

Manual para a cultura do kiwi



Ficha Técnica

AUTORES

Vinicius Oliveira Casais^{1,2}, João Loureiro¹, Alexandra Gomes³, Luís Reis³, Sílvia Castro¹ e Joana Costa^{1,4}

1. Universidade de Coimbra, Centre for Functional Ecology, Laboratório Associado TERRA, Departamento de Ciências da vida, Coimbra, Portugal

2. Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia da Bahia - IFBA

3. Associação Portuguesa de Kiwicultores, Vila da Feira, Portugal

4. Laboratório de Fitossanidade, Instituto Pedro Nunes, Coimbra, Portugal

DESIGN

Adriana Nunes (Laboratório de Informática e Sistemas, Instituto Pedro Nunes, Coimbra, Portugal)

DATA DE IMPRESSÃO

28.12.21



O trabalho foi realizado no âmbito da iniciativa comunitária Ação 1.1 Grupos Operacionais “I9K – InovKiwi - Desenvolvimento de estratégias que visem a sustentabilidade da fileira do kiwi através da criação de um produto de valor acrescentado”, promovida pelo PDR2020 e cofinanciada pelo FEADER, no âmbito do Portugal 2020.

Agradecimentos

Este manual foi desenvolvido no âmbito do “Grupo Operacional: i9Kiwi – Desenvolvimento de estratégias que visem a sustentabilidade da fileira do kiwi através da criação de um produto de valor acrescentado” – promovida pelo PDR2020 e cofinanciada pelo FEADER, no âmbito do Portugal 2020.

Vinicius Casais, João Loureiro, Sílvia Castro e Joana Costa gostariam de agradecer o apoio do Center for Functional Ecology – Science for People and the Planet (CFE), com a referência UIDB/04004/2020, financiado pela FCT/MCTES através de fundos nacionais (PIDDAC) e do Projeto CULTIVAR (CENTRO-01-0145-FEDER-000020), co-financiado pelo Programa Operacional Regional do Centro 2020, Portugal 2020 e pela União Europeia através do Fundo Europeu para o Desenvolvimento Regional. Os autores agradecem à Associação Portuguesa de Kiwicultores, bem como aos produtores e técnicos envolvidos nos trabalhos do i9Kiwi pela sua colaboração e disponibilização dos seus pomares.

Sumário

1. Introdução	7
1.1. Produção Mundial e Nacional	8
2. Caracterização da Actinídea	11
2.1. Informação Botânica	11
2.2. Morfologia	11
2.2.1. Raiz	11
2.2.2. Tronco	12
2.2.3. Folhas	13
2.2.4. Flores	13
2.3. <i>Actinidia deliciosa</i>	15
2.3.1. Cultivares de <i>A. deliciosa</i>	15
2.4. <i>Actinidia chinensis</i>	17
2.4.1. Cultivares de <i>A. chinensis</i>	17
2.5. Fenologia	18
2.6. Informação nutricional	23
3. Caracterização edafoclimática	26
3.1. Solo	26
3.2. Clima	26
3.2.1. Temperatura	26
3.2.2. Humidade relativa	28
3.2.3. Geada	28
3.2.4. Granizo	30
3.2.5. Vento	30
3.2.6. Luminosidade	30
4. Operações de instalação do pomar	32
4.1. Orientação solar e topografia	32
4.2. Caracterização biótica e abiótica do solo	32
4.3. Preparação do terreno	33
4.4. Análises Pré-Instalação	33
4.4.1. Análise físico-química e microbiológica da água de rega	33
4.4.2. Correção do pH do solo	34
4.4.3. Análise de macro e micronutrientes do solo	34
4.5. Mobilização do solo	36
4.6. Cobertura do solo	36
4.7. Rega	36
4.7.1. Tipos, periodicidade e duração	37
4.8. Drenagem	38
4.9. Condução do pomar	38
4.9.1. Pérgola	38
4.9.2. Cruzeta	39
4.9.3. GDC (<i>Génova Double Curtain</i>)	39

4.10. Plantação	40
4.10.1. Escolha de cultivares	40
4.10.2. Proporção entre machos e fêmeas	40
4.11. Promoção do estado fitossanitário (pré, durante e pós-plantacão)	41
4.12. Propagação de plantas (métodos de propagação)	45
4.12.1. Propagação vegetativa	45
4.12.1.1. Enxertia	46
4.12.1.2. Estacaria	46
4.12.1.3. Mergulhia	46
4.12.1.4. Micropropagação	46
4.12.2. Propagação por semente	47
5. Operações culturais de manutenção do pomar	48
5.1. Poda	48
5.1.1. Sistemas/Tipos de Poda	48
5.1.2. Cuidados durante a poda	50
5.1.3. Atividades pós-poda	50
5.2. Quebra de dormência	51
5.2.1. Reguladores de crescimento	51
5.3. Polinização	51
5.3.1. Polinização natural	52
5.3.2. Polinização anemófila assistida com ventiladores	53
5.3.3. Polinização entomófila	54
5.3.4. Polinização assistida	55
5.3.4.1. Via seca	56
5.3.4.2. Via húmida	57
5.4. Monda dos frutos	57
5.5. Incisão anelar	58
5.6. Cobertura do Solo	58
5.7. Fertilização	59
6. Máquinas agrícolas e equipamentos	63
6.1. Tesoura de poda:	63
6.2. Destroçadores	63
6.3. Pulverizadores/ Atomizadores	63
6.4. Pulverizadores de aplicação de pólen	64
6.5. Colheita dos frutos	65
6.6. Novas tecnologias	65
7. Pragas – monitorização e gestão	67
7.1. Pragas primárias (de elevada importância em Portugal)	67
7.1.1. Mosca-da-fruta ou Mosca-do-Mediterrâneo (<i>Ceratistis capitata</i>)	67
7.1.2. <i>Halyomorpha halys</i>	69
7.1.3. Mosca da azeitona (<i>Bactrocera oleae</i>)	71
7.1.4. Lepidópteros	72
7.1.5. Tripes	73

7.2. Pragas secundárias (importância média em Portugal)	73
7.3. Pragas de importância elevada noutros países produtores	75
7.4. Controlo biológico	77
7.4.1. Ordem Díptera	77
7.4.2. Ordem Hemiptera	78
7.4.3. Ordem Himenóptera	79
7.4.4. Ordem Neuróptera	79
7.4.5. Ordem Coleóptera	80
7.4.6. Outros agentes de controlo biológico	81
8. Gestão e monitorização de doenças	83
8.1. Doenças fúngicas	83
8.1.1. Podridão radicular causada pela <i>Phytophthora</i> sp. (Podridã...	83
8.1.2. Podridão radicular causada pela <i>Armillaria mellea</i> (Podridã...	85
8.1.3. Doença causada por <i>Chondrostereum purpureum</i> (doença d...	86
8.1.4. Doenças do lenho (Esca do Kiwi)	87
8.1.5. Podridão causada por <i>Botrytis cinerea</i> (Podridão cinzenta)	88
8.1.6. Podridão causada por <i>Sclerotium rolfsii</i> (Podridão do colo)	89
8.1.7. Podridão da Haste	90
8.2. Bacteriana	91
8.2.1. Murchidão bacteriana do kiwi	91
8.2.2. Cancro bacteriano da Actinídea	92
8.3. Nemátodes	97
8.4. Doenças Emergentes	97
8.4.1. Doença causada por <i>Ceratocystis fimbriata</i> (murchidão)	97
8.4.2. Doença causada por <i>Pseudocercospora actinidiae</i> (Fuligem d...	99
8.4.3. 'Moria' do kiwi	100
9. Colheita e Armazenamento	101
9.1. Índices de Maturação	101
9.2. Colheita	101
9.3. Gestão Pós-Colheita	102
9.4. Calibre	102
9.5. Armazenamento	103
9.5.1. Etileno (C ₂ H ₄)	103
9.6. Doenças da conservação	104
9.7. Embalagem	105
10. Comercialização	107
11. Referências	111

– 01 – Introdução

O kiwi é uma cultura domesticada pelo Homem há pouco mais de um século. A planta que produz o fruto pertence ao género *Actinidia*, endémica do Sudoeste da Ásia nas regiões altas e húmidas de clima frio do vale do rio Yangtzé. Na cultura chinesa os frutos são apreciados há muitos séculos na sua forma selvagem, como *míhóutáo* (FERGUSON, 1990a; SILVEIRA *et al.*, 2012). Atualmente, distribui-se por todo o sudeste asiático, incluindo a China, Índia, Malásia, Coreia do Sul, Tailândia e Japão (FERGUSON, 1990a; FÉLIX *et al.*, 2008). Fora da China, e em meados do século XIX, as variedades *arguta*, *kolomita* e *polygama* de *Actinidia chinensis* foram introduzidas como ornamentais em diversas zonas da Europa e América do Norte (FERGUSON, 1990a; FERGUSON, 1990c; FERGUSON E HUANG, 2007; FERGUSON E SEAL, 2008). Posteriormente, foi reconhecido o potencial económico de *A. arguta* no que diz respeito à sua capacidade de produção de frutos de tamanho reduzido e sabor delicado. No entanto, foi apenas a partir do início do século XX, em 1904, que o processo de domesticação da planta foi iniciado, com a introdução na Nova Zelândia por Isabel Fraser de cultivares e sementes de *A. deliciosa* originárias da China (FÉLIX *et al.*, 2008; ZUCCHERELLI, 1984). Alexander Allison continuou o processo de domesticação da planta e conseguiu produzir frutos em 1910 (ZUCCHERELLI, 1984; WARRINGTON & WESTON, 1990; HUANG, 2001; HUANG E FERGUSON, 2001; FERGUSON & SEAL, 2008). Após anos de cultivo e seleção, Hayward Wright, obteve em 1925 um cultivar que se tornou num dos mais importantes para o comércio mundial devido às suas características de sabor e capacidade de conservação, posteriormente denominado de ‘Hayward’ (FERGUSON 1990; FÉLIX *et al.*, 2008; FERGUSON & SEAL, 2008).

11

Os primeiros pomares comerciais foram instalados em 1930 na região da Baía de Plenty, localizada na ilha norte da Nova Zelândia. No final da década de 1950, o fruto que já tinha sido denominado de ‘maori’ e ‘chinese gooseberry’, recebeu o seu último, e definitivo nome – ‘Kiwi’ – fazendo referência à ave neozelandesa com o mesmo nome, e que possui um tamanho pequeno e penugem castanha (FERGUSON, 1990a; WARRINGTON & WESTON, 1990; FÉLIX *et al.*, 2008; FERGUSON & SEAL, 2008). A partir da década de 60, a Nova Zelândia passou a dominar o mercado internacional. A ampla divulgação da fruta neozelandesa estimulou os restantes países, com potencial para a produção, a importar cultivares. Com a produção difundida tanto no Hemisfério Norte como no Hemisfério Sul (FERGUSON, 1990b), ocorreu uma rápida dispersão da cultura pela Europa, América do Norte, América do Sul e, paradoxalmente, na China. Inicialmente todos os países escolheram o cultivo de *A. chinensis* var. *deliciosa* cv. ‘Hayward’, o que lhes permitiu uma rápida expansão da área cultivada, tornando-se a variedade mais importante no comércio mundial.

Atualmente três variedades de *Actinidia* são consideradas importantes comercialmente, *Actinidia chinensis* var. *deliciosa*, conhecida popularmente como kiwi verde; *A. chinensis* var. *chinensis*, a qual representa o kiwi amarelo e vermelho; e *A. arguta*, conhecida como *baby kiwi*. A primeira, como já referido, foi domesticada no início do século XX e corresponde a 85% do comércio mundial. O processo de domesticação de *A. chinensis* var. *chinensis*, teve início no final da década de 80 e representa, atualmente, aproximadamente 15% do comércio mundial (FERGUSON *et al.*, 1999; HUANG, 2016). A domesticação “tardia” desta variedade ocorreu na China, estimulada pelo sucesso da

comercialização de *A. chinensis* var. *deliciosa* (HUANG, 2016). Ao longo do tempo, foram obtidos diversos cultivares de *A. chinensis*, mas nenhum conseguiu ter tanto êxito como o cultivar ‘Hayward’ (95% do comércio mundial de *A. chinensis* var. *deliciosa*), devido à sua qualidade (ao nível do tamanho e do sabor dos frutos, período de frutificação, entre outras características). Outro cultivar de *A. chinensis* comercialmente relevante é o ‘Qinmei’, mas este é apenas comercializado na China.

Para além dos dois cultivares já referidos, outros cultivares relevantes de *A. deliciosa* foram desenvolvidos e incluem: ‘Allison’, ‘Abbot’, ‘Bruno’, ‘Tsechelidis’, ‘Bo.Erika’ e ‘Earlgreen’. Em *A. chinensis* sobressaem os cultivares ‘Jintao’, ‘Sungold’, ‘Sorelli’, ‘Dori’, ‘Hongyang’, ‘Dongyong’, ‘Ruby Red’ e ‘Red Sun’, todos de origem recente (FERGUSON *et al.*, 1999; FERGUSON & SEAL, 2008; ANTUNES *et al.*, 2018; O’CALLAGHAN, 2021, HUANG *et al.*, 2022).

Na década de 70 a planta de kiwi foi introduzida em Portugal, na região de Vilar do Andorinho, Vila Nova de Gaia, e, posteriormente, nas regiões de Entre Douro e Minho e Beira Litoral. A partir da década de 80 a produção ganhou destaque e desde então aumentou continuamente com ligeiras quedas pontuais. Mas foi a partir do início do século XXI que a área plantada e a produção aumentaram significativamente. Entre os anos de 2001 e 2019, a área plantada apresentou um crescimento aproximado de 158% e a produção agrícola de 320%. O aumento da produção está associado à introdução de novas técnicas de gestão, de novas abordagens de nutrição e fitossanidade. As áreas agrícolas com melhores condições edafoclimáticas para o cultivo do kiwi estão concentradas na zona norte e centro do país onde se localizam mais de 95% dos pomares de kiwis, representando a região norte mais de 70% da área total plantada, correspondendo a 80% da produção nacional (FÉLIX *et al.*, 2008; INE, 2019).

1.1. Produção Mundial e Nacional

A produção mundial de kiwi, de acordo com os dados da *Food and Agriculture Organization* (FAO, 2019), atingiu em 2019 o valor de 4 348 011 toneladas. Entre os maiores países produtores destacam-se a China, com aproximadamente 50% da produção mundial, e a Nova Zelândia e a Itália com aproximadamente 12% cada (Fig. 1). A Nova Zelândia, apesar de ocupar a 2ª posição no ranking, detém as maiores taxas de produtividade, com 37,4 t/ha, ocupando uma área de 14 922 ha. Portugal aparece em décimo lugar nesta classificação, com 0,7% da produção mundial e 0,6% da área global plantada (FAO, 2019). De acordo com a FAO, entre 2009 e 2019 a evolução da área plantada total a nível mundial foi de quase 59%, totalizando 268 788 ha. Entretanto, a expansão do cultivo de kiwi em território nacional foi de 77%, o que representa 2 740 ha em valores brutos.

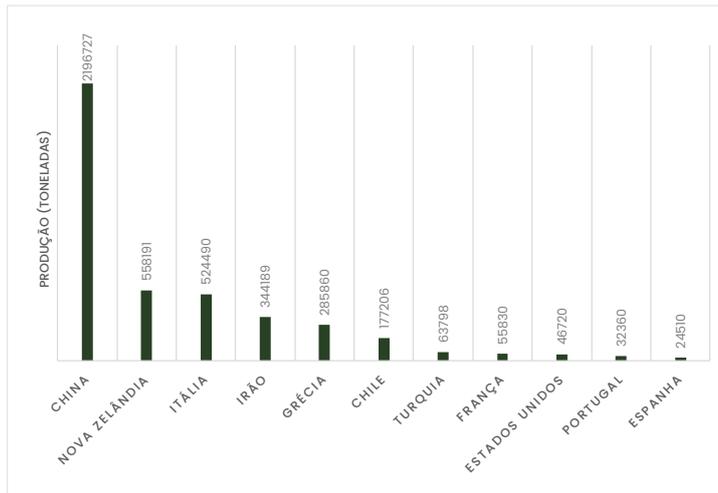


Figura 1. Produção de kiwi em milhares de toneladas (Fonte: FAO, 2019).

Entre 1987 e 1999, em território nacional foram produzidas pouco mais de 86 000 toneladas de kiwi (Fig. 2; FAO, 2017). Em 2016, a produção por área em Portugal foi calculada em 8,85 t/ha, tendo subido em 2017 para 13,35 t/ha, correspondendo a um aumento de 66% (INE, 2021), sendo a média europeia de 21 t/ha. Em 2019, a produção de kiwi atingiu as 32 360 400 toneladas (Fig. 1), numa superfície de 2 650 ha (FAO, 2019; INE, 2020). Tem-se verificado um aumento da produção em Portugal, em contraciclo com a média da União Europeia. O aumento da produtividade da fileira é o resultado do investimento no apoio e qualificação dos produtores e da introdução de inovações técnicas e culturais que tornaram os pomares mais eficientes e rentáveis.

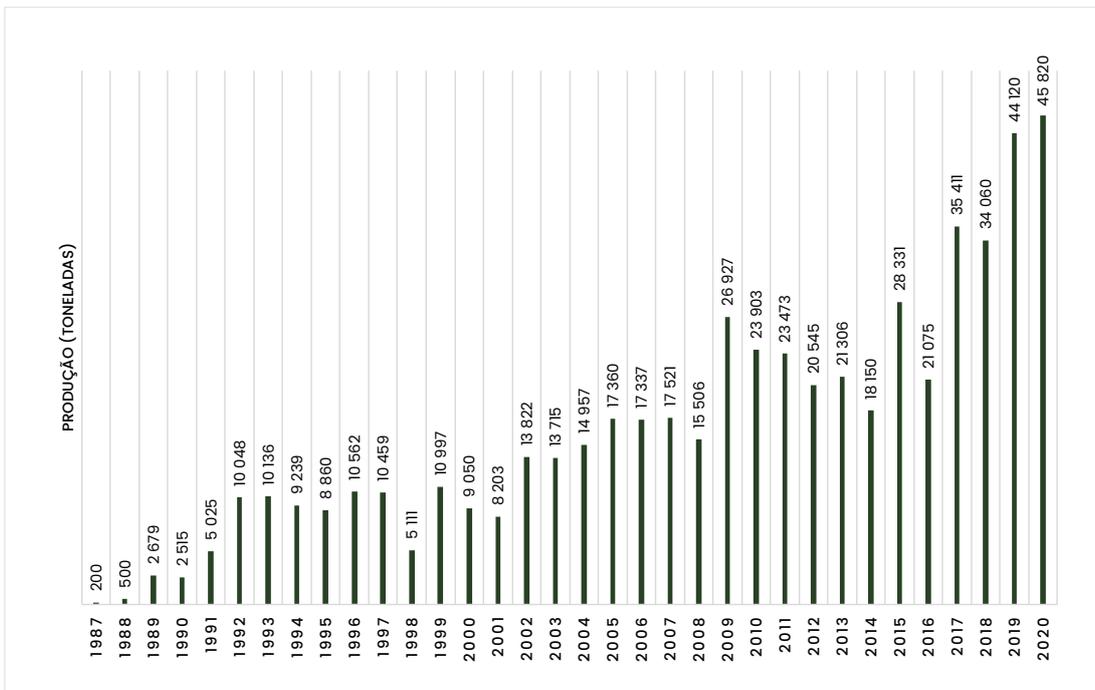


Figura 2. Produção de kiwi, em toneladas, no território nacional desde o ano 1987 até o ano 2020 (FAO, 2023).

Metade da produção nacional de kiwi é exportada para Espanha, mas países como a Polónia, França e Brasil têm aumentado gradualmente as importações portuguesas. Traduzindo estas taxas de exportações em valor económico, foram movimentados, em 2021, cerca de 37,8 milhões de euros, o que representa um crescimento de 49,4% das exportações desde 2020. Os quinze países da lista acima, respondem pela comercialização de 98,7% do total de kiwis no mundo que no ano de 2021 atingiu aproximadamente 3,51 mil milhões de euros. De entre os maiores exportadores, a Nova Zelândia domina, ocupando 51% do mercado internacional (correspondendo a 80% da sua produção), com um rendimento de 1,8 mil milhões de euros (Fig. 3). Em 2021, Portugal assume a 9ª posição, quatro posições acima do ano de 2017, o que reflete a existência de um nicho de mercado a ser explorado e que historicamente tem dado um excelente retorno aos produtores nacionais (WTEX, 2023).

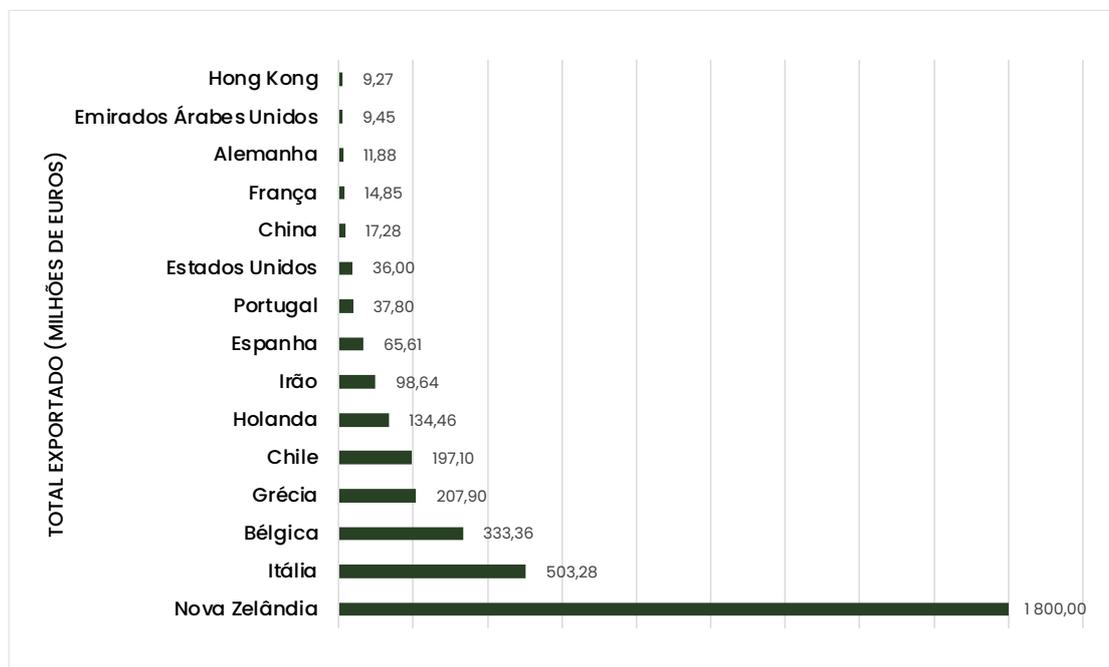


Figura 3. Exportação de kiwi em milhões de euros (2020).

A Nova Zelândia faturou 1,8 mil milhões de euros, seguida pela Itália com 503,58 milhões; Bélgica 333,37; Grécia, com 207,9; Chile com 197,1; Holanda com 134,46; Portugal aparece na 9ª posição com uma faturação de 37,8 milhões de euros (WTEX, 2023).

No que respeita a *A. deliciosa*, 95% da comercialização internacional corresponde ao cultivar 'Hayward'. *A. arguta*, apesar das qualidades reconhecidas dos seus frutos, é pouco cultivada mundialmente, aproximando-se dos 1 200 ha (CUNHA *et al.*, 2007; FERGUSON & SEAL, 2008; HANLEY, 2018, LATOCHA *et al.*, 2018). Aparentemente, o cultivo reduzido de *A. arguta* (conhecido também como *kiwi berry* ou *baby kiwi*) está associado à gestão na colheita e pós-colheita e a uma maior dificuldade em conservar os frutos. É importante destacar que essa dificuldade na conservação é um fator limitante para as vendas (HANLEY, 2018).

– 02 – Caracterização da Actinídea

Apesar de distintas, as principais variedades comerciais de *A. chinensis* apresentam algumas características em comum por serem taxonomicamente próximas e por apresentarem um ciclo de crescimento semelhante.

Para tornar a leitura mais dinâmica, iremos simplificar a nomenclatura e adotar o nome de *A. deliciosa* (em referência a *A. chinensis* var. *deliciosa*) e *A. chinensis* (em referência a *A. chinensis* var. *chinensis*)

2.1. Informação Botânica

As plantas do género *Actinidia* pertencem à família *Actinidiaceae* e são caracterizadas como sendo plantas de porte arbustivo, decíduas ou caducifólias, trepadeiras e com raízes muito ramificadas, de crescimento superficial. O crescimento vegetativo é rápido, podendo os ramos laterais alcançar um comprimento de até 8 metros num ano. Quando a planta atinge a fase adulta, a deposição de lenhina torna o caule mais lenhoso, tornando a estrutura das plantas mais firme. Apresentam uma boa adaptação a ambientes frios, com resistência até -15°C , e com boa distribuição entre regiões temperadas e subtropicais, principalmente entre 45° Sul e 50° Norte. É importante salientar que a resistência dos pomares a temperaturas negativas decai bastante quando existem focos de cancro bacteriano, tendo-se tornado um revés para muitos produtores, como foi o caso no norte de Itália.

As flores são anatomicamente hermafroditas, mas apenas um dos sexos é funcional. Assim sendo, as plantas são funcionalmente dióicas, apresentando os sexos feminino e masculino em indivíduos separados (SNELGAR *et al.*, 1992; GONZÁLEZ *et al.*, 1996b). É de destacar a existência de um cultivar hermafrodita autocompatível e resistente ao frio denominado de *A. deliciosa* cv. 'Jenny', em que o fruto tem uma aparência convencional, embora tenha menor calibre, mas bastante promissora comercialmente, pois exclui a necessidade do cultivo de plantas machos e de plantas fêmeas no pomar.

O fruto produzido é do tipo baga, apresentando um número elevado de sementes (LIANG & FERGUSON 1986; GONZÁLEZ *et al.*, 1996a; SHUCK, 1992; BALESTRA & VARVARO, 1997; FERGUSON, 1990; SAQUET & BRACKMANN, 1995; IPMA, 2018; INPE, 2018).

2.2. Morfologia

2.2.1. Raiz

A função do sistema radicular é fixar a planta ao solo, promover a absorção de água e sais minerais, e constituir uma reserva de nutrientes. Em solos adequados, as raízes podem atingir até 4 m de profundidade, mas em solos menos profundos, o desenvolvimento lateral é o principal. As raízes apresentam 2 a 5 cm de diâmetro, garantindo uma certa robustez à planta. Em plantas jovens, as raízes são mais claras, mas durante o seu desenvolvimento denota-se um escurecimento. Importante destacar que o sistema radicular não tolera solos encharcados, pois requer uma boa oxigenação, ficam

as raízes mais suscetíveis a doenças, principalmente as de origem fúngica (CACIOPPO, 1989; ALMEIDA, 1996; SILVEIRA *et al.*, 2012). O desenvolvimento do sistema radicular depende do tipo de solo e do tipo de rega. Independentemente da origem da planta (cultivar ou semente), quaisquer diferenças existentes entre os sistemas radiculares iniciais desaparecem quase por completo com o passar do tempo, quando colocadas no mesmo solo. As raízes em conjunto com o solo formam a rizosfera, a qual representa uma região extremamente diversificada de microrganismos - microbiota. A microbiota desempenha um papel vital na promoção do crescimento das plantas e no controle de doenças, e pode afetar direta ou indiretamente a sua composição, biomassa e imunidade das plantas. A diversidade da microbiota pode melhorar a capacidade dos pomares em responder de forma mais eficaz às mudanças ambientais, bem como pode aumentar a resistência a patógenos reduzindo o estabelecimento de doenças (MENDES *et al.*, 2011; BERENDSEN *et al.*, 2012).

2.2.2. Tronco

Todas as espécies do género *Actinidia* são trepadeiras. Durante o crescimento, o tronco jovem é flexível, o que permite que o crescimento ocorra em torno dos ramos de outras plantas. Na fase adulta, ocorre deposição de lenhina no tronco, aumentando a sua robustez e resistência. Na fase jovem os ramos denominam-se por rebentos e, na fase adulta, por varas (FERGUSON, 1990a; FÉLIX *et al.*, 2008; CUNHA *et al.*, 2007; SILVEIRA *et al.*, 2012). Para conduzir o crescimento existe a necessidade de usar um sistema de suporte que permita um crescimento vertical, uma vez que, sem esse auxílio, a formação ereta é improvável. À medida que a planta cresce e chega à fase adulta, a flexibilidade do tronco desaparece e o diâmetro aumenta progressivamente, podendo chegar a 30 cm em plantas com mais de trinta anos (ZUCCHERELLI & ZUCCHERELLI, 1987).

O crescimento vegetativo origina ramos a partir do tronco, também chamados de sarmentos ou lançamentos, que apresentam uma sucessão de nós e entrenós (Fig. 4) (FERGUSON, 1990b; FÉLIX *et al.*, 2008; SILVEIRA *et al.*, 2012). Estas estruturas encontram-se cobertas de pelos, que inicialmente são de cor vermelha até assumirem uma cor verde. Os rebentos são considerados ramos herbáceos, não lenhificados, sendo do ano corrente. Após a lenhificação e transição para a fase adulta, os rebentos são chamados de varas e possuem tons característicos, mas sempre tendo o castanho como principal, sendo que é nesta forma que passam pelo repouso invernal (WARRINGTON & WESTON, 199; CUNHA *et al.*, 2007).

Cada ponto de formação de um novo ramo é chamado de gomo. Os gomos são formados na axila das folhas e podem ser foliares ou mistos. Os gomos foliares, como o nome indica, originam apenas ramos com folhas, enquanto os gomos mistos produzem ramos com folhas e botões florais. A distribuição e quantidade de botões florais é utilizada para avaliar a fertilidade da planta (ZUCCHERELLI & ZUCCHERELLI, 1987, CUNHA *et al.*, 2007). O gomo no cultivar 'Hayward' é quase completamente coberto pela casca do tronco, o que garante maior proteção ao frio. As folhas deste cultivar são também mais finas e maiores, e apresentam pecíolos longos bastante resistentes. Quando jovens, as folhas apresentam pelos e são facilmente quebradiças, sendo vulneráveis ao vento. Porém, quando se tornam adultas ficam sem pelo e mais rígidas (BAUCKMANN, 1977; ALMEIDA, 1996).

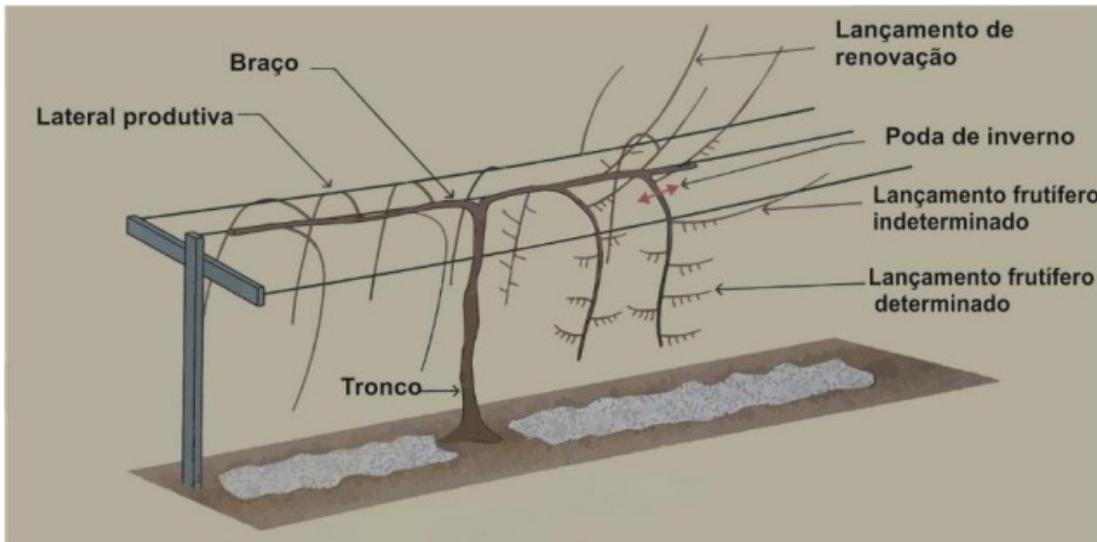


Figura 4. Esquema da condução de uma planta de Actinídea (Fonte: Hennion, *et al.*, 2003).

Os ramos são classificados de acordo com o ritmo de crescimento em ramos determinados, indeterminados e intermédios. Os ramos determinados já possuem os gomos preformados e crescem tendo em conta o alongamento dos entrenós, sendo por isso pouco vigorosos; os ramos indeterminados, além de terem o crescimento semelhante ao dos ramos determinados, também alongam a partir do meristema apical (extremidade superior) e, com isso, passam a exibir um vigor maior; por sua vez os ramos intermédios têm o sistema de crescimento intermediário, com comprimento curto, sendo pouco vigorosos.

2.2.3. Folhas

As folhas são grandes, verdes, caducas e têm muitos pelos no pecíolo e na superfície abaxial (página inferior). Os pecíolos também podem apresentar uma cor avermelhada e são, geralmente, longos (CUNHA *et al.*, 2007; FÉLIX *et al.*, 2008). As folhas variam em termos de vigor, variedade e idade, apresentando entre 5 e 20 cm de diâmetro. O formato da folha é cordiforme e a nervura é ramificada. A copa das plantas pode atingir cerca de 4000 a 5000 folhas (WARRINGTON & WESTON, 1990; FERGUSON, 1990b; FERGUSON, 1990c; ZUCCHERELLI & ZUCCHERELLI, 1987).

2.2.4. Flores

As flores apresentam 5 ou 6 pétalas (Fig. 5) e apresentam um aroma bastante suave, sendo pobres em néctar. *A. deliciosa* e *A. chinensis* possuem alta produção de terpenóides na região das pétalas quando as flores estão totalmente abertas (NIEUWENHUIZEN *et al.*, 2009; GREEN *et al.*, 2012). Estas substâncias altamente voláteis e constituintes dos óleos essenciais são responsáveis pelo aroma das flores e estão relacionadas com a atração de polinizadores, defesa contra fungos e bactérias e, em alguns casos, até com a alteração da composição da microbiota (WEIR *et al.*, 2004; GERSHENZON & DUDAREVA, 2007; NIEUWENHUIZEN *et al.*, 2010). Em *A. chinensis*, a sua produção ocorre durante o dia, mas a emissão ocorre principalmente durante a noite (GREEN *et al.*, 2012). O oposto é verificado em *A. deliciosa* cv. 'Hayward' (NIEUWENHUIZEN *et al.*, 2009). *A. chinensis* possui uma das taxas mais

baixas de emissões de terpenos quando comparada com as principais espécies da família *Actinidiaceae* (GREEN *et al.*, 2012).



Figura 5. Flor de actinídea. A primeira representa uma flor estaminada (funcionalmente masculina) e a segunda uma pistilada (funcionalmente feminina) (Fotografias: Vinicius Casais).

As flores surgem dos gomos axilares da segunda à oitava folha, os quais podem ter duas ou mais inflorescências. As inflorescências são mais comuns em plantas masculinas; nas plantas femininas ocorrem comumente flores isoladas. As flores de *A. deliciosa* e *A. chinensis* apresentam algumas variações. As flores pistiladas em *A. deliciosa* apresentam 5 a 7 pétalas com 5,5 cm de diâmetro e uma média de 37 estiletes e um ovário cilíndrico. Em *A. chinensis* são observadas flores com 5 a 7 pétalas com 4 cm de diâmetro, uma média de 30 estiletes e um ovário globoso (Fig. 6). Ambas apresentam pubescência branca a castanha nos ovários e uma fragrância doce. As flores podem apresentar coloração branca com variação a amarelo logo após o 1º dia de floração, podendo posteriormente apresentar coloração amarela ou castanha (CUNHA *et al.*, 2007; HUANG, 2016). As flores estaminadas ou masculinas são notoriamente menores que as femininas com 4 a 6 pétalas e 4 cm de diâmetro em *A. deliciosa*. *Actinidia chinensis* possui a mesma variação de pétalas, mas com diâmetro de 2,5 cm (HUANG, 2016).



Figura 6. Flores de *Actinidia chinensis* var. *chinensis* e *A. chinensis* var. *deliciosa* (Primeira coluna de fotografias extraídas de HUANG, 2016. Fotografias da segunda coluna: Vinicius Casais).

As plantas masculinas possuem flores com estames funcionais e pistilos e/ou ovários reduzidos, pois estes cessam a formação no momento anterior à formação do estigma; por outro lado, as plantas femininas apresentam flores com ovários e pistilos desenvolvidos, sem produção de pólen funcional, pois o androceu (parte masculina da flor) não se desenvolve totalmente (SNELGAR *et al.*, 1992; GONZÁLEZ *et al.*, 1996b).

2.3. *Actinidia deliciosa*

A. deliciosa é a espécie mais comercializada globalmente, com maior área cultivada, produção e rendimento comercial. Os frutos são bagas e geralmente apresentam forma oblonga ou ovoide, conforme o cultivar. Apresentam normalmente polpa verde (escura ou esmeralda), com 600 a 1.400 sementes imersas na polpa, localizadas em redor da columela branca (Fig. 7). A epiderme apresenta uma tonalidade castanha-esverdeada ou avermelhada, que pode estar densamente coberta por pelos castanhos ou simplesmente não os apresentar, assumindo uma textura lisa. A clorofila persiste até ao momento da colheita, sem que haja degradação, facto que explica a cor da polpa do fruto (FERGUSON *et al.*, 1990b; FÉLIX *et al.*, 2008; CUNHA *et al.*, 2007).



Figura 7. Corte transversal de um kiwi (Fonte: www.apk.com.pt).

2.3.1. Cultivares de *A. deliciosa*

Existem diversos cultivares femininos de *A. deliciosa* no mercado, destacando-se os seguintes com implantação mundial relevante: ‘Hayward’, Bo.Erica, ‘Qinmei’, ‘Bruno’, ‘Monty’, ‘Summerkiwi’®, ‘Greenlight’®, ‘Earlgreen’, ‘Abbott’ e ‘Allison’. Estes cultivares surgem dos diversos programas de melhoramento de *A. deliciosa* focados em desenvolver variedades mais precoces, com boa produtividade e capacidade de conservação da fruta.

- O cultivar ‘Hayward’ representa a maior fatia no mercado internacional. Este cultivar tem um excelente potencial produtivo com superioridade organolética e alta capacidade de conservação, característica que facilita o transporte a longas distâncias. O fruto apresenta formato oblongo e peso médio superior a 100 g. É também o cultivar com maior exigência em horas de frio invernal: acima de 700 horas (HENNION *et al.*,

2003; FERGUSON & SEAL, 2008; TESTOLIN & FERGUSON, 2009).

- ‘Qinmei’ é o segundo cultivar mais plantado no mundo. Os frutos apresentam peso médio de 100 g (ZHANG, 2010), tendo sido apresentado ao mercado mais tardiamente, em 1986, sendo bastante conhecido no mercado interno chinês (CUI *et al.*, 1993; FERGUSON, 2015; HUANG, 2016). A polpa exibe características similares ao cultivar ‘Hayward’ e a planta exibe resistência ao stress ambiental, nomeadamente ao frio e à seca. A quantidade de fruta exportada da China é muito reduzida pois a produção é direcionada ao mercado interno. Contudo, a produção do cultivar ‘Hayward’ na China tem aumentado e este tornou-se mais popular que o cultivar ‘Qinmei’ (FERGUSON, 2015; HUANG, 2016).
- O cultivar ‘Bruno’ necessita de 300 a 500 horas de frio invernal, apresentando um potencial produtivo significativo sendo que os seus frutos têm um sabor agradável. O tamanho é reduzido, quando comparado ao ‘Hayward’, apresentando um formato mais cilíndrico e alongado, e um peso médio de 90 g (SILVEIRA *et al.*, 2012).
- O cultivar ‘Monty’ possui capacidade produtiva muito elevada e apresenta frutos oblongos de tamanho médio. Necessita de um mínimo de 500 horas de frio para quebrar a dormência. O peso médio do fruto é o mesmo do cultivar ‘Bruno’ (SILVEIRA *et al.*, 2012).
- ‘Earligrreen’ é um cultivar que foi desenvolvido a partir de uma mutação do cultivar ‘Hayward’. Apresenta uma menor percentagem de defeitos nos frutos (achatados ou geminados) (MIRANDA, 2011). O seu período de colheita é mais precoce do que o verificado para o cultivar ‘Hayward’, sendo a colheita efetuada aproximadamente 40 dias antes de ‘Hayward’ (TESTOLIN & FERGUSON, 2009).
- ‘Tsechelidis’ foi selecionado a partir de plantas jovens germinadas de ‘Hayward’. O fruto é menos oblongo, e apresenta um peso médio de 170 g. A capacidade de conservação, apesar de inferior ao observado no cultivar ‘Hayward’, é bastante considerável (SOTIROPOULOS *et al.*, 2009).
- ‘Top Star’ apresenta um crescimento menos vigoroso e, portanto, a poda verde deverá ser realizada de um modo bastante criterioso.
- ‘SummerKiwi’ é também uma variação do cultivar ‘Hayward’. Apresenta precocidade de colheita e os frutos um peso médio de 80 g. A capacidade de conservação representa um problema uma vez que não suporta longos períodos de armazenamento.
- ‘Abbott’ apresenta plantas vigorosas com boa produtividade e frutos de tamanho regular. A sua floração é mais precoce, o que se reflete também na produção no período de outono (FERGUSON, 1990a).
- ‘Allison’ é caracterizado por uma floração ligeiramente precoce e por requerer menos horas de frio quando comparado com ‘Hayward’ (SHARMA *et al.*, 2012).
- ‘Green Light’ produz frutos de aspeto similar a ‘Hayward’. Assim como ‘Earligrreen’, apresenta um período de produção mais precoce em algumas semanas em comparação com ‘Hayward’ (SPADA & SPADA, 2005).

De entre todos os cultivares, os mais relevantes são ‘Hayward’ e ‘Qinmei’, sendo que este último possui importância apenas no mercado interno chinês. Caso se considere a produção da variedade ‘Qinmei’ na produção total mundial, ‘Hayward’ ocupa 60% do comércio global. No entanto, se essa variedade não for considerada na produção total dos frutos, ‘Hayward’ assume um valor de 95% do total de frutos de *A. deliciosa* exportados.

Quanto aos cultivares masculinos ou polinizadores, os mais utilizados são a ‘Matua’, ‘Tomuri’, ‘Chieftain’, ‘Série M’ e ‘Autari’. Os dois primeiros são plantados normalmente em conjunto, pois ‘Matua’ possui floração precoce enquanto em ‘Tomuri’ a floração é tardia. O cultivar ‘Matua’ exibe um período de floração entre 15 e 20 dias, com média de 160 flores por ramo. Já o segundo cultivar, ‘Tomuri’, floresce num intervalo de 5 a 10 dias, e apresenta 44 flores por ramo, em média (ZHU, 2002). No entanto, no período que existe entre a floração de ambas as variedades, é possível que existam períodos nos quais a produção de pólen é insuficiente. Apesar deste constrangimento, em Portugal, tem-se assistido a um aumento da área cultivada de ‘Tomuri’ por ser a variedade de machos fornecida maioritariamente pelos viveiristas. Os cultivares com boas condições de promoção da polinização são ‘Chieftain’ e ‘M56’, parte da ‘Serie M’ (derivada de seleções de ‘Matua’). (SEAL & MCNEILAGE, 1988; MCNEILAGE *et al.*, 1992). ‘Serie M’ engloba os cultivares ‘M51’, ‘M52’, ‘M54’ e ‘M56’ (HOPPING, 1990; TESTOLIN *et al.*, 1997; MARCELLÁN *et al.*, 2018), os quais conseguem gerar frutos com maior número de sementes. O cultivar ‘Chieftain’ desenvolve uma floração vigorosa com bastante pólen e apresenta uma excelente qualidade de germinação (HMCNEILAGE *et al.*, 1992). Em pomares neozelandeses este cultivar consegue promover frutos de maior calibre (HENNION *et al.*, 2003). Para além dessas características, a sua floração é diferente de ‘Matua’ e ‘Tomuri’ por exibir um período mais persistente e com mais sincronidade com ‘Hayward’ (FERGUSON *et al.*, 1997).

2.4. *Actinidia chinensis*

A. chinensis possui uma área plantada bastante reduzida quando comparada com *A. deliciosa*. Os frutos são bagas, mas mais esféricos, e a sua polpa apresenta cor amarela intensa, apesar de alguns cultivares poderem apresentar uma coloração amarela-esverdeada ou até vermelha junto ao pericarpo, mas com a periferia amarela. A epiderme dos frutos é lisa devido à queda dos pelos durante o desenvolvimento dos frutos. Os ramos são mais lisos, sendo que tanto os pelos dos ramos como os dos frutos são mais finos e frágeis. Essa condição expõe a epiderme dos frutos tornando-os mais frágeis. Os ramos que apresentam flores são muito menores quando comparados com *A. deliciosa* e apresentam pelos que se destacam com bastante facilidade. Os gomos são cobertos apenas pelas escamas, o que diminui a proteção ao frio. De um modo geral, os frutos possuem uma vida útil menor, além de serem mais difíceis de manusear, tendo uma maior suscetibilidade a danos. Apesar destas fragilidades, a diversidade de *A. chinensis* é elevada e tem sido explorada a possibilidade de usar novos cultivares para além dos mais comuns, ‘Sungold’ e ‘Jintao’ (FERGUSON *et al.*, 1999; FÉLIX *et al.*, 2008; HUANG, 2016).

2.4.1. Cultivares de *A. chinensis*

Os cultivares femininos mais conhecidos de *A. chinensis* são ‘Sungold’, ‘Jintao’, ‘Sorelli’, ‘Dori’, ‘Top Gold’, ‘RubyRed’, ‘AU Golden Sunshine’, ‘AU Gulf Coast Gold’ e ‘Y368’ sendo que os dois primeiros se destacam em termos comerciais. Existem outros cultivares, mas a maioria está restrita ao território chinês. Todos os cultivares têm algumas características em comum, como a polpa amarela, baixa acidez e formato mais cilíndrico (DOZIER *et al.*, 2011, 2018; FERGUSON, 2014; NKONYANE *et al.*, 2022). O cultivar ‘Jintao’ produz frutos com 90 g em média, porém quando comparado com ‘Hayward’ possui

produtividade superior e colheita antecipada em duas ou três semanas (CIPRIANI & TESTOLIN, 2007). Já o cultivar ‘Sorelli’, tem maturação dos frutos em média trinta dias antes de ‘Hayward’, apresentando peso médio de 100 g, mas capacidade de conservação limitada (FIDEGHELLI, 2012; CUNHA *et al.*, 2007). Os cultivares masculinos normalmente utilizados para a polinização são o ‘Meteor’ e o ‘Sparkle’. O primeiro cultivar floresce mais precocemente, enquanto o segundo tem um comportamento de floração mais tardio. Para os cultivares ‘Jintao’ e ‘Sorelli’, o cultivar polinizador mais indicado é ‘Belén’ devido à sincronicidade de floração.

