

**PROSPECÇÃO E IDENTIFICAÇÃO
DAS PRINCIPAIS PRAGAS E DOENÇAS
NA GINGEIRA BRAVA DOS AÇORES**

- *Prunus lusitanica* L. ssp. *azorica* (Mouillef.) Franco -

Beatriz Bernad Lázaro



DRDA
Direcção Regional do Desenvolvimento e Agrário

Relatório do estágio
realizado no âmbito do Projecto Life-Priolo,
financiado pelo Programa Leonardo da Vinci e
orientado por:
Eng^o José Mota (D.R.D.A. - D.S.A.P)
Dr^a Leonor Viveiros (D.R.D.A. - D.S.A.P)
Prof. Dr^a Maria João Pereira (U.A.)

PROSPECÇÃO E IDENTIFICAÇÃO DAS PRINCIPAIS PRAGAS E DOENÇAS NA GINGEIRA BRAVA DOS AÇORES

- *Prunus lusitanica* L. ssp. *azorica* (Mouillef.) Franco -

Resumo

Este trabalho teve como objectivo a detecção das principais pragas e doenças que afectam a gingeira-brava dos Açores. Para tal, procedeu-se mensalmente, de Janeiro a Setembro de 2006, à prospecção visual das folhas de exemplares silvestres localizados na Serra da Tronqueira e em exemplares produzidos por semente no Viveiro dos Serviços Florestais da Vila do Nordeste, tendo sido recolhidos todos os moluscos, artrópodes e folhas com diferentes sinais de ataques e/ou doenças encontrados. Os moluscos foram registados apenas no habitat natural da ginja e correspondem a espécies nativas, não constituindo uma praga para a espécie. Nas árvores silvestres, as doenças relacionadas com a presença de fungos são as que se revestem de maior significado. Por seu turno, as plantas de ginja produzidas em viveiro, para além dos problemas associados à presença de fungos sofrem também do ataque de lagartas e cochonilhas. No viveiro, recomenda-se a aplicação de insecticidas para o combate das lagartas a partir de Fevereiro e para o combate das cochonilhas no mês de Julho, quando estas se encontram nos seus estados mais jovens. A cultura *in vitro* das porções afectadas das folhas com manchas avermelhadas e crivadas permitiu isolar os fungos *Colletotrichum* sp. e *Pestalotia* sp. referidos como agentes causadores de patologias foliares em outros géneros de plantas. No entanto, os testes de patogenicidade conduzidos durante 30 dias, não permitiram confirmar que estes fungos fossem os agentes responsáveis pela doença. Com base nas características das folhas afectadas pela doença fúngica, sugere-se que no Viveiro e a título experimental, seja testada a realização de um tratamento com um dos fungicidas recomendados para o controlo do Crivado num pequeno grupo de plantas. Finalmente recomenda-se a produção de exemplares quer para repovoamentos quer para estabelecimento dos "pomares de sementes" através da técnica da cultura de meristemas *in vitro*, já disponível para esta espécie, como forma de produzir cópias dos diferentes genótipos silvestres da ginja.

Palavras chave: *Prunus lusitanica* ssp. *azorica*, pragas, doenças, Açores.

Índice

1. Introdução	1
2. Material e Métodos	
2.1 Prospeção e recolha de material em campo	2
2.2 Avaliação qualitativa do grau de ataque das folhas <i>in situ</i>	3
2.3 Identificação dos espécimes recolhidos	3
2.4 Isolamento de organismos fitopatogénicos fúngicos e teste de patogenicidade	4
2.5 Tratamento de dados	5
3. Resultados	
3.1 Avaliação qualitativa do grau de ataque das folhas <i>in situ</i>	6
3.2 Moluscos	7
3.3 Artropodes.....	8
3.4 Isolamentos de organismos fitopatogénicos fúngicos e teste de patogenicidade	10
4. Discussão e Conclusões.....	12
5. Agradecimentos	13
6. Referências bibliográficas.....	13
7. Endereços electrónicos	14
8. Anexo I. Lista de Insecticidas homologados para o combate ao Bichado em prunóideas	15
9. Anexo II. Lista de Insecticidas homologados para o combate a Cochonilhas em prunóideas	16
10. Anexo III. Lista dos Fungicidas homologados para o combate ao Crivado em prunóideas	17

1. Introdução

Prunus lusitanica L. ssp. *azorica* (Mouillefert) Franco (figura 1), é uma árvore endémica dos Açores que se encontra classificada como 'em perigo' pela "International Union for the Conservation of Nature and Natural resources" IUCN (Walter and Gillett, 1997). Conhecida vulgarmente como ginja, ginjeira-brava ou ginja-do-mato, esta espécie faz parte das florestas laurifólias, classificadas internacionalmente como "Habitat Prioritário de Interesse Europeu" pelo seu elevado grau de endemismos (Directiva n.º 92/43/CE, de 21 de Maio, Directiva Habitats) [1]. Estas florestas constituem também o habitat natural do Priolo, ave ameaçada de extinção segundo a Directiva 79/409/CEE [2]. A área de distribuição desta ave, restringe-se apenas à zona leste da ilha de São Miguel (Açores), abrangida em grande parte pela zona de protecção especial (ZPEA) "Pico de

Vara/Ribeira do Guilherme" (Ramos, 2005). Actualmente no âmbito do Programa Europeu LIFE III, desenvolve-se nesta ZPEA, o projecto 'Life-Priolo' (2003-2008), que possui como objectivo geral o aumento da população de priolos existentes na área através da implementação de acções que visam recuperar e aumentar o habitat desta ave [3].

Integrado nas acções de recuperação do Habitat do Priolo, estão a ser produzidas no viveiro do Serviço Florestal do Nordeste, em São Miguel, várias espécies nativas dos Açores, entre as quais o endemismo *Prunus lusitanica* ssp. *azorica*. Na sequência das acções de recolha de sementes e produção de plantas em viveiro, constata-se, que quer as árvores que se encontram na zona de protecção especial "Pico de Vara/Ribeira do Guilherme", quer os exemplares de ginja produzidos por semente em viveiro, apresentam sintomas de doença e ataque nas suas folhas.



Figura 1. *Prunus lusitanica* L. ssp. *azorica* (Mouillefert) Franco em floração (15 de Maio de 2006, Serra da Tronqueira)

Segundo Borges *et al.* (2005) existe um total de 2209 espécies e subespécies de artrópodes pertencentes a 1433 géneros, sendo os Hexapoda o grupo de artrópodes mais rico com 1758 espécies; no entanto cerca de 60% desta fauna foi introduzida nos Açores.

Relativamente aos moluscos, nas ilhas Açorianas os moluscos terrestres estão representados por 111 espécies, 49 das quais correspondem a endemismos Açóricos e dois a endemismos da região macaronésica, não sendo referidas na última listagem publicada da fauna e flora terrestres dos Açores (Borges *et al.* 2005) qualquer espécie cujo estatuto de colonização seja reconhecido como espécie introduzida.

