

Pragas em propagação vegetativa de plantas ornamentais – problemas, monitorização e controlo em viveiro

André Micael da Silva

Dissertação para a obtenção do Grau de Mestre em
Engenharia Agronómica

Orientadores: Professor Doutor Joaquim Miguel Rangel da Cunha Costa
Engenheiro José Augusto Fernandes Ramos Martins

Júri:

Presidente: Doutora Elisabete Tavares Lacerda de Figueiredo Oliveira, Professor auxiliar do(a) Instituto Superior de Agronomia da Universidade de Lisboa.

Vogais: Doutor Mário Manuel Ferreira dos Reis, Professor auxiliar do(a) Faculdade de Ciências e Tecnologia da Universidade do Algarve;

Doutor Joaquim Miguel Rangel da Cunha Costa, Professor auxiliar do(a) Instituto Superior de Agronomia da Universidade de Lisboa, orientador.

Agradecimentos

Ao Doutor Miguel Costa agradeço toda a colaboração e acompanhamento ao longo do trabalho, bem como a disponibilidade para me orientar na realização do mesmo.

Ao Engenheiro José Augusto Martins, pela oportunidade de estagiar na empresa Raiz da Terra, pela criação de todas as condições para a realização do trabalho, disponibilização de todo o tipo de recursos humanos e materiais e por me transmitir os seus conhecimentos.

A todos os colaboradores da empresa, que me receberam muito bem e com contentamento. Um agradecimento especial ao Engenheiro Ricardo pelo acompanhamento e ensinamentos prestados.

À Professora Elisabete Figueiredo, por me auxiliar na revisão deste trabalho e por todas as sugestões, que contribuíram para o seu enriquecimento.

A toda a minha família pelo apoio e força para a realização deste trabalho. À minha namorada pela paciência e por todo o apoio, constante e incansável.

A todos os meus amigos pelo apoio concedido.

A todos os outros intervenientes no trabalho realizado que, não estando enunciados anteriormente, constituíram igualmente uma mais valia na execução do mesmo.

Resumo

Este trabalho decorreu no viveiro “Raiz da Terra”, especializado em planta ornamental. Atualmente, um dos problemas mais graves do setor viveirista está relacionado com perdas causadas por incidência de pragas, que diminuem a eficiência no processo de propagação, reduzem a qualidade das novas plantas e prolongam o período de produção.

Tendo como base a informação colhida junto dos responsáveis do viveiro, este trabalho teve como principais objetivos: 1) monitorizar e estudar a incidência e impacto do ataque de tripes na espécie *Gardenia jasminoides* e da mosca-do-terriço em duas espécies de coníferas ornamentais, *Cupressocyparis leylandii* e *Juniperus squamata*; 2) permitir o contacto direto e a aprendizagem em condições práticas de produção.

As observações foram feitas em condições de propagação em estufa, tendo sido monitorizados os efeitos da temperatura e humidade relativa do ar e dos tratamentos fitossanitários na incidência das referidas pragas. No caso dos tripes testou-se também a eficiência de captura de armadilhas adesivas de diferentes cores (amarela e azul). Os resultados mostraram que o aumento da temperatura do ar aumentou a incidência da praga. Por sua vez, relativamente aos tratamentos fitossanitários, as substâncias ativas como spinosade para tripes e clorpirifos para a mosca-do-terriço parecem ser as mais eficazes quando comparadas com outras utilizadas. Em termos de monitorização de tripes as armadilhas adesivas azuis foram as mais eficazes comparativamente com as amarelas, sendo, portanto, as mais recomendadas para se monitorizar a praga e para captura em massa.

Conclui-se que a monitorização de pragas e das condições ambientais em estufa é fundamental para acompanhar e compreender as dinâmicas das populações de insetos. Para isso, é também importante avaliar o tipo de armadilhas usadas para monitorização e captura em massa e a eficácia das diferentes substâncias ativas usadas. Desta forma será possível implementar mais facilmente boas práticas de gestão no viveiro.

Palavras-chave: propagação vegetativa, monitorização de pragas, armadilhas adesivas, tripes, mosca-do-terriço

Abstract

This project took place at the nursery “Raiz da Terra”, specialized in ornamental plants. Currently, one of the most serious problems is related to the losses caused by pest incidence, which decrease the efficiency of propagation process, reduces quality of newly propagated plants and extends the production period.

Based on the information collected near the nursery’s managers, the main objectives of this project were: 1) to monitor and to study the incidence and impact of thrips attack on the species *Gardenia jasminoides* and of fungus gnats on two species of ornamental conifers, *Cupressocyparis leylandii* and *Juniperus squamata*; 2) to allow direct contact and learning under practical conditions of production.

Measurements were made under conditions of propagation in greenhouses. The effects of air temperature, relative humidity and phytosanitary treatments on the incidence of the above-mentioned pests were monitored. In the case of thrips, the capture efficacy of different coloured adhesive traps (yellow vs. blue) was evaluated. Results showed that increasing air temperatures promoted the increase on the incidence of both pests. On the other hand, concerning the phytosanitary treatments, the active substances such as spinosad for thrips and chlorpyrifos for fungus gnats showed to be the most effective when compared to others used. In terms of thrips monitoring, the blue adhesive traps were the most effective compared to the yellow ones and are therefore the most recommended for pest monitoring and mass capture.

It is concluded that monitoring of pests and environmental conditions in greenhouses is crucial to follow and to understand dynamics of insect populations. As consequence it arises also important to evaluate the impact of trap’s colour used in monitoring and mass trapping, as well as the effectiveness of different active ingredients of phytosanitary treatments. In this way it will be easier to implement good management practices in the nursery.

Key words: vegetative propagation, pest monitoring, adhesive traps, thrips, fungus gnats

Índice geral

1. Introdução.....	9
1.1. A empresa Raiz da Terra.....	10
2. Revisão bibliográfica.....	13
2.1. Viveirismo de planta ornamental.....	13
2.2. Aspectos relevantes da propagação vegetativa.....	14
2.3. Pragas e proteção de plantas em viveiros	17
2.3.1. Tripes	17
2.3.2. Mosca-do-terriço.....	19
2.3.3. Tipos de monitorização.....	22
2.4. Caracterização das espécies ornamentais usadas para monitorização das pragas	22
2.4.1. <i>Gardenia jasminoides</i>	22
2.4.2. <i>Cupressocyparis leylandii</i>	24
2.4.3. <i>Juniperus squamata</i>	26
3. Materiais e métodos	27
3.1. Condições de crescimento.....	27
3.2. Monitorização das pragas no material vegetal:	28
3.2.1. Tripes em armadilhas adesivas em gardénias	28
3.2.2. Mosca-do-terriço em viveiro de <i>Cupressocyparis leylandii</i> e <i>Juniperus squamata</i>	30
3.3. Calendário de tratamentos fitossanitários	31
4. Resultados e discussão	33
4.1. Variação das condições ambientais.....	33
4.2. Tripes em armadilhas adesivas em gardénia.....	34
4.2.1. Incidência da praga vs. condições ambientais e tratamentos fitossanitários.....	34
4.2.2. Comparação da atratividade da praga nas armadilhas adesivas (amarelas vs. azuis).....	38
4.3. Mosca-do-terriço.....	40

4.3.1. Mosca-do-terriço em armadilhas adesivas em <i>Cupressocyparis leylandii</i> : incidência da praga em função das condições ambientais e tratamentos fitossanitários.....	40
4.3.2. Incidência da mosca-do-terriço em armadilhas adesivas em <i>Cupressocyparis leylandii</i> e <i>Juniperus squamata</i>	43
5. Sugestões à empresa	46
6. Descrição de outras atividades desenvolvidas na empresa	49
7. Conclusões.....	50
8. Referências bibliográficas	52
Anexo I – Ações para prevenção de contaminação do viveiro ao nível de pragas e doenças (Jaenicke, 1999).....	57
Anexo II – Registo do número de capturas de mosca-do-terriço em armadilhas adesivas em <i>Cupressocyparis leylandii</i>	58
Anexo III – Registo do número de capturas de mosca-do-terriço em armadilhas adesivas em <i>Cupressocyparis leylandii</i> e <i>Juniperus squamata</i>	59
Anexo IV – Registo do número de capturas de tripes em armadilhas adesivas em gardénias em alvéolo.....	60
Anexo V – Registo do número de capturas de tripes em armadilhas adesivas em gardénias em vasos de 2,5 L	61
Anexo VI – Registo de temperaturas do ar	62
Anexo VII – Registo das humidades relativas do ar	64
Anexo VIII – Variação ao longo do tempo do número de capturas de tripes nas armadilhas adesivas amarelas (linha amarela, séries com os números ímpares) e nas armadilhas adesivas azuis (linha azul, séries com os números pares) durante o período em que as plantas estavam em alvéolo e em condições de estufa	66
Anexo IV – Variação ao longo do tempo do número de capturas de tripes nas armadilhas adesivas amarelas (linha amarela, números ímpares) e nas armadilhas adesivas azuis (linha azul, números pares) durante o período em que as plantas de gardénia em vasos de 2,5 L.....	67

Índice de figuras

Figura 1 – A) Logótipo da empresa “Raiz da Terra”; B) Vista aérea das instalações da empresa; C) Campo de planta-mãe de <i>Camellia japonica</i> ; D) Estufa com controlo ambiental destinada a propagação por estaca em alvéolo (“Estufa Principal”); E) Estufa de stocagem “Ar Livre 9”; F) Tipos de plantas produzidas em diferentes formatos; G) <i>Gardenia jasminoides</i>	12
Figura 2 – Principais métodos de propagação de plantas (Hartmann et al., 1990).....	15
Figura 3 – Tripes.....	17
Figura 4 – Alguns estados de desenvolvimento da mosca do terriço: A), B) Larva e C) Adulto.	20
Figura 5 – Plantas de <i>Gardenia jasminoides</i> , enraizadas em tabuleiros alveolados, através de estacas herbáceas com folhas.	23
Figura 6 – Plantas de <i>Cupressocyparis leylandii</i> enraizadas, em tabuleiros alveolados através de estacas semi-lenhosas com folhas.	25
Figura 7 – Plantas de <i>Juniperus squamata</i> , em tabuleiros alveolados propagadas através de estacas semi-lenhosas com folhas.	26
Figura 8 – A) Estufa de propagação por estaca em alvéolo (“Estufa Principal”); B) Estufa (“Ar Livre 15”).....	27
Figura 9 – A) Termómetro de mercúrio B) Higrómetro digital (Digital Humidity Controller, Willhi China) usados na monitorização das condições ambientais das estufas.	28
Figura 10 – Vista da estufa (A.L. 15) com as plantas de <i>Gardenia jasminoides</i> enraizadas em alvéolo com diferentes conjuntos de placas adesivas, assinaladas pelos retângulos brancos, afastadas entre si aproximadamente 4 m.	29
Figura 11 – Plantas de <i>Gardenia jasminoides</i> com cerca de dois meses no local (A.L.21), em vasos de 2,5 L, com placas adesivas de cor amarela e azul.	30
Figura 12 – Variação da temperatura mínima, máxima e média do ar nas estufas “Principal” e “Ar Livre” nº 7, nº 15 e nº 19; temperatura média apenas podia ser registada na estufa “Principal”.	33
Figura 13 – Variação dos valores da humidade relativa do ar, medido nas estufas “Principal” e “Ar Livre” nº 7, nº 15 e nº 19 ao longo do período de observações.	34
Figura 14 – Número de indivíduos capturados de tripes em armadilhas adesivas, numeradas de 1 a 10, em plantas de gardénia enraizadas em alvéolo. A linha representa a média de capturas ao longo de aproximadamente dois meses.	35
Figura 15 – Variação do número médio de capturas de tripes em armadilhas adesivas em plantas de gardénia em alvéolo, da temperatura média e dos tratamentos fitossanitários realizados, representados com os nomes das diferentes substâncias	

ativas (dimet. = dimetoato; spin. = spinosade; imid. = imidaclopride; pirip. = piriproxifena).....	36
Figura 16 – Número de capturas de tripes em armadilhas adesivas, numeradas de 1 a 8, em gardénias em vasos de 2,5 L. A linha a negro representa o valor médio de capturas entre 30 de abril e 3 de agosto.	37
Figura 17 – Variação do número médio de capturas de tripes em armadilhas adesivas em gardénias em vasos de 2,5 L, da temperatura média e dos tratamentos fitossanitários realizados, representados com os nomes das diferentes substâncias ativas (dimet. = dimetoato; spin. = spinosade; delt. = deltametrina; clorp. = clorpirifos; form. = formetanato; imid. = imidaclopride).	38
Figura 18 – Número médio de capturas de tripes nas armadilhas adesivas amarelas, número médio de capturas nas armadilhas adesivas azuis e efeito dos tratamentos fitossanitários com as diferentes substâncias ativas (dimet. = dimetoato; spin. = spinosade; imid. = imidaclopride; pirip. = piriproxifena) enquanto as plantas estavam em alvéolo.	39
Figura 19 – Número médio de capturas de tripes nas armadilhas adesivas amarelas, número médio de capturas nas armadilhas adesivas azuis e tratamentos fitossanitários realizados, representados com os nomes das diferentes substâncias ativas (dimet. = dimetoato; spin. = spinosade; delt. = deltametrina; clorp. = clorpirifos; form. = formetanato; imid. = imidaclopride) enquanto as plantas estavam em vasos de 2,5 L.	40
Figura 20 – Número de capturas da mosca-do-terriço na espécie ornamental <i>Cupressocyparis leylandii</i> , baseado nas oito armadilhas adesivas amarelas numeradas de 1 a 8. A linha representa a média de capturas ao longo de aproximadamente quatro meses.	41
Figura 21 – Variação do número médio de capturas de mosca-do-terriço em armadilhas adesivas em <i>Cupressocyparis leylandii</i> , da temperatura média e dos tratamentos fitossanitários realizados, representados com os nomes das diferentes substâncias ativas (clorp. = clorpirifos; imid. = imidaclopride; oxam. = oxamilo; delt. = deltametrina; dimet. = dimetoato).....	42
Figura 22 – Número de capturas de mosca-do-terriço em <i>Cupressocyparis leylandii</i> representado com a cor amarela e com as letras “A”, “C” e “E”, e em <i>Juniperus squamata</i> representado com a linha cor de laranja e com as letras “B”, “D” e “F”.	43
Figura 23 – Variação do número médio de capturas de mosca-do-terriço em armadilhas adesivas em <i>Cupressocyparis leylandii</i> e <i>Juniperus squamata</i> , da temperatura média e dos tratamentos fitossanitários realizados, representados com os nomes das diferentes substâncias ativas (oxam. = oxamilo; delt. = deltametrina; imid. = imidaclopride; clorp. = clorpirifos; dimet. = dimetoato).....	44

Índice de quadros

Quadro 1 – Números do sector europeu de viveirismo ornamental (Fonte: European Nurserystock Association - ENA, 2016).	14
Quadro 2 – Métodos de monitorização de diferentes pragas.	22
Quadro 3 – Tratamentos fitossanitários efetuados para combate aos tripses nas plantas de Gardenia jasminoides em alvéolo.	32
Quadro 4 – Tratamentos fitossanitários efetuados para combate aos tripses nas plantas de Gardenia jasminoides em vasos de 2,5 L.	32
Quadro 5 – Tratamentos fitossanitários efetuados nas coníferas na estufa “Principal”.	32
Quadro 6 – Principais fases críticas verificadas ao longo do ciclo de propagação desde as plantas-mãe até expedição para o cliente.	48

1. Introdução

Uma das grandes limitações atuais do setor da propagação e produção de plantas está relacionado com o problema da incidência de pragas e doenças e respetivo controlo. De facto, são crescentes as dificuldades verificadas pelos viveiristas e produtores nacionais (e estrangeiros) no controlo de pragas e doenças (veja-se o caso de *Xylella fastidiosa* ou do escaravelho da palmeira, *Rhynchophorus ferrugineus* (Olivier)), enquanto aumentam as restrições legislativas impostas pela União Europeia e se reduzem possibilidades de luta química (EU, 2017). Além disso, o comércio internacional de plantas ornamentais é uma das vias mais importantes de proliferação de novas pragas e doenças (Liebhold et al. 2012; Eschen et al., 2015), o que tem obrigado a legislação mais restritiva a nível europeu.

Este contexto internacional obriga o sector ornamental a uma maior inovação e investimento no domínio da proteção de plantas suportado por maior conhecimento sobre pragas-chave e sua monitorização (EASAC, 2014) e no uso mais sustentável de pesticidas (EU, 2017). O uso otimizado e mais preciso de produtos fitofarmacêuticos, diminuirá perdas de produção e qualidade e ajudará a implementar boas práticas na produção (ex. proteção integrada, alternância no uso de substâncias ativas para evitar resistências e proteger a fauna auxiliar) (Amaro, 2003; EASAC, 2014; Fernández et al., 2018). Igualmente relevante é a identificação e caracterização da variabilidade entre cultivares/espécies em termos da sua suscetibilidade/resistência a determinadas pragas e doenças bem como garantir um controlo de qualidade e certificação do material propagado através de maior controlo da limpeza do viveiro. Ao mesmo tempo há também que garantir nos viveiros um uso mais eficiente de fatores de produção (ex: energia, água, pesticidas, fertilizantes) para garantir maior sustentabilidade e eficiência no controlo ambiental e uma poupança de recursos. Desta forma minimizam-se as perdas de plantas e melhora-se a qualidade e homogeneidade do material propagado (Hartmann et al., 1990; Amaro, 2003; Russo et al., 2008; Costa et al., 2014).

As crescentes dificuldades no controlo de pragas em viveiro motivaram a realização deste trabalho em condições comerciais, onde se pretende conhecer melhor o ciclo de vida dos insetos, otimizar a sua monitorização (ex: uso de armadilhas mais adequadas), conhecer melhor a influência das condições ambientais, bem como a eficácia das substâncias ativas aplicadas. Deste modo, será estudada a incidência de pragas com recurso a armadilhas adesivas, bem como o impacto das condições ambientais em estufa (temperatura e humidade relativa do ar) e dos tratamentos

fitossanitários efetuados na incidência de duas pragas relevantes em propagação de ornamentais: tripes e mosca-do-terriço.

Este trabalho proporcionará igualmente uma oportunidade de contacto direto com a realidade de um viveiro comercial de plantas ornamentais, a identificação de problemas, e a execução de várias atividades, permitindo uma aprendizagem de cariz técnico, e a identificação de possíveis soluções de inovação úteis para a empresa.

1.1. A empresa Raiz da Terra

A Raiz da Terra é uma empresa sediada na freguesia de Vile, Vila Praia de Âncora, pertencente ao concelho de Caminha. Começou em 1998 a nível experimental e, dado o seu sucesso, foi submetido um projeto ao ProDeR em 2001, para ajudar a financiar a instalação da empresa a nível estrutural e profissional. Como parte deste projeto foi feito um grande investimento em infraestruturas, como as estufas e armazém.

A empresa especializou-se na propagação de plantas ornamentais por estacaria, que consiste basicamente num processo de clonagem no qual se obtém uma planta igual à que lhe deu origem a partir de uma porção de ramo.

Assim, e tendo em conta que para a reprodução das plantas era necessário ter as diferentes espécies e variedades instaladas, sentiu-se também necessidade de possuir uma grande área de campos de planta-mãe para se obter material de propagação de qualidade. No entanto, devido às características de minifúndio da região minhota houve dificuldades a esse nível, pois existem muitas parcelas de pequenas dimensões, irregulares e dispersas.

Em 2005 a empresa tornou-se líder de mercado nacional no segmento de propagação de planta jovem de exterior, e em 2018 conta com cerca de trinta e cinco colaboradores, entre os quais quatro técnicos superiores na área agrícola. A produção atual é aproximadamente de quatro milhões de plantas por ano, a que corresponde um volume de negócios de cerca de um milhão de euros. A empresa dispõe de três hectares de estufas, dois hectares de área de produção ao ar livre e onze hectares de campos de planta-mãe. São propagadas cerca de cento e setenta espécies e aproximadamente oitocentas variedades. O objetivo de tal variabilidade é tentar dar reposta a vários tipos de mercados, com diferentes exigências e necessidades em termos de planta ornamental. A empresa está fortemente focada em produzir planta para exportação, que representa cerca de 70% das vendas, sendo os principais países destino a Espanha, Holanda e França e, em menor escala, Inglaterra e Itália.

A Raiz da Terra trabalha apenas com o mercado profissional. Com vinte anos, tem já solidez no mercado europeu de planta pequena em alvéolos, com plantas com uma boa relação qualidade/preço. A produção assenta essencialmente em plantas em alvéolo (Figura 1), para posterior venda a viveiros de engorda de plantas. Toda a produção é feita por encomenda com antecedência de um ano. São também produzidas plantas em vasos de 8 cm, o que permite diversificar a clientela, pois há viveiros de engorda que pretendem reduzir o tempo de produção.

