

Cátia Andrea da Silva Martinho

**Estudo sanitário apícola na região do Algarve
baseado no PICOA 2019**

Orientadora: Professora Doutora Ana Faustino

Coorientadoras: Dra. Cristina Ferradeira

Professora Doutora Joana Catita

Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias

Faculdade de Medicina Veterinária

Lisboa

2020

Cátia Andrea da Silva Martinho

**Estudo sanitário apícola na região do Algarve
baseado no PICOA 2019**

Dissertação defendida para a obtenção do Grau de Mestre em Medicina Veterinária no curso de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária conferido pela Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias, no dia 17 de setembro de 2020, com o despacho reitoral 220/2020, com a seguinte composição de júri:

Presidente: Professora Doutora Margarida Alves por delegação da
Diretora do Curso Professora Doutora Laurentina Pedroso

Arguente: Professor Doutor Paulo Russo Almeida

Orientadora: Professora Doutora Ana Faustino

Coorientadoras: Dra. Cristina Ferreira

Professora Doutora Joana Catita

Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias

Faculdade de Medicina Veterinária

Lisboa

2020

“Quando as abelhas desaparecerem da face da Terra, o Homem tem apenas quatro anos de vida. Sem abelhas não há polinização, não há reprodução da flora, sem flora não há animais, sem animais não haverá raça humana.”

Albert Einstein

Agradecimentos

Agradeço à Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias de Lisboa e a todos os Professores pelos conhecimentos adquiridos durante o período académico.

Agradeço também a todos os funcionários da Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias de Lisboa.

Um especial agradecimento à excelentíssima Professora Doutora Laurentina Pedroso, por ser a melhor diretora que o curso de Medicina Veterinária poderia ter, por toda a sua disponibilidade para ajudar os alunos.

Agradeço a Deus por me ter dado força e por ter permitido seguir este caminho.

O meu sincero e especial agradecimento à Professora Doutora Ana Faustino, por ter aceitado ser minha Orientadora. Agradeço toda a ajuda, apoio incondicional, disponibilidade, simpatia, incentivo, toda a paciência e orientação ao longo deste trabalho e por me ter transmitido confiança.

À Professora Doutora Joana Catita, pela sua ajuda e contributo para melhorar este trabalho.

À Dra. Cristina Ferradeira, por ter permitido a realização do meu estágio curricular na Direção de Serviços de Alimentação e Veterinária da região do Algarve, e ser a minha Coorientadora externa. Agradeço toda a simpatia com que me recebeu desde o primeiro dia de estágio, todo o apoio.

Ao Exmo. Senhor Diretor Geral de Alimentação e Veterinária por ter autorizado a realização do meu estágio nos serviços veterinários.

A todos os colegas da Direção de Serviços Veterinários de Faro, por toda a simpatia.

Agradeço a todos os membros da Direção Geral de Alimentação e Veterinária de Lisboa.

À Dra. Rita Amador e à Dra. Sofia Quintans, pela disponibilidade com que me receberam.

Ao Dr. António Madeira, por me ter acompanhado durante todo o período de estágio a quem agradeço todos os sábios ensinamentos, amizade e boa disposição.

Ao Senhor Aníbal Caetano, por toda a sua simpatia, por se ter tornado um amigo não de sempre, mas para sempre. O Dr. António Madeira e o Sr. Aníbal Caetano transformaram o percurso até aos apiários em momentos divertidos e agradáveis. O meu muito obrigado.

Agradeço ao Instituto Nacional de Investigação Agrária e Veterinária (INIAV) e à Dra. Maria José Valério por ter autorizado a minha presença no posto apícola, permitindo-me observar o diagnóstico laboratorial das amostras colhidas e pelo seu contributo que tornou possível a realização do estágio na área apícola.

Ao Professor António Murilhas, pelas fantásticas aulas de apicultura, as quais tive o privilégio de frequentar e aprender muito, contribuindo para aumentar ainda mais o meu interesse pela apicultura.

Ao meu Avô “Chico” Francisco Cavalão, por tão cedo me ter ensinado que os animais “falavam” e por ter despertado em mim o amor pelos animais.

Um enorme agradecimento aos meus Pais, por todo o apoio incondicional e por me terem permitido realizar este percurso. Por terem estado sempre ao meu lado. Ao meu Pai por não me ter deixado desistir do curso e me ter ajudado a ultrapassar os momentos difíceis.

Agradeço sobretudo à minha Mãe, por ser a melhor Mãe do mundo, por todo o amor, por estar sempre ao meu lado de forma incondicional, por ter acreditado em mim a quem dedico esta dissertação.

Agradeço ao meu querido amigo senhor Padre Manuel Coelho, por toda a amizade, conselhos, todas as palavras sábias, paciência e acima de tudo por aceitar a minha amizade exagerada pelos animais.

Ao meu cão Simão, que perdi durante o percurso académico, perda que me causou grande sofrimento. O Simão que foi determinante na minha escolha pelo curso de Medicina Veterinária, provavelmente sem o Simão o meu futuro teria sido outro. Agradeço-lhe toda a amizade e ensinamentos que me proporcionou ocasionados pela sua doença e infelizmente pela eutanásia, por ter sido a minha companhia de estudo até ao 3ºano do curso.

Agradeço à minha gata Mia por todo o carinho e companhia nos últimos anos do curso. Também à gata Lolita pela amizade.

Ao meu papagaio Lucas, pela companhia que me proporcionou durante a elaboração desta dissertação e durante as tardes de estudo animando-me sempre com as suas frases cómicas e inesperadas.

À minha cadela Suzy apesar de vítima de abandono, escolheu-me como dona a quem agradeço a confiança que deposita em mim.

A todos os animais que fizeram parte da minha vida.

Ao meu amigo Emanuel Carreira, por toda a sua amizade, paciência para esclarecer as minhas dúvidas e por todos os ensinamentos.

Às minhas queridas abelhas, por serem seres fascinantes, encantadoras e me ensinarem tanto todos os dias, constituindo a apicultura uma das minhas grandes paixões.

A todos os apicultores da região do Algarve pela disponibilidade que demonstraram, o que possibilitou a realização deste trabalho. O meu muito obrigado a todos vós.

Agradeço de um modo geral, a todos os apicultores pelo trabalho fantástico que desenvolvem, pelo seu contributo na preservação do ecossistema que é vital à vida de todos nós. Um trabalho árduo e por vezes pouco animador do ponto de vista económico, movidos muitas vezes pela paixão pela apicultura.

Resumo

A abelha melífera é o polinizador mais importante do mundo, essencial à manutenção dos ecossistemas e à produção agrícola. Nos últimos anos tem-se observado o aumento da mortalidade de colónias de abelhas a nível mundial, motivada por diversos agentes patogénicos. O Médico Veterinário desempenha um papel importante no controlo da sanidade apícola, na produtividade, e na qualidade e inocuidade do produto final. A região do Algarve destaca-se a nível nacional por ser a região com maior número de colmeias e apiários por apicultor, sendo a região onde se localizam os apicultores de maior dimensão (profissionalizados). O controlo sanitário dos apiários é fundamental para a viabilidade do setor. O presente trabalho teve como objetivo realizar um estudo sanitário nos apiários da região do Algarve, tendo por base a implementação do Plano Integrado de Controlo Oficial de Apiários (PICOA), de modo a identificar a presença de doenças nos apiários da região.

Foram recolhidas amostras de abelhas adultas e de favos de criação em 51 apiários, distribuídos por todos os concelhos do Algarve. As amostras foram enviadas para análise no laboratório de referência (Instituto Nacional de Investigação Veterinária - INIAV), em Lisboa.

A maioria dos apiários (72,5%) eram usados na apicultura transumante. Vinte e seis apiários (51%) apresentaram duas doenças em simultâneo. A Varroose foi identificada em todos os apiários com doença, de forma isolada (17,6%) ou em simultâneo com outras doenças como a Nosemose (25,5%), a Ascosferiose (3,9%), a Senotainiose (19,6%), e a Nosemose e a Senotainiose (11,8%). Vinte e oito apiários (54,9%) encontravam-se em conformidade com a legislação aplicável (Grau de cumprimento 1). Vinte e dois apiários (43,1%) apresentaram não conformidades de cariz documental que não colocam em causa a saúde animal (Grau de cumprimento 2).

Foi possível concluir que transumância é uma prática comum dos apicultores da região do Algarve. Todos os apiários com doença apresentavam Varroose, sendo uma doença endémica no Algarve. Verificou-se que a Senotainiose, associada à Varroose e à Nosemose, está presente nos apiários da região do Algarve. A deteção do grau de infeção das colónias na análise laboratorial seria importante para a aplicação de um tratamento eficaz.

Palavras-chave: abelha, Algarve, apicultura, doenças, PICOA

Abstract

The honeybee is the most important pollinator worldwide, essential to the maintenance of ecosystems and agricultural production. In the last years there has been an increase in the mortality of bee colonies worldwide, motivated by several pathogens. Veterinarians play an important role in controlling bee health, productivity, and the quality and safety of the final product. The Algarve region stands out nationally for being the region with the highest number of hives and apiaries per beekeeper. The apiaries' health control is essential for the viability of the sector. The present work aimed to carry out a health study in apiaries of the Algarve region, based on the implementation of the Integrated Plan for Official Control of Apiaries (PICOA), in order to identify the presence of diseases in apiaries of the region.

Samples of adult bees and honeycombs were collected from 51 apiaries, placed across all the municipalities of the Algarve. The samples were sent for analysis at the reference laboratory (National Institute for Veterinary Research - INIAV), in Lisbon.

Most apiaries (72.5%) were used in beekeeping transhumance. Twenty-six apiaries (51%) had two diseases simultaneously. Varroosis was identified in all apiaries with disease, in isolation (17.6%) or simultaneously with other diseases, such as Nosemosis (25.5%), Ascospheerosis (3.9%), Senotainiosis (19.6%), and Nosemosis and Senotainiosis (11.8%). Twenty-eight apiaries (54.9%) were in compliance with the applicable legislation (Degree of compliance 1). Twenty-two apiaries (43.1%) presented documentary non-conformities not compromising animal health (Degree of compliance 2).

It was possible to conclude that transhumance is a common practice of beekeepers in the region of Algarve. All apiaries with disease had Varroosis, being an endemic disease in the Algarve. Senotainiosis, associated with Varroosis and Nosemosis, is present in apiaries of the Algarve region. The detection of the degree of colony infection in laboratory analysis would be important for the application of an effective treatment.

Keywords: Algarve, bee, beekeeping, diseases, PICOA

Abreviaturas, siglas e símbolos

ABPV - Vírus da paralisia aguda

BQCV - Vírus das realeiras negras

CBPV - Vírus da paralisia crónica

DGAV - Direção Geral de Alimentação e Veterinária

DWV - Vírus das asas deformadas

FAO - Organização das Nações Unidas para a Alimentação e a Agricultura

INIAV - Instituto Nacional de Investigação Veterinária

IAPV - Vírus da paralisia aguda de Israel

KBV - Vírus de Kashmir

OIE - Organização Mundial de Saúde Animal

OMS - Organização Mundial de Saúde

PICOA - Plano Integrado de Controlo Oficial de Apiários

PCR - Reação em cadeia da polimerase

SBV - Vírus da cria ensacada

Índice geral

DEDICATÓRIA.....	3
AGRADECIMENTOS	4
RESUMO	7
ABSTRACT	8
ABREVIATURAS, SIGLAS E SÍMBOLOS	9
ÍNDICE DE TABELAS	12
ÍNDICE DE FIGURAS	13
ÍNDICE DE GRÁFICOS	15
ATIVIDADES DESENVOLVIDAS DURANTE O ESTÁGIO CURRICULAR	16
1. INTRODUÇÃO	17
1.1. ABELHA - <i>APIS MELLIFERA</i>.....	17
1.1.1. Organização social.....	18
1.1.1.1. Rainha.....	18
1.1.1.2. Obreiras	19
1.1.1.3. Zângãos	20
1.1.2. Morfologia da <i>Apis mellifera</i>	20
1.1.2.1. Cabeça.....	21
1.1.2.2. Tórax.....	23
1.1.2.3. Abdómen.....	23
1.2. APICULTURA.....	25
1.2.1. Contextualização histórica	26
1.2.2. Produtos apícolas	29
1.2.2.1. Mel	29
1.2.2.2. Pólen apícola	30
1.2.2.3. Própolis	30
1.2.2.4. Geleia real.....	31
1.2.3. Equipamento necessário à atividade apícola	31
1.2.3.1. Alergia ao veneno da abelha	32
1.2.4. Apicultura e agricultura	32
1.2.5. Apicultura na região do Algarve	34
1.2.5.1. Clima da região.....	34
1.2.5.2. Plantas úteis para a atividade apícola	37
1.2.5.3. Apicultura transumante e a sua importância na região do Algarve	37
1.3. PREDADORES E DOENÇAS DAS ABELHAS	38
1.3.1. Doenças parasitárias	39

1.3.1.1. Varroose	39
1.3.1.2. Tropilaelapose.....	47
1.3.1.3. Acarapisose	52
1.3.1.4. Senotainiose	55
1.3.1.5. Aethinose	57
1.3.2. Doenças bacterianas.....	60
1.3.2.1. Loque americana	60
1.3.2.2. Loque europeia.....	65
1.3.3. Doenças fúngicas.....	70
1.3.3.1. Nosemose.....	70
1.3.3.2. Ascosferiose	77
1.3.4. Doenças virais	80
1.3.4.1. Vírus da paralisia aguda	81
1.3.4.2. Vírus da paralisia crónica.....	81
1.3.4.3. Vírus da criação ensacada	81
1.3.4.4. Vírus das asas deformadas	82
1.4. PLANO INTEGRADO DE CONTROLO OFICIAL DE APIÁRIOS	82
1.5. OBJETIVOS	84
2. MATERIAL E MÉTODOS	85
2.1. RECOLHAS DE AMOSTRAS	85
2.1.1. Recolha de amostras de abelhas adultas	86
2.1.2. Recolha de amostras de favos de criação	86
2.2. ENVIO DAS AMOSTRAS E ANÁLISE LABORATORIAL	87
2.3. ANÁLISE DOS RESULTADOS	87
3. RESULTADOS.....	88
3.1. APIÁRIOS CONTROLADOS	88
3.1.1. Distribuição geográfica e tipo de apiário.....	88
3.1.2. Número de colmeias por apiário.....	90
3.1.3. Distribuição temporal da recolha de amostras	90
3.2. DOENÇAS DIAGNOSTICADAS	92
3.3. GRAU DE CUMPRIMENTO	94
4. DISCUSSÃO	96
5. CONCLUSÃO	101
6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	102
Anexo I - Terminologia apícola	117

Índice de tabelas

Tabela 1. Tarefas desempenhadas pelas obreiras.....	19
Tabela 2. Incidência de Varroose em Portugal.....	40
Tabela 3. Abelhas utilizadas como hospedeiros de <i>Tropilaelaps</i> spp.	48
Tabela 4. Principais diferenças entre a Loque europeia e a Loque americana.....	69
Tabela 5. Número de colónias a amostrar por apiário.....	84
Tabela 6. Distribuição das doenças nos diferentes concelhos do Algarve.....	93

Índice de figuras

Figura 1. Morfologia das diferentes castas das abelhas	18
Figura 2. Morfologia externa da obreira de <i>Apis mellifera</i>	20
Figura 3. Morfologia da cabeça da rainha	22
Figura 4. Morfologia da cabeça das obreiras	22
Figura 5. Morfologia da cabeça do zângão	22
Figura 6. Ferrão de uma abelha obreira com forma de serrote	24
Figura 7. Glândulas da cera	25
Figura 8. Fóssil de abelha com 100.000 anos	26
Figura 9. Colmo usado na atividade apícola pelo povo Grego	27
Figura 10. Primeira representação da atividade apícola na Europa	28
Figura 11. Distribuição da temperatura máxima e mínima, e pluviosidade	35
Figura 12. Variação da precipitação anual, entre 1986 e 2018	35
Figura 13. Variação anual da temperatura máxima e mínima, e da velocidade do vento	36
Figura 14. Distribuição mundial da Varroose	40
Figura 15. Dimorfismo sexual do ectoparasita <i>Varroa destructor</i>	41
Figura 16. Ciclo biológico do ectoparasita <i>Varroa destructor</i>	42
Figura 17. <i>Varroa destructor</i> nos tergitos e no tórax de abelhas adultas	42
Figura 18. Infestação de <i>Varroa destructor</i> numa criação de zângãos e pupa	43
Figura 19. Alteração dos opérculos e deformações morfológicas	44
Figura 20. Distribuição mundial da Tropilaelapose	47
Figura 21. Vista dorsal de <i>Varroa destructor</i> e <i>Tropilaelaps</i> spp.	48
Figura 22. Ciclo biológico de <i>Tropilaelaps clareae</i> na abelha europeia	50
Figura 23. Padrão de criação irregular e presença de ácaros adultos	51
Figura 24. Distribuição mundial da Acarapisose	52
Figura 25. Vista dorsal do macho e da fêmea de <i>Acarapis woodi</i>	53
Figura 26. Ciclo biológico de <i>Acarapis woodi</i>	53