Finalmente e em relação ao estudo das pragas e doenças que afectam a ginja dos Açores não foram encontradas quaisquer referências bibliográficas.

Assim, o objectivo principal deste estudo foi proceder à prospecção periódica de moluscos, artrópodes e organismos fitopatogénicos fúngicos sobre exemplares de *P. lusitanica ssp. azorica*, em duas situações distintas: exemplares silvestres no seu habitat natural (ZPEA

"Pico de Vara/Ribeira do Guilherme") e exemplares produzidos em viveiro a partir de semente (Viveiro do Serviço Florestal do Nordeste). Espera-se desta forma que os resultados obtidos neste trabalho possam contribuir para delinear a aplicação dos meios de luta adequados aos problemas fitossanitários detectados nos exemplares dos viveiros a serem introduzidos na área de alimentação do Priolo.

2. Material e Métodos

2.1 Prospecção e recolha de material em campo

Foi realizada uma amostragem mensal, de Janeiro a Setembro 2006, em dois locais de estudo: na Serra da Tronqueira (ginjas silvestres na ZPEA "Pico de Vara/Ribeira do Guilherme", Figura 2A) e no Viveiro do Serviço Florestal do Nordeste (ginjas produzidas por via seminal, Figura 2B). O método de amostragem foi a observação visual sobre os exemplares, tendo sido recolhidos moluscos, artrópodes e folhas com diferentes sinais de ataques e/ou doenças.



Figura 2. A. Gingeira silvestre na Serra da Tronqueira. B. Plantas jovens em Viveiro no Serviço Florestal da Vila do Nordeste.

Os moluscos foram colocados dentro de tubos plásticos eppendorf®. Os artrópodes foram colhidos com a ajuda de pincéis e colocados em álcool dentro de tubos plásticos eppendorf®. As lagartas e pupa (lepidópteros) foram colocadas vivas em caixinhas entomológicas. As folhas com sintomas de doenças foram guardadas em sacos de plástico e colocadas no frigorífico até à sua análise.

Na Serra da Tronqueira a amostragem fez-se sobre dez árvores escolhidas inicialmente ao acaso e previamente marcadas pela equipa do projecto "Life-Priolo" com os seguintes números: P927, P933, P937, P847, P858, P864, P869, P877, P881 e P882. As ginjas marcadas com chapas foram geo-referenciadas para facilitar o seu reencontro na Serra nos meses seguintes. As amostras recolhidas foram codificadas com o correspondente código da árvore e a data de amostragem (*e.g.* P864 23.01.06).

No viveiro a amostragem incidiu sobre todas as plantas. Aqui não foi detectada a presença de qualquer molusco, tendo sido recolhidos apenas artrópodes e folhas com diferentes sinais de doenças e/ou ataques. Cada amostra foi codificada com o nome do local e a data de amostragem (*e.g.* PV 23.01.06).

2.2 Avaliação qualitativa do grau de ataque das folhas in situ

Na Serra da Tronqueira e no viveiro as plantas foram classificadas qualitativamente de acordo com o seu grau de ataques em 3 categorias: ataque elevado, médio e baixo. Considerou-se um exemplar com

ataque elevado, médio e baixo quando cerca de 80%, 45% ou 10% das suas folhas apresentavam sinais de ataques e/ou doenças, respectivamente. Enquanto na Serra da Tronqueira a avaliação qualitativa das folhas afectadas foi feita em cada árvore, no Viveiro essa avaliação foi feita de forma geral sobre todas as plantas.

2.3 Identificação dos espécimes recolhidos

Para a sua posterior identificação, os espécimes de cada amostra foram etiquetados individualmente (Figura 3A) por árvore na Serra da Tronqueira (*e.g.* P858 ácaro 1) e nas plantas em geral no viveiro dos Serviços Florestais do Nordeste (*e.g.* PV ácaro 1).

Os **moluscos** foram identificados directamente recorrendo à obra de Backhuys, W. (1975): *Molluscs of the Azores, Land & Fresh-Water*.

As lagartas e pupas de **lepidópteros** foram colocadas em caixas de Petri com algodão humedecido, à temperatura ambiente, e foram alimentadas com folhas de ginja. As folhas foram mudadas em cada 2 ou 3 dias, até ser atingido o estado de pupa. Após a emergência dos adultos procedeu-se à sua anestesia e morte (≈ 15 minutos) com algodão humedecido em acetato de etilo (Merck®, Rêf. 1.09623.1000). A técnica de montagem consistiu em colocar alfinetes de aço inoxidável Nº 2 através do mesotórax, ligeiramente inclinados para a frente. A abertura das asas fez-se com ajuda de uma agulha, utilizando "plastazote" para protecção das asas (Holloway *et al.*, 1992). Em virtude da genitália dos

lepidópteros constituir um dos melhores critérios de determinação a nível específico, procedeu-se também à realização de preparações das genitálias masculinas e femininas (Figura 3B e 3C). Para a identificação dos lepidópteros foi consultada a base de dados [4] da colecção de invertebrados do Museu Macleay da Universidade de Sydney (Austrália).