2.5. Fenologia

As plantas de *Actinidia* têm uma gama de respostas às variações ambientais que condicionam quer a floração, quer a frutificação. Plantas com a mesma origem genética, ou seja, com o mesmo genótipo, podem apresentar respostas diferentes em regiões distintas (ou encontrando-se na mesma região, mas localizadas a altitudes diferentes ou em solo distintos). Estas variações também se verificam na composição nutricional do fruto; em particular, a vitamina C pode sofrer variações em termos de concentração consoante as condições ambientais (SNELGAR *et al.*, 2005; FERGUSON & SEAL, 2008). Uma das etapas mais importante da fenologia é o momento da floração que é também bastante sensível às variações climáticas. Uma frutificação de qualidade depende da disponibilidade de pólen pelos machos e da sincronização destes com o período de recetividade das flores femininas. Para que na primavera ocorra um desenvolvimento qualitativo e quantitativo das flores é necessária a acumulação de horas de frio inverniais compreendidas entre os 2° e 7°C (Ver item 3.2). Qualquer variação positiva na temperatura retardará o início da floração, bem como a disponibilidade de pólen, conseqüentemente reduzindo a frutificação (CASTRO *et al.*, 2019). Por esse motivo é importante compreender não só a floração, mas outros estádios fenológicos como o abrolhamento e amadurecimento dos frutos, pois a aplicação das práticas culturais depende do reconhecimento destas fases.

Para representar os estádios fenológicos das plantas de Actinídea foi realizada uma adaptação da escala Biologische Bundesanstalt, Bundessortenamt und Chemische Industrie - Agência Federal de Biologia, Escritório Federal de Diversidade Vegetal e Indústria Química (BBCH), representada por uma escala primária de 0 a 99 (00, 01...98, 99), a qual indica os estádios de desenvolvimento da planta (Tabela 1). Para *A. deliciosa* e *A. chinensis* os principais estádios de desenvolvimento descritos são: desenvolvimento do gomo (abrolhamento), desenvolvimento das folhas, desenvolvimento dos rebentos, emergência da inflorescência, floração, desenvolvimento do fruto, maturação do frutos e senescência ou repouso vegetativo (Fig. 8) (SALINERO *et al.*, 2009).

Tabela 1. Principais estádios fenológicas de Actinídea (adaptado de BBCH).

00	Dormência: as gemas do ciclo/ano anterior estão completamente fechadas. Um pequeno ostíolo (<2 mm de diâmetro) é visível.
01	Início do inchaço das gemas: as gemas ativas começam a inchar. Escamas cobertas por tricomas brancos apenas visíveis
03	Tumefação do final da gema: escamas, densamente recobertas por tricomas castanhos na superfície abaxial, sobressaem através do caule.
07	Início da brotação: botões de folhas e inflorescências envoltos por escamas cobertas por tricomas castanhos
09	Escamas separadas e pontas das folhas verdes, também cobertas por tricomas castanhos, são visíveis
10	O botão desenvolve-se contendo algumas folhas visíveis.
11	Folhas visíveis desdobradas e começam a se espalhar para longe do broto.
12-18	Duas a oito ou mais folhas desdobradas, mas ainda não em tamanho real.
19	Primeiras folhas completamente desenvolvidas.
31	Ramos atingem cerca de 10% do comprimento final.
35	Ramos atingem cerca de 50% do comprimento final.
39	Ramos atingem cerca de 90% do comprimento.
51	Inflorescências intumescentes: botões fechados, sem pedúnculo, sépalas esverdeadas visíveis cobertas por tricomas.
53	Botões em crescimento: botões ainda fechados, pedúnculos avermelhados alongados.
55	As sépalas começam a separar-se: uma corola branco-esverdeada começa a ser visível, os pedúnculos avermelhados continuam a alongar.
56	As sépalas continuam a separar-se e os pedúnculos alongam-se e engrossam. Corola claramente visível, mais longa que o cálice, muda de cor de branco-esverdeado para branco.
57	Corola em fase de balão: primeiras flores com pétalas brancas formando uma abertura. Uma das pétalas separa-se do resto.

Tabela 1. Principais estádios fenológicas de Actinídea (adaptado de BBCH).(continuação)

59	Várias pétalas separam-se: pistilos ainda não visíveis mais longos que o cálice.
60	Primeiras flores abertas: corola em forma de sino.
61	Início da floração: 10% das flores abertas.
65	Floração plena: pelo menos 50% das flores abertas.
67	Primeiras pétalas desaparecendo ou caindo. Alguns pistilos ainda férteis.
68	A maioria das pétalas secas ou caídas. Todos os pistilos secam e não funcionam mais.
69	Fim da floração, frutificação visível.
71	Fruto com cerca de 10% do tamanho final, já apresentando a forma arredondada-ovóide característica, caroço branco e pericarpo verde do cultivar.
73	Frutos com cerca de 30% do tamanho final.
75	Frutos com cerca de 50% do tamanho final.
79	Frutos com cerca de 90% do tamanho final: frutos aptos para colheita comercial.
81	As sementes atingem o seu tamanho máximo (cerca de 10 semanas após a antese), endurecem e mudam de cor de branco para castanho, progredindo do castanho ao castanho-escuro.
85	Frutos maduros para colheita comercial. A cor da semente torna-se preta. Teor de sólidos superior a 6,2%. Frutos na maturidade fisiológica, ainda não aptos para consumo. A fruta começa a amolecer.
89	Frutas totalmente maduras para consumo: frutas com sabor e firmeza típicos. Sólidos solúveis cerca de 14-16%.
91	Crescimento de rebentos completo; folhagem totalmente verde-escuro.
93	Início da senescência de folhas velhas; folhas caem.
97	Todas as folhas caídas. Período de descanso de inverno.



Figura 8. Alguns exemplos de estádios fenológicos das plantas de Actinídea (Fonte: Salinero *et al.*, 2009).

O aumento da temperatura no final do inverno induz a quebra da dormência e, conseqüentemente, o abrolhamento dos gomos. Os gomos dão origem aos ramos, dos quais surgirão flores e, posteriormente, frutos. Caso as horas de frio necessárias para o desenvolvimento das plantas de Actinídea sejam alcançadas até meados de fevereiro, origina-se um número ótimo de gomos abrolhados e férteis. No entanto, se a temperatura não aumentar no início da primavera, a quantidade de gomos abrolhados será relativamente maior, porém com uma baixa taxa de fertilidade (GUERRIERO & SCALABRELLI, 1990). Desse modo, para avaliar a produtividade do pomar, um dos parâmetros utilizados é a taxa de abrolhamento, que se refere à razão entre o número de gomos abrolhados e o número total de gomos da planta (CUNHA, 2008). Apesar de ser necessário um determinado número de horas de frio (entre 2° e 7°C) para obter um bom índice de abrolhamento, temperaturas muito baixas (<0°C) atrasam a quebra do repouso vegetativo e, por conseguinte, a floração. As horas de frio são bastante importantes nesta fase, mas o vigor, o genótipo e o estado nutricional da planta também são fatores que interferem fortemente no ciclo vegetativo e na produtividade (GUERRIERO, 1992; WALL *et al.*, 2008).

Alterações relacionadas com o excesso ou deficiência de nutrientes são também fundamentais para o ciclo produtivo. Há a possibilidade, em algumas situações, de aplicação de uma adubação pós-colheita para mitigar a carência de reservas no ciclo seguinte. Em condições ótimas, entre maio e junho, a taxa de crescimento dos ramos ocorre de maneira rápida, bem como dos botões florais, ocorrendo a floração. A floração do cultivar 'Hayward' ocorre geralmente dois meses após o abrolhamento. Durante esse período os gomos que não se desenvolvem acabam por abortar, resultando possivelmente em flores malformadas e conseqüentemente em frutos de pior qualidade (TESTOLIN & COSTA, 1990). A taxa de formação dos botões florais é fortemente influenciada pelo período no qual ocorre a rebentação. Quanto mais tardia for a rebentação, menor será a quantidade de botões formados (WILSON & LITTLER, 1992).

Em junho, após o final da floração e início do vingamento do fruto, o crescimento, transversal e longitudinal, dos frutos jovens é muito rápido. A maturação dos frutos ocorre, na maior parte dos casos, entre as 21 e as 24 semanas após o período de plena floração. O crescimento do fruto ocorre geralmente de forma rápida nas semanas iniciais, mas só nas duas semanas que antecedem a colheita ocorre uma mudança na firmeza do fruto, bem como uma redução da concentração de amido e aumento na concentração de açúcares simples, o que se reflete no aumento do grau Brix (WARRINGTON & WESTON, 1990). Em simultâneo com o desenvolvimento do fruto, no final de agosto inicia-se a fase de indução floral (das flores que serão produzidas no ano seguinte), ocorrendo a alteração do gomo foliar num gomo misto por meio de ação hormonal. É também por esta altura do ano, que é efetuado um dos controlos vegetativos, na forma de poda verde, com o cuidado de não danificar a produção do próximo ano. Assim que os frutos tenham as características pretendidas, em termos de grau Brix, dureza e percentagem de matéria seca, efetua-se a colheita comercial.

Quando a temperatura mínima média atinge os 5-6 °C, inicia-se a queda das folhas, entrando a planta num estado de dormência (repouso vegetativo), até que no fim do Inverno o inchamento do gomo determine o início de um novo ciclo (CACIOPPO, 1989). O esquema da figura 9 resume o ciclo anual das plantas de *Actinidia* em Portugal.

MÊS	CRESCIMENTO VEGETATIVO	DESENVOLVIMENTO DA FLOR	DESENVOLVIMENTO DO FRUTO
JAN	Dormência/ Gomo inchado	Acumulação de frio	
FEV			
MAR	Rebentação	Diferenciação floral	
ABR			
MAI	Crescimento dos ramos	Floração	
JUN	Formação dos gomos auxiliares		Vingamento
JUL			Crescimento rápido
AGO		Indução Floral	
SET			Desenvolvimento do fruto
OUT			Maturação
NOV	Dormência	Acumulação de frio	
DEZ			

Figura 9. Ciclo anual de *Actinidia deliciosa* cv. 'Hayward' (Adaptado de Davidson, 1990).

2.6. Informação nutricional

O género *Actinidia* tem um longo histórico de cultivo na China onde o fruto é utilizado na prevenção e tratamento de doenças há bastante tempo (FERGUSON, 1990a). O fruto tem um valor nutritivo elevado e apresenta um sabor levemente ácido, tornando-se adocicado quando maduro. O fruto apresenta uma elevada concentração de sais minerais e de vitamina C (aproximadamente 100 mg por cada 100 g da fruta fresca) (FERGUSON & MCRAE, 1991, SHUCK, 1992; SOUZA, 1996; FÉLIX *et al.*, 2008). Além da vitamina C, a concentração de vitamina A é significativa assim como uma diversidade de vitaminas do complexo B (FÉLIX *et al.*, 2008; HUNTER *et al.*, 2010). Na sua composição estão presentes outros elementos, em menor concentração, como ferro, zinco, cobre, manganês, sódio e selênio, entre outros. O kiwi também é uma fonte importante de potássio, ajudando na regulação da pressão arterial (MOUGHAN *et al.*, 2013). Com alto teor de água e fibras (3g/100g), a ingestão de kiwi é altamente benéfica para a saúde do intestino, sendo recomendado o seu consumo em casos de obstipação. É de referir também a presença de uma protease, a actinidina, que estimula a degradação natural do muco, libertando mucinas e auxiliando na defesa imunológica inata. A tabela 2 resume a concentração dos diversos nutrientes encontrados no kiwi.

Tabela 2. Valor nutricional por 100g de kiwi. Tabela extraída do Instituto Nacional de Saúde Doutor Ricardo Jorge (<https://portfir-insa.min-saude.pt/>).

COMPONENTES	UNIDADE	VALORES POR 100G
Água	G	82,9
Valor Energético	Kcal	60
Proteínas	G	1,1
Lípidos Totais	G	0,5
Fibras	G	1,9
Hidratos de carbono totais	G	10,9
Minerais		
Cálcio	Mg	19
Ferro	Mg	0,4
Magnésio	Mg	14
Fósforo	Mg	28
Potássio	Mg	300
Sódio	Mg	9
Zinco	Mg	0,2
Vitaminas		
Vitamina C	Mg	72
Vitamina B1	Mg	0,02
Vitamina B2	Mg	0,05
Vitamina B3	Mg	0,2
Vitamina B6	Mg	0,063
Vitamina B9	µg	38,2
Vitamina A	µg	7
Vitamina E	Mg	0,4
Vitamina K	µg	41
Lípidos		
Ácidos Gordos (Saturados)	G	0,1
Ácidos Gordos (Insaturados)	G	0,3
Ácidos Gordos (polinsaturados)	G	0,2

Entre os componentes nutricionais do kiwi, destacam-se o potássio (300mg/100g), o fósforo (28mg/100g) e o cálcio (19mg/100g). Entre os micronutrientes podemos observar que a quantidade de ácido ascórbico (vitamina C, 72mg/100g), tocoferol (vitamina K, 41mg/100g) e ácido fólico (vitamina B9, 38,9µg/100g) são bastante expressivos. A Organização Mundial de Saúde (OMS) considera que, para a redução de doenças cardiovasculares e redução da pressão arterial, é necessária a ingestão de 3500 mg

de potássio por dia, o que o coloca o kiwi numa posição de extrema relevância para a inserção numa nutrição diversificada (SANTOS *et al.*, 2005).

É importante destacar que a concentração de componentes antioxidantes e fenólicos depende de diversos fatores, nomeadamente do tempo de maturação, genótipo, condições edafoclimáticas, além das técnicas de cultivo envolvidas e o armazenamento de pós-colheita do fruto (LEE & KADER, 2000). Deste modo a colheita no estágio de maturação aconselhado (Ver Item 9.1) é o melhor momento para se obter a melhor qualidade possível para a fase de armazenamento, pois as variações bioquímicas e fisiológicas que interferem na qualidade final do fruto serão minimizadas (TAVARINI *et al.*, 2008).

– 03 –

Caracterização edafoclimática

As plantas de *Actinidia* desenvolvem-se bem em climas temperados e subtropicais, sem luminosidade intensa e com humidade relativa do ar alta. Neste capítulo abordam-se aspetos relativos ao solo e ao clima que existe em Portugal nas zonas de produção de kiwi.

3.1. Solo

A Actinídea é uma planta que responde bem a diversos tipos de solos quando estes são arejados e quando possuem um bom sistema de drenagem. No entanto, em solos arenosos com baixa disponibilidade hídrica, ou muito argilosos, que dificultam a drenagem, promovem-se diferentes tipos de *stress*, que podem causar, num curto espaço de tempo, a morte da planta por colapso do sistema radicular. Neste contexto, o solo ideal para a cultura da *Actinídea* deverá possuir, além de bom arejamento e drenagem eficiente, boa profundidade e riqueza em matéria orgânica (acima de 3%). A faixa ótima de pH deve estar entre 5,5 e 6,8. Abaixo de 5,5 o solo deve ter a sua acidez corrigida, uma vez que a *Actinídea* apenas tolera solos pouco ácidos, neutros ou levemente alcalinos (ZUCCHERELLI, 1994; GRELLMANN, 2005; FÉLIX *et al.*, 2008). Terrenos calcários ou muito argilosos, considerados solos pesados, não permitem que o ar circule de maneira eficiente entre as raízes, o que pode ocasionar asfixia da planta, inibindo o crescimento dos frutos e causando a posterior a sua morte (ZUCCHERELLI, 1994; FERGUSON, 1990a).

O estudo da topografia e perfil do solo deverá ser realizado para qualquer cultura, especialmente tendo em atenção o grau de impermeabilidade do mesmo, condição que pode causar encharcamento, dificuldade de crescimento do sistema radicular, bem como a proliferação de agentes patogénicos que se desenvolvem bem em ambientes com pouca ou nenhuma oxigenação (FERGUSON, 1990b; FERGUSON, 1990c; FÉLIX *et al.*, 2008)

Os solos ideais para o cultivo da *Actinídea* são de granulometria média, com os teores de areia e argila bem equilibrados, baixa taxa de erosão, boa capacidade de drenagem e retenção de água.

Na região com maior produção de kiwi em Portugal (Entre Douro e Minho) a classificação do solo e a sua divisão compreende predominantemente regossolos (45,6%), antrossolos (23,9%), cambissolos (17,7%) e leptossolos (17,3%) (MONTEIRO *et al.*, 2005). Já a região da Bairrada, que tem assumido grande importância na produção nacional, apresenta uma predominância de solos argilo-calcários, solos de aluvião e solos arenosos (ALMEIDA, 2008).

3.2. Clima

O Instituto Português do Mar e Atmosfera (IPMA) utiliza a classificação de Köppen (RUDOLF, 1954) e divide o clima de Portugal Continental em duas áreas de clima temperado: com inverno chuvoso e verão seco quente (Csa) e a outra de clima temperado com inverno chuvoso e verão seco e pouco quente (Csb) (Fig. 10). As plantas de *Ac-*

tinidia apresentam uma boa adaptabilidade à região com clima Csb (SALINERO *et al.*, 2009; IPMA, 2017).

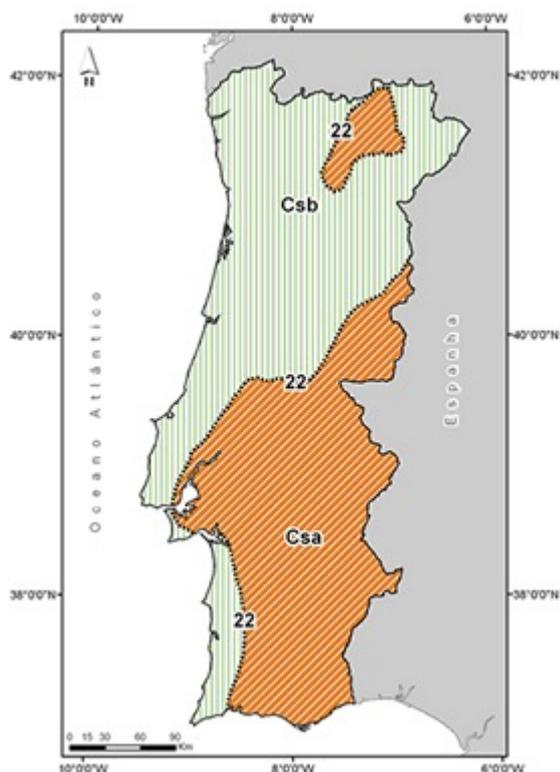


Figura 10. Classificação do clima de Portugal Continental segundo escala de Köppen (Fonte: IPMA, 2020).

De um modo geral, as condições específicas de cada estação (variações de temperatura, vento e luminosidade) assumem uma importância significativa no comportamento fenológico das plantas de *Actinidia* e conseqüentemente impactam a comercialização da fruta. As condições ideais para o crescimento e uma boa produção de kiwi são invernos com baixas temperaturas, primaveras quentes, verões quentes e com muita humidade, e outonos amenos e com elevada amplitude térmica (OLIVEIRA & VELOSO, 2008). Só assim é possível a quebra de dormência necessária para a produção dos frutos.

3.2.1. Temperatura

A Actinídea pode ser cultivada preferencialmente entre o paralelo 35° e o 50°, a Norte e a Sul da linha do Equador. As plantas necessitam de um período de 270 a 300 dias com temperaturas amenas variando entre 14°C a 25°C, período em que ocorre a formação de rebentos jovens até a efetivação da colheita. Nesse longo período há a possibilidade da ocorrência de geadas primaveris tardias e/ou precoces de outono. No entanto, mesmo com a necessidade de muitos meses de temperaturas amenas, os dias de inverno são cruciais para que ocorra a quebra da dormência da planta. Há uma exigência de pelo menos 300 a 400 horas de frio invernal, abaixo de 7°C. Já para o cultivar 'Hayward' (predominante no país) são necessárias 600 a 800 horas de frio (ZUCCHERELLI, 1994; SNELGAR *et al.*, 2005; FERGUSON & SEAL, 2008; WALL *et al.*, 2008).

As temperaturas extremamente baixas são prejudiciais às plantas, embora a sua

resistência até -15°C já tenha sido descrita no norte da Itália. Valores mais baixos provocam sinais de necrose no desenvolvimento vegetativo. Mesmo após *stress* devido ao frio, a incrível capacidade de regeneração da planta já foi demonstrada (ZUCCHERELLI & ZUCCHERELLI, 1987). Contrariamente, temperaturas altas no verão, associadas a luminosidade intensa e baixa humidade relativa, provocam abscisão ou queda das folhas. No entanto, estes fatores deixam de ser limitantes se ocorrer correção e redução do *stress* hídrico (ZUCCHERELLI, 1994; FÉLIX *et al.*, 2008). Este *stress* traduz-se em alterações fisiológicas em *A. deliciosa* e *A. chinensis*, nomeadamente através da quebra de dormência antecipada, situação a evitar pela possibilidade de ocorrência das geadas de primavera. É importante destacar que estas alterações fisiológicas são específicas de cada espécie. *A. chinensis* está mais distribuída no leste da China, em áreas mais quentes, enquanto *A. deliciosa* está mais presente a oeste, em áreas mais frias e húmidas (SNELGAR *et al.*, 2005; FERGUSON & SEAL, 2008).

3.2.2. Humidade relativa

No território nacional a humidade relativa é bastante elevada, principalmente na região Centro e Norte. As melhores áreas para o cultivo de Actinídea apresentam uma média mínima de precipitação anual de 1500 mm, bem distribuídas numa taxa média de 100 mm/mês. No norte do país, onde está localizada a região de Entre Douro e Minho, a média de precipitação pode alcançar os 2200 mm (Atlas Ibérico, 2011). As chuvas concentram-se normalmente no período de dormência da Actinídea, no qual não há transpiração significativa, o que permite a manutenção da humidade no solo e, conseqüentemente, das atividades metabólicas radiculares. No início do verão, com as altas temperaturas e a redução da humidade relativa do ar, os estomas das folhas fecham, reduzindo a taxa de absorção de água do solo. No entanto, a evapotranspiração não é impedida, o que pode causar a desidratação da folha e posterior queda. Com baixa atividade fotossintética, a planta reduz a velocidade de crescimento vegetativo e frutífero. Para evitar o *stress* hídrico é necessário que a taxa de humidade se mantenha entre os 50 e os 60%. Com estes valores, os frutos crescem sem que existam alterações nas características organolépticas. Se, no entanto, o nível de humidade for recuperado após um longo período de escassez hídrica, ocorre a renovação das estruturas vegetativas, mas os frutos continuam com tamanho reduzido, pobres nutricionalmente e com sabor desagradável (CACIOPPO, 1989; FERGUSON, 1990; FÉLIX *et al.*, 2008).

A humidade sentida/disponível para a planta depende da influência de outros fatores como a temperatura, exposição solar e o vento. Este último pode promover a remoção das gotículas de água em suspensão, caso seja mais intenso, afetando desta forma o crescimento e manutenção dos pomares.

3.2.3. Geadas

A geada é um evento frequente no nosso país e, dependendo do período em que ocorre, os danos na produção podem ser muito graves (por exemplo no início do crescimento vegetativo ou produtivo). Normalmente, o período de ocorrência das geadas situa-se na época da primavera, outono ou altura de dormência da planta (consideradas inócuas para a Actinídea). É muito importante conhecer o comportamento de novas variedades plantadas em Portugal, pois algumas podem ter um abrolhamento precoce e sofrer com geadas tardias, prejudicando uma possível exploração comercial do pomar em questão (HENNION *et al.*, 2003; MONTEIRO *et al.*, 2005; FERGUSON & SEAL, 2008).

As plantas jovens são as mais suscetíveis aos efeitos da geada por possuírem troncos e ramos pouco lenhificados, o que pode levar à formação de fissuras e, posteriormente, congelação da seiva em condições de temperaturas abaixo de 0°C. O congelamento da água presente na seiva causa, naturalmente, a expansão do volume e rebentamento dos vasos condutores, causando o colapso dessas plantas mais jovens, levando à sua morte em condições mais severas (FERGUSON, 1990a; CUNHA *et al.*, 2007). É curioso referir que os danos das geadas nas plantas jovens podem ser observados apenas na parte vegetativa, enquanto nas plantas adultas os primeiros sinais ocorrem nas folhas e frutos, uma vez que podem promover necrose nos pedúnculos e levar à posterior abscisão dos frutos. Como o teor de lenhina é muito maior em plantas adultas, os danos nos troncos e varas são mínimos. Além disso, ao longo dos anos, os produtores têm conseguido reduzir os danos económicos causados pela geada com estratégias de proteção física e hídrica. Por outro lado, em plantas jovens, o tronco pode ser revestido com isoladores térmicos para as proteger da rápida descida da temperatura. Existem três procedimentos similares para conseguir este revestimento:

- 1 – empalhamento (Fig. 11), o qual consiste em revestir o tronco com palha, formando uma camada de 5 cm de espessura e até 180 cm de altura, dependendo da severidade da geada;
- 2 – uso de mantas térmicas, com o mesmo efeito, que pode ser mantido durante todo o período até à fase adulta;
- 3 – protetores plásticos amovíveis de formato tubular, os quais permitem a incorporação de material vegetal seco no espaço que compreende o protetor e o tronco. Tanto na primeira como na última opção, há a necessidade de remover a proteção após o período de geadas pois podem fomentar a ocorrência de podridões no tronco.

Estratégias complementares para atenuar os efeitos da geada incluem a não mobilização do solo, a manutenção das ervas cortadas tipo relvado e solos bem drenados e rega por aspersão. Entretanto nesta última é importante observar a temperatura que deverá estar entre 2 e 0°C. A aplicação da água deverá ocorrer acima do dossel vegetativo (mínimo de 3mm/hora) de forma contínua para proteger os tecidos vegetais (mantendo a temperatura interna a 0° C), pois os aspersores promoverão a formação de uma camada protetiva de gelo, o que evitará congelamento das seivas na planta. Todas as estratégias combinadas têm por objetivo manter a descida da temperatura controlada (HEISEY *et al.*, 1994, CUNHA *et al.*, 2007; HANNAN, 2019).



Figura 11. Tipos de cobertura no tronco contra a geada: 1. Empalhamento; 2. Mantas térmicas; 3. Protetores plásticos (Fotografias: Eva Garcia).

3.2.4. Granizo

A queda de granizo é outro evento que pode causar danos severos à plantação. Esta pode ocorrer em qualquer época do ano, sendo mais frequente entre os meses de novembro e abril. No período de primavera, os ramos, rebentos e folhas jovens podem ser parciais ou totalmente destruídos, condicionado a quantidade de frutos produzidos (CUNHA *et al.*, 2007; SALE & LYFORD, 1990).

Após um evento de queda de granizo torna-se necessário a aplicação de produtos à base de cálcio, com ação sistêmica que possuam atividade cicatrizante. O uso de bioestimulantes, produtos à base de cobre e uma poda verde menos intensa, são estratégias utilizadas para estimular a formação de novos lançamentos e reduzir a entrada e estabelecimento de doenças causadas principalmente por fungos e bactérias.

Para minimizar os danos e perdas de produção devido à queda de granizo, intensidade solar e o vento, muitos produtores têm recorrido à instalação de redes.

3.2.5. Vento

Durante o crescimento vegetativo, os rebentos e as folhas jovens são bastante vulneráveis ao vento. A exposição a ventos fortes entre a primavera e o verão pode promover quebra de ramos e folhas, redução da atividade dos polinizadores, dispersão do pólen produzido e destruição das flores. Na fase anterior à colheita, durante o outono, o vento pode causar desgaste nos frutos e abertura de feridas, potenciando as perdas. É também responsável pela redução do teor de humidade disponível e, por conseguinte, por um aumento da taxa de transpiração, o que pode afetar o crescimento da planta (FERGUSON, 1990a; BAUCKMANN, 1997).

São vários os sistemas de proteção das plantas contra os efeitos nefastos dos ventos fortes. A instalação de um sistema de corta-ventos pode ajudar a proteger os rebentos jovens, os sarmentos, bem como as folhas; no entanto a instalação tem um custo elevado, apesar da sua manutenção ser pouco dispendiosa. Normalmente os corta-ventos são formados por redes resistentes e devem ser colocados a uma altura duas vezes superior à da planta, sendo capazes de reduzir a velocidade do vento para metade (SALE & LYFORD, 1990; ALMEIDA, 1996). Como alternativa, é possível a instalação de outras árvores no pomar que funcionem como corta-ventos naturais. No entanto, a implantação das árvores deverá ser realizada dois anos antes para que as mesmas possam crescer e, no momento da implantação dos pomares de Actinídea, o sistema já esteja funcional. Existe, apesar disso, um problema na instalação dos corta-ventos naturais que passa pela competição pelos micronutrientes disponíveis no pomar e a contínua gestão desses espaços para evitar o aparecimento de quaisquer problemas fitossanitários (SALE & LYFORD, 1990). A realização de podas verdes (que asseguram a renovação para o ano seguinte) e mondas (que selecionam os frutos, evitando uma carga elevada) podem ajudar a minimizar os danos na planta.

3.2.6. Luminosidade

A luminosidade possui um papel preponderante na cultura da Actinídea. Como referido anteriormente, a luminosidade na planta está estritamente relacionada com a temperatura e a humidade relativa. Valores elevados ou baixos de luminosidade podem ter efeitos nefastos na produção de kiwi. O excesso de radiação solar, com temperaturas elevadas e baixa humidade relativa, podem aumentar a transpiração da planta provocando *stress* hídrico. Como consequência pode ocorrer escaldão nas

folhas e frutos, perdendo todo o valor comercial. Por outro lado, o ensombramento diminui o crescimento dos frutos, reduzindo a produção de matéria seca com perda de sabor. O ensombramento pode ser causado por excesso de carga vegetativa devendo-se proceder à poda verde, já referida anteriormente.

– 04 –

Operações de instalação do pomar

Para a instalação adequada do pomar é necessário analisar várias características edafoclimáticas do local, avaliando principalmente o nível de drenagem da água, o relevo, assim como o tipo e a sanidade do solo.

4.1. Orientação solar e topografia

Para o estabelecimento adequado de uma plantação de Actinídea são indicados solos com boa profundidade, alto teor de matéria orgânica, de preferência arenoargilosos e de pH pouco ácido (5,5-6,8) (GRELLMANN, 2005). Áreas com solos compactados promovem um desenvolvimento insatisfatório das plantas como consequência do crescimento frágil/restringido das raízes (GRELLMANN, 2005). Esse tipo de terreno acaba por favorecer o aparecimento de podridões fúngicas provocadas pela má drenagem, podendo comprometer as plantas ou limitar a produção comercial (FRONZA & HAMANN, 2014).

Durante a instalação dos pomares devem ser evitados locais com possíveis impedimentos físicos, como a presença de rochas ou lençol freático superficial; impedimentos químicos, como uma camada com alta concentração de alumínio; ou com impedimentos biológicos, como animais predadores, pragas, doenças e parasitas. Quando o terreno não é adequado para a implantação de árvores de fruto são necessárias algumas correções. Por exemplo, quando o relevo for ondulado é necessário o seu nivelamento de forma a auxiliar a mecanização e realização das atividades diárias no pomar (SMITH *et al.*, 1987; FRONZA & HAMANN, 2014).

Também é importante considerar o melhor aproveitamento da luz solar. O declive em solos mais inclinados deve ser inferior a 20%, tendo como escolha a sua exposição voltada para sul, devido à melhor insolação e à menor incidência do vento (SILVEIRA *et al.*, 2012; AJAP, 2017). Nesta orientação as folhas secam rapidamente pela manhã, reduzindo assim a possibilidade de aparecimento de pragas ou doenças (SMITH *et al.*, 1987). Neste sentido, as plantas que recebam mais luz solar serão também as mais produtivas, permitindo um ótimo desenvolvimento e amadurecimento dos frutos, assim como um correto arejamento do pomar (AJAP, 2017). É aconselhável que o compasso de plantação de Actinídea seja de 4,7 a 5 m na entrelinha e 2,5 a 5 m na linha (FRONZA & HAMANN, 2014).

4.2. Caracterização biótica e abiótica do solo

A caracterização biótica e abiótica do solo e posterior correção de parâmetros como o pH, matéria orgânica, entre outros, são fatores importantes a considerar na preparação da área de plantação.

É aconselhável realizar análise físico-químicas ao solo, para obter informação sobre parâmetros críticos que sejam importantes corrigir. Por exemplo, uma alta concentração de alumínio no solo aumenta a sua acidez causando uma deficiência de cálcio.

cio, magnésio e potássio – daí a necessidade de corrigir o pH do solo com a calagem (ECHART & CAVALLI-MOLINA, 2001). Além disso, grandes quantidades deste metal diminuem o crescimento das plantas e limitam o crescimento radicular, levando a um enraizamento superficial, impedindo que a planta absorva água e nutrientes a profundidades maiores (MIGUEL *et al.*, 2010). Neste contexto, é recomendável a recolha de aproximadamente 15 a 20 subamostras de solo, sendo que devem ser colhidas na camada de 0 a 20 cm, 20 a 40 cm e 40 a 60 cm de profundidade, a fim de avaliar principalmente as limitações químicas do solo, nomeadamente a concentração exagerada de metais, como o alumínio (FRONZA & HAMANN, 2014). É ainda aconselhável analisar o solo para a presença de fungos e nematodes fitopatogénicos de modo a implementar medidas sanitárias adequadas antes da plantação.

4.3. Preparação do terreno

A preparação do terreno convém ser feita com uma antecedência de um a três meses, eliminando restos de plantações anteriores numa profundidade de até 60 cm para evitar problemas fitossanitários. Os solos com alta quantidade de argila precisam de passar por uma subsolagem, seguida de gradagem. A passagem do subsolador deve ser realizada de forma cruzada, em dois sentidos, o que favorece o deslocamento em maior profundidade do cálcio e do fósforo, já que ambos se deslocam somente 1 cm por ano. Pode ser utilizada a técnica de adição de gesso agrícola para auxiliar o crescimento e profundidade das raízes, já que ele fornece cálcio e enxofre, que migram naturalmente para camadas inferiores no terreno (FRONZA & HAMANN, 2014).

Terrenos com um declive superior a 5% é conveniente implementar medidas de controlo da erosão, como a construção de terraços e linhas de plantação em curva de nível (PACHECO, 2005). Para uma correta drenagem devem ser utilizados tubos de polietileno de alta densidade (PEAD) corrugados e perfurados sob a linha de plantação, a uma profundidade entre 60 cm a 1 m (AJAP, 2017). A demarcação mais adequada para a plantação da Actinídea pode ser realizada com estacas, demarcando as linhas de plantação, respeitando a distância entre as plantas pela colocação de uma estaca no lugar de cada planta (PACHECO, 2005).

4.4. Análises Pré-Instalação

4.4.1. Análise físico-química e microbiológica da água de rega

A análise da água de rega é importante para monitorizar a sua qualidade, e permite eventuais correções para a sua melhoria. Deve ser realizada de quatro em quatro anos, salvo nos casos em que os resultados analíticos da primeira amostragem apresentem valores que excedem os limites máximos recomendados e fixados no Decreto-Lei 236/98 e posteriormente mantido no Decreto-Lei 83/2010. Neste caso, a monitorização daqueles parâmetros deve ser feita anualmente, durante o período de rega (AJAP, 2017). A análise físico-química da água de rega deverá contemplar, pelo menos, as seguintes determinações: bicarbonatos, magnésio, boro, nitratos, cálcio, pH, cloreto, sódio, condutividade elétrica e razão de absorção de sódio (PACHECO, 2005). Recomenda-se a determinação do ferro, do manganês, dos sulfatos e dos sólidos em suspensão, visan-

do a correção da água de rega para evitar eventuais entupimentos do equipamento, bem como a determinação de potássio e dos fosfatos (BRASIL, 2005; SILVEIRA, 2017).

É aconselhável a realização de uma análise microbiológica na fase de pré-instalação, bem como no período citado anteriormente. Nessas análises o valor de coliformes totais não pode ultrapassar os 10 CFU/100mL e não devem ser detetadas salmonelas. Em caso de contacto dos frutos com a água de rega, o produtor deve procurar verificar se a água é um fator que poderá interferir na produção (Decreto-lei 236/98). No caso de água de rega proveniente de poços ou furos, deve ser recolhida uma amostra de 1,5 litros cerca de meia hora após o início da bombagem da água (na tubagem da rega situada antes dos doseadores de adubos) (OLIVEIRA; SILVA, 2008). A amostra de água deve ser guardada num recipiente de vidro ou plástico, bem limpo, lavado ou enxaguado pelo menos três vezes com a água que se deseja analisar (SILVA *et al.*, 2004; LQARS, 2006). O recipiente deve ficar bem cheio, sem bolhas de ar, devendo ser rolhado e identificado. Sempre que o envio para o laboratório não seja imediato, a amostra deve ser guardada no frigorífico a uma temperatura que não exceda os 5 °C (LQARS, 2006).

4.4.2. Correção do pH do solo

A correção do pH no terreno é de extrema importância para a produção comercial kiwi, já que esta variável está relacionada com a disponibilidade e a mobilidade de nutrientes para as plantas (PACHECO, 2005). Como o sistema radicular é responsável por cerca de 80% da absorção dos nutrientes, a correção do solo torna-se indispensável, de forma que as camadas mais profundas tenham a disponibilidade adequada de nutrientes (PACHECO, 2005). A quantidade a aplicar do produto de correção é determinada consoante os resultados das análises aos parâmetros físico-químicos do solo, sendo importante a realização de calagem com três meses de antecedência da implementação do pomar, pois a alcalinização do terreno só atinge o valor apropriado 3 a 12 meses após a aplicação, favorecendo o solo com uma boa disponibilidade de nutrientes para as plantas (FRONZA e HAMANN, 2014). Caso as necessidades de calcário sejam superiores a 5 t/ha, essa aplicação deverá ser realizada por duas vezes.

O mais indicado para a plantação de Actinídea é a incorporação do corretivo até à camada de 60 cm, porém há limitação dos equipamentos que possibilitem a homogeneização adequada a essa profundidade (PACHECO, 2005). Uma opção é a utilização de gesso agrícola e do subsolador (FRONZA e HAMANN, 2014).

4.4.3. Análise de macro e micronutrientes do solo

Para que as plantas cresçam e se desenvolvam é necessária a presença de certos nutrientes no solo. As condições mais favoráveis ao crescimento e desenvolvimento das plantas resultam de ajustes e correções de características físicas, químicas e/ou biológicas, que melhorem a fertilidade do solo (SALE & LYFORD, 1990; CURADO & NEVES, 2008). Através do estado de fertilidade do solo, são aplicados fertilizantes e/ou correções, que devem ser estabelecidas com base nos resultados analíticos das amostras de solo colhidas (PACHECO *et al.*, 2008). As análises ao solo devem ser realizadas de quatro em quatro anos. A Tabela 3 avalia as classes de fertilidade do solo, de acordo com os níveis de alguns elementos.

Tabela 3. Classes de fertilidade do solo relativas aos teores de fósforo, potássio, magnésio e boro; (1) Método de Egner-Riehm, pH compreendido entre 3,65 e 3,75; (2) Método do acetato de amónio a pH=7; (3) Boro extraível em água fervente. MB-muito baixa; B-baixa; M-média; A-alta; MA-muito alta (Fonte: LQARS).

CLASSES DE FERTILIDADE	FÓSFORO1 P2O5 (PPM)	POTÁSSIO1 K2O (PPM)	MAGNÉSIO2 MG (PPM)	BORO3 B (PPM)
MB	< 25	< 25	< 30	< 0,20
B	25 – 50	25 – 50	30 – 60	0,20 – 0,60
M	51 – 100	51 – 100	61 – 90	0,61 – 1,20
A	101 – 200	101 – 200	91 – 125	> 1,20
MA	> 200	> 200	> 125	--

A adubação aquando da instalação do pomar não deve incluir azoto mineral, principalmente se for realizada com mobilização profunda, pois será perdido antes de ser utilizado pelas plantas, contaminando os lençóis freáticos com nitratos (SALE & LYFORD, 1990; CURADO & NEVES, 2008). No entanto, em solos com baixos níveis de matéria orgânica pode ser vantajoso a sua aplicação em pequenas doses, após a plantação (PACHECO *et al.*, 2008.)

As quantidades de fósforo, potássio e magnésio a serem aplicadas dependem do seu conteúdo no solo. A Tabela 4 detalha as quantidades de fósforo, potássio e magnésio recomendadas para a instalação do pomar.

Tabela 4. Quantidades de fósforo, potássio e magnésio recomendadas à instalação do pomar consoante a classe de fertilidade do solo (kg/ha). MB - muito baixa; B - baixa; M - média; A - alta; MA - muito alta (Fonte: LQARS, 2006).

CLASSE DE FERTILIDADE	FÓSFORO (P2O5)	POTÁSSIO (K2O)	MAGNÉSIO (MG)
MB	400	500	60
B	350	400	45
M	200	300	30
A	100	150	15
MA	0	0	0

4.5. Mobilização do solo

A mobilização do solo altera a sua compactação, melhorando o arejamento e a estrutura da camada mais superficial, permitindo assim um desenvolvimento adequado das plantas. Esta prática permite diminuir a quantidade de camadas do solo que são impermeáveis, devido à alta quantidade de argila que prejudica a absorção de água e dificulta o arejamento, diminuindo assim a incorporação dos fertilizantes (FRONZA & HAMANN, 2014; ROXO *et al.*, 2016). Neste ponto, vale a pena destacar que a mobilização do solo deve ser evitada após a ocorrência de chuvas. Acrescenta-se ainda que, de um modo geral, deve-se optar pela mobilização nula, ou mínima para reduzir a erosão do solo (RODRIGUES, 2008), e também para minimizar a perturbação das zonas de nidificação de insetos polinizadores.

Terrenos que apresentem má drenagem necessitam da construção de valas de drenagem para impedir a acumulação de água. Já em locais de baixa profundidade ou solos mais pesados, a utilização de camalhões permite criar uma faixa desnivelada para que uma parte da planta fique acima do nível do solo, diminuindo a humidade nas raízes (AJAP, 2017). Após a correta mobilização pode ser instalado o sistema de rega e de condução/suporte.

4.6. Cobertura do solo

A utilização de cobertura do solo é uma prática que contribui para a conservação do solo e da água, sendo uma forma de preservação do solo, sem mobilização. Esta prática favorece um sistema mais ecológico, racional, económico e regenerador. Para esta cobertura, podem ser seleccionadas várias espécies de leguminosas e gramíneas, espontâneas ou semeadas, com a característica comum de serem espécies vegetais que criam boas condições para o aumento da biodiversidade do solo na camada mais superficial, aumentando o nível de matéria orgânica no solo (FRONZA & HAMANN, 2014; AJAP, 2017), podendo igualmente constituir como fonte de alimento para insetos polinizadores. A utilização da cobertura permite ainda minimizar o uso de herbicidas, diminuir a erosão do solo e conduzir a uma redução do uso de fertilizantes e do consumo de água (Pacheco, 2005), com uma consequente menor variação na humidade e temperatura na camada superior do solo.

4.7. Rega

A rega é um fator bastante importante no cultivo de Actinídea, pois a necessidade hídrica da planta varia com seu ciclo biológico. Existem quatro fases durante o ciclo produtivo com necessidades hídricas distintas (FACHINELLO *et al.*, 2005):

1. A primeira fase ocorre durante a dormência, quando as plantas sem folhas não transpiram, não sendo necessária a irrigação do pomar;
2. A segunda fase está compreendida entre a rebentação e o final da floração. Nesta fase os requisitos hídricos são maiores, sendo necessário aumentar a quantidade de água para assegurar uma boa produtividade e frutos de maior qualidade;

3. A terceira fase engloba o progresso vegetativo e frutífero até à senescência foliar. Nesta fase as plantas necessitam de mais água, porém essa necessidade pode variar de acordo com o clima local;

4. A última fase engloba a senescência e a abscisão foliar, em que há novamente uma diminuição da necessidade de água por parte das plantas até à entrada em dormência.

A escolha do melhor método de irrigação deve ter em consideração fatores como a quantidade de sais no solo, pureza da água, tecnologia para rega e eficiência na retenção da água no solo, de modo a avaliar a regularidade e a eficiência do sistema (COELHO, 2007; AJAP, 2017).

Na tabela 5 estão apresentados os valores médios da capacidade de retenção hídrica e limiares de rega para Actinídea, dependendo das classes de textura dos solos.

Tabela 5. Valores médios da capacidade de retenção hídrica e limiares de rega para Actinídea, tendo como referência as principais classes de textura dos solos. (1) RU - reserva utilizável; (2) RFU - reserva facilmente utilizável (Fonte: Adaptado de OLIVEIRA & SILVA, 2008).

TEXTURA DO SOLO	POROSIDADE (P) (%)	DENSIDADE (p)	⁽¹⁾ RU	⁽²⁾ RFU	LIMITE DE REGA (%[V/V])
Arenoso	38	1.65	83	29	12
Franco-arenoso	43	1.50	120	42	17
Franco	47	1.4	168	59	25
Franco-argiloso	49	1.33	200	70	29
Argilo-arenoso	51	1.30	208	74	33

4.7.1. Tipos, periodicidade e duração

Existem diversos tipos de rega adequados à cultura da Actinídea. A escolha do método de irrigação é definida principalmente pela estrutura do pomar.

1. Irrigação gota-a-gota: neste tipo de irrigação a distribuição de água faz-se perto da planta e é geralmente indicada para plantações em linha. Pode ser instalada dentro ou à superfície do solo. A irrigação é mais eficiente com esse processo, contudo pode ocorrer o entupimento dos gotejadores pelas raízes quando este é colocado a uma certa profundidade, sendo aconselhado o uso anual de herbicidas ou peróxido de hidrogénio (água oxigenada), a qual representa uma opção de baixo impacto no ambiente e na saúde humana. Há necessidade do uso de filtros de água, além da limpeza e manutenção dos gotejadores com frequência. Pode ser utilizada uma manga plástica ou tela na linha para reduzir o aparecimento de infestantes reduzindo a competição pela água.

2. Irrigação por aspersão: Este tipo de irrigação simula a chuva, o que exige maior pressão, sendo mais sensível ao vento. Tem necessidade de tubos de elevação para colocar os aspersores, tanto no modelo de aspersão convencional, como no auto-propelido, os modelos mais utilizados na fruticultura. Este sistema de rega permite aumentar a humidade relativa em alturas de maior temperatura e menor humidade, evitando assim o stress por transpiração.

3. Irrigação por microaspersão: esta irrigação permite espalhar mais água e cobrir maiores áreas de solo. É indicada para a plantação frutícola pois, à medida que crescem as plantas, é possível aumentar a cobertura do solo molhado. Este sistema de rega possui as mesmas vantagens do sistema de rega apresentado anteriormente.

A fertirrega é realizada por adição de nutrientes à água de rega podendo ser associada aos sistemas de irrigação por gota-a-gota e microaspersão.

O modelo de irrigação mais usado em pomares de actinídea é a rega por microaspersão. No verão, com o objetivo de manter a humidade relativamente alta da copa ao solo, as regas devem ser realizadas com maior periodicidade e menor volume de água. Contudo é importante destacar que o tipo indicado de irrigação deve ter em consideração as características do clima local (FRONZA & HAMANN, 2014)

4.8. Drenagem

Nos pomares de Actinídea é necessário, em alguns casos, a instalação de uma rede de drenagem de forma a evitar a acumulação de água. Geralmente pode ser instalada após a mobilização do solo ou em solos não drenados. A drenagem é necessária uma vez que a acumulação de água pode provocar asfixia radicular e o apodrecimento das raízes, prejudicando o desenvolvimento da planta. É importante evitar áreas baixas, assim como áreas em que não seja possível fazer a drenagem (SALE & LYFORD, 1990).