Figura 27. Traqueia de uma abelha infetada com <i>Acarapis woodi</i>	54
Figura 28. Observação microscópica de <i>Acarapis woodi</i> na traqueia.....	55
Figura 29. <i>Senotainia tricuspis</i> fêmea a parasitar uma abelha melífera.....	56
Figura 30. Decapitação das abelhas para detetar larvas de <i>Senotainia tricuspis</i>	57
Figura 31. Distribuição mundial da Aethinose	58
Figura 32. Diferenças morfológicas entre <i>Aethina tumida</i> e <i>Apis mellifera</i>	58
Figura 33. Ciclo biológico de <i>Aethina tumida</i>	59
Figura 34. Presença de larvas de <i>Aethina tumida</i> num favo de mel	59
Figura 35. Distribuição mundial da Loque americana	60
Figura 36. Transmissão de <i>Paenibacillus larvae</i> , em colónias de abelhas	62
Figura 37. Opérculos perfurados e afundados devido à Loque americana.....	63
Figura 38. “Teste do “palito” positivo à Loque americana	64
Figura 39. Distribuição mundial da Loque europeia	66
Figura 40. Infeção por Loque europeia com padrão de criação salteado	67
Figura 41. Esporos de <i>Nosema apis</i> e <i>Nosema ceranae</i>	71
Figura 42. Intestino médio de <i>Apis mellifera</i> infetada com esporos de <i>Nosema ceranae</i>	73
Figura 43. Trato gastrointestinal de uma abelha saudável e infetada com <i>Nosema</i> spp.	73
Figura 44. Abelha infetada com <i>Nosema apis</i> com abdómen distendido.....	74
Figura 45. Esporos de <i>Ascospaera apis</i> com múltiplos ascósporos	77
Figura 46. Larvas mumificadas com aspeto semelhante a um pedaço de giz.....	79
Figura 47. Procedimentos para a execução do PICOA.....	83
Figura 48. Recolha de amostras de favos de criação	87
Figura 49. Distribuição geográfica dos apiários visitados na região do Algarve	88

Índice de gráficos

Gráfico 1. Tipo de apiário visitado na região do Algarve.....	89
Gráfico 2. Tipo de apiário em cada concelho da região do Algarve.....	89
Gráfico 3. Número de colmeias nos apiários visitados na região do Algarve	90
Gráfico 4. Distribuição anual da recolha de amostras nos apiários do Algarve	91
Gráfico 5. Distribuição anual da recolha de amostras em cada concelho do Algarve	91
Gráfico 6. Número de doenças identificadas nos apiários visitados na região do Algarve ...	92
Gráfico 7. Doenças identificadas nos apiários visitados na região do Algarve	93
Gráfico 8. Grau de cumprimento dos apiários visitados na região do Algarve.....	94
Gráfico 9. Grau de cumprimento dos apiários visitados em cada concelho do Algarve	94
Gráfico 10. Tipo de inconformidade nos apiários visitados na região do Algarve.....	95

Atividades desenvolvidas durante o estágio curricular

O presente relatório de estágio foi elaborado no âmbito da disciplina de Estágio Curricular, com vista à conclusão do Mestrado Integrado em Medicina Veterinária na Faculdade de Medicina Veterinária, da Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias.

O estágio decorreu na Direção de Serviços de Alimentação e Veterinária da Região do Algarve no Patacão, em Faro, no período compreendido entre 21 de março e 31 de julho de 2019. O estágio baseou-se no acompanhamento do Plano Integrado de Controlo Oficial de Apiários (PICOA). Durante o período de estágio assistiu-se à realização de 51 ações de controlo, distribuídas pelos vários concelhos do Algarve, assim como à elaboração dos relatórios relativos às visitas aos apiários.

Durante o estágio foi possível acompanhar as atividades desenvolvidas pelo Médico Veterinário no sector apícola, nomeadamente observar inúmeros apiários, e verificar o grau de cumprimento da legislação, dos aspetos relativos à sanidade animal e à segurança alimentar. Foi ainda possível recolher amostras para identificação de doenças apícolas.

As atividades desenvolvidas pela Direção de Serviços de Alimentação e Veterinária são fundamentais para garantir a produtividade, a qualidade e a inocuidade do produto final (mel, geleia real, própolis, pólen), assim como prevenir e controlar as doenças que possam comprometer a apicultura nacional, a economia, a saúde pública e o meio ambiente.

Este estágio foi uma oportunidade para aprofundar os conhecimentos e aumentar ainda mais o fascínio pelas abelhas melíferas.

1. INTRODUÇÃO

1.1. Abelha - *Apis mellifera*

A abelha é, por definição, o indivíduo de espécie produtora de mel pertencente ao género *Apis* spp., designadamente os da espécie *Apis mellifera* (DGAV, 2018).

A abelha melífera ou abelha produtora de mel (*Apis mellifera*) é, provavelmente, o inseto mais investigado no mundo. A abelha é considerada o inseto mais valioso do ponto de vista económico e da diversidade biológica dos ecossistemas (Hung *et al.*, 2018). A atividade polinizadora das abelhas domésticas e a apicultura têm um papel determinante na ecologia mundial. As abelhas representam aproximadamente 90% dos animais “visitadores” das flores e são responsáveis pela polinização de uma vasta gama de espécies vegetais, realizando um serviço ecológico fundamental à Natureza e ao Homem. Sem abelhas não seria possível a reprodução da maioria das espécies de plantas selvagens ou cultivadas (Pjoan *et al.*, 2012; Cardinal & Danforth, 2013). Assim, as abelhas contribuem não só para o aumento da produtividade das culturas, mas também para a preservação da vegetação (Branco, 2018).

Do ponto de vista zoológico, a abelha doméstica (*Apis mellifera*) pertence ao reino Animalia, filo Arthropoda, classe Insecta, ordem Hymenoptera, subordem Apocrita, superfamília Apoidea, família Apidae, subfamília Apinae, género *Apis* e espécie *Apis mellifera* (Martínez, 2019). Tal como as formigas e as vespas, a abelha melífera pertence à ordem dos himenópteros, a qual compreende mais de 100.000 espécies. As abelhas são descendentes das vespas, mas ao contrário das vespas que se alimentam de pequenos insetos e aranhas, as abelhas nutrem-se de pólen. Os himenópteros apresentam algumas características importantes, tais como: metamorfose completa, metatórax soldado ao primeiro segmento abdominal e presença de asas membranosas com nervuras, que formam desenhos de pelo menos 16 unidades na asa superior. Apresentam ainda cerca de 10 a 100 tubos de Malpighi que constituem parte do aparelho excretor e aparelho bucal apto para a sucção e recolha de néctar e pólen (Moreira & Farinha, 2011). O género *Apis* é caracterizado por um comportamento altamente social, uma colónia perene, construção de um ninho constituído por favos de cera, os quais são utilizados para albergar as formas imaturas da criação e para o armazenamento de reservas (Moreira & Farinha, 2011).

Atualmente, a diversidade de abelhas atinge cerca de 20.000 espécies, sendo o género *Apis* representado por 5 a 9 espécies, de acordo com os taxonomistas: *Apis andreniformis*, *Apis cerana*, *Apis dorsata*, *Apis florea*, *Apis koschewnikovi*, *Apis laboriosa*, *Apis mellifera*, *Apis nigrocincta* e *Apis nuluensis* (Pjoan *et al.*, 2012; Cardinal & Danforth, 2013). Este género caracteriza-se por possuir o primeiro segmento do tarso comprido, língua e maxilar

longos, e peças bucais aptas para sugar e mastigar. Possuem ainda abdômen pediculado, cérebro bem desenvolvido, dimorfismo sexual e reprodução por partenogênese (Pjoan *et al.*, 2012).

1.1.1. Organização social

As abelhas melíferas são insetos sociais, trabalhadores e disciplinados, que vivem numa sociedade altamente sofisticada e organizada (Mortensen *et al.*, 2015). As colônias encontram-se organizadas em 3 castas morfológica e funcionalmente diferenciadas - rainha, obreiras e zângãos - associadas à execução de diferentes funções para garantir a sobrevivência e o bom desenvolvimento da colônia (Reid & Matheson, 2011). A rainha, as obreiras e os zângãos apresentam diferenças quanto à anatomia, à fisiologia e ao comportamento (Figura 1). As castas comunicam entre si através de interações químicas, pela produção de feromonas (Pereira, 2016). Em condições normais, o efetivo de uma colônia saudável pode variar entre 20.000 e 80.000 abelhas adultas. Uma colônia é constituída por uma única e rainha, milhares de abelhas obreiras (10.000 a 60.000) e um número variável de zângãos (Torróntegui, 2020).

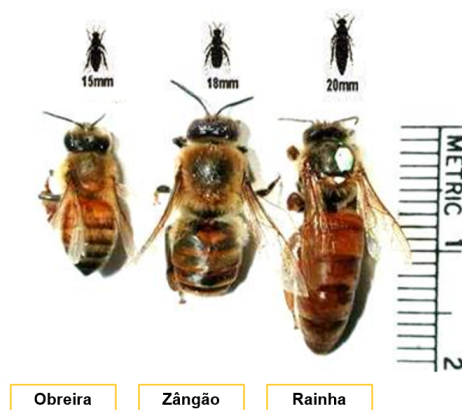


Figura 1. Morfologia das diferentes castas das abelhas: rainha, obreira e zângão.

Adaptado de: Tamil Nadu Agriculture University, 2019.

1.1.1.1. Rainha

A rainha é a única fêmea da colônia com atividade reprodutiva, assumindo a função de produção e postura de ovos. A rainha põe cerca de 1500 a 2000 ovos por dia, de acordo com as necessidades e a época do ano. A rainha pode ter uma longevidade de até cinco anos e é a progenitora de todas as obreiras e zângãos da colônia, transmitindo-lhes o seu patrimônio genético (Amiri *et al.*, 2017). A rainha apresenta maior dimensão e difere das

obreiras em numerosas características internas e externas. Para além da função reprodutiva, a rainha intervém na coesão e organização da colónia devido à secreção da feromona real (Gay & Menkhoff, 2014). Esta feromona promove a atração dos zângãos em voo e atua na organização do comportamento das obreiras na colónia, mantendo a homeostasia social (Pjoan *et al.*, 2012).

1.1.1.2. Obreiras

As obreiras constituem a casta trabalhadora da colmeia. Estas são os elementos mais numerosos do enxame e têm a responsabilidade de assegurar a existência próspera de toda a colónia (Cardoso, 2012). As obreiras são funcionalmente estéreis na presença da rainha. Desde a sua eclosão, estas vão desempenhando diferentes funções ao longo da vida, conforme a idade e as necessidades da colónia (Tabela 1) (FAO, 2018). Inicialmente desempenham tarefas no interior da colmeia, como o aquecimento da colmeia, a limpeza dos alvéolos, o cuidado das larvas e da rainha, a organização do ninho, da câmara de reprodução ou da criação, a construção dos favos e a defesa de possíveis ataques por parte de insetos ou outros animais predadores. As obreiras mais velhas executam tarefas no exterior da colmeia, como o pastoreio para a recolha de pólen, néctar, água e própolis (Cardoso, 2012).

Tabela 1. Tarefas desempenhadas pelas obreiras em função do politeísmo temporal. Adaptado de: Salvetti de Cicco, 2020.

Idade	Tarefas
1º - 3º dia	Desempenham tarefas no interior da colmeia Inspeção e limpeza das células para a postura de ovos pela rainha
4º dia	Preparação do alimento para as larvas Inspeção das células que contêm as larvas
5º - 10º dia	Alimentação das larvas em desenvolvimento Secreção de geleia real Alimentação da rainha com geleia real
11º - 20º dia	Produção de cera e construção dos favos Armazenamento de pólen e néctar Desidratação (por evaporação) do néctar Armazenamento do pólen como pão de abelha
18º - 21º dia	Defesa da colmeia contra predadores e abelhas pilhadoras Secreção de feromona de alarme e postura defensiva perante ameaça Ventilação da colmeia

22° - morte	Tornam-se campeiras Recolha de néctar, pólen, resinas e água
-------------	---

1.1.1.3. Zângãos

Os zângãos são os machos que, tal como a rainha, possuem a tarefa de reprodução. Os zângãos têm a função de fecundar a rainha virgem durante o seu voo nupcial. Estes morrem após a fecundação ou cerca de 1 mês após o nascimento (Pereira, 2016). Os zângãos apenas estão presentes quando os recursos da colónia são suficientes, durante os períodos de abundância na primavera e no verão. Na presença de condições desfavoráveis estes são expulsos da colónia (Pjoan *et al.*, 2012).

1.1.2. Morfologia da *Apis mellifera*

A *Apis mellifera* apresenta uma morfologia muito distinta de outros insetos, com diferenças marcadas entre as três castas: rainha, obreiras e zângãos. O corpo da abelha melífera encontra-se revestido por exosqueleto e pode ser dividido em três partes: cabeça, tórax e abdómen (Figura 2) (Gay & Menkhoff, 2014). A cabeça e o tórax distinguem-se claramente do abdómen pela existência de um estreitamento depois do primeiro segmento abdominal que, morfológicamente, faz parte do tórax. O segundo segmento apresenta-se estrangulado e une-se posteriormente ao abdómen, que apresenta uma forma pedunculada. As porções do corpo da abelha com maior importância no desempenho das suas atividades serão descritas em detalhe (Ramos & Carvalho, 2007).

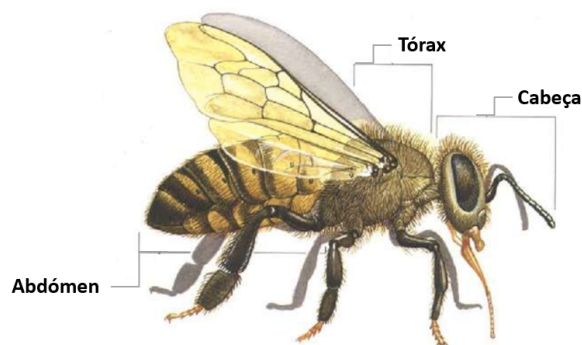


Figura 2. Morfologia externa da obreira de *Apis mellifera*. Adaptado de: Clément & Rotgé, 2012.

1.1.2.1. Cabeça

A cabeça apresenta uma forma ovoide na rainha (Figura 3), triangular ou piramidal nas obreiras (Figura 4) e arredondada nos zângãos (Figura 5). A cabeça dos zângãos é maior, quando comparada com a da rainha e das obreiras, e os olhos são mais volumosos. Na cabeça encontram-se estruturas relacionadas com a visão (3 ocelos), a audição, o olfato e o tato (2 antenas cilíndricas), fundamentais para a localização do alimento e da colmeia (Figura 3). A cabeça possui também um cérebro volumoso, assim como os órgãos implicados na captura e processamento do alimento (Gay & Menkhoff, 2014). O aparelho bucal é composto por duas mandíbulas e pela língua. As mandíbulas são estruturas fortes, fundamentais para a construção do ninho e estão implicadas na manipulação da cera e própolis, ingestão de pólen, alimentação das larvas e da rainha e nas tarefas de limpeza (Ritter, 2001). A língua, está coberta por pelos e é utilizada na colheita e transferência de alimento, na desidratação do néctar e na evaporação de água quando se torna necessário controlar a temperatura no interior da colmeia. As glândulas hipofaríngeas são específicas das obreiras e funcionam apenas entre o 5º e o 12º dia de vida. A secreção destas glândulas é rica em proteínas, lípidos e vitaminas, contribuindo para a produção de geleia real. Esta secreção é um componente importante da alimentação das larvas nos primeiros 3 dias de vida e da rainha durante toda a sua vida (Klose *et al.*, 2017; Martinez, 2019). As glândulas mandibulares das obreiras produzem uma fração de geleia real, desempenham um papel crucial na alimentação da criação e da rainha. Nas abelhas rainhas, estas glândulas são bem desenvolvidas e produzem a feromona mandibular da rainha, a qual desempenha um papel importante na coesão social da colónia, sendo responsável pela inibição da produção de novas rainhas, inibição da atividade ovárica das obreiras e atração de zângãos (Rangel *et al.*, 2016; Martinez, 2019). Na cabeça encontram-se ainda os sacos aéreos que se interligam com o abdómen (Ramos & Carvalho, 2007).

Cabeça da abelha rainha



Figura 3. Morfologia da cabeça da rainha. Adaptado de: <https://askabiologist.asu.edu/colonia-de-las-abejas> e <https://www.alexanderwild.com/Insects/Honey-Bees/>.

Cabeça da abelha obreira

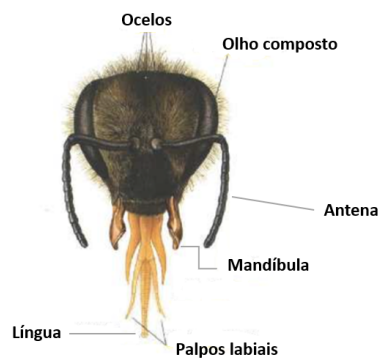


Figura 4. Morfologia da cabeça das operárias. Adaptado de: Clément & Rotgé, 2012.

Cabeça do zângão



Figura 5. Morfologia da cabeça do zângão. Adaptado de: Gay & Menkhoff, 2014.

