobilis Ses. (Hymenoptera, Eumenidae) – 162
Oidium (Moniliales, Moliniaceae) – 419
Oidium aceris Rabh. (Moniliales, Moliniaceae) – 374, 423
Oidium quercinum Thuem (Moniliales, Moniliaceae) – 374, 419, 422
Operophtera brumata L. (Lepidoptera, Geometridae) – 173, 174, 175, 239
Orygylus obscurator Nees (Hymenoptera, Braconidae) – 210
Ormyrus sp. (Hymenoptera,) – 166
Orobanche aegyptiaca (Orobanchaceae) – 67
Orobanche crenata Forskal (Orobanchaceae) – 67
Orobanche ramosa L. (Orobanchaceae) – 67
Otiorhynchus globulipennis Gyll. (Coleoptera, Curculionidae) – 339
Otiorhynchus niger (F.) (Coleoptera, Curculionidae) – 169, 170, 172, 173, 174, 301, 337
Otiorhynchus ovatus (L.) (Coleoptera, Curculionidae) – 169, 170, 172, 173, 301, 339, 340
Otiorhynchus pabulinus Panz. (Coleoptera, Curculionidae) – 339
Otiorhynchus perlatus Richter (Coleoptera, Curculionidae) – 335
Otiorhynchus rufines Scop. (Coleoptera, Curculionidae) – 339
Otiorhynchus spp. (Coleoptera, Curculionidae) – 302
Otiorhynchus sulcatus (F.) (Coleoptera, Curculionidae) – 37, 71, 94, 173, 174, 301, 303, 341, 344, 345, 346
Otiorhynchus vorticosus Gyll. (Coleoptera, Curculionidae) – 339

pallida Stgr. (m.) (Lepidoptera, Noctuidae) – 307
Pammene juliana Curt. (Lepidoptera, Tortricidae) – 139
Paniscus testaceus Grav. (Hymenoptera, Ichneumonidae) – 281
Papilio ulmi Schr. (Lepidoptera, Sphingidae) – 231
Paranthrene asiliformis Schiff. (Lepidoptera, Sesiidae) – 279
Paranthrene tabaniformis Rott (Lepidoptera, Sesiidae) – 34, 37, 93, 175, 279, 281, 283
 Parvoviridae (Virus) – 90
Penicillium (fungo) – 68
 Perenosporaceae (Oomycetae, Peronosporales) – 413
 Peronosporales (Phycomycotina, Oomycetae) – 379, 413
Phaenogenes sesiae Mac. (Hymenoptera, Ichneumonidae) – 281
Phanerotoma obscura Snoff. (Hymenoptera, Braconidae) – 117
Phloeosinus aubei (Perris)(Coleoptera, Scolytidae) – 169, 173, 179, 182, 184
Phloeosinus bicolor Bedel (Coleoptera, Scolytidae) – 179
Phloeosinus henschi Reitter (Coleoptera, Scolytidae) – 183
Phloeosinus hercegovinensis Eggers (Coleoptera, Scolytidae) – 179
Phloeosinus prae-notatus Gredler (Coleoptera, Scolytidae) – 183
Phloeosinus prostratus Peyerimhoff (Coleoptera, Scolytidae) – 183