4.9. Condução do pomar

Os sistemas de condução oferecem às plantas um suporte para o seu próprio peso e o dos seus ramos e folhas. Os sistemas globalmente mais utilizados são do tipo pérgola e cruzeta. Outro sistema utilizado é o *Genova Double Curtain* (GDC) (RODRIGUES, 2008), mas apresenta uma baixa taxa de utilização.

4.9.1. Pérgola

Este tipo de condução do pomar é composto por postes verticais, com uma altura de 1,8 m a 2,0 m acima do solo, distanciados 6 m na linha, e normalmente 5 m na entrelinha (Fig. 12). As barras horizontais são seguras e esticadas por arriostas de betão, com espaçamento de 30 a 90 cm entre elas, formando um sistema de arames em paralelo, na forma de estrado, que permite suportar as plantas e formar uma ramada (SILVEIRA, 2012; AJAP, 2017). As plantas femininas e masculinas devem ser plantadas a meia distância dos postes (ALMEIDA, 1996).

As principais vantagens deste sistema de condução incluem o aumento da produ-

tividade, maior proteção dos frutos face aos fatores climáticos desfavoráveis, manutenção do pomar e melhor controlo de infestantes (CURADO e NEVES, 2008; SILVEIRA, 2012). Contudo, este sistema tem um custo de instalação elevado, menor arejamento nas entrelinhas, exige maiores custos de mão de obra para a manutenção da cultura, principalmente durante a poda (SOUSA, 1983; HENNION, 2003; RODRIGUES, 2008).



Figura 12. Pomar com sistema de condução do tipo pérgola (Fotografia: Vinicius Casais e Eva Garcia).

4.9.2. Cruzeta

Neste tipo de condução são colocados postes a 4,5 m ou 6,0 m de distância entre si, com 1,8 m de altura acima do solo e profundidade de 0,6 a 0,7 m (HENNION, 2003). A distância entre as linhas, geralmente é de 5 m. É igualmente composto por uma barra, tubo ou poste de cimento colocado perpendicularmente, com 1,5 a 2,0 m de comprimento (Fig. 13), na qual se inserem os arames que apoiam os ramos da planta (SILVEIRA, 2012). As plantas femininas devem ser colocadas a meia distância entre as cruzetas, enquanto as plantas masculinas devem ser colocadas junto a estas, distribuindo-se de forma perpendicular às linhas da cultura. Durante a plantação, o produtor deve inserir o macho numa posição que favoreça maior proximidade às fêmeas para que o pólen seja distribuído uniformemente, podendo estar junto aos postes ou entre estes. As plantas masculinas devem ser conduzidas da mesma forma que as femininas (AJAP, 2017).

As principais vantagens associadas a este sistema de condução são o menor custo de instalação, otimização da polinização, diminuição da necessidade de mão de obra, melhoramento das condições de entrada de luz e arejamento no pomar (RODRIGUES, 2008).



Figura 13. Pomar com sistema de condução em cruzeta (Fotografia: Vinicius Casais).

4.9.3. GDC (*Génova Double Curtain*)

Este sistema permite a plantação em compassos menores que os sistemas anteriores, sendo que os mais utilizados são de 1x5 m ou de 2x5 m. Consiste em duas colunas

verticais paralelas, dispondo as plantas em forma de V, deixando o interior da linha sem vegetação. Um arame lateral suporta as plantas, ao invés do central utilizado nos outros modelos de condução. Já o tipo de condução em formato de Y é uma variante deste método, que divide em dois braços a meio o tronco percorrendo o arame lateral, formando um cordão. As plantas femininas devem crescer até uma altura de 1,8 m, e as masculinas devem crescer até 1,1 m e percorrer com o braço uma distância de 10 m, permitindo uma proporção de uma planta masculina para 5 a 10 femininas (AJAP, 2017).

As principais vantagens deste sistema são a antecipação da produção máxima logo no segundo ano, os ramos apresentam uma posição que melhora a exposição à luz solar dos frutos, e a qualidade dos frutos (RODRIGUES, 2008). No entanto, o aumento da exposição solar e o surgimento de ramos improdutivos aumenta as operações de manutenção da cultura, em especial as operações de poda (HENNION, 2003; SOUSA, 1983).

4.10. Plantação

Antes da plantação propriamente dita, alguns fatores a ter em consideração incluem a escolha dos cultivares adequados às condições edafoclimáticas do local e os cuidados a ter durante o processo.

4.10.1. Escolha de cultivares

Com relação aos cultivares de *A. deliciosa*, a variedade pistilada/feminina ‘Hayward’ é a mais cultivada atualmente no mundo, com uma elevada produtividade, características organolépticas favoráveis, boa conservação e frutos de grande calibre. Já as variedades do sexo masculino (estaminadas) de maior utilização nos pomares e que melhor garantem uma cobertura de toda a floração dos cultivares femininos são: ‘Tomuri’, ‘Matua’, ‘Autari’ e ‘Chieftain’.

Para escolha das variedades devem avaliar-se aspetos relacionados com a sua adaptação às condições edafoclimáticas da região produtora e os aspetos intrínsecos à comercialização da produção. As diferentes épocas de produção de cada variedade, assim como a maior perecibilidade dos frutos podem condicionar os mercados aos quais o produtor pode distribuir os seus produtos. Outro aspeto importante que pode ser considerado como uma problemática são as patentes de venda de algumas variedades de Actinídea, nomeadamente os kiwis ‘Sungold’, ‘Jintao’, ‘Sorelli’, ‘Dori’, ‘Top Gold’ e ‘RubyRed’, pois estão na posse de empresas que detêm o controlo de toda a cadeia de valor (ANTUNES *et al.*, 2008).

As cultivares de *A. chinensis* de kiwi amarelo cultivadas em solo português são ‘Sorelli’, ‘Jintao’, ‘Dori’ e ‘Top Gold’. As de kiwi vermelho recentemente introduzidas na região de Entre Douro e Minho e na Bairrada são ‘Dongyong’ e ‘Hongyang’. Essas duas últimas são bicolores, i.e., apresentam polpa amarela e vermelha (ANTUNES *et al.*, 2018).

4.10.2. Proporção entre machos e fêmeas

Na instalação do pomar é necessário ter em conta as proporções entre machos e fêmeas (ALMEIDA, 1996), sendo a proporção ideal, uma planta do sexo masculino para cada quatro, cinco ou seis plantas do sexo feminino (SILVEIRA, 2012). Esta distribuição permite ao pólen das plantas masculinas alcançar a maioria das plantas femininas do pomar. Caso seja necessário aumentar a disponibilidade de pólen, pode recorrer-se à aplicação de pólen (AJAP, 2017; SAÉZ *et al.*, 2019).

4.11. Promoção do estado fitossanitário (pré, durante e pós-plantação)

Com o objetivo de minimizar o impacto da ocorrência de doenças, ataque de pragas ou até mesmo competição com infestantes devem ser implementadas medidas preventivas que impeçam a criação de condições favoráveis ao seu desenvolvimento (FÉLIX *et al.*, 2006). A primeira medida fitossanitária a ter em consideração antes da implementação do pomar é a escolha adequada do terreno, evitando locais com drenagens insuficientes e solos muito compactos que potenciam o desenvolvimento de podridões radiculares (FÉLIX *et al.*, 2008). Posteriormente, análises microbiológicas e de nemátodes devem ser realizadas e, caso haja contaminação, o solo deverá ficar em repouso de forma a diminuir a ocorrência de organismos fitopatogénicos. Outra medida de extrema importância, é assegurar que as plantas utilizadas na instalação no pomar são certificadas e isentas de pragas e/ou doenças.

A maioria das intervenções realizadas no pomar têm impacto na saúde das plantas pelo que a sua realização deve ser ponderada. Nomeadamente, um esquema de irrigação e adubação do solo equilibrado e a realização de podas. Neste contexto devem ser evitados cortes profundos nas plantas, sendo aconselhável a desinfeção das feridas, a poda das plantas com sintomatologia e, após esse momento, a eliminação da sua madeira (SOUSA, 1983; FÉLIX *et al.*, 2006). É ainda importante eliminar toda a matéria derivada de colheitas anteriores, remover e destruir qualquer material de plantas infetadas, higienizar corretamente os utensílios utilizados na poda usando hipoclorito de sódio (lixívia) a 5% ou álcool a 70% e arrancar e destruir as plantas mortas (SOUSA, 1983; FÉLIX *et al.*, 2008).

Além destas medidas indiretas para o controlo fitossanitário do pomar é importante a identificação de possíveis pragas e assim fomentar medidas de proteção e manutenção. Neste contexto, devem-se adotar medidas para aumentar as populações de auxiliares que, por sua vez, ajudam na diminuição da propagação de pragas agrícolas (FÉLIX *et al.*, 2006).

4.12. Promoção dos serviços de polinização nos pomares de kiwi (durante e pós-plantação)

No momento de instalação do pomar podem também ser desenvolvidas ações para promover uma polinização eficiente. Entre estas atividades destaca-se a manutenção da vegetação em redor e interior do pomar e a seleção e orientação das variedades polinizadoras. A manutenção da vegetação, mantendo vegetação nativa no entrono e no interior do pomar garante a presença de alimento para os polinizadores fora da floração do kiwi, permitindo a sobrevivência dos insetos polinizadores ao longo de todo o ano. Adicionalmente, devem ser selecionadas variedades de plantas masculinas adequadas, i.e., com uma floração sincronizada com as variedades femininas, de modo a permitir que haja pólen suficiente para uma polinização eficiente das flores femininas.

Além da escolha das variedades é muito importante respeitar a orientação adequada entre plantas masculinas e femininas. A janela da floração é curta, normalmente em meados de maio, com duração de aproximadamente uma a duas semanas. A falta de

sincronia entre machos e fêmeas pode ser resolvida pela plantação de cultivares de cultivares masculinas que consigam acompanhar a abertura das flores femininas, entre as quais se destacam ‘Matua’, ‘Tomuri’ e ‘Chieftain’. Numa boa floração será observada uma grande receptividade por parte das flores funcionalmente femininas predominantemente pela manhã e uma grande produção de pólen pelas flores funcionalmente masculinas (Fig. 14). As alterações climáticas podem interferir fortemente no período da floração, facto que constitui uma barreira para uma polinização com qualidade (MIÑARRO & TWIZELL 2015; CASTRO *et al.*, 2021a; ABBATE *et al.*, 2023).



Figura 14. Flores femininas (acima) e masculinas (abaixo) de actinídea cuja morfologia sugere dois síndromas de polinização: pendulas, de grandes dimensões e atrativas e com grande quantidade de pólen (Fotografias: Sílvia Castro).

É sabido que para o kiwi atingir um bom calibre são necessárias entre 700 e 1400 sementes (COSTA *et al.*, 1992; TACCONI *et al.*, 2016; CASTRO *et al.*, 2021b). Para que o objetivo da frutificação seja alcançado, a transferência do pólen até a planta feminina deverá ocorrer com eficiência, que pode ser traduzido pela formação de inúmeros túbulos polínicos no estigma da flor e a chegada destes até o ovário (Fig. 15). Como o peso e a qualidade dos frutos está atrelada à quantidade de pólen que chega às flores, uma má polinização, pode afetar a comercialização e consequentemente interferir na margem do lucro do produtor.

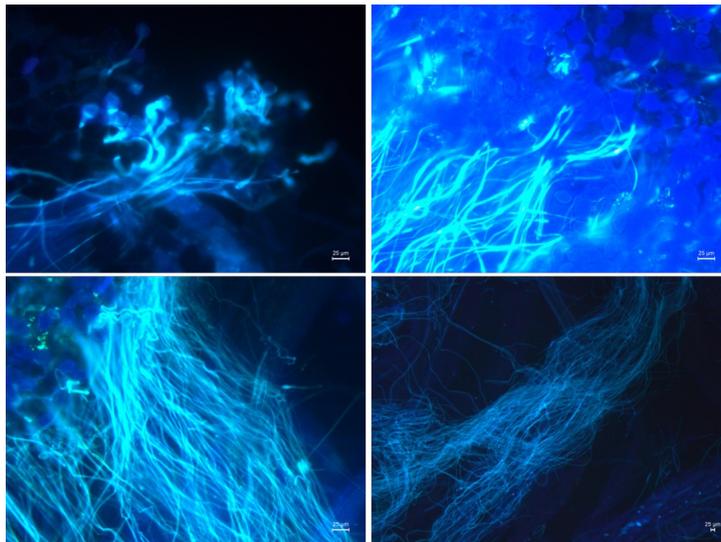


Figura 15. Grãos de pólen germinados nos estigmas das flores femininas de actinídea e desenvolvimento dos tubos polínicos (azul fluorescente) (Fotografias: Catarina Siopa, Vinicius Casais).

É possível medir a diferença do calibre dos frutos pelo tipo de polinização – artificial, natural e somente pelo vento (Fig. 16). Na polinização manual a obtenção do pólen pode ser obtida em flores jovens antes da antese (Fig. 17). Embora seja um método mais caro, ele apresenta resultados mais satisfatórios. O produtor pode também otimizar essa técnica com um aparelho para realizar a pulverização de pólen por via seca ou húmida (Fig. 18). Entretanto é importante frisar que todas as formas de polinização podem apresentar variação de resultados entre pomares, inclusive a artificial (POMEROY E FISHER, 2002; RAZETO *et al.*, 2005; CASTRO *et al.*, 2021b; ABBATE *et al.*, 2023). Utilizar várias técnicas é a melhor opção para obter frutos de calibres satisfatórios comercializáveis.



Figura 16. Frutos obtidos por polinização manual (laranja), polinização natural (branco) e polinização pelo vento (azul) em pomares (Fotografia: Sílvia Castro).



Figura 17. Corola em forma de sino. Há grande quantidade de pólen que ainda não foi libertado da flor (Fotografia: Sílvia Castro).



Figura 18. Aplicação de pólen por via seca (Fotografia: Sílvia Castro).

A expansão das áreas agrícolas tem contribuído para a fragmentação de habitats, acelerado sua homogeneização e recorrido ao uso de pesticidas. Esses factos são algumas das causas responsáveis pelo declínio dos polinizadores. Para fazer face a este declínio que ocorre não só na Europa, mas globalmente, o kiwicultor deve utilizar estratégias para aumentar a população polinizadora (AIZEN *et al.*, 2008; GOULSON *et al.*, 2015; HALLMANN *et al.*, 2017; POWNEY *et al.*, 2019). Para mitigar esses problemas o produtor pode diversificar a paisagem em redor do pomar, promovendo desta forma, o aumento da abundância e da diversidade dos polinizadores, principalmente os selvagens (Fig. 19). Ambientes mais heterogéneos são ideais para a manutenção da diversidade. Nesses ambientes muitos polinizadores poderão ter acesso a fontes de alimentos diversificados ao longo do ano bem como de locais para promover a nidificação (POMEROY E FISHER, 2002; MITTERMEIER *et al.*, 2011; LOWENSTEIN *et al.*, 2014; GARIBALDI *et al.*, 2014; BALDOCK *et al.*, 2019; SÁEZ *et al.*, 2019; GASPAR *et al.*, 2022).



Figura 19. Insetos polinizadores observados em actinídea (ordem da direita para esquerda): *Apis mellifera* (abelha-do-mel), *Bombus terrestris* (abelhão), *Bombus pascuorum*, *Halictus* sp., *Andrena* sp., *Lasioglossum* sp., *Hylaeus* sp., *Eristalis* sp., *Sphaerophoria* sp., *Syrphus* sp., *Eupeodes* sp., *Episyrphus balteatus*, *Melanostoma* sp., *Chloromyia* sp., *Stomorhina lunata*, *Anthomyiidae*, *Nitidulidae*, *Chrysanthia* sp. (Fotografias: Sílvia Castro, Hugo Gaspar, Catarina Siopa, Helena Castro, Vinicius Casais).

Apesar da introdução de colmeias no pomar também ser considerada uma estratégia *amiga do ambiente*, é importante que o produtor não fique restrito a esta única técnica. A preservação dos espaços naturais e o plantio de espécies que não compitam com a actinídea pode reduzir os custos de polinização do pomar por permitir a formação de vários habitats próximos para os polinizadores selvagens garantindo uma melhor polinização e a obtenção de frutos com valor comercial em grande quantidade (Fig. 20) (WEISSER & SIEMANN, 2004; BOMMARCO *et al.*, 2013; GASPAR *et al.*, 2022).



Figura 20. Frutos obtidos por polinização natural (branco) e polinização manual (laranja) em pomares sem déficit de polinização onde os serviços de polinização são suficientes para atingir calibres comerciais (Fotografias: Sílvia Castro).

Além da manutenção das áreas verdes em redor e a manutenção da vegetação herbácea, a redução do uso de fitofármacos é outra ação que deve ser implementada. Em pomares de kiwi é necessário ter atenção ao uso de herbicidas, pois impacta diretamente na redução de recursos florais para os polinizadores, o que pode reduzir abundância e a riqueza dos mesmos. Em pomares que utilizam telas protetoras contra o vento (Fig. 21), já foi observado que há a dificuldade a entrada de outros polinizadores no pomar e por esse motivo, muitos produtores com pomares cercados, optam pelo uso de colmeias para minimizar os impactos negativos da redução de polinizadores (FÉLIX *et al.*, 2008; GASPAR *et al.*, 2022).



Figura 21. Cobertura de rede em Pomar de kiwi (Fotografias de Eva Garcia e Vinicius Casais).

4.12. Propagação de plantas (métodos de propagação)

4.12.1. Propagação vegetativa

A propagação de plantas do tipo vegetativo, conhecida também como clonal, é baseada na multiplicação de um mesmo indivíduo por meio de porções vegetativas. Isso é possível pela capacidade de regeneração das plantas (RAFOLS, 2000). Como são derivadas de um mesmo exemplar, os clones têm a constituição genética da planta original, com as mesmas necessidades climáticas, nutricionais e de manuseamento. Esta prática é vantajosa pois agrega o valor agronômico à planta-mãe, reduz a fase juvenil (período improdutivo) e permite a obtenção de pomares mais uniformes (OLIVEIRA & VELOSO, 2008).

4.12.1.1. Enxertia

A propagação do tipo enxertia é, normalmente, bastante utilizada na plantação de Actínídea. Os tipos mais usados são os de fenda cheia (neste caso o porta-enxerto e o garfo possuem o mesmo raio), fenda simples (o porta-enxerto possui um raio maior que garfo, sendo inserido numa das extremidades do círculo) e a coroa (no qual os garfos são aplicados em círculo por todo o diâmetro de um tronco cortado proveniente de um indivíduo adulto) (OLIVEIRA & VELOSO, 2008).

4.12.1.2. Estacaria

A propagação vegetativa por estacaria utiliza um segmento da planta, que, ao ser colocado em meio propício e num ambiente com temperatura e humidade relativa controladas, é capaz de gerar raízes e assim formar uma nova planta. Na fruticultura é um dos métodos de propagação mais utilizados, usando estacas de ramos inteiros, enquanto a propagação por raízes é usada em apenas alguns casos. Em casos de novas variedades obtidas por melhoramento genético ou produção de porta-enxertos clonais este é o tipo mais indicado de propagação. Este método tem como vantagem a obtenção de um número elevado de indivíduos provenientes de uma mesma planta-mãe, e um baixo custo e implementação (OLIVEIRA & VELOSO, 2008).

A estacaria utiliza principalmente estacas lenhosas ou estacas semi-lenhosas (LAWES, 1990). As primeiras são retiradas da planta-mãe durante o repouso vegetativo, devendo apresentar três entrenós por estaca, sendo plantadas em diferentes vasos; em seguida devem ser mudadas para um ambiente controlado, podendo ser transferidas para o terreno após 50-60 dias (RAFOLS, 2000). Por outro lado, as estacas semi-lenhosas são obtidas da parte terminal dos lançamentos, devendo estar no início do processo de lenhificação e ter um comprimento de até três entrenós. O desenvolvimento radicular acontece no substrato, e, em seguida, podem ser passadas para vasos para, no fim, serem plantadas no terreno após o período de frio intenso (LAWES, 1990; RAFOLS, 2000).

4.12.1.3. Mergulhia

A mergulhia é uma técnica baseada na cobertura de parte, ou de todo o ramo, favorecendo o aparecimento das raízes dadas as condições de humidade, arejamento e ausência de luz. Este tipo de propagação é indicado apenas para plantas que apresentem dificuldade ou problemas com as outras técnicas (RAFOLS, 2000). Neste método a planta a ser criada só é destacada da planta-mãe após ter enraizado. Este é o tipo mais simples de propagação, com maior taxa de enraizamento. Porém, devido a ser um processo laborioso, com custo elevado e que necessita de muita mão de obra, é pouco viável na multiplicação comercial (LAWES, 1990; RAFOLS, 2000).

4.12.1.4. Micropropagação

Este tipo de propagação consiste na produção de milhares de clones a partir de um pequeno fragmento da planta-mãe. Por ser *in vitro*, este método proporciona um rápido desenvolvimento de clones, de maneira homogénea, garantindo um material livre de agentes patogénicos. Esse método depende de um meio de cultivo, rico em sais, vitaminas, aminoácidos e carboidratos. O meio mais comum amplamente utilizado é o MS (*Murashige & Skoog Medium*) (MURASHIGE & SKOOG, 1962). Normalmente para cada espécie a ser cultivada *in vitro* são realizados alguns ajustes para alcançar a eficiência necessária. Esta é uma técnica interessante, pois pode ser realizada durante todo ano

e é um dos tipos de propagação mais usados nos pomares de actínídea. A micropropagação poderá partir de sementes, meristemas ou até mesmo tecidos foliares. As etapas a serem seguidas serão: indução de explantes, a multiplicação de brotações e o enraizamento e aclimação *ex vitro* (CANHOTO & CRUZ, 1987; HARBAGE & STIMART, 1996; GRATTAPLAGLIA E MACHADO, 1998; PEDROTTI & VOLTOLINI, 2001; OLIVEIRA & VELOSO, 2008; ZHONG *et al.*, 2021). A micropropagação envolve quatro etapas: indução de explantes iniciais, multiplicação de brotações, enraizamento de brotações e aclimação *ex vitro* da muda (GRATTAPLAGLIA & MACHADO, 1998; ZHONG *et al.*, 2021).

4.12.2. Propagação por semente

A propagação do tipo sexuada é utilizada por viveiristas ou quando há o interesse em criar variedades genéticas da planta (LAWES, 1990). Este método utiliza sementes oriundas de frutos maduros selecionados. As sementes devem passar pelo processo de estratificação a frio durante 15 a 30 dias para que ocorra a quebra de dormência (RAFOLS, 2000). Após este período é realizada a sementeira, em ambiente com condições controladas com pouca luz, e temperaturas entre 18 e 21 °C. Após o enraizamento, e quando a planta possui até quatro folhas verdadeiras, deve ser transplantada para vasos de até 80 mm de diâmetro (LAWES, 1990; RAFOLS, 2000). Neste caso, a enxertia pode ser realizada logo no primeiro ano após a germinação ou, após dois anos, em que as plantas já podem ser utilizadas para plantação (OLIVEIRA & VELOSO, 2008).

Operações culturais de manutenção do pomar

O presente capítulo tem como objetivo descrever as principais atividades que devem ser desenvolvidas no pomar uma vez que o sucesso da produção está dependente do sistema de manutenção implementado. Entre estas atividades de manutenção destacam-se a poda, a quebra de dormência, a polinização e a fertilização.

5.1. Poda

A poda é uma das atividades mais relevantes na manutenção do pomar e é importante realizar esta tarefa em períodos secos (HENNION, 2003a). Desta forma, assim que o pomar estiver estabelecido será necessário ter atenção ao sexo das plantas na realização dos diferentes métodos de poda, já que a poda de plantas masculinas é diferente daquela praticada nas plantas femininas (RODRIGUES, 2008). A poda na cultura do kiwi depende de diversos fatores, como a fase do ciclo de vida em que as plantas se encontram e os objetivos a alcançar com esta atividade (BLANCHET, 1985; CACIOPPO, 1989).

5.1.1. Sistemas/Tipos de Poda

Existem dois tipos principais de poda: a poda de formação (que ocorre durante os primeiros anos) e poda de produção, nas quais se inclui a poda de inverno e de verão (ALMEIDA, 1996; CASASÚS, 1989).

Poda de formação: Esta operação consiste na seleção de 2 ou 3 gomos com maior vigor e orientados por todo o corpo do suporte (BLANCHET, 1985). Os menos vigorosos devem ser despontados e, posteriormente, cortados pela base. A realização deste tipo de poda ocorre no período de atividade vegetativa, através da seleção cuidadosa dos gomos e descarte dos rebentos sem interesse, o que permite adquirir, em pouco tempo, uma racionalização da estrutura, além da entrada mais rápida das plantas em fase de produção (CACIOPPO, 1989). Quando os galhos atingem 20 a 30 cm de altura deve ser selecionado o mais vigoroso para que venha a ser o caule principal (CASASÚS, 1989). Assim que este alcançar o primeiro arame do sistema de condução é necessário realizar uma nova poda, 20 cm abaixo, o que irá promover uma nova rebentação, e originará os dois braços que constituirão a estrutura basal da planta (ALMEIDA, 1996).

Poda de produção: Assim que a planta atingir o estágio de produção, devem realizar-se duas podas, uma durante o inverno e outra durante o verão (HENNION, 2003a). Um crescimento vegetativo equilibrado assegura a renovação dos lançamentos e mantém a sua distribuição nas copas das plantas (RODRIGUES, 2008).

Na poda de verão há duas intervenções distintas. Uma realizada geralmente em maio, antes do começo da floração, que pode ser repetida durante o ciclo vegetativo, prolongando-se até setembro (CASASÚS, 1989). Na primeira deve realizar-se o corte a partir da segunda ou terceira folha dos ramos mais vigorosos ou dispostos verticalmente, que nascem no eixo principal, retirando os ramos ladrão e os ramos mais vigorosos. Na segunda poda, que ocorre após a floração, efetua-se um corte acima da terceira ou

da quarta folha em ramos de crescimento indeterminado, para incentivar o desenvolvimento dos frutos em detrimento da expansão dos ramos ou das folhas velhas que competem com o consumo da seiva elaborada (ALMEIDA, 1996). Esta poda de verão controla o vigor da vegetação, assegurando o arejamento e a entrada de luminosidade, de forma a evitar o surgimento de doenças nas folhas, flores ou frutos (RODRIGUES, 2008). Também transforma os futuros rebentos em ramos laterais que frutificarão no ano seguinte, favorecendo o desenvolvimento de novos rebentos, induzindo a floração destes durante o ano e aumentando assim o teor de substâncias solúveis nos frutos (HENNION, 2003a). Por outro lado, consegue-se evitar o crescimento excessivo dos ramos, selecionando lançamentos com taxa de crescimento mais lenta, mais finos e com entrenós curtos, eliminando os vigorosos, que consomem quantidades elevadas de água e competem com o progresso dos ramos (CACIOPPO, 1989). Dessa forma, é possível obter uma distribuição uniforme dos frutos pela planta e facilitar assim a poda de inverno (BLANCHET, 1985). Em Portugal essa operação de poda pode ser repetida algumas vezes no ano devido ao vigor dos pomares existentes.

A poda das **plantas masculinas** é realizada antes e após a floração. A poda pré-floral ocorre geralmente no início de maio, com o corte nos ramos florais, de uma ou duas folhas acima do último botão floral. Também evitará o ensombramento das plantas femininas e facilitará a dispersão do pólen e dos agentes polinizadores, aprimorando as condições de polinização. Os ramos ensombrados são removidos, pois acabam por produzir poucas flores (ALMEIDA, 1996; HENNION, 2003a). A segunda poda deve ocorrer no final da floração, de maneira a eliminar os ramos que já floriram, e eliminando todos que estão a 50 cm do ramo base (RODRIGUES, 2008). A segunda poda também tem por objetivo evitar ensombramento sobre as plantas femininas e promover a renovação de novos lançamentos férteis para maximizar a produção de pólen em boa quantidade e qualidade (BLANCHET, 1985; CACIOPPO, 1989; CASASÚS, 1989). As plantas masculinas também devem ser podadas, mas de uma forma pouco intensa, durante o inverno (HENNION, 2003a). Os ramos encontrados lateralmente devem ser atarracados, permitindo a maximização do número de flores, devendo também proceder-se à condução dos ramos no próprio arame, diminuindo assim a concorrência entre plantas masculinas e femininas (RODRIGUES, 2008).

A **poda das fêmeas** também será realizada antes e depois da floração. Nessa poda, assim como nos machos, há a eliminação dos ramos ladrões, controle de vigor, manutenção do arejamento e orientação do crescimento para a produção de frutos. É importante salientar que os ramos expostos à luz durante o crescimento são mais produtivos (CUNHA *et al.*, 2007). Os frutos com exposição apropriada de luz possuem maior teor de matéria seca, portanto, tendem a ser mais adocicados. A primeira poda normalmente ocorre em maio e a segunda é realizada normalmente entre os meses de junho e julho. O corte deverá ocorrer preferencialmente em ramos de crescimento indeterminado, acima da terceira ou quarta folha após o último fruto para que haja um estímulo para a frutificação. Em pomares bastante vigorosos é aconselhável que novas podas ocorram em setembro e posteriormente em outubro para facilitar a colheita dos kiwis (AJAP, 2021; CUNHA *et al.*, 2007).

Relativamente à **poda de inverno**, esta deve ser realizada entre a fase de repouso vegetativo (início de dezembro) e a fase de rebentação (até início de março) com o intuito

de evitar os danos provocados por geadas tardias (BLANCHET, 1985). É baseada na eliminação dos ramos que tenham frutificado no último ciclo vegetativo, cuja posição ocorre verticalmente aos ramos com maior vigor. Os ramos ladrões também deverão ser eliminados. A (CACIOPPO, 1989). A poda de inverno procura então o equilíbrio entre a quantidade e a posição dos lançamentos, o número de gomos, a quantidade de luz recebida pela copa, assim como o crescimento vegetativo e a frutificação (SOUSA, 1983). Em plantas femininas é recomendado que no final dessa poda se mantenham até três ramos por metro linear, tendo cada lançamento entrenós curtos de 15 a 20 gomos pronunciados (ALMEIDA, 1996). O ideal é que se obtenham entre 18 e 25 lançamentos por planta, consoante o compasso de exploração utilizado (CASASÚS, 1989).

É importante destacar que durante a manutenção da planta devem efetuar-se outras podas, nomeadamente a *poda de limpeza*, realizada no período em que a planta se encontra em repouso vegetativo (inverno) e tem por finalidade retirar ramos doentes, partidos, secos e mal localizados; a poda verde, onde se pretende aumentar o arejamento das plantas, facilitando a entrada dos raios solares ou evitando a perda de seiva para partes indesejáveis, é realizada no período de alta atividade e circulação da seiva, durante a primavera e verão (RODRIGUES, 2008).

5.1.2. Cuidados durante a poda

Antes e após a poda de cada planta, deve realizar-se a desinfecção dos instrumentos de corte. Os equipamentos devem ser mergulhados numa solução desinfetante, que pode ser um produto comercial à base de dióxido de cloro 5% (diluído em água na proporção de 1 mL do produto para 1000 mL de água), álcool 70%, ou hipoclorito de sódio (lixívia comercial diluída em água na proporção de 1:1 v:v). É recomendada a troca da solução desinfetante entre três e quatro vezes por dia devido à volatilidade dos compostos (SILVEIRA *et al.*, 2012). Entre cada árvore, devem-se desinfetar também os equipamentos de poda.

5.1.3. Atividades pós-poda

O período de maior suscetibilidade à infeção por agentes patogénicos ocorre após a poda através das feridas resultantes desta operação cultural e durante aproximadamente quinze dias. Recomenda-se, no final da poda, o pincelar das feridas com solução de tinta plástica com fungicida à base de cobre (homologado para a cultura) (Fig. 22) ou com uma pasta de cola branca de madeira e cobre, para evitar a entrada de organismos patogénicos (SOFIA, 2008). A contaminação torna-se mais difícil com a cicatrização, no entanto é necessário ter alguns cuidados com feridas de poda de maiores dimensões. Para isso, é regulamentado o fungicida cúprico aplicado como pasta para a proteção e desinfecção (SOFIA, 2006).



Figura 22. Aplicação de tinta a base de cobre após a poda (Fotografia: Eva Garcia).

5.2. Quebra de dormência

Em épocas com temperaturas baixas algumas plantas entram numa fase de paralisação conhecida como dormência, na qual, geralmente, perdem as suas folhas. Esta fase de frio é essencial para alguns cultivares, principalmente para evitar rebentações e florações não uniformes ou insuficientes (RODRIGUES & OLIVEIRA, 2008). Em geral, este período de dormência requer temperaturas de frio entre 2 e 7 °C, durante 600 a 800 horas, tempo que varia de acordo com cada cultivar (GRELLMANN, 2005).

5.2.1. Reguladores de crescimento

Reguladores de crescimento são substâncias que, sendo de origem natural ou adquiridas de forma sintética, podem alterar processos metabólicos e fisiológicos das plantas, como o alongamento e a emissão de raízes, o alongamento de caule ou até mesmo a abscisão das folhas ou frutos (RODRIGUES, 2016). Na fruticultura, os principais reguladores de crescimento utilizados são as auxinas, as giberelinas e as citocininas (RODRIGUES & OLIVEIRA, 2008).

As auxinas são substâncias encontradas principalmente em locais de crescimento celular ativo, como nos gomos axilares, meristemas e folhas jovens. O ácido indolacético é uma das auxinas naturais mais comuns e atua nas plantas favorecendo o crescimento do caule, raiz, flor, folha e frutos. Em adição pode induzir partenocarpia, abscisão foliar, alongamento celular, dominância apical, entre outros efeitos fisiológicos (HENNION, 2003a).

As giberelinas, por sua vez, estimulam o crescimento vegetativo consequente da expansão celular. Os seus efeitos secundários são observados na estimulação da germinação das sementes, retardamento da senescência e abscisão, e indução da partenocarpia e floração. Também participam na expressão sexual das plantas (RODRIGUES; OLIVEIRA, 2008).

As citocininas são reguladoras de crescimento responsáveis pela divisão e diferenciação celular e participam no controlo do desenvolvimento, na germinação de sementes e na maturação dos cloroplastos. As citocininas podem ser obtidas artificialmente por meio do uso de substâncias do grupo químico da fenilureia com foco no aumento do tamanho e peso do fruto. (CAVACO; CALOURO, 2005). Um facto importante é que a utilização de biorreguladores combinados podem potencializar os efeitos desejados. as citocininas são amplamente utilizadas no cultivo *in vitro*, quando o objetivo é multiplicar o material vegetal. Entretanto as combinações de aplicação desses fatores específicos, (auxinas, citocininas e giberelinas) podem variar a depender da espécie e o explante (CRUZ CASTILHOS *et al.*, 1993; VATTIPROLU *et al.*, 2011; WANG & GLEAVE, 2012).

5.3. Polinização

A polinização é um dos fatores com maior impacto na produtividade quantitativa e qualitativa em pomares de kiwi. Como as espécies do género *Actinidia* são dióicas (i.e., possuem flores femininas e masculinas em plantas separadas) do tipo não apomítico (i.e., requerem polinização para produção de frutos), é necessário fecundar os óvulos para formar uma semente e desencadear a produção do fruto. Por sua vez, a quantidade de sementes do fruto está diretamente relacionada com a transferência eficiente de

um número significativo de grãos de pólen para as flores femininas (ABREU & OLIVEIRA, 2004). Portanto, no kiwi, à semelhança de várias outras fruteiras, a quantidade e a qualidade do pólen estão intimamente relacionadas com o tamanho final do fruto (OLIVEIRA *et al.*, FÉLIX *et al.*, 2008). Para que um fruto de kiwi atinja um tamanho com valor comercial necessita de ter ao mínimo 700 sementes e para isso é necessário que uma quantidade de 2 a 3 vezes mais grãos de pólen cheguem às flores femininas. Assim, a polinização é um dos fatores que afetam diretamente o rendimento económico do produtor (COSTA *et al.*, 1992; ANTUNES *et al.*, 2006; TACCONI *et al.*, 2016; CASTRO *et al.*, 2021a;b).

5.3.1. Polinização natural

As plantas de *Actinidea* apresentam dois síndromes de polinização (i.e., duas morfologias associadas a distintos mecanismos de polinização) principais: a **polinização pelo vento**, caracterizada pela existência de flores pêndulas com estigmas grandes, pela produção de grandes quantidades de pólen e por um período de floração curto com produção síncrona e massiva de flores; e a **polinização por insetos**, marcada pela existência de flores vistosas com fragrâncias florais e grandes quantidades de pólen como recompensa floral, pela presença de um número elevado de óvulos e por anteras com maturação gradual (CRAIG & STEWART, 1988; COSTA *et al.*, 1992; POMEROY & FISHER, 2002; GOODWIN & CONGDON, 2018).

Apesar da existência destes dois síndromes de polinização, o kiwi é uma cultura principalmente polinizada por insetos polinizadores (**polinização entomófila**), nomeadamente pela abelha-do-mel, abelhões, outras abelhas selvagens e moscas-das-flores ou sirfídeos (MIÑARRO *et al.*, 2015; GASPAS *et al.*, 2022). No entanto, são os abelhões os polinizadores mais eficientes na polinização das flores do kiwi (CRAIG & STEWART, 1988; POMEROY & FISHER, 2002). A diferença entre os abelhões e a abelha-do-mel deve-se ao facto de os primeiros interagirem mais com os estigmas a cada visita, transferindo 4,5 vezes mais pólen que a abelha-do-mel (CRAIG & STEWART, 1988) e pelo seu comportamento vibratório característico que promove a libertação de pólen pelas flores (BUCHMAN 1983, COBERT *et al.*, 1988; POMEROY & FISHER, 2002; GASPAS *et al.*, 2022).

Outro componente que é responsável pela polinização é o vento (**polinização anemófila**). Nas flores das plantas masculinas, o pólen começa a ser libertado antes mesmo da abertura completa das pétalas, libertando mais de metade do pólen nessa altura (OLIVEIRA *et al.*, 2008). A libertação do pólen ocorre de forma contínua durante um ou dois dias antes da flor estar completamente aberta, sendo que três a quatro dias depois entram em senescência. Por outro lado, as flores femininas permanecem reativas por um maior período, mesmo depois de perderem as suas pétalas (GOODWIN & STEVEN, 1993). Considera-se, no entanto, que o contributo do vento para a polinização do kiwi é insuficiente e inconsistente (TESTOLIN *et al.*, 1991; COSTA *et al.*, 1993, CASTRO *et al.*, 2021a, b).

Dada a necessidade de vectores de polinização, é importante destacar que diversos factores podem estar envolvidos e impactar a polinização. Assim, factores que influenciem a disponibilidade de pólen no pomar e a quantidade e qualidade do pólen que chega aos estigmas das flores da actinídea, podendo dar origem a défices de polinização e consequentemente à diminuição na produção de fruto e/ou produção de frutos de menor calibre (CASTRO *et al.* 2021b). Entre os factores mais relevantes, destacam-se

principalmente as adversidades climatéricas que influenciam não só o comportamento dos polinizadores mas também impactam a fenologia das plantas, a ausência de sincronismo entre a abertura das flores masculinas e femininas devido à inadequação das variedades às condições edafoclimáticas da região, e a rápida duração da fase de floração. Destacam-se também práticas de gestão que resultem num baixo número ou na distribuição inadequada de plantas masculinas contribuindo para a falta de pólen no pomar, ou medidas de gestão com impacto negativo nos insetos polinizadores como, por exemplo, o uso de pesticidas ou gestão da vegetação inadequada (POMEROY & FISHER, 2002; AIZEN *et al.*, 2008; SILVEIRA *et al.*, 2012; SAÉZ *et al.*, 2019; GASPAR *et al.*, 2022).

Adicionalmente, a crescente utilização de redes de proteção dos pomares carece de uma avaliação do impacto nos polinizadores e polinização. As redes reduzem a ventilação e o movimento de pólen, e restringem o movimento de polinizadores, originando alguma desorientação no seu movimento (ANTUNES *et al.*, 2006). Ensaio em pomares de kiwi na Nova Zelândia registaram uma redução no número de abelhas-do-mel à procura de alimento dentro dos pomares com rede de proteção, em comparação com pomares não cobertos (BURGE *et al.*, 1988; EVANS *et al.*, 2019). Assim, o custo-benefício desta prática cultural deverá ser avaliado pelo produtor.

Para maximizar a polinização é ideal adotar algumas medidas, como aumentar a quantidade de plantas masculinas (principalmente nas margens da cultura de acordo com a direção predominante do vento ao nível local) e/ou escolher genótipos de plantas que apresentem floração com maior sincronia entre plantas masculinas e femininas (OLIVEIRA *et al.*, 2008; HENNION, 2003b).

Em Portugal, observa-se a existência de variabilidade nos défices de polinização entre pomares e anos de amostragem (CASTRO *et al.* 2021a). Um grande número de pomares apresentou níveis baixos ou nulos de défice de polinização, indicando que nestes pomares e nos anos de estudo, os serviços de polinização existentes foram suficientes para atingir produtividades ótimas. Ainda assim, observaram-se pomares que registaram défices de polinização consistentes no tempo, o que sugere a existência de fatores negativos permanentes (e.g., presença de redes de proteção, paisagens urbanas, condições climatéricas adversas, baixa disponibilidade de pólen) que afetaram a polinização os quais necessitam ser colmatados para aumentar a produtividade do pomar (ANTUNES *et al.*, 2006; CASTRO *et al.* 2021a,b).

5.3.2. Polinização anemófila assistida com ventiladores

Em determinadas localidades pode ser necessária a colocação de corta-ventos nos pomares de kiwi como uma das medidas para controlo dos ventos em excesso, que, durante a polinização, acabam por ser desvantajosos (HENNION, 2003b). Uma das formas de controlar e potenciar a polinização pela via do vento no pomar é a utilização de máquinas com turbinas (Fig. 23). Estas turbinas utilizam correntes de ar de forte pressão para dispersar o pólen pelo ar no interior do pomar e, assim, aumentar a probabilidade de alcançar os estigmas das flores femininas (OLIVEIRA *et al.*, 2008). Nota-se, no entanto, que esta prática cultural, deve ser vista como uma ferramenta complementar uma vez que o contributo do vento para a polinização do kiwi é considerado insuficiente para atingir a produção de frutos de calibres comerciais (EVANS *et al.*, 2019; CASTRO *et al.* 2021b).



Figura 23. Máquinas utilizadas para polinização por vento em pomares de kiwi (Fonte: Tacconi *et al.*, 2016).

5.3.3. Polinização entomófila

A polinização da Actinídea é fortemente dependente dos insetos polinizadores, nomeadamente a abelha do mel (*Apis mellifera*) e os abelhões (género *Bombus*, de onde se destaca em Portugal a espécie *Bombus terrestris*), mas também por outras espécies de abelhas selvagens e moscas-das-flores, também conhecidas como sirfídeos (família Syrphidae) (Fig. 24). Em Portugal, e apesar de não ser o polinizador mais eficiente, a abelha do mel é o polinizador domesticado mais frequentemente usado em pomares de kiwi, na forma de colmeias (GOODWIN & STEVEN, 1993; HOWPAGE *et al.*, 2001). No entanto, a utilização de colónias domesticadas de abelhão tem também sido usada em algumas regiões (POMEROY & FISHER, 2002). Para a abelha do mel é convencionalmente indicada a colocação de, no mínimo, 12 colmeias por hectare durante a floração, em particular quando mais de 20% das flores femininas estão abertas (GOODWIN & STEVEN, 1993).



Figura 24. Abelhão numa planta masculina e a mosca das flores numa planta feminina (Fotografias: Hugo Gaspar).

Os polinizadores mais eficientes para a actinídea são os abelhões pois são capazes de polinização por vibração, sendo 4,5 vezes mais eficazes do que a abelha do mel (CRAIG & STEWART, 1988; POMEROY & FISHER, 2002). Ainda assim, as abelhas como um todo são consideradas um grupo importante na polinização do kiwi (GOODWIN & STEVEN, 1993; HENNION, 2003b; GASPAR *et al.*, 2022). Além dos polinizadores mencionados acima, outros grupos de insetos também podem auxiliar nesse processo, incluindo

vespas, escaravelhos e outras moscas (OLIVEIRA *et al.*, 2008).

Os insetos polinizadores estão mais ativos até à hora mais quente do dia, altura essa em que o pólen começa a tornar-se mais seco, e se torna mais difícil de extrair. Quando o pólen de kiwi está menos acessível, esses polinizadores deslocam-se em busca de outras fontes de alimento, estando as abelhas selvagens limitadas ao raio de ação em torno do seu ninho que é determinado pelo tamanho do seu corpo (HENNION, 2003b). Os polinizadores selvagens, onde estão incluídos os abelhões (quando não são domesticados), podem ser favorecidos pelo aumento de disponibilidade de alimento floral diversificado e pela presença de habitats (ou micro habitats) adequados à sua instalação natural no pomar ou nas suas imediações. Isto inclui a manutenção de locais naturais ou semi-naturais, que dentro da área de produção podem existir na forma de locais de passagem ou áreas não cultivadas onde não se revolve o solo e se mantém vegetação natural, pelo menos de forma parcial. Adicionalmente, o controlo da vegetação natural pode ser feito com recurso a formas amigas dos polinizadores com o corte, em oposição ao uso de químicos, e pela seleção dos momentos de controlo para após a sua floração e formação de semente para que as populações de plantas silvestres se mantenham no local. (ABROL, 2010; CASTRO *et al.*, 2021a; GASPAR *et al.*, 2022).

Adicionalmente, a melhoria das condições no pomar e seu envolvente permite a existência de insetos com dupla função no pomar, como é o exemplo das moscas-das-flores ou sirfídeos que em estado larvar são predadoras de pragas (como por exemplo, pulgões) ou decompositoras de matéria morta, e no estado adulto são polinizadores da cultura.

A manutenção e promoção da biodiversidade nos pomares de kiwi garante melhores serviços de polinização naturais e maior capacidade de resiliência e recuperação perante adversidades (particularmente quando afetam uma espécie dominante, como a abelha-do-mel). A biodiversidade pode ser promovida através das práticas no pomar, mas a diversidade da paisagem envolvente desempenha também um papel muito relevante. Uma paisagem biodiversa envolvente ao pomar fornecerá serviços fundamentais para a produtividade do pomar. A gestão da paisagem extravasa a gestão do pomar, mas pode ser considerada aquando da seleção do local para instalação do pomar, dando preferência a envolvências com florestas e zonas de vegetação herbácea e arbustiva em detrimento de áreas altamente artificializadas por meio de outras explorações extensivas agrícolas ou extensa malha urbana (SÁEZ *et al.*, 2019; BALDOCK *et al.*, 2019; GASPAR *et al.*, 2022).

5.3.4. Polinização assistida

A aplicação artificial de pólen é um dos métodos mais eficazes para a polinização das Actínídeas nos anos em que ocorrem problemas na floração e na polinização natural. Esta prática é utilizada para complementar a polinização natural, e é geralmente usada com o objetivo de potenciar o calibre do fruto. A aquisição de pólen requer planeamento antecipado por parte do produtor, pois a aquisição é normalmente realizada antes da floração do pomar (GOODWIN & STEVEN, 1993). Este método consiste na recolha e conservação do pólen em anos de maior produção, seguida da sua aplicação através de máquinas polinizadoras, por **duas vias: seca** ou **húmida**. O momento da aplicação é o fator mais importante no sucesso da polinização assistida, que geralmente deve ocorrer quando 90% das flores estão abertas (ANTUNES *et al.*, 2006; HENNION, 2003b).