1.1.2.2. Tórax

O tórax situa-se entre a cabeça e o abdómen, e é formado por três segmentos (Pjoan *et al.*, 2012). O primeiro segmento encontra-se ligado à cabeça e designa-se de protórax, o segundo segmento designa-se de segmento mediano ou mesotórax, e o terceiro segmento encontra-se ligado ao abdómen e designa-se de metatórax. No tórax inserem-se os elementos locomotores da abelha: três pares de membros (anterior, médio e posterior) e dois pares de asas membranosas. No tórax encontram-se ainda os espiráculos, o esófago e as glândulas salivares envolvidas no processamento do alimento (Ramos & Carvalho, 2007). Os membros posteriores das obreiras encontram-se adaptados para o transporte de pólen e de resinas. A tibia encontra-se modificada e apresenta cavidades, designadas corbículas ou cestas de pólen, onde são depositadas as cargas de pólen (Ramos & Carvalho, 2007). Para além destas cavidades, a tibia apresenta uma estrutura em forma de “pente” e o primeiro tarso apresenta forma de “pincel”. A presença de grande quantidade de pelos permite a fixação dos grãos de pólen quando as abelhas entram em contacto com as flores (Pjoan *et al.*, 2012). Estas estruturas são vestigiais nos membros da rainha. Os membros dos zângãos não apresentam qualquer vestígio do aparelho de recolha de pólen (Morse & Hooper, 1989). Além da função de locomoção e recolha de pólen, os membros auxiliam na manipulação da cera e do própolis, na limpeza das antenas, das asas e no agrupamento das abelhas para a formação dos cachos.

1.1.2.3. Abdómen

O abdómen é constituído por vários segmentos, unidos entre si por uma membrana intersegmentária. Cada segmento é constituído por uma parte superior - os tergites, e uma parte inferior - as esternites. O tamanho do abdómen é variável devido à existência de um sistema muscular que permite a sua extensão e contração (Pjoan *et al.*, 2012). No abdómen encontram-se os órgãos do aparelho digestivo, do sistema circulatório, do aparelho reprodutor, do aparelho excretor e as glândulas cerígenas. Na porção final do abdómen encontra-se o órgão de defesa das abelhas - o ferrão - que está presente apenas nas obreiras e na rainha (Ramos & Carvalho, 2007).

O abdómen das obreiras apresenta seis segmentos visíveis. Adicionalmente a estes, apresenta três segmentos na cavidade do ferrão, estando os dois últimos modificados, de modo a integrarem o mecanismo do ferrão. Nas obreiras, o ferrão é usado como instrumento de defesa, enquanto na rainha é usado como guia de postura de ovos, sendo um instrumento de orientação para localizar as células onde irá realizar a postura. A rainha também pode usar o ferrão para lutar ou matar outra rainha (Bomfim, *et al.*, 2017). O ferrão é constituído por um

estilete e por duas lancetas. O estilete é usado na perfuração dos tecidos, enquanto as lancetas têm a função de prender o ferrão à superfície, dificultando a sua remoção. O ferrão encontra-se ligado à bolsa do veneno e as contrações musculares desta bolsa permitem que o veneno continue a ser injetado após a saída da abelha (Ramos & Carvalho, 2007). O ferrão da rainha e das obreiras apresenta algumas diferenças. O ferrão das obreiras apresenta a forma de serrote e após a sua penetração nos tecidos, por exemplo na pele de um mamífero, puxa parte dos órgãos internos da abelha, causando a sua morte em 24 horas. No caso da rainha, o estilete e as lancetas encontram-se encurvados e as farpas são muito menos desenvolvidas. O ferrão da rainha é liso e a musculatura ligada ao ferrão é bastante resistente para que este volte à sua posição inicial após a utilização, não causando a morte da abelha (Figura 6) (Bomfim *et al.*, 2017).



Figura 6. Ferrão de uma abelha obreira com forma de serrote. Adaptado de: Bomfim *et al.*, 2017.

As superfícies lisas e transparentes dos últimos quatro esternos visíveis na obreira cobrem as glândulas cerígenas. Estas glândulas localizam-se na parte ventral do abdómen, duas glândulas por cada segmento, e iniciam a sua atividade entre o 14º e o 20º dia de vida. As glândulas cerígenas produzem uma secreção líquida que endurece rapidamente em contacto com o ar, resultando em flocos de cera que mais tarde serão moldados pelas mandíbulas da abelha, para formar os favos de mel (Morse & Hooper, 1989) (Figura 7). O último segmento visível das obreiras contém a glândula de Nasonov, também conhecida como glândula de cheiro. Esta é responsável pela produção de feromonas que permitem a identificação das abelhas pertencentes à mesma colmeia (Bomfim *et al.*, 2017). A produção de feromonas encontra-se estreitamente relacionada com as necessidades fisiológicas, variando com a idade e a época do ano. A secreção é escassa ou ausente nas obreiras acabadas de emergir, mas aumenta rapidamente durante as 4 semanas seguintes, atingindo o máximo quando as abelhas andam no pastoreio (Reid & Matheson, 2011).



Figura 7. Glândulas da cera. As abelhas apresentam 4 pares de glândulas da cera localizadas na parte ventral do abdómen. A cera é produzida na forma líquida e solidifica em placas sólidas, após o seu contacto com o ar. Adaptado de: <https://www.honeybeesuite.com/wax-glands-photo/> e <https://thehoneycompany.com/honeybee-wax-scales/>.

1.2. Apicultura

A apicultura consiste na criação racional de abelhas do género *Apis*, para fins comerciais ou para lazer, em locais controlados pelo Homem para seu próprio benefício. Desta atividade é possível extrair variados produtos com interesse económico, alimentar e terapêutico, como o mel, o própolis, o pólen, a geleia real, a cera e a apitoxina. As próprias abelhas são também consideradas produtos da apicultura (Branco, 2018). A apicultura apresenta uma terminologia específica que pode ser consultada no Anexo I.

A apicultura apresenta grande importância económica e ecológica. A polinização realizada pelas abelhas é fundamental para os ecossistemas e para a economia agrícola mundial, contribuindo para a manutenção da biodiversidade do ecossistema e para o aumento da produtividade agrícola. A polinização de muitas plantas pelas abelhas leva à fecundação muito mais rápida e completa, quando comparada com a realizada pela simples ação do vento ou de outros animais, traduzindo-se num lucro indireto para os agricultores. É de salientar a enorme vantagem para vários tipos de árvores, como as amendoeiras, cerejeiras, macieiras, pereiras e pessegueiros, assim como para plantas forrageiras e oleaginosas, especialmente quando se destinam à produção de sementes selecionadas. Foi demonstrado, em inúmeros estudos experimentais, que as plantas anteriormente mencionadas aumentam a sua produção em mais do dobro quando ocorre a intervenção da abelha, comparativamente a espécies semelhantes plantados isoladamente. É de salientar que as colmeias devem ser instaladas na plantação, em número adequado e corretamente distribuídas (Morse & Hooper, 1989).

A apicultura contribui para a melhoria das condições de vida dos pequenos produtores, pois trata-se de uma atividade economicamente rentável, de fácil manutenção e de reduzido investimento inicial (não requer terrenos de grande dimensão). A apicultura desperta interesse em diversas classes sociais, pelo facto de ser económica e ambientalmente sustentável. Atendendo às vantagens que a apicultura apresenta, em muitos países é recorrente o aluguer de colmeias durante o período de floração das árvores frutíferas e de algumas plantas forrageiras. Nos Estados Unidos da América é incentivado o aumento do número de colmeias no território e o aluguer de colmeias bem povoadas para a colocação no campo na época da floração das plantas, como forma de aumentar a rentabilidade da plantação em virtude da intervenção polinizadora das abelhas. No estado da Califórnia são alugadas aproximadamente 400.000 colmeias anualmente durante a época de floração. Infelizmente, em alguns países, as abelhas são ainda subvalorizadas não apenas pelos agricultores, mas também por algumas organizações agrárias (Verde, 2014).

1.2.1. Contextualização histórica

Segundo diversas pesquisas arqueológicas, as abelhas habitam a Terra há 100 milhões de anos devido à sua estreita relação com as plantas. Há 20 milhões de anos, muito antes do aparecimento do Homem na Terra, as abelhas já produziam e armazenavam mel (Figura 8).

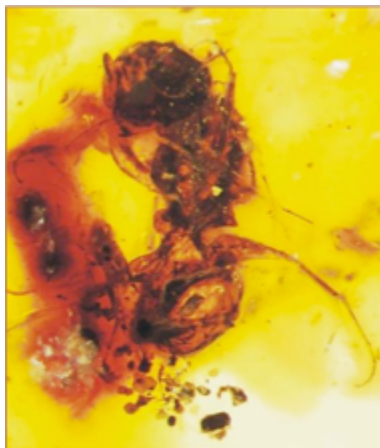


Figura 8. Fóssil de abelha com 100.000 anos, encontrado em Burma, na Ásia. Adaptado de: Poinar & Danforth, 2006.

A relação entre o Homem e a abelha melífera terá começado na Antiguidade, antes do aparecimento do Homem moderno, há mais de 11.000 anos. Possivelmente, os precursores do Homem moderno eram coletores de mel, tal como ainda acontece atualmente com alguns primatas, como os chimpanzés (Moreira & Farinha, 2011). O Antigo Testamento

fornece uma descrição nítida da caça primitiva ao mel em Samuel I, 14:25-27: “Ora, no campo havia um favo de mel. O povo chegava perto do favo, via o mel a escorrer, mas ninguém lhe tocava, nem o levava à boca, porque tinham medo do juramento que Saul havia feito”. Para a maioria das civilizações primitivas, as abelhas e o mel eram considerados sagrados. É de destacar que, até à descoberta do mel produzido pelas abelhas, o único açúcar consumido pelo ser humano era proveniente das frutas. Após a descoberta do mel, este passou a ter grande destaque na dieta humana. Durante vários séculos, o mel foi retirado dos enxames de forma destrutiva e predatória, prejudicando o meio ambiente e provocando a morte das abelhas (Crane,1983).

A apicultura é uma das atividades mais antigas do mundo. Antigamente, a apicultura consistia basicamente na caça às abelhas, ao mel e à cera por elas produzida, tal como se pode ver representado nas pinturas rupestres da idade da pedra. Os favos eram colhidos com grande dificuldade e risco, sendo espremidos com as larvas, o pólen e o mel (Spurgin, 1997). O relato mais antigo relativo à conservação de abelhas em colmeias e colheita de mel data de 2400 a.C, no Egito, onde as abelhas eram criadas em colmeias de barro (Crane, 1983). Várias pinturas e gravuras representam as colmeias de barro, com forma cilíndrica, dispostas em fiadas e o trabalho dos apicultores a aplicar fumo e a colher o mel para grandes tigelas (Moreira & Farinha, 2011). A partir do Egito, a apicultura difundiu-se aos gregos e romanos, que a aperfeiçoaram. As abelhas foram consideradas muito importantes para estes povos. Estas eram valorizadas no comércio, refletindo-se na estampagem de moedas, medalhas e roupas. Embora os egípcios sejam considerados pioneiros na criação de abelhas, a palavra colmeia deriva da palavra grega *culmus*, que significa haste vegetal, talo, palha. Os gregos colocavam os seus enxames em recipientes feitos de palha, em forma de sino, designados de colmo (Figura 9) (Gay & Menkhoff, 2014). Na idade média, em algumas regiões, foram utilizados troncos de árvores escavados no interior, com uma tampa de madeira ou de pedra, para albergar os enxames (Moreira & Farinha, 2011).



Figura 9. Colmo usado na atividade apícola pelo povo Grego. Adaptado de: Spurgin, 1997.

O registo mais antigo da apicultura na Europa possui 10.000 a 15.000 anos e pode ser encontrado em Cueva de Araña, uma gruta situada no leste de Espanha. Esta imagem documenta a procura ancestral do mel nos ninhos de abelhas (Figura 10) (Moreira & Farinha, 2011). O Homem, em contacto estreito com a natureza, terá descoberto rapidamente que o mel das abelhas era uma preciosa fonte de alimento e terá tentado obtê-lo por diversos meios, como comprovado pelos indígenas australianos. Após a primeira entrada das abelhas europeias na Austrália nos princípios do século XVIII, perante condições climáticas favoráveis, estas adaptaram-se e difundiram-se pelo território. Algum tempo depois, os indígenas começaram a utilizar diversas estratégias para seguir os enxames selvagens e chegar até ao mel. Uma dessas estratégias consistia em colar pequenas penas nas abelhas que pousavam nas flores em busca de néctar e pólen, com o objetivo de retardar o voo e tornar possível segui-las até aos favos (Moreira & Farinha, 2011).

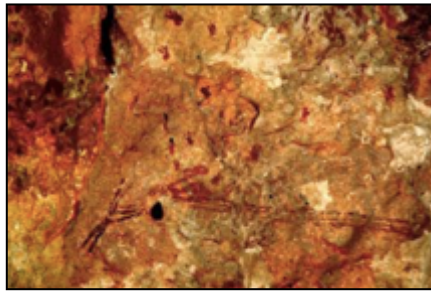


Figura 10. Primeira representação conhecida da atividade apícola na Europa. Figura rupestre encontrada na gruta de Araña, Espanha. Adaptado de: Santos, 2015.

Com a evolução, o Homem aprendeu a proteger os seus enxames, a instalá-los em colmeias racionais e a manipulá-los de forma a obter maior produção de mel, sem danificá-los. Em 1851, Lorenzo Lorraine Langstroth, considerado o pai dos apicultores, verificou que as abelhas depositavam própolis em qualquer espaço inferior a 4,7 mm e construíam favos em espaços superiores a 9,5 mm. A medida entre esses dois espaços, que corresponde ao menor espaço livre existente no interior da colmeia e por onde podem passar duas abelhas ao mesmo tempo, foi designada por Langstroth como “espaço abelha”. Esta descoberta foi uma das chaves para o desenvolvimento da apicultura racional. Langstroth inspirou-se no modelo de colmeia usado por Francis Huber, que prendia cada favo em quadros presos pelas laterais e os movimentava como páginas de um livro. Langstroth decidiu estender as barras superiores já utilizadas e fechar o quadro nas laterais e na parte inferior, mantendo o “espaço abelha” entre cada peça da caixa. Desta forma criou quadros móveis que podem ser retirados das colmeias pelo topo e movidos lateralmente dentro da caixa. A colmeia de quadros móveis permitiu a criação racional de abelhas e foi considerada um importante avanço tecnológico da

atividade apícola. Graças a esta inovação, atualmente é possível manipular os quadros sem afetar o enxame. Outra vantagem assenta no facto do uso de quadros móveis permitir a reutilização dos favos, o que se traduz numa poupança de energia por parte das abelhas na produção de cera e na elaboração das células, e também numa maior produção de mel. Para a produção de cada Kg de cera, as abelhas obreiras consomem em média 5 Kg de mel (Reid & Matheson, 2011).

1.2.2. Produtos apícolas

1.2.2.1. Mel

De todos os produtos apícolas, o mel é o mais conhecido e explorado, sendo amplamente comercializado no mercado nacional e internacional. De acordo com a Organização das Nações Unidas para a Alimentação e a Agricultura (FAO) e a Organização Mundial de Saúde (OMS), o mel é uma substância açucarada natural produzida pelas abelhas da espécie *Apis mellifera* a partir do néctar de plantas ou das secreções provenientes de partes vivas das plantas ou de excreções de insetos sugadores de plantas que ficam sobre as partes vivas das plantas, que as abelhas recolhem, transformam por combinação com substâncias específicas próprias, depositam, desidratam, armazenam e deixam amadurecer nos favos da colmeia (Decreto-lei nº-214/2003).

O mel é produzido para consumo da colónia e desempenha um papel importante na termorregulação da colónia (Mañes *et al.*, 2018). Consoante a sua origem botânica, são considerados dois tipos de mel: o mel de néctar ou mel de flores (obtido a partir do néctar das plantas) e o mel de melada (obtido principalmente a partir de excreções de insetos sugadores de plantas (ordem hemiptera), que ficam sobre as partes vivas das plantas ou de secreções provenientes de partes vivas das plantas) (Decreto-lei nº-214/2003).

Devido às suas propriedades, o mel é consumido mundialmente e apresenta inúmeras aplicações, sendo utilizado na indústria alimentar, farmacêutica e na cosmética (Carvalho *et al.*, 2016). As aplicações específicas mais conhecidas incluem: a indústria de doces, confeitaria, xaropes, cosméticos, saboaria, papeleira e bebidas (Ediriweera & Premarathna, 2012). As abelhas têm de realizar aproximadamente 50.000 voos e visitar milhões de flores para poder recolher a quantidade de néctar correspondente a 1 Kg de mel. No entanto, num dia de plena floração e com uma colónia bem povoada, é possível recolher néctar suficiente para produzir mais de 6 Kg de mel. É possível alcançar resultados ainda mais extraordinários quando se pratica apicultura transumante, no caso do apicultor possuir experiência suficiente para instalar os seus apiários em terrenos apropriados e com excelente

floração. Após a recolha do néctar, a abelha armazena-o no papo melífero e transforma-o pela ação de enzimas como a diástase, invertase e glucose oxidase. Estas enzimas convertem os açúcares em carboidratos simples.

A composição do mel é influenciada por fatores bióticos e abióticos envolventes ao apiário, como: o tipo e quantidade de flora onde é recolhido o néctar, as condições ambientais, o clima, o solo, o processo de extração e acondicionamento e pelas práticas de manejo apícola (Carvalho *et al.*, 2016; Tomás *et al.*, 2017). O mel é uma solução sobressaturada de açúcares, cujos principais monossacarídeos presentes são a frutose e a glucose, representando 85-95% dos açúcares totais. Os açúcares em menores proporções incluem: a maltose, a melicitose, a sacarose, e outros oligossacarídeos. Existem ainda outros constituintes, como os ácidos orgânicos, os aminoácidos, os compostos fenólicos, as enzimas, os minerais, as proteínas e as vitaminas (Tomás *et al.*, 2017; Torrónategui, 2020).