A Raiz da Terra tem como principal objetivo ser uma referência na produção de plantas ornamentais, com produção de qualidade, satisfação do cliente e sua fidelização. A responsabilidade social é também um objetivo, optando por ajuda de instituições da região ou por mão-de-obra de população local. Um outro objetivo e compromisso é o de produzir com o mínimo de impacto no ambiente. Para tal, a empresa conta com uma equipa jovem, dinâmica e especializada, com métodos de trabalho inovadores e rigorosos.

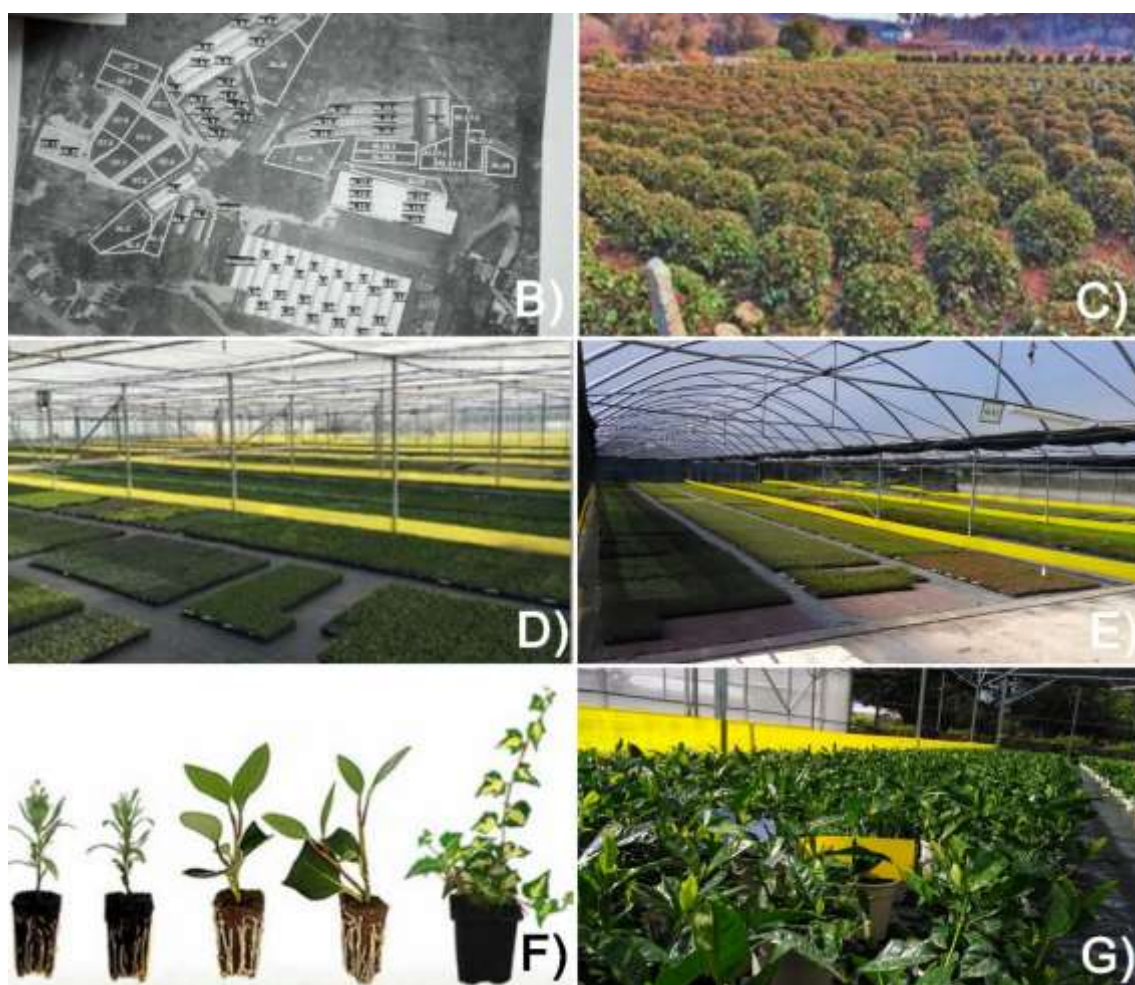


Figura 1 – A) Logótipo da empresa “Raiz da Terra”; B) Vista aérea das instalações da empresa; C) Campo de planta-mãe de *Camellia japonica*; D) Estufa com controlo ambiental destinada a propagação por estaca em alvéolo (“Estufa Principal”); E) Estufa de stocagem “Ar Livre 9”; F) Tipos de plantas produzidas em diferentes formatos; G) *Gardenia jasminoides*.

2. Revisão bibliográfica

2.1. Viveirismo de planta ornamental

A horticultura ornamental possui vários ramos, como o da produção de flor de corte, propagação de plantas, plantas envasadas de temporada, plantas envasadas de arbustos, árvores ornamentais, entre outros. No caso específico da cadeia de fornecimento da planta envasada de arbustos, esta é composta por diversas fases e intervenientes e inclui os viveiros comerciais de propagação, os viveiros de “engorda” e os hortos e/ou *garden center*. A propagação é assim uma atividade básica da cadeia de produção e fornecimento de planta ornamental, sendo determinante para a qualidade das plantas produzidas e comercializadas e para o sucesso da atividade.

O viveirismo ornamental em Portugal é dominado por empresas de pequena e média dimensão, com uma média de 2 ha (617 ha distribuídos por 312 explorações) e um volume de negócios de cerca de 70 milhões de euros (ENA, 2016). Nos últimos anos o consumo de planta ornamental de exterior encontra-se estagnado ao nível do mercado interno (Costa et al., 2016). O mesmo se pode dizer dos preços que ficaram sob pressão devido à diminuição da jardinagem pública e privada (Costa et al., 2016). Todavia, o aumento dos custos dos fatores de produção manteve-se, o que diminui a competitividade das empresas. Além disso a entrada da grande distribuição na venda de planta ornamental envasada coloca também pressão nos preços ao consumidor produtor, em especial se atendermos a que a importação de material estrangeiro não está devidamente controlada. Assim, o setor necessita de estar mais organizado e informado, com maior nível de conhecimento e maior profissionalismo na gestão de problemas e dos recursos usados (Costa et al., 2014).

A concorrência agressiva nacional e estrangeira, o aumento do custo da mão de obra e dos fatores de produção e as maiores exigências comunitárias obrigam o setor do viveirismo nacional (e estrangeiro) a ter que inovar para garantir maior eficiência nas operações e também maior qualidade e uma boa relação qualidade/preço para competir no mercado internacional. Para além da concorrência agressiva externa, o facto de haver uma atividade reduzida em Portugal no domínio do melhoramento de plantas e pouca ou nenhuma colaboração entre empresas melhoradoras, viveiristas e as empresas produtoras apresenta-se como uma limitação para o viveirismo nacional (APPPFN, 2013). Segundo os dados da European Nurserystock Association, os países com valores de produção mais elevados são França, Itália, Alemanha, Inglaterra, Espanha e Holanda (ENA, 2016) (Quadro 1).

Quadro 1 – Números do sector europeu de viveirismo ornamental (Fonte: European Nurserystock Association - ENA, 2016).

EU	ENA	Country	Number of nurseries	Production area (ha)	Employees	Production value	
EU	ENA	BE	707	5.032	1.500	332.941.271 €	2014
EU	ENA	BG	60	500	1.800	12.000.000 €	2015
EU	ENA	DE	3.305	22.597	21.100	1.100.000.000 €	2013
EU	ENA	DK	94	2.500	490	85.000.000 €	2014
EU	ENA	ES	1.500	4.500	7.500	760.000.000 €	2015
EU	ENA	FI	110	390	400	30.000.000 €	2015
EU	ENA	GR	53	1.035	480	18.000.000 €	2015
EU	ENA	HU	500	7.858	2.000	40.000.000 €	2013
EU	ENA	IE	200	700	1.200	26.700.000 €	2014
EU	ENA	IT	7.459	15.890	32.500	1.265.000.000 €	2015
EU	ENA	NL	2.289	17.499	9.613	650.000.000 €	2014
EU	ENA	PL	3.229	6.887	17.000	245.000.000 €	2014
EU	ENA	SE	100	450	300	74.000.000 €	2014
EU	ENA	UK	1.150	10.000	10.000	1.090.000.000 €	2014
EU	ENA	FR	4.154	16.630	21.224	1.305.734.000 €	2014
EU	ENA	PT	312	617	1.150	70.000.000 €	2013
	ENA	CH	130	900	1.700	185.000.000 €	2013
	ENA	NO	166	210	500	23.687.751 €	2014
	ENA	SR	231	419	350	13.000.000 €	2014

Portugal tem condições competitivas para produção de ornamentais e difere dos restantes países europeus principalmente ao nível do clima, que é mais favorável ao crescimento de certas espécies (ex: radiação solar disponível, temperaturas mais elevadas), em questões de mão-de-obra, que é mais barata (ex: salário mínimo na Holanda é de 1 594,20€, sendo 580€ em Portugal, embora por vezes a mão-de-obra seja menos produtiva em Portugal) e preços mais baixos para o m² de solo.

2.2. Aspetos relevantes da propagação vegetativa

A estacaria é um dos principais métodos de propagação de plantas no setor ornamental, frutícola e florestal (Hartmann et al., 1990; Boutherein & Bron, 2000) (Figura 2), sendo o método utilizado pela empresa “Raiz da Terra” na obtenção de novas plantas.

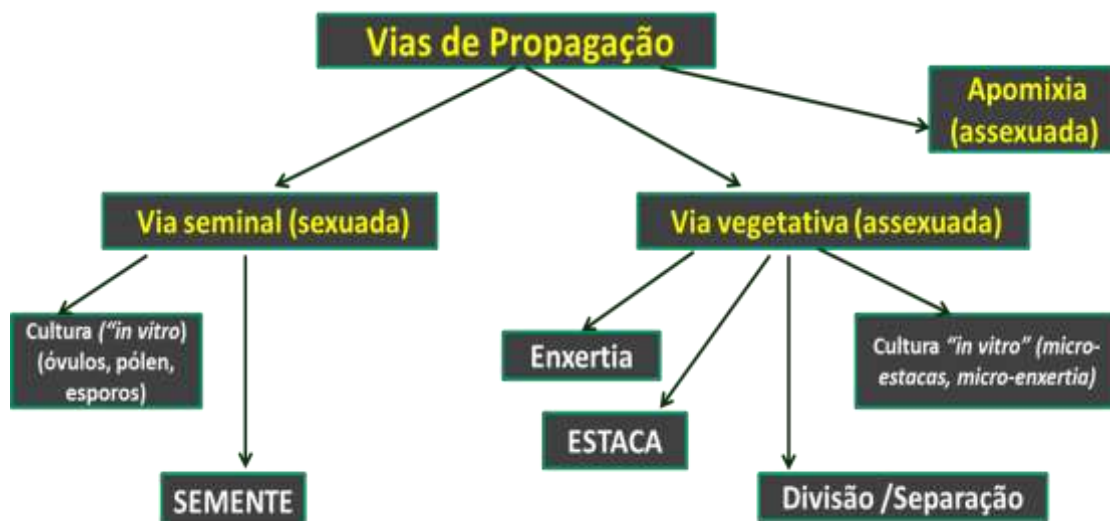


Figura 2 – Principais métodos de propagação de plantas (Hartmann et al., 1990).

A propagação por estaca consiste na recolha de um fragmento de ramo da planta mãe que, posteriormente, formará raízes adventícias e originará uma nova planta. A principal vantagem deste método está na homogeneidade das plantas obtidas e na sua simplicidade, garantindo as características genéticas e fenotípicas interessantes, contrariamente ao que sucede com a propagação por semente. Além disso é um método rápido em comparação com a enxertia (Hartmann et al. 1990; Boutherin & Bron, 2000; Costa et al., 2017).

Por outro lado, a propagação por estaca tem o inconveniente de obrigar a manter campos de plantas-mãe, que resulta na produção de um número limitado de estacas. Além disso, nem todas as espécies e/ou variedades enraizarem facilmente e a propagação por estaca pode também facilitar a transmissão de doenças (Hartmann et al., 1990; Boutherin & Bron, 2000; Costa et al., 2017).

O sucesso da propagação vegetativa por estaca é influenciado por vários tipos de fatores que influenciam a formação e crescimento das raízes adventícias e a futura qualidade final do material propagado (Hartmann et al., 1990; Costa, 2002; Costa et al., 2017). Entre estes fatores destacam-se:

- Condição das plantas-mãe (estado sanitário, nutrição, fase de desenvolvimento);
- Espécie ou variedade/cultivar propagada (maior ou menor predisposição genética para o enraizamento adventício);

- O tipo de estaca (herbácea, semi-lenhosa, lenhosa, com folhas ou sem folhas), sendo que as estacas herbáceas e com folhas são mais sensíveis ao stress hídrico e luminoso que estacas lenhosas sem folha, e exigem mais cuidados;
- O tipo de tratamento dado às estacas (exemplo: uso ou não de hormonas de enraizamento, desinfeção com fungicida);
- Controlo e gestão ambiental durante o período de propagação (intensidade luminosa, temperatura do ar e substrato, humidade relativa do ar, frequência das regas durante a propagação, etc.) (Hartmann et al., 1990; Costa et al., 2017).

O sucesso na propagação depende da otimização das condições ambientais (atmosféricas e edáficas) durante o período de enraizamento, crescimento e endurecimento das plantas propagadas. Este aspeto é particularmente relevante no caso de estacas foliares herbáceas ou semilenhosas, que são mais sensíveis ao stress hídrico e luminoso (Hartmann et al., 1990; Costa et al., 2017). Condições de luz sub-ótimas (em deficiência ou em excesso) e humidade relativa demasiado baixa (inferior a 70%) limitam a atividade fotossintética das estacas foliares e contribuem para acelerar a senescência e abscisão foliar, resultando em maior mortalidade ou retardamento e/ou menor enraizamento e crescimento, e também numa maior suscetibilidade do material propagado a pragas e doenças (Hartmann et al., 1990; Costa et al., 2017).

Outra componente relevante para o sucesso na propagação são as condições edáficas e os substratos usados para enraizamento/engorda (Hartmann et al., 1990; Blythe & Merhaut, 2007). Além de garantir a fixação da planta, o substrato tem que garantir arejamento, retenção e disponibilidade de água e nutrientes. A turfa (tipo de substrato utilizado na empresa) tem boas características físicas, tais como a sua baixa densidade, a boa drenagem e elevada porosidade, que permitem ser um substrato leve (importante para a logística), com bom arejamento das jovens raízes. O substrato adequado deverá também ter estrutura e textura adequados, formando facilmente torrões inteiros e estáveis, que beneficiará a transplantação e minimizará o stress (Brito & Mourão, 2012; Lopes, 2013).

As características químicas do substrato como o pH, o teor em matéria orgânica, a capacidade de troca catiónica (CTC) e o teor de sais solúveis (podem causar salinidade), são também relevantes e as necessidades variam em função da espécie propagada (Brito & Mourão, 2012; Lopes, 2013). O substrato tem obrigatoriamente de

estar isento de organismos patogénicos e ter baixo custo (Brito & Mourão, 2012; Lopes, 2013).

2.3. Pragas e proteção de plantas em viveiros

2.3.1. Tripes

Os tripes que atacam as culturas pertencem à ordem Thysanoptera e, na sua maioria, à família Thripidae, sendo considerados como uma das principais pragas das culturas protegidas nas plantas ornamentais (Bethke et al., 2014). Em termos morfológicos, os tripes no estado adulto variam de cor branca-translúcida ou amarelada a castanho ou preto, consoante a espécie. Possuem um corpo alongado, delgado e achatado, com cerca de 1 mm de comprimento no caso dos machos e 1,5 mm no caso das fêmeas, na maioria das espécies fitófagas que se encontram nos viveiros, têm dois pares de asas membranosas longas e estreitas, com franjas longas nas suas margens (asas membranosas franjadas). As ninfas são delgadas e não possuem asas (Bethke et al., 2014).

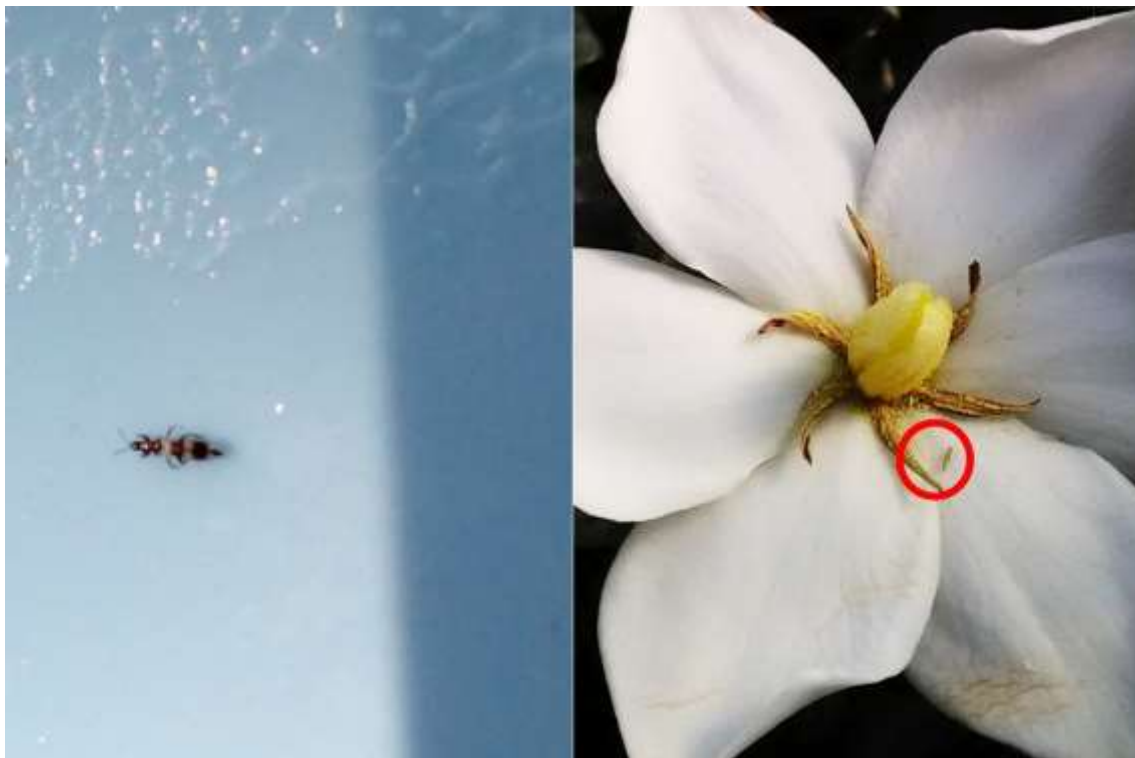


Figura 3 – Tripes.

Estes insetos têm um padrão de desenvolvimento intermédio entre os hemi e os holometabólicos e a sua reprodução pode ser partenogenética – na qual não ocorre fecundação – ou sexual (Ramos, 2014; Rama, 2017). Em ambos os casos, a fêmea deposita os ovos no interior das folhas, flores, rebentação nova ou em outros locais onde se alimentam com a ajuda do oviscapto. Dado que deposita os ovos dentro dos órgãos vegetais, estes ficam protegidos dos inseticidas. Dependendo da temperatura e da planta hospedeira, pode pôr entre 30 e 300 ovos, que eclodem e dão origem a dois estados ninfais. Perto do final do segundo instar ninfal, deixam de se alimentar e, normalmente, deslocam-se para o solo para pupar. Assim, a pré-pupa e a pupa estão protegidas dos inseticidas direccionados à cultura. Mas caso não se desloquem para o solo, as ninfas deslocam-se para locais abrigados da planta, onde permanecem até ao estado adulto e param a sua alimentação (Gill, et al., 2012; Bethke et al., 2014; Ramos, 2014; Rama, 2017).

Os tripes são multivoltinos, podendo apresentar até oito gerações/ano. Com tempo quente, o ciclo de desenvolvimento pode ser concluído ao fim de uma a duas semanas. A dispersão do inseto pode ser feita através do voo, transporte pelo vento, no vestuário dos trabalhadores e transporte de material vegetal (Gill et al., 2012; Bethke et al., 2014; Ramos, 2014; Rama, 2017). Os tripes têm armadura bucal do tipo picador-sugador, que lhes permite picar a epiderme das folhas e sugar a seiva, com consequente entrada de ar nas células picadas, adquirindo os tecidos uma cor prateada. Este tipo de alimentação conduz a cloroses, deformações e murchidão dos órgãos afetados (Bethke et al., 2014). Em situações de ataques mais severos, diminui o vigor da planta, dificultando o processo de enraizamento e resultando na obtenção de plantas com menor valor comercial. Outro dos problemas postos pelo ataque destes insetos é o facto de estes poderem ser vetores de vírus (Ramos, 2014; Rama, 2017).