A quantidade de pólen a aplicar também deve ser levada em consideração, pois depende do número de aplicações planejadas, bem como da magnitude da floração das variedades masculinas e da sincronização da floração das plantas femininas (OLIVEIRA *et al.*, 2008).

O pólen utilizado nas aplicações artificiais é geralmente adquirido através dos entrepósitos que trabalham com a cultura do kiwi. Este, por sua vez, necessita de condições específicas de armazenamento (OLIVEIRA *et al.*, 2008). Deve ser guardado a temperaturas inferiores a 4-5 °C por até três dias. Para armazenamento por longo período (até 3 anos), deve-se congelar entre -18 °C e -20 °C. O transporte para o pomar deve ser realizado em caixa térmica com acumuladores térmicos a 4 °C (BOMBEN *et al.*, 1999; ANTUNES *et al.*, 2006; BORGHEZAN *et al.*, 2011). É muito importante ressaltar que a polinização artificial tem custos elevados devidos ao preço do pólen, e há a possibilidade de disseminação de PSA, bactéria causadora do cancro bacteriano. O impacto económico da PSA é largamente conhecido e por isso há necessidade de parcimónia por parte do produtor na aplicação de pólen externo ao pomar (DONATI *et al.*, 2018; GARCIA *et al.*, 2018; TACCONI *et al.*, 2016; CASTRO *et al.*, 2021a).

Em Itália, foi observado que a polinização manual associada à aplicação de pólen seco forneceu melhores resultados no que se refere ao aumento do peso médio dos frutos bem como no aumento da quantidade de frutos com calibre da classe I (peso mínimo de 70g) e classe **Extra** (peso mínimo de 90g). O início da queda das pétalas foi o melhor período observado com maior recetividade do estigma, portanto um excelente momento para efetuar a polinização manual. A polinização que ocorreu nesse período resultou em frutos de excelente calibre quando comparado com outras formas de polinização (TACCONI *et al.*, 2016). Embora a janela de floração da actinídea seja curta, o produtor deve ter atenção à fenologia para que a eficiência de possíveis intervenções seja positiva.

Ensaio de polinizações controladas efetuados em Portugal mostram que a suplementação manual de pólen melhorou a produção na maior parte dos pomares, aumentando o número e/ou peso dos frutos, o que influencia a distribuição pelos diferentes calibres. No entanto, a polinização mecânica efetuada pelos produtores nem sempre foi eficiente e/ou necessária. Contrariamente ao esperado, a polinização assistida não resultou no aumento do peso médio do fruto, apesar de em alguns pomares resultar numa maior proporção de frutos em calibres mais altos e menor proporção de frutos na categoria de refugo (CASTRO *et al.*, 2021b). A necessidade de aplicação de pólen deve ser vista como uma ferramenta de gestão de complemento em condições desfavoráveis à polinização natural, mas tendo em consideração que é necessário rever a eficiência das metodologias usadas em Portugal.

5.3.4.1. Via seca

No tipo de polinização por via seca é indicada a utilização de até 200g/ha de pólen, sendo que este deve estar misturado com um agente dispersante inerte (como por exemplo, esporos de *Lycopodium*) na proporção de uma parte de pólen para duas partes de dispersante (GOODWIN & STEVEN, 1993). Esse tipo de polinização deve ser realizado em dias nublados, em que a humidade relativa do ar seja maior que 70%, de preferência com uma ligeira brisa (HENNION, 2003b). Caso o dia esteja mais quente e a humidade seja menor que a indicada, é necessário fazer uma rega antes da aplicação (ANTUNES *et al.*, 2006). É aconselhável não utilizar uma quantidade elevada de pólen no depósito

da máquina, sendo o indicado a quantidade suficiente para fertilizar 1 hectare. Assim que colocado no depósito, deve-se aplicar rapidamente, de forma a manter a qualidade do pólen. A aplicação deverá ser efetuada a uma distância de 50-60 cm das flores a polinizar (OLIVEIRA *et al.*, 2008).

5.3.4.2. Via húmida

No tipo de polinização que utiliza a via líquida é possível aplicar até 100 g/ha de pólen misturado com água desmineralizada numa razão de 5 g/L (GOODWIN & STEVEN, 1993). Ao contrário da polinização por via seca, não há restrições climáticas para seu uso, porém a ponta do pulverizador precisa de estar mais próxima das flores, i.e., a cerca de 20 cm de distância das flores femininas (HENNION, 2003b).

5.4. Monda dos frutos

Se os frutos de Actinídea não apresentarem uma queda natural através dos pedúnculos, é essencial praticar uma remoção manual, para eliminar frutos pequenos, achatados, deformados e/ou com cicatrizes e manchas na epiderme. Esta monda deve ser realizada no máximo três semanas após a floração atingir no mínimo 80% de flores abertas (RODRIGUES & OLIVEIRA, 2008). Esta intervenção permite aumentar o calibre e melhorar a forma dos frutos, selecionando os melhores frutos e eliminando os piores e/ou deformados (ALMEIDA, 1996; HENNION, 2003a).

Para que a produção seja de qualidade, a abundância de frutos deve ser adaptada ao tipo de ramos, não excedendo dois frutos em ramos determinados de 10 cm, mais de quatro em ramos com comprimento entre 15 e 20 cm e mais de cinco frutos nos ramos de crescimento indefinido, desde que sejam bem polinizados (ALMEIDA, 1996; HENNION, 2003). Para evitar frutos com baixo calibre, plantas com distâncias de 5 m ao longo da linha devem ter 600 frutos por planta, enquanto plantas com 3 m de braço o número máximo não deve exceder os 400 frutos (RODRIGUES & OLIVEIRA, 2008).

Antes da monda dos frutos ainda é possível realizar a monda dos botões florais, que garante melhores resultados, com maior probabilidade de as flores restantes originarem frutos com calibres elevados (ALMEIDA, 1996; HENNION, 2003a). No entanto, é uma prática arriscada, uma vez que pode ocorrer uma floração deficiente ou a viabilidade das flores pode estar comprometida por questões fitossanitárias, o que terá impacto na produção (RODRIGUES & OLIVEIRA, 2008). Para além disso, também é arriscada, se praticada por operadores inexperientes e que possam retirar flores (Fig. 25) que possam efetivamente vir a originar frutos com qualidade comercial.



Figura 25. Flores deformadas. Podem produzir frutos deformados ou geminados sem qualidade comercial ou destinados ao mercado de polpa (Fotografias: Sílvia Castro).

5.5. Incisão anelar

Essa técnica interrompe a passagem da seiva elaborada por um período limitado, pois remove um anel de casca nos ramos laterais ou no tronco. Desta forma, os hidratos de carbono e os reguladores de crescimento não têm forma de migrar para as raízes, ficando a ser utilizados pelos frutos. Isso promove a multiplicação celular e, consequentemente, um aumento no peso médio dos frutos, bem como o seu alongamento, aumentando a produtividade e a qualidade, sem alterações ambientais, nem deixando resíduos tóxicos nos frutos (VELOSO *et al.*, 2003). Esta prática é recomendada nos ramos laterais entre o final do vingamento (junho) e a primeira semana de julho para obter um aumento de calibre dos frutos. Quando se pretende aumentar a matéria seca, recomenda-se a realização desta prática, 12 semanas após a floração (SALE & LYFORD, 1990). A incisão anelar acelera o período de produção e pode afetar o desenvolvimento das árvores mais jovens, por isso deve ser praticada por alguém com experiência (OLIVEIRA & RODRIGUES, 2008). A incisão anelar ao provocar uma abertura na planta pode constituir uma porta de entrada para organismos fitopatogénicos, pelo que a sua aplicação deve ser ponderada.

5.6. Cobertura do Solo

Na fileira do kiwi é comum haver regas diárias. A conservação do solo poderá ser baseada em estratégias de proteção, como as mobilizações nulas ou reduzidas para a manutenção. Uma prática que pode ser utilizada nesta fase é o enrelvamento, que consiste no revestimento herbáceo permanente da entrelinha do pomar (FERREIRA, 2005; CURADO & NEVES, 2008). Com esta prática, é possível um incremento no conteúdo de matéria orgânica e da estrutura do solo, facilitando a transferência de água (MARQUES, 2006), enquanto promovem potencialmente a ocorrência de insetos polinizadores, fundamentais na polinização da cultura. Recomenda-se o uso de leguminosas que diminuem ou reduzem a necessidade de aplicação de azoto, devido à sua capacidade de fixação do azoto atmosférico (VARENNES, 2003), servindo também de fonte de alimento aos insetos polinizadores, assim como de gramíneas que contribuem para a formação do solo e fixação de carbono.

O controlo de infestantes através de métodos mecânicos é amplamente utilizada pelos produtores, conjugada com a utilização de herbicida, principalmente em locais específicos do sistema de irrigação localizados no solo, onde estas espécies não desejadas encontram mais nutrientes e água disponíveis para o seu crescimento. Entretanto, é importante ressaltar que a utilização de fitofármacos deve ser feita com extremo cuidado, uma vez que as aplicações dessas substâncias exercem forte impacto negativo na comunidade de polinizadores. As mudanças no solo podem promover fragmentação ou perda do habitat, facto que também contribui para o declínio das comunidades de polinizadores (VARNES, 2003; FERREIRA, 2005; TSCHARNTKE *et al.*, 2005; LE FÉON *et al.*, 2010; POWNEY *et al.*, 2019; ZATTARA & AIZEN, 2021; GASPAR *et al.*, 2022; CASTRO *et al.*, 2021a).

5.7. Fertilização

Solos com quantidades e proporções adequadas de nutrientes garantem o crescimento e o desenvolvimento adequados das culturas, resultando em altos rendimentos e produtos de qualidade. Deste modo, uma fertilização racional conseguirá suprir as necessidades minerais e manter o estado de fertilidade, considerando aspetos da produção e respeitando o meio ambiente (PACHECO *et al.*, 2008).

A fertilização na cultura do kiwi ocorre em três períodos distintos: antes da instalação do pomar, durante a formação do pomar e durante a vida produtiva das plantas.

De acordo com as informações obtidas a partir das análises do solo e das análises de água de rega durante a instalação do pomar, é possível avaliar a qualidade do solo e, assim, corrigir alguma deficiência de nutrientes, respeitando os limites que podem ser introduzidos no solo (MADRP, 1997; MADRP, 1999). A fertilização durante o estabelecimento do pomar baseia-se nas análises do solo, das folhas e da água da rega. Este acompanhamento é importante, pois permite, caso necessário, realizar correções com a quantidade adequada de fertilizantes. É necessário saber o que se está a aplicar no pomar, uma vez que os adubos e corretivos diferem em vários aspetos e apresentam níveis de eficácia distintos dependendo do tipo de solo, bem como do período do ano em que ocorre a aplicação.

Após a instalação do pomar, a fertilização poderá ser de dois tipos: a de formação e a de produção. A fertilização de formação é necessária para nutrir as plantas jovens, permitindo um crescimento vigoroso, e ocorre nos primeiros anos de estabelecimento do pomar. A fertilização de produção ocorre no início da frutificação, favorecendo a produção qualitativa e quantitativa dos frutos e evitando um crescimento vegetativo exagerado. Para que o processo de fertilização seja adequado, o produtor deve avaliar de forma periódica o estado nutricional dos pomares. A partir do quinto ano, aconselha-se que a análise foliar seja feita anualmente enquanto a avaliação nutricional do solo deverá ocorrer em quadriênios (MADRP, 1999).

Durante a etapa de plena produção e após a realização de podas, nomeadamente a poda de inverno, deve ser avaliada a necessidade ou não de incorporar a lenha proveniente da poda no solo. A utilização da lenha reduzirá a necessidade de aplicação de mais nutrientes, visto que através deste procedimento haverá o retorno ao solo de praticamente todos os nutrientes, com exceção dos nutrientes presentes nos frutos. A tabela 6 indica a quantidade de nutrientes a serem aplicados com e sem presença de lenha de poda.

Tabela 6. Quantidade de nutrientes necessárias anualmente, com e sem presença de lenha de poda no pomar (Fonte: LQARS, 2006).

POMARES	PRODUÇÃO ESPERADA (TON/HA)	AZOTO (N, KG/HA)		FÓSFORO (P ₂ O ₅ , KG/HA)		POTÁSSIO (K ₂ O, KG/HA)		MAGNÉSIO (MG, KG/HA)	
		BAIXO	NORMAL	BAIXO	NORMAL	BAIXO	NORMAL	BAIXO	NORMAL
Com incorporação da lenha de poda no solo	10 - 15	60	40	30	10	80 - 100	65	30	15
	15 - 20	75	50	35	15	100-125	85	30	15
	20 - 25	90	60	40	20	125-150	100	30	15
	25 - 30	105	70	45	25	150-170	120	30	15
	> 30	120	80	50	30	170-200	135	30	15
Sem incorporação da lenha de poda no solo	10 - 15	105	70	50	20	100-130	85	35	20
	15 - 20	120	80	55	25	130-150	100	35	20
	20 - 25	135	90	60	30	150-170	120	35	20
	>25	150	100	65	35	170-200	140	35	20

Nos pomares com matéria orgânica inferior a 2,5% é necessária a aplicação de corretivos. Durante o período de inverno deve efetuar-se a correção calcária. Para a correção de matéria orgânica, recomenda-se a aplicação na primavera.

Alguns nutrientes são extremamente importantes para que o crescimento da planta ocorra de modo saudável. O azoto é absorvido na forma de nitrato ou amónio influenciando o crescimento e desenvolvimento da planta, bem como do fruto. O nitrato é mais facilmente absorvido sob a forma de amónia sofrendo algumas reações químicas até à forma de nitrato. Normalmente, o solo tem uma boa capacidade de reter esse composto. No período de desenvolvimento dos frutos ocorre uma intensa absorção de azoto pelas plantas. Não é recomendada a aplicação de azoto durante a instalação, devendo a sua utilização ser com parcimónia, anualmente e aplicada de forma fracionada para evitar contaminação dos lençóis freáticos. A depender da forma e quantidade com a qual o azoto é aplicado, poderá haver um aumento de até 30% na produção de frutos comercializáveis. É importante destacar que o excesso de azoto promove o desequilíbrio da nutrição de potássio e fósforo, o que pode induzir atraso no início da floração e na maturação dos frutos. Em solos com carência deste macronutriente é possível realizar adubações com azoto até outubro. Em solos considerados normais essas adubações não devem ultrapassar o mês de julho (CUNHA *et al.*; 2007; PACHECO *et al.*; 2008).

O fósforo é outro macronutriente importante, pois é fundamental para os processos metabólicos e atua no desenvolvimento das raízes das plantas de *Actinidia*. Entre os macronutrientes o fósforo é o que apresenta menor necessidade quantitativa de aplicação. Contudo, a carência desse componente pode causar limitações ao crescimento das plantas (CUNHA *et al.*, 2007).

O potássio atua na formação de proteínas e equilíbrio hídrico. O balanço correto de potássio interfere positivamente no transporte de nitratos e hidratos de carbono. Desse modo o teor de açúcar final e a concentração de ácido ascórbico estão relacionadas com este mineral. Os solos em Portugal onde se produz kiwi são ricos nesse mineral e, portanto, não é recomendado que haja aplicação de potássio no inverno. No entanto,

o excesso de potássio impede que haja a absorção de cálcio e magnésio. O período de crescimento e desenvolvimento do fruto, entre julho e setembro é o de maior necessidade de potássio. Quantidades ótimas de potássio têm impactos positivos no calibre, sendo expectáveis impactos positivos também no sabor do fruto esteja (COUTINHO & VELOSO, 1997; CUNHA *et al.*, 2007).

O cálcio é um micronutriente associado à maturação dos frutos e conservação após a colheita. A boa textura e consistência dos frutos são perceptíveis em pomares com níveis ótimos de cálcio. Este mineral está envolvido nos mecanismos de defesa das plantas contra agentes patogênicos. O melhor período para sua aplicação, de forma a garantir uma boa absorção por parte das plantas, ocorre nos primeiros 50 dias após a queda das pétalas, no início do vingamento (ANTUNES *et al.*, 2007).

O magnésio é um dos componentes centrais do metabolismo energético da planta. A presença de níveis ótimos deste mineral garante uma boa frutificação. A redução de magnésio pode resultar na diminuição da quantidade de frutos (CLARK & SMITH, 1987).

O zinco está associado ao metabolismo das auxinas. A redução de zinco interferirá diretamente na paragem do crescimento terminal, na formação de folíolos frágeis e na produção de gomos axilares com distorção no crescimento (Coutinho & Veloso, 1997).

Dois micronutrientes que precisam de especial atenção são o boro e o sódio. As plantas de Actinídea são bastante sensíveis ao excesso destes elementos. O boro está envolvido na produção de proteínas e no crescimento dos meristemas. Este elemento está também associado a uma boa frutificação, com grande quantidade de frutos vingados. As plantas requerem níveis de sódio abaixo de 50ppm, pois a actinídea é extremamente sensível ao aumento de sais, principalmente ao NaCl. Níveis seguros para irrigação envolvem um limite de concentração de 70ppm de cloretos e 200ppm de bicarbonatos (WANG *et al.*, 1994; CAVACO & CALOURO, 2005; RUSTEM & TARAKÇIOĞLU, 2006).

A tabela 7 descreve a quantidade de nutrientes necessárias para a manutenção do pomar.

Tabela 7. Quantidade ótima de nutrientes necessárias no solo do pomar. O azoto é o único elemento que apresenta variação ao longo do ciclo da actinídea (Fonte: LQARS, 2006).

NUTRIENTE	QUANTIDADE NECESSÁRIA EM RELAÇÃO A MATÉRIA SECA
Azoto	3,5 a 3,9 % - Após o abrolhamento 2,2 a 2,8 % - Na metade do ciclo vegetativo 1,8 a 2,2 % - Durante o período de colheita
Fósforo	0,2 a 0,3 %
Potássio	1,65 a 2,5 %
Cálcio	3 a 4,7 %
Magnésio	0,3 a 0,55 %
Enxofre	0,2 a 0,35 %
Cloro	0,8 e 2 %
Manganês	40 a 170 ppm
Boro	35 a 55 ppm
Zinco	15 a 25 ppm

– 06 –

Máquinas agrícolas e equipamentos

Os equipamentos mecânicos básicos que devem existir para a manutenção do pomar de Actinídea são listados a seguir (CUNHA *et al.*, 2007):

6.1. Tesoura de poda

A tesoura é normalmente utilizada nas podas de verão e de inverno. Na poda de inverno as tesouras que poderão ser usadas são: as de duas mãos (tesourões), as elétricas, com carga de energia relativamente longa, e/ou pneumáticas. A tesoura de poda para duas mãos não é recomendada para pomares com grande área. As tesouras de duas mãos ou tesourões são as mais utilizadas, seguidas pelas elétricas. Já as pneumáticas dependem da ligação a um compressor que normalmente está acoplado a um trator. Mas a escolha das tesouras não constitui um grande problema para o produtor uma vez que os resultados obtidos não são muito díspares entre tipos de tesouras.

6.2. Destroçadores

A partir do momento em que a poda é realizada (principalmente a poda de inverno) ficam muitos ramos no pomar. A forma mais eficiente para eliminar os restos das podas é através da utilização de destroçadores que se acoplam ao trator e que permitem que a lenha seja cortada em pedaços muito menores e dessa forma a sua decomposição seja facilitada, garantindo o retorno de parte dos nutrientes ao solo. Esse trabalho deve ocorrer sempre na superfície do terreno para evitar qualquer tipo de mobilização. A remoção de toda a lenha do pomar não é recomendável e normalmente não há essa intenção. Contudo, em pomares em que seja detetada a presença de patógenos, as lenhas devem ser removidas e eliminadas para evitar a disseminação de doenças.

6.3. Pulverizadores/ Atomizadores

Estes equipamentos são fixados ao trator e podem ser utilizados para aplicação de herbicidas, adubações foliares, tratamentos fitossanitários e até polinização assistida, sendo recomendável a utilização de reservatórios específicos ou proceder a uma correta lavagem de forma que não existam resíduos, evitando quaisquer danos na cultura. Os pulverizadores devem passar por inspeções obrigatórias a cada três anos.

6.4. Pulverizadores de aplicação de pólen

Em território nacional a via para aplicação de pólen mais utilizada é a de via húmida. Para isso é necessário a utilização de pulverizadores de baixa pressão. Podem ainda ser acoplados ventiladores aos tratores que fomentem a circulação de ar e permitam uma distribuição mais uniforme do pólen pelo pomar, com predominância nos corredores de plantas femininas. Alguns pomares em Portugal fazem uso de um dispositivo de polinização assistida por ar (Fig. 26). Entre dispositivos poderá haver diferença no diâmetro do bico e na estrutura do motor (MU *et al.*, 2018). Atualmente, as máquinas de polinização não têm capacidade de realizar a polinização automatizada *per si*, podendo, no entanto, ser acopladas ao trator. O dispositivo de pulverização da máquina de polinização usa um bico para controlar o fluxo de líquido (MU *et al.*, 2018).



Figura 26. Dispositivo portátil de polinização assistida (Fotografia: Sílvia Castro).

É importante destacar que o uso de meios mecanizados não prejudica a viabilidade polínica, mas existe naturalmente uma limitação física da quantidade de grãos de pólen que podem ser capturados pelos estigmas, ou seja, aumentar a quantidade de pólen na aplicação não irá aumentar a recetividade pela flor. Por essa razão é importante saber a quantidade máxima de pólen que pode ser aplicada para que não haja prejuízo. Uma vantagem importante é que a velocidade da polinização assistida é muitíssimo maior quando comparada com a polinização manual, utilizando um terço da quantidade de pólen (BARNETT *et al.*, 2007).

6.5. Colheita dos frutos

Existem protótipos chineses e neozelandeses para colheita de kiwi que recorrem à informação recolhida por diversos sensores para determinar a localização da fruta, inclusive durante a noite se o espaço for bem iluminado. O robô pode ser programado usando uma rede neural convolucional (rede processadora de imagens e vídeos) que lhe permite reconhecer os kiwis mesmo em aglomerados nos ramos (FU *et al.*, 2018; MU *et al.*, 2017; CUI *et al.*, 2012; CUI *et al.*, 2013). O robô possui uma estrutura de corte, dispositivo de fixação em terra, detecção do objeto e braço telescópico ajustável programado para realizar uma colheita de forma não destrutiva. O robô multibraços (Fig. 27) mais eficiente ainda tem uma perda de 25% de frutos durante a colheita, sendo um valor percentual considerado elevado. Entretanto com a evolução dos sistemas de detecção de imagem e desenvolvimento de novos algoritmos é possível que este valor diminua ao longo do tempo para patamares aceitáveis. A maior barreira tecnológica tem sido o desenvolvimento de um algoritmo robusto associado a sensores específicos que sejam capazes de detetar alterações no terreno bem como a disposição irregular dos frutos nos ramos para uma colheita com o mínimo de danos possíveis (FU *et al.*, 2017; WILLIAMS *et al.*, 2009).



Figura 27. Robô de colheita em atividade no pomar de kiwi (Fonte: WILLIAMS *et al.*, 2009).

6.6. Novas tecnologias

A Nova Zelândia, seguida pela China, tem liderado as inovações na área das tecnologias agrícolas para o cultivo de kiwi. Essas inovações garantirão uma melhor gestão dos processos sobre as mudanças geradas por alterações climáticas e também o melhor timing para execução de certas operações culturais (TAYLOR *et al.*, 2014; HULL *et al.*, 2016). Ainda existem barreiras tecnológicas para superar os principais problemas de mecanização na polinização e colheita. Nenhum dispositivo disponível no mercado ou em fase de testes opera com 100% de eficiência, sendo necessário, em certas fases do processamento, algum nível de operação manual.

A Nova Zelândia é o país que mais investiu em automatização do processo de determinação do calibre do kiwi. A logística neozelandesa desenvolveu um processo automático baseado em imagens para classificar a fruta com base no tamanho e nos defeitos da superfície. Posteriormente a fruta pode ser embalada de acordo com a procura do consumidor antes de entrar em venda direta nas superfícies comerciais (GARCÍA-QUIROGA *et al.*, 2015; ROBERTSON *et al.*, 2014).

Alguns produtores já recorrem ao uso de drones. O objetivo da aquisição desses dispositivos é monitorizar diversas atividades, como as condições da colheita, impacto da escassez hídrica, os níveis de clorofila, estado fitossanitário do pomar e avaliar a eficiência da irrigação. Há outros dispositivos não móveis, os sensores estáticos, que podem medir a humidade relativa, temperatura, humidade do solo, velocidade do vento, entre outros fatores, e que já são frequentemente utilizados em Portugal (WOODWARD & CLEARWATER 2012; GITELSON *et al.*, 2003).

Um dos mais recentes avanços tecnológicos é o NIR (*Near Infrared*) – Classificação por Câmara de Infravermelho Próximo. O NIR emite luz e pode medir qualquer alteração nos comprimentos de onda refletida. A matéria seca, Brix, firmeza e cor são parâmetros qualitativos internos da fruta que podem ser medidos juntamente com possíveis danos à superfície, manchas, além do calibre. Há múltiplas câmaras para conseguir maior precisão e dessa forma permitir a tomada de decisão pela máquina, por exemplo, para remover o fruto, ou proceder ao seu embalamento por semelhança de tamanho e qualidade, nas bandejas. O modelo mais recente é o ‘Spectrim’ já disponível para a fileira do kiwi (HULL *et al.*, 2016).

Pragas – monitorização e gestão

Assim como o ciclo de vida da própria Actinídea, a ocorrência de pragas está relacionada entre outros fatores com as mudanças do clima, nomeadamente a variação da temperatura, pluviometria e humidade. Depois da deteção de uma praga é necessário recorrer aos meios diretos de proteção com o mínimo de impacto na saúde humana, nos organismos não visados e no ambiente, utilizando-os de forma integrada e recorrendo à luta química apenas em último recurso (Proteção Integrada das Culturas - Conceitos e Princípios Gerais – Volume I – DGAV, 2014), já que esta tem impactos negativo no solo, nos lençóis freáticos e na biodiversidade (MATHIOPOULOS, 2014). Quando os métodos químicos são necessários, devem ser desenvolvidos estudos aprofundados sobre o estágio de desenvolvimento da praga, como avaliação dos níveis populacionais, para que os danos colaterais sejam reduzidos pela quantidade adequada da intervenção (ANTUNES *et al.*, 2005). Um método indireto para mitigar alguns dos efeitos causados pelas pragas é o controlo do estado nutricional e hídrico do pomar com o objetivo de potenciar a saúde das plantas. Sem esses cuidados, a resiliência das plantas ao ataque por pragas fica comprometido, traduzindo-se num aumento significativo das perdas associadas (ANTUNES *et al.*, 2005).

Em comparação com as outras fileiras, o kiwi apresenta poucos problemas fitossanitários relacionados com a ocorrência de pragas. De seguida são descritas por grupo taxonómico as pragas que afetam a cultura de kiwi, com a descrição técnica da gestão e monitorização associada a cada praga.

7.1. Pragas primárias (de elevada importância em Portugal)

Essas pragas são conhecidas por atacarem plantas vigorosas, e normalmente possuem uma alta densidade populacional, causando danos económicos severos. As pragas que afetam globalmente os pomares de kiwi pertencem na sua maioria à classe Insecta, sendo as ordens de maior interesse económico as listadas a seguir.

Os cultivares de kiwi apresentam alta sensibilidade aos organismos da ordem Díptera (BRUN, 1992). A espécie com maior importância económica para esta fileira é a *Ceratitidis capitata*, porém a sua origem pode ter começado a partir de outras culturas que ocorrem normalmente nas proximidades dos pomares de kiwi, como as oliveiras e videiras (ANTUNES *et al.*, 2005).

7.1.1. Mosca-da-fruta ou Mosca-do-Mediterrâneo (*Ceratitidis capitata*)

A mosca-da-fruta ou mosca-do-mediterrâneo (*Ceratitidis capitata*) é uma das pragas mais devastadoras com uma ampla distribuição global graças à sua adaptação a temperaturas baixas e uma rápida dispersão (Fig. 28). Alimenta-se da polpa da fruta de diversas famílias, entre elas a família *Actinidiaceae*. As variedades amarelas de kiwi tendem a sofrer mais danos pois têm uma epiderme mais frágil, o que facilita a penetração do fruto pela mosca para a realização da postura de ovos (PAPACHRISTOS *et al.*, 2013).



Figura 28. *Ceratitis capitata*.
(Fonte: Weldon, 2022).

Esta espécie tem uma distribuição geográfica desde a região do Mediterrâneo até a região sul equatorial de África, Américas Central e do Sul, Austrália e Havaí (Fig. 29), sendo considerada uma ameaça muito preocupante em toda a Ásia e América do Norte, regiões do globo onde permanece ausente (LIQUIDO *et al.*, 1991; STECK *et al.*, 1996; DEL PINO, 2000; PAPADOPOULOS *et al.*, 2003).

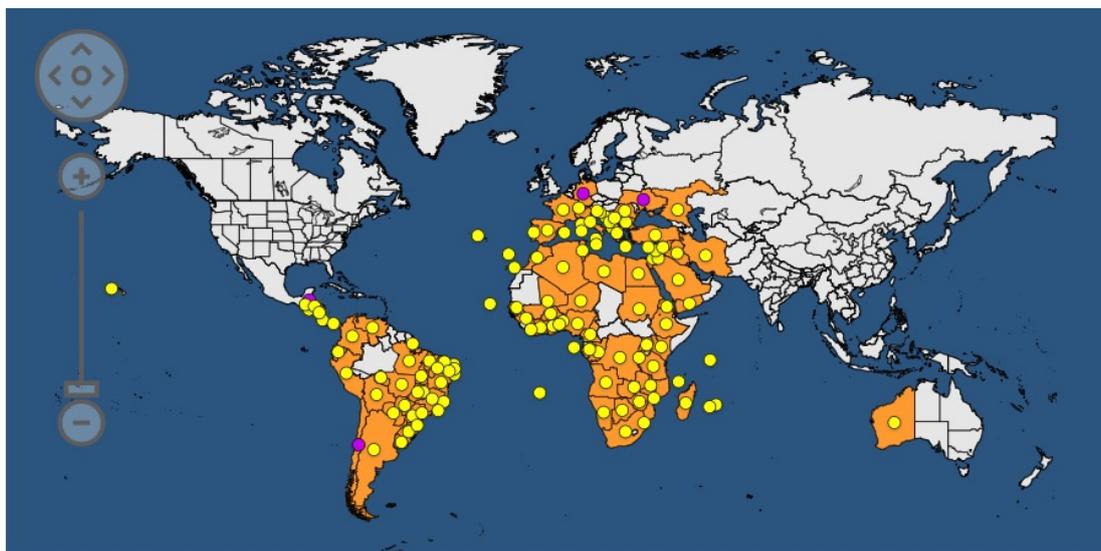


Figura 29. Distribuição da *Ceratitis capitata*. Os pontos em amarelo indicam a presença permanente da praga e as púrpuras indicam os locais nos quais está em processo de erradicação (Fonte: EPPO, 2023. Acesso em 12.05.2023).

O problema é agravado quando ocorrem hospedeiros alternativos e silvestres próximos destas culturas, tornando-se repositórios naturais desta praga. Isso permite a manutenção do inseto durante todo o ano, aumentando o número populacional, permitindo alargar a área de implantação e de migração em busca de locais mais favoráveis, principalmente quando ocorre uma baixa disponibilidade de frutos (MALAVASI & MORGANTE, 1981).

Em relação ao seu ciclo biológico, esta espécie apresenta um ciclo de vida curto dividido em intervalos de dois a quatro dias de embriogénese, seis a onze dias no período larvar e também seis a onze dias na fase de pupa. Após a eclosão dos adultos, a maturidade sexual ocorre em cinco dias. A quantidade de ovos colocados por cada fêmea pode chegar até aos 1000, sendo colocados em média dez ovos por oviposição (FLETCHER, 1989; DUYCK & QUILICI, 2002; PEREIRA, 2003). A sobrevivência dos adultos está estimada entre 4 a 6 semanas (CAREY, 2011). Como a alimentação da larva é altamente dependente da qualidade do fruto parasitado, geralmente ocorre a infestação em frutos com melhores condições para o desenvolvimento da larva, contribuindo para a longevidade e fecundidade dos indivíduos adultos (SALLES, 1995).

7.1.2. *Halyomorpha halys*

Esta espécie (*Halyomorpha halys*) pertencente à família Pentatomidae: Hemiptera (Ver seção 7.4.2) é conhecida internacionalmente como Percevejo Marmorado Castanho (*Brown Marmorated Stink Bug*) e em Portugal por Percevejo Asiático (Fig. 30) (GASPAR *et al.* 2022).



Figura 30. *Halyomorpha halys*
(Fotografia: Hugo Gaspar).

É uma praga invasora em Portugal polífaga nativa da Ásia, atualmente com ampla presença na Europa, onde causa graves danos a muitas culturas agrícolas (Fig. 31) (KRITICOS *et al.*, 2017; LESKEY & NIELSEN, 2018). O percevejo asiático apresenta ainda resistência às medidas de controlo disponíveis, e causa grandes prejuízos económicos. Os primeiros registos dentro do espaço europeu são de 2004 (ARNOLD, 2009). Em Portugal foi intercetado pela primeira vez em 2018 (NAVES, 2019; ZOVKO *et al.*, 2019), e desde 2020 tem tido um crescimento de deteções exponencial, expandindo-se no litoral norte e centro, e chegando ao interior norte, litoral sul e ilha da Madeira (GASPAR *et al.*, 2023).

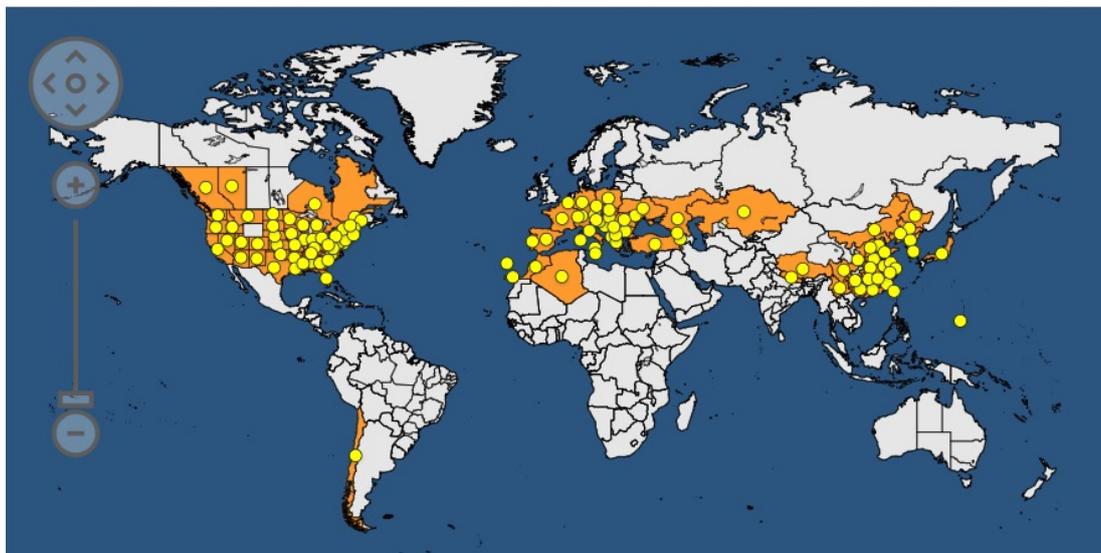


Figura 31. Distribuição de *Halyomorpha halys*. Os pontos em amarelo indicam a presença da praga (Fonte EPPO, 2023. Acesso em 12.05.2023).

Entretanto o efeito residual na maioria dos pesticidas limita a eficácia química contra esta praga (KUHAR & KAMMINGA, 2017, LEE & LESKEY, 2015). Os severos danos causados por *H. halys* no kiwi carecem ainda de medidas efetivas de controlo (CHEN *et al.*, 2020, LARA *et al.*, 2018). No norte da Itália, o prejuízo alcançou até 50% na produção dos frutos do kiwi (FRANCATI *et al.*, 2021; MELE *et al.*, 2022). O ineficaz controlo químico, físico ou até biológico associado à sua alta capacidade reprodutora e de mobilidade tem permitido a expansão desta praga (GIOVANNINI *et al.*, 2022). Os prejuízos já alcançaram milhões de euros e quase 300 espécies vegetais já foram afetadas, entre as quais a actínídea. O tamanho do inseto adulto pode variar entre 12 e 17 mm e possui um padrão de pontuações claras no dorso, nervuras escuras na parte transparente da asa e duas bandas claras em cada antena (GASPAR *et al.*, 2019).

A temperatura tem uma importância significativa no ciclo de vida do inseto, que é dividido em quatro fases. A primeira é a reprodução (entre julho e agosto), na qual a fêmea pode colocar até 400 ovos. Após eclosão, o inseto atravessa 5 fases de ninfa durante 40 a 50 dias até à fase adulta. De seguida avançam para a fase de busca ativa por abrigo (setembro até novembro), com deslocamentos por voo de até 10 km por dia, embora essa distância possa aumentar para milhares de quilómetros com o auxílio de vetores humanos. Após a dispersão e fixação em locais de abrigo, os percevejos libertam substâncias químicas para atração de outros indivíduos da mesma espécie, formando agregações. Posteriormente, os percevejos entram em estado de diapausa (dezembro a março), reduzindo o metabolismo ao nível basal, conseguindo deste modo sobreviver durante meses sem atividade ou alimentação. O inseto, caso incomodado, pode libertar um odor desagradável, usado como meio de defesa, mas não representa qualquer ameaça a pessoas ou animais. Após o período de diapausa, os insetos saem dos abrigos em busca de alimento intensa, iniciando a quarta e última fase (abril a junho), até reiniciarem o ciclo (GASPAR *et al.*, 2019).

Sendo uma praga do tipo picador-sugador, este inseto penetra o fruto com o aparelho bucal e introduz enzimas que degradam o alimento. No fruto, este procedimento causa deformações, manchas, perda de consistência e até queda do fruto. Estas ações

tornam o fruto não comercializável, com impactos também nos produtos processados, devido à alteração de sabor. Além do fruto, este inseto pode alimentar-se de qualquer estrutura das plantas hospedeiras (GASPAR *et al.*, 2019; CHEN *et al.*, 2020).

7.1.3. Mosca da azeitona (*Bactrocera oleae*)

A *Bactrocera oleae* é um díptero pertencente à família Tephritidae conhecida popularmente como mosca da azeitona (Fig. 32). Este inseto foi inicialmente descrito como monofágico, alimentando-se apenas de azeitonas, mas já foram encontrados relatos dessa praga em pomares de kiwi capturadas em armadilhas (FÉLIX *et al.*, 2005).



Figura 32. *Bactrocera oleae*
(Fonte: Varikou, 2022).

A mosca da azeitona, assim como a mosca da fruta, apresenta uma expansão considerável (Fig. 33) (CALECA *et al.*, 2012, EPPO, 2021). Os maiores índices populacionais desta praga são registados em regiões costeiras que apresentam temperaturas mais amenas no verão quando comparado com regiões interiores que registam em média, temperaturas mais altas nessa mesma estação, sendo esta variável condicionante ao desenvolvimento populacional dessa mosca (DAANE *et al.*, 2015).

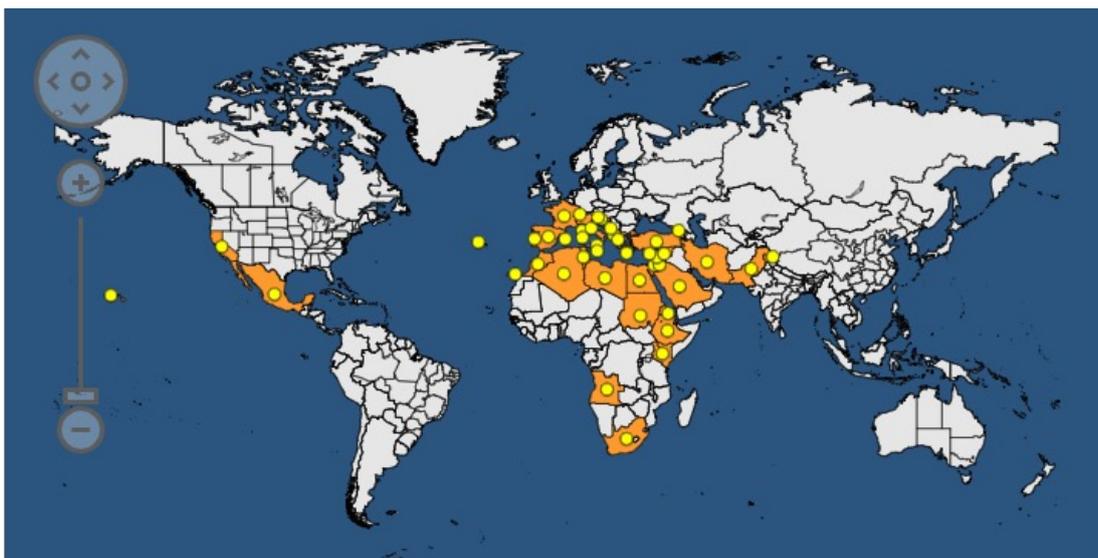


Figura 33. Distribuição da *Bactrocera oleae*. Os pontos em amarelo indicam a presença da praga em África, Europa e América do Norte (Fonte: EPPO, 2022. Acesso em 12.05.2023).

Durante todo o inverno, a mosca encontra-se no estado de pupa, enterrada no solo próximo à superfície, podendo também hibernar no estado adulto. Na primavera inicia-se a atividade das moscas adultas na busca de alimento, preferencialmente composto por substâncias doces como néctar ou meladas de homópteros. Devido à sua capacidade de percorrer grandes distâncias esta espécie consegue facilmente disseminar-se entre pomares (MATHIOPOULOS, 2014).

Geralmente a postura dos ovos segue-se à maturação dos frutos, iniciando-se quando estes adquirem um desenvolvimento adequado. A embriogénese dura geralmente cerca de 12 a 19 dias no período de outono e inverno enquanto essa incubação dura de 2 a 4 dias em períodos de verão. Já o estado larvar tem uma duração de cerca de 12 a 13 dias, sendo esse tempo variável em função da temperatura e do estado de maturação do fruto (NEUENSCHWANDER *et al.*, 1986). O período de pupa também é dependente da estação do ano, sendo de 41 a 92 dias no inverno, de 12 a 88 dias no outono, de 16 dias no verão, e de 17 a 21 dias na primavera (FLETCHER; KAPATOS, 1983).

A depreciação dos frutos só é observada após a destruição parcial da polpa e posterior queda do fruto, podendo causar prejuízos elevados. É, portanto, imprescindível a colheita e a destruição dos frutos que estão picados ou caídos, além da avaliação do risco da praga por meio do estudo da dinâmica populacional do inseto através da instalação de armadilhas (DAANE *et al.*, 2015; ANTUNES *et al.*, 2005).

7.1.4. Lepidópteros

A *Blastobasis decolorella* (Fig. 34) é uma das representantes desta ordem. Geralmente as larvas desta borboleta causam danos extensos nos pomares por causa das suas escavações nos frutos durante a alimentação (EASTERBROOK *et al.*, 1985). Os frutos danificados perdem valor comercial. A *B. decolorella* é uma praga de grande importância económica em pomares de maçã; em pomares de kiwi os seus danos ainda não representam um problema para a fileira (FÉLIX *et al.*, 2008).



Figura 34. *Blastobasis decolorella* (Fonte: CABI, 2022)

Outra praga desta ordem são as traças das espécies *Argyrotaenia* spp. e *Clarkeulia* spp., conhecidas como traças dos frutos. Nos locais onde o cultivo de kiwi se expandiu em maior quantidade, como nos Estados Unidos, Chile, Itália e Nova Zelândia, estas traças são as pragas de maior importância económica, tendo sido encontrados espécimes também no Brasil (STEVEN, 1990).

Os representantes do género *Clarkeulia* possuem tamanho médio de 12 mm com presença de asas na parte anterior do corpo e coloração castanho-escuro. Já as traças do género *Argyrotaenia* são menores, com cerca de 8 mm, diferindo apenas na coloração das asas, sendo alaranjadas, enquanto no outro género são mais acinzentadas. As lagartas dessas traças encontram-se entre frutos ou até mesmo no ponto de incisão destes com as folhas, alimentando-se da epiderme e pericarpo do fruto, impedindo a sua comercialização (FÉLIX *et al.*, 2008).

7.1.5. Tripes

Em pomares de kiwi têm sido detetados insetos da **ordem Thysanoptera** que compreende a praga com o nome comum de tripes. Estes invertebrados de pequeno tamanho podem apresentar hábitos de fitofagia ou de predação de pequenos artrópodes, podendo ocupar diferentes habitats, mas preferencialmente encontram-se nas regiões tropicais (LEWIS, 1973). São capazes de se multiplicar por reprodução sexual e por partenogénese, ocorrendo metamorfose intermediária entre a simples e a completa. Assim o ciclo de vida é composto por ovo, dois instares larvais, dois instares em inatividade (pré-pupa e pupa) e a fase reprodutiva adulta (PALMER *et al.* 1989).

Nos pomares de kiwi estes insetos são responsáveis por danos diretos nas folhas, hastes, frutos e flores, além de serem vetores dos tospovírus, causando danos diretos na produção (STRECK, 1994). Em Portugal foram identificadas as espécies *Thrips palmi* em 2005 (EPPO, 2018), a qual já se encontra erradicada e, em 2007 a espécie *Heliothrips haemorrhoidalis* que ataca as folhagens nos pomares de kiwi causando um aspeto acobreado nas folhas e algumas pontuações negras (BRUN 1992; ANTUNES *et al.*, 2008). Geralmente as folhas predadas por essa espécie apresentam descolorações, uma tonalidade mais acinzentada ou acastanhada com presença de excrementos pretos (BRUN, 1990).

7.2. Pragas secundárias (importância média em Portugal)

As pragas secundárias são aquelas que surgem de forma ocasional e normalmente não possuem um forte impacto económico sobre a produção.

O representante de maior importância económica da **ordem Coleóptera** são os besouros da espécie *Haltica ampelophaga*, conhecida popularmente como vaquinha da videira ou áltica. Apesar destes organismos serem originalmente pragas específicas de vinhas, são responsáveis globalmente por grandes infestações no período vegetativo nas culturas de kiwi (AMARO & FERREIRA, 2001) também pela proximidade de alguns pomares a vinhas, principalmente na região norte de Portugal. Os indivíduos adultos apresentam cerca de 4 mm de comprimento e 2 mm de largura com coloração de verde a azul metálico (Fig. 35).



Figura 35. *Haltica ampelophaga*

(Fonte: <http://www.agrologica.es/informacion-plaga/altica-vid-pulguilla-vid-haltica-ampelophaga/>).

Durante o inverno os adultos permanecem na casca da planta, enquanto na primavera se deslocam para os rebentos para se alimentarem. As larvas alimentam-se da superfície inferior do talo e criam as pupas sob o solo, com surgimento dos adultos em cerca de 45 dias. Os prejuízos são ocasionados pela alimentação dos adultos que perfuram as folhas e comem os rebentos jovens (AMARO & FERREIRA, 2001). Todavia não foram relatados prejuízos substanciais deste besouro nos pomares de kiwi, sendo apenas importante o seu controlo populacional para evitar futuros danos.