- Phloeosinus serrifer* Wichmann (Coleoptera, Scolytidae) – 183
- Phloeosinus thujae* (Perris) (Coleoptera, Scolytidae) – 169, 173, 183, 185
- Phloeosinus transcaspicus* Semenov (Coleoptera, Scolytidae) – 179
- Phratora vittelinae* L. (Coleoptera, Chrysomelidae) – 175, 176, 259, 261
- Phycomycotina – 379, 413
- Phyllodecta vittelinae* (L.) (Coleoptera, Chrysomelidae) – 259
- Phytophthora cambivora* (Perris) Buis (Peronosporales, Peronosporaceae) – 374, 413, 414
- Phytophthora cinnamomi* (Peronosporales, Peronosporaceae) – 68, 78, 91, 374, 413, 414
- Phytophthora (Peronosporales, Peronosporaceae) – 34, 35, 36, 37, 337, 415, 417
- Phytophthora* (Peronosporales, Peronosporaceae) – 34, 35, 36, 37
- Picea abies* (L.) (Pinaceae) – 17
- Picea englemannii* (Pinaceae) – 170, 199
- Picea excelsa* (Pinaceae) – 170, 213, 339
- Picea glauca* (Pinaceae) – 170, 199
- Picea sitchensis* (Bong.) Carr. (Pinaceae) – 17, 170, 199
- Picea* sp. (Pinaceae) – 21, 53, 170, 217, 227
- Picornoviridae (Virus) – 90
- Pimpla calabrata* Gr. (Hymenoptera, Ichneumonidae) – 158
- Pimpla gallarum* Gir. (Hymenoptera, Ichneumonidae) – 166
- Pimpla roborator* F. (Hymenoptera, Ichneumonidae) – 276
- Pimpla turionellae* L. (Hymenoptera, Ichneumonidae) – 210
- Pinus banksiana* (Pinaceae) – 170, 207
- Pinus brutia* (Pinaceae) – 112, 113, 115, 121, 170, 205, 207
- Pinus cembra* L. (Pinaceae) – 171, 187, 207
- Pinus contorta* Loudon (Pinaceae) – 112, 113, 115
- Pinus densiflora* Siebold & Zuccarini (Pinaceae) – 112, 127
- Pinus halepensis* Mill. (Pinaceae) – 17, 111, 112, 113, 115, 121, 171, 193, 205, 207, 213, 329, 373, 399
- Pinus laricio* (Pinaceae) – 373, 399
- Pinus montana* (Pinaceae) – 171, 187
- Pinus mugho* (Pinaceae) – 171, 207
- Pinus nigra* Arn. (Pinaceae) – 22, 118, 111, 112, 113, 115, 171, 187, 207, 213, 347
- Pinus nigra austriaca* (Pinaceae) – 171, 205
- Pinus nigra* ssp. *laricio* (Poir.) (Pinaceae) – 171, 207, 213, 217
- Pinus nigra* var. *pallasiana* (Pinaceae) – 112, 121, 127
- Pinus palustris* (Pinaceae) – 171, 207
- Pinus pinaster* Ait. (Pinaceae) – 17, 23, 47, 54, 60, 64, 83, 101, 103, 111, 112, 113, 115, 119, 120, 121, 122, 125, 127, 129, 171, 187, 190, 193, 202, 203, 205, 206, 207, 211, 213, 329, 373, 381, 385, 390, 391, 392, 393, 397, 398, 399, 405, 409, 410
- Pinus pinea* L. (Pinaceae) – 18, 24, 83, 111, 112, 113, 115, 119, 121, 122, 171, 207, 373, 381, 389, 391, 393, 399, 402, 405
- Pinus ponderosa* Lawson (Pinaceae) – 172, 207
- Pinus radiata* D. Don. (Pinaceae) – 18, 68, 111, 207, 373, 399, 405

- Pinus silvestris* L. (Pinaceae) – 18, 55, 57, 64, 85, 106, 111, 112, 113, 127, 172, 187, 193, 205, 207, 213, 329, 347, 373, 389, 399, 405
- Pinus strobus* L. (Pinaceae) – 112, 127, 207, 213, 347
- Pinus thunbergi* Parlatores (Pinaceae) – 112, 127
- Pinus uncinata* Ramond (Pinaceae) – 112, 121, 127, 172, 187, 207
- Pinus* (Pinaceae) – 172, 199, 219, 227, 315, 319, 325, 333, 334, 337, 339, 351, 355
- Pipizella* sp. (Diptera, Sciaridae) – 287
- Pisolitus luteolus* (fungo) – 83
- Pisolithus tinctorius* Minch. ex Pers (fungo) – 82, 83
- Pissodes castaneus* (DeG.) (Coleoptera, Curculionidae) – 33, 170, 171, 172, 213, 214, 217, 218
- Pissodes notatus* (DeG.) (Coleoptera, Curculionidae) – 213
- Pissodes validirostris* Gyll. (Coleoptera, Curculionidae) – 49, 112, 113, 115, 119, 120, 122
- Pittosporum undulatum* Vent. (Pittosporaceae) – 19
- Plagioderia armoraciae* F. (Coleoptera, Chrysomelidae) – 255
- Plagioderia salicis* Thoms. (Coleoptera, Chrysomelidae) – 255
- Plagioderia versicolor* Laich. (Coleoptera, Chrysomelidae) – 175, 176, 255, 258, 260
- Platanus hybrida* Brot. (Platanaceae) – 19
- Polydrosus sericeus* Schall (Coleoptera, Curculionidae) – 301
- Populus alba* (Salicaceae) – 249, 273
- Populus canadensis* (Salicaceae) – 273
- Populus deltoides* cv. 1-63-51 (Salicaceae) – 437
- Populus deltoides* cv. S,335.8 (Salicaceae) – 437
- Populus helvetia* (Salicaceae) – 249
- Populus nigra* (Salicaceae) – 249, 259, 273, 437
- Populus nigra* “Ghoy 1” (Salicaceae) – 259
- Populus x euroamericana* (Dode) Guinier (Salicaceae) – 437
- Populus* spp. (Salicaceae) – 18, 175, 243, 249, 259, 263, 267, 273, 279, 289, 307, 319, 351, 374, 425, 433, 437
- Populus tremula* (Salicaceae) – 273
- Populus virginiana* (Salicaceae) – 273
- Populus trichocarpa* (Salicaceae) – 259
- Poxviridae (Virus) – 90
- Pratylenchus* (Nematoda) – 69
- Pristomerus vulnerator* Panz. (Hymenoptera, Ichneumonidae) – 210
- Prospaltella leucaspidis* Mercet (Hymenoptera, Chalcididae) – 206
- Prunus avium* L. (Rosaceae) – 18, 29, 49, 97, 108, 175, 235, 237, 239, 241, 319, 457
- Prunus cerasus* L. (Rosaceae) – 175, 235
- Pseudomonas* (Bacteria) – 91
- Pseudotsuga* (Pinaceae) – 134, 134, 230, 347
- Pseudotsuga menziesii* (Mirb.) Franco (Pinaceae) – 18, 24, 112, 113, 172, 199, 211, 223, 225, 227, 333, 337
- Psyllidae (Homoptera) – 285
- Pteromalidae (Hymenoptera) – 132, 215, 220
- Pteromalus azureus* Ratz. (Hymenoptera, Pteromalidae) – 220