A monitorização destes insetos pode ser feita usando-se armadilhas adesivas, normalmente azuis ou amarelas, sendo as azuis mais recomendadas na captura de tripes (Gill et al., 2012). Outra forma de monitorização é utilizar a técnica das pancadas, em que se bate a planta numa superfície branca para contagem dos insetos (Gill et al., 2012).

Após a monitorização (também uma regra da proteção integrada), se surgir a necessidade de intervir, existem vários meios de luta à disposição que devem ser selecionados de acordo com as regras da proteção integrada (Amaro, 2003). O combate aos tripes deve ser realizado numa fase inicial do ataque quando a população é

reduzida, pois além de ser mais fácil combater a praga, é impossível recuperar os estragos causados pelos tripses (Gill et al., 2012; Bethke et al., 2014).

Os meios de luta culturais passam pelo uso de plantas isentas de tripses, por diminuir ou evitar situações de stress biótico e abiótico, pela remoção de material vegetal velho e em decomposição, pela desinfecção de vasos e alvéolos, pelo revestimento das aberturas das estufas com redes, tendo estas uma malha inferior à dimensão dos tripses (embora esta possa pôr em causa a ventilação), pela destruição e remoção das infestantes (dentro e fora da estufa num raio de 3m), pela cobertura do solo com plástico para servir de barreira física ao desenvolvimento de infestantes, pela captura em massa com armadilhas adesivas, por adubações azotadas equilibradas e pela utilização de plantas que sirvam de refúgio aos antagonistas desta praga (Ramos, 2014; Figueiredo, 2017).

Quando a planta tem a rebentação nova deformada devido ao ataque de tripses deve ser podada para que a nova rebentação se desenvolva normalmente, embora esta nova rebentação possa ser bastante suscetível a novos ataques (Gill et al., 2012; Bethke et al., 2014; Figueiredo, 2017).

Relativamente aos meios de luta biológica, podem ser usados antocorídeos da espécie *Orius laevigatus* e fungos entomopatogénicos das espécies *Lecanicillium muscarium* e *Paecilomyces fumosoroseus* (Gill et al., 2012; Figueiredo, 2017).

Ao nível de luta química, esta será baseada no uso de substâncias ativas, tais como: dimetoato, formetanato, metiocarbe, deltametrina, clorpirifos, imidaclopride, espirotetramato e, por fim, spinosade, que está homologado em modo de produção biológico (Gill et al., 2012; DGAV, 2018). As boas práticas obrigam a alternar as várias substâncias ativas e os diferentes grupos químicos para evitar ou minimizar o desenvolvimento das resistências aos inseticidas.

Ao nível de aplicação dos pesticidas, o sistema de pulverização deve estar bem calibrado para que haja uniformidade e as partículas devem ser o mais pequenas possível para que possam penetrar bem em áreas protegidas das plantas onde os tripses estão se encontram (Gill et al., 2012).

2.3.2. Mosca-do-terriço

A mosca-do-terriço pertence à ordem Díptera e à família Sciaridae e as que podem atacar nos viveiros pertencem aos géneros *Sciaria*, *Bradysia* e *Lycoriella*. É uma

praga que surge em locais onde há fontes de matéria orgânica e condições de humidade, tendo especial importância em viveiros de propagação e envasamentos em algumas culturas protegidas devido aos problemas que causa no enraizamento (Bethke & Dreistadt, 2013; Lopes, 2013).

Quanto à morfologia, os adultos são mosquitos, comprimento de aproximadamente 5 a 8 mm, cor preta, um par de asas membranosas transparentes e um par de balanceiros, patas e antenas compridas. São holometabólicos, pelo que o ciclo de desenvolvimento apresenta quatro estados: ovo, larva, pupa e adulto, apresentando a larva quatro instares. O ovo é oval, tem cerca de 0,09 a 0,15 mm e é de cor branca, sendo colocado em condições de humidade – normalmente em superfície do solo, plantas e detritos orgânicos. A larva, ápole e eucéfala, tem cerca de 3 a 6 mm, o corpo é cilíndrico, delgado e translúcido, permitindo observar o tubo digestivo, e tem cabeça de cor preta brilhante. Depois de cessar a sua alimentação a larva tece um casulo, desenvolvendo a sua pele e passando a pupa (Bethke & Dreistadt, 2013; Lopes, 2013; Cloyd, 2015).



Figura 4 – Alguns estados de desenvolvimento da mosca do terriço: A), B) Larva e C) Adulto.

Tal como para todos os insetos, o tempo de desenvolvimento depende da temperatura. Tem preferência por temperaturas compreendidas entre 18 °C e 25 °C, humidade relativa do ar elevada e matéria orgânica em decomposição (Lopes, 2013). A 16 °C a fêmea adulta acasala e, 3 dias depois, deposita 100 a 200 ovos em lugares húmidos; estes eclodem 9 a 12 dias mais tarde e o estado larvar tem a duração de 24 a 27 dias. O estado de pupa ocorre no solo e dura aproximadamente 7 dias. Os adultos

emergem e têm uma longevidade de 4 a 10 dias. Com temperaturas a rondar os 24 °C a fêmea adulta acasala e, 3 dias depois, deposita 100 a 200 ovos em lugares húmidos eclodindo estes 3 a 6 dias mais tarde, levando cerca de 10 dias para desenvolver mais de quatro estágios larvais. O estágio de pupa decorre no solo e cerca de 4 dias depois os adultos emergem e vivem 4 a 10 dias. O ciclo de desenvolvimento dura aproximadamente 17 dias a 24 °C, enquanto que a 16 °C esta a duração aumenta para cerca de 40 dias, sendo que diferentes gerações se sobrepõem durante o ano (Bethke & Dreistadt, 2013; Lopes, 2013; Cloyd, 2015).

A mosca-do-terriço tem voo rasteiro e permanece sempre perto das plantas e substrato. No estado adulto não causa estragos, pois alimenta-se muito pouco e à base de detritos orgânicos. Todavia, as larvas vivem perto da superfície do substrato e alimentam-se de raízes, caules, fungos e matéria orgânica. Ao alimentarem-se das raízes, impedem o seu desenvolvimento, dificultam o enraizamento, causam crescimento atrofiado das plantas afetadas, emurchecimentos e atrasam no desenvolvimento das plantas, pois diminuem a absorção de água e nutrientes e impedem o transporte de seiva no xilema e floema. Em caso de ataques mais severos, podem levar mesmo à morte da planta, o que sucede principalmente em plantas jovens ou em stressadas. Podem transmitir doenças como fusariose ou vírus (Bethke & Dreistadt, 2013; Lopes, 2013; Cloyd, 2015).

Em locais de maior humidade e com detritos deve-se efetuar a monitorização das populações. Para esse fim, devem utilizar-se armadilhas adesivas de cor amarela, com contagens em períodos de 2 em 2 dias e avaliando a percentagem de enraizamento com inspeção visual (Bethke & Dreistadt, 2013; Lopes, 2013).

A luta pode ser feita através de meios indiretos culturais, e luta biológica ou luta química. Assim, em termos de práticas indiretas culturais, é importante que se garanta uma boa drenagem, se evite teores elevados de humidade no substrato e se diminua o ensombramento. A colocação de areia sobre o substrato pode dificultar a postura dos ovos, assim como a colocação de um filme, que serve como barreira física à postura (Lopes, 2013). Também a captura em massa de adultos com recurso a armadilhas adesivas pode ser outra das estratégias (Lopes, 2013).

A luta biológica pode ser feita com a bactéria *Bacillus thuringiensis ssp. israelensis*, o ácaro predador *Hipoaspis*, o fungo *Beauveria bassiana*, ou os nemátodes entomopatogénicos *Steinernema carpocapsae* e *Steinernema feltiae* (Bethke & Dreistadt, 2013; Lopes, 2013; Cloyd, 2015). Quanto aos meios de luta química este

implica o uso de substâncias ativas tais como clorpirifos, dimetoato, oxamilo, deltametrina, imidaclopride e lambda-cialotrina (DGAV, 2018).

2.3.3. Tipos de monitorização

A monitorização precisa e eficaz das pragas é um aspeto essencial para a prevenção e para o sucesso no combate destas, principalmente em condições de estufa. São vários os métodos aplicáveis em condições de viveiro em estufa, nomeadamente para tripes e mosca-do-terriço (Quadro 2).

Quadro 2 – Métodos de monitorização de diferentes pragas.

	Afídeos	Ácaros	Moscas brancas	Tripes	Moscas- do-terriço
Armadilhas adesivas amarelas	✓		✓	✓	✓
Armadilhas adesivas azuis				✓	
Plantas-armadilha	✓		✓	✓	
Inspeção visual	✓	✓	✓	✓	✓

2.4. Caracterização das espécies ornamentais usadas para monitorização das pragas

2.4.1. *Gardenia jasminoides*

A *Gardenia jasminoides* pertence à família das Rubiáceas, e é uma espécie ornamental arbustiva, perene e semi-lenhosa que pode atingir até 2 m. Pode ser usada em sebes, como planta de cobertura do solo, para plantações em massa ou então como planta isolada. Esta espécie possui ramos eretos e ramificados e tem as folhas semi-coriáceas, opostas, verde-escuras, brilhantes e ovaladas. A floração ocorre entre a primavera e o início de verão e individualmente nos eixos das folhas, sendo as flores brancas, cerosas e perfumadas (Kobayashi & Kaufman, 2006).



Figura 5 – Plantas de Gardenia jasminoides, enraizadas em tabuleiros alveolados, através de estacas herbáceas com folhas.

A floração é contínua caso as temperaturas noturnas rondem os 16 °C, todavia à medida que a temperatura noturna baixa a floração também se reduz e a folhagem fica mais amarelada. A gardênia tolera temperaturas até -6 °C e prefere locais de meia sombra, com temperaturas do ar a variar entre os 21 e os 24 °C (Kobayashi & Kaufman, 2006). Os solos devem ser férteis, ligeiramente ácidos (pH entre 5 e 6,5), bem drenados, com elevado teor de matéria orgânica, baixo teor de sais e isento de nemátodos. Devem fazer-se regas frequentes, pois com o stress hídrico caem os botões florais sem que abram (University of Florida, 2018). Trata-se de uma espécie de difícil transplantação porque não tolera bem os danos nas raízes. Nutricionalmente, a deficiência em ferro é comum na espécie e pode ser causada pela carência do nutriente ou pela inadequação do pH, que leva à não assimilação deste nutriente pela planta e, consequentemente, cloroses nas folhas jovens da planta (Kobayashi & Kaufman, 2006).

A obtenção de novas plantas pode ser feita por via sexuada (propagação por semente), mas tal método atrasa a floração (plantas de semente demoram cerca de 2 a

3 anos até à floração). Assim, é normalmente propagada por estaca, florescendo no mesmo ano e com maior homogeneidade. As estacas podem enraizar em qualquer época do ano, mas a propagação deve ser feita a partir de material vegetal resultante de rebentação do mesmo ano. Faz-se então a propagação entre os meses de junho e agosto, altura em que as estacas estão ainda pouco lenhificadas (“tenras”, têm cerca de 1 a 2 meses), facilitando o enraizamento destas. As estacas podem ter cerca de 10 a 15 cm de comprimento, retiram-se as folhas do último nó que fica enterrado e na parte aérea fica um ou dois conjuntos de folhas (nós). Trata-se a base da estaca com auxina, normalmente IBA (ácido indol-butírico) para estimular a formação de raízes adventícias e enterram-se as estacas cerca de 2 cm em substrato húmido e firme, para que a estaca se mantenha ereta e túrgida. Posteriormente passam para uma estufa de atmosfera controlada, com rega por aspersão e nebulização – para manter a humidade relativa elevada – e são usadas redes de sombreamento para não desidratar as estacas até que enraízem (Kobayashi & Kaufman, 2006).

O período de enraizamento é de cerca de 6 semanas. As plantas enraizadas são depois transferidas para outras estufas com menor humidade relativa e maior arejamento, onde ficam a “endurecer” até à primavera seguinte. Durante a primavera e verão são podadas várias vezes para que ramifiquem e formem uma planta mais compacta (Kobayashi & Kaufman, 2006).

Os principais problemas com pragas das gardénias são tripes, afídeos, cochonilhas, mosca-branca e nemátodos. Relativamente a doenças são oídio e podridão radicular (Kobayashi & Kaufman, 2006).

2.4.2. *Cupressocyparis leylandii*

A espécie *Cupressocyparis leylandii* pertence à família das Cupressaceae e teve origem no cruzamento entre o cipreste de Monterey (*Cupressus macrocarpa*) e o Cedro do Alasca (*Chamaecyparis nootkatensis*) (Moorhead, 1997). Esta conífera tem forma cónica ou piramidal e um crescimento muito rápido, podendo, a partir do primeiro ano, crescer até 1 m/ano e atingir 20 m de altura e até 4 m de largura (Breen, *Cuprocyparis leylandii*, s.d.). É uma espécie perenifólia, de folha verde escura, macia, pontiaguda, achatada, com escamas, opostas, alternadas e com elevada densidade, sendo muito utilizada para sebes como cercas de proteção, cortinas de vento ou silenciadoras de ruídos (Gilman & Watson, 2014; Martinez & Williams-Woodward, 2015). Tem preferência por boa exposição solar, solos férteis, bem drenados e regas regulares. Embora tolere

bem a seca deve evitar-se para não deixar a planta em stress hídrico severo, que a torna mais suscetível às doenças (Gilman & Watson, 2014).

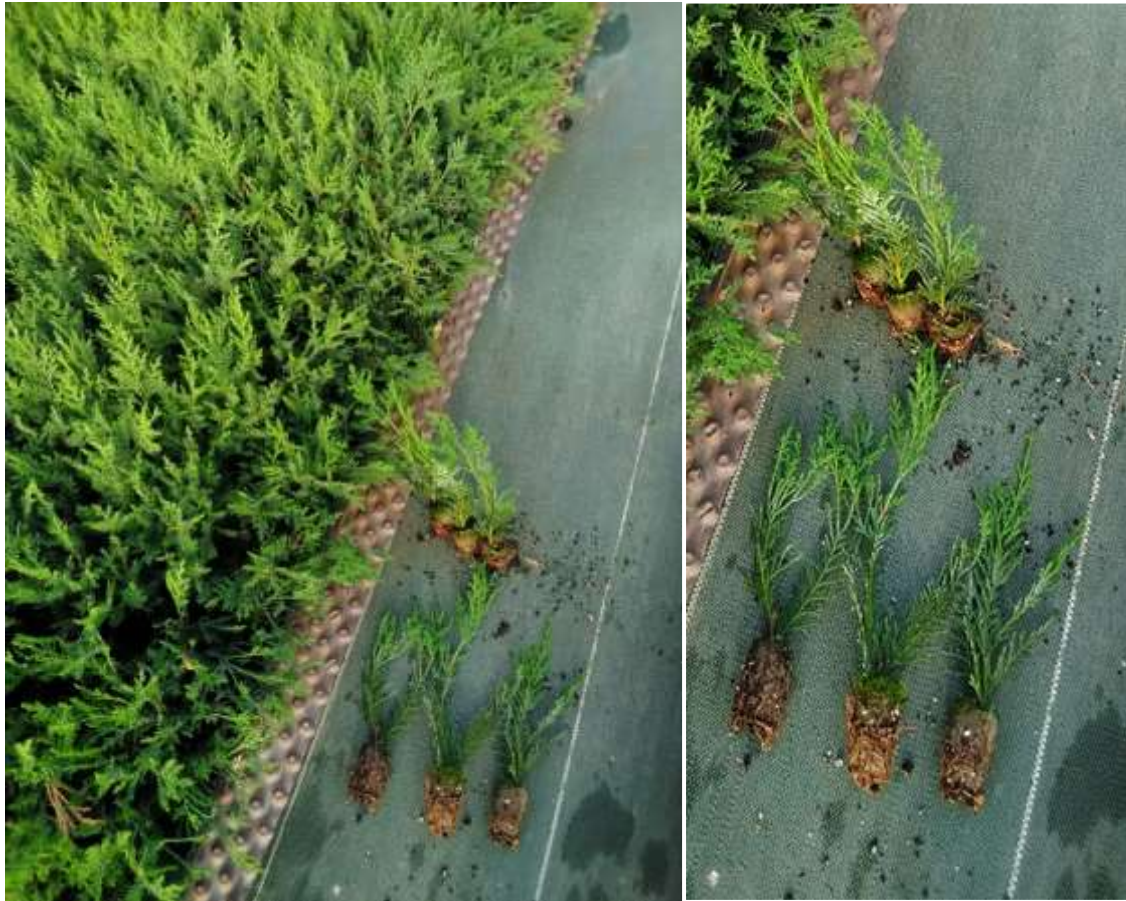


Figura 6 – Plantas de *Cupressocyparis leylandii* enraizadas, em tabuleiros alveolados através de estacas semi-lenhosas com folhas.

A propagação desta espécie é feita normalmente por estacaria no inverno (Gilman & Watson, 2014). Durante o período de estágio na empresa, entre fevereiro e maio de 2018, esta espécie foi enraizada em tabuleiros alveolados e usando estacas semi-lenhosas com folhas.

Em termos de problemas com doenças, os principais problemas registados nesta exploração têm sido as doenças causadas por fungos dos géneros *Phytophthora*, *Botryosphaeria*, *Pestalotiopsis* e *Seridium*. Na fase de propagação por estaca em viveiro têm-se identificado problemas com pragas da família Sciaridae, com nome vulgar de moscas-do-terço (Niemiera, 2012; Martinez & Williams-Woodward, 2015).

2.4.3. *Juniperus squamata*

A espécie *Juniperus squamata* é nativa da China ocidental e pertence à família das Cupressaceae. Esta conífera tem forma arredondada e crescimento lento, atingindo entre 30 a 90 cm de altura (Breen, 2018). Pode ser utilizado tanto como planta isolada, como para cobertura do solo ou plantação em massa (University of Connecticut, 2018). Esta espécie vegetal tem preferência por sol pleno. Em termos de solos, têm de ser bem drenados e toleram a seca (NC State University, s.d.). O método mais utilizado para propagação e obtenção de novas plantas é por estacaria, usando-se estacas semi-lenhosas durante os meses de inverno. Os principais problemas são causados por fungos (ex: *Phytophthora*, *Cercospora*, *Phomopsis* e *Kabatina*) e por pragas como a cochonilha e, na fase de propagação por estaca em viveiro, a mosca-do-terriço (Blake, et al., 2018).



Figura 7 – Plantas de *Juniperus squamata*, em tabuleiros alveolados propagadas através de estacas semi-lenhosas com folhas.

3. Materiais e métodos

3.1. Condições de crescimento

A propagação das plantas observadas neste trabalho decorreu em condições protegidas. Várias estufas da empresa foram usadas para o efeito. A estufa “Principal” é um multitúnel, com estrutura metálica de aço galvanizado, revestida com filme plástico Celloclim (New polyplants srl, Italia), que consiste num polietileno com intrusão de bolhas de ar que permite aumentar a luz difusa, contribuindo assim para o aumento da atividade fotossintética das plantas. O pé direito da estufa é cerca de 3,5 m. O controlo da humidade relativa do ar e os níveis de radiação são regulados automaticamente através do uso de ventilação zenital e de ecrãs de sombreamento da Ludvig Svensson (Sweden). As restantes estufas são também multitúneis, revestidas com filme plástico, um pé direito de 2,5 m, mas com controlo ambiental mais básico (rede de sombreamento e ventilação lateral manual).



Figura 8 – A) Estufa de propagação por estaca em alvéolo (“Estufa Principal”); B) Estufa (“Ar Livre 15”).

A monitorização das condições do ambiente foi feita com recurso a diferentes tecnologias. Na estufa “Principal” o controlo ambiental era feito automaticamente com recurso a um programador (Ambitrol 500, Sistemes Electrònics Progrés S.A. Espanha), que registava as temperaturas máxima, mínima, média e atual, ficando disponível durante 6 dias. Nas restantes estufas (A.L. 7, 15 e 19) fizeram-se medições pontuais ao longo do período do trabalho, usando-se termómetros de mercúrio, (Incoterm, Portugal) que registavam as temperaturas máxima, mínima e atual. Estes termómetros estavam localizados junto das plantas, pendurados a aproximadamente 10 cm acima da superfície das plantas.

A humidade relativa do ar foi medida com um higrómetro digital (Digital Humidity Controller, Willhi China). Os registos eram feitos às segundas, quartas e sextas-feiras ao fim do dia, aproximadamente às 16 h, para diminuir as variações entre os dias, registando-se simultaneamente os valores da temperatura do ar.