Outros coleópteros de importância económica nos pomares de kiwi são os desfolhadores da família Chrysomelidae, género *Maecolaspis* que são besouros de pequeno tamanho e coloração acastanhada e brilho metálico (AMARO & FERREIRA, 2001). Os seus locais de incidência são predominantemente as folhas e os rebentos jovens, causando danos pela sua alimentação. A característica principal da infestação por estes besouros são os rompimentos foliares, devido ao ataque das folhas, sendo que em infestações mais severas ocorre uma significativa redução no desenvolvimento dos rebentos (HICKEL & SCHUCK, 1996). As épocas de maior incidência dessa praga são o final da primavera e o início do verão (HICKEL & SCHUCK, 1996; AMARO & FREITAS, 2001).

Dentro da família Curculionidae, o género *Naupactus* está igualmente associado a danos no kiwi. Apresentam na cabeça uma estrutura similar a um focinho e as pernas anteriores são mais dilatadas. A fase larvar é caracterizada pela vida livre no solo onde se alimentam principalmente de raízes. Já na fase adulta, a alimentação é predominantemente na parte aérea das plantas de kiwi gerando várias perfurações nas estruturas foliares das plantas (SORIA & BRAGHINI, 1994; OLIVARES *et al.*, 2014). O dano ocasionado nas gemas tende a ser mais expressivo na cultura do kiwi, por esta apresentar geralmente abrolhamento após o período de inverno. Esses besouros apresentam hábitos noturnos, abrigando-se durante o dia na parte interior da copa ou até mesmo na vegetação rasteira, saindo à noite para se alimentarem. Apresentam uma baixa mobilidade, raramente abrindo voos curtos, pelo qual o deslocamento entre plantas ocorre mais por locomoção (SORIA & BRAGHINI, 1994).

Os indivíduos da **ordem Homoptera** que interferem significativamente nos pomares de kiwi são principalmente distribuídos pelas famílias Cicadellidae, Diaspididae e Aphididae.

Da família Cicadellidae destacam-se os membros da espécie *Empoasca vitis*, uma cigarrinha polífaga também muito encontrada em vinhas. Estes insetos apresentam, quando adultos, uma coloração verde-clara, medem até 3 mm, e apresentam uma alta capacidade de mobilidade e uma longevidade média de 60 dias (DIAS *et al.*, 2007). O local de deposição dos ovos é próximo das nervuras foliares, sendo que a ninfa eclode

geralmente num intervalo de oito a dez dias após a postura (MIRANDA & ARAÚJO, 2003). Estes insetos permanecem alojados na face ventral da folha, fazendo com que se torne recurvada para dentro. Decorrendo da alimentação da seiva da planta, estes insetos causam o abortamento das flores, além do amarelecimento e encarquilhamento das folhas, podendo ocorrer necrose foliar em casos de infestação severa (DIAS *et al.*, 2007). Outro problema relacionado com esta praga é a inoculação de toxinas nas plantas, presentes na sua saliva, podendo gerar um quadro de fitotoxicidade, relacionado com a queda da qualidade nutricional da planta, hipertrofia e até mesmo obstrução dos vasos do floema (OSPINA, 1980). Para além destes problemas, pode também originar a dispersão de vírus e bactérias devido à alimentação com base na seiva da planta. Nas plantas da família Actinidiaceae que sofrem com o ataque desta cigarrinha são identificadas folhas com aspeto de mosaico e necrose acentuada nas margens das folhas (BRUN, 1992). Devido à proximidade com as plantações de vinha, este inseto tem sido detetado em várias plantações de kiwi, porém com estragos menos significativos do que no seu hospedeiro habitual, as videiras (MANSILLA *et al.*, 1988; ANTUNES *et al.*, 2005).

As cochonilhas representam um dos grupos de maior importância económica para a agrofileira, pois são as pragas mais destrutivas para as árvores de fruto, devido ao seu tipo de alimentação por sucção de seiva que pode ocasionar a morte da planta infestada. A sua saliva também é responsável pela aparição de uma mácula amarelada na superfície foliar, interferindo na taxa de fotossíntese (BLANK *et al.*, 2000). Além disso, podem causar danos na casca e frutos da Actinídea, principalmente no período de armazenamento, enquanto níveis elevados da praga podem levar à perda de vigor de toda a árvore. Em citrinos, como no kiwi, as cochonilhas apresentam flutuação populacional dependente dos fatores climáticos locais, ocorrendo preferencialmente em meses mais quentes e húmidos (CORREIA, 1996). O método de reprodução é baseado em partenogénese, não sendo conhecidos exemplares macho desta espécie (BLANK *et al.*, 2000).

A cochonilha branca, *Pseudaulacaspis pentagona*, é naturalmente predadora de pessegueiros, além de ser uma praga importante nas fileiras da vinha e das ameixas, e de infestar plantas silvestres. Já foi detetada em pomares de kiwi, em vários países, entre eles Itália e França (CACIOPPO, 1989; HEMMERLE, 1977). A principal característica de *P. pentagona* é presença de carapaças, que nas fêmeas apresentam um formato circular e de coloração esbranquiçada, sendo conhecida popularmente por escama da amora ou cochonilha-branca-da-amoreira. Essa carapaça não permanece presa ao corpo desse inseto. Assim, quando ela se solta, ocorre uma mudança de coloração para rosa-amarelado, com ausência de antenas e patas. Nos representantes machos da espécie a carapaça é mais alongada e quando o inseto a perde tornam-se alados, de coloração mais esbranquiçada (HEMMERLE, 1977; CACIOPPO, 1989; EPPO, 2021). Na oviposição, os ovos permanecem agrupados na parte inferior da carapaça até à sua eclosão. Assim que eclodem, as ninfas apresentam pernas desenvolvidas que conferem grande mobilidade para dispersão entre as plantas do pomar. Já as ninfas machos apresentam uma mobilidade menor, levando à aglomeração destes insetos antes da fixação (CACIOPPO, 1989; HEMMERLE, 1977).

O vento é o principal agente de dispersão destas cochonilhas, transportando as ninfas, que são extremamente leves, até outras plantas. A alimentação é baseada na ingestão de seiva. Assim, a sua distribuição ocorre por toda a planta sendo encontrada nos troncos, ramos e até mesmo nas folhas, podendo cobrir completamente

esses órgãos em caso de infestação, e atingindo até mesmo os frutos. Por ingerirem quantidades elevadas de seiva, a infestação é seguida da desidratação dos ramos mais produtivos, além do enfraquecimento inteiro da planta (HEMMERLE, 1977).

A cochonilha, *Quadraspidiotus perniciosus*, conhecida popularmente como cochonilha de São José também apresenta uma coloração castanho-amarelada, mas a sua carapaça é mais redonda e acinzentada. Ao contrário da cochonilha branca que infesta preferencialmente as partes lenhosas da planta, o local mais comum de incidência da cochonilha de São José são os ramos e os frutos, podendo ser encontrada, com menor incidência, nas folhas, (STEVEN, 1990). Como consequência da infestação, ocorre a paralisação do crescimento vegetativo e os ramos começam a secar culminando na morte da planta. Os danos nos frutos ocorrem quando estão ainda em desenvolvimento e nos períodos em que a fase de vida é a ninfa móvel (HEMMERLE, 1977).

A presença de caracóis (**Ordem Stylommatophora**) é bastante comum em pomares de kiwi, encontrando-se localizados em diversas partes da planta. No entanto, a maior incidência destes organismos ocorre nas folhagens onde causam danos maiores, sendo que na rebentação da planta do kiwi, os caracóis podem ter um forte impacto económico (ANTUNES *et al*, 2005). São considerados pragas em diversas fileiras como tabaco, café, soja e mandioca, atacando de plantas ornamentais até hortas e fruteiras (MILANEZ & CHIARADIA, 1999). Os métodos de controle são complexos já que estes animais apresentam hábitos generalistas que, somando ao elevado potencial reprodutivo, juntamente com o grande porte dos indivíduos adultos, favorecem a sua colonização em diferentes ambientes e sua boa adaptação a fatores de *stress*, sejam eles abióticos ou antrópicos (ANTUNES *et al*, 2005).

7.3. Pragas de importância elevada noutros países produtores

As pragas do kiwi da **ordem Hymenoptera** são as formigas conhecidas como cortadeiras do género *Acromyrmex* com distribuição no continente sul-americano, nomeadamente Brasil, Colômbia, Venezuela e Guiana Francesa. Estas formigas apresentam coloração acastanhada, avermelhada ou até mesmo preta, diferindo a sua morfologia pela função que exercem na comunidade (HICKEL; SCHUCK, 2005). No dorso apresentam quatro a cinco pares de espinhos, ausentes também nas saúvas. Os formigueiros são pequenos comparados com outras espécies, com poucas câmaras, algumas vezes apresentando apenas uma câmara parcialmente enterrada. São geralmente encontrados sob montes de palha, entulho ou pedras, sendo caracterizados pela presença de terra granulada solta que se mistura com a palha derivada da escavação da câmara. Nesta espécie os carreiros são, geralmente, superficiais, podendo também ser subterrâneos (HICKEL & SCHUCK, 2005).

As formigas saúvas (do género *Atta*) embora não estejam geralmente nos pomares, apresentam formigueiros grandes com várias câmaras e repletas de indivíduos, apresentando um grande potencial de destruição. Neste caso os carreiros são superficiais e apresentam trilhas limpas e longas terminando nos olheiros. Membros deste género são mais ativos no período noturno ou em horas de temperaturas mais suaves do dia, sendo que em dias nublados podem apresentar atividade durante todo o dia. Geralmente atacam durante o período vegetativo da Actinídea, cortando os brotos, ramos e as folhas da planta, sendo a infestação indicada pela quantidade substancial

de fragmentos foliares (HICKEL & SCHUCK, 2005).

Em 2016 uma nova praga foi detetada na China, *Anisandrus apicalis* (Li *et al.*, 2016) pertencente à **ordem Homoptera**. Apesar de distante geograficamente, a comercialização de frutos provenientes dessa região do globo, pode levar à disseminação desta nova praga para a Europa.

7.4. Controlo biológico

As formas de controlo biológico das pragas que prejudicam a plantação e o comércio do kiwi podem ser distribuídas em três categorias: o controlo realizado por parasitoides, por predadores ou por patógenos.

O controlo biológico realizado por parasitoides descreve-se como sendo um parasita que se instala num hospedeiro para se poder alimentar deste. O parasita pode instalar-se no hospedeiro, interna ou externamente, sendo considerado um endoparasita ou um ectoparasita, respetivamente.

7.4.1. Ordem Díptera

Embora vários tipos de pragas da fileira de Actinídea sejam da ordem Díptera, algumas famílias dessa mesma ordem apresentam comportamentos parasitários contra outros dípteros, depositando seus ovos, na sua maioria, na superfície do corpo do hospedeiro, geralmente lagartas de lepidópteros ou larvas de coleópteros, devido a seu grande tamanho, suficiente para alimentar a larva até o final de seu desenvolvimento (CARVALHO & AGUIAR, 1997).

A principal família de dípteros responsáveis pelo controlo biológico nos pomares de kiwi é a Tachinidae. Os indivíduos desta família, na sua fase adulta apresentam hábitos florícolas, similares à mosca doméstica. Contudo, na fase larvar esses insetos apresentam uma fase parasitária vivendo e alimentando-se no interior de lagartas, na maioria das vezes de lepidópteros, impedindo o crescimento populacional exagerado dessas espécies (CARVALHO & AGUIAR, 1997).

Outras espécies são específicas de gafanhotos, percevejos e cochonilhas, sendo que normalmente as espécies apresentam um determinado grau de especialização, parasitando organismos de determinadas espécies, e apresentando um ciclo de vida num único hospedeiro (AGUIAR & FRANQUINHO, 1999).

Outras espécies de dípteros apresentam uma especificidade menor, podendo a sua larva alimentar-se de vários hospedeiros diferentes ou em alguns casos necessitar de hospedeiros intermediários para finalizar o seu ciclo de vida. Podem apresentar várias gerações num único ano, sendo que em estações mais frias pode ocorrer a hibernação da larva no interior de seu hospedeiro, até o momento mais apropriado para formação da pupa, e posterior fase adulta, na qual se alimentará exclusivamente de substâncias açucaradas (AGUIAR & FRANQUINHO, 1999).

As duas principais famílias desta ordem com hábito predatório de pragas agrícolas, são Cecidomyiidae e Syrphidae. As presas principais dos organismos destas duas famílias, são os afídeos (CARVALHO & AGUIAR, 1997). Na família Cecidomyiidae, *Aphidoletes aphidimyza* é uma espécie de importância económica elevada na gestão do controlo integrado de pragas, sendo adaptável a quase todas as fileiras que normalmente são atacadas por afídeos, como as ornamentais, fruteiras (como o kiwi), e na fileira do

algodão, sendo capaz de predação cerca de 60 espécies diferentes de pragas (CARVALHO & AGUIAR, 1997).

Na família Syrphidae, existem diversos grupos que possuem larvas com hábito predatório sobre vários outros artrópodes, entre eles hemípteros, larvas de formigas, artrópodes aquáticos, cochonilhas, aleirodídeos, psilas, entre outros (CARVALHO & AGUIAR, 1997). Esses insetos similares a vespas apresentam como característica principal a sua capacidade de pairar sob o ar. A capacidade predatória destes organismos permite que cada larva seja capaz de consumir até 1400 afídeos até à fase de pupa, ou seja, dez dias, atuando ativamente no controlo populacional de diversos hemípteros considerados pragas pelas diversas fileiras agrícolas (TENHUMBERG & POEHLING, 1995). Esta família tem sido comercializada com o objetivo de atuar no controlo biológico de pragas das culturas de alface, trigo, brócolos, maçã e pêsego (AUAD *et al.*, 1997).

7.4.2. Ordem Hemiptera

Dentro da ordem Hemiptera, os organismos de maior importância quanto ao seu hábito predatório de pragas pertencem à subordem Heteroptera, mais precisamente às famílias Miridae, Anthocoridae e Nabidae. Esta subordem é caracterizada por membros com asas anteriores parcialmente endurecidas e membranosas (SCHUH, 1995). Embora a maioria das espécies sejam consideradas pragas agrícolas, um grupo limitado destes insetos são espécies predatórias que apresentam grande potencial para serem agentes ativos no controlo biológico.

Algumas espécies de mirídeos são predadoras de larvas, ninfas e ovos de pragas das culturas devido à sua voracidade. A eficácia no controlo destas pragas, levou já à utilização comercial de mirídeos, principalmente no controlo da mosca branca da espécie *Bemisia tabaci*, e da traça da espécie *Tuta absoluta* que ataca a cultura do tomate (CALVO *et al.*, 2012). No caso do tomateiro, esses hemípteros caminham facilmente por entre a plantação usando essa planta como substrato para a sua oviposição, um importante fator para determinação de agentes de controlo biológico.

Por outra parte, os antocorídeos são mais facilmente encontrados em pomares do que noutra tipo de vegetação. Estes organismos são predadores com uma ampla variedade de fontes alimentares, desde derivados vegetais, como pólen, até pequenos insetos, como afídeos, larvas de lepidópteros e até algumas espécies de ácaros. A sua ação predatória ocorre geralmente após a floração, na qual o melão originado pelas psilas presentes nas flores atrai os antocorídeos que iniciam de seguida, a predação (ASCENZA, 2020a). Nesta família encontram-se dois géneros que já são utilizados comercialmente como agentes de controlo biológico, *Orius* e *Anthocoris*. Em média uma única ninfa de organismos pertencentes a estes géneros é capaz de consumir até 600 ácaros ou 200 afídeos, enquanto um adulto é capaz de consumir cerca de 100 ácaros por dia (AMARO & FERREIRA, 2001).

A última família dos hemípteros de importância significativa no combate de pragas são os insetos da família Nabidae, que abrangem mais de 500 espécies predadoras, divididas por 20 géneros. Estes predadores são alados e apresentam corpo mole e alongado, capturando as suas presas com as pernas dianteiras. Apresentam uma vasta gama de fontes alimentares, podendo predação qualquer inseto menor que ele e algumas vezes apresentam hábito canibal na ausência de outra fonte alimentar. Podem complementar a ação de controlo biológico com outras famílias da ordem principalmente pelo seu baixo número populacional (AGUIAR & FRANQUINHO, 1999). São geralmente encon-

trados em estratos arbustivos e herbáceos, sendo amplamente encontrados em zonas de cultivo, principalmente em fruteiras.

7.4.3. Ordem Himenóptera

Os membros desta ordem têm como principal característica, o facto da fase adulta não ser exclusivamente como predador, alimentando-se na maioria das vezes de espécies de substâncias açucaradas, como o néctar. A sua atividade parasitária inicia-se na oviposição, na qual a fêmea deposita sobre a presa ou no seu interior os ovos, que crescem e se desenvolvem através da presa. Diversas famílias desta ordem apresentam este hábito parasitóide. Contudo, na cultura da Actinídea a família de maior importância económica no controlo biológico de pragas é Aphelinidae, em particular o género *Encarsia*. Este género apresenta várias espécies conhecidas pelo seu hábito parasitário em diversas espécies de homópteros, como as cochonilhas, por exemplo (CARVALHO & AGUIAR, 1997).

Os representantes da família Aphelinidae também são de suma importância no controlo biológico nos pomares de kiwi, principalmente por parasitarem as principais pragas desta fileira, como afídeos, cochonilhas e a mosca-branca (GUIMARÃES & LOPES, 1992). Um dos géneros desta família é representado por organismos com ação direta sobre os níveis populacionais das principais pragas da Actinídea. Um dos exemplos é a espécie *Aspidiotus nerii*, que é uma cochonilha cosmopolita que apresenta carapaça rígida e possui a capacidade de se reproduzir de forma assexuada ou sexuada. Em países como a Nova Zelândia, esta praga tem elevado impacto na fileira do kiwi, uma vez que os níveis populacionais de espécies parasitas deste género, são reduzidos (TOMKINS *et al.*, 1995).

O controlo biológico realizado por meio da introdução de himenópteros em pomares de kiwi já se demonstrou eficaz, principalmente em França e Itália. Nesses locais foram introduzidos milhares de indivíduos da espécie *Neodryinus typhlocybae*, que naturalmente parasita as larvas de *Metcalfa pruinosa*. Os resultados promissores obtidos, levaram a aplicação desta metodologia noutras regiões (FRANÇOIS, 2002). Infelizmente o número de gerações desta ordem é muito variável, dependendo da espécie e principalmente época do ano, sendo que apresentam uma maior atividade nas estações do outono e primavera; no verão, as temperaturas elevadas e humidade reduza afetam o desenvolvimento destes organismos (CAVACO *et al.*, 2006).

7.4.4. Ordem Neuroptera

A ordem Neuroptera tem como principais representantes os crisopídeos, possuindo mais de seis mil espécies em todo o mundo e cerca de 25 espécies em Portugal. São insetos holometábolos, que passam pelo estado de larva e pupa antes da fase adulta. Apenas após atingirem a fase adulta não sofrem mais modificações. Devido ao seu hábito de predadores de ácaros, afídeos e algumas cochonilhas, algumas espécies têm sido utilizadas como agentes de controlo biológico (BUZZI, 2002).

Dentro dessa ordem, as famílias que têm destaque económico em ecossistemas agrícolas são as Hemerobiidae, Coniopterygidae e a Chrysopidae. A fase larvar é a mais utilizada no controlo biológico devido ao hábito predatório sob afídeos, cochonilhas, ácaros, aleirodídeos, ovos de lepidópteros, psilas e até mesmo pequenas lagartas; contudo, algumas espécies mantêm esse hábito mesmo na fase adulta (BORROR & DELONG, 1969).

A família Hemerobiidae representa os predadores de cochonilhas, afídeos e ovos de lepidópteros (LARA & PERIOTO, 2006). A família Coniopterygidae apresenta mais de 50.450 espécies contendo três subfamílias: Coniopteryginae, Aleuropteryginae e Brucheiserinae. Quando estão na fase adulta ou larvar estes insetos possuem como presas, pequenos artrópodes de corpo mole, como pulgões ou ácaros; contudo, os adultos podem alimentar-se de outras fontes nutritivas, como pólen e néctar. Embora apresentem um papel ativo no controlo natural de pragas de pomares, ainda não foram utilizados com sucesso no controlo biológico (ENGEL & GRIMALDI, 2007).

Por fim, os crisopídeos compreendem o grupo mais utilizado para gestão integrada de pragas e doenças, pelo seu hábito predatório eficaz noutros invertebrados. Além de ácaros, as larvas podem preda outros artrópodes, que se constituem como pragas das fileiras de algodão, citrinos, batata, cana-de-açúcar, beringela, café, feijão, mandioca, milho, sorgo e melão (FREITAS & FERNANDES, 1996). Podem chegar até quatro gerações num único ano, dependendo das condições climáticas, podendo haver hibernação na fase adulta em locais fora do pomar ou na fase larvar protegida pelo casulo na cultura (CAVACO *et al.*, 2006). De entre os insetos predadores, esta família é bastante comum em pomares de kiwi, sendo a espécie mais comum a *Chrysoperla carnea*, que devido ao seu hábito voraz e grande capacidade de multiplicação já foi utilizada com eficácia em programas de gestão de pragas na Europa e nos Estados Unidos da América (Flórida) para o controlo da cochonilha branca em pomares de Actinídea (BRANSCOME, 1999).

7.4.5. Ordem Coleóptera

Esta é a ordem da classe Insecta com a maior diversidade de famílias de artrópodes, contando com mais de 400 mil espécies presentes em todo o globo (BOUCHARD *et al.*, 2011). São predadores vorazes que apresentam na fase adulta o corpo oval ou redondo com asas coriáceas que cobrem totalmente o seu corpo, escondendo asas membranosas. O seu aparelho bucal é do tipo triturador (CAVACO *et al.*, 2006). As principais famílias utilizadas no controlo de pragas devido ao seu hábito predatório são: Carabidae, Staphylinidae e Coccinellidae.

Os carabídeos apresentam uma gama de cores nas suas asas, apresentando geralmente uma coloração preto brilhante ou metálico, e são incapazes de voar devido à junção dos élitros. São caracterizados pelo “pente” presente em suas patas dianteiras para limpeza das antenas (AGUIAR & FRANQUINHO, 1999). Vivem sob as cascas das árvores ou pedras, podendo também ser encontrados em areia de lagos e rios. Predam outros insetos e até mesmo outros invertebrados maiores, possuindo grande importância no controlo de larvas e ovos de coleópteros, lagartas, caracóis e lesmas. Algumas espécies podem atingir uma velocidade de até 9 km/hora na captura de suas presas (AGUIAR & FRANQUINHO, 1999).

Os estafilínídeos apresentam mais de 50 mil espécies descritas e são reconhecidos por apresentarem élitros curtos, permitindo que seus segmentos abdominais sejam expostos; todavia, as suas asas membranosas são bem desenvolvidas sendo bons voadores. O seu tamanho pode variar de 0,5 a 50 milímetros. Esta família apresenta um papel biológico relevante nos ecossistemas, atuando quer como presas quer como predadores de outros insetos como os escolítídeos, larvas de dípteros e caracóis. Embora sejam eficazes no controlo de pragas, a sua eficiência é menor do que a verificada nos membros da família Carabidae (AGUIAR & FRANQUINHO, 1999).

Os coccinélídeos são uma das famílias de coleópteros mais estudadas devido à sua

importância em programas de gestão e combate de pragas fitófagas com importância económica. Estes invertebrados são encontrados em vários tipos de ecossistemas. Foram um dos primeiros insetos a serem utilizados no controlo biológico de pragas com a introdução da espécie *Rosdolia cardinalis* na Austrália, para limitar a população de *Icerya purchasi*, uma cochonilha. São bons predadores das pragas primárias e também secundárias (GUERREIRO, 2000), mesmo na fase larval em que se alimentam principalmente de ovos e larvas (REBOULET, 1999). As suas fontes de alimentação incluem pulgões, moscas brancas, cochonilhas, ácaros, tripes, lagartas desfolhadoras e outros artrópodes pequenos (KUZNETSOV, 1997). O interesse do uso destes artrópodes no controlo biológico de pragas tem vindo a aumentar principalmente pela sua eficácia em fileiras agrícolas ou até mesmo na área florestal e na fileira das plantas ornamentais. Entre os vários relatos de sucesso na introdução de entomófagos para esse controlo, 51 eram pertencentes à família dos coccinelídeos (DE BACK, 1964).

7.4.6. Outros agentes de controlo biológico

1. Nemátodes: Várias doenças de insetos e moluscos são causadas pela presença de nemátodes. Os representantes de nemátodes de maior importância no controlo biológico são pertencentes aos géneros *Heterorhabditis* e *Steinernema*. Organismos destes géneros são capazes de libertar bactérias patogénicas ao entrar no corpo do seu hospedeiro levando à sua morte. Esta libertação ocorre devido a uma simbiose entre o nemátode e essas bactérias, geralmente do género *Photorhabdus* ou *Xenorhabdus* que geralmente habitam no intestino desses vermes. A utilização destes nemátodes como biopesticidas tem auxiliado várias fileiras no controlo biológico de pragas da ordem lepidóptera, díptera e também coleóptera, sendo muitas vezes mais eficazes que os produtos fitofarmacêuticos em insetos que vivem no solo, pois os nemátodes têm a capacidade de se deslocar, alcançando com sucesso em seus hospedeiros (NEVES *et al.*, 2007).

2. Bactérias: As bactérias entomopatogénicas já são utilizadas no controlo de pragas da classe Insecta no sector agrícola há décadas, principalmente o *Bacillus thuringiensis*, da família *Bacillaceae* que já é utilizado como biopesticida. Esta bactéria é ubíqua no solo, gram-positiva, tem um metabolismo aeróbico e uma capacidade de sobreviver em condições adversas. Devido à sua capacidade patogénica contra diversas pragas agrícolas, entre elas as larvas de lepidópteros, esta bactéria é cultivada em escala industrial. É importante salientar que determinadas estirpes apresentam patogenicidade também para outras ordens como coleópteros e dípteros (CARVALHO & AGUIAR, 1997).

3. Vírus: De entre os vários grupos de vírus capazes de ocasionar patogenicidade em insetos considerados pragas agrícolas de importância económica, estão o grupo conhecido como *Baculovirus*. Este grupo é o mais estudado entre os vírus que são causadores de doenças em insetos, principalmente pelo seu potencial em serem utilizados no controlo biológico, sendo capazes de infetar um número elevado de artrópodes, com alta efetividade e especificidade (CARVALHO & AGUIAR, 1997).

4. Fungos: A atividade dos fungos como alternativa de controlo biológico apresenta diversas vantagens: a proteção da biodiversidade devido à sua especificidade para

determinados insetos, não causando um desequilíbrio ambiental já que não afetam organismos não-alvos como polinizadores; a ausência de resíduos no solo, alimentos ou água, o que aumenta significativamente o lucro do produtor, pela sua persistência por gerações nos pomares; a sua utilização sinérgica com inseticidas; e a ausência qualquer tipo de resistência por parte dos insetos (ALVES, 1998). Os principais géneros de fungos relacionados com o controlo biológico de pragas de Actínídea são *Beauveria*, *Aschersonia* e *Verticillium*. Os fungos do género *Beauveria* são do tipo ascomicete de atividade entomopatogénica (IMOULAN *et al.*, 2017). As principais vantagens na utilização destes fungos no controlo biológico estão relacionadas com o fato de não acarretarem nenhum tipo de problema ambiental, a ausência de toxicidade humana, a sua atuação efetiva durante um longo período no campo (se geridos da maneira adequada), além de não deixarem qualquer tipo de resíduos de produtos comercializados no solo (NORA, 2020).

5. Ácaros: Os ácaros possuem grande importância biológica e económica, pois são capazes de controlar a população de outros tipos de ácaros fitófagos além de se alimentarem de ovos e estágios juvenis de outras pragas (CARVALHO & AGUIAR, 1997).

– 08 –

Gestão e monitorização de doenças

A produção integrada é um sistema agrícola de produção de produtos agrícolas e géneros alimentares de qualidade, baseado em boas práticas agrícolas, com gestão racional dos recursos naturais e promovendo a utilização de mecanismos naturais de regulação como substituto de fatores de produção, contribuindo assim para uma agricultura sustentável.

A prática da produção integrada começa com a preparação de um plano de exploração que descreve o sistema agrícola e a estratégia de produção, de modo que decisões informadas possam ser tomadas com base nos princípios da produção integrada. Este plano de exploração deve estar na posse do produtor e deve conter os elementos relacionados com o sistema agrícola e a estratégia de produção, nomeadamente: o diagnóstico do sistema de produção, a escolha fundamentada de práticas de conservação dos recursos naturais, nomeadamente solo, água e biodiversidade, a escolha de culturas e variedades, a decisão sobre a qualidade do material de propagação, a escolha de técnicas culturais, a estratégia de fertilização, a estratégia de proteção das plantas e de rega, profilaxia e saúde vegetal (DGAGR – Portal da Agricultura).

Neste contexto, a gestão a adotar deve promover a expressão da resistência natural das plantas, promovendo os serviços dos ecossistemas, sendo necessário combinar cuidadosamente métodos de prevenção, controlo e mitigação com os custos de produção. Não é despiciente compreender que as práticas realizadas no pomar terão impacto na comunidade biológica envolvente, sendo uma meta a redução da utilização de produtos de síntese, como os fitofarmacêuticos. A produção integrada privilegia métodos que não são químicos ou alternativos (biopesticidas, erradicação de hospedeiros alternativos, feromonas, a retirada e queima de material vegetal contaminados). Uma gestão equilibrada da adubação e do estado sanitário das plantas contribui decisivamente para o controlo e gestão das doenças (SAQUET & BRACKMANN, 1995).

As principais patologias que reduzem o rendimento das plantações de actínea são causadas por fungos e bactérias, sendo listadas a seguir.

8.1. Doenças fúngicas

8.1.1. Podridão radicular causada pela *Phytophthora* sp. (Podridão Castanha)

Essa doença está geralmente associada a locais com solos argilosos e excesso de água, acumulada naturalmente ou por drenagem insuficiente, gerando um ambiente propício ao desenvolvimento destes microrganismos (FÉLIX *et al.*, 2008; MANSILLA 1988).

Os fungos responsáveis pela podridão radicular pertencem ao género *Phytophthora*, sendo as espécies mais comumente encontradas *P. cactorum*, *P. cryptogena* e *P. parasítica* (FÉLIX *et al.*, 2008; SOFIA, 2008; MANSILLA, 1988).

Esta doença ocorre preferencialmente em plantas em estados juvenis com até dois anos de idade, podendo provocar a sua morte se não forem tratadas, e mesmo tratadas, a maioria nunca vai expressar a totalidade da sua produtividade. Na parte aérea da planta os sintomas geralmente iniciam-se com a primavera e têm como principal

característica a redução do tamanho dos lançamentos terminais somado com folhas que apresentam tamanho reduzido (Fig. 36), gerando uma copa com poucas folhas, resultando numa perda significativa de produção.



Figura 36. Folhas com crescimento reduzido
(Fotografia: Jorge Sofia)
(Fonte: Sofia, 2004).

Sem a adoção de métodos de controlo a doença pode resultar na morte de várias plantas no pomar, podendo ocorrer de forma brusca (em decorrência do aumento da temperatura em épocas mais quentes) ou de forma gradual ao longo. Na última forma, a doença vai-se desenvolvendo no interior da planta, infetando o interior das raízes, alterando a sua coloração para um castanho avermelhado. Com o desenvolvimento da infeção as raízes podem desaparecer, apodrecer ou ficar reduzidas a um pequeno filamento com um anel de casca ao redor (FÉLIX *et al.*, 2008; MANSILLA 1988). Na casca, e ao nível do solo, surgem lesões verticais e profundas.

Os fungos responsáveis por esta doença vivem no solo e são transportados entre plantas pelas águas superficiais. A má drenagem do solo, associada muitas vezes a solos muito argilosos, ou rega excessiva favorecem o seu desenvolvimento (DGPC, 2005). Caso o solo já esteja contaminado deve-se respeitar um período de pousio de dois anos entre o arranque das plantas contaminadas e a nova plantação. Adicionalmente, deve ser realizada a limpeza da terra antes da plantação ou replantação de plantas adultas, sendo importante a remoção completa de raízes que estejam com diâmetro maior que 1 cm. Caso já tenham sinais da doença no pomar, as plantas com sintomatologia devem ser removidas e queimadas, ou caso não seja possível, deve-se criar uma barreira física entre as plantas doentes e as saudáveis com a escavação de valas profundas e cobertura plástica das suas paredes (SILVEIRA *et al.*, 2022; MANSILLA, 1988).

Não havendo métodos curativos disponíveis, as ações preventivas são críticas e incluem a escolha criteriosa da localização do pomar. Caso tal não seja possível, deve ser realizada uma avaliação ao solo e respetiva correção para promover a correta drenagem da água, remoção de todas as raízes e realização de análises microbiológicas. A plantação deve ser realizada em camalhões mais elevados, gerir cuidadosamente a rega, diminuindo o número de horas contínuas optando por fazer intervalos para que a água possa drenar convenientemente e afastar a rega do colo das plantas (DRAPN, 2015; FÉLIX *et al.*, 2008; MANSILLA 1988).

8.1.2. Podridão radicular causada pela *Armillaria mellea* (Podridão Agárica ou Podridão Branca)

Esta doença é responsável por elevados prejuízos nos pomares de Actinídea. As plantas contaminadas são impedidas de absorver água e nutrientes originado a sua morte por asfixia, observando-se um enfraquecimento gradual e progressivo, culminando num colapso brusco. A doença é comum em locais com solos muito húmidos (má aptidão do solo, drenagem insuficiente ou irregular, etc.) e compactos (mau arejamento), o que por si só já contribui para a diminuição de vigor das plantas tornando-as mais suscetíveis a patologias, podendo nestes casos a infeção ser fatal (ANTUNES, 2008, DGPC, 2005). O agente causal é um fungo da espécie *Armillaria mellea*, que forma um micélio esbranquiçado entrelaçado no tecido cortical da planta. Este micélio origina rizomorfos que permitem a propagação da doença à distância. É possível observá-lo (Fig. 37) na base do tronco formando uma camada fina esbranquiçada (DGPC, 2005). Estes microrganismos permanecem viáveis por muito tempo em madeira infetada ou em restos de madeira que podem ter sido deixadas no terreno, com a capacidade para infetar novas plantas.

O fungo é transportado de forma direta entre as raízes por meio da emissão de cordões fúngicos como já referido. Não existe tratamento fitossanitário eficaz para esta doença. As contaminadas devem ser retiradas, assim como toda a estrutura radicular, e posteriormente queimadas. Não é recomendado plantar novas plantas no local onde ocorreu a infeção, pois como o fungo vive no solo haverá reinfeção (DRAPN, 2015; DGPC, 2005). O diagnóstico mais seguro para essa doença deverá ocorrer por meio da observação do colo e das raízes. A presença de uma massa branca entre o lenho e a casca é um sintoma marcante dessa doença (Fig.38). Também na figura 39 é possível visualizar estruturas do micélio formando rizomorfos de cor castanha (CHICAU, 2000; CHICAU, 2002).



Figura 37. Camada esbranquiçada do fungo *Armillaria mellea* na base do tronco (Fonte: CABI, 2022).



Figura 38. Micélio de *Armillaria mellea* em raiz de Actinídea (Fonte: CABI, 2022).



Figura 39. Rizomorfos castanhos de *Armillaria mellea* sobre a superfície de raízes (Fonte: CABI, 2022).

A melhor forma de prevenção é a remoção completa e a queima de todos os restos vegetais presentes no solo antes da implementação do pomar, com remoção de raízes com mais de 1 centímetro de diâmetro. Caso o solo esteja contaminado, deve-se aguardar no mínimo dois anos antes de uma nova plantação. Caso não seja possível a completa remoção das plantas contaminadas, devem ser colocadas barreiras físicas entre as plantas saudáveis e doentes com a escavação de valas de meio metro de profundidade cobrindo-a com plástico (THOMIDIS & EXADAKTYLOU, 2012; 2009; SOFIA, 2008; MANSILLA, 1988).

8.1.3. Doença causada por *Chondrostereum purpureum* (doença do chumbo)

É uma doença comum a várias espécies florestais e agrícolas e que também afeta a Actinídea, causada pelo fungo da espécie *Chondrostereum purpureum* pertencente ao filo Basidiomycota (ÁLVAREZ *et al.*, 1991). O seu nome deve-se à coloração de chumbo que as folhas adquirem em plantas infetadas. Esta coloração característica resulta da produção de uma fitotoxina pelo fungo, transportada via xilema para as folhas (Fig. 40). Esta fitotoxina promove a morte das células da página inferior das folhas, criando uma câmara de ar que por efeito ótico provocado pela incidência da luz gera uma cor prateado nas folhas (ÁLVAREZ *et al.*, 1991).



Figura 40. Corte transversal do tronco de Actinídea com os sintomas da doença (Fotografia: Jorge Sofia) (Fonte: Sofia, 2008).

Com o decorrer da infeção, as folhas murcham e caem prematuramente. Estes sintomas são acompanhados pela perda de vigor dos ramos, que eventualmente secam e caem, acabando por afetar toda a planta. Durante o declínio é visível a presença de frutificações típicas dessa espécie (ANTUNES, 2008; MANSILLA, 1988). A sintomatologia da doença é também visível no interior da madeira que apresenta uma coloração castanha. O fungo afeta a produção limitando o amadurecimento da fruta e impedindo que estas alcancem o seu tamanho máximo. É importante salientar que os primeiros sintomas podem demorar dois a três anos manifestarem-se levando à morte do material vegetal cerca de três anos após a infeção (ÁLVAREZ *et al.*, 1991).

Geralmente as condições ótimas para a disseminação desde organismo incluem tempo frio e chuvoso com ausência de sol e vento, quando ocorre a libertação de esporos através das suas frutificações. Essa libertação observa-se principalmente no final do outono e no período noturno, com as primeiras chuvas, em condições de humidade relativa superior a 75%. Os esporos podem invadir plantas saudáveis através de feridas que decorrem de atividades no pomar (poda, colheita) ou que podem surgir naturalmente (vento, geada, granizo, etc.). A quantidade de inóculo condiciona a sintomatologia

e os danos na planta, podendo ser observados sintomas restritos a um ramo, ou por outro lado uma infecção sistêmica com o conseqüente declínio da planta (FÉLIX *et al.*, 2008; ANTUNES, 2008). Caso a área de infecção seja restrita é possível controlar a infecção por remoção do ramo contaminado. Não existem substâncias ativas indicadas para o combate desse fungo, pelo que as medidas gerais de boas práticas de gestão fitossanitária devem ser implementadas, nomeadamente, remoção de plantas contaminadas, assim como restos de madeira, e queimada a fim de retardar ou evitar a contaminação do fungo em plantas saudáveis (DGPC, 2005; ANTUNES, 2008; MANSILLA, 1988). Mais recentemente, recomenda-se que se siga o preconizado para o tratamento da Esca (FÉLIX *et al.*, 2008; SOFIA, 2008).

8.1.4. Doenças do lenho (Esca do Kiwi)

Sendo uma doença do lenho, afeta principalmente a madeira, provocando o enfraquecimento geral da planta contaminada, com a conseqüente diminuição da produção e morte. Restam dúvidas sobre quais os agentes causais, porém foram associados a plantas doentes indivíduos do género *Phaeoacremonium* e das espécies *Phaeomoniella chlamydospora* e *Fomitiporia mediterrânea*. A quantidade de agentes causais envolvidos revela a complexidade da doença (DGPC, 2005; AJAP, 2017). O fungo *Phaeoacremonium* sp. é o que parece ter maior efeito patogênico em *A. deliciosa* (Di Marco *et al.*, 2004).

No verão os sintomas localizam-se nas folhas em que são visíveis zonas de clorose entre as nervuras, com posterior necrose das manchas cloróticas. Em casos mais severos, há uma expansão das manchas necróticas afetando toda a folha, que acaba por cair prematuramente. Os frutos não conseguem completar o seu desenvolvimento nem a sua maturação (ANTUNES, 2008; MANSILLA, 1988). Na parte lenhosa da planta a sintomatologia é caracterizada por zonas descoloradas, acompanhadas por vezes, de regiões de consistência mole e de coloração esbranquiçada (Fig. 41). Essas lesões ocorrem no local de entrada do fungo e coincidem com feridas de poda ou colheita, migrando posteriormente para o interior da planta, com o conseqüente dessecamento de ramos e posterior colapso (DGPC, 2005).

Esta doença é aparentemente semelhante a outras descritas em distintos hospedeiros, como a vinha e o olival (Di Marco *et al.*, 2004). A disseminação do complexo fúngico ocorre por via aérea facilitada pelo vento, rega por aspersão, e longos períodos de chuva. Os esporos libertados são geralmente depositados sob a madeira e caso ocorra contato com as feridas de poda ou colheita, o processo de entrada é simplificado. Caso os esporos encontrem condições adequadas irão desenvolver-se em direção ao interior da planta, no sentido descendente, comprometendo todo sistema vascular originando os sintomas já apresentados anteriormente (DGPC, 2005).



Figura 41. Sintomas da “Esca” (Fotografia da folha: Jorge Sofia [Fonte: Sofia, 2004]; Fotografias do tronco: Luís Reis).

Não há métodos curativos descritos sendo a mitigação da doença realizada através da eliminação das plantas contaminadas seguido da queima total da madeira a única forma de gestão fitossanitária (DGPC, 2005). O primeiro passo para limitar a disseminação da doença no pomar será a redução do inóculo. Plantas doentes devem ser sinalizadas e toda a madeira com sintomas deve ser removida e queimada. Só posteriormente se procede à poda das plantas saudáveis. (FÉLIX *et al.*, 2008, SOFIA, 2008; MANSILLA 1988). Com o intuito de reduzir a probabilidade de contaminação através das feridas de poda, esta deve ser realizada em períodos com seco. É também aconselhada a utilização de proteção química e/ou física das feridas (sejam resultantes da poda, ou de eventos naturais) (DGPC, 2005).

8.1.5. Podridão causada por *Botrytis cinerea* (Podridão cinzenta)

Esta doença é considerada pela fileira do kiwi de conservação, uma vez que a sintomatologia surge, na maioria dos casos, em frutos acondicionados nas camaras de conservação. No entanto, a contaminação dá-se no pomar, sendo a sua ocorrência favorecida por humidade relativa alta e temperaturas amenas (DGPC, 2005). A podridão cinzenta é causada pelo fungo da espécie *Botrytis cinerea*.

Geralmente os sintomas mais perceptíveis do início desta doença são o enfraquecimento da planta, o surgimento de frutos com certo grau de enrugamento, ou com micélio cinzento na sua superfície, e necroses nas folhas. Em situações mais graves, pode ocorrer a presença de esclerotos de coloração escura no fruto, com forma irregular e diâmetro até 5 milímetros (DGPC, 2005). Este organismo pode facilmente permanecer viável no interior de frutos caídos no chão, em tecidos infetados (por exemplo, restos de poda) ou até mesmo em plantas infestantes, que no início da floração e na colheita podem constituir uma fonte de inóculo. A chuva é um importante fator de dispersão do fungo, assim como o vento. Outro vetor de transmissão na Califórnia é o caracol *Helix aspersa* que, ao alimentar-se de flores contaminadas, pode infetar o fruto jovem de outras plantas. A temperatura e a humidade são os fatores climáticos que mais influenciam o estabelecimento e a infeção, sendo mais provável a ocorrência após chuvas prolongadas (FÉLIX *et al.*, 2008).

A colonização pelo fungo inicia-se nas sépalas das flores, invadindo em seguida o pedúnculo e posteriormente o fruto. A queda das pétalas sobre as folhas pode causar infeção, com o surgimento de necroses, constituindo mais uma fonte de inóculo no pomar. O granizo e o vento forte, assim como a ferida deixada pelo pedúnculo no momento da colheita, originam feridas que funcionam como porta de entrada para o fungo (HUANG, 2016).

Os frutos são geralmente armazenados por vários meses em camaras com atmosferas controladas e temperaturas entre 0°C e 1°C, sendo que o fungo tem a capacidade de se desenvolver neste ambiente, podendo infetar toda a fruta armazenada, sendo por isso considerada uma doença de conservação (FÉLIX *et al.*, 2008; ANTUNES, 2005; HUANG, 2016).

Estão descritos dois períodos críticos para o estabelecimento da doença – a floração e a colheita. Para a prevenção desta doença é recomendada a realização da aplicação de fungicidas no período de prefloração/floração e após períodos longos de chuva que ocorram antes da floração e colheita. A poda realizada no verão promove o arejamento do pomar, evitando as condições propícias para a disseminação da doença. A aplicação de substâncias ativas na fruta depende da legislação em vigor, mas a tendência é a para a redução destas aplicações, seja em campo ou em camaras. Como resposta à contínua

limitação no uso de substâncias ativas, encontram-se já disponíveis no mercado diversas soluções inovadoras com vários graus de confiança/eficácia, que incluem a utilização de agentes de controlo biológico, revestimentos, etc (FÉLIX *et al.*, 2008; CUNHA *et al.*, 2007).

8.1.6. Podridão causada por *Sclerotium rolfsii* (Podridão do colo)

Esta doença é causada pelo fungo *Sclerotium rolfsii* e caracteriza-se por causar podridão das raízes e do colo, afetando uma gama de hospedeiros com mais de 500 espécies, incluindo dicotiledóneas e monocotiledóneas (ANTUNES, 2008). A doença também é conhecida por murcha do Sclerotium ou podridão das raízes (CABI, 2021). Os primeiros sintomas são manchas encharcadas e escuras na região do colo, que do nível do solo se podem estender até à raiz principal causando podridão cortical com desenvolvimento de micélio de coloração esbranquiçada (Fig. 42). No micélio vários esporos desenvolvem-se com coloração acastanhada. Após o apodrecimento na região do colo, a planta começa a adquirir uma coloração amarelada seguido de murchidão nas folhas (SILVEIRA *et al.*, 2022; DGPC, 2005).



Figura 42. Sintomas no colo causado por fungo *Sclerotium rolfsii* (Fonte: https://www.agrolink.com.br/problemas/mofo-cinzento_1564.html).

Dada a ampla gama de hospedeiros existem diversos reservatórios ambientais localizados perto das plantas. Este microrganismo tem a capacidade de se manter latente por longos períodos no solo e em restos de plantas infetadas, podendo contaminar novas plantas caso não haja cuidado com a preparação do terreno, já que a compactação do solo também favorece o seu desenvolvimento. Este tipo de organismo pode ser transmitido pela semente, ocorrendo uma dispersão maior antes do período de plantação. A doença, entretanto, é do tipo monocíclica, surgindo apenas uma única vez durante o ciclo da planta, geralmente em épocas frias e de pouca humidade (DGPC, 2005).

Não existe nenhum tratamento específico, pelo que a poda ou irradicação da planta seguido de queima afastada do pomar são os métodos mais eficazes para evitar a propagação das doenças no pomar. A instalação do pomar é uma etapa crítica pelo que a sanidade do solo deve ser tida em conta, com boa e profunda mobilização, calagem e queima de qualquer resto de plantas. A utilização de fungicidas só é recomendado para evitar que o inóculo se instale (SILVEIRA *et al.*, 2022; ANTUNES, 2007).

8.1.7. Podridão da Haste

O agente etiológico da podridão da haste é o fungo *Diaporthe actinidiae*. A doença foi confirmada na China em 2017, mas o primeiro registo no noroeste da península ibérica já havia sido confirmado em 2000, em Portugal na cidade de Valença. (PINTOS-VARELA, 2000; LEE *et al.*, 2001; BAI *et al.*, 2017). Entretanto em 2023 foi detetado novamente em Portugal, mas dessa vez na região centro.