- Pteromalus braconidis* Bouché (Hymenoptera, Pteromalidae) – 166
 Pyralidae (Lepidoptera) – 121
Pyrenochaeta lycopersi (fungo) – 68
Pyrenochaeta terrestris (fungo) – 68
 Pythiaceae (Oomycetae, Peronosporales) – 379
Pythium (Peronosporales, Pythiaceae) – 37, 68, 91, 373, 379, 381

Quercus canariensis Willd. (Fagaceae) – 18
Quercus coccifera L. (Fagaceae) – 18, 25, 34, 53, 151
Quercus faginea Lam. (Fagaceae) – 18, 151, 165
Quercus ilex L. (Fagaceae) – 161, 165
Quercus lusitanica Lam. (Fagaceae) – 18, 151
Quercus pedunculatus (Fagaceae) – 161
Quercus pubescens Willdenow (Fagaceae) – 161, 165
Quercus pyrenaica Willd. (Fagaceae) – 18, 151, 165, 175, 297, 419
Quercus robur L. (Fagaceae) – 18, 34, 157, 175, 193, 197, 231, 297, 329, 419, 422
Quercus rotundifolia Lam. (Fagaceae) – 18, 151
Quercus rubra L. (Fagaceae) – 18, 26
Quercus sessilifera (Fagaceae) – 161
Quercus suber L. (Fagaceae) – 19, 151, 161, 165, 176, 297
Quercus spp. (Fagaceae) – 176, 315, 319, 325, 341, 347, 374
Quercus toza (Fagaceae) – 176, 193, 329
Quinisulcius (Nematoda) – 69

 Reoviridae (Virus) – 90
Retinia buoliana Schiff. (Lepidoptera, Tortricidae) – 207
 Rhabdoviridae (Virus) – 90
Rhinocola eucalypti Mask. (Homoptera, Psyllidae) – 285
Rhizobium (Bacteria) – 73
Rhizoctonia solani Kuhn (Agonomycetales) – 68, 373, 381
Rhizoglyphus robini Claparède (Astigmata, Acaridae) – 70
 Rhizophagidae (Coleoptera) – 220
Rhizophagus depressus (F.) (Coleoptera, Rhizophagidae) – 220
Rhizopogon luteolus Fr. ex Nordl (fungo) – 82
 Rhododendron (Ericaceae) – 343
Rhopalicus sp. (Hymenoptera, Pteromalidae) – 215
Rhyacionia buoliana Schiff. (Lepidoptera, Tortricidae) – 39, 112, 170, 171, 172, 207, 209, 211
Rhynchaenus validirostris Sthlb. (Coleoptera, Curculionidae) – 115
 Rhytismataceae (Ascomycotina, Rhytismatales) – 387, 389, 391, 393, 457
 Rhytismatales (Ascomycotina) – 387, 389, 391, 393, 457
Robinia pseudoacacia L. (Leguminosae) – 18, 19, 176
Roselinia necatrix (fungo) – 68
Rotylenchulus (Nematoda) – 69
Rotylenchus (Nematoda) – 69