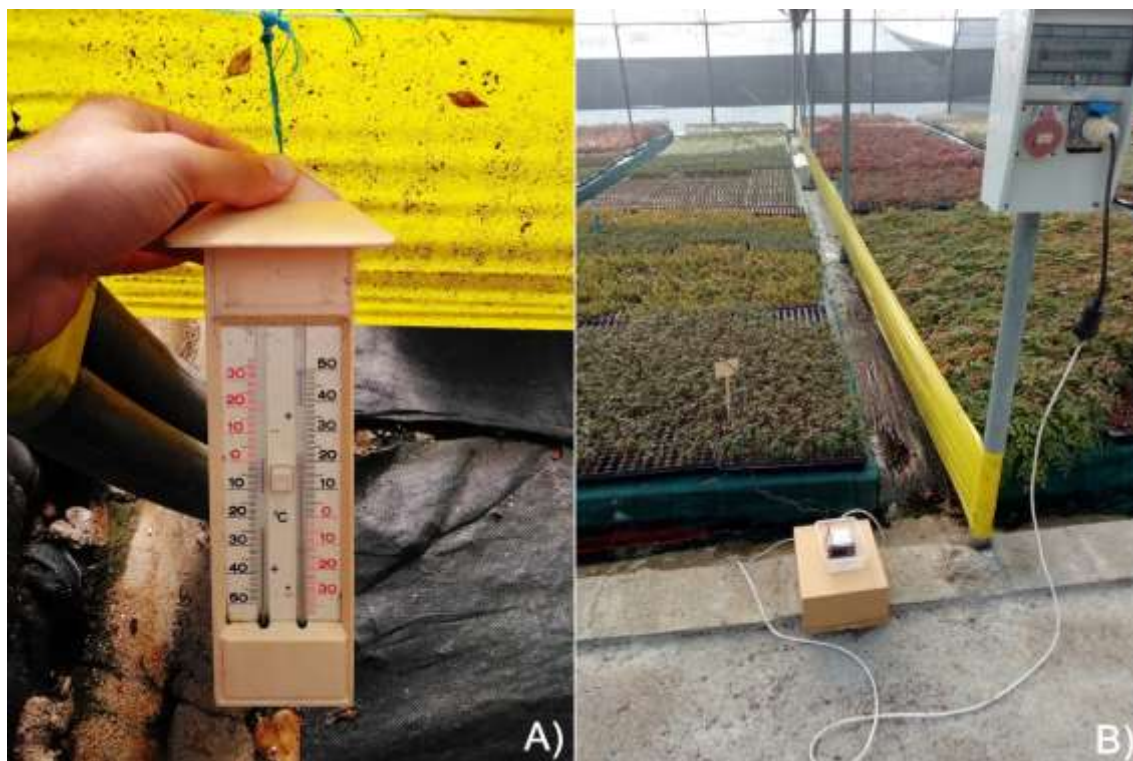


Figura 9 – A) Termómetro de mercúrio B) Higrómetro digital (Digital Humidity Controller, Willhi China) usados na monitorização das condições ambientais das estufas.

3.2. Monitorização das pragas no material vegetal:

3.2.1. Tripes em armadilhas adesivas em gardénias

No ensaio em que se avaliou a abundância de tripes no viveiro de gardénias houve duas fases. Numa primeira fase, que decorreu entre 26 de fevereiro e 18 de abril, as plantas de gardénia estavam em alvéolo na estufa A.L. 15 (Figura 10). Posteriormente, foram transplantadas para vasos de 2,5 L, no A.L. 21, colocando-se quatro plantas (estacas) por cada vaso (Figura 11). O período de transplantação decorreu entre 18 de abril e 30 de abril. Entre o dia 30 de abril e 3 de agosto os tripes foram monitorizadas nos vasos de 2,5 L dispostos no local A.L. 21.



*Figura 10 – Vista da estufa (A.L. 15) com as plantas de *Gardenia jasminoides* enraizadas em alvéolo com diferentes conjuntos de placas adesivas, assinaladas pelos retângulos brancos, afastadas entre si aproximadamente 4 m.*

Enquanto as plantas estavam em alvéolo selecionaram-se cinco pontos de monitorização na estufa A.L. 15 (Figura 10). Foram colocadas em cada um destes pontos duas armadilhas adesivas, uma amarela e outra azul (placas adesivas, 25 cm x 10 cm, Hortalizas Bacelo, Espanha) (Figura 10). Estas placas foram numeradas de 1 a 10, correspondendo os números ímpares (1, 3, 5, 7, 9) a armadilhas amarelas e os números pares (2, 4, 6, 8, 10) às armadilhas azuis. No primeiro ponto colocaram-se as armadilhas “1” e “2”, no segundo ponto, as armadilhas “3” e “4” e assim sucessivamente.



Figura 11 – Plantas de *Gardenia jasminoides* com cerca de dois meses no local (A.L.21), em vasos de 2,5 L, com placas adesivas de cor amarela e azul.

Após transplantação para vaso de 2,5 L, foram definidos quatro pontos de monitorização, colocando-se lado a lado uma armadilha adesiva amarela e uma azul em cada ponto. Estas eram numeradas de 1 a 8, correspondendo os números ímpares às armadilhas de cor amarela e os números pares às armadilhas de cor azul. As contagens dos insetos foram feitas três vezes por semana (às segundas, quartas e sextas-feiras), em todas as armadilhas com auxílio de uma lupa com ampliação de 40X, e todas as sextas-feiras procedeu-se à substituição das armadilhas.

3.2.2. Mosca-do-terriço em viveiro de *Cupressocyparis leylandii* e *Juniperus squamata*

A abundância de moscas-do-terriço durante o enraizamento em coníferas ornamentais (*Cupressocyparis leylandii* e *Juniperus squamata*) foi monitorizada na estufa “Principal”, que tinha maior capacidade de regulação e controlo ambiental. O período de observações decorreu entre 19 de fevereiro e 15 de junho de 2018, período durante o qual as plantas permaneceram nesta estufa para enraizarem.

A monitorização foi feita no lote com plantas *Cupressocyparis leylandii* usando-se, para tal, armadilhas adesivas amarelas (Hortalizas bacelo, Espanha) em oito locais pré-definidos, numerados de 1 a 8. As contagens foram feitas três vezes por semana (segundas, quartas e sextas-feiras), em todas as armadilhas com auxílio de uma lupa com ampliação de 40X, e todas as sextas-feiras se substituíam as armadilhas.

Em paralelo analisou-se a diferença de capturas de moscas-do-terriço entre plantas de *Cupressocyparis leylandii* e de *Juniperus squamata*. Foram selecionados três locais de monitorização, sendo colocadas duas armadilhas em cada ponto, uma em cada espécie vegetal. Foram usadas seis armadilhas adesivas amarelas, assinaladas com as letras de A, B, C, D, E e F: no primeiro ponto a letra “A” em *Cupressocyparis leylandii* e a letra “B” em *Juniperus squamata*; no segundo ponto a letra “C” em *Cupressocyparis leylandii* e a letra “D” em *Juniperus squamata*; por fim, no terceiro ponto, a letra “E” em *Cupressocyparis leylandii* e a letra “F” em *Juniperus squamata*.

As contagens foram feitas três vezes por semana (segundas, quartas e sextas-feiras), em todas as armadilhas com auxílio de uma lupa com ampliação de 40X, substituindo-se as das armadilhas todas as sextas. No primeiro ponto, onde estavam colocadas as armadilhas “A” e “B”, só foi possível testar até dia 13 de abril, uma vez que nessa data as plantas foram retiradas para outra estufa.

3.3. Calendário de tratamentos fitossanitários

Os tratamentos fitossanitários obedeceram a um calendário de aplicações com diferentes substâncias ativas seguido pela empresa de forma a se minimizarem os problemas como o risco de resistência e fitotoxicidades.

Quadro 3 – Tratamentos fitossanitários efetuados para combate aos tripses nas plantas de *Gardenia jasminoides* em alvéolo.

Subst. Ativa	Data:
dimetoato	02/mar
spinosade	07/mar
spinosade	13/mar
spinosade	19/mar
imidaclopride	23/mar
piriproxifena	27/mar
piriproxifena	05/abr
dimetoato	11/abr
imidaclopride	18/abr

Quadro 4 – Tratamentos fitossanitários efetuados para combate aos tripses nas plantas de *Gardenia jasminoides* em vasos de 2,5 L.

Subst. Ativa	Data:
dimetoato	03/mai
spinosade	08/mai
deltametrina	11/mai
dimetoato	15/mai
spinosade	24/mai
clorpirifos	29/mai
dimetoato	13/jun
spinosade	21/jun
formetanato	27/jun
deltametrina	03/jul
imidaclopride	12/jul
spinosade	19/jul
dimetoato	27/jul
deltametrina	01/ago

Quadro 5 – Tratamentos fitossanitários efetuados nas coníferas na estufa “Principal”.

Subst. Ativa	Data:
clorpirifos	19/fev
imidaclopride	01/mar
oxamilo	05/mar
deltametrina	12/mar
imidaclopride	15/mar
clorpirifos	21/mar
imidaclopride	26/mar
deltametrina	03/abr
deltametrina	09/abr
oxamilo	13/abr
imidaclopride	16/abr
clorpirifos	19/abr
clorpirifos	23/abr
dimetoato	30/abr
imidaclopride	07/mai
dimetoato	10/mai
clorpirifos	16/mai
oxamilo	21/mai
deltametrina	28/mai
imidaclopride	04/jun
clorpirifos	11/jun

4. Resultados e discussão

4.1. Variação das condições ambientais

Ao longo do período de monitorização, a temperatura do ar variou de forma similar nas diferentes estufas utilizadas (Figura 12). As temperaturas aumentaram gradualmente desde o início das observações (fevereiro de 2018) até finais de julho. Registaram-se temperaturas mínimas que variaram entre os 5 °C em fevereiro até aos 15 °C em julho. Em termos das temperaturas máximas do ar, variaram entre cerca de 25 °C em fevereiro e valores acima dos 30 °C em julho, havendo situações extremas de picos de calor a ocorrerem em 20 de abril (40 °C), 8 e 17 de maio (37 °C) e 18 de junho (38 °C).

Os picos de frio, por sua vez, ocorreram nos dias 26 de fevereiro, 26 de março e 12 de abril com 5 °C e no dia 2 de maio com 6 °C. As amplitudes térmicas foram máximas em fevereiro, aproximadamente 18 °C quando as noites foram mais frias, mas à medida que se avançava no calendário o arrefecimento noturno diminuiu (mínimas aumentaram progressivamente de 5 °C em fevereiro para 15 °C em finais de julho), resultando em menores amplitudes térmicas.

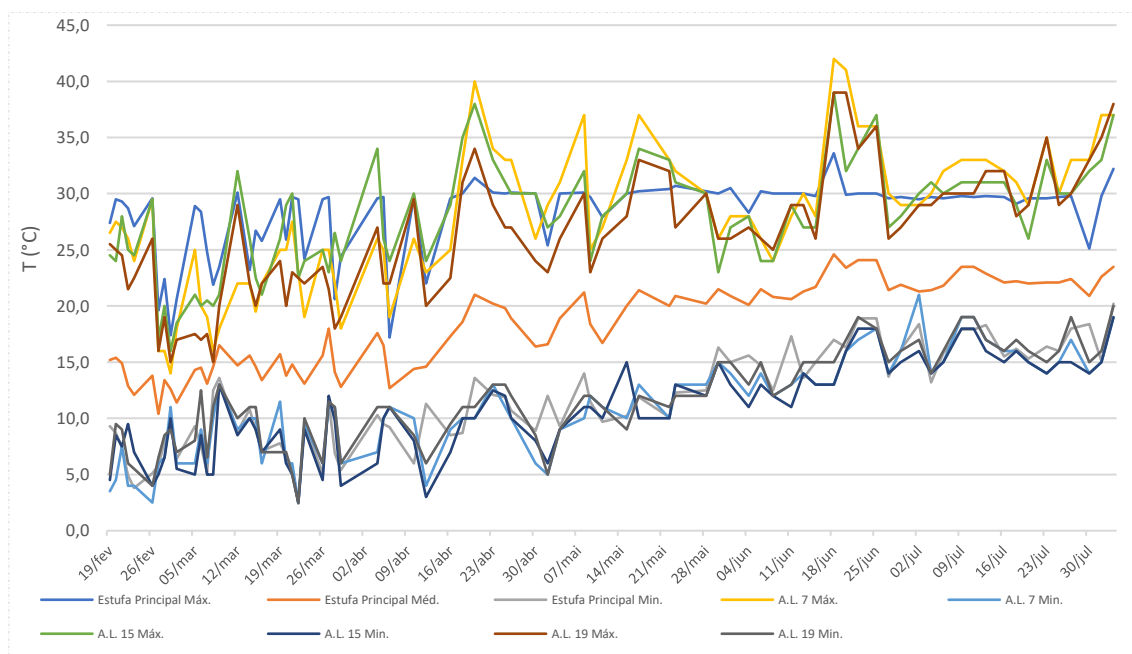


Figura 12 – Variação da temperatura mínima, máxima e média do ar nas estufas “Principal” e “Ar Livre” nº 7, nº 15 e nº 19; temperatura média apenas podia ser registada na estufa “Principal”.

Os valores de humidade relativa do ar (H.R.) oscilaram entre os 22% e 89%, com valor médio de 60% (Figura 13). Ao contrário da temperatura não se verifica nenhuma tendência clara, pois a H.R. foi muito influenciada pelas regas feitas durante o dia, por aspersão, o que fazia aumentar drasticamente a humidade relativa do ar. Atendendo a que as medições não eram feitas de uma forma contínua ao longo do dia, os valores não são representativos e não vão ser considerados neste caso de estudo.

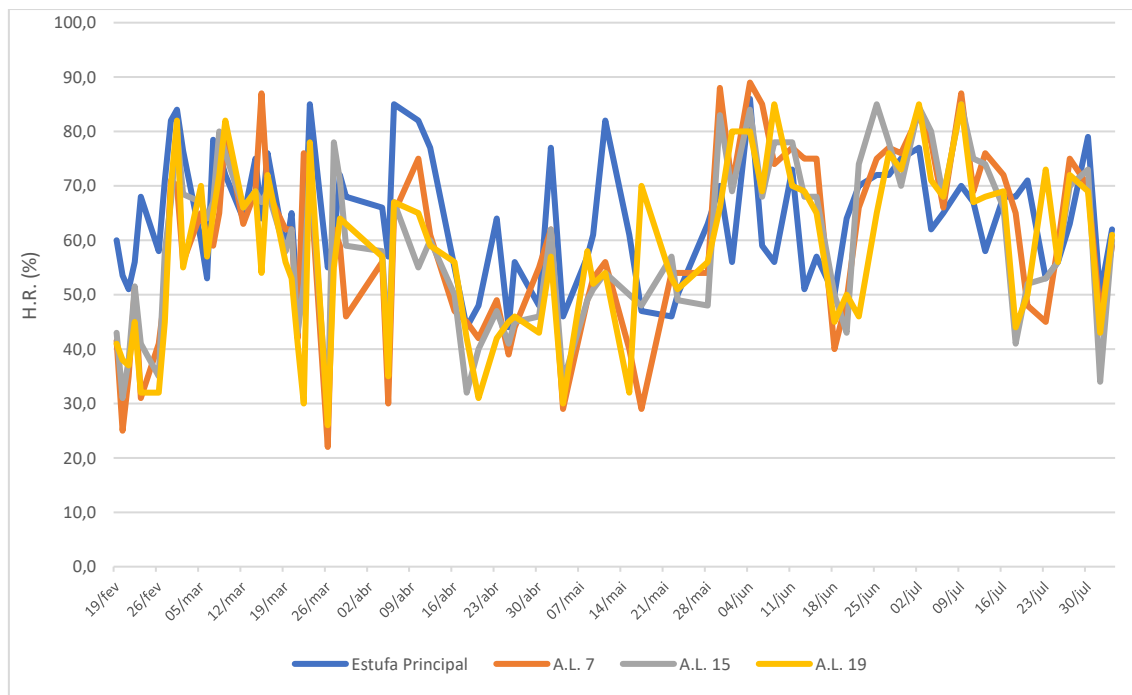


Figura 13 – Variação dos valores da humidade relativa do ar, medido nas estufas “Principal” e “Ar Livre” nº 7, nº 15 e nº 19 ao longo do período de observações.

4.2. Tripes em armadilhas adesivas em gardénia

4.2.1. Incidência da praga vs. condições ambientais e tratamentos fitossanitários

Foi analisada a incidência de tripes ao longo do ciclo de produção, em função da variação das condições ambientais, dos tratamentos fitossanitários e das armadilhas adesivas usadas (amarelas e azuis). A abundância de tripes nas armadilhas colocadas junto às plantas jovens de gardénias (com cerca de seis meses), em alvéolo, oscilou ao longo do tempo, com valores médios de capturas a variarem entre um valor mínimo de 0,7 e um máximo de 5,5 capturas (Figura 14).

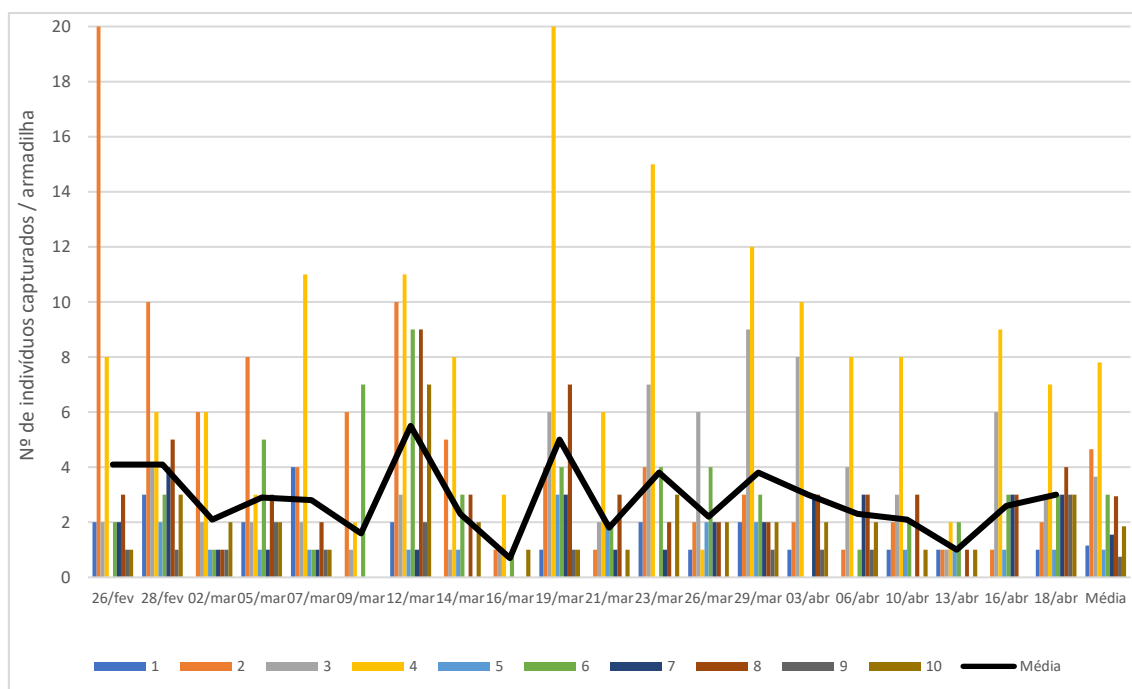


Figura 14 – Número de indivíduos capturados de tripes em armadilhas adesivas, numeradas de 1 a 10, em plantas de gardênia enraizadas em alvéolo. A linha representa a média de capturas ao longo de aproximadamente dois meses.

Na Figura 15 encontra-se representado o valor médio das capturas e as datas e substâncias ativas usadas nos tratamentos fitossanitários realizados.