O fungo está associado a cancras no caule, manchas foliares e podridão nos frutos da Actinídea. O sintoma da podridão interna começa com o aumento da maciez da polpa nas áreas afetadas. A área contaminada dos frutos geralmente torna-se mais aquosa, menos consistente e mais clara em contraste com a parte da polpa firme e saudável (Fig. 43). Na extremidade do caule o micélio branco vai ficar mais visível e haverá a libertação de um exsudato aquoso formando uma mancha circular. Os frutos caídos podem exalar um forte odor por conta do intenso processo de fermentação. Os micélios que se desenvolvem no caule possuem coloração que variam entre branco e cinza, como pode ser observado em placa (Fig. 44) (LEE *et al.*, 2001 BAI *et al.*, 2017; AUGER *et al.*, 2013). Essa doença é frequentemente associada a etapa de pós-colheita. (LEE *et al.*, 2001; AUGER *et al.*, 2013). Esse fungo já foi observado em peras e maçãs, entretanto a severidade dos sintomas produzidos foi maior em kiwis. A compreensão de *D. actinidiae* sobre a Actinídea precisa de estudos mais aprofundados, pois as informações dessa relação fungo-hospedeiro ainda são escassas na literatura (LEE *et al.*, 2001).



Figura 43. Sintomatologia associada à presença de *Diaporthe actinidiae* (Fotografias: Eva Garcia).

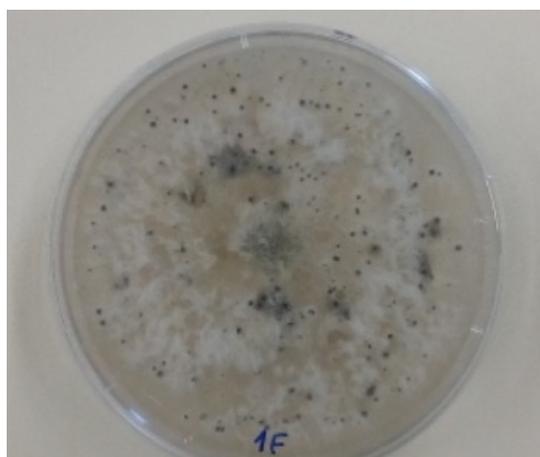


Figura 44. Colónia de *Diaporthe actinidiae*. A coloração apresentada varia de branco a acinzentada (Fotografia: Aitana Ares).

8.2. Bacteriana

8.2.1. Murchidão bacteriana do kiwi

São numerosas as patologias causadas por bactérias do género *Pseudomonas* sp., sendo a sintomatologia da murchidão do kiwi associada à presença das espécies *P. viridiflava* e *P. syringae* pv. *syringae*. Esta doença foi responsável, em alguns casos, por uma diminuição na produção de cerca de 40%. (ZHANG *et al.*, 2004; CACIOPPO, 2010; HUANG, 2016).

Os sintomas desta doença manifestam-se no tecido reprodutivo da Actinídea através do aparecimento inicial de manchas de coloração castanho-escuro próximo às sépalas dos botões florais. Posteriormente, com a maturação do botão floral, as manchas evoluem tornando-se necróticas espalham-se para as pétalas que passam a adquirir uma coloração amarelada com posterior necrose e subsequente abortamento do botão floral (Fig. 45). (BALESTRA & VARVARO, 1997). A maioria dos botões florais afetados caem antes de desabrochar, ou quando ocorre a abertura das flores, estas não chegam a abrir ou abrem numa velocidade mais lenta do que as saudáveis. Simultaneamente, poderão ocorrer pequenos pontos ao longo das margens das folhas, com 1-2 mm, de cor amarelada, que vão necrosando. Com o passar do tempo os pontos vão alargando e formando manchas de recorte irregular de tecido necrosado (BALESTRA *et al.*, 2008; FÉLIX *et al.*, 2008; HUANG, 2016).



Figura 45. Evolução da necrose nos botões florais causada por *Pseudomonas viridiflava* (Fotografia: Giorgio Balestra) (Fonte: CABI, 2022. Acesso em 12.05.2023).

O agente causal é capaz de sobreviver como um organismo tipicamente epifítico só penetrando na planta através de feridas ou outras aberturas causadas por atividades humanas ou condições climáticas que propiciem a sua multiplicação, p.e. geada, frio intenso e chuva. Estas bactérias têm atividade de nucleação de gelo que pode causar danos severos especialmente quando há um abaixamento repentino da temperatura.

Não existem tratamentos disponíveis para esta doença, sendo as medidas profiláticas as mais adequadas para o controlo da infeção. Há, no entanto, alguns produtos fitofarmacêuticos, nomeadamente produtos cúpricos para tratamento de inverno, que pela sua atividade bacteriostática poderão diminuir o risco de ocorrência da doença. Entre os produtos testados, a maior eficácia foi obtida com tratamentos com difusão de hidróxido de cobre nos ramos, sulfato de cobre e óxido cuproso nas folhas e flores, e hidróxido de cobre juntamente com oxiclureto de cobre nos botões florais (ROSSETTI & BALESTRA, 2008; TYSON *et al.*, 2017). A poda de material vegetal contaminado seguida de eliminação rápida por queima é uma preventiva que pretende limitar a dispersão da doença no pomar (ANTUNES, 2005).

8.2.2. PSA – Cancro bacteriano da Actinídea

O Cancro bacteriano da *Actinidia* spp., é causado pela bactéria *Pseudomonas syringae* pv. *actinidiae* (PSA), e tem afetado os pomares de kiwi globalmente na última década (Fig. 46). A gravidade da doença e a falta de controlo originaram uma pandemia que causou perdas significativas na produção, arriscando a viabilidade económica do sector em algumas regiões. A infeção por PSA foi descrita pela primeira vez em 1984 no Japão. Na Europa, Itália foi o primeiro país a comunicar a presença desta bactéria em 1992, sem que se tenham verificado perdas consideráveis nos pomares ‘Hayward’. No entanto, em 2008, a primeira epidemia altamente destrutiva ocorreu em Itália, resultante de uma única introdução, devastando as cultivares suscetíveis de kiwis amarelos ‘Hort16’ e ‘Jintao’, bem como o cultivar de kiwi verde mais tolerante ‘Hayward’. Entre 2011 e 2012, a doença disseminou-se rapidamente pelo resto dos países produtores da Organização Europeia e Mediterrânica de Proteção das Plantas (EPPO). Para conter a epidemia na Europa, a PSA foi incluída na Lista A2 da EPPO para organismos de quarentena de plantas (MOURA *et al.*, 2015; FIGUEIRA *et al.*, 2020).

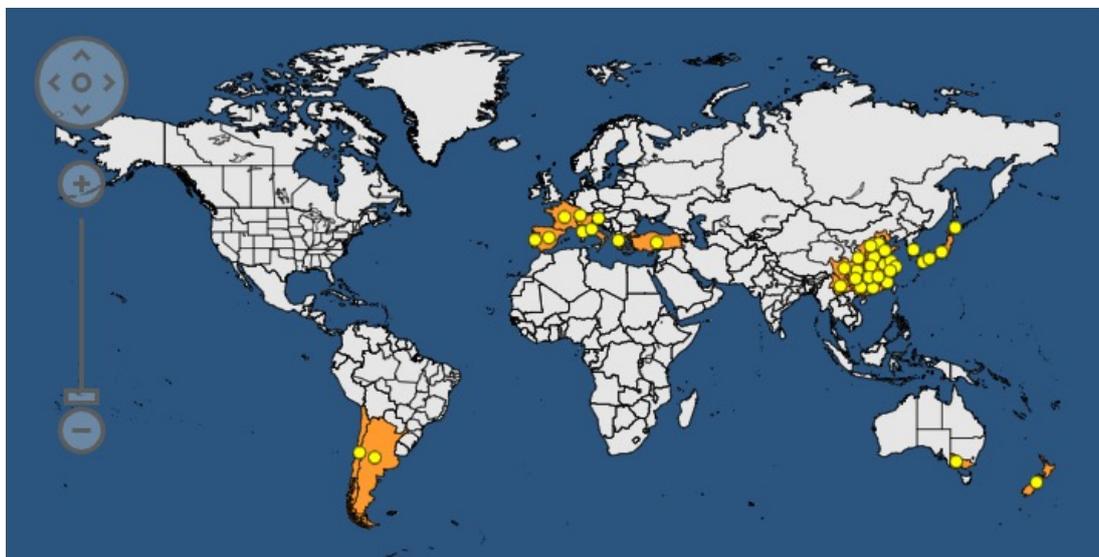


Figura 46. Distribuição global da *Pseudomonas syringae* pv. *actinidiae*. Os pontos em amarelo indicam os locais onde a doença se encontra estabelecida (Fonte EPPO, 2022. Acesso em 12.05.2023).

Em Portugal foi descrita pela primeira vez em 2010 na região norte, mais especificamente em Santa Maria da Feira e Valença, em plantas com dois anos de idade de *A. deliciosa* cv. “Summer”. Em 2011, foi detetada em plantas importadas de Itália e, durante esse ano, foram notificados novos surtos da doença em outros pomares da mesma região. Atualmente, a doença continua a propagar-se através das regiões norte e centro. Estudos recentes demonstraram a coexistência de várias populações altamente heterogêneas de PSA em Portugal (FIGUEIRA *et al.*, 2020). Além disso, evidenciaram que a estrutura populacional das populações epífitas e endófitas sobre alterações evidentes entre as estações do ano, com uma diminuição notável da diversidade de PSA no Outono (ARES *et al.*, 2022). Este trabalho ainda forneceu provas sólidas de que a expansão clonal inicial de PSA na Europa foi seguida por uma ampla diversificação genómica. Esta perspetiva é importante para a compreensão da ocorrência da doença e da evolução da PSA, nomeadamente ao adotar estratégias de gestão de epidemias

(FIGUEIRA *et al.*, 2020, ARES *et al.*, 2020; ARES *et al.*, 2021).

Estudos recentes baseados em análises genéticas e bioquímicas confirmaram a existência de pelo menos seis tipos diferentes de PSA (também conhecidos como biovares) capazes de infetar *Actinidia* spp., mas com diferentes níveis de virulência. As estirpes de PSA biovar 1 foram associadas à epidemia inicial da doença no Japão (1984-1989) e em Itália (1992). O biovar 2 só foi associado a surtos de doença na Coreia do Sul. A população predominante de PSA isolada desde o surto de 2008 em Itália, e atualmente disseminada por toda a Europa, pertence ao biovar 3 pandêmico, responsável por perdas económicas substanciais a nível mundial. Este biovar pandêmico deriva de uma população de PSA da China e apresenta um genoma central altamente estável tendo sofrido recentemente uma expansão mundial. Estudos recentes baseados em estirpes do biovar 3 isoladas na Europa sugerem a existência de estirpes variantes, com virulência reduzida, que coexistem com estirpes virulentas em populações mistas (FIRRAO *et al.*, 2018; FIGUEIRA *et al.*, 2020). Uma quarta biovar isolada na Austrália, Nova Zelândia, França, e mais recentemente em Espanha foi descrita, englobando estirpes incapazes de causar infeções sistémicas ou morte de plantas, causando apenas manchas foliares. Dadas as diferenças patogénicas com os restantes biovares, foi criado um patovar - *P. syringae* pv. *actinidifoliorum* (ABELLEIRA *et al.*, 2015). Mais recentemente, duas novas populações de PSA (biovar 5 e 6) foram identificadas no Japão, sendo a Biovar 5 filogeneticamente relacionada com a Biovar 2. As estirpes do Biovar 6 provaram ser diferentes das populações acima mencionadas, embora estejam estreitamente relacionadas com as estirpes pertencentes ao Biovar 1 e Biovar 3. Múltiplos biovares e linhagens de PSA têm sido isolados no Japão e na Coreia, sugerindo que são provavelmente a fonte de todas as populações de PSA conhecidas até agora (Fig. 47) (DONATI *et al.* 2014; FIGUEIRA *et al.*, 2020, ARES *et al.*, 2020).

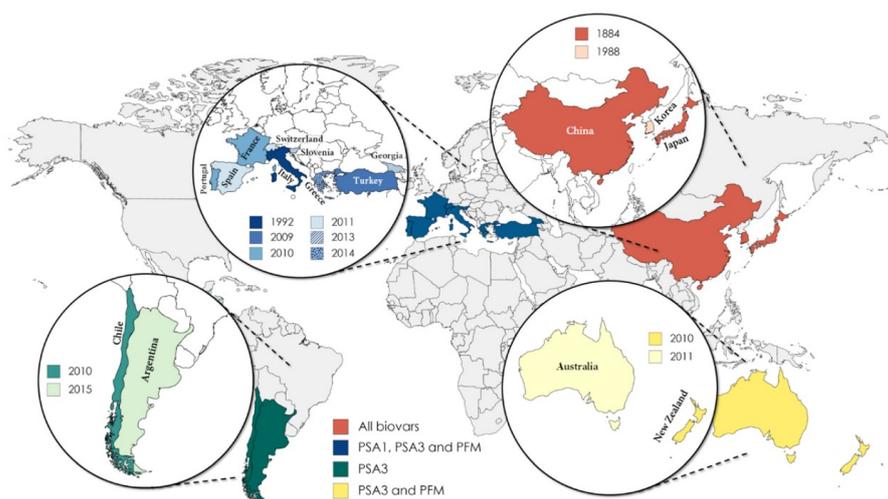


Figura 47. Dispersão atual de *Pseudomonas syringae* pv. *actinidiae* (PSA) biovares e *Pseudomonas syringae* pv. *actinidifoliorum* (Pfm) e ano da primeira ocorrência em cada país (Fonte: NUNES DA SILVA *et al.*, 2022).

A sintomatologia e os consequentes danos associados à ocorrência desta doença distribuem-se ao longo do ciclo produtivo, concentrando-se em dois períodos críticos: no outono/inverno os danos ocorrem geralmente na estrutura principal da planta e nos seus ramos, enquanto na primavera a sintomatologia afeta principalmente os botões florais e folhas (Fig. 48). A sintomatologia da doença varia de acordo com o órgão afetado e também com a época do ano. Na primavera, é possível observar a presença de um exsudado avermelhado nos gomos que emerge a partir das lenticelas. Alguns botões florais podem ficar acastanhados acabando por abortar. Nas folhas surgem pequenas manchas necróticas com um halo clorótico. No inverno, gotas de exsudado podem começar a sair do tronco, sintoma característico da doença. No final da estação o exsudado passa de castanho a avermelhado. A casca nessas áreas é escura e a dissecação revela que a necrose se estende no tecido subjacente além da descoloração visível externamente. (ABELLEIRA *et al.*, 2014; BALESTRA *et al.*, 2009; SERIZAWA *et al.*, 1989).



Figura 48. Sintomas do cancro bacteriano. Na primeira coluna ramos da planta com exsudato; Folhas com manchas necróticas envoltas por um halo clorótico; e, na última coluna sintomas foliares mais expressivos e necrose de botões florais (Fotografias: Eva Garcia).

Na ausência de tratamentos paliativos a infecção pode causar a morte da planta.

A bactéria pode facilmente ser disseminada dentro e entre pomares, sendo o modo condicionado por vários fatores. A disseminação da doença a pequenas distâncias, dentro e entre pomares vizinhos, ocorre através da propagação de populações epífitas de PSA, através de exsudados bacterianos produzidos por plantas infetadas ou por insetos que transportam pólen contaminado. Tanto a disseminação como a transmissão podem ser auxiliadas por fatores abióticos ou bióticos e práticas culturais. Nomeadamente, fatores abióticos como a chuva e o vento, podem promover o atrito entre as folhas causando feridas e permitindo a penetração da bactéria numa planta saudável. A chuva também pode lavar os exsudados, tornando-se um veículo de transporte. Além disso, condições meteorológicas como temperaturas entre 12° e 18°C e elevada humidade contribuem para a multiplicação destes agentes patogénicos.

As práticas culturais desempenham um papel significativo na transmissão de doenças, especialmente se o pomar estiver infetado, por favorecer a penetração das bactérias no interior da planta a partir de feridas causadas por algumas técnicas agrónomicas. Os insetos e polinizadores são os principais fatores bióticos que atuam como vetores de disseminação da infeção através do transporte de pólen infetado de planta para planta. Outro facto biótico que afeta a incidência da doença é a diferente suscetibilidade entre plantas jovens e adultas, sendo as primeiras mais suscetíveis. O mesmo se aplica às diversas cultivares de kiwi (macho, fêmea, verde, amarelo e vermelho) cuja suscetibilidade varia consideravelmente (THOMIDIS *et al.*, 2021). Em detalhe, *A. arguta* menos suscetível que *A. deliciosa* que por sua vez é menos suscetível que *A. chinensis*. A troca comercial de pólen, plantas infetadas ou material vegetativo são o principal veículo de disseminação da bactéria a longas distâncias (KVH, 2012; BALESTRA *et al.*, 2009; MOURA *et al.*, 2015; THOMIDIS *et al.*, 2021).

Atualmente, os mecanismos de penetração e colonização de PSA são mais bem compreendidos, e para além da suscetibilidade do hospedeiro, são modulados por condições bióticas e abióticas. De facto, a temperatura e a humidade, contribuem decisivamente para a gravidade e dispersão da doença. A colonização de plantas hospedeiras pode ocorrer durante todo o ano; no entanto, o crescimento bacteriano é favorecido em certas estações, com temperaturas entre 12°C e 18°C e a humidade elevada. Por outro lado, o crescimento é reduzido acima de 25°C e abaixo de 10°C.

O microbioma também pode influenciar a resposta imunitária das plantas e/ou a virulência de agentes patogénicos. Um estudo recente demonstrou que as folhas femininas e masculinas saudáveis de *Actinídea* partilham a maioria das populações bacterianas identificadas, e que sofrem grandes mudanças sazonais (ARES *et al.*, 2021). Em ambos os casos, observa-se no outono um aumento substancial da abundância relativa do género *Methylobacterium*. A presença de PSA induziu alterações profundas na estrutura da comunidade bacteriana foliar, traduzidas numa redução da abundância de géneros anteriormente dominantes que tinham sido encontrados em plantas saudáveis; nomeadamente, *Hymenobacter*, *Sphingomonas*, e *Massilia* spp. O impacto da PSA foi menos pronunciado na estrutura da comunidade bacteriana de plantas masculinas em ambas as estações (ARES *et al.*, 2021). Alguns dos géneros de ocorrência natural identificados neste estudo têm o potencial para agir como antagonistas ou como potenciadores dos mecanismos de defesa, servindo como alternativas sustentáveis para o controlo da doença.

Sabe-se que a bactéria sobrevive na superfície de vários órgãos vegetais, incluindo botões, folhas, galhos e flores. Para um ciclo de infeção bem-sucedido, a PSA necessita de ultrapassar as defesas da planta hospedeira, fazendo uma transição da fase epífita para a fase endófito. De facto, a bactéria pode penetrar na planta hospedeira através de estruturas naturais da superfície ou feridas, como estomas, tricomas, lenticelas e cicatrizes de abscisão de frutos ou cortes frescos, e migrar endofiticamente das folhas para os rebentos e varas via apoplastos. Uma vez dentro dos tecidos da planta, a bactéria pode migrar sistemicamente para diferentes órgãos, de preferência através de vasos xilémicos. A colonização endófito só ocorre depois da população epífita exceder o limiar de infeção que varia de acordo com a suscetibilidade do hospedeiro. Foi relatado que as populações epífitas de PSA podem sobreviver durante 21 semanas na superfície da folha sem causar qualquer sintoma. Além disso, diferentes biovars de PSA desenvolvem diferentes fatores de virulência para superar as defesas do hospedeiro.

deiro, resultando em distintos graus de virulência (BALESTRA *et al.*, 2009; ABELLEIRA *et al.*, 2014; MOURA *et al.*, 2015).

Como não existem métodos curativos disponíveis, as estratégias de controlo baseiam-se principalmente em métodos preventivos de quarentena de plantas e medidas mitigadoras, ou seja, quando a doença é detetada, a gestão fitossanitária baseia-se na diminuição do inóculo numa tentativa de reduzir as perdas e prevenir a disseminação. A poda de plantas sintomáticas, compostos à base de cobre, e *elicitors* são normalmente utilizados. Não existe cura para a PSA, mas há tratamentos para essa doença sendo necessário o isolamento da planta contaminada e esterilização do material utilizado. Duas formas químicas de tratamento podem ser utilizadas – aplicação de produtos tradicionais à base de cobre, (particularmente o óxido cuproso), o qual tem um efeito protetivo para a planta, pois atua como bactericida. Já a segunda envolve a aplicação de acibenzolar-s-metílico (Bion), o qual induz uma resposta de resistência contra a PSA. O uso das duas substâncias combinadas permitem desenvolver uma estratégia de controle mais robusta e eficaz nos pomares. Outra fonte de tratamento que também pode ser considerada é utilização de bactérias antagonistas como controlo biológico (REGLINSKI *et al.*, 2013; JEYAKUMAR *et al.*, 2014; GAO *et al.*, 2016).

Como métodos de prevenção para esta doença, é essencial a inspeção das plantas a serem utilizadas no pomar. Além disso o cuidado com a utilização de abelhas como polinizadores e o tipo de irrigação já que ambos são vetores da doença. A utilização de quebra ventos nos arredores do pomar também pode ser uma alternativa viável, embora diminua a polinização que ocorre naturalmente pelo vento (STEFANI & LORETI, 2014).

As plantas do género *Actinidia* não são os únicos hospedeiros para a PSA sendo relatados em alguns trabalhos a sua presença noutras espécies como na erva de jacaré (*Alternanthera philoxeroides*), no kiri japonês (*Paulownia tomentosa*) e também na planta conhecida como milhã-verde ou pega-saias (*Setaria viridis*). Essas plantas (Fig. 49) foram incluídas recentemente na lista dos reservatórios naturais e nem sempre apresentam sintomas, dificultando assim o diagnóstico. É importante destacar que apesar da *A. philoxeroides* não ter sido detetada em Portugal, há relatos da sua presença em Espanha, o que requer sempre atenção. Além dessas, outra espécie de Actinídea não comercial podem atuar como reservatório, como é o caso de *A. kolomikta* (ALLEONI; BOSQUEIRO; ROSSI, 2000; HEINRICHS; FANCELLI, 1999; LIU *et al.*, 2016; NOGUEIRA, 2017; SZILAGYI-ZECCHIN *et al.*, 2015; VIEIRA; MELLONI; VIEIRA NETO, 2011; EPPO, 2021).



Figura 49. Espécies hospedeiras de *Pseudomonas syringae* pv. *actinidiae*. (fonte: biodiversity4all.org/taxa/75386-Alternanthera-philoxeroides; biodiversity4all.org/taxa/119792; jb.utad.pt/especie/Setaria_viridis).

8.3. Nemátodes

Os **nemátodes** mais comuns que afetam as plantações de actinídea pertencem ao género *Meloidogyne*. A infeção por esses organismos pode ocorrer no viveiro ou posteriormente no pomar (BRUN, 1992). As plantas jovens são mais suscetíveis já que plantas adultas são capazes de suportar populações elevadas de nemátodes sem sofrer qualquer tipo de prejuízo em seu vigor ou produção (ZUCCHERELLI & ZUCCHERELLI, 1982).

Os principais sintomas referentes à infeção por nemátodes nas plantas são a presença de nódulos característicos presentes nas raízes mais finas com aspeto de rosário que se dessem à hipertrofia das células corticais (HENNION, 2003). Além disso, sintomas similares ao stress hídrico são comuns nestas infeções já que ocorre uma maior decomposição e desorganização dos tecidos responsáveis pela vascularização da planta, afetando seu crescimento e a cadeia de produção. Estes efeitos são visualizados nas partes aéreas das plantas infestadas, através de murchidão e uma irrisória clorose nas folhas (RAFOLS, 1990).

A espécie comumente encontrada em pomares de kiwi em Espanha é *Meloidogyne hapla* Chitwood, já no mediterrâneo as espécies *Meloidogyne arenaria*, *M. incognita* e *M. javanica* são as mais identificadas em Actinídea (HENNION, 2003; ZUCCHERELLI; ZUCCHERELLI, 1982). Em Portugal, já foram detetadas infeções por *M. hapla* em pomares. Essa espécie também tem causado diversos danos no Brasil, principalmente em locais onde a temperatura média anual é relativamente baixa. Nesses locais as plantas infestadas apresentam um crescimento mais lento, diminuição do porte arbóreo da planta e presença de clorose nas folhas seguido de um intenso desfolhamento (CASTILLO *et al.*, 1993; ROSSI, 2002).

O controlo biológico de fungos e bactérias geralmente dá-se pelo uso de antagonistas diretos. Na natureza é comum que existam uma infinidade de microrganismos endofítos e epífitos com a capacidade de agir como antagonistas contra patógenos bacterianos sendo os géneros mais comuns destacam-se: *Clavibacter*, *Micobacterium*, *Herbaspirillum*, *Cellulomonas*, *Acetobacter*, *Bacillus*, *Arthrobacter* e *Streptomyces* (BERESFORD *et al.*, 2017).

Num trabalho recente foram identificados um conjunto de organismos naturalmente presentes em pomares portugueses de Actinídea com o potencial antagonista e promotores de crescimento (Casais *et al.*, em revisão).

8.4. Doenças Emergentes

8.4.1. Doença causada por *Ceratocystis fimbriata* (murchidão)

Relatada pela primeira vez em 1960 no Brasil, no estado da Bahia, esta doença causa a podridão dos frutos de kiwi e de outros frutos de fileiras com importância económica como o cupuaçuzeiro, cacauzeiro, mangueira, figueira entre outros (FERREIRA *et al.*, 2013). Esta doença ainda não foi detetada em Portugal (Fig. 50) e deve-se ter atenção às barreiras fitossanitárias para evitar a entrada em território nacional. É conhecida também por murcha do *Ceratocystis* ou mal do lenho (PIVETA *et al.*, 2013) sendo o agente causal o *Ceratocystis fimbriata*.

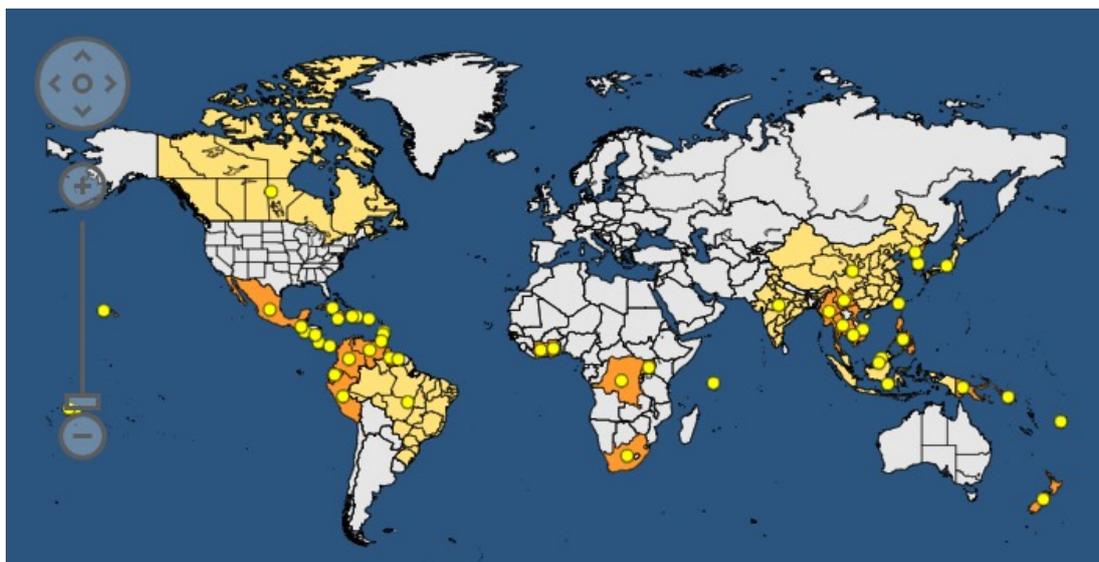


Figura 50. Distribuição de *Ceratocystis fimbriata*. Os pontos em amarelo indicam a presença da praga (Fonte: EPPO, 2020. Acesso em 12.05.2023).

Em plantas do tipo lenhosas os sintomas iniciais são caracterizados pelo murchamento de alguns ramos e galhos. A infecção desse fungo inicia-se pelo solo, portando as raízes e colo são as principais fontes de entrada da doença. O fungo desloca-se pelo sistema vascular do xilema infetando no sentido radial no interior do parênquima. Com a progressão da doença observa-se a murchidão da copa, galhos ou rebentos, podendo culminar na morte da planta. Pode também ocorrer a presença de estrias escuras na medula do caule com lesão na casca externa. Além disso, é comum a presença de faixas de descoloração que se estendem das raízes até os ramos. Em actinídea, os sintomas mais característicos incluem a murchidão, secagem e enrolamento das folhas, seguidos pelo escurecimento parcial do caule, além de perdas significativas na qualidade dos frutos (Fig. 51) (FIRMINO *et al.*, 2012; PIVETA *et al.*, 2016).

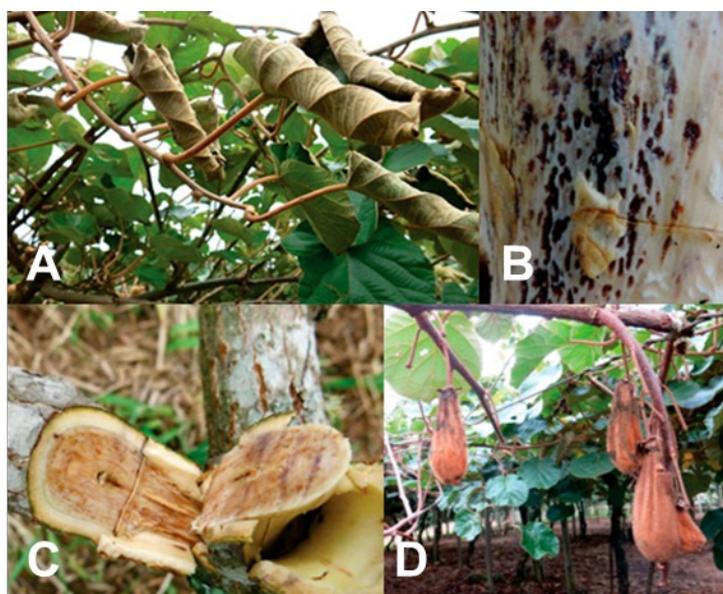


Figura 51. Sintomas de murcha de *Ceratocystis fimbriata* em *Actinidia deliciosa*. A, Folhas murchas e enroladas; B, Lesões castanhas na região do câmbio; C, descoloração do xilema em um galho; D, Frutos murchos produzidos em estágio avançado de infecção (Fotografias: Graziela Piveta) (Fonte: Piveta *et al.*, 2016).

A disseminação do fungo pode ocorrer pelo solo, via contato radicular, ou através de ferimentos nas raízes por meio de um inóculo presente no solo. É ainda possível haver disseminação do inóculo por vetores, como insetos de várias famílias, sendo capaz de sobreviver após passar pelo sistema digestivo desses artrópodes. Materiais não esterilizados também podem contribuir para a disseminação do fungo, principalmente durante a poda. A qualidade fitossanitária do material de propagação é outro fator a ter em consideração (RIMENÉZ, 1969). É necessário a constante inspeção dos pomares de modo a detetar os primeiros sintomas da presença deste organismo nocivo para que a planta seja retirada do pomar, com especial atenção à remoção de todas as raízes, e se proceda à queima imediata do material contaminado. O solo de onde a planta foi retirada deve ser tratado com cal e deve-se suspender a irrigação sem qualquer tipo de vegetação por vários anos. Caso seja constatada infecção nas partes aéreas, devem ser cortados os galhos sintomáticos 40 cm abaixo do sintoma visível e queimados imediatamente, utilizando pasta cúprica nos ferimentos resultantes do corte (BASTOS & EVANS, 1978).

O método de prevenção mais importante é a seleção de material genético resistente ao fungo, constante esterilização dos materiais utilizados para a poda e o tratamento do solo antes da plantação eliminando restos vegetais derivados de outra culturas (FERREIRA *et al.*, 2006).

8.4.2. Doença causada por *Pseudocercospora actinidiae* (Fuligem do kiwi)

A doença da Fuligem do kiwi é causada pelo fungo *Pseudocercospora actinidiae*. As manchas foliares amareladas e necrose aparecem na face adaxial da folha. Na superfície abaxial, há o surgimento de pequenas manchas escuras (Fig. 52). Quando os frutos são infetados após a colheita, a polpa amolece, torna-se azeda e, em seguida, toda a fruta apodrece. A evolução das pequenas manchas até o comprometimento do fruto ocorre entre 25 e 40 dias (KIKUHARA & NAKASHIMA, 2008; HUANG, 2016).



Figura 52. Manchas nos frutos e nas folhas evidenciando a fitopatologia (Fonte: HUANG, 2016).

A doença é oriunda do continente asiático, nomeadamente tem presença na China e Japão. Foi detetado no sul do Brasil pela primeira vez em 2019. Na fase primária o fungo sobrevive em folhas caídas durante o inverno nos pomares doentes. Nas folhas com manchas aveludadas de coloração negra há a presença de esporos que facilmen-

te podem ser disseminados pela chuva e vento. As altas temperaturas e as chuvas podem acelerar a infecção, mas a resistência de cada cultivar pode ser uma barreira à dispersão do fungo. Os frutos passam a exibir manchas cinzas que aumentam a área comprometendo a produção (ARAUJO *et al.*, 2021).

O tratamento envolve a aplicação de fungicidas a cada 20 dias durante o ciclo (HUANG *et al.*, 2016). A erradicação das plantas doentes é a melhor forma de controlar o avanço da doença (HUANG, 2016)

8.4.3. 'Moria' do kiwi

A "moria" do kiwi é uma doença que foi reportada pela primeira vez em Itália no ano 2012 na área de Veronese, encontrando-se disseminado por todo o país. Atualmente existem suspeitas da sua ocorrência em outros países. A sintomatologia mais comum inclui a murchidão e amarelecimento das folhas de forma repentina, ocorrendo posteriormente colapso total da planta (Fig. 53). Os sintomas são mais severos durante os períodos mais quentes do ano.



Figura 53. Actinídea com sintomas de 'Moria' (Fonte: <https://creafuturo.crea.gov.it/7693/>).

Correntemente a ocorrência de 'moria' do kiwi atribui-se a um desequilíbrio nas populações de um complexo de fungos e bactérias anaeróbias naturalmente presentes no solo. Este fenómeno pode ser explicado pelas mudanças climáticas registadas nos últimos anos acompanhadas de intensas precipitações que provocam uma saturação dos solos prolongada criando condições para a proliferação destes grupos de organismos resultando numa asfixia da rizosfera. As mudanças climáticas impactam por outro lado as plantas, tornando-as mais suscetíveis a organismos oportunistas que proliferam nessas condições. Esses organismos reduzirão a atividade da rizosfera contribuindo para o colapso da planta (CINQUEMANI, 2020; CINQUEMANI, 2022).

Em solos arenosos a retenção de água é menor, condição relevante para a prevenção da ocorrência de 'moria'. Neste contexto, os produtores devem ter atenção ao tipo de solo, infraestruturas de drenagem, quantidade de água de rega e monitorização regular da humidade do solo. As estratégias de prevenção e mitigação da doença incluem a utilização de organismos antagonistas já presentes no solo e modulação da microbiota da rizosfera (CINQUEMANI, 2020).

– 09 –

Colheita e Armazenamento

No kiwi verde, o período de colheita em Portugal começa normalmente no final de outubro até início de dezembro. No caso do kiwi amarelo, dependendo da variedade, pode iniciar-se, nas variedades mais precoces, no início de setembro. O kiwi é considerado um fruto climatérico, isso significa que no final do processo de maturação ocorrerá o aumento da taxa de etileno em consequência do aumento da taxa de respiração. A colheita deverá ocorrer justamente nesse período, no qual a taxa hormonal se encontra elevada. A determinação exata do período de colheita não é fácil, pois depende tanto de vários fatores físicos como biológicos. De forma a conseguir-se obter uma estimativa do período de início de colheita, são normalmente avaliados três índices de maturação – o teor de sólidos solúveis, a dureza da polpa e o teor de matéria seca.

9.1. Índices de Maturação

1. Teor de sólidos solúveis (grau Brix): o valor mínimo do Brix para estabelecer a colheita é de 6,2° Brix, como estabelecido no regulamento CE nº 1673/2004. Nos demais países da União Europeia o grau foi estabelecido em 6,5° Brix com valor ótimo na faixa de 7,5° e 8,5° (ANTUNES *et al.*, 2000, ANTUNES *et al.*, 2007). Abaixo de 6,2° não é aconselhável colher o fruto, pois não será palatável aos consumidores, ou seja, não apresentará qualidade para comercialização, e acima de 12° existirão problemas de conservação e dureza (JUNQUEIRA, 1994; CUNHA, 2007).

2. Dureza da polpa: o teor de dureza da polpa será aferido com a utilização de um penetrómetro com haste cilíndrica. Durante o período de colheita o teor de dureza deverá estar dentro do intervalo de 8,0-10,0 kgf, mas o valor para consumo estará entre 1,5-2 kgf (CUNHA *et al.*, 2007; FÉLIX *et al.*, 2008)

3. Teor de matéria seca: teor de matéria seca: este índice consiste na avaliação do peso seco, ou seja, retirando toda a humidade, quantificamos basicamente as fibras, ácidos, açúcares, proteínas e sais minerais que constituem o fruto.

É importante salientar que a coloração das sementes deve ser observada nas inspeções de campo. Caso os frutos colhidos tenham sementes ainda claras é muito possível que o resultado ao consumidor seja de um fruto pouco saboroso e com baixo valor de mercado. Por isso é necessário que a colheita ocorra quando o fruto estiver com as sementes escuras.

9.2. Colheita

A remoção do fruto da planta ocorre sem grandes dificuldades com uma leve pressão ao girar o fruto. Durante o processo é importante que a remoção do fruto do pedúnculo seja feita com cuidado para evitar quaisquer danos físicos que comprometam a qualidade do mesmo. Práticas como a remoção de anéis, unhas devidamente cortadas, utilização de luvas e sacos de colheita apropriados são salutares para manutenção

da qualidade dos frutos. Frutos danificados ou que não cicatrizaram devidamente estão mais sujeitos à ação do fungo *Botrytis cinerea* que é responsável pela podridão cinzenta, doença citada no item 7 deste manual. (CUNHA *et al.*, 2007, FÉLIX *et al.*, 2008, DEBERSAQUES *et al.*, 2019).

O melhor período para realizar a colheita é durante períodos nublados com temperaturas amenas. O depósito dos frutos deve ser feito com bastante cautela preferencialmente em palotes plásticos. Frutos que tenham caído acidentalmente ou que já se encontrem no chão devem ser excluídos da colheita para minimizar problemas de contaminação nas câmaras de armazenamento. Mesmo quando o produtor só possui uma variedade no pomar, há determinados cuidados que devem ser tomados, dependendo do tamanho do pomar e da logística empregada na colheita (uma vez que a maturação pode não ser síncrona). Em particular, a exclusão de plantas com taxa de crescimento muito diferente das restantes e com sintomas de deficiência ou de alguma doença; a exclusão de as plantas que estejam no limite com outra variedade; e a utilização (se possível) das mesmas plantas como marcadores para estabelecer um período aproximado da colheita. Os cuidados referentes aos frutos envolvem a remoção dos frutos danificados por qualquer ação e a separação dos kiwis muito diferentes do padrão de formato, pois o valor de mercado será substancialmente menor.

9.3. Gestão Pós-Colheita

Após a colheita, realizada fruto a fruto (a mecanização da mesma é altamente limitada e de difícil aplicabilidade), todos os kiwis são colocados de forma cuidadosa nos contentores ou palotes plásticos respeitando a altura do vasilhame, para evitar compressão. É importante destacar que os palotes devem estar ao abrigo da luz solar para não haver aceleração no processo de amadurecimento, o que pode acarretar a redução da “vida-útil” pós-colheita. Os frutos são transportados para os entrepostos, onde é efetuado armazenamento directo em câmaras frigoríficas. Nalguns casos, os frutos poderão ser expostos à temperatura ambiente por 24-72h num processo de “curing” para que a lesão causada no rompimento do pedúnculo cicatrize e se minimize a libertação de etileno. Podem ainda passar por uma etapa, de pré-calibragem, onde os kiwis são limpos e sofrem uma segunda triagem (a primeira é realizada durante a colheita), removendo os frutos deformados e os que foram danificados durante o transporte para reduzir as perdas durante o período de armazenamento na câmara fria (CUNHA *et al.*, 2007; ANTUNES *et al.*, 2007; DRAP, 2009; DEBERSAQUES *et al.*, 2019).

9.4. Calibre

O calibre é determinado pelo peso do fruto. De acordo com o regulamento da Comissão Europeia (CE) N° 1890/2021 de 02 de agosto de 2021 que estabelece o peso mínimo de comercialização dos kiwis, existem três categorias, a **Extra** com peso mínimo de 90 gramas, a **I** com um peso mínimo de 70 gramas e a **II** com um peso mínimo 65 gramas. Abaixo de 65 gramas o fruto deverá ser descartado. A máxima variação de peso tolerada para a categoria **Extra** é de 5% abaixo do valor estabelecido e 10% para as demais categorias. Outro parâmetro utilizado é o rácio diâmetro mínimo/diâmetro

máximo do fruto, que deve ser aplicado para as categorias Extra e I, e que é de 0,8 e 0,7 respectivamente. A categoria II envolve os kiwis que não podem ser inseridos nas classificações superiores, mas que possuem as características mínimas de qualidade como dureza e poucas lesões na epiderme. Sob nenhum aspecto os kiwis devem pesar menos que 85 g na categoria **Extra**, 67 g na categoria **I** e 62 g na **II**.

9.5. Armazenamento

A forma como os frutos são armazenados poderá prolongar o tempo de vida útil do fruto e garantir a manutenção das boas características organolépticas. Frutos colhidos sem controle no armazenamento perdem aproximadamente 70% da firmeza e atingem a maturação em aproximadamente 35 dias após a colheita (FÉLIX *et al.*, 2008; TAGLIANTI *et al.*, 2009). Para aumentar substancialmente a vida útil do kiwi é necessário a utilização de câmaras de armazenamento com condições ideais à conservação do kiwi. A melhor faixa para a boa conservação dos kiwis dentro das câmaras de frio está entre 0 °C e 1 °C. Nessa faixa de temperatura é possível manter a temperatura dentro da polpa em aproximadamente 0 °C. A humidade relativa dentro das câmaras deverá ser sempre numa faixa de 90 a 95 %. Com uma atmosfera devidamente controlada, a alta taxa da humidade servirá para evitar a desidratação do fruto. Caso a perda de água atinja 4 % sua comercialização torna-se impossível. Há alguns cuidados que devem ser tomados durante o armazenamento, além da manutenção da humidade e temperatura, como a concentração de O₂, CO₂ e etileno (ANTUNES *et al.*, 2007).

9.5.1. Etileno (C₂H₄)

O etileno é uma hormona vegetal que atua diretamente sobre o amadurecimento e senescência dos frutos. Alterações na firmeza da polpa, textura e concentração de açúcares simples são causadas por alterações na concentração dessa fito-hormona. Sendo assim para a manutenção da qualidade dos kiwis é de fundamental necessidade conhecer o seu mecanismo de ação, formas de reduzi-lo e removê-lo. Como já dito anteriormente o kiwi é um fruto climatérico, com alta sensibilidade ao etileno e por isso a atmosfera da câmara de refrigeração deve ser bastante controlada. Há fatores externos que induzem o aumento da concentração do etileno. Um dos grandes desafios da fileira do kiwi é evitar a exposição do mesmo a níveis considerados excessivos entre a colheita e a comercialização. Durante o período de armazenamento o ambiente deverá estar sempre limpo, preferencialmente com apenas um tipo de fruto e evitar-se a manipulação frequente.

Nas câmaras de frio a concentração de etileno não pode ultrapassar 0,02 ppm. Atmosferas acima deste valor reduzem o tempo de vida útil, causando o amadurecimento precoce. Para resolução desse problema, há duas possibilidades – uso do permanganato de potássio (KMnO₄) e as reduções nas taxas de O₂ e CO₂. O KMnO₄, utilizado para remover o etileno das câmaras é um composto químico de cor violeta que ao oxidar o etileno torna-se castanho. Normalmente o permanganato de potássio é comercializado em vermiculita, tornando seu uso bastante simples. Já para a concentração de gases, nomeadamente O₂ e CO₂, a taxa de oxigénio deverá estar entre 1% e 3% e a de dióxido de carbono, entre 3% e 5%. Os níveis de dióxido de carbono não podem ultrapassar os 6%. Assim como não é possível ter valores abaixo de 1% para O₂ e CO₂

para evitar anaerobiose. Com temperaturas dentro da câmara de 1°C e 2% de O₂ e 5% de CO₂ levaram a excelentes resultados de armazenamento. É importante destacar que os países exportadores de kiwi podem ter regulamentos diferentes no que diz respeito às condições climáticas.

Caso haja maior dificuldade no controle do etileno por longos períodos pode ser considerada a utilização do 1-metilciclopropeno(1-MCP). Este composto é um inibidor não competitivo que estabelece uma ligação irreversível ao sítio recetor do etileno alterando, portanto, a capacidade do fruto em responder à ação da fito-hormona (SEREK *et al.*, 1994; BLANKENSHIP & DOLE, 2003). Com a utilização desse composto é importante que haja uma avaliação antes da comercialização, pois os kiwis podem não atingir a firmeza desejada para o consumo (firmeza superior à desejada, e uma columela mais dura), para além de haver a possibilidade do sabor dos frutos se alterar (ANTUNES *et al.*, 2000; ANTUNES *et al.*, 2007; CUNHA *et al.*, 2008, SILVEIRA *et al.*, 2012).

9.6. Doenças da conservação

Durante o período de armazenamento todas as instalações devem ser mantidas limpas, desinfetadas e completamente higienizadas. Os frutos devem ser manuseados com muita cautela para não sofrerem quaisquer fermentos e não se favorecer a ação de bactérias e fungos, especialmente o *Botrytis cinerea*. Os danos causados por este fungo, normalmente só são vistos mais tardiamente nas câmaras de refrigeração (Fig. 54). A prevenção começa desde a manutenção da luminosidade e bom arejamento do pomar, na adubação, no controlo da rega até o cuidado na colheita e transporte do fruto. Podem também existir outros fungos oportunistas como *Alternaria sp.*, *Dothiorella gregaria*, *Penicillium expansum*, *Phoma ssp.* e *Sclerotinia sclerotiorum* (ARPAIA *et al.*, 1994; CUNHA *et al.*, 2007).



Figura 54. Frutos com sintomas da podridão cinzenta (Fonte: HUANG, 2016).

9.7. Embalagem

A embalagem é o principal ponto de controlo em que a fruta é separada do produto comercializável. As frutas são classificadas por defeitos, dimensionadas, rotuladas e colocadas em embalagens adequadas para o mercado. Uma embalagem completa possui informações sobre a rastreabilidade do produto desde os palotes no pomar até à embalagem individual. É nesse ponto que as boas práticas agrícolas globais podem servir para orientar a consolidação e a identificação das regulamentações do mercado de maneira eletrônica para o consumidor final (BELROSE, 2016).