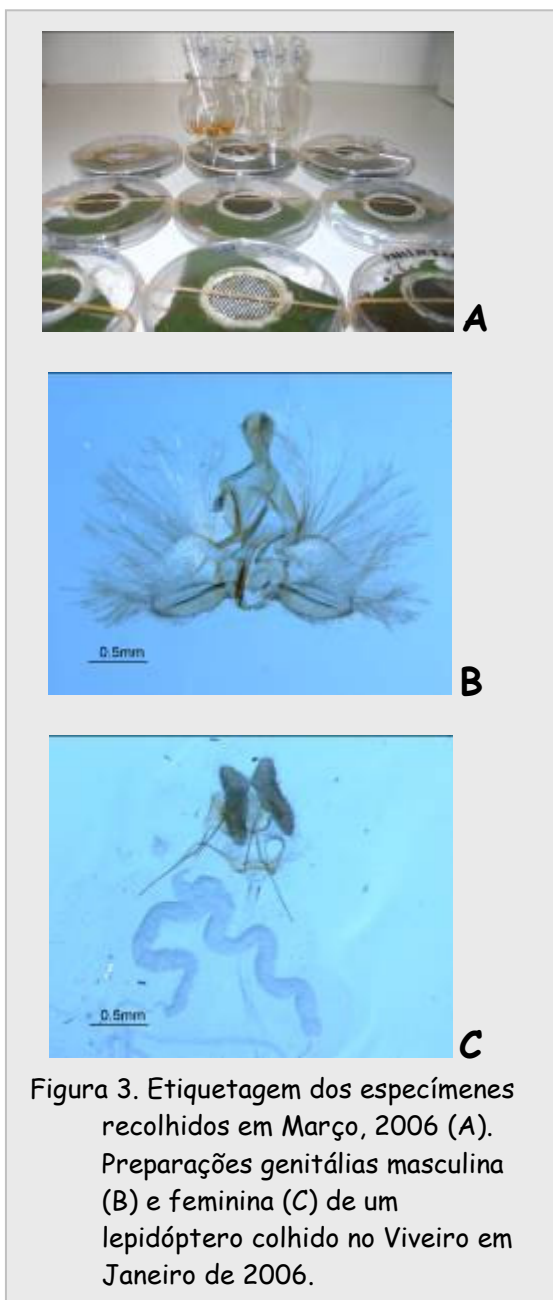


Figura 3. Etiquetagem dos espécimes recolhidos em Março, 2006 (A). Preparações genitálias masculina (B) e feminina (C) de um lepidóptero colhido no Viveiro em Janeiro de 2006.

Os ácaros foram manipulados com alfinetes entomológicos sob uma lupa binocular. A digestão dos tecidos

internos dos ácaros e a visualização da estrutura da cutícula quitinosa foi conseguida com a emersão dos ácaros em ácido láctico a 90% durante cerca de quatro dias, após os quais se realizaram as preparações microscópicas necessárias para a sua identificação. Para a montagem definitiva foi utilizado um meio com o mesmo índice de refração que o vidro: a Solução de Hoyer que se preparou com 50g de água destilada, 30g de goma arábica (Merck®, Rêf.1.04228), 200g de hidrato de cloral cristalizado (Riedel-de Häen®, Rêf.15307) e glicerina (86-88%, Riedel-de Häen®, Rêf.33224). Para a identificação dos ácaros foram utilizados os seguintes manuais: Edward *et al.* (1959); Gwilym & Evans (1992).

Os **afídeos e cochonilhas** de cada amostra, foram despigmentados com uma solução de clorafenol que se preparou com 80g de Hidrato de cloral cristalizado (Riedel-de Häen®, Rêf.15307) e 40g de Fenol cristalizado puro (Merck®, Rêf.206.1000). Para acelerar a clarificação aqueceu-se a solução, em banho maria, numa placa eléctrica durante cerca de cinco minutos. Na preparação para a montagem das cochonilhas, também foi utilizada a solução de Hoyer. Na identificação utilizaram-se as obras de Blackman & Eastop (1994), e de Hodgson (1994). Procedeu-se ao registo fotográfico digital dos diferentes *taxa* através de uma máquina fotográfica digital acoplada a uma lupa binocular.

2.4 Isolamento de organismos fitopatogénicos fúngicos e teste de patogenicidade

As folhas recolhidas em cada local de estudo foram qualitativamente classificadas em categorias com sinais de doença idênticos (e.g categoria 1 - folhas avermelhadas e crivadas). Posteriormente, procedeu-se à recolha de imagens digitais da frente e verso das folhas representando as diferentes categorias.

Para a identificação dos organismos fitopatogénicos fúngicos utilizou-se a metodologia de isolamento a partir da cultura das porções afectadas das folhas. Todo o procedimento de isolamento decorreu em câmara de fluxo laminar, sendo o material utilizado esterilizado em autoclave (120°C, 20 minutos). O material de manipulação em utilização (pinças e tenazes) foi flamejado com uma chama de gás butano. As porções de tecido foliar com sintomas da doença foram destacadas e mergulhadas durante 1 minuto numa solução com 5% hipoclorito de sódio (Fulgor®, 13.5% em cloro activo), depois em água destilada esterilizada durante outro minuto e finalmente colocadas sobre papel de filtro. Posteriormente as amostras foram inoculadas no meio de cultura de batata glucosada dextrosada (PDA) (Fox, 1993) e no meio de cultura PDA suplementado com 3-5 gotas por 100 ml de meio cultura estéril de uma solução a 25% de ácido láctico (Merck®, Rêf.9662752) e com o antibiótico Streptomina a 3% (Fluka®, Rêf.85884). As caixas de Petri marcadas com o meio de cultura usado, o código da amostra e a data de isolamento foram inoculadas com quatro amostras do tecido cada uma e depois colocadas em posição invertida

numa incubadora a 21°C (Figura 4A). Aproximadamente cinco dias após o isolamento, procedeu-se à identificação das colónias de fungos com ajuda de uma lupa binocular e de um microscópio óptico. Para a realização das preparações microscópicas procedeu-se à recolha com uma agulha lanceolada, de amostras das colónias de fungos que cresciam em volta do tecido foliar, sendo as amostras colocadas sobre uma gota de lactofenol preparado com 50g de Fenol cristalizado (Fluka®, Rêf.77610), 50cc de ácido láctico (Merck®, Rêf.8577613), Glicerina (Riedel-de Hæn®, Rêf.3324) e 50cc de água destilada. As preparações foram depois etiquetadas com o código da amostra, o número da colónia e a data. Com o objectivo de confirmar que os organismos fúngicos isolados eram os agentes causadores dos sintomas da doença procedeu-se à inoculação em plantas sãs dos fungos isolados após a obtenção de culturas puras dos mesmos. Para tal cortou-se na câmara de fluxo laminar, com um bisturi esterilizado, uma porção do meio com o fungo previamente isolado. O fungo foi cultivado em meio fresco e repicado uma segunda vez para um meio fresco. Seguidamente com uma ansa estéril, colheram-se esporos do fungo cultivado, colocaram-se em tubos eppendorf® com 0,5 ml de água esterilizada agitando-se os tubos no vórtex. Posteriormente uma gota da suspensão foi colocada numa lâmina e verificado ao microscópio que os esporos correspondiam ao fungo a inocular. As inoculações foram feitas em 4 plantas sãs que se encontravam numa estufa a 20°C.

Os fungos foram inoculados seguindo dois métodos: por injeção no caule (Figura 4B) e por fricção na folha (Figura 4C); no primeiro método 0,1 ml da solução do fungo foi injectada no caule com uma seringa esterilizada e a ferida fechada com película plástica (parafilm®); no segundo método limpou-se a superfície foliar com álcool, depois com carburundo e algodão humedecido com água esterilizada e friccionou-se a superfície foliar até obter uma pequena ferida. Com a seringa esterilizada espalhou-se sobre a superfície foliar ferida 0,1 ml da solução do fungo. A ferida foi coberta com gaze e película plástica (parafilm®) durante dois dias.

2.5 Tratamento de dados

Em relação aos moluscos e artrópodes, foram calculadas a abundância, a dominância, riqueza específica e o índice de diversidade de Shannon-Wiener (Ferraro *et al.*, 1994 *in* Costa, 2003).