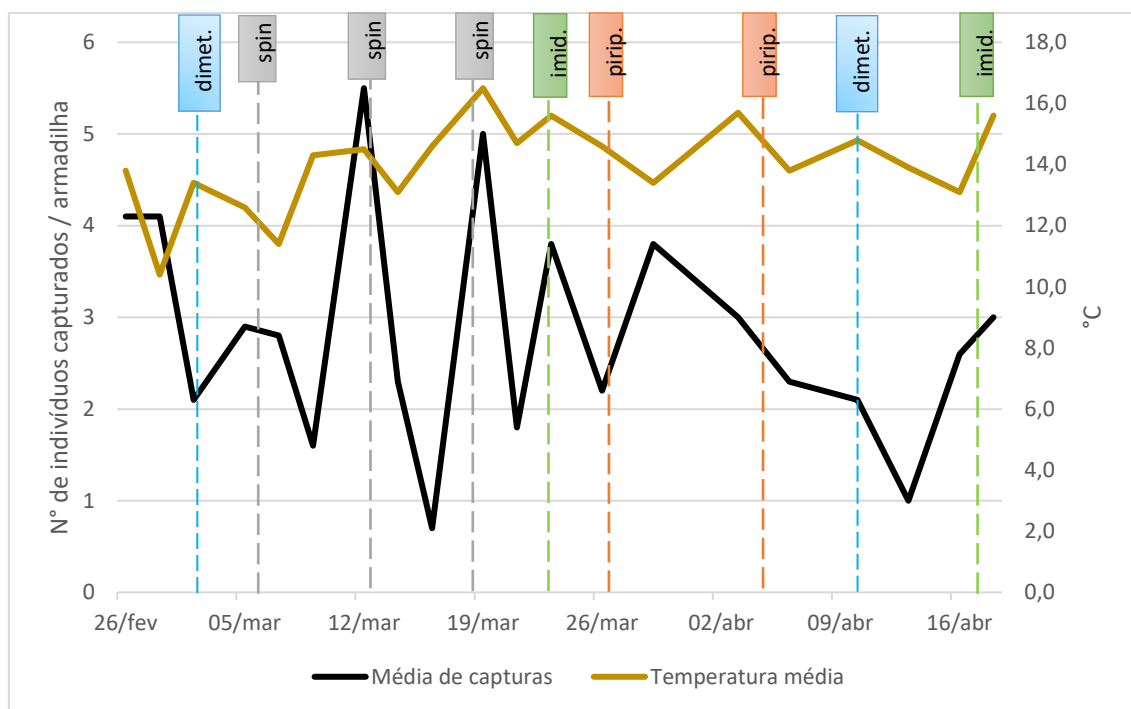


Figura 15 – Variação do número médio de capturas de tripes em armadilhas adesivas em plantas de gardénia em alvéolo, da temperatura média e dos tratamentos fitossanitários realizados, representados com os nomes das diferentes substâncias ativas (dimet. = dimetoato; spin. = spinosade; imid. = imidaclopride; pirip. = piriproxifena).

Os valores médios do número de capturas oscilaram entre um mínimo de 0,7 e um máximo de 5,5 tripes/armadilha (Figura 15). O primeiro máximo ocorreu no dia 12 de março, numa situação de temperaturas médias amenas (14,5 °C). O último tratamento fitossanitário foi efetuado no dia 7 de março com a substância ativa spinosade, resultando no decréscimo da população (de uma média de 2,9 para 1,6 tripes/armadilha), mas atingindo logo de seguida, no dia 12 de março, o valor mais elevado, sendo o valor médio de capturas de cerca de cinco tripes por armadilha (Figura 15). No dia 13 de março realizou-se novo tratamento fitossanitário com o spinosade e após três dias – dia 16 de março – atingiu-se novamente um mínimo de 0,7 tripes/armadilha, o que revela a eficácia desta substância ativa em condições de viveiro em estufa. No dia 19 de março atingiu-se novamente um máximo (5 capturas por armadilha em média), coincidindo este valor com o valor máximo da temperatura média do ar (de 16,5°C) (ver Figura 12). Os valores decresceram gradualmente desde 29 de março até 13 de abril, data em que se atingiu um mínimo de, em média, um tripe por armadilha.

A captura de tripes nas armadilhas colocadas perto das plantas de gardénia em vaso de 2,5 L está apresentada na Figura 16. A população de tripes apresentou-se em

média mais baixa durante todo o ciclo em comparação com as plantas em alvéolo, com um intervalo de valores de capturas variando entre zero e quatro.

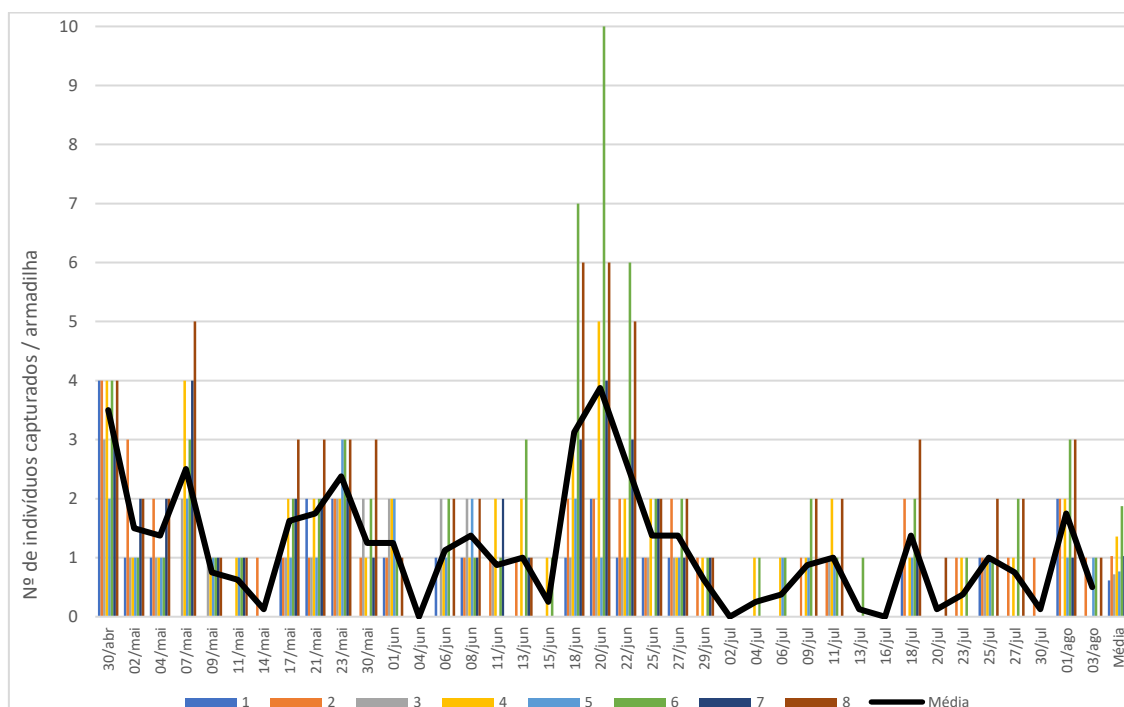


Figura 16 – Número de capturas de tripes em armadilhas adesivas, numeradas de 1 a 8, em gardénias em vasos de 2,5 L. A linha a negro representa o valor médio de capturas entre 30 de abril e 3 de agosto.

O impacto das condições ambientais e dos tratamentos fitossanitários na população de tripes em armadilhas adesivas em gardénias envasadas em vasos de 2,5 L é apresentada na Figura 17. Os valores médios das capturas foram baixos, sendo que valores de zero e aproximadamente à volta desse valor foram observados em várias ocasiões (sete datas). Tal está relacionado com a realização dos vários tratamentos fitossanitários e rotatividade das substâncias ativas. Os valores iniciais observados foram elevados (em média 3,5 tripes por armadilha), que se deveu ao facto de, no período de transplantação (o período de 18 a 30 de abril), não se ter realizado qualquer tratamento fitossanitário.

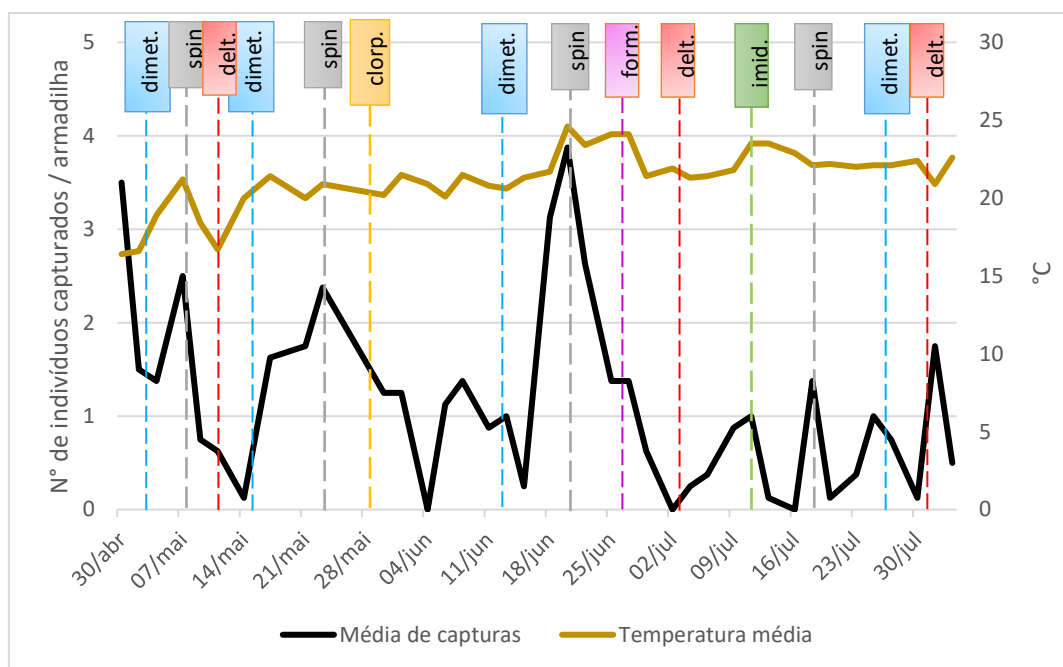


Figura 17 – Variação do número médio de capturas de tripes em armadilhas adesivas em gardénias em vasos de 2,5 L, da temperatura média e dos tratamentos fitossanitários realizados, representados com os nomes das diferentes substâncias ativas (dimet. = dimetoato; spin. = spinosade; delt. = deltametrina; clorp. = clorpirifos; form. = formetanato; imid. = imidaclopride).

No dia 20 de junho atingiu-se um valor elevado, cerca de 3,9 tripes por armadilha, facto que pode estar associado ao pico de temperatura do ar ocorrido nessa data, com valores a rondarem os 40 °C. O decréscimo que se seguiu deveu-se ao tratamento com spinosade (21 de junho) e formetanato (27 de junho).

Outro dado relevante é o facto de se ter atingido um mínimo de zero ou perto disso sempre que se aplicou spinosade (Figura 17), revelando novamente a elevada eficácia deste produto no controlo de tripes em gardénias.

4.2.2. Comparação da atratividade da praga nas armadilhas adesivas (amarelas vs. azuis)

Outro dos objetivos deste trabalho passou pela avaliação da influência da cor das armadilhas adesivas na captura das espécies de tripes presentes na propagação em estufa.

O número médio de tripes capturados variou em função da cor das armadilhas adesivas (amarelas vs azuis). Assim, verificou-se que enquanto as plantas estavam em alvéolo, o número de tripes capturados usando armadilhas adesivas azuis foi, em média,

2,6 vezes superior ao das amarelas (Figura 18). Este resultado está em linha com o descrito na literatura para culturas hortícolas (Demirel & Yildirim, 2008; Devi & Roy, 2017). Deste modo, as placas azuis serão as mais indicadas para avaliar a abundância desta espécie de tripes. Se os tripes são mais atraídos pelas armadilhas adesivas azuis de monitorização, possivelmente também serão mais indicadas as armadilhas adesivas azuis de captura em massa.

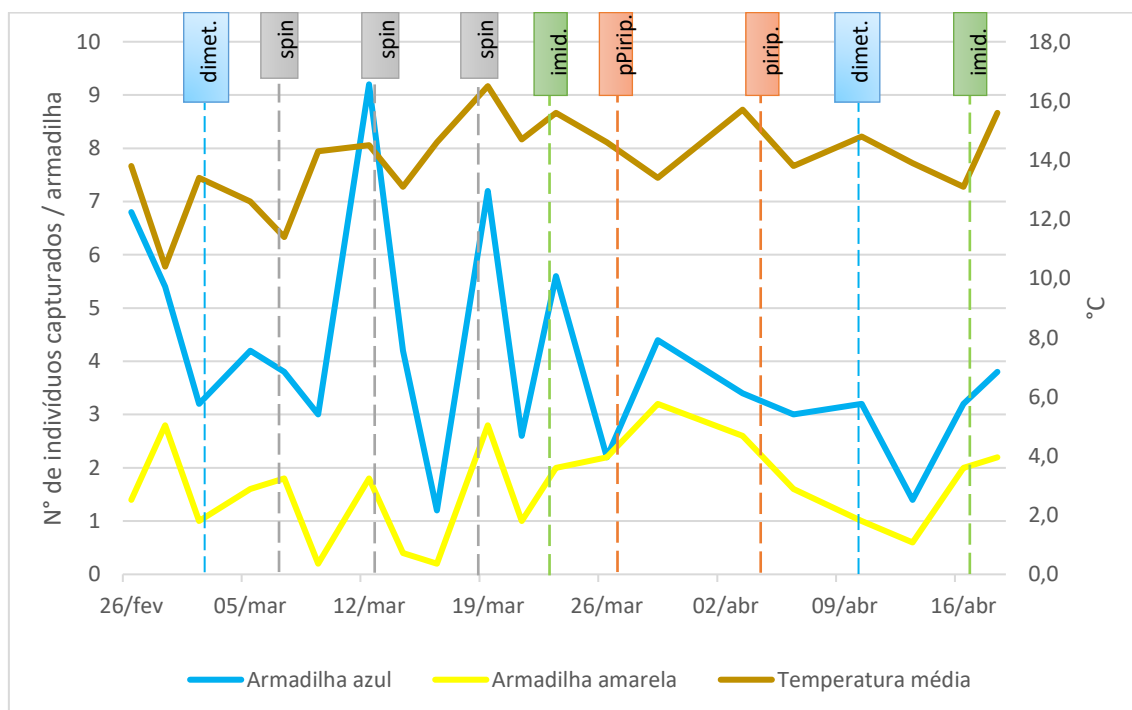


Figura 18 – Número médio de capturas de tripes nas armadilhas adesivas amarelas, número médio de capturas nas armadilhas adesivas azuis e efeito dos tratamentos fitossanitários com as diferentes substâncias ativas (dimet. = dimetoato; spin. = spinosade; imid. = imidaclopride; pirip. = piriproxifena) enquanto as plantas estavam em alvéolo.

Na Figura 19 está representado o número médio de tripes capturados usando armadilhas adesivas amarelas e azuis, mas quando estas passaram para vasos de 2,5 L. Neste caso, os valores médios das capturas nestas duas armadilhas foram mais próximos, mas as armadilhas adesivas azuis continuaram a ser mais eficientes, com uma média cerca de 1,9 vezes superior, pelo que continuam a ser mais aconselhadas.

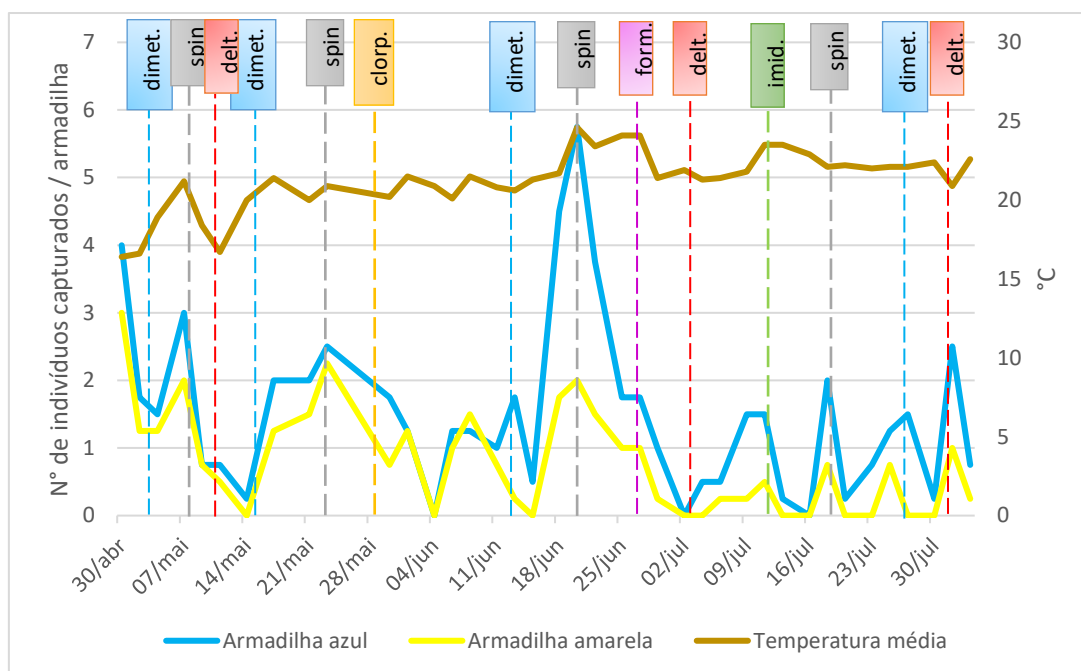


Figura 19 – Número médio de capturas de tripes nas armadilhas adesivas amarelas, número médio de capturas nas armadilhas adesivas azuis e tratamentos fitossanitários realizados, representados com os nomes das diferentes substâncias ativas (dimet. = dimetoato; spin. = spinosade; delt. = deltametrina; clorp. = clorpirifos; form. = formetanato; imid. = imidaclopride) enquanto as plantas estavam em vasos de 2,5 L.

4.3. Mosca-do-terriço

4.3.1. Mosca-do-terriço em armadilhas adesivas em *Cupressocyparis leylandii*: incidência da praga em função das condições ambientais e tratamentos fitossanitários

Foi também analisada a incidência da praga mosca-do-terriço em plantas de *Cupressocyparis leylandii* em viveiro em função dos dados ambientais, tratamentos fitossanitários e diferenças entre *Cupressocyparis leylandii* e *Juniperus squamata*.

O número médio de moscas-do-terriço em armadilhas adesivas em *Cupressocyparis leylandii* aumentou ao longo do tempo, sendo que na parte final a população se mostrou bastante oscilante com valores médios das capturas a variarem entre 1 e 40 (Figura 20). Tal variação está relacionada com as condições ambientais e os diferentes tratamentos fitossanitários.

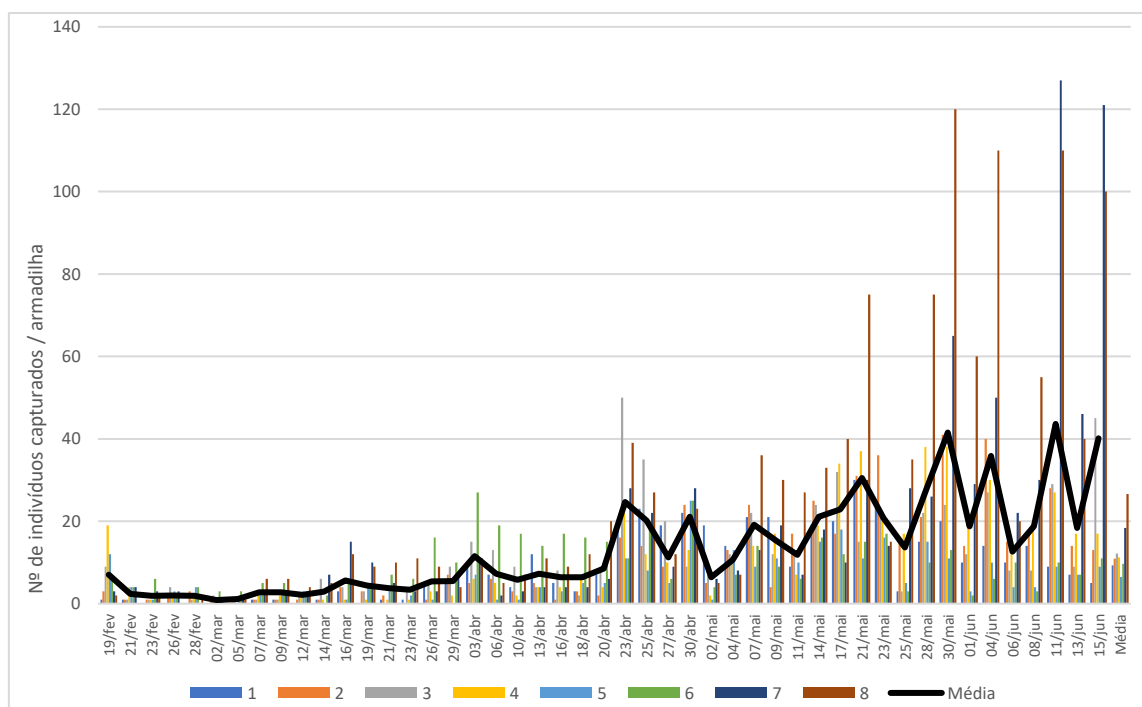


Figura 20 – Número de capturas da mosca-do-terriço na espécie ornamental *Cupressocyparis leylandii*, baseado nas oito armadilhas adesivas amarelas numeradas de 1 a 8. A linha representa a média de capturas ao longo de aproximadamente quatro meses.