1.2.2.2. Pólen apícola

O pólen é formado por minúsculos grãos que são recolhidos pelas abelhas obreiras, nas estruturas masculinas das flores (antras), ao qual adicionam néctar e as suas secreções salivares, formando pequenas pelotas que transportam nos membros até à colónia. O pólen é usado na alimentação das larvas, devido ao seu elevado valor nutritivo (Plano Apícola Nacional, 2017-2019). Este constitui a parte proteica da alimentação das abelhas e é absolutamente indispensável para a produção de geleia real. Uma colónia com um número elevado de indivíduos necessita de aproximadamente 35 a 40 Kg de pólen por ano.

O pólen é considerado um alimento completo, cujo consumo é benéfico para o ser humano. A composição do pólen varia em função da sua origem floral e inclui: carboidratos, fibra, minerais, proteínas, vitaminas do complexo A, B, C, D e E, e vários aminoácidos essenciais (Gay & Menkhoff, 2014).

1.2.2.3. Própolis

A própolis é uma substância resinosa segregada por algumas plantas, que é recolhida pelas abelhas. Atualmente sabe-se que é a partir das resinas retiradas do freixo (*Populus spp.*) que as abelhas obtêm a sua principal fonte de própolis nas zonas temperadas. As abelhas misturam cera e determinadas enzimas salivares com a própolis, transformando-a num produto fundamental para a colónia que é utilizado em inúmeras tarefas, tais como: selar orifícios e cobrir (mumificar) os cadáveres de alguns animais invasores, como forma de

evitar a sua decomposição. Devido às suas propriedades biológicas e farmacológicas, a própolis era usado pelos Gregos e Romanos para tratar feridas e abscessos (Gay & Menkhoff, 2014; Mañes *et al.*, 2018).

1.2.2.4. Geleia real

A geleia real é uma substância de cor branca, com odor característico e com sabor particularmente ácido, devido ao seu pH próximo de 4. Esta é produzida pelas glândulas hipofaríngeas e mandibulares das abelhas obreiras entre o 5º e o 10º dia de vida e é constituída por 67% de água, 18% de açúcares, 15% de proteínas e 6% de lípidos. A geleia real é utilizada para alimentar as larvas de obreira até ao 3º dia de vida e para alimentar a rainha durante toda a sua vida (Branco, 2018). A geleia real possui propriedades benéficas pela sua elevada concentração de aminoácidos e vitaminas, sobretudo do grupo B (Pjoan *et al.*, 2012) e nos últimos anos tem sido usada de forma crescente na medicina e na indústria cosmética, pois promove a renovação celular e estimula a produção de colagénio, fortalecendo o tecido conjuntivo (Gay & Menkhoff, 2014).

1.2.3. Equipamento necessário à atividade apícola

A manipulação das colónias de abelhas implica a utilização de equipamento de proteção individual e de material apícola adequado. O equipamento de proteção individual inclui: máscara, luvas, fato de apicultor/casaco de apicultor, botas ou polainitos. A máscara constitui um meio de defesa contra picadas, resguardando o rosto do apicultor. Esta deve manter-se rígida, sem tocar no rosto do apicultor, de modo a evitar a ocorrência de acidentes. A cor da roupa é um ponto importante a destacar, o vestuário deve ser de cor clara, preferencialmente branco. As cores presentes no ambiente de trabalho apícola influenciam o comportamento defensivo das abelhas (Recordati, 1980). Os instrumentos apícolas incluem: formão, levanta quadros, fumigador, escova, faca e garfo de desopercular. O formão e o levanta quadros são utilizados para desprender os quadros, antes de os levantar, para serem examinados (Morse & Hooper, 1986). O fumigador é usado desde o Neolítico e é considerado indispensável, pois toda a intervenção numa colmeia implica a utilização de fumo para controlar o comportamento das abelhas (Pjoan *et al.*, 2012). A utilização do fumo evita a morte desnecessária das abelhas e permite ao apicultor trabalhar com maior comodidade. Está descrito que a presença de fumo simula a existência de um incêndio florestal, induzindo as

abelhas a consumir a maior quantidade de mel possível para eventual abandono da colmeia, ficando com o papo melífero cheio e menos aptas a defender-se, não conseguindo deste modo acionar o sistema defensivo do ferrão, pois são incapazes de dobrar o abdómen. Vários estudos demonstraram que o fumo permite “mascarar” as feromonas de alarme emitidas pelas abelhas durante a perturbação causada pela abertura da colmeia (Morse & Hooper, 1989). Existe uma panóplia de materiais de combustão que podem ser utilizados, como plantas aromáticas secas, folhas de tabaco e casca de eucalipto. Deve ser evitado o uso de materiais tóxicos, como o cartão, tecidos sintéticos e elementos inflamáveis, pois estes originam um fumo escuro e tóxico prejudicial à saúde do apicultor e das abelhas, e podem contaminar os produtos provenientes da colmeia (Pjoan *et al.*, 2012).

1.2.3.1. Alergia ao veneno da abelha

As abelhas produzem veneno com componentes potencialmente alérgicos, capazes de despoletar reações locais e sistémicas, tais como: apamina, fosfatase ácida, fosfolipase A2, hialuronidase, melitina, e péptido 401 (Tomé *et al.*, 2009). Na Europa estima-se uma prevalência de 20% de alergia ao veneno dos himenópteros, sendo que mais de 95% das reações alérgicas resultam da picada de abelhas e vespas (Dantas *et al.*, 2014). A prevalência de alergia ao veneno da abelha é mais elevada nos apicultores, atingindo 43% dos indivíduos (Matysiak *et al.*, 2016). O risco de reação alérgica aumenta com o número de picadas e um apicultor alérgico é aconselhado a reforçar a proteção individual ou a abandonar a atividade, quando tal não for possível (Pitchon *et al.*, 2014). Como medida de segurança, os apicultores devem ser portadores de um estojo de urgência. Em Portugal existe um estojo de urgência com uma seringa para autoinjeção, com uma dose única de 0,3 mg de adrenalina (epinefrina). A imunoterapia com veneno purificado é um tratamento eficaz em 75 a 98% dos doentes alérgicos ao veneno de himenópteros. As indicações para imunoterapia dependem da gravidade da reação inicial e da idade do paciente (Pedro, 1999; Nunes, 2015).

1.2.4. Apicultura e agricultura

Infelizmente, talvez por desconhecimento, a relação entre os apicultores e os agricultores, nem sempre é a melhor. Muitos agricultores demonstram indiferença pelas abelhas que, aliada à convicção totalmente equivocada de que estas prejudicam a fruta, tem como consequência a aplicação irracional de tratamentos, causando um prejuízo não mensurável às abelhas e também à própria produção agrária. Muitos agricultores não

respeitam o tempo adequado para a realização dos tratamentos inseticidas, os quais deve ser realizado antes da floração. Se o tratamento inseticida for aplicado com as flores abertas, além de não evitar o ataque de alguns parasitas, prejudicará de forma irreversível a atividade das abelhas. A utilização abusiva de produtos inseticidas já foi responsável pelo envenenamento de colónias inteiras em muitas regiões, causando um enorme prejuízo aos apicultores. O envenenamento das abelhas pelos inseticidas ocorre geralmente por contacto ou por ingestão. O envenenamento por contacto ocorre quando as abelhas recolhem o néctar ou água envenenados. Neste tipo de envenenamento será possível observar uma redução da população adulta na colónia, e esta situação tenderá a agravar-se, de tal modo que as abelhas jovens serão obrigadas a sair para colher néctar. O envenenamento por ingestão, comparativamente ao anteriormente mencionado, ocorre de forma mais lenta, embora seja igualmente grave. As abelhas campeiras, ao recolherem o pólen envenenado pelas pulverizações ou irrigações, levam-no para a colónia. A ingestão deste pólen conduz ao adoecimento das abelhas jovens. Estas apresentam uma reação nervosa que se manifesta por tentativas de fuga que culminam na morte. Neste caso, a morte poderá atingir um número variável de abelhas, causando maior ou menor debilidade da família. Este tipo de envenenamento ocorre quando o inseticida é aplicado nas plantas em plena floração.

Existem diversas formas de superar as dificuldades anteriormente mencionadas, mas tal só será possível quando os agricultores estiverem consciencializados que as abelhas são suas aliadas e não inimigas. Tal será possível com a adoção das seguintes medidas pelos agricultores (Albert & Biri, 1979; Santos *et al.*, 2018):

- Utilizar inseticidas de menor toxicidade que possam ser tolerados pelas abelhas;
- Interromper o tratamento inseticida no momento da floração;
- Divulgar, entre os apicultores da região, a data prevista para a realização do tratamento inseticida, para que os apicultores impeçam a saída das suas abelhas, reduzindo a possibilidade de envenenamento;
- Aplicar o tratamento inseticida no final do dia (próxima da noite);
- Evitar a realização do tratamento nos dias muito quentes.

1.2.5. Apicultura na região do Algarve

1.2.5.1. Clima da região

O Algarve insere-se numa vasta área onde predomina o clima mediterrânico. A cadeia de serras que, de Oeste a Leste, separa o Algarve da região do Alentejo, constitui uma barreira natural à influência dos ventos do Norte, criando condições de abrigo que acentuam as características mediterrânicas. O padrão climatológico da bacia do Mediterrâneo apresenta uma variação na pluviosidade (200-1500 mm) e nas temperaturas médias (4-19°C) anuais, propícias à existência de uma diversidade de espécies e formações vegetais, algumas das quais únicas em Portugal. A existência de geadas nas zonas mais interiores da região, assim como a influência humana através de cortes e queimadas, favorecem a perda de solos e de fertilidade, potenciando a aridez, mais evidente no Nordeste Algarvio.

De acordo com os dados fornecidos pelas 14 estações meteorológicas instaladas na região do Algarve, a precipitação distribui-se entre os meses de setembro a maio, concentra-se entre os meses de outubro a abril (88%), com maior incidência em dezembro. Nos meses de junho a agosto regista-se um período de seca. Relativamente à temperatura, os valores máximos são atingidos nos meses de julho e agosto (temperatura de 32°C). O clima ameno do Algarve é confirmado pela temperatura mínima, com um valor médio de 5,9°C no mês de janeiro (Figura 11). A humidade relativa média do ar varia entre os 55 e 81%, embora atinja valores de aproximadamente 20% durante o dia nos meses de julho e agosto. O número de horas de sol varia entre 6 a 12 horas diárias (Oliveira, 2019).

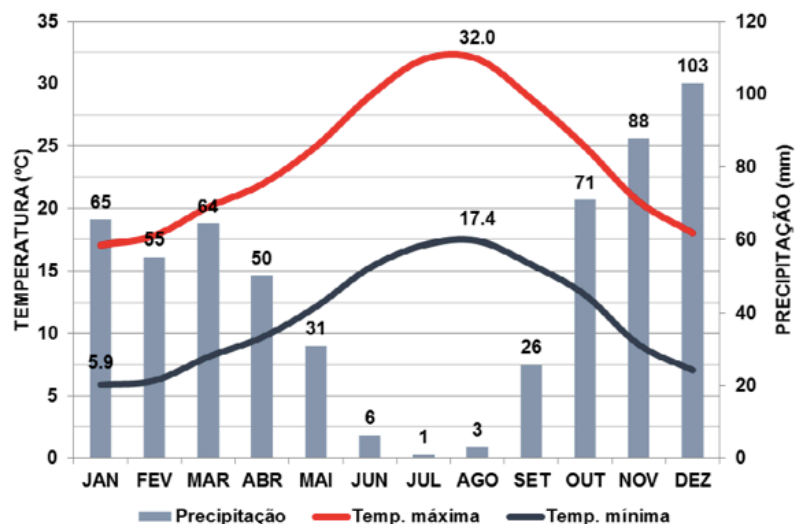


Figura 11. Distribuição da temperatura máxima e mínima, e pluviosidade ao longo dos meses do ano, na região do Algarve desde 1986 a 2018 Adaptado de: Oliveira, 2019.

Os níveis de precipitação não têm diminuído ao longo dos últimos anos (Figura 12). No entanto, a ocorrência de situações extremas, ou seja, períodos curtos com precipitação intensa (horas), seguidos de longos períodos de ausência de precipitação (semanas), é cada vez mais frequente. Tem sido notória a distribuição irregular de precipitação ao longo dos meses da época de chuva (outubro a abril), ocorrendo a concentração da mesma num ou dois meses e nem sempre nos meses tipicamente mais chuvosos, como dezembro e janeiro. Esta irregularidade é prejudicial em muitos aspetos, incluindo na atividade apícola.

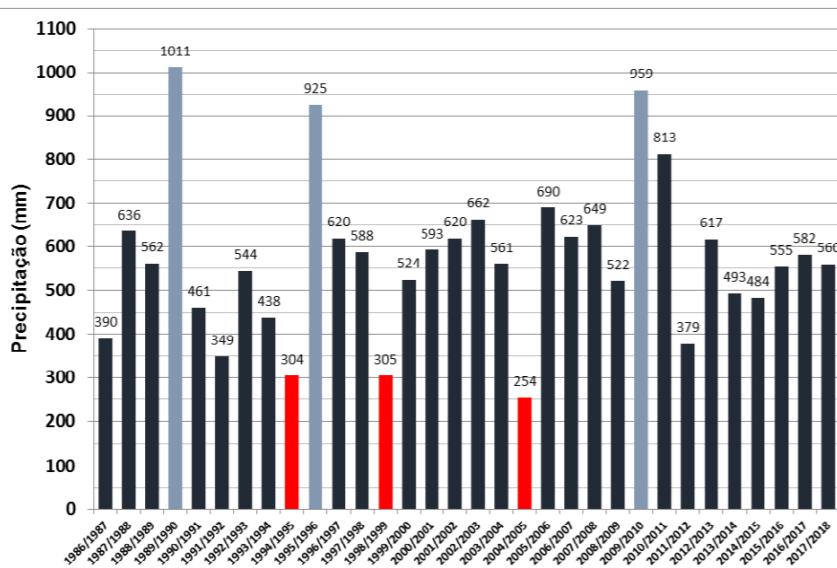


Figura 12. Variação da precipitação anual, entre 1986 e 2018, na região do Algarve. Adaptado de: Oliveira, 2019.

Nos últimos 18 anos, a temperatura máxima anual variou entre 36 e 44°C, tendo-se observado uma tendência para a ocorrência de temperaturas elevadas. Os valores extremos foram registados em zonas de serra com baixa altitude, com a temperatura máxima de 46°C e a mínima de -6°C (Figura 13) (Oliveira, 2019).

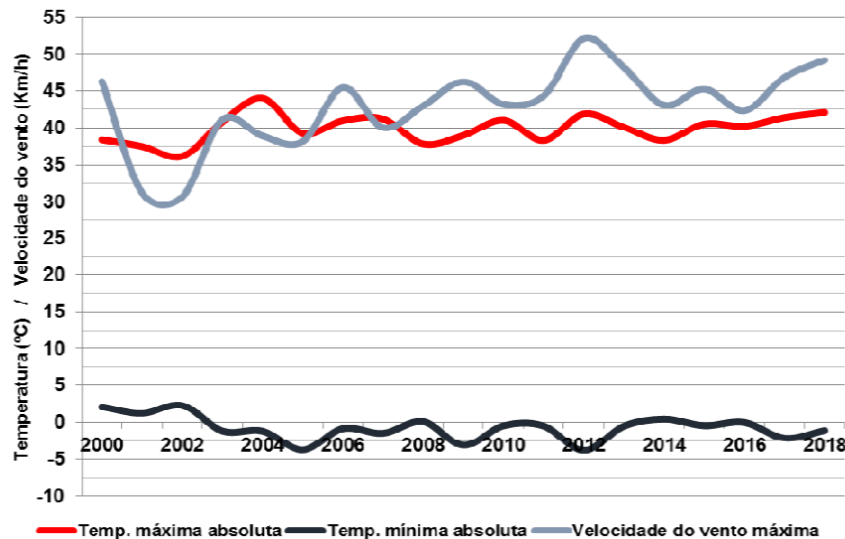


Figura 13. Variação anual da temperatura máxima e mínima do ar, e da velocidade do vento entre 2000 e 2018, na região do Algarve. Adaptado de: Oliveira, 2019.

Há ainda a considerar uma vasta panóplia de microclimas e geomorfologia, que destacam o Algarve como uma das regiões de Portugal com maior diversidade de espécies vegetais (Pessoa *et al.*, 2007). O Algarve subdivide-se em três grandes faixas naturais (Afonso & McMurtrie, 1991):

- A Serra ocupa 50% do território e é formada por rochas xistosas e algumas graníticas. Os principais conjuntos montanhosos são a Serra do Espinhaço de Cão (situada a oeste de Monchique), a Serra de Monchique e a Serra do Caldeirão.
- O Litoral, onde se concentra a maior parte da atividade económica regional. Morfologicamente, apresenta uma baixa altitude e é, na sua maioria, constituído por relevos aplanados, dispostos por campinas e várzeas.
- O Barrocal é uma zona de transição entre a Serra e o Litoral, sendo constituído por rochas calcárias e xistosas. Esta zona é a principal fornecedora de produtos agrícolas do Algarve, onde se destaca a produção de medronho, mel e cortiça.