A



B



C

Figura 4. Isolamento de fungos a partir de porções foliares afectadas da gingeira em incubadora a 21°C (Fevereiro, 2006) (A). Inoculação de fungos em Gingeiras sãs pelo método de injeção (A) e fricção (B) (Setembro, 2006).

3. Resultados

3.1 Avaliação qualitativa do grau de ataque das folhas *in situ*

O grau de ataque das folhas revelou algumas diferenças a nível da evolução sazonal e entre as plantas localizadas no Viveiro e na serra da Tronqueira.

Na serra da Tronqueira os ataques das lagartas foram moderados entre Fevereiro a Abril, decrescendo os sinais da sua actividade a partir de Maio; enquanto no Viveiro as plantas sofreram maiores ataques de lagartas e durante mais tempo, de Fevereiro a Julho (Figura 5A). No Viveiro a percentagem de folhas afectadas por ácaros foi baixa durante todo o período de amostragem enquanto na Serra da Tronqueira os resultados foram similares às plantas no Viveiro, exceptuando os meses de Maio, Junho e Julho em que o ataque das folhas foi moderado (Figura 5B).

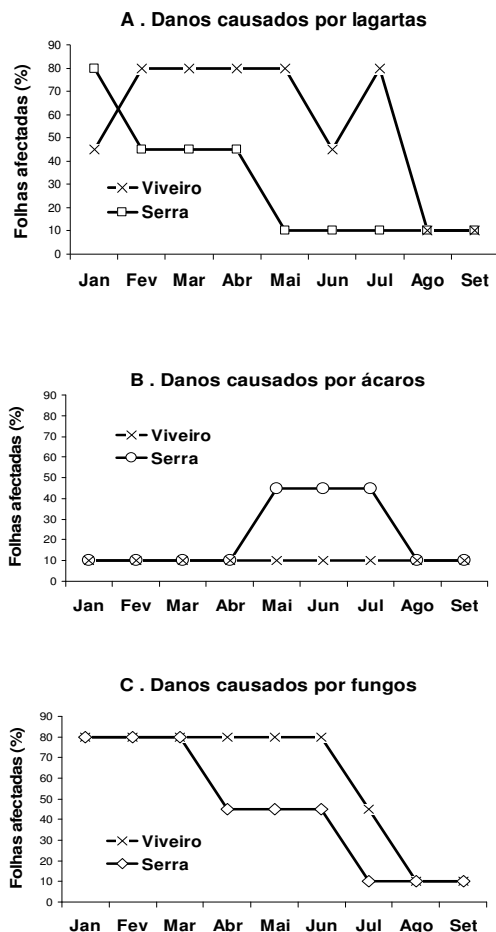


Figura 5. Avaliação qualitativa das folhas atacadas por lagartas (A), ácaros (B) e com sinais de crivado (C) de Janeiro a Setembro nas plantas do Viveiro e nas árvores da serra da Tronqueira.

Relativamente às percentagens de folhas avermelhadas e crivadas, no Viveiro o valor manteve-se elevado durante mais tempo até Junho, decrescendo para o valor mais baixo apenas em Agosto, enquanto na serra da Tronqueira os valores são altos até Março, moderados até Junho e baixos a partir de Julho (Figura 5C). Relativamente à percentagem de folhas afectadas por fumagina podemos dizer que para ambos locais manteve-se alta (80%) de Janeiro a Março, moderada (45%) entre Março a Maio e baixa (10%) de Junho a Setembro.

Finalmente a percentagem de folhas afectadas por afídeos manteve-se baixa (10%) nos dois locais de estudo ao longo do período de amostragem.

3.2. Moluscos

Foi identificada a nível de espécie a totalidade dos 245 moluscos recolhidos na Serra da Tronqueira entre Janeiro a Setembro de 2006, não constituindo nenhum dos moluscos identificados uma praga para a gingeira.

Foram identificadas 5 espécies de moluscos pertencentes a 4 géneros (Figura 6), representando o Género *Columella* cerca de 77% dos indivíduos identificados (Figura 7).

A Riqueza específica desta amostragem variou ao longo do ano entre quatro e cinco espécies com excepção do mês de Janeiro em que se recolheu apenas uma espécie. Para as espécies mais abundantes verificou-se também alguma variação sazonal no número de indivíduos capturados (Figura 8).

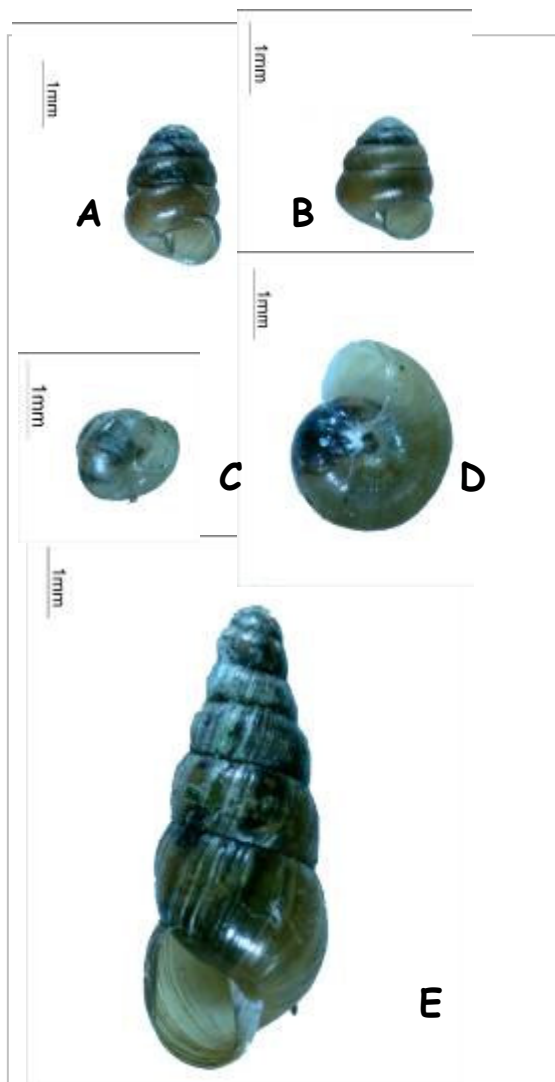


Figura 6.

- A. *Columella aspera* Waldén, 1966;
 B. *Columella microspora* (Lowe, 1852);
 C. *Lauria fasciolata* (Morelet, 1860);
 D. *Leptaxis azorica* (Albers, 1852) e
 E. *Balea heydeni* Maltzan, 1881.