Na Figura 21 apresenta-se a média de indivíduos capturados e os tratamentos fitossanitários realizados, representados com os nomes das diferentes substâncias ativas. Analisando a Figura 21, verifica-se que as temperaturas aumentaram ao longo do tempo, resultando na redução do período do ciclo de desenvolvimento das pragas e, consequentemente, no aumento do número de gerações. Assim, seria de esperar que o número de moscas-do-terriço capturadas aumentassem simultaneamente ao aumento das temperaturas, o que se confirma na figura 21.

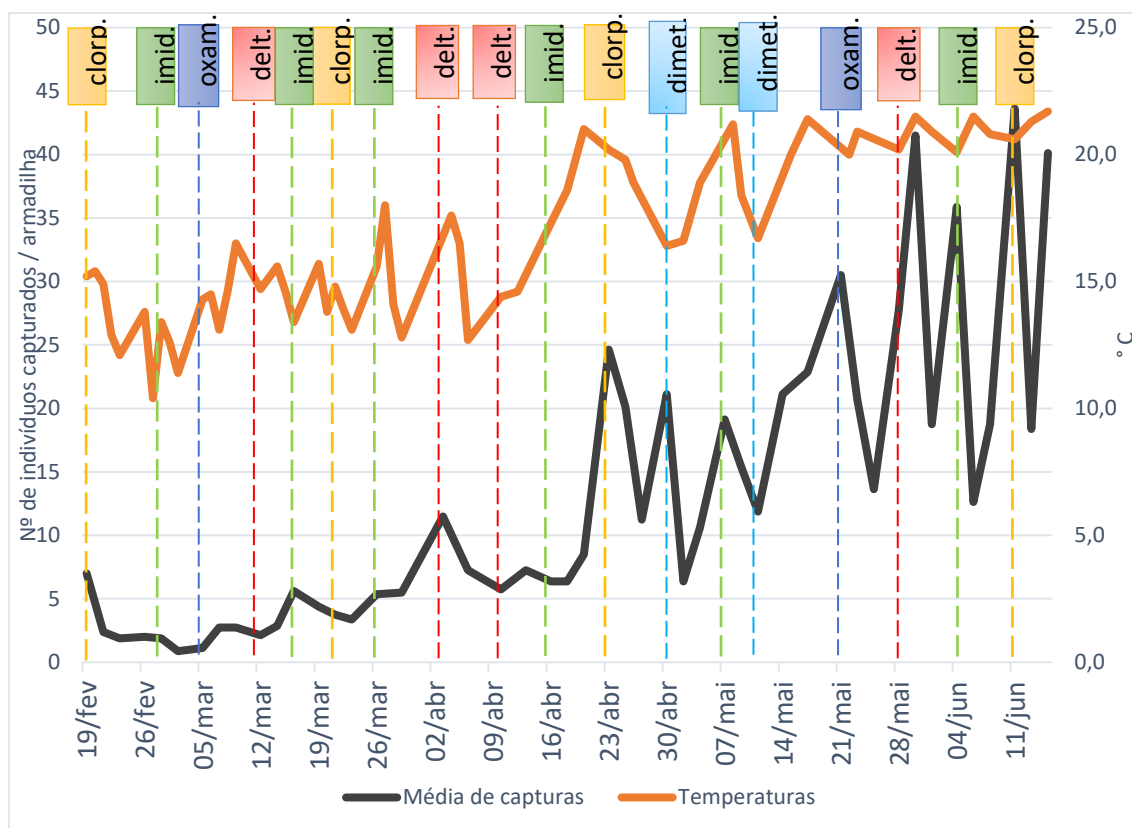


Figura 21 – Variação do número médio de capturas de mosca-do-terriço em armadilhas adesivas em *Cupressocyparis leylandii*, da temperatura média e dos tratamentos fitossanitários realizados, representados com os nomes das diferentes substâncias ativas (clorp. = clorpirifos; imid. = imidaclopride; oxam. = oxamilo; delt. = deltametrina; dimet. = dimetoato).

As temperaturas mais baixas registadas até dia 9 de abril, resultaram num número de capturas também mais baixo. A partir dessa altura os valores das temperaturas médias aumentaram, o mesmo acontecendo com o número médio de capturas, embora ambos oscilassem continuamente. O primeiro grande aumento ocorreu no dia 23 de abril, coincidindo com o primeiro pico de temperaturas. Posteriormente os valores oscilaram semanalmente, ocorrendo os valores máximos regularmente às segundas-feiras (as datas representadas na Figura 21 referem-se às segundas-feiras). Tal deve-se ao facto de os tratamentos fitossanitários serem realizados habitualmente às segundas-feiras e, a partir daí, os valores baixarem até meio da semana, voltando depois a aumentar e a atingir um novo máximo na segunda-feira seguinte, altura em que era feito novo tratamento fitossanitário.

Desta análise pode concluir-se que os tratamentos foram eficazes, mas por curtos intervalos de tempo, sendo este o motivo da oscilação constante observada na figura 21. Excecionalmente no dia 14 de maio (segunda-feira) não se realizou tratamento

fitossanitário e o valor médio de capturas não decresceu (única segunda-feira em que o valor não decresceu), pelo que nessas duas semanas ocorreu sempre aumento populacional.

O clorpirifos foi a substância ativa que revelou maior eficácia, pois após um tratamento com este produto a população apresentava-se baixa ou baixava seguidamente.

4.3.2. Incidência da mosca-do-terriço em armadilhas adesivas em *Cupressocyparis leylandii* e *Juniperus squamata*

Em paralelo com a inspeção visual das moscas-do-terriço em *Cupressocyparis leylandii*, foi notório que *Juniperus squamata* que estavam mesmo ao lado foram também muito atacados, na mesma proporção ou ainda mais que *Cupressocyparis leylandii*. Por forma a detetar mais precocemente e combater mais eficazmente a mosca-do-terriço, tentou perceber-se qual a espécie vegetal mais afetada para colocar as armadilhas adesivas de monitorização.

O número de capturas de mosca-do-terriço em *Cupressocyparis leylandii* e *Juniperus squamata* está representado na Figura 22.

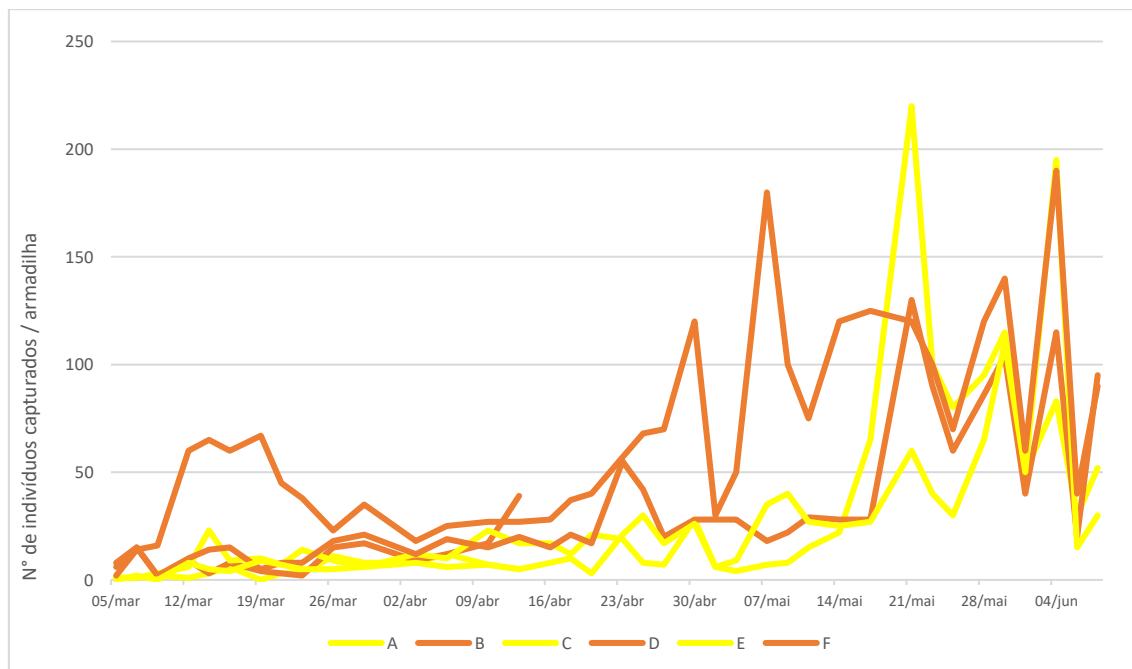


Figura 22 – Número de capturas de mosca-do-terriço em *Cupressocyparis leylandii* representado com a cor amarela e com as letras “A”, “C” e “E”, e em *Juniperus squamata* representado com a linha cor de laranja e com as letras “B”, “D” e “F”.

Na Figura 23 encontra-se: o número médio de capturas de mosca-do-terriço em *Cupressocyparis leylandii*, representado com a cor amarela, e em *Juniperus squamata*, representado com cor de laranja, ambos no eixo vertical do lado esquerdo; a linha da temperatura média, visível na escala vertical do lado direito; e os tratamentos fitossanitários realizados, representados com os nomes das diferentes substâncias ativas.

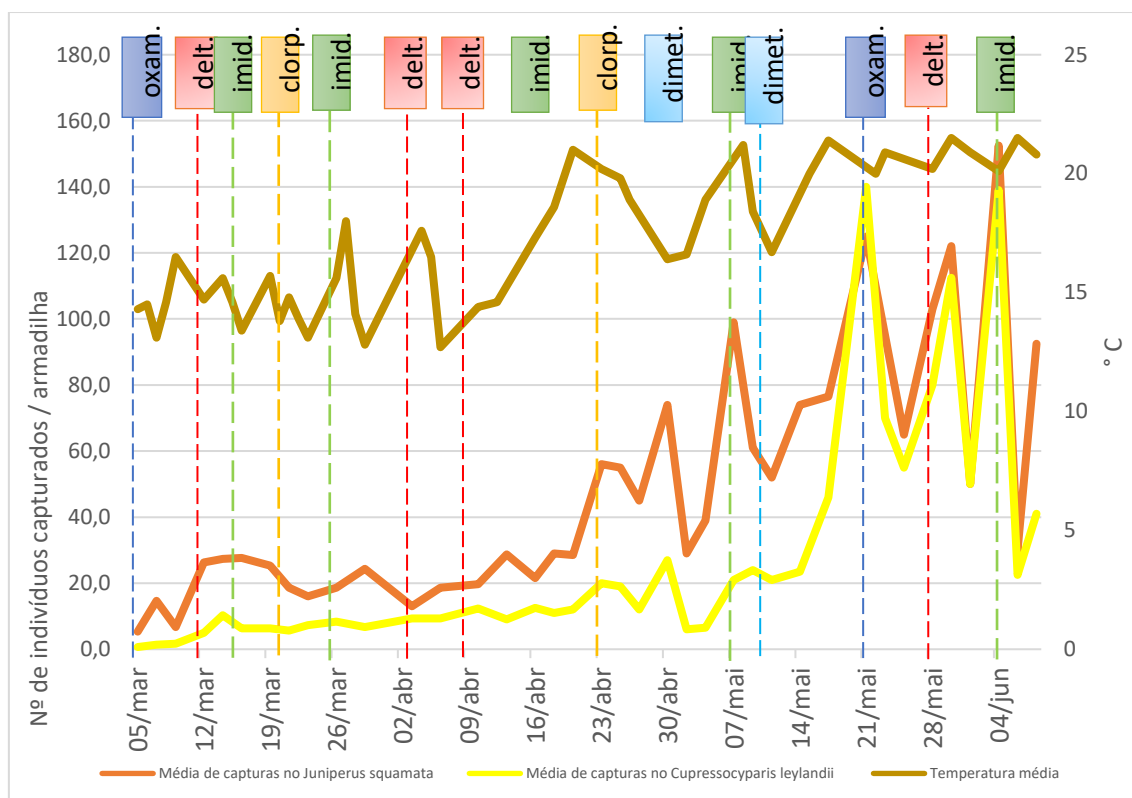


Figura 23 – Variação do número médio de capturas de mosca-do-terriço em armadilhas adesivas em *Cupressocyparis leylandii* e *Juniperus squamata*, da temperatura média e dos tratamentos fitossanitários realizados, representados com os nomes das diferentes substâncias ativas (oxam. = oxamilo; delt. = deltametrina; imid. = imidaclopride; clorp. = clorpirifos; dimet. = dimetoato).

Analisando a Figura 23 pode verificar-se que até dia 21 de maio o número médio de capturas nas placas colocadas perto de *Juniperus squamata* foi sempre superior ao das colocadas perto de *Cupressocyparis leylandii*, enquanto na restante parte do tempo, período entre 21 de maio e 4 de junho, os valores se aproximaram. Em média, observou-se que o número de capturas nas armadilhas perto de *Juniperus squamata* foi cerca de 1,7 vezes superior ao das armadilhas perto de *Cupressocyparis leylandii*. Desta forma, o *Juniperus squamata* aparenta ser a espécie mais adequada para efeitos de monitorização preditiva. Todavia, essa conclusão pode não ser robusta se atendermos ao número reduzido de amostras e período monitorizado. O período de monitorização

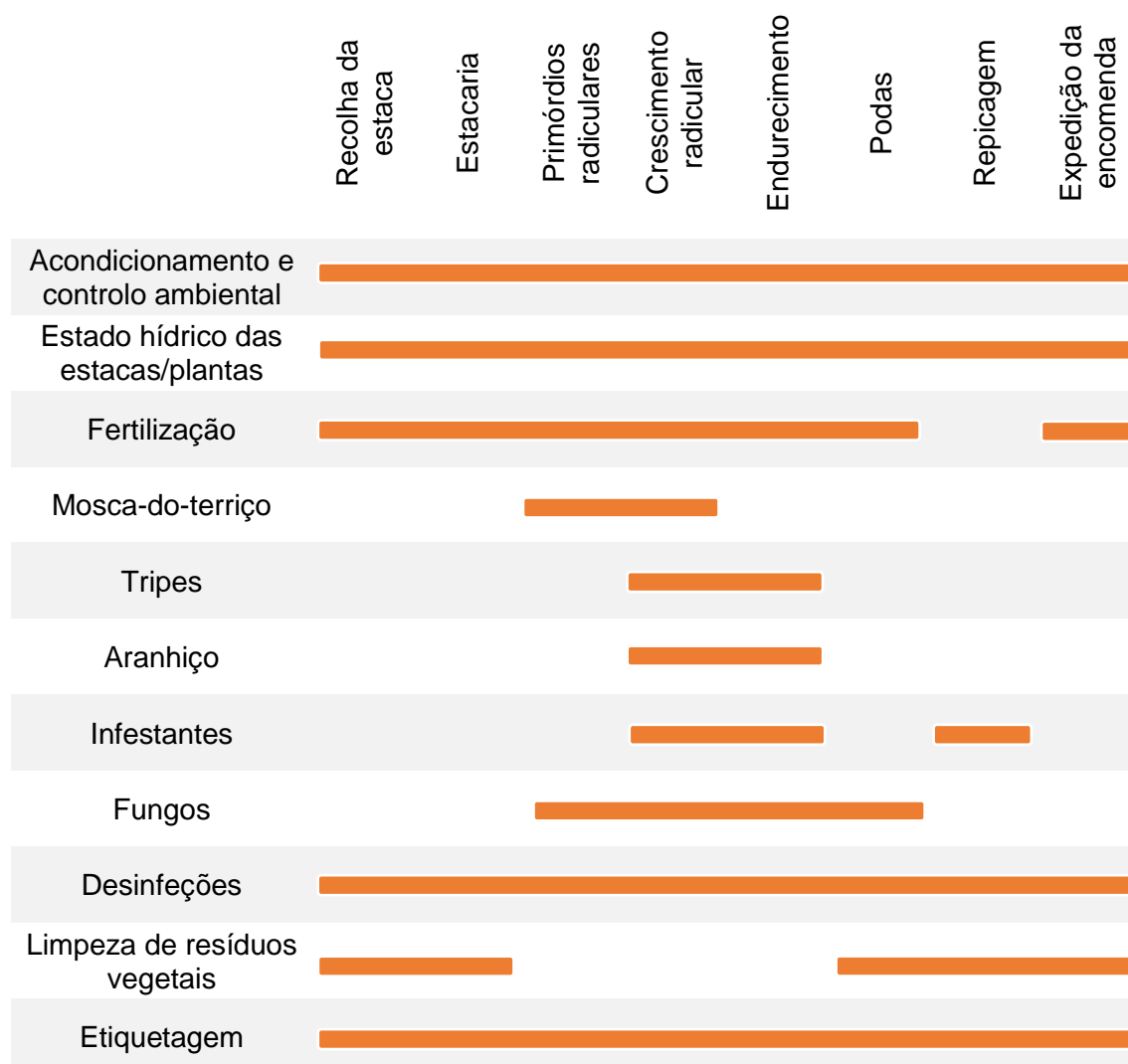
foi de apenas 13 semanas e havia apenas três pontos de monitorização, sendo que ao fim de pouco tempo – 5 semanas – um foi retirado, ficando apenas com dois pontos de monitorização. Consequentemente, não é possível concluir sobre qual a espécie vegetal onde a mosca-do-terriço surge em primeiro lugar e em maior quantidade, nem qual pode ser considerada a forma mais apropriada para a sua monitorização.

5. Sugestões à empresa

- Utilizar o modo de produção integrado para um controlo mais eficiente das pragas e diminuir o uso de pesticidas;
- Monitorizar regularmente as plantas e fazer respetivos registos, que ajudará a acompanhar a incidência da praga e, assim, a apoiar a tomada de decisão dos vários métodos de luta quando estes forem necessários; implementar o registo de informação relacionada com as diferentes atividades, nomeadamente controlo ambiental, monitorização da incidência das pragas, substâncias ativas e qualidade do material propagado;
- Otimizar o controlo ambiental das estufas de forma a evitar picos de temperatura como os verificados e promover a instalação de sensores para uma monitorização contínua do clima, em especial se consideramos os resultados obtidos e que revelam o impacto das temperaturas na incidência das pragas;
- Elaborar gráficos com a incidência da praga, as temperaturas e humidade relativa do ar e os tratamentos fitossanitários realizados, como os apresentados nos resultados, que possibilita a sistematização da informação e facilita a observação dos resultados;
- Minimizar a introdução de plantas infetadas no viveiro, controlando-se as estacas que vêm dos campos de planta-mãe de forma a verificar se estas estão isentas de agentes patogénicos e dos insetos prejudiciais às plantas;
- Detetar mais precocemente as pragas para que estas não se tornem um problema grave no viveiro e elaborar um plano de combate com os diferentes meios de luta enquanto a população se apresenta baixa;
- Avaliar a eficácia das diferentes substâncias ativas através dos gráficos, para perceber quais os produtos fitofarmacêuticos que funcionam melhor ou aqueles a que a praga adquiriu resistências e deixa de ter eficácia;
- Estudar de uma forma detalhada a variação da resistência entre espécies propagadas a pragas e sua resposta a substâncias ativas; criar uma zona experimental onde se possam testar os diferentes produtos fitofarmacêuticos sem preocupações de estragar a produção;

- Considerar utilizar armadilhas adesivas azuis de captura em massa em vez das habituais amarelas no caso dos tripes, uma vez que estas apresentam melhores resultados, e testar o efeito do seu posicionamento na estufa (distância às plantas), pois tal influencia as capturas, como demonstrado na literatura (Fountain et al., 2017).
- Considerar e experimentar mais eficientemente outros métodos de luta para além da química, como a luta biológica ou luta cultural (ex: colocar redes com malha fina nas aberturas das estufas, ou colocar areia ou filme plástico sobre o substrato da planta para servir de barreira física à postura de ovos de mosca-do-terriço);
- Definir formas de controlo de qualidade no material de propagação e avaliar de uma forma mais quantitativa o impacto de pragas e doenças na qualidade do material produzido no viveiro;
- Estabelecer o nível económico de ataque, no caso da utilização da luta química, que permitirá reduzir o número de aplicações e atuar de uma forma mais estratégica e criteriosa.
- O registo da atividade dos insetos na estufa permitirá estabelecer uma relação entre a atividade de insetos e os fatores ambientais (temperatura) e pode ser usada para prever ataques e ajudar no seu controlo, como já demonstrado para vários setores (Reding et al., 2012).
- Identificação de fases críticas de produção desde a recolha do material da planta-mãe até à expedição para o cliente, para melhor identificar e compreender os momentos mais críticos e respetivos riscos, de forma a aumentar a vigilância e considerar atempadamente medidas de controlo ao longo do ciclo cultural (Quadro 6).

Quadro 6 – Principais fases críticas verificadas ao longo do ciclo de propagação desde as plantas-mãe até expedição para o cliente.