O principal objetivo da embalagem é garantir que o produto está dentro de um recipiente para impedir o movimento e amortecer o produto (bandejas de celulose moldadas ou de plástico, inserções, almofadas de amortecimento, entre outros métodos) e para proteção, como películas plásticas. Três objetivos básicos precisam ser considerados:

1. Conter o produto e facilitar o manuseamento;
2. Proteger o produto contra ferimentos (impacto, compressão, abrasão e feridas) durante o transporte, armazenamento e comercialização;
3. Fornecer informações aos compradores, como variedade, peso, calibre, categoria, nome do produtor, país, área de origem, entre outras informações. As informações que frequentemente estão incluídas são o valor nutricional, códigos de barras e/ou qualquer outra informação relevante sobre a rastreabilidade.

O kiwi é normalmente embalado em bandejas de plástico em monocamadas ou em terminais de bandeja com três camadas. As camadas e os alvéolos são revestidos com uma folha de plástico de polietileno, que é dobrada sobre as frutas embaladas para proteger contra a perda de água (Fig. 55). Esse envoltório inibe o fluxo de ar necessário para o arrefecimento rápido das frutas embaladas. Durante a embalagem, as frutas são dimensionadas e colocadas em bandejas plásticas, depois cobertas ou embrulhadas com plástico polietileno transparente e arrumadas em camada. As camadas devem ser arrefecidas rapidamente para que a temperatura do núcleo da fruta seja de 0°C dentro de 24 horas após serem embaladas, caso contrário, a vida útil do armazenamento será reduzida (BELROSE, 2016; ASICHE *et al*, 2017).



Figura 55. Modelo de embalagem do Kiwi

(Fonte: <https://www.packaging-gateway.com/news/kiwi-zespri-sustainable-packaging/>).

Os alvéolos também têm o mesmo objetivo, mas separam o produto em camadas. São comuns em maçãs, pêssegos, ameixas, kiwis, nectarinas, entre outras frutas. Redes de espuma de plástico são usadas para a proteção individual de frutas grandes, como melancia, manga, mamão. Também é possível usar papel ou lã de madeira, papéis ou outros materiais de preenchimento solto. Tradicionalmente existem três tipos de embalagem - unidades consumidoras ou pré-embalagens; embalagens de transporte e; embalagens ou paletes de carga unitária (BELROSE, 2013).

Após a classificação, as frutas precisam ser colocadas em bandejas. Devido à necessidade de colocar os frutos com muita precisão, tradicionalmente esse é um exercício muito trabalhoso. Atualmente, a tecnologia está sendo implantada em diferentes áreas da horticultura que está removendo a mão-de-obra desse processo, conforme mostrado abaixo com o robô de embalagem para maçã Robotics Plus (Fig. 56) (NEWSHUB, 2020).



Figura 56. Robotics Plus, robô de embalagem de maçã, sendo testado para Kiwi (Fonte: <https://www.roboticsplus.co.nz/>).

A embalagem usada para o transporte de kiwi é geralmente de cartão com alvéolos cobertos com plástico. Para a comercialização, as embalagens utilizadas são cestas de 1 kg cobertas com malha. Atualmente, a embalagem usada mais comumente é a caixa de cartão telescópica na qual a fruta é organizada em camadas, num número variável de alvéolos de acordo com o tamanho dos kiwis. Além disso, uma folha de polietileno é usada para embrulhar os recipientes alveolares e as frutas. A função desta embalagem plástica é proteger as frutas da desidratação, garantir uma maturação mais uniforme e uma preservação mais longa quando exibidas para venda.

- 10 - Comercialização

O kiwi é uma das mercadorias que aumentou consideravelmente o seu cultivo bem como as vendas ao longo das últimas décadas do século XX, e as projeções de crescimento a partir de 2001 foram bastante boas. A expansão da produção desde a década de 1970 foi bastante significativa. Na tabela abaixo é possível verificar a evolução da cultura do kiwi em diversos países (FAOSTAT, 2018)

Tabela 8. Variação na produção de kiwi nos períodos 2000-2008, 2008-2016, 2016-2018 e 2018-2020). Austrália, Chile, França e Japão diminuíram a produção nos últimos anos. Em contrapartida, Portugal e Grécia apresentaram um crescimento sustentado da produção mais relevante nos últimos anos (Fonte: FAOSTAT, 2023. Acesso em 23.08.23).

PAÍSES PRODUTORES	VARIÇÃO DA PRODUÇÃO POR PERÍODO			
	2000-2008	2008-2016	2016-2018	2018-2020
Austrália	0	-2.918	779	-327
Chile	68.897	43.401	2.469	-71.348
China	350.000	731.238	103.920	194.907
Espanha	3.424	3.700	2.424	3.567
França	-15.448	-188	-12.281	-3.431
Grécia	17.558	79.789	101.935	42.160
Itália	128.263	49.640	38.593	-40.658
Japão	-6.000	-12.800	-138	-1.482
Nova Zelândia	120.362	25.914	6.347	210.679
Portugal	6.456	5.569	12.982	11.763
Turquia	18.130	24.420	17.970	11.825
TOTAL	691.642	947.765	275.000	357.655

Pela observação da tabela é possível verificar que em Portugal houve um crescimento de 276% entre 2000 e 2018. Em 2018 a produção atingiu pouco mais de 34.000 toneladas de kiwi. Na figura 57 já é possível verificar que Portugal manteve o crescimento da produção frente aos demais países, mesmo com a quebra causada pela PSA no final da primeira década do século XXI (antepenúltima posição no gráfico)

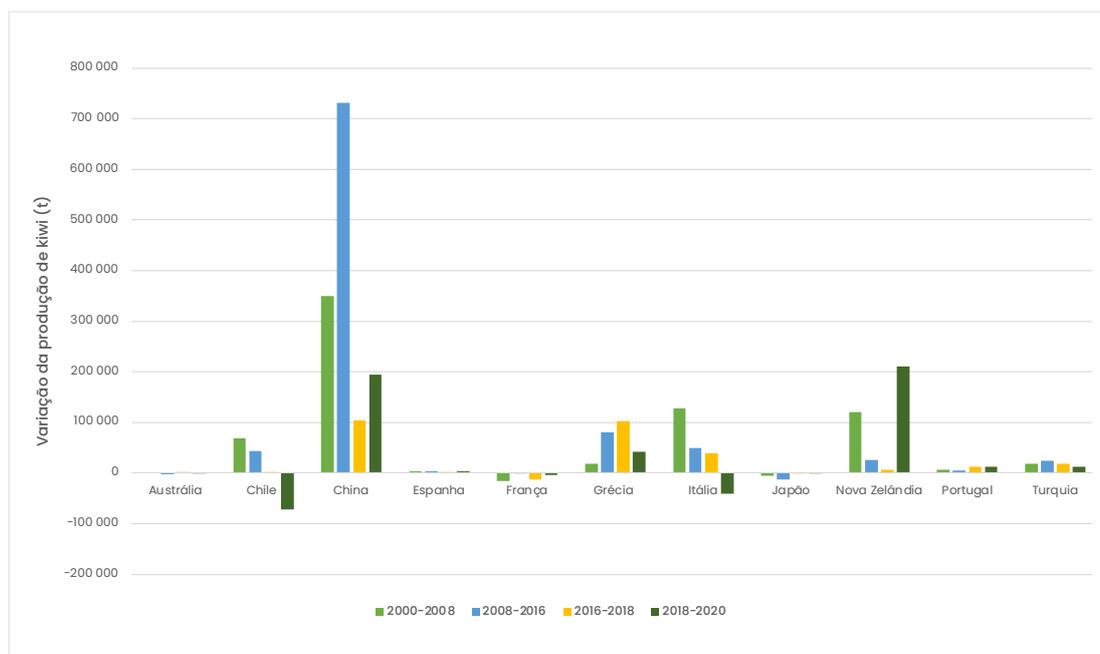


Figura 57. Variação da produção de kiwi (t) nos principais países produtores. A China lidera globalmente a produção de Kiwis. Entre 2016-2020 e a par da Nova Zelândia, Portugal apresentou um crescimento consistente da produção (Fonte: FAOSTAT, 2023. Acesso em 23.08.23).

Até o kiwi chegar à mesa de casa um longo caminho é percorrido desde a plantação, às atividades pós-colheita e às vezes, exportação. O fruto que chega aos mercados locais deve ter mínimo de Brix 12° e firmeza da polpa próximo de 2 Kgf para agradar ao consumidor. Com esses parâmetros respeitados, a vida útil do kiwi dentro das residências poderá ser de uma ou duas semanas. Como o kiwi não possui mudanças externas durante o processo de amadurecimento, é muito difícil reconhecer visualmente a condição da fruta. O indicador apropriado é a pressão da fruta, por esse motivo é indispensável que o fruto chegue às prateleiras com o máximo de firmeza descrita anteriormente. O mercado nacional consegue fornecer kiwi por períodos que podem ir até 9 meses, sendo que depois desse prazo, os kiwis disponíveis no mercado são importados da Nova Zelândia e Chile (FÉLIX *et al.*, 2008). Os diversos nutrientes encontrados no kiwi bem como a possibilidade de utilização do fruto não somente ao natural garantem, associados a campanhas de marketing, a contínua expansão dessa fileira.

Nos últimos anos muitos agricultores entraram na cultura de kiwi, facto que permitiu a expansão para novas áreas, principalmente na região Centro e Norte de Portugal. A indústria nacional é dependente do cultivar ‘Hayward’, embora haja outros cultivares a serem comercializadas. A garantia de manutenção da qualidade bem como um tempo de armazenamento prolongado, poderá manter a indústria com algum grau de expansão (BELROSE, 2016).

- 11 - Referências

1. ABELLEIRA, A.; ARES, A.; AGUÍN, O.; PICOAGA, A.; LÓPEZ, M. M.; MANSILLA, P. Current situation and characterization of *Pseudomonas syringae* pv. *actinidiae* on kiwifruit in Galicia (northwest Spain). *Plant Pathology*, v. 63, n. 3, p. 691–699, 2014.
2. ABRAM PK, HOELMER KA, ACEBES-DORIA A *et al* (2017) Indigenous arthropod natural enemies of the invasive brown marmorated stink bug in North America and Europe. *J Pest Sci* 90:1009–1020
3. ABREU, I.; OLIVEIRA, M. Fruit production in kiwifruit (*Actinidia deliciosa*) using preserved pollen. *Australian Journal of Agricultural Research*, v. 55, p. 565–569, 2004.
4. ABROL, D. P. (2010). *Foraging. Honeybees of Asia*, 257–292. doi:10.1007/978-3-642-16422-4_12
5. AGUIAR, A.; FRANQUINHO, M. Artrópodes auxiliares na Ilha da Madeira. In: CARVALHO, J. P. (Ed.). *Contribuição para a Protecção Integrada na Região Autónoma da Madeira*. SRAFP, Madeira, Funchal. pp. 309–331, 1999.
6. ALBERTO MELE, DAVIDE SCACCINI, PENELOPE ZANOLLI, ALBERTO POZZEBON, Semi-natural habitats promote biological control of *Halyomorpha halys* (Stål) by the egg parasitoid *Trissolcus mitsukurii* (Ashmead), *Biological Control*, 166. 2022.
7. ALLEONI, B.; BOSQUEIRO, M.; ROSSI, M. Efeito dos reguladores vegetais de Stimulate® no desenvolvimento e produtividade do feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.). *Ciências Exatas e da Terra, Ciências Agrárias e Engenharias*, v. 6, n. 1, 2000.
8. ALMEIDA, J (1996). *Kiwi: Cultura de Actinideas: Como Produzir, como vender*. São Paulo: Clássica Editora.
9. ALMEIDA, J. P. V. L. (2008). *Caracterização Física da Região da Bairrada. Contribuição para a valorização dos recursos endógenos (Dissertação de mestrado)*. Universidade de Coimbra, Coimbra.
10. ÁLVAREZ, M.; ELORRIAGA, A.; PINILLA, B. (1991) Determinación de plateado en kiwi. *Revista Frutícola*, v. 12, n. 1, p. 10-13.
11. ALVES, J. (2016). *Fenologia e Fertilidade de cvs. Femininas e cvs. Masculinas de Actinídea na região do Entre Douro e Minho. [Tese de Doutorado]*. São Paulo: ISA/UL.
12. ALVES, S. B. (1998). *Fungos entomopatogênicos*. In: ALVES, S.B. (Ed.). *Controlo microbiano de insetos*. Piracicaba: Fealq.
13. AMARO, P.; FERREIRA, M. A. (2001). Os auxiliares. In: AMARO, P. (Ed.). *A protecção integrada da vinha na região norte*. DRAEDM, DRATM, EVAG, IDARN, ISA/DPPF/SAPI, Lisboa, pp. 124–132.
14. ANTUNES, A. P.; FREITAS, J.; RAMADAS, I. (2006). *Métodos de previsão e evolução dos inimigos das culturas: vinha*. Serviço Nacional de Avisos Agrícolas. Edição em suporte digital. Oeiras: DGPC, Oeiras. 2006.. 69p.
15. ANTUNES, M. D. C., NEVES, N., CURADO, F., RODRIGUES, S., FRANCO, J., & PANAGOPOULOS, T. (2007). THE EFFECT OF CALCIUM APPLICATIONS ON KIWI-FRUIT QUALITY PRESERVATION DURING STORAGE. *Acta Horticulturae*, (753), 727–732. doi:10.17660/actahortic.2007.753.95

16. ANTUNES, M. D., FRANCO, J., VELOSO, F., & PANAGOPOULOS, T. (2018). *The evolution of kiwifruit production in Portugal*. *Acta Horticulturae*, (1218), 17-22. doi:10.17660/actahortic.2018.1218.2
17. ANTUNES, M. D.; REBELO, R.; CAVACO, M. (2005) Implementação da produção integrada na cultura da Actinídea (*Actinidia deliciosa* A. Chev.) (*Actinidiaceae*). In: CUNHA, M. J. M. (Ed.). *A Produção Integrada e a qualidade e segurança alimentar*, Instituto Politécnico de Coimbra, Coimbra. pp 85-92.
18. ANTUNES, M., *et al.* (2006). Evaluation of the effect of complementary pollination on *Actinidia deliciosa* cv. 'Hayward' in northwest Portugal. *Acta Horticulturae*, v. 753, n. 1, p. 347-352, 2006.
19. ARAUJO, L. *et al.* (2021) *Pseudocercospora actinidiae* causes sooty spot disease on kiwifruit in Santa Catarina, Brazil. *Australasian Plant Disease Notes*, 16:22. In: <https://doi.org/10.1007/s13314-021-00436-w>
20. ARAUJO, L., PINTO, FAMF, de Andrade, CCL *et al.* *Pseudocercospora actinidiae* causa a doença da mancha fuliginosa em kiwis em Santa Catarina, Brasil. *Planta da Australásia Dis. Notas* 16, 22 (2021). <https://doi.org/10.1007/s13314-021-00436-w>
21. ARES A, PEREIRA J, GARCIA E, COSTA J, TIAGO I. (2021) The leaf bacterial microbiota of female and male kiwifruit plants in distinct seasons: assessing the impact of *Pseudomonas syringae* pv. *actinidiae*. *Phytobiomes Journal*. 5:3, 275-287.
22. ARES A, TACÃO M, FIGUEIRA D, GARCIA E, COSTA J. (2020) Draft Genome Resources Sequences of Six *Pseudomonas syringae* pv. *actinidiae* Strains Isolated from *Actinidia chinensis* var. *deliciosa* Leaves in Portugal. *Phytopathology*® 111:1, 237-239. <https://doi.org/10.1094/PHYTO-05-20-0184-A>.
23. ARNOLD, K. (2009). *Halyomorpha halys* (Stål, 1855), eine für die europäische Fauna neu nachgewiesene Wanzenart (Insecta: Heteroptera: Pentatomidae: Cappaeini). *Mitteilungen des Thüringer Entomologenverbandes*, 16: 19.
24. ASCENZA. Informação - Organismos Auxiliares, Cecidomídeos. Disponível em: < http://www.sapecagro.pt/internet/noticias/artigo.asp?id=51&url_tx-t=&link=>. Acessado em 17 de maio de 2020b.
25. ASCENZA. WebTeca – Organismos auxiliares, Antocorídeos. Disponível em: < http://www.sapecagro.pt/internet/webteca/artigo.asp?id=50&url_tx-t=&link=>. Acessado em 17 de maio de 2020a.
26. ASICHE, O.W., MITALO, W.O., KASAHARA, Y., TOSA, Y., MWORIA, G.E., USHIJIMA, K., ... KUBO, Y. (2017). Effect of Storage Temperature on Fruit Ripening in Three Kiwifruit Cultivars. *The Horticulture Journal*, 86(3), 403-410.
27. Associação de jovens agricultores de Portugal, A. *Manual Boas Práticas para Culturas Emergentes*. *Italian Journal*, v. 29, p. 398-408., 2017.
28. AUAD, A. M.; BUENO, V. H. P.; KATO, C. M.; GAMARRA, D. C. Ocorrência e flutuação populacional de predadores e parasitoides de *Brachycaudus (Appelia) schwartzi* (Börner) (Homoptera: Aphididae), em pessegueiro, em Jacuí-MG. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, v.26, p.257-263, 1997.
29. AUGER, J. PÉREZ, I. ESTERIO, M. (2013) *Diaporthe ambigua* Associated with Post-Harvest Fruit Rot of Kiwifruit in Chile. *Plant Disease* 97:6, 843-843
30. BAI, Q., WANG, G.P., HONG, N. GUO, Y. S., FU M. (2017) First Report of *Diaporthe tulliensis* and *Diaporthe actinidiae* Causing Kiwifruit Stem Canker in Hubei and Anhui Provinces, China. *Plant Disease*, Vol. 101, N.3
31. BALESTRA G.M., MAZZAGLIA, A. QUATTRUCCI, M. RENZI AND A. ROS-

SETTI, 2009. Current status of bacterial canker spread on kiwifruit in Italy. *Widespread distribution of kiwifruit bacterial canker caused by the European Pseudomonas syringae pv. actinidiae genotype in the main production areas of Portugal*. Australasian Plant Disease Note 4, 34–36.

32. BALESTRA, G. M.; VARVARO, L. Epiphytic survival and control of *Pseudomonas viridiflava*. *Acta hort.* 444: 745-749. 1997.

33. BALESTRA, G.M.; RENZI, M.; MAZZAGLIA, A. First report of bacterial canker of *Actinidia deliciosa* caused by *Pseudomonas syringae* pv. *actinidiae* in Portugal. *New Disease Reports* 22, 10, 2010.

34. BARNETT, J., SEABRIGHT, M., WILLIAMS, H., NEJATI, M., SCARFE, A., BELL, J., DUKE, M. Robotic Pollination - Targeting kiwifruit flowers for commercial application. Presented at the PA17 International Tri-Conference for Precision Agriculture, Hamilton, New Zealand. (2017).

35. BASTOS, C. N.; EVANS, H. C. Ocorrência de *Ceratocystis fimbriata* Eli & Halst. na Amazônia Brasileira. *Acta Amazonica*, v. 8, n. 4, p. 543-544, 1978.

36. BATEMAN, M. A. The ecology of fruit fly. *Annual Review of Entomology*, Palo Alto, v. 17, n. 1, p. 493-518, 1972.

37. BAUCKMANN, M. (1977). Die Gehalt gewisser Inhaltsstoffe von Kiwifrüchten. *Mitt. Klosterneuberg*, 27(6), 265-7.

38. BELROSE Inc. World kiwifruit review. Belrose Inc, Pullman, WA, 2016.

39. BERESFORD, R. M.; TYSON, J. L.; HENSHALL, W. R. Development and validation of an infection riskmodel for bacterial canker of kiwifruit, using a multiplication and dispersal concept for forecasting bacterial diseases. *Phytopathology*, v. 107, n. 2, p. 184–191, 2017.

40. BETTIOL, W.; MORANDI, M. A. B. Trichoderma in Brazil: history, research, commercialization and perspectives. In: Embrapa Meio Ambiente-Artigo em anais de congresso (ALICE). In: METING OF THE WORKING GROUP ON BIOLOGICAL CONTROL OF FUNGAL AND BACTERIAL PLANT PATHOGENS, 10., 2008, Interlaken, Switzerland. *IOBC WPRS Bulletin*, v. 43, p. 235-237, 2009., 2009.

41. BLANCHET, P. Les dégats de gels sur kiwi (*Actinidia chinensis* Planch: les risques du verger français. *L'Arboriculture Fruitière*, v. 370, 43-49, 1985.

42. BLANK, R. H.; GILL, G. S. C.; KELLY, J. M. Development and mortality of greedy scale (Homoptera: Diaspididae) at constant temperatures. *Environmental Entomology*, v. 29, n. 5, p. 934-942, 2000.

43. BLUGOLOGICAL, Control Systems, Inc. Disponível em:< <https://www.buglogical.com/amblyseius-cucumeris/>>. Acessado em 16 de maio de 2020.

44. BOMBEN, C., MALOSSINI, C., CIPRIANI, G., & TESTOLIN, R. (1999). *LONG TERM STORAGE OF KIWIFRUIT POLLEN*. *Acta Horticulturae*, (498), 105-110. doi:10.17660/actahortic.1999.498.12

45. BORROR D. J.; DELONG, D. M. Ordem Neuroptera. In: E. Blucher (ed.). *Introdução ao estudo dos insetos*. São Paulo. pp. 184-191, 1969.

46. BRANSCOME, D. White peach scale, *Pseudaulacaspis pentagona* (Targioni) (Insecta: Hemiptera: Diaspididae). University of Florida, 1999. Disponível em: http://creatures.ifas.ufl.edu/orn/scales/white_peach_scale.htm (acedido a 02-06-2007).

47. BRASIL. Conselho Nacional do Meio Ambiente. Resolução nº 357, de 17 de março de 2005. Brasília: Diário Oficial da República Federativa do Brasil, 2005.

48. BRUN, P. Les ennemis animaux de l'actinidia. *Phytoma*, La défense des végétaux. 436: p.49-54, 1992.
49. BRUN, P. Les insectes ravageurs du kiwi. In: *Le kiwi et sa culture, journée technique*. Centre de Recherche Agronomique de Corse, INRA. p. 29, 1990.
50. BURGE, G., SPENCE, C., & PALLESEN, L. (1988). Laying more pollination myths to rest. *New Zealand Kiwifruit*, 4, 7.
51. BUZZI, Z. J. *Entomologia didática*. 4 ed. Curitiba: Ed. UFPR, 2002. 347 p.
52. CABI (2022) '*Armillaria mellea* (armillaria root rot)' PlantwisePlus Knowledge Bank. CABI International. doi: 10.1079/pwkb.species.7002 (Acesso em 12/05/2023).
53. CABI (2022) '*Blastobasis decolorella*', CABI Compendium. CABI International. doi: 10.1079/cabicompndium.9386 (Acesso em 12/05/2023).
54. CABI (2022) '*Blastobasis decolorella*', CABI Compendium. CABI International. doi: 10.1079/cabicompndium.9386 (Acesso em 12/05/2023).
55. CABI (2022) '*Pseudomonas viridiflava* (bacterial leaf blight of tomato)' PlantwisePlus Knowledge Bank. CABI International. doi: 10.1079/pwkb.species.45024 (Acesso em 12/05/2023).
56. CACIOPO, O. *L'Actinidia*. Lisboa: Editorial Prensa, 1989, 123p.
57. CACIOPO O. (2009). "L'actinidicoltura in Italia con particolare riferimento alla regione Lazio". *IX convegno nazionale sull'Actinidia, Viterbo-Latin 6-8 Ottobre*.
58. CACIOPO, O. Le batteriosi del kiwi in Italia. *Kiwi Informa*, Borgo Bainsizza, v. 8, n. 1/3, p. 5-22, 2010.
59. CACIOPO, O. *O cultivo do Quivi*. Lisboa: Editorial Presença Ltda, 1989.
60. CALECA, V.; BELCARI, A.; SACCHETTI, Patrizia. Lotta alla mosca delle olive in olivicoltura integrata e biologica. *Protezione delle colture*, v. 5, p. 27-33, 2012.
61. CALVO, F. J.; LORENTE, M. J.; STANSLY, P. A.; BELDA, J. E. Preplant release of *Nesidiocoris tenuis* and supplementary tactics for control of *Tuta absoluta* and *Bemisa tabaci* in greenhouse tomato. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, v. 143, n. 2, p. 111-119, 2012.
62. CANHOTO M. J., CRUZ G.S. (1987) "In Vitro multiplication of *Actinidia chinensis* Planch. by Culture of Young Leaves". *Boletim da Sociedade Broteriana*. Universidade de Coimbra 2(60): 239-252.
63. CAREY, J. R. (2011). Biodemography of the Mediterranean fruit fly: aging, longevity and adaptation in the wild. *Experimental gerontology*, 46(5), 404-411. <https://doi.org/10.1016/j.exger.2010.09.009>
64. CARNEIRO, R.M.D.G.; GOMES, C.B.; ALMEIDA, M.R.A.; GOMES, A.C.M.M.; MARTINS, I. Primeiro registro de *Meloidogyne ethiopica* Whitehead, 1968, em plantas de quivi no Brasil e reação em diferentes plantas cultivadas. *Nematologia Brasileira*, v.27 n.2, p.151-158, 2003.
65. CARVALHO, J. P.; AGUIAR, A. M. F. *Pragas dos citrinos na Ilha da Madeira*. SRAFP (Ed.), DRA/INIA/EAN, Funchal, Madeira. 411p., 1997.
66. CASASÚS, M. B. *Cultivo de la actinidia- kiwi*. Barcelona: Editorial Aedos, 1989.
67. CASTILLO, P.; VOVLAS, N.; GÓMEZ BARCINA, A. Nemátodos fitoparásitos del kiwi (*Actinidia deliciosa*). *Phytoma*. España - nº 46. 1993.
68. CASTRO, H., SIOPA, C., CASAIS, V., CASTRO, M., LOUREIRO, J., GASPAS, H., ... CASTRO, S. (2021a). *Spatiotemporal Variation in Pollination Deficits in an Insect-Pollina-*

ted Dioecious Crop. Plants, 10(7), 1273. doi:10.3390/plants10071273

69. CASTRO, H., SIOPA, C., CASAIS, V., CASTRO, M., LOUREIRO, J., GASPAR, H., & CASTRO, S. (2021b). *Pollination as a key management tool in crop production: Kiwifruit orchards as a study case. Scientia Horticulturae*, 290, 110533.

70. CASTRO, H.; CATARINA S.; CASAIS, V.; CASTRO, M.; JOÃO L.; GASPAR, H.; SÍLVIA C. “Polinização artificial no kiwi”, AGROTEC - Revista Técnico-Científica Agrícola, 2022

71. CASTRO, H.; LOUREIRO, J.; CASTRO, S. (2019). A fenologia da floração dos pomares de kiwi em Portugal/ Flowering phenology in kiwifruit orchards. *Boletim da associação Portuguesa de kiwicultores* v.59: 3-4.

72. CAVACO, M.; CALOURO, F. *Produção Integrada da Cultura da Actinídea*. Ministério da Agricultura, do Desenvolvimento Rural e das Pescas - Direção-Geral de Proteção das Culturas, 2005.

73. CAVACO, M.; JORDÃO, P.; SOUSA, R. *Produção Integrada das culturas de prunóideas*. Direcção Geral de Protecção das culturas (Ed.), Oeiras, Lisboa. 145p., 2006.

74. *Ceratitis* <https://gd.eppo.int/taxon/CERTCA/distribution>

75. CHARLES, J. G.; HILL, M. G.; ALLAN, D. J. Releases and recoveries of *Chilocorus* spp. (Coleoptera: Coccinellidae) and *Hemisarcoptes* spp. (Acari: Hemisarcoptidae) in kiwifruit orchards: 1987–93. *New Zealand Journal of Zoology*, v. 22, n. 3, p. 319-324, 1995.

76. CHEN, JH., AVILA, G.A., ZHANG, F. *et al.* Field cage assessment of feeding damage by *Halyomorpha halys* on kiwifruit orchards in China. *J Pest Sci* 93, 953–963 (2020). <https://doi.org/10.1007/s10340-020-01216-8>

77. CHICAU G. & INGLEZ, M. (2000) *Estudo das Doenças do Lenho e do Sistema Radicular da Videira – Armillaria spp.* Relatório final do Projecto INTERREG II. DRAEDM.

78. CHICAU, G. (2002) *Podridão Radicular provocada por Armillaria spp.* Ficha técnica 102. Ministério da Agricultura do Desenvolvimento Rural e das Pescas. Direcção Regional de Agricultura de Entre-Douro e Minho - DRAEDM.

79. CINQUEMANI, T. *Actinidia, ecco tutto quello che c'è da sapere sulla 'moria del kiwi'*. *AgroNotizie*, 2020. Disponível em <https://agronotizie.imagelinenetwork.com/difesa-e-diserbo/2020/09/22/actinidia-ecco-tutto-quello-che-c-e-da-sapere-sulla-moria-del-kiwi/68007>

80. CINQUEMANI, T. *Morìa del kiwi, piante a rischio con caldo e scarse precipitazioni*. *AgroNotizie*, 2022. Disponível em <https://agronotizie.imagelinenetwork.com/difesa-e-diserbo/2022/07/12/moria-del-kiwi-piante-a-rischio-con-caldo-e-scarse-precipitazioni/75518>

81. CIPRIANI G., TESTOLIN R. (2007). “‘Jintao’: a Chinese kiwifruit selection grown in Italy”. *Acta Horticulturae*, Vol. 753, 247-252.

82. CLARK, C. J., and G. S. SMITH. “Magnesium Deficiency of Kiwifruit (*Actinidia Deliciosa*).” *Plant and Soil* 104, no. 2 (1987): 281–89. <http://www.jstor.org/stable/42936882>.

83. COELHO, R. *Contribuições para a irrigação pressurizada no Brasil*. Piracicaba: Livre-Docência - Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz., 2007.

84. CORBET S.A., CHAPMAN M., SAVILLE N. 1988. Vibratory pollen collection and flower form: bumble bees on *Actinidia Symphytum borago* and *polygonatum*.

Functional Ecology 2: 145-155.

85. CORREIA, A. Fungos associados a Parlatoria cinérea Hadden (Hemiptera: Diaspididae) em citros. Tese (Doutorado em Agronomia) - Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita Filho”, Jaboticabal, 88 p.,1996.

86. Coutinho, J., & Veloso, A. (1997). *Plant analysis as a guide of the nutritional status of kiwifruit orchards in Portugal. Communications in Soil Science and Plant Analysis*, 28(11-12), 1011-1019. doi:10.1080/00103629709369850

87. CRAIG, J.L.; STEWART, A.M. A review of kiwifruit pollination: Where to next? *New Zealand Journal of Experimental Agriculture*, 16:4, 385-399, 1988.

88. CUI Y.J., SU S., WANG X.X., *et al.* Recognition and feature extraction of kiwifruit in natural environment based on machine vision. *Trans Chin Soc Agric Mach* 2013;05:247-52.

89. CUI Y.J., SU S.I., LV Z.H., *et al.* A method for separation of kiwifruit adjacent fruits based on Hough transformation. *J Agric Mech Res* 2012;12:166-9.

90. CUI, Z.X. (1993) *Actinidia in China*. China, Shandong Scientific Press. Pp. 2-12.

91. CUNHA, C.; OLIVEIRA JÚLIA; PERESTELO L; OLIVEIRA M.; SILVA R.; RODRIGUES R. (2007). *Manual do Kiwicultor*. APK - Associação Portuguesa de Kiwicultores, v.1.

92. CUNTY, A.; POLIAKOFF, F.; RIVOAL, C.; CESBRON, S.; FISCHER-LE SAUX, M.; LEMAIRE, C.; JACQUES, M. A.; MANCEAU, C.; VANNESTE J. L. Characterization of *Pseudomonas syringae* pv. *actinidiae* (PSA) isolated from France and assignment of PSA biovar 4 to a de novo pathovar: *Pseudomonas syringae* pv. *actinidifoliorum* pv. nov. *Plant pathology*, v. 64, n. 3, p. 582-596, 2015.

93. CURADO, F.; NEVES, N. Manutenção do solo na cultura da Actinídea. Em: *Kiwi - Da Produção à Comercialização*. Algarve: Ciências da Terra - Universidade do Algarve, pp. 111-119, 2008.

94. D.-H. LEE, T.C. LESKEY Flight behavior of foraging and overwintering brown marmorated stink bug, *Halyomorpha halys* (Hemiptera: Pentatomidae) *Bull. Entomol. Res.*, 105 (2015), pp. 566-573, 10.1017/S0007485315000462

95. DAANE, K.M., WANG, X., NIETO, D.J., PICKETT, C.H., HOELMER, K.A., BLANCHET, A., & JOHNSON, M.W. (2015). Classic biological control of olive fruit fly in California, USA: release and recovery of introduced parasitoids. *BioControl*, v. 60, n. 3, p. 317-330, 2015.

96. DE BACH, P. *Biological control of insects pests and weeds*. New York: Reinhold Publ., 1964. 844p.

97. DE KLERK, G. J.; BRUGGE, J. T.; MARINOVA, S. Effectiveness of indoleacetic acid, indolebutyric acid and naphthalenacetic acid during adventitious root formation in vitro in *Malus 'Jork 9'*. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, Amsterdam, v. 49, n. 1, p. 39-44, 1997.

98. DE MORAES, G. J.; HALLAN, J. (ed.). “Listagem de espécies de Phytoseiidae”. *Catálogo de Biologia*. Universidade Texas A&M. Consultado em 13 de maio de 2020.

99. DEL PINO, A. (2000). Efecto de factores abióticos y edáficos naturales en el ciclo biológico de *Ceratitis capitata* (Wiedemann), Diptera: Tephritidae; Ph.D. Thesis. Dep. Producción Vegetal. ETSIA. Universidad Politécnica de Valencia. 217 pp

100. DGPC, Direção-Geral de Agricultura e Desenvolvimento Rural. Produção Integrada da cultura da Antinidea. Ministério de Agricultura, do desenvolvimento Rural e das Pescas, 2005.

101. DIAS, L. A. S.; LEME, L. P.; LAVIOLA, B. G.; PALLINI, A.; PEREIRA, O. L.; DIAS, D. C. F. S.; CARVALHO, M.; MANFIO, C. E.; SANTOS, A. S.; SOUSA, L. C. A.; OLIVEIRA, T. S.; PRETTI, L. A. 7. Cultivo de pinhão manso (*Jatropha curcas* L.) para produção de óleo combustível. Viçosa: UFV, 2007. 40 p.

102. DOZIER, W. A., B. WILKINS, J. PITTS, C. HANSEN, F. WOODS, J. SPIERS, Q. CHEN, Z. QIN, Y. JIANG, AND X. GU, INVENTORS; Auburn University, assignee. 2011 Oct 11. Kiwi plant named 'AU Golden Sunshine'. U.S. Patent PP22,191.

103. DOZIER, W. A., J. PITTS, AND J. D. SPIERS, INVENTORS; Auburn University, assignee. 2018 Aug 14. Kiwi plant named 'AU Gulf Coast Gold'. U.S. Patent PP29,587.

104. DUYCK P.F.; QUILICI, S. (2002). Survival and development of different life stages of three *Ceratitis* spp. (Diptera: Tephritidae) reared at five constant temperatures. *Bulletin of Entomological Research*, 92(6):461-469

105. EASTERBROOK, M. A.; SOLOMON, M. G.; FITZGERALD, J. D. Control of *Blastobasis decolorella* (Lepidoptera: Blastobasidae), a new pest of apple. *Journal of horticultural science*, v. 60, n. 1, p. 33-36, 1985.

106. ECHART, C.; CAVALLI-MOLINA, S. Fitotoxicidade do alumínio: efeitos, mecanismo de tolerância e seu controle genético. *Cienc. Rural*, v. 31, n. 3, p. 531-541, 2001.

107. EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA. EMBRAPA. Manual de análises químicas de solos, plantas e fertilizantes. 2. edição. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica., 2009.

108. ENGEL, M. S.; GRIMALDI, D. A. The neuropterid fauna of Dominican and Mexican amber (Neuropterida: Megaloptera, Neuroptera). *American Museum Novitates*, v. 2007, n. 3587, p. 1-58, 2007.

109. EPPO, 2022 – *Bactrocera oleae*(DACUOL). European and Mediterranean Plant Protection Organization (EPPO). Disponível em: <https://gd.eppo.int/taxon/DACUOL> (Acesso em 12/05/2023).

110. EPPO, 2022 – *Bactrocera oleae*(DACUOL). European and Mediterranean Plant Protection Organization (EPPO). Disponível em: <https://gd.eppo.int/taxon/DACUOL> (Acesso em 12/05/2023).

111. EPPO, 2022 – *Pseudomonas syringae* pv. *actinidiae* (PSDMAK). European and Mediterranean Plant Protection Organization (EPPO). Disponível em: <https://gd.eppo.int/taxon/PSDMAK/distribution> (Acesso em 12/05/2023).

112. EPPO, 2023 – *Ceratitis capitata* (CERTCA). European and Mediterranean Plant Protection Organization (EPPO). Disponível em: <https://gd.eppo.int/taxon/CERTCA/distribution> (Acesso em 12/05/2023).

113. EPPO, 2023 – *Halyomorpha halys* (HALYHA). European and Mediterranean Plant Protection Organization (EPPO). Disponível em: <https://gd.eppo.int/taxon/HALYHA> (Acesso em 12/05/2023).

114. EVANS, L. J., CUTTING, B. T., JOCHYM, M., JANKE, M. A., FELMAN, C., CROSS, S., ... GOODWIN, M. (2019). *Netted crop covers reduce honeybee foraging activity and colony strength in a mass flowering crop. Ecology and Evolution*, 9(10), 5708–5719. doi:10.1002/ece3.5154

115. FACHINELLO, J.; *et al.*. Propagação vegetativa por mergulhia. In: FACHINELLO, J. C.; HOFFMANN, A.; NACHTIGAL, J. C. (Ed.). Propagação de plantas frutíferas. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica, p. 141-147, 2005.
116. FAOSTAT (2016). www.faostat.org.
117. FÉLIX, A. P.; PACHECO, C. C. A., MENDES, F., VELOSO, F. A. A., SANTOS, F., CHICAU, G., SOFIA, J. M. E. C., OLIVEIRA, M. A. S., COSTA, J. P. N., XAVIER, M. A. R. G. L., CURADO, M. F. C., CALOURO, M. F. S., FRANCO, M. J. B., CAVACO, M., NEVES, N. J. L., SILVA, R. M. P. & RODRIGUES, S. I. A. (2008). Kiwi - Da Produção à Comercialização. Ciências da Terra - Universidade do Algarve, pp. 120-132, 2008.
118. FERGUSON A.R. (1990b). "Kiwifruit science and management". *Auckland, New Zealand Society for Horticultural Science*.
119. FERGUSON A.R., A.G. SEAL, M.A. MCNEILAGE, L.G. FRASER, C.F. HARVEY & R.A. BEATSON. (1997). *Kiwifruit: Fruit Breeding*. Janick J. & J.N. Moore, Ed. John Wiley & Sons. pp. 371-418.
120. FERGUSON A.R., HUANG H-W (2007) "Genetics resources of Kiwifruit: domestication and greeding". *Horticultural Reviews* 33:1-121.
121. FERGUSON AR (1990a) *Kiwifruit (Actinidia)*. *Acta Hortic* 290:603-653
122. FERGUSON, A. R. (2015). *Kiwifruit in the world - 2014*. *Acta Horticulturae*, (1096), 33-46. doi:10.17660/actahortic.2015.1096
123. FERGUSON, A. R. 2014. *Kiwifruit in the world*. *Acta Hortic*. 1096: 33-46.
124. FERGUSON, A. R., & SEAL, A. G. (2008). *Kiwifruit*. *Temperate Fruit Crop Breeding*, 235-264.
125. FERGUSON, A.R. (1999) "New Temperate Fruits: *Actinidia chinensis* and *Actinidia deliciosa*". In: J. Janick (Eds.) *Perspectives on new crops and new uses*. ASHS Press, Alexandria, VA. 342-347.
126. FERGUSON, A.R. 1990c: Botanical nomenclature: *Actinidia chinensis*, *Actinidia deliciosa*, and *Actinidia setosa*. In: Warrington, I. J.; Weston, G. C. ed. *Kiwifruit: science and management*. Auckland, Ray Richards Publisher and New Zealand Society for Horticultural Science. Pp. 36-57. 1990.
127. FERGUSON, A.R. *Kiwifruit (Actinidia)*. *Acta Horticulturae*, n.290, p.603-653, 1991.
128. FERGUSON, A.R., MCRAE, E.A., 1991. Vitamin C in *Actinidia*. *Acta Hortic*. 297, 481-487.
129. FERREIRA, F. A.; MAFFIA, L. A.; BARRETO, R. W.; DEMUNER, N. L.; PIGATTO, S. Sintomatologia da murcha de *Ceratocystis fimbriata* em eucalipto. *Revista árvore*, v. 30, n. 2, p. 155-162, 2006.
130. FERREIRA, J. 2005. Manutenção do solo em fruticultura biológica - a linha e a entrelinha. *O Segredo da Terra, Revista de Agricultura Biológica*, v. 11, 5- 6. 2005.
131. FERREIRA, M. A.; ALFENAS, A. C.; MAFIA, R. G. *Ceratocystis fimbriata* em espécies florestais e agrônômicas no Brasil. *Patologia florestal: Desafios e perspectivas*. NEFIT, v. 1, p. 75-101, 2013.
132. FERREIRA, P. S. F.; SILVA, E. R.; COELHO, L. B. N. *Miridae (Heteroptera) fitófagos e predadores de Minas Gerais, Brasil, com ênfase em espécies com Potencial Econômico*. *Iheringia, Série Zoológica, Porto Alegre*, v. 91, n. 1, p. 159-169, nov. 2001.
133. FIDEGHELLI C. (2012). "Cultivar di kiwi introdotta nel mondo dal 1980". *Kiwi Informa*, N° 7-9, 20-29.

134. FIGUEIRA D, GARCIA E, ARES A, TIAGO I, VERÍSSIMO A, COSTA J. (2020) Genetic Diversity of *Pseudomonas syringae* pv. *actinidiae*: seasonal and spatial population dynamics. *Microorganisms*. 8(6):931. <https://doi.org/10.3390/microorganisms8060931>
135. FIRMINO, A. C.; TOZZE JR, H. J.; FURTADO, E. L. First report of *Ceratocystis fimbriata* causing wilt in *Tectona grandis* in Brazil. *New Disease Reports*, v. 25, n. 24, p. 2044-0588.2012, 2012.
136. FLETCHER, B. S. Life history strategies of tephritid fruit flies. In: ROBINSON, A. S.; HOOPER, G. Coautor. *Fruit flies: Their biology, natural enemies and control*. Elsevier, 1989.
137. FLETCHER, B. S.; KAPATOS, E. T. The influence of temperature, diet and olive fruits on the maturation rates of female olive flies at different times of the year. *Entomologia experimentalis et applicata*, v. 33, n. 3, p. 244-252, 1983.
138. FRANÇOIS, F. D. Un nouveau ravageur *Metcalfa pruinosa* (Say). In: *Infos kiwi*. CTIFL, 5: 5p., 2002.
139. FREITAS, S.; FERNANDES, O. Crisopídeos em agroecossistemas. *Simpósio de Controlo Biológico*, v. 5, n. 1996, p. 283-287, 1996.
140. FRONZA, D.; HAMANN, J. *Implantação de pomares*. Santa Maria: Rede e-Tec Brasil., 2014.
141. FU L.S., FENG Y.L., ELKAMIL T., *et al.* Image recognition method of multi-cluster kiwifruit infield based on convolutional neural networks. *Trans CSAE* 2018;34(2):205–11.
142. FU L.S., SUN S.P., LI R., *et al.* Classification of kiwifruit grades based on fruit shape using a single camera. *Sensors (Switzerland)* 2016:16(7).
143. FU L.S., SUN S.P., Manuel V.A., *et al.* Kiwifruit recognition method at night based on fruit calyx image. *Trans Chin Soc Agric Eng* 2017;33(2):199–204.
144. GAO, X.; HUANG, Q.; ZHAO, Z.; HAN, Q.; KE, X.; QIN, H.; HUANG, L. Studies on the infection, colonization, and movement of *Pseudomonas syringae* pv. *Actinidiae* in kiwifruit tissues using a GFPuv-labeled strain. *PLoS One*, v. 11, n. 3, p. 1–15, 2016.
145. GARCÍA-QUIROGA M., NUNES-DAMACENO M., GOMEZ-LOPEZ M., *et al.* Kiwifruit in syrup: consumer acceptance, purchase intention and influence of processing and storage time on physicochemical and sensory characteristics. *Food Bioprocess Tech* 2015;8(11):2268–78.
146. GARDAN, L.; SHAFIK, H.; BELOUIN, S.; BROCH, R.; GRIMONT, F.; GRIMONT P. A. D. Relação de DNA entre os pathovars de *Pseudomonas syringae* e descrição de *Pseudomonas tremiae* sp. nov. e *Pseudomonas cannabina* sp. nov. (ex Sutic e Dowson 1959). *International Journal of Systematic Bacteriology*, 49 (2): 469-478; 30, 1999.
147. GASPAR, H.; CASTRO, S.; GROSSO-SILVA J.; T VAN DER HEYDEN; LOUREIRO, J. “Exponential outspread of *Halyomorpha halys* (Stål, 1855) (Hemiptera: Pentatomidae) in Portugal”. *Arquivos Entomológicos Galegos (A.E.G.A.)* 26 (2023): 13-16.
148. GASPAR, H.; LOUREIRO, J.; CASTRO, H.; SIOPA, C.; CASTRO, M.; CASAIS, V.; CASTRO, S. “Impact of local practices and landscape on the diversity and abundance of pollinators in an insect-dependent crop”. *Agriculture, Ecosystems & Environment* 326 (2022): 107804. <http://dx.doi.org/10.1016/j.agee.2021.107804>.
149. GASPAR, H.; LOUREIRO, J.; CASTRO, H.; SIOPA, C.; CASTRO, M.; CASAIS,

- V.; CASTRO, S. "Impact of local practices and landscape on the diversity and abundance of pollinators in an insect-dependent crop". *Agriculture, Ecosystems & Environment* 326 (2022): 107804. <http://dx.doi.org/10.1016/j.agee.2021.107804>.
150. GASPAR, H.; Loureiro, J.; Costa, J.; Castro, S. Percevejo Asiático. A praga agrícola que quer viver consigo bate à porta. *A voz do campo. Sanidade Vegetal*, 2019.
151. GASPAR, HUGO; JOÃO LOUREIRO; CASTRO, HELENA; CATARINA SIO-PA; CASTRO, MARIANA; CASAIS, VINICIUS; CASTRO, SÍLVIA. "A cultura do kiwi e a comunidade de polinizadores I: o impacto das práticas agrícolas dentro do pomar", *AGROTEC - Revista Técnico-Científica Agrícola*, 2023
152. GEIGER, RUDOLF (1954). "Klassifikation der Klimate nach W. Köppen" [Classification of climates after W. Köppen]. *Landolt-Börnstein - Zahlenwerte und Funktionen aus Physik, Chemie, Astronomie, Geophysik und Technik, alte Serie*. Berlin: Springer. 3. pp. 603-607.
153. GERSHENZON, J., & DUDAREVA, N. (2007). *The function of terpene natural products in the natural world. Nature Chemical Biology*, 3(7), 408-414. doi:10.1038/nchembio.2007.5
154. GIOVANNINI, L., SABBATINI-PEVERIERI, G., MARIANELLI, L. *et al.* Physiological host range of *Trissolcus mitsukurii*, a candidate biological control agent of *Halyomorpha halys* in Europe. *J Pest Sci* 95, 605-618 (2022). <https://doi.org/10.1007/s10340-021-01415-x>
155. GITELSON, A. A., GRITZ †, Y., & MERZLYAK, M. N. Relationships between leaf chlorophyll content and spectral reflectance and algorithms for non-destructive chlorophyll assessment in higher plant leaves. *Journal of Plant Physiology*, 160(3), 271-282, 2003.
156. GONZÁLEZ, M.V.G.; FUERTES, M.C.; ROMERO, M.H. Pollinator selection in Kiwifruit (*Actinidia deliciosa*). *Journal of Horticultural Science*. 69(4):697-702. 1996a.
157. GONZÁLEZ, M.V.G.; FUERTES, M.C.; ROMERO, M.H. Stigmatic receptivity limits the effective pollination period in kiwifruit. *Journal of American Society for Horticultural Science*. 120(2):199-202. 1996b.
158. GOODWIN, R. M.; STEVEN, D. Behaviour of honeybees visiting kiwifruit flowers. *New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science*, v. 21, 17-24. 1993.
159. GRATTAPAGLIA, D.; MACHADO, M. A. Micropropagação. In: TORRES, A. C.; CALDAS, L. S.; BUSO, J. A. (Ed.) *Cultura de tecidos e transformação genética de plantas*. Brasília, DF: Embrapa-SPI: Embrapa-CNPq, 1998. v. 1, p. 183-260.
160. GRELLMANN, E.O. *Cultura do kiwizeiro*. Porto Alegre: SENAR-RS, 2005. 37 p.
161. GUERREIRO, J.C. Aspectos morfológicos e bioecológicos de *Pentilia egenae* Mulsant, 1850 (Coleoptera: Coccinellidae). Dissertação (Mestrado) - Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista "Julio de Mesquita Filho". Jaboticabal, 94p, 2000.
162. GUERRIERO, P., G. SCALABRELLI, & G. GRAZZINI. 1990. Chilling effect on inhibition removal in kiwifruit dormant lateral buds. *Acta Horticulturae* 282: 79-86.
163. GUERRIERO, R., G. SCALABRELLI, & C. VITAGLIANO., 1992. Effect of natural and artificial chilling on bud opening and fruitfulness of *Actinidia deliciosa* Chev. (Liang & Ferguson) single node cuttings (cv. Hayward and Tomuri). *Acta Hor-*

ticulturae 297: 223-230.