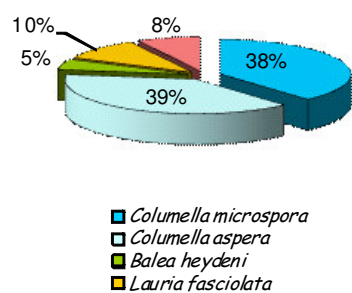


Figura 7. Dominância das espécies de moluscos encontradas em 10 exemplares de *Prunus lusitanica* ssp. *azorica* localizados na Serra da Tronqueira (de Janeiro a Setembro).

3.3 Artrópodes

Para os artrópodes foi possível identificar ao nível de espécie apenas 72,3% do total dos 65 espécimes recolhidos na Serra da Tronqueira. A riqueza específica da amostragem neste local foi de 8 espécies e o índice de biodiversidade de Shannon-Wiener foi de $H = 0,76$ bits.

No Viveiro foi possível identificar, 77,7% da totalidade dos 103 artrópodes recolhidos; a riqueza específica foi de 7 espécies e o índice de biodiversidade de Shannon-Wiener foi $H = 0,77$ bits.

Enquanto no viveiro as lagartas (54%) e as cochonilhas (40%) constituíram os grupos mais importantes, na Serra da Tronqueira os ácaros representaram o grupo mais abundante (38%) (Tabelas I e II e Figura 9). No Viveiro as lagartas foram recolhidas em maior número na Primavera e no Verão e as cochonilhas elevaram o seu número entre Maio e Agosto. Na serra, os ácaros apenas foram recolhidos em Julho e Agosto (Figura 10).

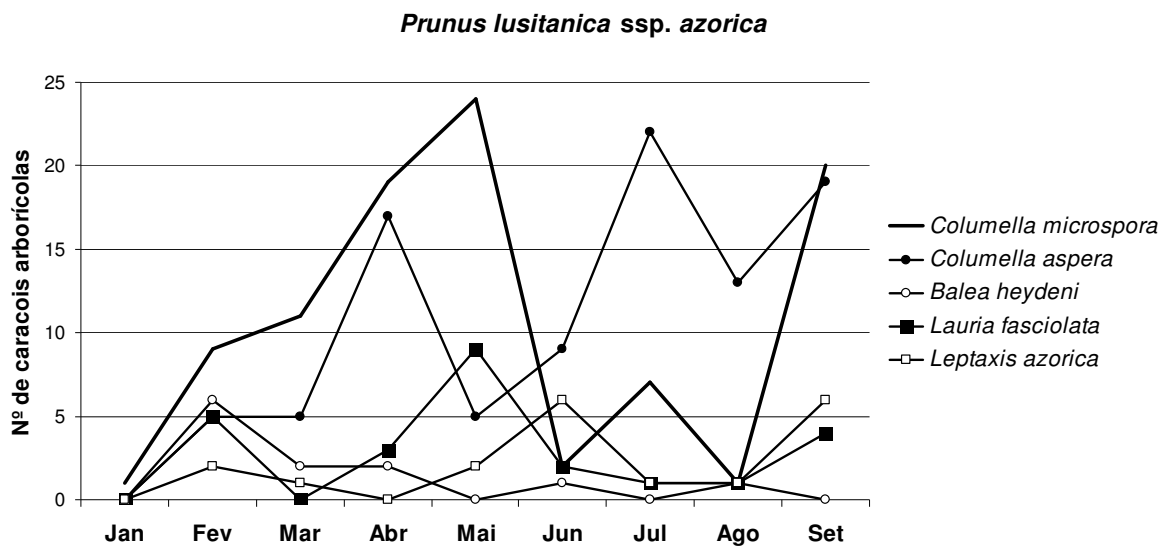











Figura 8. Evolução sazonal do número de moluscos recolhidos sobre 10 árvores silvestres de gíngia na serra da Tronqueira.

Tabela I-Arthropoda identificados em plantas de gingeira-brava dos Açores.

<p>Lagartas Ordem: Lepidoptera Família: Tortricidae <i>Epiphyas postvittana</i> (Walker, 1963)</p>	
<p>Ácaros Ordem: Prostigmata Família: Tenuipalpidae <i>Brevipalpus obovatus</i> (Donnadieu, 1875)</p>	
<p>Cochonilhas Ordem: Hemiptera Família: Coccidae <i>Ceroplastes sinensis</i> (Williams & Watson, 1990)</p>	
<p>Ordem: Hemiptera Família: Coccidae <i>Coccus hesperidum</i> (Williams & Watson, 1990)</p>	
<p>Ordem: Hemiptera Família: Diaspididae <i>Aspidiotus nerii</i> Bouché, 1833</p>	
<p>Ordem: Hemiptera Família: Diaspididae <i>Hemiberlesia lataniae</i> (Singoret, 1869)</p>	
<p>Ordem: Hemiptera Família: Diaspididae <i>Chrysomphalus pinnulifer</i> (Maskell, 1891)</p>	
<p>Afídeos Ordem: Hemiptera Família: Aphididae <i>Aphis spiraecola</i> (Patch, 1914)</p>	
<p>Tripes Ordem: Thysanoptera Família: Thripidae <i>Heliothrips haemorrhoidalis</i> (Bouché, 1833).</p>	

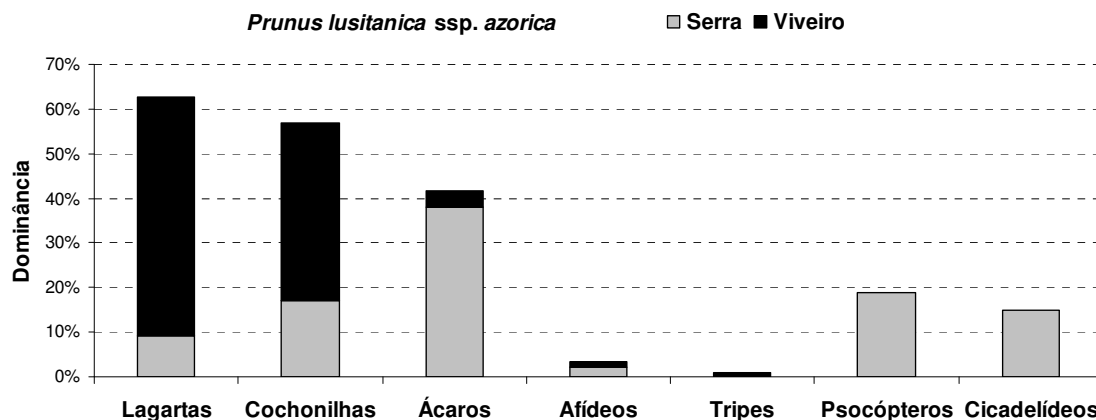


Figura 9. Dominância dos artrópodes recolhidos em plantas de ginja na Serra da Tronqueira e no Viveiro.

Tabela II-Dominância dos artrópodes recolhidos sobre plantas de ginja na Serra da Tronqueira e no Viveiro.