1.2.5.2. Plantas úteis para a atividade apícola

A região do Algarve, em virtude da sua situação geográfica privilegiada e das condições edafoclimáticas particulares, é um dos centros de maior diversidade botânica do país (Romano e Gonçalves, 2015). A flora apícola é o conjunto de plantas de uma área ou região que produz flores, néctar, pólen e resina essenciais para a atividade das abelhas (Morse & Flottum, 1997). Na região do Algarve, as espécies de flora apícola que se destacam são: adelfeira (*Rhododendron ponticum*), alfarrobeira (*Ceratonia siliqua* L.), alecrim (*Rosmarinus officinalis*), amendoeira (*Prunus dulcis*), aroeira (*Pistacia lentiscus* L.), amieiro (*Aunus glutinosa*), choupo-branco (*Populus alba*), choupo-negro (*Populus nigra*), espargo (*Asparagus albus*), esteva (*Cistus ladanifer*), eucalipto (*Eucalyptus rostrata*), figueira (*Ficus carica*), figueira-da-Índia (*Opuntia ficus indica*), freixo (*Fraxinus angustifolia*), giesta (*Spartium junceum*), girassol (*Helianthus annuus*), laranjeira (*Citrus auranticum*, *Citrus vulgaris*), medronheiro (*Arbutus unedo* L.), narciso-das-areias (*Panocratium maritimum*), oliveira (*Olea europaea*), roselha grande (*Cistus albidus*), rosmaninho (*Lavandula luisieri*), rosmaninho-maior (*Lavandula pedunculata*), rosmaninho-verde (*Lavandula viridis*), sabugueiro (*Sambucus nigra*), tangerina (*Citrus nobilis*), tojo do Sul (*Genista hirsuta*), tomilho bela luz (*Thymus mastichina*), tomilho de creta (*Thymbra capitata* L.) e trevos (*Trifolium* spp.) (Pessoa et al., 2007).

1.2.5.3. Apicultura transumante e a sua importância na região do Algarve

A apicultura estacionária fornece às abelhas um determinado raio de ação ao redor do apiário ao qual pertencem, que será o mesmo durante todo o período de colheita de néctar e pólen. Uma das características que diferencia a apicultura profissional é a sua condição de transumante. A transumância corresponde ao movimento das colmeias de um local para o outro. Esta pode ser realizada por diversos motivos, entre os quais a produção de mel, procurando zonas onde ocorrem ciclos de florações distintos e desfasados. Outro motivo consiste na polinização de culturas, através da contratualização do serviço de polinização, ou ainda a deslocação das colónias para locais mais favoráveis do ponto de vista climático (DGAV, 2019). A transumância permite aumentar a produção em 50%. Nos países cuja apicultura é avançada, este método é bastante desenvolvido e permite a obtenção de lucros elevados para os apicultores e para a agricultura. De referir que 82% dos apicultores espanhóis são transumantes e atualmente existem 120 mil colónias provenientes de Espanha em regime de transumância em Portugal (Ministério da Agricultura, 2015).

Em Portugal, as deslocações das colónias são feitas de Sul para Norte e do litoral para o interior. Embora esta prática seja realizada por menos de 10% dos apicultores, tem uma expressão mais significativa nos distritos de Faro e Beja (DGAV, 2019). Os apicultores profissionais do Algarve (consideram-se profissionais com 346 colmeias), recorrem ao sistema de transumância, deslocando as suas colónias para o Alentejo, em locais de cultura de rosmaninho e culturas de girassol, durante o período de floração. Dentro do Algarve, os apicultores transumam para locais onde a flora é mais abundante em medronheiro, rosmaninho e urze, como é o caso da Serra de Monchique. Outra opção são os pomares de laranjeiras (Jornal de Monchique, 2016). Nos Estados Unidos da América, o transporte de colónias para serviços de polinização de amendoeiras é uma prática comum (Pilati & Prestamburgo, 2016).

A transumância deve ser realizada por apicultores experientes e que cumpram alguns requisitos, nomeadamente possuir colmeias muito bem povoadas, pois colmeias pouco povoadas não compensariam as despesas do transporte. É necessário garantir que as colmeias não sofram durante o transporte, devendo dar particular atenção à ventilação. O transporte deve ser efetuado durante a noite ou de madrugada, ou seja, quando a temperatura é mais baixa e existe menos trânsito (Morse & Hooper, 1986). A proximidade entre apiários aumenta a competição pela pastagem e acarreta risco de contágio de doenças e pragas (Parlamento Europeu, 2018). Por outro lado, vários estudos demonstraram que as colónias de abelhas que são alvo de transumância têm uma vida mais curta comparativamente a colónias de abelhas estacionárias, pois estão sujeitas a maiores níveis de stress que afeta a sua resistência a doenças (Kristiansen, 2019).

1.3. Predadores e doenças das abelhas

As abelhas têm inúmeros inimigos. Alguns mamíferos (marta, ratos, texugo e ursos) produzem danos de pouca importância, pois são neutralizados com facilidade pelas abelhas quando atacam as colmeias. Os ratos do campo e os musaranhos podem entrar na colmeia, sobretudo no inverno, com o objetivo de se alimentarem de mel e dos favos que sistematicamente tendem a destruir. No caso do musaranho, este come as próprias abelhas. Uma forma de contrariar estes ataques passa por vedar o acesso à colmeia. As aves, sobretudo as insetívoras são geralmente prejudiciais. Os passeriformes, como as andorinhas, e os melros, causam uma diminuição da colónia, sem existência de sinais compatíveis com doença (Pjoan *et al.*, 2012). O abelharuco (*Merops apiaster*) é uma ave migratória de 15 cm que se desloca até à Europa com objetivo de se reproduzir e é frequentemente observado

nas proximidades dos apiários. Estes são responsáveis por vários efeitos negativos na prática apícola, nomeadamente, a perda de rainhas que são capturadas durante o voo nupcial, potenciando a perda de colónias por orfandade. Também a atividade de pastoreio das abelhas forrageiras é inibida, pois estas reduzem a sua saída devido à pressão exercida por estas aves nos apiários (Martínez, 2019). Os répteis podem alimentar-se de abelhas, no entanto os danos que causam são reduzidos. Os aracnídeos, em geral, são pouco prejudiciais às abelhas (Gay & Menkhoff, 2014).

Existe uma diversidade de doenças que podem afetar as abelhas melíferas, provocando graves prejuízos na apicultura. Estas doenças podem ser provocadas por diversos agentes, tais como: vírus, bactérias, fungos, protozoários e ácaros. Nenhuma das doenças das abelhas é transmissível ao Homem, mas alguns dos produtos utilizados no seu controlo podem afetar a saúde humana, caso não sejam respeitadas as indicações de utilização.

É importante distinguir as doenças que afetam a criação e as abelhas adultas. As doenças que afetam a criação incluem: Aethinose, Ascosferiose, Cria ensacada, Galeriose, Loque americana, Loque europeia e Varroose. As abelhas adultas são afetadas pela Acarapisose, Aethinose, Braulose, Nosemose, Senotainiose, Tropilaelapose e Varroose (FAO, 2018). De acordo com o Decreto-Lei 203/2005, em Portugal, as doenças de declaração obrigatória são a Acarapisose, a Aethinose, a Loque americana, a Loque europeia, a Tropilaelapose e a Varroose. Para além destas doenças, é obrigatória a notificação de casos suspeitos ou confirmados de Ascosferiose e Nosemose nas zonas controladas (DGAV, 2019).

1.3.1. Doenças parasitárias

1.3.1.1. Varroose

A Varroose é uma doença parasitária das abelhas melíferas, cujo agente etiológico é um ácaro - *Varroa destructor* (Hoffman & Chen, 2015; Zemene *et al.*, 2015). O parasita é proveniente da Ásia e foi descoberto em 1904, por Edward Jacobson, na abelha melífera asiática (*Apis cerana*), na ilha de Java (Bernardi & Venturino, 2016). A *Apis cerana* é uma espécie de abelha melífera pouco produtiva, tendo levado à introdução de colónias de abelhas da espécie europeia (*Apis mellifera*) no sudoeste asiático, no início da década de 50. A interação entre as espécies asiática e europeia, e o transporte de abelhas infetadas da Ásia para a Europa, a América do Sul e o norte de África, levaram a uma dispersão mundial da doença, com elevada mortalidade das colónias e enormes prejuízos para a apicultura

(Maldonado-González *et al.*, 2017). Na Europa, a Varroose foi identificada pela primeira vez em França e Espanha no ano de 1982, e em Portugal no ano de 1986 (Panziera *et al.*, 2017; Frank *et al.*, 2017; Ellis & Nalen, 2019; Roth *et al.*, 2019; Traynor *et al.*, 2020). Atualmente, a Varroose encontra-se dispersa mundialmente, à exceção da Austrália (Figura 14) (Zemene *et al.*, 2015).

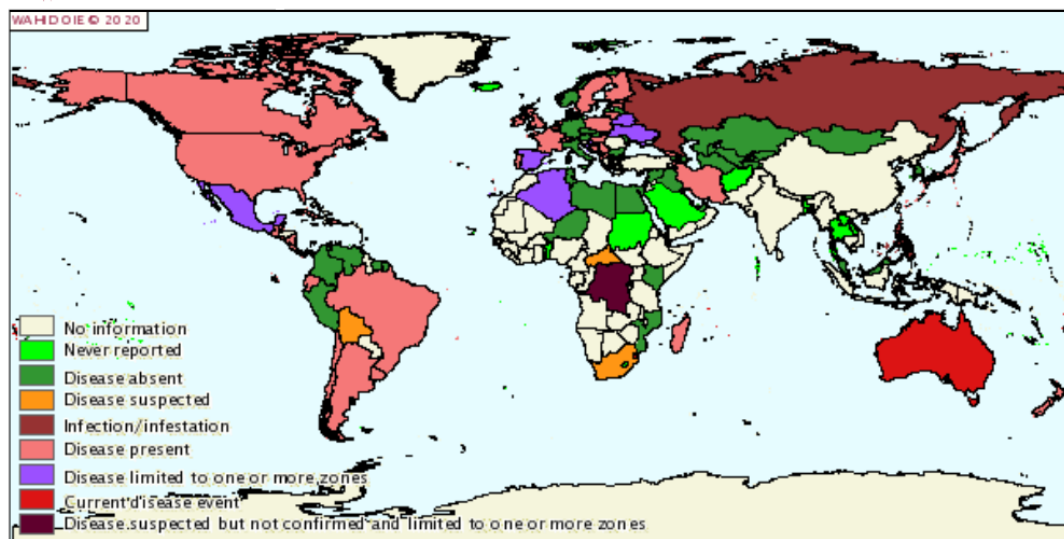


Figura 14. Distribuição mundial da Varroose. Adaptado de: OIE, 2019.

Os fenómenos naturais de enxameação, da deriva de obreiras, pilhagem ou voo de zângãos (troca de colmeia e apiário) conduzem à disseminação do agente entre colmeias e apiários (Murilhas & Casaca, 2004; Clément & Rotgé, 2012; Nazzi & Conte, 2016; Roth *et al.*, 2019). Também a transumância e a transferência de quadros entre colmeias favorecem a rápida propagação da varroose (Gay & Menkhoff, 2014). Em Portugal, a Varroose é considerada uma doença endémica e um problema sanitário para o qual são necessárias estratégias de controlo eficazes (Tabela 2). De acordo com o disposto no artigo 21.º no anexo II, a Varroose é uma doença de declaração obrigatória (Plano sanitário Apícola, 2019).

Tabela 2. Incidência de Varroose em Portugal, entre 2003 e 2017. Adaptado de: DGAV, 2019.

Ano	2003	2004	2005	2006	2007	2008	2009	2010	2011	2012	2013	2014	2015	2016	2017
Total de análises	136	814	197	1.251	524	1.555	2.757	3.730	4.030	4.526	2.918	4.189	5.317	5.136	4.918
Análises positivas	51	284	80	195	294	855	722	1.089	1.410	1.529	1.079	1.468	1.970	2.236	1.321
%Análises positivas	38%	35%	41%	16%	56%	55%	26%	29%	35%	34%	37%	35%	37%	44%	27%

Agente etiológico - *Varroa destructor*

O ácaro *Varroa destructor* apresenta dimorfismo sexual, visível a olho nu. As fêmeas adultas deste ácaro apresentam o corpo duro, de forma achatada e oval, coloração castanha-avermelhada, quatro pares de pernas com ventosas que permitem a sua fixação nas abelhas, duas quelíceras, e dimensões de aproximadamente 1,1 mm de comprimento e 1,5 mm de largura. Os machos são mais pequenos, com aproximadamente 0,7 mm de comprimento e 0,9 mm de largura, com corpo arredondado, cor amarelo-esbranquiçado e têm apenas função reprodutiva (Reid & Matheson, 2011; OIE, 2019). Apenas as fêmeas parasitam as abelhas, pois estas possuem armadura bucal com função picadora-sugadora, que permite perfurar o exoesqueleto das abelhas e sugar a hemolinfa (Figura 15) (Traynor *et al.*, 2020).



Figura 15. Dimorfismo sexual do ectoparasita *Varroa destructor*: fêmea (esquerda) e macho (direita). Adaptado de: (Reid & Matheson, 2011).

Ciclo biológico

Uma vez na colónia, *Varroa destructor* afeta abelhas de criação e abelhas adultas. (TECA, 2018). O ciclo biológico da *Varroa destructor* divide-se em duas fases bem diferenciadas: uma fase forética e uma fase reprodutiva (Figura 16).

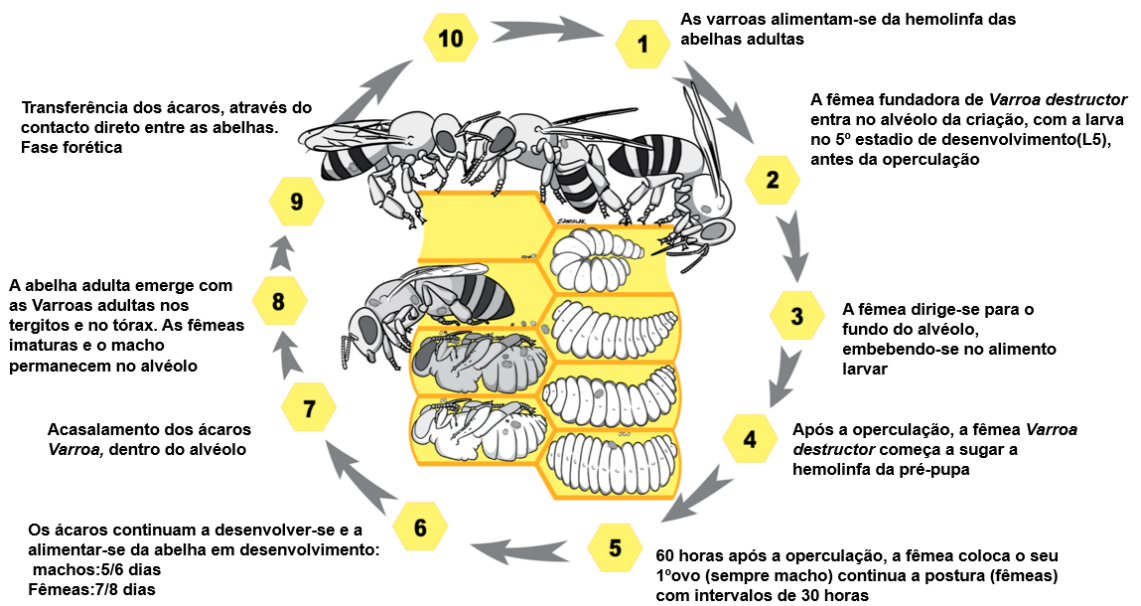


Figura 16. Ciclo biológico do ectoparasita *Varroa destructor*. Adaptado de: Zawislak, 2019.

Na fase forética, as fêmeas do ácaro encontram-se na superfície das abelhas adultas, ocorrendo a sua transferência através do contacto direto entre abelhas e o transporte para a criação, onde ocorrerá a reprodução. A fase forética pode durar entre sete dias a vários meses. As varroas alimentam-se da hemolinfa das abelhas adultas e podem ser encontradas nos tergitos e no tórax (Figura 17) (Apimondia, 2015). Durante o inverno, período em que a rainha diminui ou cessa a postura, as varroas permanecem no corpo das abelhas adultas, onde podem sobreviver durante largos períodos de tempo, até ao reinício da postura (Murilhas & Casaca, 2014; Nazzi & Conte, 2016). Nesta fase o ácaro é totalmente dependente da abelha adulta (Murilhas & Casaca, 2004).



Figura 17. *Varroa destructor* entre as esternites e no tórax de abelhas adultas (setas). Adaptado de: Peter *et al.*, 2010.

O ciclo reiniciar-se-á no início da primavera, com a fase reprodutiva. Esta fase inicia-se quando a fêmea de *Varroa destructor* fecundada entra no alvéolo da criação, quando as larvas de zângãos e obreiras têm cinco a seis dias de idade, pouco antes da operculação. As larvas dos zângãos são preferidas às das obreiras, pelo facto da duração da fase de pupa nos zângãos ser maior comparativamente à das obreiras, o que permite que um maior número de varroas possa chegar à fase adulta, garantindo o sucesso do ciclo biológico (Murilhas & Casaca, 2004; Locke, 2015; Nalen, 2016). Adicionalmente, as larvas de zângão libertam maior quantidade de feromona comparativamente às das obreiras, atraindo desta forma um maior número de varroas, e as células dos zângãos são maiores, com maior quantidade de alimento disponível (Clément & Rotgé, 2012; Xie *et al.*, 2016). Os parasitas dirigem-se para o fundo do alvéolo e, após a operculação, alimentam-se da hemolinfa das pupas e fazem a postura de ovos na parede das células (Figura 18) (DGAV, 2020). A fêmea põe cinco a seis ovos, do primeiro ovo (haploide) nascerá sempre um macho e os ovos subsequentes irão originar fêmeas, que acasalarão com o macho quando ambos estiverem férteis. A abelha adulta emerge com as varroas adultas nos tergitos e no tórax, enquanto os parasitas imaturos permanecem no alvéolo. Durante o verão, as fêmeas de varroa podem viver por um período de 2 a 3 meses (Murilhas & Casaca, 2004).