164. GUIMARÃES, J. M.; LOPES, A. A utilização de afelinídeos na protecção das culturas. Simpósio auxiliares e produtos fitofarmacêuticos. Revista de Ciências Agrárias XV (1 e 2): p.97-106, 1992.

165. HANLEY, Z. (2018). *Kiwifruit (Actinidia spp.) Breeding. Advances in Plant Breeding Strategies: Fruits*, 377-401. doi:10.1007/978-3-319-91944-7_10

166. HANNAN, J. Frost Protection for High Density Orchards. 2019. Iowa State University Extension and Outreach. Disponível em: < <https://www.extension.iastate.edu/smallfarms/frost-protection-high-density-orchards> >. Acesso: em 15 de abril 2023.

167. HARBAGE, J. F.; STIMART, D. P. Effect of pH and 1H-indole-3-butyric acid (IBA) on rooting of apple microcuttings. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, Alexandria, v. 121, n. 6, p. 1049-1053, 1996.

168. HEINRICHS, R.; FANCELLI, A. L. Influência do cultivo consorciado de aveia preta (*Avena strigosa* Schieb.) e ervilhaca comum (*Vicia sativa* L.) na produção de fitomassa e no aporte de nitrogênio. *Scientia Agricola*, v. 56, n. 1, p. 27-32, 1999.

169. HEINRICHS, R.; FANCELLI, A. L. Influência do cultivo consorciado de aveia preta (*Avena strigosa* Schieb.) e ervilhaca comum (*Vicia sativa* L.) na produção de fitomassa e no aporte de nitrogênio. *Scientia Agricola*, v. 56, n. 1, p. 27-32, 1999.

170. HEISEY, L., HEINEMANN, P., MORROW C.; CRASSWELLER, R. Automation of an Intermittent Overhead Irrigation Frost Protection System for an Apple Orchard. *Applied Engineering in Agriculture* v.10, p.669-675, 1994.

171. HEMMERLE, A. L'actinidia chinensis et ses problèmes phytosanitaires. *L'Arboriculture Fruitière*, v.24, n.275, p.30-33, 1977.

172. HENNION, B. Infos Kiwi, Contrôler la Qualité de Pollinisation de Votre Verger de kiwi. Paris: CTIFL, 2003b.

173. HENNION, B. Le kiwi. Centre Technique Interprofessionnel des Fruit et Legumes, Paris, France. 240p, 2003a.

174. HENNION, B., FLOC'HLAY, F., HUTIN, C., MAZOLIER, J., VAYSSE, P., BAUDRY, A., FOURNIER, J.-M., 2003. Le Kiwi, 1st ed. Centre technique interprofissionais des fruits et légumes, Paris.

175. HICKEL, E. R.; SCHUCK, E. Pragas do quivi em Santa Catarina. *Agropecuária Catarinense*, v.9, n.2, p.18-22, 1996.

176. HICKEL, E. R.; SCHUCK, E. Pragas do quivi no brasil. Seminário nacional sobre a cultura do quivizeiro. Palestras. Farroupilha, RS. Porto Alegre, 2005.

177. HODEK, I.; HONEK, A. Ecology of Coccinellidae. Dordrecht: Kluwer Academic, 1996. 464p.

178. HOUCK, M. A. Phoresy by Hemisarcoptes (Acari: Hemisarcoptidae) on *Chilocorus* (Coleoptera: Coccinellidae): influence of subelytral ultrastructure. In: *Ecology and Evolution of the Acari*. Springer, Dordrecht, 1999. p. 303-321.

179. http://www.ipma.pt/resources.www/docs_pontuais/ocorrencias/2011/atlas_clima_iberico.pdf Im, AEmet, 2011. Atlas Climático Ibérico - Iberian Climate Atlas.

180. HUANG H.(2016). *Kiwifruit: The Genus ACTINIDIA*, Editor: Academic Press. p. 191-210.

181. HUANG, H. & FERGUSON, A.R. (2001). *Kiwifruit in China*. New Zeal J. Crop Hort. 29: 1-14.

182. HUANG, H. 2001. Kiwifruit in China. *New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science*, 29: 1-14.
183. HULL G., BRABYN L., CLEARWATER M., ADKINS M. Precision horticulture – Helping make better orchard management decisions. Technical Editorial. *Nz Kiwifruit Journal*. April 2016.
184. HUNTER, D. C., SKINNER, M. A., FERGUSON, A. R., & STEVENSON, L. M. (2010). KIWIFRUIT AND HEALTH. IN R. R. WATSON & V. R. Preedy (Eds.), *Bioactive foods in promoting health: fruits and vegetables* (pp. 565–580). Academic Press, Elsevier, London.
185. INSTITUTO NACIONAL DE ESTATÍSTICA - Anuário Estatístico da Região Norte : 2018. Lisboa : INE (2019). Disponível em: <url:https://www.ine.pt/xurl/pub/410498016>. ISSN 0871-911-x. ISBN 978-989-25-0506-0
186. Instituto Português do Mar e da Atmosfera, I. P. (IPMA, I. P.), Disponível em: <https://www.ipma.pt/pt/educativa/tempo.clima> Acessado dia 18 de outubro de 2020.
187. J.-H. CHEN, G.A. AVILA, F. ZHANG, L.F. GUO, M. SANDANAYAKA, Q.-Q. MI, S.-S. SHI, J.-P. ZHANG Field cage assessment of feeding damage by *Halyomorpha halys* on kiwifruit orchards in China *J. Pest Sci.*, 93 (2020), pp. 953-963, 10.1007/s10340-020-01216-8
188. J.R. LARA, M. KAMIYAMA, G. HERNANDEZ, M. LEWIS, M.S. Hoddle Laboratory assessment of feeding injury and preference of brown marmorated stink bug, *Halyomorpha halys* Stål (Hemiptera: Pentatomidae), for *Actinidia chinensis* var. *deliciosa* 'Hayward' (Zespri® Green) and *Actinidia chinensis* var. *chinensis* 'Zesy002'. *New Zeal. Entomol.*, 41 (2018), pp. 12-24, 10.1080/00779962.2018.1438758
189. JEYAKUMAR, P.; ANDERSON C.; HOLMES, A.; MILLER, S.; DEAN, F. Copper Sprays on Kiwifruit: Bactericidal Effectiveness, Bioavailability & Phytotoxic Effects – Literature Review. Zespri Innovation Project VI1469. 2014
190. KAIN, D. E NYROP, J. Predatory Mites. Ficha de identificação de inseto nº 23. Extensão cooperativa, Cornell University, Ithaca, NY, 1995.
191. Kiwifruit Vine Health Inc [www.kvh.org.nz/Spring_Summer_KVH_Information_Sheet: Male susceptibility to PSA-V, December 2012_Version 2](http://www.kvh.org.nz/Spring_Summer_KVH_Information_Sheet:_Male_susceptibility_to_PSA-V,_December_2012_Version_2)
192. KRITICOS, D.J., KEAN, J.M., PHILLIPS, C.B., SENAY, S.D., ACOSTA, H. & HAYE, T. 2017. The potential global distribution of the brown marmorated stink bug, *Halyomorpha halys*, a critical threat to plant biosecurity. *Journal of Pest Science*, 90(4): 1033-1043.
193. KUZNETSOV, V. N. Lady beetles of the Russian Far East. Memoir No. 1. The Sand hill Crane Press. Inc. Gainesville, Finland, p. 248, 1997.
194. LARA, R. I. R.; PERIOTO, N. W. Bioecologia de Hemerobiideos (Neuroptera: Hemerobiidae). *Arquivos do Instituto Biológico, Sao Paulo*, v. 70, p. 517-523, 2003.
195. LAWES, G. Propagation of kiwifruit. In: I.J. Warrington e G.C. Weston (eds.). *Kiwifruit Science and Management*. New Zealand: Society for Horticultural Science, Ray Richards Publisher, Auckland. New Zealand, pp. 297-321.1990.
196. LE FÉON, V., SCHERMANN-LEGIONNET, A., DELETTRE, Y., AVIRON, S., BILLETTER, R., BUGTER, R., HENDRICKX, F., BUREL, F., 2010. Intensification of agriculture, landscape composition and wild bee communities: a large scale study in four European countries. *Agric. Ecosyst. Environ.* 137, 143–150. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2010.01.015>.

197. LEE, D.-H., SHORT, B. D., JOSEPH, S. V., BERGH, J. C., & LESKEY, T. C. (2013). *Review of the Biology, Ecology, and Management of Halyomorpha halys* (Hemiptera: Pentatomidae) in China, Japan, and the Republic of Korea. *Environmental Entomology*, 42(4), 627-641. doi:10.1603/en13006
198. LEE, J. G., et al. 2001. First Report of *Diaporthe actinidiae*, the Causal Organism of Stem-end Rot of Kiwifruit in Korea *The Plant Pathology Journal*. 17:110-113.
199. LEE, S. K.; KADER, A. A. Preharvest and postharvest factors influencing vitamin C content of horticultural crops. *Postharvest Biology and Technology*, v. 20, p. 207 – 220, 2000.
200. LEWIS, T. 1973. *Thrips; their biology, ecology and economic importance*. London, Academic Press, 349p.
201. LI Y.; ZHANG B.; WAN Y.; WANG Z.; CHEN H.; LI, X. (2016). The ambrosia beetle *Anisandrus apicalis* (Coleoptera: Curculionidae: Scolytinae): A new pest of kiwifruit *Actinidia chinensis* in Guizhou, China. *Chinese Journal of Applied Entomology*. 53(6): 1386-1390 DOI: 10.7679/j.issn.2095 1353.2016.169
202. LIANG CHOU-FEN & A. R. FERGUSON (1986) The botanical nomenclature of the kiwifruit and related taxa, *New Zealand Journal of Botany*, 24:1, 183-184, DOI: 10.1080/0028825X.1986.10409728
203. LIQUIDO, N.; SHINODA, L.; CUNNINGHAM, R. (1991). Host plants of the Mediterranean fruit fly, *Ceratitis capitata* (Wiedemann) (Diptera:Tephritidae): an annotated world review; *Miscellaneous publications of the Entomological Society of America*.77: 1-52.
204. LIU, M.; CHAVERRI, P.; HODGE, K. T. A taxonomic revision of the insect biocontrol fungus *Aschersonia aleyrodis*, its allies with white stromata and their *Hypocrella* sexual states. *Mycological Research*, n. 110, p. 537 -554, 2006.
205. LQARS. *Manual de Fertilização das Culturas*. Lisboa: INIAP, 2006.
206. MADRP. *Código de Boas Práticas Agrícolas: Para a proteção da água contra a poluição com nitratos de origem agrícola*. Madri: Ed. Educar, 1997.
207. MADRP. *Manual Básico de Práticas Agrícolas. Conservação do Solo e da Água*. Lisboa: Ed. Educar, 1999.
208. MALAVASI, A.; MORGANTE, J. S. Adult and larval population of *Anastrepha fraterculus* and its relationship to host availability. *Environmental Entomology*, Lanham, v.10, p.275-8, 1981.
209. MANSILLA, J. P. *et al.* Problemática fitosanitaria de la Actinidia en Galicia. *Bol. San. Veg. Plagas*, v. 14, n. 2, p. 279-293, 1988.
210. MAPA, Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. 2020. Disponível em:< <https://www.mapa.gob.es/es/>>. Acessado dia 15 de maio de 2020.
211. MARCELLÁN, O.; GODOY C.; DE BRITO, A. (2018) Efficiency of staminate cultivars in the pollination of kiwifruit (*Actinidia deliciosa*, cv Hayward) in Southeastern Buenos Aires. *Rev. Fac. Agron. Vol 117 (1): 147- 156*.
212. MARCHAL, J., *et al.* Fertilisation et analyse foliaire du kiwi, résultats d'essais préliminaires. *L'Arboriculture Fruitière.*, v. 432, p. 39-45, 1990.
213. MARQUES, J. Gestão da fertilidade do solo. *O Segredo da Terra. Revista de Agricultura Biológica*, v. 17, 20- 21, 2006.
214. MATHESON, A. G. (1991). *MANAGING HONEY BEE POLLINATION OF KIWIFRUIT (ACTINIDIA DELICIOSA) IN NEW ZEALAND - A REVIEW*. *Acta Horticulturae*, (288), 213-219. doi:10.17660/actahortic.1991.288.31

215. MATHIOPOULOS, K. D. Olive fly molecular biology goes-omic. *Comptes rendus de la réunion*, v. 108, p. 21-31, 2014.
216. MAZZAGLIA, A.; RENZI, M.; TARATUFOLO, M. C.; GALLIPOLI, L.; BERNARDINO, R.; RICCI, L.; BALESTRA, G. M. Cancro batterico dell'actinidia: il punto della situazione in Italia. *Frutticoltura*, v. 9, p. 66, 2010.
217. MAZZAGLIA, A.; STUDHOLME, D. J.; TARATUFOLO M. C.; CAI, R. M.; ALMEIDA, N. F.; GOODMAN, T.; GUTTMAN D. S.; VINATZER B, A.; BALESTRA G. M. *Pseudomonas syringae* pv. *actinidiae* (PSA) isolates from recent bacterial canker of kiwifruit outbreaks belong to the same genetic lineage. *PLoS ONE*, v.7, n.5, 2012.
218. MCKENRY, M. Nematodes. In: Hasey, J. K.; Johnson, R. S.; Grant, J. A. (eds.). *Kiwifruit growing and handling*. ANR Publications, University of California, USA. pp. 70-73, 1994.
219. MCNEILAGE, M.A., SEAL, A.G., STEINHAGEN, S. AND MCGOWAN, J. (1992). EVALUATION OF KIWIFRUIT POLLINIZERS. *Acta Hortic.* 297, 277-282
220. MEEKES, E. T. M.; VAN VOORST, S.; JOOSTEN, N. N.; FRANSEN, J. J.; VAN LENTEREN, J. C. Persistence of the fungal whitefly pathogen *Aschersonia aleyrodis*, on three different plant species. *Mycology Research*, v.104, n. 10, p. 1234-1240, Oct. 2000.
221. MIGUEL, P.; *et al.* Efeitos tóxicos do alumínio no crescimento das plantas: mecanismos de tolerância, sintomas, efeitos fisiológicos, bioquímicos e controles genéticos. *CES Revista*, v. 24, n. 1, p. 13-29, 2010.
222. MILANEZ J. M., CHIARADIA L. A. Lesma: praga emergente no oeste catarinense. *Agropecuária Catarinense*, v. 12, n. 1, p. 15-16, 1999.
223. MIRANDA, J. E; ARAUJO, L. H. A. Pragas da cultura do gergelim: biologia, danos e métodos de controlo. Campina Grande: Embrapa Algodão, 2003. 34p. (Embrapa Algodão. Documentos, 112).
224. MIRANDA, P. Avaliação da incisão anelar, em diferentes datas, na produtividade e qualidade dos frutos da *Actinidia deliciosa* cv. Hayward. [Dissertação de Mestrado]. Lima: Instituto Politécnico de Viana do Castelo Escola Superior Agrária de Ponte de Lima, 2011.
225. MONTEIRO, A., FERREIRA, C., MADUREIRA, H., QUENOL, H., MACIEL, A., PINTO, A., RAMADAS, I., GUERNER, J., 2005. ATLAS AGROCLIMATOLÓGICO DO ENTRE DOURO E MINHO - Relatório final. Porto.
226. MORGANTE, J. S. Separata da consultoria sobre a traca-do-tomateiro e moscas-das-frutas. 1991. Secretaria Nacional de Irrigação, Brasília, DF (Brasil), 50 p.,1991.
227. MOUGHAN, P. J., RUTHERFURD, S. M., & BALAN, P. (2013). Kiwifruit, Mucins, and the Gut Barrier. *Advances in Food and Nutrition Research*, 169–185.
228. MOURA, L.; GARCIA, E., AGUÍN, O.; ARES, A.; ABELLEIRA, A.; MANSILLA, P.; Identificação e caracterização de *Pseudomonas syringae* pv. *actinidiae* (PSA) na Região do Entre Douro e Minho (Portugal) *Revista de Ciências Agrárias de Portugal*. Vol. 38 N.º 2 (2015)
229. MU L.T., LIU Y.D., CUI Y.J., *et al.* Design of end-effector for kiwifruit harvesting robot experiment. In: ASABE annual international meeting, Spokane, WA, USA; 2017.
230. MU, L., LIU, H., CUI, Y., FU, L., & GEJIMA, Y. Mechanized technologies for scaffolding cultivation in the kiwifruit industry: A review. *Information Processing*

in Agriculture. (2018).

231. MURASHIGE, T.; SKOOG, F. A revised medium for a rapid growth and bio assays with tobacco tissues cultures. *Physiologia Plantarum*, v. 15, n. 3, p. 473-497, 1962. Doi: 10.1111/j.1399-3054.1962.tb08052.x.

232. NAVES, P.M. 2019. O sugador *Halyomorpha halys* (Heteroptera; Pentatomidae), uma nova ameaça à agricultura portuguesa. *Vida rural*, 1845: 32-34.

233. NEUENSCHWANDER, P.; MICHELAKIS, S.; KAPATOS, E. Tephritidae. in ARAMBOURG, Y. (ed.). *Traité d'Entomologie oleicole*. Conseil Oleicole International. Madrid: p.115-159, 1986.

234. NEVES, J. M., N. SIMÕES & M. MOTA. 2007. Nemátodes entomopatogénicos: uso e novas perspectivas. *Bio-insecticidas*. Boletim de Biotecnologia pp. 23-29. Disponível em: http://dequim.ist.utl.pt/bbio/64/pdf/nematodes_entomopatogénicos.pdf (acedido a 10-11-2006).

235. NEVES, J. M.; SIMÕES, N.; MOTA, M. Nemátodes entomopatogénicos: uso e novas perspectivas. *Bio-insecticidas*. Boletim de Biotecnologia pp. 23-29, 2007. Disponível em: http://dequim.ist.utl.pt/bbio/64/pdf/nematodes_entomopatogénicos.pdf.

236. Newshub. New Zealand multi-platform news service that airs on TV channel Three. url: <https://www.newshub.co.nz/home/new-zealand/2018/01/fruit-growers-turn-to-robots-to-solve-labour-shortage.html> accessed

237. NIEUWENHUIZEN NJ, WANG MY, MATICH AJ, *et al.* 2009. Two terpene synthases are responsible for the major sesquiterpenes emitted from the flowers of kiwifruit (*Actinidia deliciosa*). *Journal of Experimental Botany* 60, 3203–3219

238. NIEUWENHUIZEN, N. J., GREEN, S., & ATKINSON, R. G. (2010). *Floral sesquiterpenes and their synthesis in dioecious kiwifruit*. *Plant Signaling & Behavior*, 5(1), 61–63. doi:10.4161/psb.5.1.10161

239. NKONYANE, M.K., TEFAY, S.Z., DODD, M., MAGWAZA, L.S., MDITSHWA, A. AND NGOBESE, N.Z. (2022). Effect of harvest maturities on phytochemical composition of golden kiwifruit grown under South African conditions. *Acta Hort.* 1332, 359-364
DOI: 10.17660/ActaHortic.2022.1332.47

240. NOGUEIRA, G. S. Fenologia e variabilidade genética de *Ligustrum lucidum* WT Aiton (Oleaceae) em fragmentos de Floresta Ombrófila Mista. Dissertação (Mestrado). Setor de Ciências Biológicas. Programa de Pós-Graduação em Ecologia e Conservação da Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 91 p., 2017.

241. NORA, D. D. *Beauveria bassiana* no controlo biológico de pragas. Disponível em: <<https://elevagro.com/materiais-didaticos/beauveria-bassiana-no-controlo-biologico-de-pragas/>>. Data de acesso: 21 de maio de 2020.

242. O'CALLAGHAN, L. Zespri Red becomes Rubyred. Asiafruit. 2021. Disponível em <https://www.fruitnet.com/asiafruit/zespri-red-becomes-rubyred/186557>. article

243. Olivares, N., Morales, N., Luppichini, P., & López, E. (2014). Oviposition of *Naupactus cervinus* (Boheman) and *Naupactus xanthographus* (Germar) (Coleoptera: Curculionidae) under laboratory conditions on orange fruit. *Chilean Journal of Agricultural Research*, 74(4), 502–505. doi:10.4067/s0718-58392014000400019

244. OLIVEIRA, M.; SILVA, R. Rega da Actinídea. Em: *Kiwi - Da Produção à Comercialização*. Algarve: Ciências da Terra - Universidade do Algarve, pp. 84-90, 2008.

245. OLIVEIRA, M.; VELOSO, F. Propagação. Em: Kiwi - Da Produção à Comercialização. Algarve: Ciências da Terra - Universidade do Algarve, pp. 40-44. 2008.
246. OLIVEIRA, M.; VELOSO, F.; ANTUNES, D. Polinização. Em: Kiwi - Da Produção à Comercialização. Algarve: Ciências da Terra - Universidade do Algarve, pp. 76-83, 2008.
247. OSPINA, H.F.O. (Coord.) El lorito verde (*Empoasca kraemeri* Ross y Moore) y su control. Bogotá: CIAT, 1980. 41p.
248. PACHECO, C. Nutrição e Fertilização. Em: Kiwi - Da Produção à Comercialização. Algarve: Ciências da Terra - Universidade do Algarve, pp. 91-109. 2008.
249. PACHECO, C.; CALOURO, F.; VIEIRA, S.; SANTOS, F.; NEVES, N.; CURADO, F.; FRANCO J.; RODRIGUES, S.; ANTUNES, D. Effect of Nitrogen and Potassium Fertilization on Yield and Fruit Quality in Kiwifruit. 4th IASME/WSEAS International Conference on energy, environment, ecosystems and sustainable development (eesd'08). 2008.
250. PALMER, J. M.; MOUND, L. A.; HEAUME, G. J. Thysanoptera. Wallingford, CAB. 74p. Cie Guides to insects of importance to man, v. 2, 1989.
251. PAPACHRISTOS, D. P., PAPADOPOULOS, N. T., MAGLARAS, E., MICHAELAKIS, A., & ANTONATOS, S. A. (2013). Susceptibility of kiwifruit (*Actinidia* spp.) cultivars to *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae) infestation. *Journal of Applied Entomology*, 138(6), 433-440. doi:10.1111/jen.12043
252. PAPADOPOULOS, N.; KATSOYANNOS, B.; NESTLE, D. (2003). Spatial autocorrelation analysis of a *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae) adult population in a mixed deciduous fruit orchard in Northern Greece. *Environmental Entomology*. 32: 319- 326.
253. PEDROSO, M. C.; OLIVEIRA, M. M.; PAIS, M. S. S. Micropropagation and simultaneous rooting of *Actinidia deliciosa* var. *deliciosa* 'Hayward'. *HortScience*, v. 27, n. 5, p. 443-445, 1992
254. PEREIRA, J. (2003). O comportamento da Mosca-do-Mediterrâneo, *Ceratitis capitata* (Wied.) (Díptera: Tephritidae) em Pegões; Mestrado em Agricultura e Horticultura sustentáveis; Instituto Superior de Agronomia, Lisboa, 138 pp.
255. PINTOS VARELA, C. ; GARCÍA-JIMÉNEZ, J. ; MANSILLA, J. P. ; CIURANA, N. ; SALES, R. ; ARMENGOL, J. 2000. Presencia de *Diaporthe actinidiae* afectando al Kiwi (*Actinidia deliciosa*) en el noroeste de la península ibérica. *Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas*. Vol.26 No.3 pp.389-399
256. PIVETA, G.; ALFENAS, A.C; MUNIZ, M.F.B.; VALDEBENITO-SANHUEZA, R.M.; FERREIRA, M.A. (2013). Ocorrência de *Ceratocystis fimbriata* em Kiwi (*Actinidia deliciosa*) no sul do Brasil. *Defesa Fitossanitária. Revista Brasileira de Fruticultura* 35 (2). <https://doi.org/10.1590/S0100-29452013000200040>
257. POWNEY, G.D., CARVELL, C., EDWARDS, M., MORRIS, R.K.A., ROY, H.E., WOODCOCK, B.A., ISAAC, N.J.B., 2019. Widespread losses of pollinating insects in Britain. *Nat. Commun.* 10, 1-6. <https://doi.org/10.1038/s41467-019-08974-9>.
258. RAFOLS, M. 1990. El Cultivo Moderno y Rentable del Kiwi. Ed. De Vecchi S.A., Barcelona, 125 p.
259. RAFOLS, M. Guia completo del cultivo del kiwi. Madr: Editorial de Vecchi, 2000.
260. RAIJ, B. Análise química para avaliação da fertilidade de solos tropicais. Brasília: IAC, 2001.

261. REBOULET, J. N. 1999. Les auxiliaires entomophages. 3ª Edição. ACTA, Paris, 136p.
262. REGLINSKI, T.; VANNESTE, J.; WURMS, K.; GOULD, E.; SPINELLI, F.; RIKKERINK, E Using fundamental knowledge of induced resistance to develop control strategies for bacterial canker of kiwifruit caused by *Pseudomonas syringae* pv. *actinidiae*. *Frontiers in Plant Science*. 2013.
263. RENZI, M.; COPINI, P.; TADDEI, A. R.; ROSSETTI, A.; GALLIPOLI, L.; MAZZAGLIA, A.; BALESTRA, G. M. Bacterial canker on kiwifruit in Italy: anatomical changes in the wood and in the primary infection sites. *Phytopathology*, v. 102, n. 9, p. 827-840, 2012.
264. RIMENÉZ, E. S. Presença de nematódios em cacauzeiros afetados pela “morte súbita”. Ilhéus, CEPLAC/CEPEC. Informe Técnico, p. 81, 1969.
265. ROBERTSON K., GARNHAM M., SYMES W. Life cycle carbon footprint of the packaging and transport of New Zealand kiwifruit. *Int J Life Cycle Ass* 2014;19(10):1693-704.
266. RODRIGUES S.; OLIVEIRA M. Quebra de dormência, monda dos frutos e incisão anelar. Em: *Kiwi - Da Produção à Comercialização*. Algarve: Ciências da Terra - Universidade do Algarve, pp. 69-75, 2008.
267. RODRIGUES, R. Efeito da aplicação de citoquininas de origem natural na quebra de dormência em kiwi. *Actas Portuguesas de Horticultura*, nº 25, pp. 50-56, 2016.
268. RODRIGUES, S. Condução e Poda. Em: *Kiwi - Da Produção à Comercialização*. Algarve: Ciências da Terra - Universidade do Algarve, pp. 58-68, 2008.
269. ROMAGNANO, J.; MILLS, E.; BUGBEE, B. ‘Earlgreen’ a Super-Dwarf Pea Cultivar for Use in Controlled Environment Research. *Dwarf Crops*. Paper 5. [Online]. 2010. Disponível em https://digitalcommons.usu.edu/cpl_dwarfcrops/5, Acesso em 18 fev. 2020.
270. ROSSETTI, A., & BALESTRA, G. M. (2008). *Pseudomonas syringae* pv. *syringae* on Kiwifruit Plants: Epidemiological Traits and Its Control. *Pseudomonas Syringae Pathovars and Related Pathogens - Identification, Epidemiology and Genomics*, 65-68. doi:10.1007/978-1-4020-6901-7_6
271. ROSSI, C. E. Levantamento, reprodução e patogenicidade de nematóides a fruteiras de clima subtropical e temperado. Tese (Doutorado em Entomologia) - Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, University of São Paulo, Piracicaba, 2002. doi:10.11606/T.11.2002.tde-04092002-170644. Acesso em: 2020-05-26.
272. ROVESTI, L.; GRAZZI, G.; VICCINELLI, R. Use of entomopathogenic fungi for pest control in protected crops in Italy. *Bulletin Section Regionale Ouest Palearctique*, v. 20, n. 4, p. 285-292, 1997.
273. ROXO, M. J. ET AL (2016), Boas Práticas para a Conservação do Solo e da Água em Meios Semiáridos, Faculdade de Ciências Sociais e Humanas da Universidade Nova de Lisboa, Lisboa.
274. RUSTEM, C.; TARAKÇIOĞLU, C. 2006. Effects of sodium and chloride ions on growth and mineral contents of kiwifruit plant. *Asian Journal of Chemistry* 18(3):1871-1878
275. S. FRANCATI, A. MASETTI, R. MARTINELLI, D. MIRANDOLA, G. ANTEGHINI, R. BUSI, F. DALMONTE, F. SPINELLI, G. BURGIO, M.L. DINDO *Halyomorpha halys* (Hemiptera: Pentatomidae) on kiwifruit in Northern Italy: Phenology, infestation,

- and natural enemies assessment J. Econ. Entomol., 1–10 (2021), 10.1093/jee/toab126
276. SALE P.R., LYFORD P.B., 1990. Cultural management and harvesting practices for kiwifruit in New Zealand. In: WARRINGTON I.I., WESTON G.C. (eds.), *Kiwifruit Science and Management*. New Zealand, Auckland, Ray Richards Publisher: 247–269.
277. SALINERO, M.C., VELA, P., SAINZ, M.J., 2009. Phenological growth stages of kiwifruit (*Actinidia deliciosa* “Hayward”). *Sci. Hort.* (Amsterdam). 121, 27–31. doi:10.1016/j.scienta.2009.01.013
278. SALLES, L. A. B. *Bioecologia e controle da mosca-das-frutas sul americana*. Pelotas, Rio Grande do Sul: EMBRAPA - CPACT, 1995. 58p.
279. SANTOS, A.; GREGÓRIO, M. J.; DE SOUSA, S. M.; ANJO, C.; MARTINS, S.; BICA, M.; GRAÇA, P. A importância do potássio e da alimentação na regulação da pressão arterial. Programa Nacional para a Promoção da Alimentação Saudável. Direção-Geral da Saúde, 2018.
280. SAQUET, A. A.; BRACKMANN, A. A cultura do kiwi. *Ciência Rural*, v. 25, n. 1, p. 177-182, 1995.
281. SCHUH, R. T. *Plant bugs of the world (Insecta: Heteroptera: Miridae)*. Systematic catalog, distributions, host list, and bibliography. New York, The New York Entomological Society. 1329 p., 1995.
282. SEAL, A. AND M. MCNEILAGE. 1988. New red and green flushed *Actinidia*. *New Zealand Kiwifruit* 42 (February 1988):9
283. SERIZAWA, S. & ICHIKAWA, T., 1993. Epidemiology of bacterial canker of kiwifruit, 3: The seasonal changes of bacterial population in lesions and of its exudation from lesion. *Annals of the Phytopathological Society of Japan*, 59, Issue 4, pp. 469-476. DOI: 10.3186/jjphytopath.59.469.
284. SERIZAWA, S., ICHIKAWA, T., TAKIKAWA, Y., TSUYUMU, S. & GOTO, M. (1989). Occurrence of bacterial canker of kiwifruit in Japan: description of symptoms, isolation of the pathogen and screening of bactericides. *Annals of the Phytopathological Society of Japan* 55, pp. 427–436. DOI: 10.3186/jjphytopath.55.427.
285. SERMANN, H., HIRTE, W.; BEYER, U. Survival of *Verticillium lecanii* in soil for use as biocontrol agent against Thysanoptera species. VI th International Colloquium on Invertebrate Pathology and Microbial Control. Abstracts II. 294p. 1994.
286. SHARMA, R.R.; JHALEGAR, M.J.; PAL, R.K. (2012) Response of kiwifruit (*Actinidia deliciosa* cv. Allison) to post-harvest treatment with 1-methylcyclopropane, *The Journal of Horticultural Science and Biotechnology*, 87:3, 278-284.
287. SHUCK E. Cultivares de quiwi e propagação de quiwi. *Agropecuária Catarinense*, Florianópolis, v.5, n.4, p.13-19, 1992.
288. SILVA, R.; *et al.* Determinação das necessidades de rega em kiwi na região do Entre Douro e Minho. 7º Congresso da Água, Laboratório de Engenharia Civil (LNEC), Lisboa, Portugal, 8-12 março. 2004.
289. SILVEIRA, S. *et al.* Aspectos técnicos da produção de quiwi. *Embrapa Uva e Vinho-Documents*. Minas Gerais: Infoteca-E., 2012.
290. SILVEIRA, V. S. Aspectos Técnicos da Produção de Kiwi. *Embrapa Uva e Vinho Bento Gonçalves*, RS 2012.
291. SMITH, G.; ASHER, C.; CLARK, J. *Kiwifruit nutrition, diagnosis of nutritional disorders*. 2 edição. Wellington: Agpress Communications Ltd, 1987.

292. SNELGAR, W. P.; MANSON, P. J.; MARTIN, P. J. 1992: Influence of time of shading on flowering and yield of kiwifruit vines. *Journal of Horticultural Science* 67:481-487.
293. SNELGAR, W.P.; HALL J. A.; FERGUSON A. R.; BLATTMANN, P. Temperatures influence growth and maturation of fruit on 'Hayward' kiwifruit vines. *Functional Plant Biology*, 2005, 32, 631-642
294. SOFIA, J. Desinfecção de cortes. [Folheto de divulgação]. Projecto Agro 688 "Demonstração e promoção de práticas agrícolas que assegurem a qualidade e segurança alimentar e que minimizem o impacto ambiental da cultura da actinídea", 2006.
295. SOFIA, J. Doenças da Actinídea. Em: Kiwi - Da Produção à Comercialização. Algarve: Ciências da Terra - Universidade do Algarve, pp. 170-185, 2008.
296. SOFIA, J. DOENÇAS DO KIWI (2004). Regularidade produtiva, qualidade e conservação dos frutos de actinídea nas regiões de Entre Douro e Minho e Beira Litoral. Projecto Agro 231.
297. SORIA, S.J.; BRAGHINI, L.C. Observação de insetos no kiwi (*Actinidia chinensis*) na microrregião 016 – Caxias do Sul, Rio Grande do Sul. In: Reunião Técnica de Fruticultura, 3., Porto Alegre, 1994. Resumos. Porto Alegre: Fepagro, 1994. p.65.
298. SOTIROPOULOS, T., BOX, P.O., KOUKOURIKOU-PETRIDOU, M., Petridis, A., 2009. "Tsechelidis" Kiwifruit. *Hort Sci.* 44, 466-468.
299. SOUSA, J. Poda das plantas frutíferas. 12. ed. São Paulo: Nobel, 1983.
300. SOUZA, P. V. D.; MARODIN, G. A. B.; BARRADAS, C. I. N. Cultura do quivi. Porto Alegre: Cinco Continentes, 104 p, 1996.
301. SPADA R., SPADA G. (2005). "Green Light". *Kiwi Informa*, N° 7-9, 30
302. STECK, G. J.; GASPARICH, G.E.; HAN, H-Y.; MCPHERON, B. A.; SHEPPARD, W. S. Distribution of mitochondrial DNA haplotypes among *Ceratitis capitata* populations worldwide. In: MCPHERON, B. A.; STECK, G. J. (Ed.). *Fruit fly pests: a world assessment of their biology and management*. Delray Beach, FL: St. Lucie Press, 1996. p. 291-296.
303. STEENBERG, T.; HUMBER, R.A. Entomopathogenic potential of *Verticillium* and *Acremonium* species (Deuteromycotina: Hyphomycetes). *Journal of Invertebrate Pathology*, v. 73, p. 309-314, 1999.
304. STEFANI, E.; LORETI, S. PM 7/120 (1) *Pseudomonas syringae* pv. *actinidiae*. *Bulletin OEPP/EPPO Bulletin*, n. 44, v. 3, p. 360-375, 2014.
305. STEVEN, D. Entomology and kiwifruit. In: WARRINGTON, I.J.; WESTON, G.C. *Kiwifruit science and management*. Wellington: New Zealand Society for Horticultural Science, 1990. cap.13, p.362-412.
306. STRECK, A. A. 1994. Ocorrência e ação de insetos prejudiciais em diferentes cultivares de hortaliças em Cachoeira do Sul, RS. *Fac. Filos. Ciênc. Letras, Cachoeira do Sul*, 67p.
307. SZILAGYI-ZECCHIN, V. J.; MÓGOR, Á. F.; RUARO, L.; RÖDER, C. Crescimento de mudas de tomateiro (*Solanum lycopersicum*) estimulado pela bactéria *Bacillus amyloliquefaciens* subsp. *plantarum* FZB42 em cultura orgânica. *Revista de Ciências Agrárias*, v. 38, n. 1, p. 26-33, 2015.
308. T.P. KUHAR, K. KAMMINGA Review of the chemical control research on *Halyomorpha halys* in the USA *J. Pest Sci.*, 90 (2017), pp. 1021-1031, 10.1007/s10340-017-0859-7

309. TAGLIENTI, A., MASSANTINI, R., BOTONDI, R., MENCARELLI, F., & VALENTINI, M. (2009). Postharvest structural changes of Hayward kiwifruit by means of magnetic resonance imaging spectroscopy. *Food Chemistry*, 114(4), 1583–1589. doi:10.1016/j.foodchem.2008.11.066
310. TAVARINI, S.; et. al.; Antioxidant capacity, ascorbic acid, total phenols and carotenoids changes during harvest and after storage of Hayward kiwifruit. *Food Chemistry*. 107:282-288, 2008.
311. TAYLOR, J., MOWAT, A., BOLLEN, A., & WHELAN, B. Early season detection and mapping of *Pseudomonas syringae* pv. *Actinidae* infected kiwifruit (*Actinidia* sp.) orchards. *New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science*, 42(4), 303–311, 2014.
312. TENHUMBERG, B.; POEHLING, H. M. Syrphids as natural enemies of cereal aphids in Germany: Aspects of their biology and efficacy in different years and regions. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, v. 52, p. 39–43, 1993.
313. TESTOLIN R., FERGUSON A.R. (2009). “Kiwifruit (*Actinidia* spp.) production and marketing in Italy”. *New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science*, Vol. 37, N°1, 1-32.
314. TESTOLIN, R. & G. COSTA. 1990. A kiwifruit crop simulation model based on the bud as reproductive unit. *Acta Horticulturae* 276:239-246.
315. THOMIDIS, T., & EXADAKTYLOU, E. (2012). *Effectiveness of cyproconazole to control Armillaria root rot of apple, walnut and kiwifruit*. *Crop Protection*, 36, 49–51.
316. THOMIDIS, T.; GOUMAS, DE; ZOTOS, A.; TRIANTAFYLLIDIS, V.; KOKOTOS, E. Suscetibilidade de Vinte e Três Cultivares de Kiwi a *Pseudomonas syringae* pv. *actinidae* . *Eng. Proc.* 2021 , 9 , 33. <https://doi.org/10.3390/engproc2021009033>
317. TOMKINS, A. R.; THOMSON, C.; WILSON, D. J. Effect of tebufenozide on, *Encarsia citrina*, an armoured scale parasitoid. In: *Proceedings of the New Zealand Plant Protection Conference*. 1995. p. 139-142.
318. TSCHARNTKE, T., KLEIN, A.M., KRUESS, A., STEFFAN-DEWENTER, I., THIES, C., 2005. Landscape perspectives on agricultural intensification and biodiversity – ecosystem service management. *Ecol. Lett.* 8, 857–874. <https://doi.org/10.1111/j.1461-0248.2005.00782.x>.
319. TYSON, J.L., S.J. DOBSON, AND M.A. MANNING. “Effect of a Protectant Copper Application on PSA Infection of Kiwifruit Trap Plants”. *New Zealand Plant Protection* 70 (July 26, 2017): 310–314. Accessed December 16, 2022. <https://journal.nzpps.org/index.php/nzpp/article/view/65>.
320. VAN RIJN, P. C. J.; KOOIJMAN, J.; WÄCKERS, F. L. The contribution of floral resources and honeydew to the performance of predatory hoverflies (Diptera: Syrphidae). *Biological Control*, v. 67, p. 32–38, 2013.
321. VARENNES, A. *Produtividade dos solos e ambiente*. Lisboa: Escolar Editora, 2003.
322. VARIKOU, K. (2022) ‘*Bactrocera oleae* (olive fruit fly)’, CABI Compendium. CABI International. doi: 10.1079/cabicompendium.17689.
323. VELOSO, A.; OLIVEIRA, M.; ANTUNES, M. The effect of cyanamide on bud break and yield of kiwifruit in northeast Portugal. *Acta Horticulturae*, v. 610, p. 161-164, 2003.
324. VIEIRA, V. C. S.; MELLONI, R.; VIEIRA NETO, J. Avaliação da interação micorrízica em cultivares de oliveira (*Olea europea* L.). *Revista Brasileira de Ciência*

do Solo, v. 35, n. 6, p. 1885-1892, 2011.

325. VIVERO, A.; MATAILLANAS, B.; CALLEJAS, C.; OCHANDO, M.D. More information about population genetic structure of *Bactrocera oleae* in the Mediterranean region. In PERDIKIS, D.; LATINOVIĆ, J.; LUCCHI, A. (eds), IOBC-WPRS Working Group “Integrated Protection of Olive Crops.”, 108, 15 p., 2014.

326. WALL, C., DOZIER, W., EBEL, R. C., WILKINS, B., WOODS, F., & FOSHEE, W., III. (2008). Vegetative and Floral Chilling Requirements of Four New Kiwi Cultivars of *Actinidia chinensis* and *A. deliciosa*, *HortScience horts*, 43(3), 644-647. Retrieved Feb 9, 2023, from <https://journals.ashs.org/hortsci/view/journals/hortsci/43/3/article-p644.xml>

327. WARRINGTON, I. J.; WESTON, G. C. *Kiwifruit science and management*. Auckland: Ray Richards Publisher, 1990. 576p.

328. WEIR, T. L., PARK, S.-W., & VIVANCO, J. M. (2004). *Biochemical and physiological mechanisms mediated by allelochemicals*. *Current Opinion in Plant Biology*, 7(4), 472-479. doi:10.1016/j.pbi.2004.05.007

329. WELDON, C. (2022) ‘*Ceratitis capitata* (Mediterranean fruit fly)’, CABI Compendium. CABI International. doi: 10.1079/cabicompendium.12367.

330. WILLIAMS, H.A.M., *et al.* Robotic kiwifruit harvesting using machine vision, convolutional neural networks, and robotic arms. *Biosystems Engineering*. Vol. 181, p -140-156. 2019.

331. WILSON, G.J. & R.A. Littler. 1992. Kiwifruit shoot growth and yield as influenced by budbreak priority and cane bud position. *Acta Horticulturae* 297: 305-306.

332. WOODWARD, T., & CLEARWATER, M. Spatial variation in “Hayward” kiwifruit fruit size and orchard yield within a growing region across seasons. *New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science*, 40(3), 187-199, 2012

333. WTEEx (World’s Top exports). 2020. <http://www.worldstopexports.com/kiwifruit-exports-by-country/> acessado em 08.05.2021.

334. ZATTARA, E.E., AIZEN, M.A., 2021. Worldwide occurrence records suggest a global decline in bee species richness. *One Earth* 4, 114-123.

335. ZHANG, J.Y., RAO, J.P., WU, B.B., 2010. Compare the storage duration of ‘Qinmei’ kiwifruit at harvest date. In: Huang, H.W. (Ed.), *Advances in Actinidia Research* in: Huang H.W. *Advances in Actinidia Research*. Science Press Beijing, 275-278p

336. ZHONG, W. *et al.* “Establishment of Tissue Culture System of *Actinidia deliciosa* Cultivar “Guichang””, *Journal of Chemistry* , vol . 2021, Artigo ID 9951949, 9 páginas, 2021. <https://doi.org/10.1155/2021/9951949>

337. ZHU, H.Y. (2002). *Improved Varieties and Pollutant—Free Cultivation of Kiwifruit*. Taihai Press, Beijing.

338. ZOVKO, M., OSTOJIĆ, I., JURKOVIĆ, D. & KARIĆ, N. 2019. Prvi nalaz smeđe mramoraste stjenice *Halyomorpha halys* (Stål, 1855) u Bosni i Hercegovini. *Radovi Poljoprivredno-prehrambenog fakulteta Univerziteta u Sarajevu*, LXIV, 69(1): 68-78.

339. ZUCCHERELLI G. (1994). “L’*Actinidia* e inuovi kiwi”. *Bologna, Edagricole*.

340. ZUCCHERELLI, G.; G. ZUCCHERELLI. *La Actinidia*. Ed. Mundi-Prensa, Madrid.1982.

341. ZUCCHERELLI, G.; ZUCCHERELLI, G. *La Actinidia*. Madri: Mundi-Prensa, 1987. 228p

342. ABELLEIRA, A., ARES, A., AGUIN, O., PEÑALVER, J., MORENTE, M. C., LÓPEZ, M. M., ... MANSILLA, J. P. (2015). Detection and characterization of *Pseudomonas syringae* pv. *actinidifoliorum* in kiwifruit in Spain. *Journal of Applied Microbiology*, 119(6), 1659-1671. doi:10.1111/jam.12968

343. FIRRAO, G.; TORELLI, E.; POLANO, C.; FERRANTE, P.; FERRINI, F.; MARTINI, M.; MARCELLETTI, S.; SCORTICHINI, M.; ERMACORA, P (2018). Genomic structural variations affecting virulence during clonal expansion of *Pseudomonas syringae* pv. *actinidiae* biovar 3 in Europe. *Front. Microbiol.* 9, 1-13.