Arthropoda	Serra	Viveiro
Lagarta		
<i>Epiphyas postvittana</i>	9%	54%
Ácaro		
<i>Brevipalpus obovatus</i>	38%	4%
Cochonilhas		
<i>Coccus hesperidum</i>	9%	16%
<i>Hemiberlesia lataniae</i>	6%	14%
<i>Ceroplastes sinensis</i>	0%	5%
<i>Chrysomphalus pinnulifer</i>	0%	5%
<i>Aspidiotus nerii</i>	2%	0%
Afídeo		
<i>Aphis spiraeicola</i>	2%	1%
Tripe		
<i>Heliothrips haemorrhoidalis</i>	0%	1%
Psocópteros		
	19%	0%
Cicadelídeos		
	15%	0%

3.4 Isolamento de organismos fitopatogénicos fúngicos e teste de patogenicidade

As folhas colhidas nos dois locais de estudo que apresentavam sinais de ataques e/ou doenças foram classificadas em cinco categorias: I. Folhas com bordos irregulares; II. Folhas enrugadas; III. Folhas acastanhadas com reflexos prateados; IV. Folhas com fumagina e V. folhas avermelhadas com buracos (Figura 11). Para as folhas do Grupo I, foi verificado que os bordos irregulares se deviam a ataques de lagartas. As folhas do Grupo II caracterizaram-se pela presença de afídeos; enquanto as folhas do Grupo III apresentavam um elevado número de ácaros. As folhas do Grupo IV, apresentavam-se cobertas de fungos saprófitos formando uma película superficial negra que se desenvolve sobre as secreções de cochonilhas e afídeos vulgarmente conhecida por fumagina.

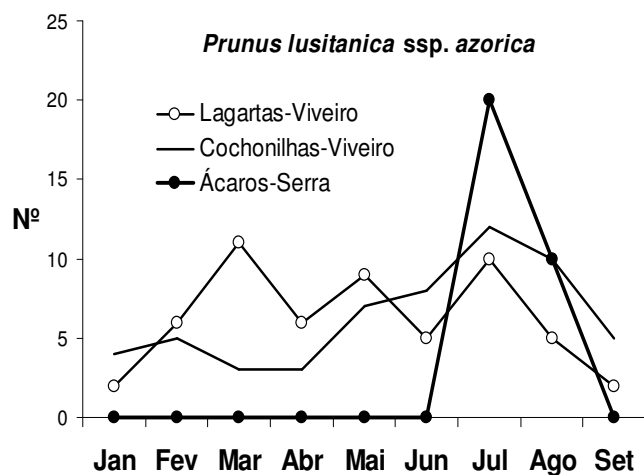


Figura 10. Evolução sazonal dos números de lagartas e cochonilhas recolhidas nas plantas de ginja no Viveiro e do número de ácaros recolhidos nas árvores de ginja na Serra.

Finalmente as porções afectadas das folhas do Grupo V foram cultivadas meio de cultura PDA com antibiótico e sem antibiótico (Figura 12 A) tendo sido possível isolar e identificar, nos dois meios, os fungos: *Colletotrichum* sp. e *Pestalotia* sp..

Posteriormente culturas puras de *Colletotrichum* sp. (Figura 12 B) e

Pestalotia sp., foram inoculadas em plantas de ginjas sãs, mas 30 dias após a inoculação dos fungos isolados, as plantas inoculadas não revelaram nenhum dos sinais de doença das folhas originais.

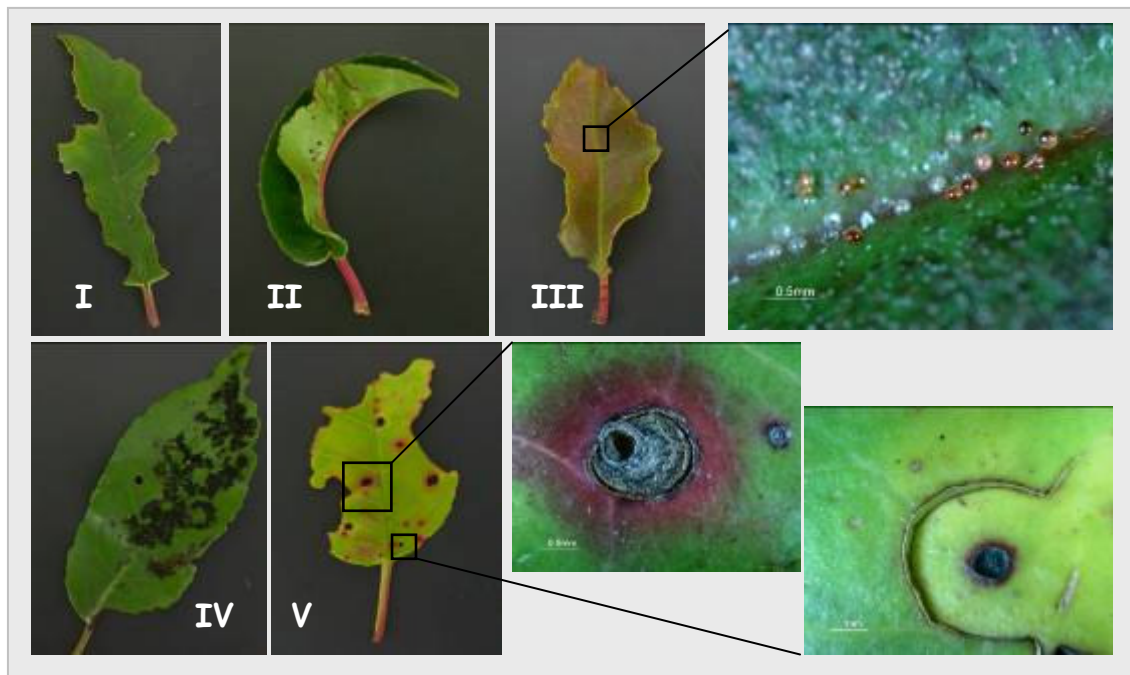


Figura 11. Sinais de ataque e doença em folhas de gingeira: I. Folhas com bordos irregulares; II. Folhas enrugadas; III. Folhas acastanhadas com reflexos prateados; IV. Folhas com fumagina e V. Folhas avermelhadas e crivadas.