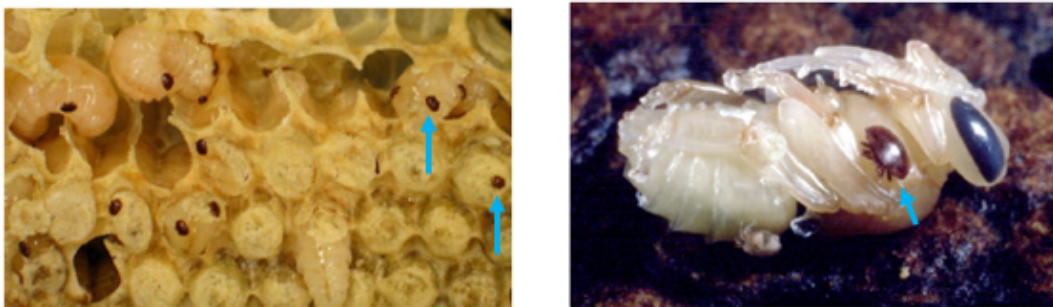


Figura 18. Infestação de *Varroa destructor* numa criação de zângãos operculada (esquerda) e numa pupa de obreira (direita). Adaptado de: Rosenkranz *et al.*, 2009 e The Animal and Plant Health Agency, 2020.

Patogenia e sinais clínicos

Quando o número de ácaros é reduzido, não existe qualquer sinal óbvio de parasitismo na colónia e a infestação é frequentemente impercetível (Murilhas & Casaca, 2004). No entanto, as colónias com elevado número de parasitas apresentam deformações morfológicas evidentes na criação (larvas e pupas) e na abelha adulta, ao nível das asas e das extremidades (Figura 19) (Murilhas & Casaca, 2004). Como a *Varroa destructor* é um

parasita hematófago, a perda de hemolinfa durante o desenvolvimento das fases imaturas da abelha conduz a um decréscimo significativo da massa corporal das abelhas adultas. Devido à presença de um único parasita numa larva, a futura abelha pode sofrer uma perda média de massa corporal de 7% (Mañes *et al.*, 2018). No caso dos zângãos parasitados, a perda de massa corporal pode alcançar os 19%, o que diminui a sua capacidade de voo de forma notável. Outros efeitos incluem alterações no sistema imunitário das abelhas devido ao decréscimo da concentração de hemócitos na hemolinfa e redução na expressão de genes que codificam a produção de péptidos antimicrobianos e enzimas relacionadas com a resposta imunitária, com consequente deficiência na resposta imunitária celular e humoral. As abelhas obreiras parasitadas durante o seu desenvolvimento apresentam uma esperança de vida significativamente reduzida (Mañes *et al.*, 2018). Diversos estudos demonstram que, nos casos de taxas elevadas de parasitismo durante o verão e em zonas de clima quente, a sobrevivência de uma abelha pode ser reduzida de 38 dias para 8,3 dias. Consequentemente este envelhecimento prematuro pode levar a que as tarefas sejam negligenciadas por parte das abelhas responsáveis por prestar cuidados à criação (Reid & Matheson, 2011).



Figura 19. Alteração dos opérculos (círculos) devido à morte de abelhas (setas) em fases de criação (esquerda) e deformações morfológicas em animais adultos por infestação de *Varroa destructor* (direita). Adaptado de: FAO, 2018 e The Animal and Plant Health Agency, 2020.

Para além das consequências diretas na colónia, a infestação por *Varroa destructor* encontra-se associada a danos indiretos, pois este parasita atua como vetor de 24 vírus diferentes, incluindo: o vírus das asas deformadas (DWV), o vírus da cria ensacada (SBV), o vírus da paralisia aguda de Israel (IAPV), o vírus da paralisia aguda (ABPV), o vírus da paralisia crónica (CBPV), o vírus de Kashmir (KBV) e o vírus das realeiras negras (BQCV) (Rubiano, 2016). A sintomatologia na criação associada à ação conjunta da *Varroa destructor* e dos vírus, denominada por síndrome do ácaro-parasita, caracteriza-se pela mortalidade da criação na célula, aparecimento de orifícios nos opérculos, e presença de abelhas adultas

com asas e extremidades deformadas (Hoffman & Chen, 2015; Bernardi & Venturino, 2016; González *et al.*, 2017; Mañes *et al.*, 2018; Erban *et al.*, 2019).

Diagnóstico

Quando o número de ácaros na colónia é reduzido, a sua deteção é difícil. O diagnóstico clínico é possível quando existe uma infestação moderadamente alta e numerosas abelhas com sinais visíveis. Nas colónias com elevado número de parasitas, o ácaro é visível a olho nu na superfície das abelhas ou no interior dos alvéolos, observa-se uma diminuição da população da colónia e malformações das abelhas. O diagnóstico farmacológico pode ser realizado com recurso a métodos químicos, usando acaricidas que provocam a queda dos ácaros. Posteriormente os ácaros que se desprendem das abelhas são recolhidos através dos estrados sanitários ou usando uma cartolina branca previamente impregnada com vaselina e são alvo de contagem, de modo a avaliar a carga parasitária e verificar a eficácia dos acaricidas utilizados. Este método pode ser usado em qualquer época do ano (Martínez, 2019). O diagnóstico laboratorial consiste na recolha de pelo menos 300 abelhas que se encontram sobre os favos que albergam a criação e na contagem dos ácaros (Ministério da Agricultura, 2019). As colónicas devem ser inspecionadas periodicamente, a fim de detetar a presença do parasita (FAO, 2018).

Como diagnósticos diferenciais para a *Varroa destructor* devem considerar-se outros ácaros, como os pertencentes ao género *Tropilaelaps spp.*, que causam danos nas colónias idênticos aos causados pela *Varroa destructor* (OIE, 2019).

Tratamento e controlo

O tratamento e controlo da Varroose implica o uso de acaricidas, juntamente com métodos biotecnológicos, de modo a manter a população do ácaro em níveis reduzidos, que as colónias de abelhas consigam suportar sem implicações no seu estado sanitário e produtivo (FAO, 2018). Em Portugal, o Decreto-Lei 203/2005, de 25 de Novembro, regula a atividade apícola, assim como as normas sanitárias para a defesa contra as doenças das abelhas, incluindo a Varroose. De acordo com a legislação em vigor, é obrigatória a aplicação de pelo menos dois tratamentos acaricidas anuais em cada colónia para controlo da *Varroa spp.*, juntamente com a adoção de práticas de higiene adequadas, incluindo a correta desinfecção do material/utensílios apícolas (Murilhas & Casaca, 2004). A aplicação de tratamentos acaricidas na colmeia, sob a forma de tiras, pulverização, gotejamento, géis ou

soluções preparadas a partir de pós, permite reduzir a população de ácaros na colónia para valores mínimos. Os princípios ativos autorizados para o tratamento da varroose em Portugal são: o ácido fórmico (Formivar[®], Maqs[®], Varromed[®]), o ácido oxálico (Api-Bioxal[®], Oxuvar[®], Oxybee[®]), o amitraz (Amicel[®], Apitraz[®], Apivar[®]), a flumetrina (Polyvar[®]), o tau-fluvalinato (Apistan[®]) e o timol (Apiguard[®], Apilife[®],Thymovar[®]) (DGAV, 2019). Para além destes compostos sintéticos, podem ser usados compostos naturais, como ácido oxálico, ácido fórmico, ou óleos essenciais (timol). A aplicação destes compostos é influenciada pela temperatura ambiente e pela presença de criação, por exemplo o timol não pode ser usado quando a temperatura exterior máxima é superior a 30°C. A aplicação de tratamentos acaricidas não apresenta eficácia de 100%, sendo necessário aliar os mesmos ao manejo adequado das colónias, sendo que a remoção da criação de zângão pode auxiliar no controlo da doença. Quando o manejo apícola é insuficiente, o número de varroas aumentará até atingir níveis intoleráveis para a colónia, podendo culminar no colapso da mesma (Murilhas & Casaca, 2004; Roth *et al.*, 2019; Traynor *et al.*, 2020).

Resistência

Atualmente têm sido reportadas resistências dos ácaros a vários princípios ativos, devido ao desenvolvimento de adaptações que evitam a sua ação, como por exemplo o desenvolvimento de uma cutícula mais espessa que dificulta a entrada dos princípios ativos (Murilhas & Casaca, 2004). Os piretroides como o Tau-fluvalinato e a Flumetrina são conhecidos pela sua eficácia no controlo da Varroose, no entanto o seu uso intensivo e por vezes indiscriminado e sem supervisão veterinária, conduziu ao aparecimento de múltiplos casos de resistências, limitando a sua eficácia (Cabrera *et al.*, 2017).

O desenvolvimento de resistência às substâncias ativas é potenciado pelo uso repetido e intensivo das mesmas. A acumulação de resíduos nas ceras, provenientes dos acaricidas usados no controlo da varroose, representa uma enorme ameaça, sendo que a reciclagem da cera não permite a eliminação destes resíduos. As más práticas dos apicultores, incluindo a administração de substâncias não autorizadas pela Direção Geral de Alimentação e Veterinária (DGAV), o não seguimento das instruções de utilização e o uso repetitivo dos fármacos acarretam vários riscos, nomeadamente risco elevado de contaminação ambiental, risco para a saúde dos apicultores e o aparecimento de resíduos no mel considerados perigosos para a saúde do consumidor. De acordo com a Diretiva 96/23/CE, de 29 de abril de 1996, o controlo de resíduos, de substâncias farmacologicamente ativas e de contaminantes em produtos alimentares, incluindo o mel, é obrigatória desde 1997. Esta pesquisa realiza-se

segundo o Plano Nacional de Pesquisa de Resíduos, sob a coordenação da DGAV (Casaca, 2004; Clément & Rotgé, 2012; González *et al.*, 2017).

1.3.1.2. Tropilaelapose

A Tropilaelapose é uma doença parasitária externa, provocada pelos ácaros do género *Tropilaelaps* spp. Estes ácaros são nativos das abelhas melíferas gigantes asiáticas dos géneros *Apis dorsata* e *Apis laboriosa*. Atualmente, a Tropilaelapose apresenta uma distribuição geográfica limitada, estando presente no sudeste asiático, na Papua Nova Guiné e na Malásia (Figura 20) (OIE, 2019).

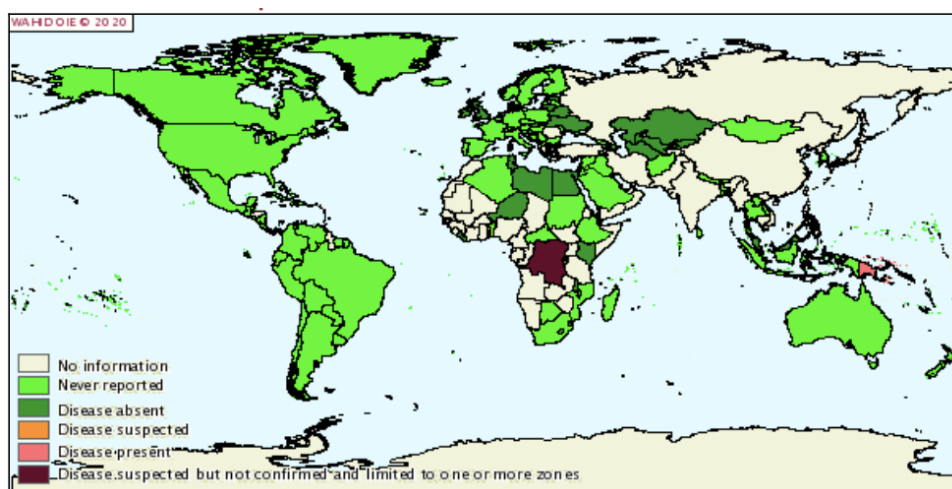


Figura 20. Distribuição mundial da Tropilaelapose. Adaptado de: OIE, 2019.

A infestação pelos ácaros *Tropilaelaps* spp. é responsável por danos na apicultura asiática. Apesar de não se encontrar disseminada, esta constitui uma ameaça emergente à apicultura mundial, devido ao comércio global das abelhas. A Tropilaelapose é uma doença de notificação obrigatória à Organização Mundial de Saúde Animal (OIE) (OIE, 2019).

Agente etiológico - *Tropilaelaps* spp.

Os ácaros do género *Tropilaelaps* spp. são parasitas externos das abelhas melíferas, que afetam a criação. Estes ácaros pertencem à classe Arachnida, subclasse Acari, ordem Mesostigmata e família Laelapidae. Atualmente são conhecidas quatro espécies de ácaros: *Tropilaelaps clareae*, *Tropilaelaps koenigerum*, *Tropilaelaps mercedesae* e *Tropilaelaps thaii*. Os ácaros dos géneros *Tropilaelaps clareae* e o *Tropilaelaps mercedesae* parasitam a abelha

melífera europeia (*Apis mellifera*) e reproduzem-se na sua criação, constituindo uma ameaça para a *Apis mellifera* introduzida nos territórios asiáticos (Tabela 3) (The National Bee Unit, 2017; OIE, 2019).

Tabela 3. Abelhas utilizadas como hospedeiros das diferentes espécies de *Tropilaelaps* spp.

Espécies	<i>A. dorsata</i>	<i>A. laboriosa</i>	<i>A. mellifera</i>	<i>A. cerana</i>	<i>A. forea</i>	<i>A. breviligula</i>
<i>T. clareae</i>						
<i>T. koenigerum</i>						
<i>T. thaii</i>						
<i>T. mercedesae</i>						

Usado como espécie hospedeira
 Não usado como espécie hospedeira

Os ácaros do género *Tropilaelaps* spp. apresentam corpo oval (1,1 mm de comprimento e 0,5 mm de largura), de cor castanha avermelhada clara. O ácaro é achatado dorso-ventralmente, coberto por cerdas e possui quatro pares de membros. Os ácaros do género *Tropilaelaps mercedesae* são maiores, quando comparados com os ácaros do género *Tropilaelaps clareae*. Devido às semelhanças, estes foram considerados uma única espécie durante muitos anos. Em ambas as espécies, as fêmeas são maiores do que os machos (Figura 21). Estes ácaros são frequentemente confundidos com o ácaro *Varroa destructor*, sendo facilmente diferenciado com recurso a uma lupa. Para além da diferença na forma do corpo, o ácaro *Varroa destructor* move-se lentamente, enquanto os ácaros do género *Tropilaelaps* spp. movem-se rapidamente nos quadros da criação (Mortensen *et al.*, 2019; OIE, 2019).

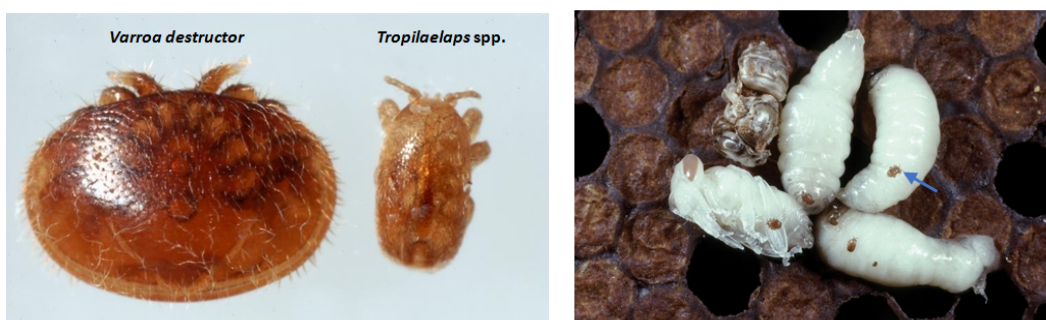


Figura 21. Vista dorsal dos ácaros *Varroa destructor* (fêmea) e *Tropilaelaps* spp. (esquerda). Larvas do género *Apis dorsata* parasitadas pelo ácaro *Tropilaelaps* spp. (seta, direita). Adaptado de: <http://www.nationalbeeunit.com/gallery/displayImage.cfm?image=419>.

Ciclo biológico

O ciclo biológico dos ácaros do género *Tropilaelaps* spp. é semelhante ao ciclo do ácaro *Varroa destructor*. Ambos são ectoparasitas da abelha que se alimentam das formas imaturas das abelhas melíferas (Pettis *et al.*, 2017; DGAV, 2020). Contrariamente ao ácaro *Varroa destructor*, os ácaros do género *Tropilaelaps* spp. não se alimentam de abelhas adultas, por não serem capazes de perfurar o tegumento das abelhas. *Tropilaelaps* spp. depende exclusivamente da criação em desenvolvimento para se alimentar (FAO, 2018).

A fêmea de *Tropilaelaps* spp. entra na célula da criação, pouco antes da sua operculação e coloca 1 a 4 ovos nas larvas maduras da abelha. Os ovos eclodem cerca de 12 horas após a postura e alimentam-se da hemolinfa das larvas em desenvolvimento. Destes ovos emergem um macho e várias fêmeas. Embora possam reproduzir-se na criação das obreiras e dos zângãos, estes ácaros apresentam preferência pela criação do zângão. O desenvolvimento do *Tropilaelaps* spp. até à fase adulta demora aproximadamente 1 semana. As fêmeas de *Tropilaelaps* spp. saem da célula juntamente com a jovem abelha. Os ácaros fixam-se nas abelhas adultas, mas não têm capacidade de se alimentar destas por serem incapazes de perfurar a cutícula. Após emergirem, dirigem-se rapidamente para as larvas para se poderem alimentar, pois a sua capacidade de sobrevivência fora das células da criação é limitada, cerca de 1 a 2 dias. Os ácaros jovens de *Tropilaelaps* spp. são esbranquiçados e praticamente imóveis, enquanto os ácaros adultos são mais escuros sendo visualizados com maior facilidade, pois contrastam com as pupas das abelhas (Figura 22). Por se alimentarem exclusivamente da criação, os ácaros do género *Tropilaelaps* spp. não sobrevivem nos períodos de menor criação. Quando ocorre co-infecção de *Varroa destructor* e *Tropilaelaps* spp. numa colónia, a infeção por *Tropilaelaps* spp. é considerada mais grave, pois os ácaros deste género multiplicam-se mais rapidamente (Somerville, 2011; The National Bee Unit, 2017; FAO, 2018; OIE, 2019).