- Salix* (Salicaceae) – 243, 249, 259, 263, 267, 273, 279
Salix americana (Salicaceae) – 176, 273
Salix caprea (Salicaceae) – 273
Salix fragilis (Salicaceae) – 273
Salix purpurea (Salicaceae) – 273
Salix triandra (Salicaceae) – 273
Salix viminalis L. (Salicaceae) – 273
Salix spp. (Salicaceae) – 19, 176
Sambucus nigra L. (Caprifoliaceae) – 176, 293
Saperda betulina Geoffroy (Coleoptera, Cerambycidae) – 267
Saperda decempunctata DeG. (Coleoptera, Cerambycidae) – 267
Saperda populi Duménil (Coleoptera, Cerambycidae) – 267
Saperda populnea (L.) (Coleoptera, Cerambycidae) – 267
Sarcodon imbricatum (L.: Fr.) Qu. (fungo) – 83
Sarothammus (Cariofilaceae) – 333
Sarothammus scoparius Koch (Cariofilaceae) – 334
Scambus sudeticus (Hymenoptera, Ichneumonidae) – 117
Scarabaeidae (Coleoptera) – 34, 301, 319
Schizonotus sieboldi Ratz. (Hymenoptera, Chalcididae) –
Sciapteron tabaniformis Rott (Lepidoptera, Sesiidae) – 279
Sciaridae (Diptera) – 287
Scleroderma aurantium Vall. (fungo) – 83
Scleroderma bellini (fungo) – 83
Sclerotiniaceae (Discomycetae, Helotiales) – 405, 443
Sclerotinia fuckeliana (de Bary) Fuckel (Helotiales, Sclerotiniaceae) – 405, 443
Sclerotium cepivorum (fungo) – 68
Sclerotium oryzae (fungo) – 68
Sclerotium rolfsii (fungo) – 68
Scolecodothis Miles – 387
Scolytidae (Coleoptera) – 179, 183, 219
Semasia aceriana Dupn. (Lepidoptera, Tortricidae) – 263
Sequoiadendron giganteum (Lindl.) Buchholtz (Taxodiaceae) – 173, 179, 183
Sesia asiliformis F. (Lepidoptera, Sesiidae) – 279
Sesia tabaniformis Rott (Lepidoptera, Sesiidae) – 279
Sesiidae (Lepidoptera) – 34, 279
Shaerophoria scripta L. (Diptera, Syrphidae) – 287
Sigalphus sculpturatus Szep. (Hymenoptera, Braconidae) – 153
Smerinthus tiliae L. (Lepidoptera, Sphingidae) – 231
Sorbus aucuparia L. (Rosaceae) – 19, 176, 199
Spathius rubidus (Hymenoptera, Ichneumonidae) – 117
Sphaeropsidaceae (Deuteromycotina, Coolomycetae) – 399, 447
Sphaeropsidales (Deuteromycotina, Coolomycetae) – 399, 437, 447
Sphaeropsis ellisii Sacc. (Sphaeropsidales, Sphaeropsidaceae) – 399
Sphaeropsis sapinea (Fr.) Dyko & Sutton (Sphaeropsidales, Sphaeropsidaceae) – 373,
399, 400, 402, 403

- Sphingidae* (Lepidoptera) – 231, 293
Sphinx ligustri L. (Lepidoptera, Sphingidae) – 175, 176, 177, 293, 294, 295
Strophosomus capitatus DeG. (Coleoptera, Curculionidae) – 171, 172, 174, 176, 301, 302, 347, 349
Strophosomus coryli Boh. (Coleoptera, Curculionidae) – 347
Strophosomus desbrochersi Tourn. (Coleoptera, Curculionidae) – 347
Strophosomus fulvicornis Walton (Coleoptera, Curculionidae) – 347
Strophosomus griseus Tourn. (Coleoptera, Curculionidae) – 347
Strophosomus obesus Marsham (Coleoptera, Curculionidae) – 347
Suillus bellini (Gnz.) Watling (fungo) – 83
Suillus bovinus (L. Fr.) Qu. (fungo) – 83
Syringa vulgaris L. (Oleaceae) – 293
Syrphidae (Diptera) – 287
Syrphoctonus abdominalator (Bridgeman) (Hymenoptera, Ichneumonidae) – 287
Syrphus (Diptera, Syrphidae) – 289