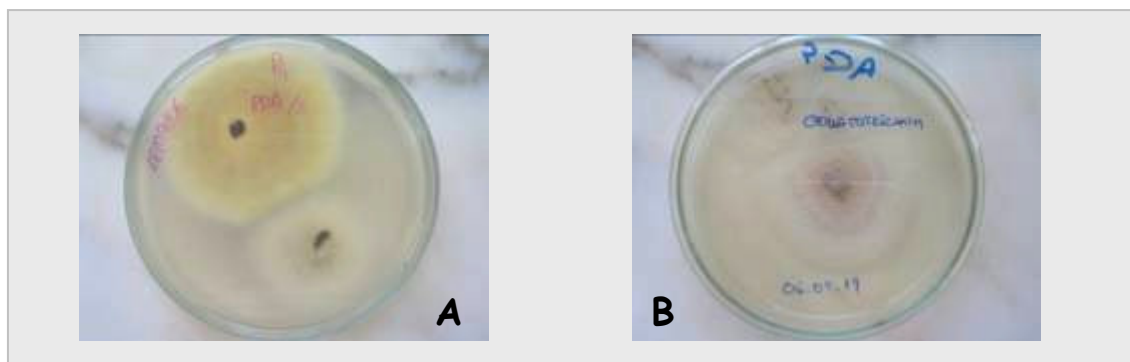


Figura 12. A, Isolamento de porções de tecido foliar das folhas crivadas (Grupo V) em meio de cultura PDA sem antibiótico (Fevereiro, 2006); B, Cultura pura de *Colletotrichum* sp. em meio de cultura PDA sem antibiótico (Abril, 2006).

4. Discussão e Conclusões

Os moluscos foram registados apenas para o habitat natural da ginja mas não constituem uma praga para a espécie e correspondem a espécies nativas, dois delas endémicas dos Açores (*Leptaxis azorica* e *Lauria fasciolata*) e uma delas (*Columella microspora*) endémica da Macaronésia. Para explicar a flutuação sazonal da presença destes moluscos arborícolas seria necessário estudar o ciclo de vida destas espécies e seguir também as suas abundâncias no solo. Ao longo dos nove meses a riqueza específica variou entre quatro e cinco espécies, com excepção do mês de Janeiro quando se recolheu apenas uma espécie. No entanto, este resultado pode ter sido devido às más condições atmosféricas que se fizeram sentir na altura da amostragem.

Para os artrópodes o índice de biodiversidade foi semelhante na Serra e no Viveiro. No entanto, na serra foram prospectados apenas 10 indivíduos, e em ambos os locais não foi possível identificar todos os artrópodes recolhidos. Assim o aumento do número de indivíduos amostrados na serra e a continuação do trabalho de identificação de todos os artrópodes pode vir a alterar os valores destes índices.

Os problemas fitossanitários relacionados com a gingeira-brava dos Açores apresentam algumas diferenças entre as plantas silvestres e as produzidas em viveiro.

Da análise dos resultados podemos dizer que nas árvores silvestres são as doenças relacionadas com a presença de fungos as que se revestem de maior significado. Este facto é explicado pelas condições contínuas de humidade relativa alta, precipitação elevada e pelo próprio porte

das árvores, em que a copa muito ramificada se encontra junto ao solo e não se destaca em altura da vegetação circundante.

As plantas de ginja produzidas em viveiro, para além dos problemas associados à presença de fungos sofrem também do ataque de lagartas e cochonilhas, à semelhança do que acontece com muitas outras espécies produzidas em viveiro.

Em síntese podemos recomendar que no Viveiro seja feitos tratamentos com insecticidas aconselhados (anexo I) para o combate às lagartas a partir de Fevereiro e para o combate às cochonilhas (anexo II) no mês de Julho, quando estas últimas se encontram no seus estados mais jovens.

Relativamente às folhas com manchas avermelhadas e crivadas, o teste de patogenicidade não permitiu concluir que esta doença fosse causada pelos fungos *Colletotrichum* sp. e *Pestalotia* sp., isolados a partir das áreas afectadas das folhas. No entanto, as plantas inoculadas foram apenas observadas durante 30 dias após a inoculação dos fungos. Por outro lado, os fungos isolados, têm sido referidos como agentes causadores de patologias foliares em outras espécies de plantas (Díaz, *et al.*, Preliminary study of fungi on aerial parts of proteas grown in Tenerife (Canary islands; Uchida, 2004, Diseases and Disorders of Ornamental Palms. Pestalotiopsis diseases; Lubbe et al., 2006, Colletotrichum Diseases of Proteaceae; Ash and Lanoiselet, 2001, First report of *Colletotrichum acutatum* causing a leaf spot and hull rot of pistachio.), pelo que aconselhamos a repetição dos testes de patogenicidade e o acompanhamento das plantas inoculadas durante um período de tempo mais longo. A bibliografia consultada (Jones & Aldwinckle, 1990; Ponsot, 1967), associa

estas características das folhas afectadas com a presença de fungos do género *Stigmina* responsáveis pela doença do 'Crivado' que afecta as prunóideas. A título experimental sugerimos a realização de un tratamento teste a um grupo de plantas afectadas no Viveiro com fungicidas aconselhados contra a doença do 'Crivado' (anexo III). Finalmente a utilização de árvores silvestres como dadoras de estacas e frutos para a produção de plantas, quer para repovoamentos quer para a instalação de sebes ou produção de plantas ornamentais, deve ser repensada, não apenas considerando a manutenção da diversidade genética, mas garantindo a sanidade vegetal das plantas produzidas e distribuídas.

A técnica de cultura *in vitro* a partir de meristemas é tradicionalmente usada para recuperar genótipos de plantas contaminadas por fungos e vírus causadores de doenças. Actualmente é possível proceder ao estabelecimento de culturas *in vitro* a partir dos meristemas de gingeira-brava dos Açores (metodologia já ensaiada quer no Departamento de Ciências Agrárias, quer no Departamento de Biologia da Universidade dos Açores).

Pelo que se sugere a seguinte metodologia para a produção de plantas sãs:

1. Realização de estacas do maior número de árvores silvestres não aparentadas existentes na ilha de S. Miguel (número actualmente estimado em cerca 300 genótipos).
2. Tratamento fitossanitário das estacas e crescimento em condições de higiene controladas.
3. Estabelecimento de cada genótipo *in vitro*.
4. Micropropagação.
5. Produção de plantas para:

a) estabelecimento de campos de produção de semente e;

b) produção de plantas para repovoamentos.

6. Selecção dos diferentes clones produzidos *in vitro* relativamente a resistências a doenças e sua produção para estabelecimento de sebes e utilização em jardins.

5. Agradecimentos

Este estudo foi financiado pelo projecto Life-Priolo (CE) e pelo programa Leonardo da Vinci (CE).

Agradecemos o apoio dado por todas as entidades envolvidas na realização deste estudo: Direcção de Serviços de Protecção de Agricultura e Pecuaria, Serviços Florestais do Nordeste, Universidade dos Açores e Sociedade Portuguesa para a Protecção e Estudo das Aves.