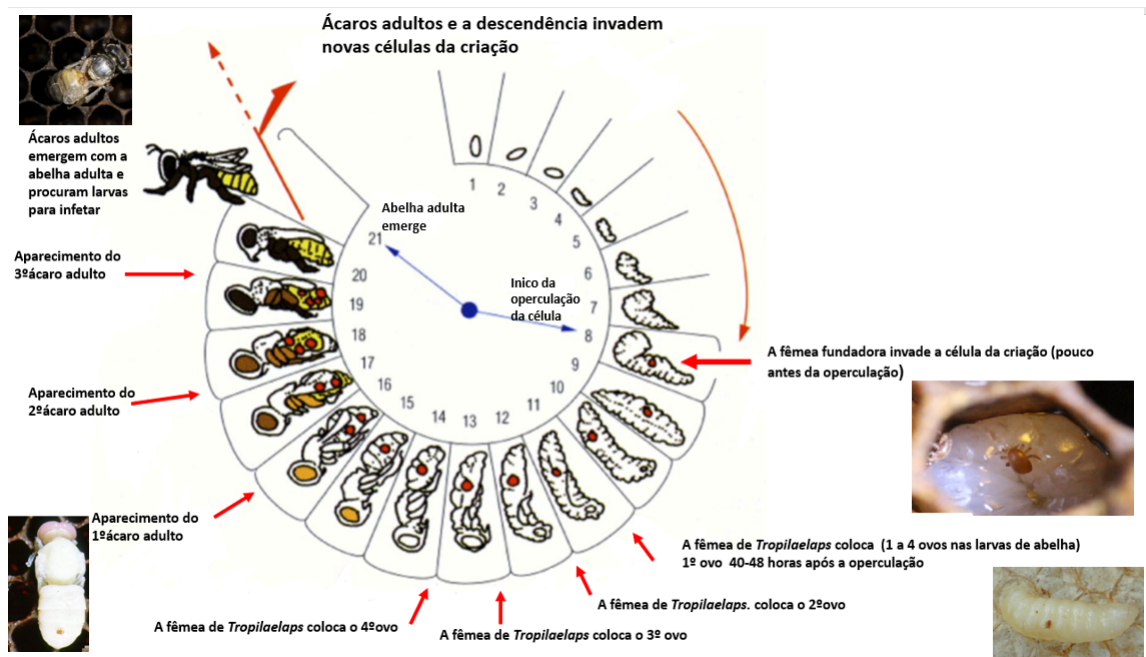


Figura 22. Ciclo biológico de *Tropilaelaps clareae* na abelha europeia *Apis mellifera*. Adaptado de: Anderson & Roberts, 2013.

Patogenia e sinais clínicos

Os ácaros do género *Tropilaelaps* spp. são responsáveis por malformações nas asas, nas antenas, nos membros e no abdómen, e massa corporal reduzida na criação. Quando a infecção não é tratada pode ocorrer morte não só na criação (mortalidade de 50%), mas também nas abelhas adultas, levando ao declínio da colónia no período de um ano. As colónias apresentam um padrão de criação irregular e salteado. Alguns opérculos apresentam-se perfurados pelas abelhas que tentam remover as larvas infestadas ou mortas (Figura 23) (OIE, 2019). Tal como na infestação por *Varroa destructor*, o ácaro *Tropilaelaps* spp. pode funcionar como vetor do DWV, debilitando o sistema imunitário. Na entrada da colmeia é possível observar algumas abelhas desorientadas, a rastejar e incapazes de voar (The National Bee Unit, 2017).

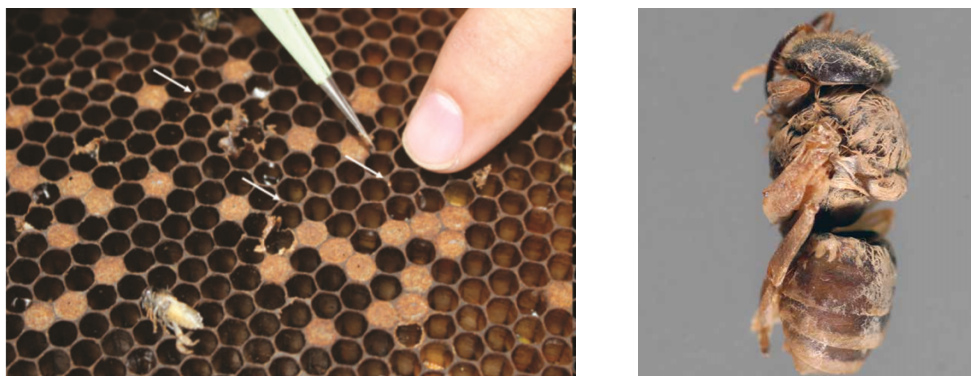


Figura 23. Padrão de criação irregular e presença de ácaros adultos (setas) numa colónia de *Apis mellifera* infestada com *Tropilaelaps* spp. nas Filipinas (esquerda) e pupa de *Apis dorsata* deformada pela infestação de *Tropilaelaps clareae* (direita). Adaptado de: Guzman *et al.*, 2017 e The National Bee Unit, 2017.

A disseminação do ácaro ocorre entre colónia e apiários, através dos processos de deriva de abelhas adultas, enxameação natural, pilhagem de colónias infetadas, transações comerciais, transumância e utilização de material contaminado entre colónias (The National Bee Unit, 2017; FAO, 2018).

Diagnóstico

O diagnóstico de infestação por *Tropilaelaps* spp. pode ser obtido pela observação periódica do fundo da colmeia, da colónia e da criação das abelhas, e pela recolha de ácaros em amostras de abelhas. As amostras suspeitas de infeção podem ser enviadas para laboratório, onde primeiramente será realizada a sua identificação morfológica. O diagnóstico rápido e fidedigno pode ser confirmado com recurso a técnicas de biologia molecular, como a reação em cadeia da polimerase (PCR) (FAO, 2018; OIE, 2019). *Braula coeca*, *Melittiphis alvearius* e *Varroa destructor* devem ser considerados como diagnósticos diferenciais (OIE, 2019).

Tratamento e controlo

As colónias infestadas com *Tropilaelaps* spp. podem ser tratadas pela aplicação de acaricidas, com os mesmos princípios ativos usados no tratamento da infestação por *Varroa destructor*, tais como a flumetrina e o fluvalinato (FAO, 2018). Os tratamentos químicos devem ser suspensos 8 semanas antes do fluxo de mel para evitar a contaminação do mesmo (Guzman *et al.*, 2017). O comércio de abelhas na União Europeia rege-se pela Diretiva

92/65/EC, que exige um certificado sanitário a acompanhar as remessas de abelhas, quando comercializados entre países terceiros. Esta proíbe trocas intracomunitárias com países terceiros, com o objetivo impedir a introdução do *Tropilaelaps* spp. A remessa deve ter unicamente de abelhas melíferas rainhas com obreiras, desprovidas de quadros e que sejam obtidas através de enxame artificial e com a rainha enjaulada.

1.3.1.3. Acarapiose

A Acarapiose é uma doença parasitária, provocada pelo ácaro *Acarapis woodi*, que afeta as abelhas melíferas. Esta é considerada uma doença contagiosa grave e apresenta distribuição mundial (Figura 24). Em Portugal, a Acarapiose é considerada uma doença endémica de declaração obrigatória (Denmark *et al.*, 2017; DGAV, 2020; Peixoto *et al.*, 2019).

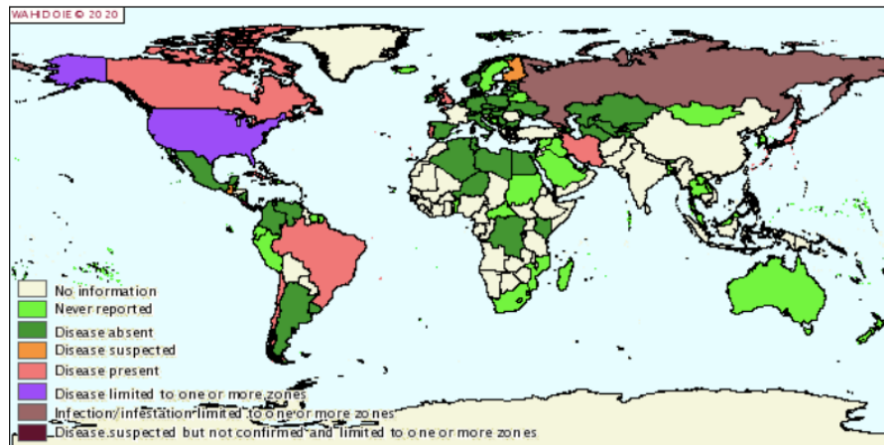


Figura 24. Distribuição mundial da Acarapiose. Adaptado de: OIE, 2019.

Agente etiológico - *Acarapis woodi*

Acarapis woodi é um ácaro microscópico. A fêmea tem forma ovoide e mede 140-175 µm de comprimento e 75-84 µm de largura. O macho é idêntico à fêmea, mas é de menor tamanho, medindo 125-136 µm de comprimento e 60-77 µm de largura (Figura 25) (Denmark *et al.*, 2017).

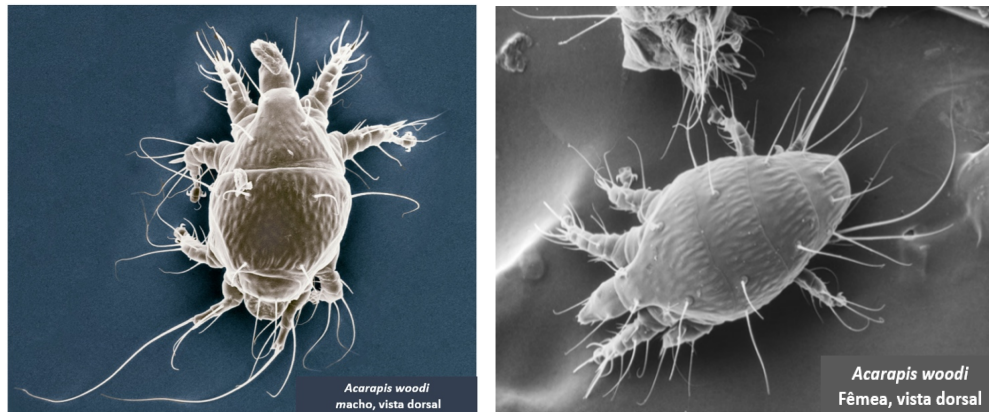


Figura 25. Vista dorsal do macho (esquerda) e da fêmea (direita) de *Acarapis woodi*. Microscopia eletrônica de varrimento. Adaptado de: Sammataro *et al.*, 2013.

Patogenia e sinais clínicos

Acarapis woodi é um endoparasita do aparelho respiratório da abelha adulta. Este encontrando-se alojado na traqueia, podendo também ser encontrado nos sacos aéreos da cabeça, tórax e abdómen (OIE, 2019). *Acarapis woodi* perfura a parede traqueal e alimenta-se da hemolinfa das abelhas. Embora apresente maior propensão para os zângãos, as três castas são suscetíveis ao ácaro *Acarapis woodi* (Mañes *et al.*, 2018). Os ácaros fêmea maduros penetram nos espiráculos das abelhas jovens. As abelhas apenas são suscetíveis ao ácaro 9 dias após a eclosão, sendo que o endurecimento das vias respiratórias após esta período impede a entrada do parasita. O ácaro pode ser transmitido pelas abelhas mais velhas às abelhas jovens (Figura 26) (British Bee Veterinary Association, 2019).

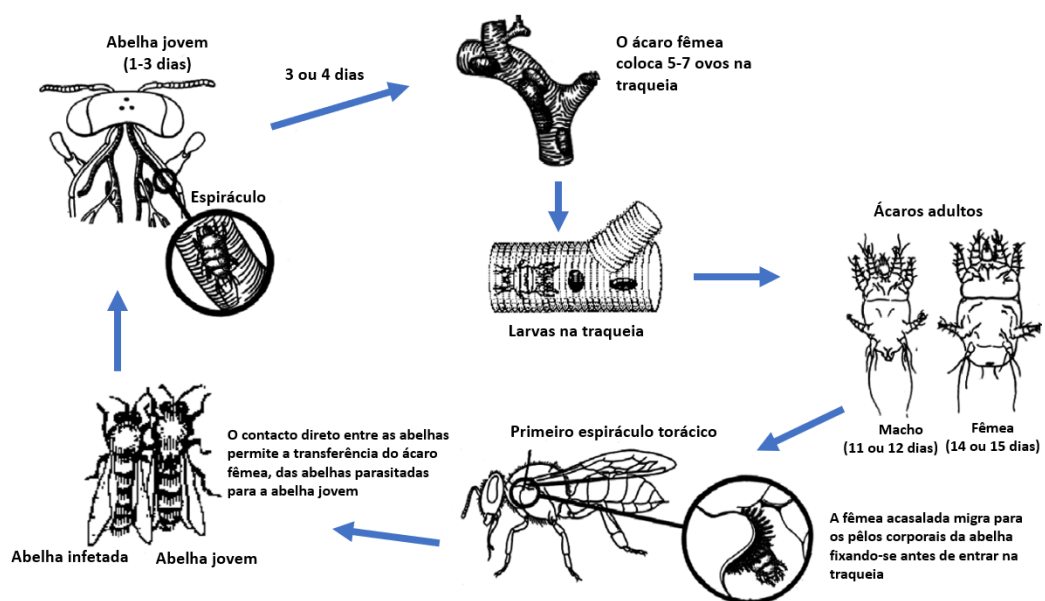


Figura 26. Ciclo biológico de *Acarapis woodi*. Adaptado de: Sammataro *et al.*, 2013.

As consequências patológicas de *Acarapis woodi* devem-se às lesões mecânicas provocadas pela obstrução parcial ou completa das vias respiratórias da abelha por acumulação do ácaro, dos seus detritos e de produtos de coagulação. Ao perfurar a traqueia para se alimentar da hemolinfa, o ácaro dificulta as trocas gasosas e a oxigenação dos tecidos da abelha. As paredes da traqueia saudável são brancas e translúcidas, enquanto as paredes da traqueia parasitada apresentam-se opacas com manchas eruptivas negras, que correspondem a grânulos de melanina produzidos pela abelha como resposta à perfuração da traqueia (Figura 27) (OIE, 2019).



Figura 27. Imagem microscópica da traqueia de uma abelha infetada com *Acarapis woodi*, apresentando escurecimento das paredes. Abelha melífera com as asas em “K” devido à infecção com *Acarapis woodi*. Adaptado de: Ahn *et al.*, 2015 e Wishnie, 2017.

Os sinais clínicos das colónias infetadas com *Acarapis woodi* são inespecíficos e, na maioria dos casos, passam despercebidos. Estes sinais incluem: presença de abelhas incapazes de voar ou a rastejar, observação de abelhas desorientadas, abelhas paralisadas com as asas em posição anormal (asas em forma de “K”) e presença de abelhas mortas (Figura 27). A infecção das abelhas com número significativo de ácaros resulta numa elevada mortalidade durante o período de hibernação. Nos casos mais graves pode ocorrer despovoamento da colónia, com morte da colónia nos casos mais extremos (Ritter, 2001; Capri & Marchis, 2013; OIE, 2019).

A propagação da doença deve-se a diversos fatores, entre eles encontram-se: a deriva de zângãos entre colónias e de abelhas campeiras, a enxameação natural, a pilhagem, o comércio de abelhas e de rainhas infetadas sem controlo sanitário adequado, e a transumância (CAP, 2017; Peixoto *et al.*, 2020).

Diagnóstico

Os sinais clínicos não são suficientes para o diagnóstico de Acarapiose, pois estes são muito semelhantes aos apresentados por colônias afetadas por outras doenças, tais como: vírus da paralisia aguda e vírus da paralisia crônica. O diagnóstico deve basear-se no exame microscópico da traqueia das abelhas adultas da colônia suspeita para observação dos ácaros (Figura 28). A amostra deve conter pelo menos 50 abelhas, dando preferência aos zângãos, por serem a casta mais parasitada, e abelhas que rastejam num raio de 3 m da colmeia. As abelhas da amostra podem estar vivas ou mortas. Estas devem ser colhidas no inverno ou no início da primavera, quando a população de ácaros na colmeia é mais numerosa e as abelhas mais velhas encontram-se hibernadas (Carreck, 2016; OIE, 2019).