6. Descrição de outras atividades desenvolvidas na empresa

- Conhecer as normas de funcionamento da empresa, procedimentos usados e técnicas culturais inerentes relacionadas com a propagação de plantas;
- Detetar focos das principais pragas;
- Definir locais de monitorização e a frequência das observações;
- Adaptar certas práticas culturais para diminuir a incidência das pragas;
- Implementar as várias estratégias de luta seguindo as normas da proteção integrada;
- Avaliar a eficácia das várias estratégias de luta adotadas;
- Quantificar a eficácia das estratégias seguidas e, se for reduzida, tentar perceber o porquê e melhorar na próxima intervenção;
- Tentar avaliar os custos inerentes a cada operação e encontrar o nível económico de ataque;
- Tratamentos fitossanitários;
- Trocar as fitas de captura em massa;
- Desinfecção de telas, passeios e tabuleiros;
- Aplicação de pó de talco para diminuir os ataques de Botrytis;
- Procura por informação específica;
- Entrada no mercado de trabalho (no final do estágio consegui o emprego na empresa).

7. Conclusões

Apesar de não podermos quantificar o efeito individual dos fatores estudados (condições ambientais e tratamentos fitossanitários), dado que foram avaliados simultaneamente, os resultados obtidos mostram que o número médio de capturas foi influenciado pelas condições de temperatura do ar e pelas substâncias ativas usadas. Relativamente aos tripes em armadilhas adesivas em gardénias verificou-se que com o aumento das temperaturas do ar fez aumentar o número de capturas, o que revelou maior incidência das pragas. Isto deve-se muito possivelmente ao facto de que temperaturas mais elevadas favorecem um ciclo de vida mais curto, o que aumenta o número de gerações destas espécies de insetos. De facto, a temperatura é um dos fatores mais críticos a influenciar a taxa de crescimento e desenvolvimento dos insetos (Taylor, 1981), pelo que o controlo eficiente da temperatura do ar na estufa é crucial para uma estratégia de luta e prevenção no viveiro. Quanto aos tratamentos fitossanitários realizados, a substância ativa spinosade foi a que pareceu mais eficiente entre os vários usados (spinosade, dimetoato, formetanato, deltametrina, clorpirifos, imidaclopride e piriproxifena), pois sempre que era utilizada o número médio de capturas baixava mais intensamente, independentemente das condições ambientais.

No que diz respeito à monitorização dos tripes foram também avaliadas quais as armadilhas adesivas mais adequadas, sendo que as armadilhas de cor azul são as mais eficazes para o efeito, para esta espécie de tripes, pois nas mesmas condições capturaram, em média, sempre em maior quantidade do que as amarelas (aproximadamente duas vezes superior). Para além de serem mais adequadas para a monitorização, as armadilhas desta cor são também mais apropriadas como armadilhas de capturas em massa.

No segundo estudo levado a cabo no viveiro, nomeadamente a incidência de moscas-do-terriço em *Cupressocyparis leylandii*, apurou-se também que as temperaturas parecem influenciar a incidência da praga. Com temperaturas mais elevadas o número de capturas nas armadilhas era mais alto e com temperaturas mais baixas o número de capturas nas armadilhas era mais baixo. Este resultado enfatiza a necessidade de uma boa monitorização dos insetos na estufa, assim como de um melhor controlo ambiental nas estufas de propagação para melhor controlo de pragas (e doenças).

Em termos de tratamentos fitossanitários em mosca-do-terriço, a substância ativa clorpirifos foi a que pareceu mais eficiente relativamente às outras (dimetoato, imidaclopride, deltametrina e oxamilo) porque ao ser utilizada reduzia o número médio

de capturas, quer em situações de aumento ou decréscimo das temperaturas do ar. Pode ainda concluir-se deste estudo que os tratamentos fitossanitários se revelaram geralmente eficientes, mas por um curto intervalo temporal.

Outro dos objetivos do trabalho consistia em perceber qual a espécie vegetal – *Cupressocyparis leylandii* ou *Juniperus squamata* – que seria a mais apropriada para monitorizar a mosca-do-terriço. Todavia, os resultados não foram conclusivos.

Num estágio em empresas (viveiro privado de plantas ornamentais) não se pode correr o risco de perdas de plantas vendáveis, previamente encomendadas, daí o elevado número de tratamentos fitossanitários realizados, mesmo quando a população se apresentava mais reduzida. Se assim não fosse, e como forma de se otimizar o ensaio, sugeria fazer dois blocos, um servindo de testemunha e onde não eram realizados tratamentos fitossanitários, e um outro em que se procedia a tratamentos. Assim, poder-se-ia retirar informação mais concreta sobre a eficácia das diferentes substâncias ativas utilizadas, contudo corria-se o risco de haver um descontrolo da praga e, conseqüentemente, estragos da produção, o que não era desejável num viveiro comercial.

A empresa Raiz da Terra já trabalha com bastante profissionalismo, mas continua à procura da melhoria contínua. Este caminho tem sido feito através da melhoria das técnicas que têm vindo a realizar, constante procura de informação, testando novos métodos de trabalho, colaboração com outras empresas e maior interação com o meio académico, nomeadamente através de novos estágios.

8. Referências bibliográficas

- Amaro, P. (2003). *A Protecção Integrada*. (P. Amaro, Ed.) ISA/Press.
- APPPFN. (2013). Uma associação para a produção de plantas ornamentais e flor de corte em Portugal - A APPP-FN. *Revista da APH*, 110, 56-59.
- Bethke, J., & Dreistadt, S. (2013). Fungus Gnats. *Pest Notes*(7448). Obtido de University of California Agriculture & Natural Resources: <http://ipm.ucanr.edu/PDF/PESTNOTES/pnfungusgnats.pdf>
- Bethke, J., Dreistadt, S., & Varela, L. (2014). Thrips. *Pest Notes*(7429). Obtido de <http://ipm.ucanr.edu/PDF/PESTNOTES/pnthrips.pdf>
- Blake, J., Doubrava, N., Gorsuch, C., Scott, J., & Williamson, J. (2018). *Juniper diseases & insect pests*. Obtido em 15 de agosto de 2018, de HGIC Clemson Cooperative Extension: <https://hgic.clemson.edu/factsheet/juniper-diseases-insect-pests/>
- Blythe, E., & Merhaut, D. (2007). Grouping and Comparison of Container Substrates Based on Physical Properties Using Exploratory Multivariate Statistical Methods. *HortScience*, 44(2): 353-363.
- Boutherin, D., & Bron, G. (2000). *Multiplicação de plantas*. Mem Martins: Gráfica Europam, pp. 59-95.
- Breen, P. (2018). *Cuprocyparis leylandii*. Oregon State University: <https://landscapeplants.oregonstate.edu/plants/cuprocyparis-leylandii> (Obtido em 15 de agosto de 2018).
- Breen, P. (2018). *Juniperus squamata 'Blue Star'*. de Oregon State University: <https://landscapeplants.oregonstate.edu/plants/juniperus-squamata-blue-star> (Obtido em 15 de agosto de 2018).
- Brito, L. M., & Mourão, I. (2012). Características dos substratos para horticultura: composição e características dos constituintes individuais dos substratos (parte II/II). *AGROTEC* 3: 64-69.
- Cloyd, R. (2015). Ecology of Fungus Gnats (*Bradysia* spp.) in Greenhouse Production Systems Associated with Disease-Interactions and Alternative Management Strategies. 6: 325-332.

- Comissão Europeia. (2002). *A Directiva-quadro da Água: algumas informações*. Serviço das Publicações Oficiais das Comunidades Europeias, Luxemburgo pdf.
- Comissão Europeia. (2009). DIRECTIVA 2009/128/CE para uma utilização sustentável dos pesticidas. *Jornal Oficial da União Europeia*. Obtido de http://www.drapc.min-agricultura.pt/base/legislacao/files/diretiva_128_2009_ce.pdf
- Costa, J. M. (2002). *The Role of the Leaf on the Dynamics of Growth and Rooting of Leafy Stem Cuttings of Rose. PhD thesis*, Wageningen 128p.
- Costa, J. M., Vilanova, P., Silvestre, R., & Ferreira, M. (2014). Propagação e produção de flores e plantas ornamentais em Portugal: situação e estratégias para a competitividade. In *VI Jornadas Ibéricas de Horticultura Ornamental: Las buenas prácticas agrícolas en horticultura ornamental*, pp. 9-14.
- Costa, J., Heuvelink, E., & Van de Pol, P. (2017). Propagation by cuttings. pp. 607-615. Obtido de <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-809633-8.05091-3>
- Costa, J., Silvestre, R., & Ferreira, M. (2016). Viveiros e horticultura ornamental portuguesa: história, características e estratégias para a competitividade. *Revista da APH*, 121: 22-27.
- Demirel, N., & Yildirim, A. E. (2008). Attraction of Various Sticky Color Traps to Thrips tabaci Lindeman (Thysanoptera: Thripidae) and Empoasca decipiens Paoli (Homoptera:Cicadellidae) in Cotton. *Journal of Entomology*, 5(6), 389-394. doi:10.3923/je.2008.389.394
- Devi, M. S., & Roy, K. (2017). Comparable study on different coloured sticky traps for catching of onion thrips, Thrips tabaci Lindeman. *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 5(2), 669-671.
- DGADR. (2016). *Poluição Provocada por Nitratos de Origem Agrícola - Diretiva 91/676/CEE, de 12 de dezembro - Relatório 2012-2015*. Obtido de http://www.apambiente.pt/_zdata/Políticas/Agua/Diretiva_Nitratos/PT_Rel_Diretiva_Nitratos_2012_2015.pdf
- DGAV. (2018). Direção-Geral de Alimentação e Veterinária. Obtido em 19 de janeiro de 2018, de http://www.dgav.pt/fitofarmaceuticos/guia/Introd_guia/insect_fung_ornam.htm.

- EASAC (2014). *Risks to plant health: European Union priorities for tackling emerging plant pests and diseases*. http://www.academies.fi/wp-content/uploads/2015/02/EASAC_24_RisksPlantHealth_FullReport.pdf
- ENA. (2016). *European nursery stock sector*. Obtido de EUROPEAN NURSERYSTOCK ASSOCIATION: https://ec.europa.eu/transparency/regdoc/?fuseaction=feedbackattachment&fb_id=4883F64A-E7D9-0135-CD59D109C6F15D1E
- Eschen, R., Grégoire, J., Hengeveld, G., de Hoop, B., Rigaux, L., & Potting, R. (2015). Trade patterns of the tree nursery industry in Europe and changes following findings of citrus longhorn beetle, *Anoplophora chinensis* Forster. *NeoBiota* 26: 1-20. doi:<https://doi.org/10.3897/neobiota.26.8947>
- EU (2017). Overview report Sustainable Use of Pesticides. ISBN 978-92-79-52987-0 doi:10.2875/846869 EW-BC-15-044-EN-N
- Fernández, J.A., Orsini, F., Baeza, E., Oztekin, G.B., Muñoz, P., Contreras, J., & Montero, J.I. (2018). Current trends in protected cultivation in Mediterranean climates. *European Journal of Horticultural Science*, 83(5), 294-305.DOI: 10.17660/eJHS.2018/83.5.3
- Figueiredo, E. (2017). *Proteção das Culturas 2016/2017: Hortícolas - pragas I*. Instituto Superior de Agronomia, Universidade de Lisboa, Lisboa.
- Fountain, M., Baroffio, C., Borg-Karlson, A. K., & Brain, P. (2017). Design and deployment of semiochemical traps for capturing *Anthonomus rubi* Herbst (Coleoptera: Curculionidae) and *Lygus rugulipennis* Poppius (Heteroptera: Miridae) in soft fruit crops. *Crop Protection* 99: 1-9. doi:10.1016/j.cropro.2017.05.001
- Gill, S., Dutky, E., Raupp, M., Davidson, J., & Nakahara, S. (2012). Thrips Management in Greenhouses. *Fact Sheet*(762).
- Gilman, E., & Watson, D. (2014). *x Cupressocyparis leylandii: Leyland Cypress*. University of Florida IFAS Extension. <http://edis.ifas.ufl.edu/pdffiles/ST/ST67100.pdf>
- Hartmann, H., Kester, D. & Davies, F. (1990). *Plant Propagation: Principles and Practices* (5 th.), Prentice Hall, USA.
- INE. (2013). *Floricultura e Plantas Ornamentais - 2012*. (I. N. Estatística, Ed.) Lisboa.

- Jaenicke, H. (1999). Section 5: Nursery and plant hygiene. Em H. Jaenicke, Good Tree Nursery Practices - Practical Guidelines for Research Nurseries (pp. 55-64).
- Kobayashi, K., & Kaufman, A. (2006). Common Gardenia. *Ornamentals and Flowers*(32).
- Liebhold, A., Brockerhoff, E., Garrett, L., Parke, J., & Britton, K. (2012). Live plant imports: the major pathway for forest insect and pathogen invasions of the US. *Frontiers in Ecology and the Environment*, 10(3): 135-143. doi:10.1890/110198
- Lopes, A. (2013). *Proteção biológica contra a da mosca do terriço – Bradysia sp., na propagação vegetativa de Plantas Aromáticas e Medicinais*. Dissertação de Mestrado, Instituto Politécnico de Viana do Castelo, Viana do Castelo.
- Martinez, A., & Williams-Woodward, J. (2015). *Diseases of Leyland Cypress in the Landscape*. Obtido de University of Georgia Extension: https://secure.caes.uga.edu/extension/publications/files/pdf/B%201229_4.PDF
- Moorhead, D. (1997). *Leyland Cypress - X Cupressocyparis leylandii*. Obtido de Bugwood: <https://www.bugwood.org/christmas/pdf/leylandfactsheet.pdf>
- NC State University. (2018). *Juniperus squamata 'Blue Star'*. Obtido em 15 de agosto de 2018, de NC State University: <https://plants.ces.ncsu.edu/plants/all/juniperus-squamata-blue-star/>
- Niemiera, A. (2012). *Leyland Cypress, x Cupressocyparis leylandii*. Obtido de Virginia Cooperative Extension: https://pubs.ext.vt.edu/content/dam/pubs_ext_vt_edu/HORT/HORT-18/HORT-18_pdf.pdf
- Rama, S. (2017). *Os tripes (Thysanoptera: Thripidae) na cultura da cebola, no Ribatejo*. Dissertação de Mestrado, Universidade de Lisboa, Instituto Superior de Agronomia.
- Ramos, N. (2014). Ameixeira, Damasqueiro, Nectarina e Pessequeiro. *Ficha de Divulgação*(21).
- Reding, M. E., Ranger, C. M., Oliver, J. B., & Schultz, P. B. (2012). Monitoring Attack and Flight Activity of *Xylosandrus* spp. (Coleoptera: Curculionidae: Scolytinae): The Influence of Temperature on Activity. *Journal of Economic Entomology*, 106(4): 1780-1787.

- Russo, G., Buttol, P., & Tarantini, M. (2008). LCA (Life Cycle Assessment) of Roses and Cyclamens in Greenhouse Cultivation. *Acta horticulturae* 801:359-366
- Taylor, F. (1981). Ecology and evolution of physiological time in insects. *The American Naturalist*, 117(1), 1-23.
- University of Connecticut. (s.d.). *Juniperus squamata*. Obtido em 14 de agosto de 2018, de University of Connecticut:
<http://www.hort.uconn.edu/plants/detail.php?pid=233>
- University of Florida. (2018). *Gardenias*. Obtido em 15 de agosto de 2018, de University of Florida Gardening Solutions:
<http://gardeningolutions.ifas.ufl.edu/plants/ornamentals/gardenias.html>

Anexo I – Ações para prevenção de contaminação do viveiro ao nível de pragas e doenças (Jaenicke, 1999)

<p>Actions to prevent nursery contamination</p> <p>plant health status</p> <p>plant density</p> <p>hardening</p> <p>resistant species or cultivars</p> <p>cleanliness in vegetative propagation</p> <p>staff training</p>	<p>Healthy, well-fertilized and properly irrigated plants are better suited to withstand pest attacks. However, over-fertilizing should be avoided, especially excess nitrogen, which weakens plants and makes them more attractive to many sap-sucking insects, such as aphids and psyllids.</p> <p>Avoid very dense spacing in germination and nursery beds, because diseases can spread easily. Close spacing can also lead to etiolated and weak plants which are susceptible to disease.</p> <p>Timely hardening of seedlings will produce strong and healthy plants that are able to withstand a certain amount of pest or disease attack.</p> <p>If possible, grow resistant types or cultivars, or avoid susceptible species altogether. For example, citrus should not be propagated in areas with high incidence of aphids, since aphids transmit citrus greening disease, and spraying against the aphids usually cannot check the problem to the necessary extent.</p> <p>When harvesting scionwood and cuttings, take care that they come from healthy stock plants that are not depleted of nutrients or drought stressed, to enhance their resilience to diseases. Always sterilize knives and secateurs with alcohol to avoid spreading virus diseases, which are often transmitted on the tools.</p> <p>To keep pest and disease levels low, all employees should be trained to recognize and report pests. Workers who are in daily close contact with the plants through watering, weeding etc., will probably more often encounter such problems than a nursery manager would.</p>
--	--

Anexo II – Registo do número de capturas de mosca-do-terriço em armadilhas adesivas em *Cupressocyparis leylandii*

Armadilha	1	2	3	4	5	6	7	8	Média
19/fev	1	3	9	19	12	7	3	2	7,0
21/fev	1	1	1	4	4	4	4	0	2,4
23/fev	0	1	1	1	1	6	3	2	1,9
26/fev	0	2	4	2	3	2	3	0	2,0
28/fev	0	3	1	2	4	4	0	1	1,9
02/mar	0	1	2	0	0	3	1	0	0,9
05/mar	0	1	1	0	1	3	2	1	1,1
07/mar	1	1	1	2	3	5	3	6	2,8
09/mar	1	1	1	2	3	5	3	6	2,8
12/mar	0	1	2	2	3	2	3	4	2,1
14/mar	1	1	6	1	0	2	7	5	2,9
16/mar	3	4	4	1	1	5	15	12	5,6
19/mar	0	3	3	1	5	4	10	9	4,4
21/mar	1	2	0	1	4	7	5	10	3,8
23/mar	1	0	3	1	2	6	3	11	3,4
26/mar	5	1	5	3	1	16	3	9	5,4
29/mar	5	7	9	2	0	10	7	4	5,5
03/abr	10	5	15	6	7	27	11	11	11,5
06/abr	7	6	13	5	1	19	2	5	7,3
10/abr	4	3	9	2	1	17	3	7	5,8
13/abr	12	5	4	4	4	14	4	11	7,3
16/abr	5	1	8	4	3	17	4	9	6,4
18/abr	3	3	2	6	5	16	4	12	6,4
20/abr	7	2	9	4	5	15	6	20	8,5
23/abr	20	16	50	22	11	11	28	39	24,6
25/abr	23	14	35	12	8	20	22	27	20,1
27/abr	19	9	20	10	5	6	9	12	11,3
30/abr	22	24	9	13	25	25	28	23	21,1
02/mai	19	5	9	2	1	4	6	5	6,4
04/mai	14	13	12	11	13	7	8	7	10,6
07/mai	21	24	22	14	9	14	13	36	19,1
09/mai	21	4	12	17	11	9	19	30	15,4
11/mai	9	17	12	7	10	6	7	27	11,9
14/mai	19	25	24	19	15	16	18	33	21,1
17/mai	20	17	32	34	18	12	10	40	22,9
21/mai	30	31	15	37	11	15	30	75	30,5
23/mai	25	36	21	22	16	17	14	15	20,8
25/mai	3	15	3	17	5	3	28	35	13,6
28/mai	15	21	22	38	15	10	26	75	27,8
30/mai	20	41	24	38	11	13	65	120	41,5
01/jun	10	14	12	20	3	2	29	60	18,8
04/jun	14	40	27	30	10	6	50	110	35,9
06/jun	10	15	8	12	4	10	22	20	12,6
08/jun	14	18	8	18	4	3	30	55	18,8
11/jun	9	28	29	27	9	10	127	110	43,6
13/jun	7	14	9	17	7	7	46	40	18,4
15/jun	5	13	45	17	9	11	121	100	40,1
Média	9,3	10,9	12,2	11,3	6,4	9,6	18,4	26,6	

Anexo III – Registo do número de capturas de mosca-do-terriço em armadilhas adesivas em *Cupressocyparis leylandii* e *Juniperus squamata*