Tachinidae (Diptera) – 89, 117, 150, 210, 269, 281
Taphrina aurea (Pers.) Fr. (Taphrinales, Taphrinaceae) – 374, 425, 426, 428
Taphrina populina Fr. (Taphrinales, Taphrinaceae) – 425
Taphrinales (Ascomycotina) – 425
Taphrinaceae (Ascomycotina, Taphrinales) – 425
Taxus (Taxaceae) – 219, 341, 345
Taxus baccata L. (Taxaceae) – 18, 173
Temnochila coerulea L. (Coleoptera, Temnochilidae) – 229
Temnochilidae (Coleoptera) – 229
Terfezia (fungo) – 83
Tetrastichus turionum Htg. (Hymenoptera, Chalcididae) – 210
Thanasimus formicarius L. (Coleoptera, Cleridae) – 180, 184, 220, 229
Thrips palmi (Thysanoptera, Thripidae) – 71
Thuja (Cupressaceae) – 341
Thuja occidentalis L. (Cupressaceae) – 173, 179, 183
Thuja orientalis L. (Cupressaceae) – 179, 183
Thuja plicata L. (Cupressaceae) – 18, 199
Tilia (Tiliaceae) – 231
Tilia cordata Mill. (Tiliaceae) – 19
Tilia platyphyllos Scop. (Tiliaceae) – 19
Tilia tomentosa Moench. (Tiliaceae) – 19
Tilia sp. (Tiliaceae) – 176, 302
Tipula oleracea L. (Diptera, Tipulidae) – 37, 301
Tipula paludosa Meigen (Diptera, Tipulidae) – 37, 301, 355, 357
Tipulidae (Diptera) – 355
Tortricidae (Lepidoptera) – 39, 127, 139, 149, 207, 263
Tortrix buoliana Schiff. (Lepidoptera, Tortricidae) – 207
Tortrix splendana Hb. (Lepidoptera, Tortricidae) – 141
Torymidae (Hymenoptera) – 131

- Trichoderma* (fungo) – 415
Trichoderma viride Pers. ex Gray (fungo) – 91
Trichogramma embryophagum Htg. (Hymenoptera, Trichogrammatidae) – 210
Trichogramma eneicator Rossi (Hymenoptera, Trichogrammatidae) – 150
Trichogramma evanescens Westw. (Hymenoptera, Trichogrammatidae) – 150
Trichogramma sp. (Hymenoptera, Trichogrammatidae) – 143, 308
Trichogrammatidae (Hymenoptera) – 89, 143, 150, 210, 308
Tricholoma aurantum (Paul: Fr.) Gil. (fungo) – 83
Tuber (fungo) – 83
Tylenchus (Nematoda) – 69
Tylenchorhynchus (Nematoda) – 69
- Ulmus* (Ulmaceae) – 289
Ulmus procera Sallisb. (Ulmaceae) – 18, 19, 177, 231
Ulmus minor Miller (Ulmaceae) – 19
Uredinales (Basidiomycotina) – 429
- Valsaceae (Diaportales) – 437
Veronica (Scrophulariaceae) – 235, 236
Verticillium dahliae (fungo) – 68
Vesperus xatarti Dufour (Coleoptera, Cerambycidae) – 172, 175, 301, 302, 351, 353
Viburnum tinus L. (Caprifoliaceae) – 177, 293
Viteus vitifolii Fitch. (Homoptera, Phylloxeridae) – 70
Vitis (Vitidaceae) – 333
- Xiphinema* (Nematoda) – 69
Xiphinema bakeri (Nematoda) – 38

FICHA TÉCNICA

Autores:

M. C. Ferreira
G. W. S. Ferreira
N. Fonseca

Edição

Instituto de Estruturas Agrárias e Desenvolvimento Rural (IEADR)

Distribuição:

Divisão de Informação e Relações Públicas (IEADR)
Av. Defensores de Chaves, 6, R/C 1000 LISBOA

Capa:

ANA COSTA MAIA

Tiragem:

2000 ex.

Impressão:

EURODOIS

ISBN:

972-9175-64-0

Depósito Legal:

77643/94