6. Referências bibliográficas

- BACKHUYS, W., 1975, Molluscs of the Azores, 350 pp. Land & Fresh-Water. Amsterdam. plate 32.
- BARNETT, H. L., 1960, Illustrated genera of imperfect fungi, 225 pp. 2nd ed. Burgess Publishing Company. United States.
- BAKER E. and WHARTON G.W., 1959, An Introduction to Acarology, 465 pp. Macmillan Company. New York.
- BLACKMAN, R.L. and EASTOP, V.F., 1994, Aphids on the world's trees. An identification and information guide, 1024 pp. Cab International. London.
- BORGES *et al.*, 2005, Listagem da fauna e flora terrestres dos Açores, 318 pp., Projecto Interreg III B (2000-2006) Atlântico, Direcção Regional do Ambiente, Governo Regional dos Açores.
- CARMONA, M.M. e DIAS, J.C., 1996, Fundamentos de acarologia agrícola, 423 pp. Fundação Calouste Gulbenkian. Lisboa.

- COSTA, A. 2003, Diversidade de invertebrados das Comunidades Algais do Subtidal de São Miguel e Perturbação Ambiental. Dissertação apresentada à Universidade dos Açores para a obtenção do grau de Doutor, 196pp., São Miguel.
- DIRECTIVA DO CONSELHO. de 21 de Maio de 1992. relativa à preservação dos habitats naturais e da fauna e da flora selvagens. (92/43/CEE).
- DIRECTIVA DO CONSELHO de 2 de Abril de 1979. relativa à conservação das aves selvagens. (79/409/CEE).
- FOX, 1993, Principles of Diagnostic Techniques in Plant Patology, 212 pp, Cab International, UK:
- GWILYM O. Evans, 1992, Principles of Acarology, 563 pp. Cab International. Cambridge.
- HODGSON, C.J., 1994. The Scale Insect Family Coccidae: an Identification Manual to Genera, 639pp., Cab International. London.
- HOLLOWAY, J.D. et al., 1992, Guide to insects of importance to man. Lepidoptera., 262pp., C.A.B. International Institute of Entomology. British Museum Natural History.
- ILHARCO, F.A., 1966, Afídeos das fruteiras de Portugal continental, vol 27, tomo I, 5-86 pp. Agronomia Lusitana. Oeiras.
- JONES, A. L. & H.S. ALDWINCKLE, 1990. *Compendium of apple and pear disease*. 100 pp. APS Press. St. Paul.
- LÓPEZ GONZÁLEZ G., 2002, Guía de los árboles y arbustos de la península ibérica y Baleares, 894 pp. Mundi Prensa libros S.A. Madrid.
- RAMOS, J., 2005, O Priôlo e a Floresta Natural de Altitude. 83 pp. 2ª edição. Câmara Municipal do Nordeste, Nordeste.
- VIEIRA, V.F.F., 2000. Borboletas nocturnas dos Açores, 115 pp. Amigos dos Açores. Ponta Delgada.
- VIENNOT-BOURGIN, 1967, Les champignons parasites des arbres fruitiers à noyau, vol II, 165 pp., 50 planches. Atlas des Maladies des plantes cultivées. Paris.
- VIENNOT-BOURGIN, 1993, Les cahiers de phytoma - La défense des végétaux, Supplément n° 446. 11 pp. Gestion Location Intervention. Paris.
- WALTER, K.S. and GILLETT, H.J. 1997, IUCN, Red List of Threatened Plants. 862pp. Compiled by the World Conservation Monitoring Centre. IUCN - The World Conservation Union, Gland, Switzerland and Cambridge, UK.

7. Endereços electrónicos

[1]

http://www.diramb.gov.pt/data/basedoc/TX_T_LC_6062_2_0001.htm (último acesso, 20.03.07).

[2]

http://www.diramb.gov.pt/data/basedoc/TX_T_LC_2334_1_0001.htm (último acesso, 20.03.07).

[3] http://www.spea.pt/ms_priolo/ (último acesso, 20.03.07).

[4]

<http://www.usyd.edu.au/museums/collections/macleay.shtml> (último acesso, 20.03.07).

8. Anexo I. Lista de insecticidas homologados para o combate de *Cydia pomonella* (Lepidóptera: Tortricidae) em prunóideas.

Nome comercial	Fabricante	Substância activa	Modo de acção	Concentração	Efeitos secundários
FOSALONA 30 WP ZOLONE	SAPEC CHEMINOVA	Fosalona	Contacto e ingestão	200 g/hl	Medianamente tóxico Tóxico para Fitoseídeos
AGROR DANADIM PROGRESS DAFENIL DIMETION	AGROQUISA CHEMINOVA BAYER SAPEC	Dimetoato	Contacto e ingestão	75-100 ml/hl	Muito tóxico
ACUAFIN	CHEMINOVA	Malatião	Contacto, ingestão e fumigação	120-230 ml/hl	Muito tóxico
FOSDAN 50	SAPEC	Fosmete	Contacto	100 g/hl	Muito tóxico para Coccinelídeos Medianamente tóxico para Himenópteros, Fitoseídeos e Crisopídeos

9. Anexo II. Lista de insecticidas homologados para o combate a cochonilhas em prunóideas.

Nome comercial	Fabricante	Substância activa	Modo de acção	Concentração	Efeitos secundários
ACUAFIN	CHEMINOVA	Malatião	Contacto, ingestão e fumigação	120-230 ml/hl	Muito tóxico
SOLEOL FITANOL	AGROQUIZA SAPEC	Óleo de verão	Contacto	1-2 l/hl	
PYRINEX 48 EC RISBAN 48 EC NUFOS 48 EC PIRIFOS 48	SAPEC CHEMINOVA CHEMINOVA AGROQUIZA	Clorpirifos	Contacto, ingestão e fumigação	150-200 ml/hl	Muito tóxico para Heterópteros, Coleópteros, Neurópteros, fitoseídeos e Sirfídeos Medianamente tóxico para Himenópteros
ULTRACIDE 40 E	SYNGENTA	Metidatião	Contacto e ingestão	95 ml/hl	Muito tóxico

10. Anexo III. Lista dos fungicidas homologados para o combate ao crivado em prunóideas.

Nome comercial	Fabricante	Substância activa	Modo de acção	Concentração	Efeitos secundários
MERPAN-83	SAPEC	Captana	Preventivo	180-240 g/hl	Medianamente tóxico para Sinfídeos
KOCIDE DF		Hidróxido de cobre		265-525 g/hl	Sem efeitos secundários
				440 g/hl	
CUPRAVIT CUPRITAL COZI 50	BAYER SAPEC AGROQUIZA	Oxicloreto de cobre		400 g/hl	Sem efeitos secundários
MANZENE MANCOZAN MANCOZEBE SAPEC	AGROQUIZA BAYER SAPEC	Mancozebe		200 g/hl	Sem efeitos secundários
ZIRAME SAPEC	SAPEC	Zirame		150-200 g/hl	Muito tóxico para Fitoseídeos
URAME 80	AGROQUIZA	Tirame		200-250 g/hl	