Armadilha	A	B	C	D	E	F	Média
05/mar	1	8	1	6	0	2	3,0
07/mar	1	15	1	15	2	14	8,0
09/mar	2	2	3	2	0	16	4,2
12/mar	1	9	6	10	8	60	15,7
14/mar	3	3	23	14	5	65	19,8
16/mar	6	8	9	15	4	60	17,0
19/mar	0	4	10	5	9	67	15,8
21/mar	3	3	7	8	7	45	12,2
23/mar	3	2	14	8	5	38	11,7
26/mar	11	15	9	18	5	23	13,5
29/mar	8	17	6	21	6	35	15,5
03/abr	8	9	12	12	8	18	11,2
06/abr	12	12	10	19	6	25	14,0
10/abr	7	17	23	15	7	27	16,0
13/abr	5	39	17	20	5	27	18,8
16/abr			17	15	8	28	17,0
18/abr			12	21	10	37	20,0
20/abr			21	17	3	40	20,3
23/abr			19	55	21	57	38,0
25/abr			8	42	30	68	37,0
27/abr			7	20	17	70	28,5
30/abr			28	28	26	120	50,5
02/mai			6	28	6	30	17,5
04/mai			4	28	9	50	22,8
07/mai			7	18	35	180	60,0
09/mai			8	22	40	100	42,5
11/mai			15	29	27	75	36,5
14/mai			22	28	25	120	48,8
17/mai			65	28	27	125	61,3
21/mai			220	130	60	120	132,5
23/mai			100	90	40	100	82,5
25/mai			80	60	30	70	60,0
28/mai			95	86	65	120	91,5
30/mai			115	104	110	140	117,3
01/jun			50	40	50	60	50,0
04/jun			83	115	195	190	145,8
06/jun			30	20	15	40	26,3
08/jun			52	95	30	90	66,8
Média	4,7	10,9	32,0	34,9	25,2	67,2	

Anexo IV – Registo do número de capturas de tripes em armadilhas adesivas em gardénias em alvéolo

Armadilha	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	Média
26/fev	2	20	2	8	0	2	2	3	1	1	4,1
28/fev	3	10	4	6	2	3	4	5	1	3	4,1
02/mar	0	6	2	6	1	1	1	1	1	2	2,1
05/mar	2	8	2	3	1	5	1	3	2	2	2,9
07/mar	4	4	2	11	1	1	1	2	1	1	2,8
09/mar	0	6	1	2	0	7	0	0	0	0	1,6
12/mar	2	10	3	11	1	9	1	9	2	7	5,5
14/mar	0	5	1	8	1	3	0	3	0	2	2,3
16/mar	0	1	1	3	0	1	0	0	0	1	0,7
19/mar	1	4	6	20	3	4	3	7	1	1	5
21/mar	0	1	2	6	2	2	1	3	0	1	1,8
23/mar	2	4	7	15	0	4	1	2	0	3	3,8
26/mar	1	2	6	1	2	4	2	2	0	2	2,2
29/mar	2	3	9	12	2	3	2	2	1	2	3,8
03/abr	1	2	8	10	0	0	3	3	1	2	3
06/abr	0	1	4	8	0	1	3	3	1	2	2,3
10/abr	1	2	3	8	1	2	0	3	0	1	2,1
13/abr	1	1	1	2	1	2	0	1	0	1	1,0
16/abr	0	1	6	9	1	3	3	3	0	0	2,6
18/abr	1	2	3	7	1	3	3	4	3	3	3,0
Média	1,2	4,7	3,7	7,8	1,0	3,0	1,6	3,0	0,8	1,9	

Anexo V – Registo do número de capturas de tripes em armadilhas adesivas em gardénias em vasos de 2,5 L

Armadilha	1	2	3	4	5	6	7	8	Média
30/abr	4	4	3	4	2	4	3	4	3,5
02/mai	1	3	1	1	1	1	2	2	1,5
04/mai	1	2	1	1	1	1	2	2	1,4
07/mai	0	0	2	4	2	3	4	5	2,5
09/mai	0	0	1	1	1	1	1	1	0,8
11/mai	0	0	0	1	1	1	1	1	0,6
14/mai	0	1	0	0	0	0	0	0	0,1
17/mai	1	1	1	2	1	2	2	3	1,6
21/mai	2	1	1	2	1	2	2	3	1,8
23/mai	2	2	2	2	3	3	2	3	2,4
30/mai	0	1	2	1	0	2	1	3	1,3
01/jun	1	1	2	2	2	1	0	1	1,3
04/jun	0	0	0	0	0	0	0	0	0,0
06/jun	1	0	2	1	1	2	0	2	1,1
08/jun	1	1	2	1	2	1	1	2	1,4
11/jun	0	1	1	2	0	1	2	0	0,9
13/jun	0	1	0	2	0	3	1	1	1,0
15/jun	0	0	0	1	0	1	0	0	0,3
18/jun	1	2	1	3	2	7	3	6	3,1
20/jun	2	2	1	5	1	10	4	6	3,9
22/jun	1	2	1	2	1	6	3	5	2,6
25/jun	1	1	1	2	0	2	2	2	1,4
27/jun	1	2	1	1	1	2	1	2	1,4
29/jun	0	1	0	1	0	1	1	1	0,6
02/jul	0	0	0	0	0	0	0	0	0,0
04/jul	0	0	0	1	0	1	0	0	0,3
06/jul	0	0	0	1	1	1	0	0	0,4
09/jul	0	1	0	1	1	2	0	2	0,9
11/jul	0	1	1	2	1	1	0	2	1,0
13/jul	0	0	0	0	0	1	0	0	0,1
16/jul	0	0	0	0	0	0	0	0	0,0
18/jul	1	2	0	1	1	2	1	3	1,4
20/jul	0	0	0	0	0	0	0	1	0,1
23/jul	0	1	0	1	0	1	0	0	0,4
25/jul	1	1	1	1	1	1	0	2	1,0
27/jul	0	1	0	1	0	2	0	2	0,8
30/jul	0	1	0	0	0	0	0	0	0,1
01/ago	2	2	0	2	1	3	1	3	1,8
03/ago	0	1	0	0	1	1	0	1	0,5
Média	0,6	1,0	0,7	1,4	0,8	1,9	1,0	1,8	

Anexo VI – Registo de temperaturas do ar

	Estufa mãe			A.L. 7		A.L. 15		A.L. 19	
	Máx.	Méd.	Min.	Máx.	Min.	Máx.	Min.	Máx.	Min.
19/fev	27,4	15,2	9,3	26,5	3,5	24,5	4,5	25,5	5,0
20/fev	29,5	15,4	8,7	27,5	4,5	24,0	8,5	25,0	9,5
21/fev	29,3	14,9	7,4	27,0	7,5	28,0	7,5	24,5	9,0
22/fev	28,7	12,9	4,9	26,0	4,0	25,0	9,5	21,5	6,0
23/fev	27,1	12,1	3,8	24,0	4,0	24,5	7,0	22,5	5,5
26/fev	29,6	13,8	5,1	29,5	2,5	29,5	4,0	26,0	4,0
27/fev	19,6	10,4	5,8	16,0	6,0	17,0	5,0	16,0	6,5
28/fev	22,4	13,4	7,9	16,0	6,5	20,0	6,5	19,0	8,5
01/mar	17,4	12,6	9,4	14,0	11,0	16,0	10,0	15,0	9,0
02/mar	20,6	11,4	6,4	18,0	6,0	18,5	5,5	17,0	7,0
05/mar	28,9	14,3	9,3	25,0	6,0	21,0	5,0	17,5	8,0
06/mar	28,4	14,5	7,5	20,0	9,0	20,0	8,5	17,0	12,5
07/mar	24,8	13,1	5,2	19,0	6,0	20,5	5,0	17,5	6,5
08/mar	21,9	14,6	12,5	16,0	10,0	20,0	5,0	15,0	11,0
09/mar	23,5	16,5	13,6	18,0	13,0	21,0	13,0	20,0	13,0
12/mar	30,1	14,7	8,8	22,0	9,0	32,0	8,5	29,0	10,0
14/mar	23,2	15,6	10,8	22,0	10,0	26,0	10,0	22,0	11,0
15/mar	26,7	14,6	8,9	19,5	10,0	22,5	9,0	20,0	11,0
16/mar	25,8	13,4	7,1	22,0	6,0	21,0	7,0	22,0	7,0
19/mar	29,5	15,7	7,8	25,0	11,5	26,0	9,0	24,0	7,0
20/mar	25,9	13,8	6,7	25,0	6,0	29,0	6,0	20,0	7,0
21/mar	29,7	14,8	5,6	27,5	6,0	30,0	5,0	23,0	5,0
22/mar	29,5	13,9	2,4	23,0	2,5	22,5	2,5	22,5	2,5
23/mar	24,2	13,1	9,4	19,0	9,5	24,0	9,0	22,0	10,0
26/mar	29,5	15,6	5,1	25,0	6,0	25,0	4,5	23,5	6,0
27/mar	29,7	18,0	11,6	25,0	11,0	23,0	12,0	21,5	11,5
28/mar	20,6	14,1	6,9	22,0	11,0	26,5	9,8	18,0	11,0
29/mar	24,4	12,8	5,4	18,0	6,0	24,0	4,0	19,0	6,0
04/abr	29,6	17,6	10,3	26,0	7,0	34,0	6,0	27,0	11,0
05/abr	29,7	16,5	9,5	25,0	10,0	26,0	10,0	22,0	11,0
06/abr	17,2	12,7	9,2	19,0	11,0	24,0	11,0	22,0	11,0
10/abr	29,7	14,4	6,0	26,0	10,0	30,0	8,0	29,5	8,5
12/abr	22,0	14,6	11,3	23,0	4,0	24,0	3,0	20,0	6,0
16/abr	29,6	17,3	8,5	25,0	9,0	29,0	7,0	22,5	9,5
18/abr	30,0	18,6	8,7	33,0	10,0	35,0	10,0	31,0	11,0
20/abr	31,4	21,0	13,6	40,0	10,0	38,0	10,0	34,0	11,0
23/abr	30,1	20,2	12,1	34,0	13,0	33,0	12,5	29,0	13,0
25/abr	30,0	19,8	11,9	33,0	11,0	31,0	12,0	27,0	13,0
26/abr	30,1	18,9	10,7	33,0	10,0	30,0	10,0	27,0	12,0
30/abr	30,0	16,4	8,9	26,0	6,0	30,0	8,0	24,0	8,5
02/mai	25,4	16,6	12,0	29,0	5,0	27,0	6,0	23,0	5,0
04/mai	30,0	18,9	9,3	31,0	9,0	28,0	9,0	26,0	9,0
08/mai	30,1	21,2	14,0	37,0	10,0	32,0	11,0	30,0	12,0
09/mai	29,7	18,4	11,5	25,0	12,0	24,0	11,0	23,0	12,0
11/mai	27,9	16,7	9,7	27,0	11,0	28,0	10,0	26,0	11,0
15/mai	30,0	20,0	10,2	33,0	10,0	30,0	15,0	28,0	9,0
17/mai	30,2	21,4	11,9	37,0	13,0	34,0	10,0	33,0	12,0
22/mai	30,4	20,0	10,1	33,0	10,0	33,0	10,0	32,0	11,0
23/mai	30,7	20,9	12,3	32,0	13,0	31,0	13,0	27,0	12,0
28/mai	30,2	20,2	12,5	30,0	13,0	30,0	12,0	30,0	12,0
30/mai	30,0	21,5	16,3	26,0	15,0	23,0	15,0	26,0	15,0
01/jun	30,5	20,9	15,0	28,0	14,0	27,0	13,0	26,0	15,0
04/jun	28,3	20,1	15,6	28,0	12,0	28,0	11,0	27,0	13,0
06/jun	30,2	21,5	14,7	26,0	14,0	24,0	13,0	26,0	15,0
08/jun	30,0	20,8	12,5	24,0	12,0	24,0	12,0	25,0	12,0
11/jun	30,0	20,6	17,3	28,0	13,0	29,0	11,0	29,0	13,0
13/jun	30,0	21,3	13,6	30,0	14,0	27,0	14,0	29,0	15,0
15/jun	29,8	21,7	15,0	28,0	13,0	27,0	13,0	26,0	15,0
18/jun	33,6	24,6	17,0	42,0	13,0	39,0	13,0	39,0	15,0
20/jun	29,9	23,4	16,3	41,0	16,0	32,0	16,0	39,0	17,0
22/jun	30,0	24,1	18,9	36,0	17,0	34,0	18,0	34,0	19,0
25/jun	30,0	24,1	18,9	36,0	18,0	37,0	18,0	36,0	18,0
27/jun	29,6	21,4	13,7	30,0	14,0	27,0	14,0	26,0	15,0

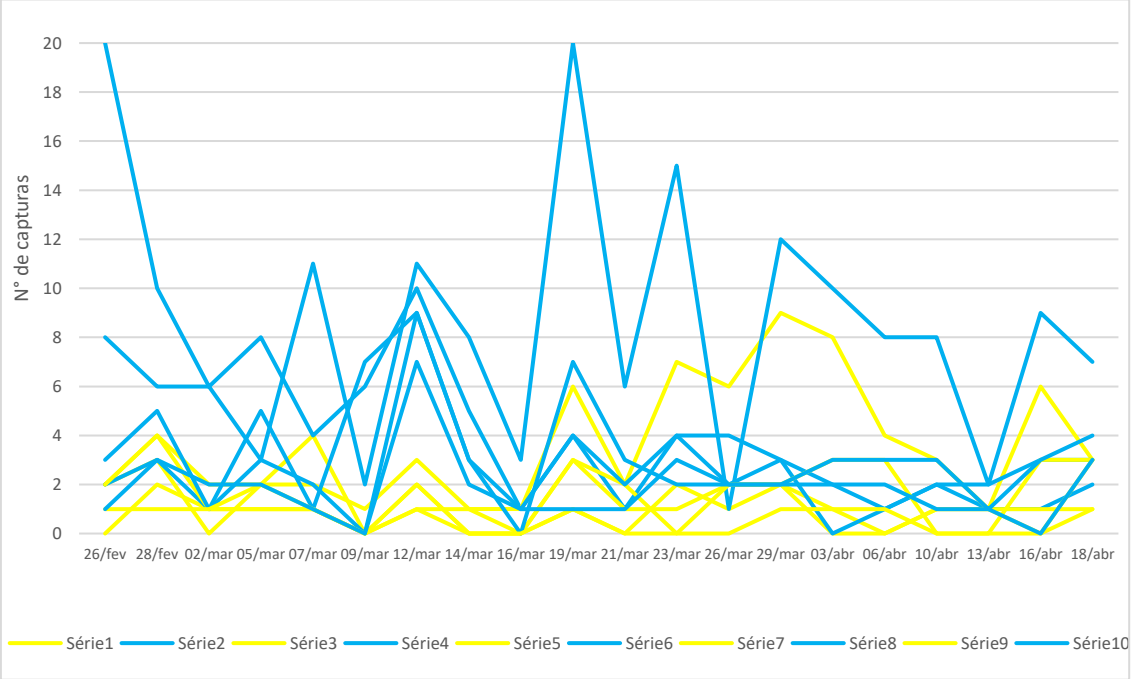
29/jun	29,7	21,9	16,1	29,0	16,0	28,0	15,0	27,0	16,0
02/jul	29,5	21,3	18,4	29,0	21,0	30,0	16,0	29,0	17,0
04/jul	29,7	21,4	13,2	30,0	14,0	31,0	14,0	29,0	14,0
06/jul	29,6	21,8	15,8	32,0	15,0	30,0	15,0	30,0	16,0
09/jul	29,8	23,5	17,9	33,0	19,0	31,0	18,0	30,0	19,0
11/jul	29,7	23,5	17,9	33,0	19,0	31,0	18,0	30,0	19,0
13/jul	29,8	22,9	18,3	33,0	17,0	31,0	16,0	32,0	17,0
16/jul	29,7	22,1	15,5	32,0	16,0	31,0	15,0	32,0	16,0
18/jul	29,1	22,2	16,2	31,0	16,0	29,0	16,0	28,0	17,0
20/jul	29,6	22,0	15,3	29,0	15,0	26,0	15,0	29,0	16,0
23/jul	29,6	22,1	16,4	35,0	14,0	33,0	14,0	35,0	15,0
25/jul	29,7	22,1	16,0	30,0	15,0	30,0	15,0	29,0	16,0
27/jul	29,8	22,4	18,0	33,0	17,0	30,0	15,0	30,0	19,0
30/jul	25,1	20,9	18,4	33,0	14,0	32,0	14,0	33,0	15,0
01/ago	29,8	22,6	15,1	37,0	15,0	33,0	15,0	35,0	16,0
03/ago	32,2	23,5	20,2	37,0	19,0	37,0	19,0	38,0	20,0

Anexo VII – Registo das humidades relativas do ar

	Estufa mãe	A.L. 7	A.L. 15	A.L. 19
19/fev	60,0	41,5	43,0	41,0
20/fev	53,5	25,0	31,0	38,0
21/fev	51,0	35,0	38,0	37,0
22/fev	56,0	51,0	51,5	45,0
23/fev	68,0	31,0	41,0	32,0
26/fev	58,0	41,0	35,0	32,0
27/fev	71,0	50,0	58,0	45,0
28/fev	82,0	71,0	67,0	70,0
01/mar	84,0	70,0	80,0	82,0
02/mar	76,5	56,0	68,5	55,0
05/mar	60,0	65,0	67,0	70,0
06/mar	53,0	61,0	64,0	57,0
07/mar	78,5	59,0	67,0	65,0
08/mar	76,0	65,0	80,0	72,0
09/mar	72,0	80,0	76,0	82,0
12/mar	64,0	63,0	66,0	66,0
14/mar	75,0	69,0	69,0	69,0
15/mar	64,0	87,0	67,0	54,0
16/mar	76,0	69,0	69,0	72,0
19/mar	58,0	62,0	58,0	56,0
20/mar	65,0	62,0	62,0	53,0
21/mar	48,0	42,0	43,0	41,0
22/mar	55,0	76,0	52,0	30,0
23/mar	85,0	72,0	74,0	78,0
26/mar	55,0	22,0	28,0	26,0
27/mar	60,0	62,0	78,0	55,0
28/mar	72,0	59,0	71,0	64,0
29/mar	68,0	46,0	59,0	63,0
04/abr	66,0	56,0	58,0	57,0
05/abr	57,0	30,0	39,0	35,0
06/abr	85,0	65,0	67,0	67,0
10/abr	82,0	75,0	55,0	65,0
12/abr	77,0	61,0	60,0	59,0
16/abr	55,0	47,0	50,0	56,0
18/abr	44,0	45,0	32,0	42,0
20/abr	48,0	42,0	40,0	31,0
23/abr	64,0	49,0	47,0	42,0
25/abr	44,0	39,0	41,0	45,0
26/abr	56,0	44,0	45,0	46,0
30/abr	48,0	55,0	46,0	43,0
02/mai	77,0	62,0	62,0	57,0
04/mai	46,0	29,0	34,0	30,0
08/mai	57,0	49,0	49,0	58,0
09/mai	61,0	53,0	51,0	52,0
11/mai	82,0	56,0	54,0	54,0
15/mai	61,0	40,0	50,0	32,0
17/mai	47,0	29,0	48,0	70,0
22/mai	46,0	54,0	57,0	53,0
23/mai	50,0	54,0	49,0	51,0
28/mai	63,0	54,0	48,0	56,0
30/mai	70,0	88,0	83,0	66,0
01/jun	56,0	70,0	69,0	80,0
04/jun	86,0	89,0	84,0	80,0
06/jun	59,0	85,0	68,0	69,0
08/jun	56,0	74,0	78,0	85,0
11/jun	73,0	77,0	78,0	70,0
13/jun	51,0	75,0	68,0	69,0
15/jun	57,0	75,0	68,0	65,0
18/jun	50,0	40,0	50,0	45,0
20/jun	64,0	49,0	43,0	50,0
22/jun	70,0	66,0	74,0	46,0
25/jun	72,0	75,0	85,0	65,0
27/jun	72,0	77,0	78,0	76,0
29/jun	75,0	76,0	70,0	73,0

02/jul	77,0	83,0	84,5	85,0
04/jul	62,0	78,0	80,0	71,0
06/jul	65,0	66,0	68,0	68,0
09/jul	70,0	87,0	85,0	85,0
11/jul	67,0	69,0	75,0	67,0
13/jul	58,0	76,0	74,0	68,0
16/jul	68,0	72,0	66,0	69,0
18/jul	68,0	65,0	41,0	44,0
20/jul	71,0	48,0	52,0	50,0
23/jul	53,0	45,0	53,0	73,0
25/jul	56,0	59,0	56,0	56,0
27/jul	63,0	75,0	70,0	72,0
30/jul	79,0	70,0	73,0	69,0
01/ago	50,0	46,0	34,0	43,0
03/ago	62,0	59,0	60,0	61,0

Anexo VIII – Variação ao longo do tempo do número de capturas de tripes nas armadilhas adesivas amarelas (linha amarela, séries com os números ímpares) e nas armadilhas adesivas azuis (linha azul, séries com os números pares) durante o período em que as plantas estavam em alvéolo e em condições de estufa



Anexo IV – Variação ao longo do tempo do número de capturas de tripes nas armadilhas adesivas amarelas (linha amarela, números ímpares) e nas armadilhas adesivas azuis (linha azul, números pares) durante o período em que as plantas de gardénia em vasos de 2,5 L