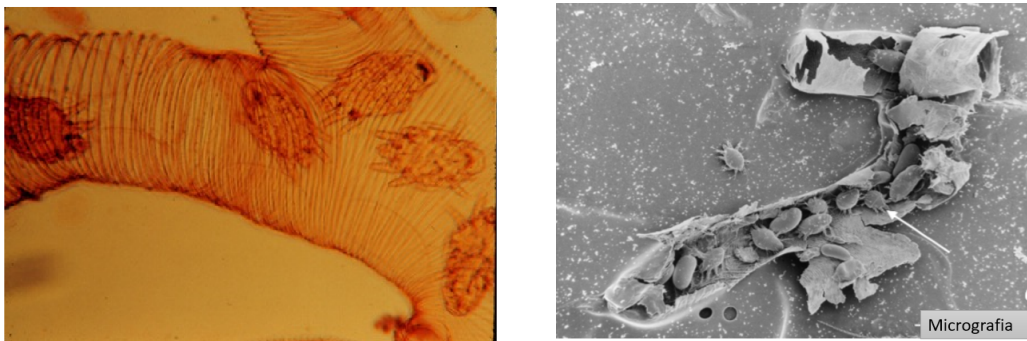


Figura 28. Observação microscópica de *Acarapis woodi* na traqueia duma abelha melífera. Imagem obtida por microscopia ótica (ampliação de 140x) (esquerda) e imagem obtida por microscopia eletrónica (direita). Adaptado de: Sammataro *et al.*, 2013.

Tratamento e controlo

O tratamento das colônias afetadas pelo ácaro *Acarapis woodi* deve ser realizado após a colheita de mel. Este consiste na aplicação de acaricidas usados no tratamento da *Varroa destructor*, pois estes agentes atuam indiretamente no ácaro *Acarapis woodi*. Os cristais de mentol (50 g por colônia) e o timol demonstraram eficácia no tratamento deste ácaro. Todas as colônias do apiário devem ser tratadas (FAO, 2018; OIE, 2019).

1.3.1.4. Senotainiose

A Senotainiose, também designada por Apimiase, é uma doença parasitária das abelhas adultas, cujo agente etiológico é *Senotainia tricuspis* (Eshbah *et al.*, 2016). Este parasita encontra-se distribuído por toda a Europa central e meridional e pelo Norte de África,

principalmente nos países mediterrânicos. É frequentemente identificado em Portugal, na Espanha e na Itália, apresentando maior frequência entre junho e setembro. A presença deste parasita pode levar a perdas de 73-78% das abelhas em apiários infestados (Haddad *et al.*, 2015). O estudo “Prevalence and geographical distribution of *Senotainia tricuspis*, 2011” realizado em Portugal, no qual foram colhidas 61182 amostras de abelhas adultas provenientes de 1912 apiários portugueses, demonstrou que *Senotainia tricuspis* se encontra distribuída por todas as regiões de Portugal, com maior prevalência entre os meses de julho e setembro (Pires, *et al.*, 2011).

Senotainia tricuspis é morfologicamente semelhante à mosca doméstica, podendo distinguir-se desta por apresentar manchas negras triangulares no abdômen e uma banda branca entre os olhos (Felicoli, 2012). A fêmea de *Senotainia tricuspis* parasita as abelhas campeiras, zângãos e ocasionalmente abelhas solitárias que voam em frente à colmeia, sendo geralmente encontrada ao redor das colmeias nas horas de insolação máxima dos meses de verão (Martínez, 2019). A transmissão ocorre por contacto direto, através da inoculação das larvas diretamente no corpo das abelhas (Torróntegui, 2020). A fêmea de *S. tricuspis* aguarda pelo seu hospedeiro no topo da colmeia e deposita 1 ou 2 larvas, em pleno voo, nas membranas intersegmentares (entre a cabeça e o tórax) da abelha (Figura 29). As larvas penetram na musculatura torácica, realizam mudas e alimentam-se da hemolinfa do hospedeiro (Dutto & Ferrazzi, 2014; Hamida *et al.*, 1999). Quando a abelha hospedeira morre (2 a 4 dias após a infestação), a larva alimenta-se dos tecidos da abelha, posteriormente cai no solo e evolui para pupa.



Figura 29. *Senotainia tricuspis* fêmea a parasitar uma abelha melífera (seta, esquerda). Larva de *Senotainia tricuspis* a emergir de uma abelha melífera (seta, direita). Adaptado de: ask.extension.org e <https://peter-thomson.com/bees/index.html>.

Esta doença provoca alguma mortalidade, mas em condições normais não é letal para a colónia (Martínez, 2019). O diagnóstico obtém-se pela identificação do agente etiológico nas abelhas, a qual é realizada pela decapitação da abelha para observação do

interior do tórax (Figura 30) (Martínez, 2019). A Senotainiose não é uma doença de declaração obrigatória em Portugal (Plano Sanitário Apícola, 2019).

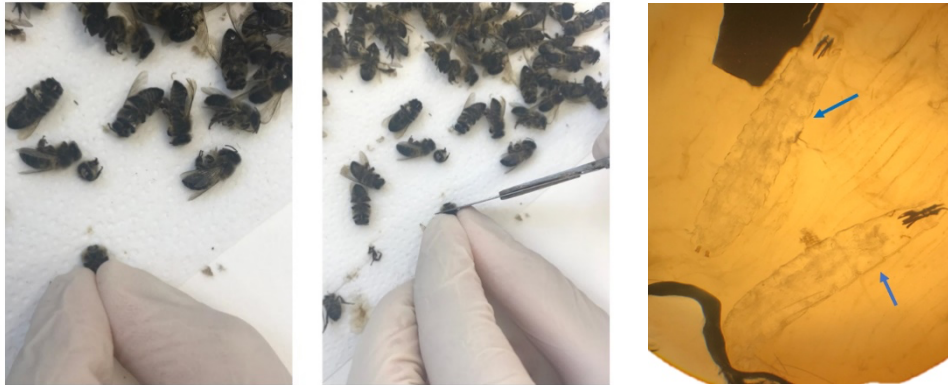


Figura 30. Decapitação das abelhas para observação do tórax e deteção da presença de larvas de *Senotainia tricuspis* (esquerda). Imagem microscópica de larvas de *Senotainia tricuspis* (seta, direita). Fonte: autor.

1.3.1.5. Aethinose

A Aethinose é uma doença provocada pelo escaravelho *Aethina tumida*, pertencente à ordem Coleoptera e à família Nitidulidae. Este escaravelho é endémico da África subsariana e atualmente encontra-se distribuído por vários países do mundo. *Aethina tumida* é considerado uma espécie exótica invasora nas colónias de abelhas europeias, que pode comprometer a viabilidade e a capacidade produtiva das colónias das abelhas melíferas (Ramírez & Calderón, 2018; Mañes, *et al.*, 2018). A presença deste escaravelho em Portugal foi detetada pela primeira vez no ano de 2004, em caixas de rainhas importadas do Texas, nas quais foram observados ovos e larvas de *Aethina tumida*. A intervenção imediata das autoridades sanitárias, com a incineração do apiário onde foram introduzidas as rainhas e a desinfeção do solo, evitou a disseminação deste agente em Portugal e na Europa (DGAV, 2016). Em 2014, *Aethina tumida* foi identificada num apiário em Itália, levando à destruição do apiário infestado e dos apiários vizinhos (Figura 31) (Granato, *et al.*, 2016).

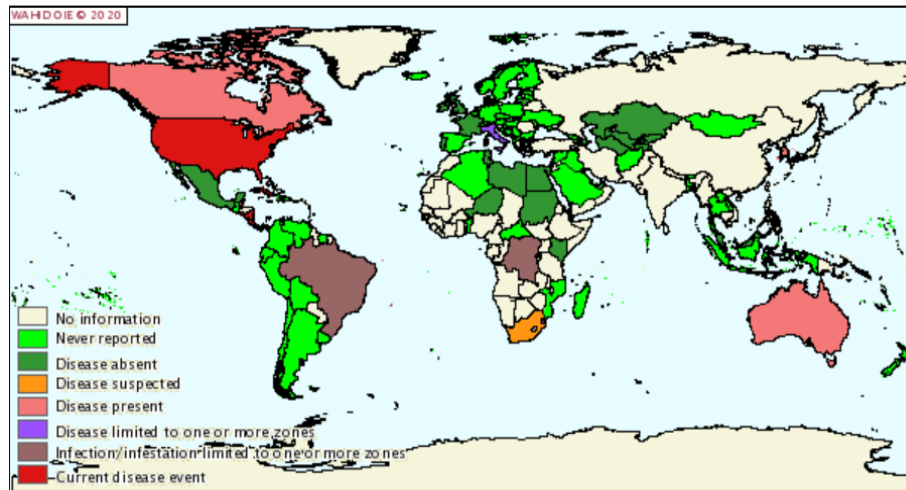


Figura 31. Distribuição mundial da Aethinose. Adaptado de: OIE, 2019.

O parasita adulto apresenta cor castanha ou negra, forma aplanada e mede aproximadamente 5-7 mm, ou seja, um terço do tamanho da abelha adulta. As fêmeas são ligeiramente mais largas que os machos (Figura 32) (Martínez, 2019).



Figura 32. Diferenças morfológicas entre a larva e o adulto de *Aethina tumida* e a abelha adulta *Apis mellifera*. Adaptado de: DGAV, 2016.

O ácaro adulto pode disseminar-se pelo voo a distâncias de até 10 Km. Os ovos de *Aethina tumida* podem disseminar-se pela sua adesão ao corpo da abelha, sendo favorecida pela transumância de colônias infestadas e pelo comércio de abelhas (Martínez, 2019). O adulto e as larvas de *Aethina tumida* vivem no interior das colmeias. As larvas são a fase mais prejudicial à colônia de abelhas, pois estas alimentam-se de mel, pólen e criação de abelha (Figura 33). As larvas formam galerias nos favos e são responsáveis pela fermentação do mel devido à ação de uma levedura específica do seu aparelho digestivo. A fermentação do mel pode também ocorrer nas alças de mel, antes da sua extração e nos bidões de mel que contenham larvas. O odor do mel fermentado é semelhante ao odor de laranjas a apodrecer.

O mel fermentado pela ação desta levedura é considerado contaminado e inapto para consumo humano, com elevado impacto económico (Figura 34) (Ramírez & Calderón, 2018).

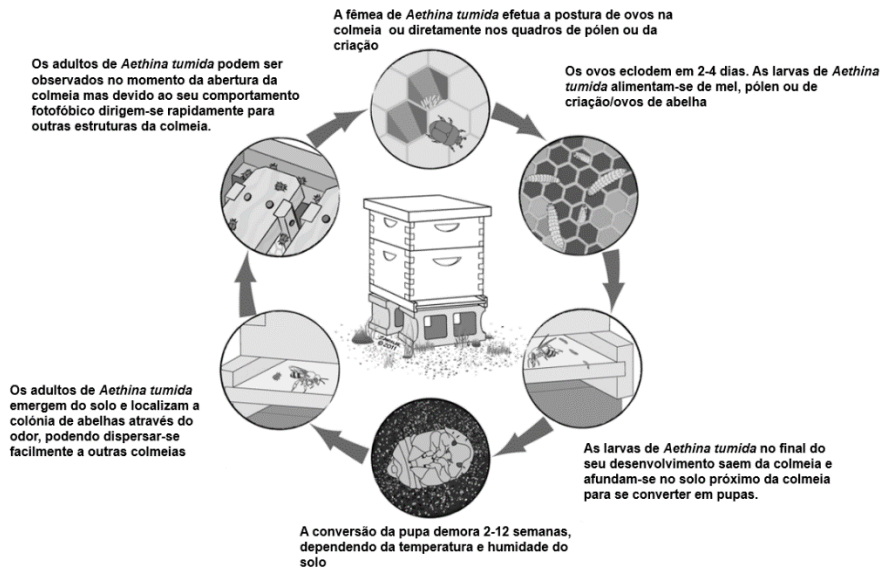


Figura 33. Ciclo biológico de *Aethina tumida* nas colmeias de *Apis mellifera*. Adaptado de: Bee-Health, 2019.

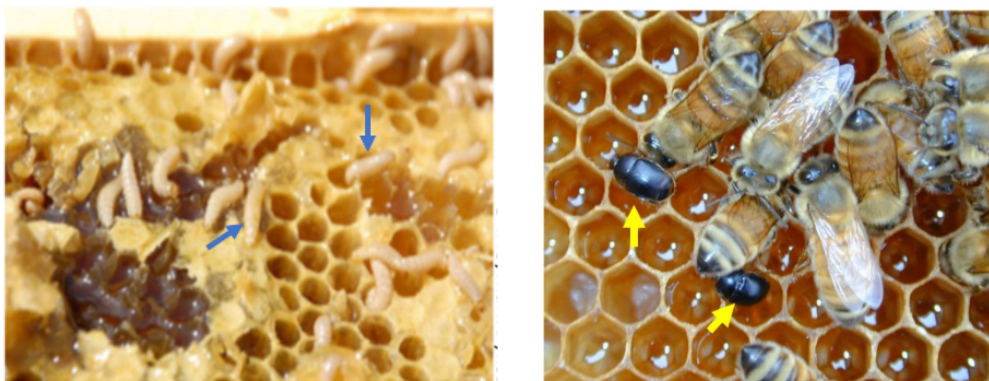


Figura 34. Presença de larvas de *Aethina tumida* num favo de mel (seta) e fermentação do mel (esquerda). Presença de adultos de *Aethina tumida* nos favos de mel (seta, direita). As abelhas evitam os quadros afetados e a desorganização pode conduzir à morte da colónia. Fonte: FAO, 2018.

A DGAV adotou medidas que visam evitar a introdução da doença em Portugal, proibindo a importação de abelhas adultas, de espécimes de *Bombus* spp., de produtos de origem apícola e de material apícola de regiões afetadas pela doença. Os apicultores

desempenham um papel importante na prevenção da doença, através do cumprimento da legislação, da realização de inspeções periódicas aos seus apiários para deteção precoce da doença, bem como da declaração imediata às autoridades sanitárias aquando da sua deteção. Podem também ser adotadas as seguintes medidas profiláticas: o reforço higossanitário nos apiários, a seleção de abelhas com base no seu comportamento higiénico, manutenção da sanidade das colónias e evitar a construção de apiários em terrenos arenosos (em frente das colmeias) de modo a quebrar o ciclo de vida do parasita (DGAV, 2016).

1.3.2. Doenças bacterianas

1.3.2.1. Loque americana

A Loque americana é uma doença bacteriana, altamente contagiosa, que constitui uma das mais graves ameaças à saúde das colónias e à viabilidade apícola. Esta doença é responsável pela redução da produtividade e necessidade de substituição do material apícola, estando associada a elevadas perdas económicas (Clément & Rotgé, 2012). A Loque americana é conhecida como *American foulbrood* e afeta as fases imaturas da abelha melífera (estado de larva) (Salces *et al.*, 2016). O agente etiológico é *Paenibacillus larvae*, subespécie *larvae*. Esta bactéria foi identificada pela primeira vez nos Estados Unidos da América, por White, em 1907, e atualmente encontra-se distribuída globalmente (Figura 35) (Morse & Flottum, 1997; Clément & Rotgé, 2012).

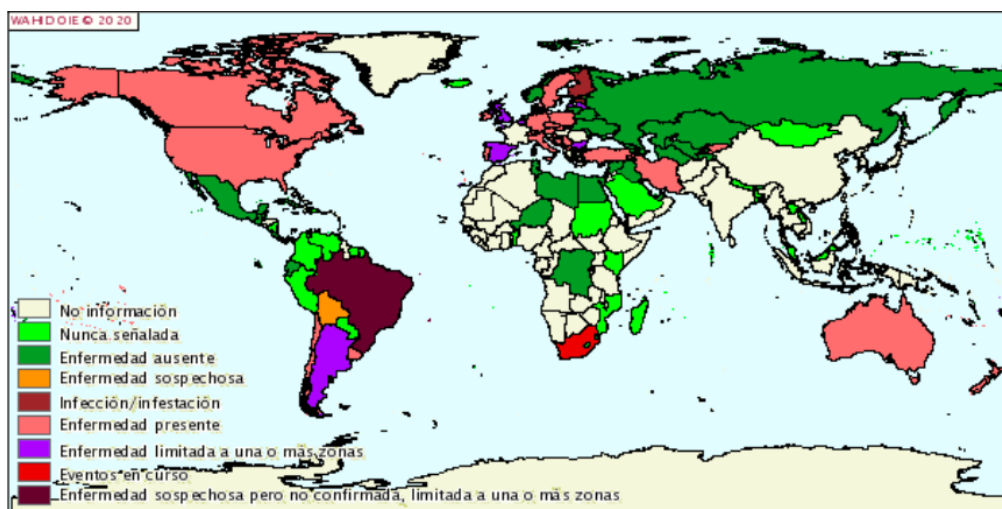


Figura 35. Distribuição mundial da Loque americana. Adaptado de: OIE, 2019.

A Loque americana é uma doença de declaração obrigatória a nível internacional (OIE) e em Portugal (Decreto-Lei nº203/2005, de 25 de Novembro), devido ao seu carácter contagioso e dificuldade de eliminação. A DGAV é a entidade responsável pela coordenação e acompanhamento do programa sanitário apícola (Ritter, 2001; Locke *et al.*, 2019; DGAV, 2020b). Esta é considerada uma doença endémica em Portugal (DGAV, 2019).

Agente etiológico - *Paenibacillus larvae*

Paenibacillus larvae, subespécie *larvae*, é uma bactéria Gram positiva, anaeróbia facultativa, flagelada, de forma bacilar, com 1,5-6 µm de comprimento (OIE, 2019). Com recurso à técnica de PCR, foram identificados quatro genótipos de *Paenibacillus larvae*: ERIC I, ERIC II, ERIC III e ERIC IV. Os genótipos ERIC I e ERIC II correspondem à subespécie que causa a Loque americana no campo, enquanto os genótipos ERIC III e ERIC IV correspondem à subespécie *P. larvae pulvificiens*. O genótipo ERIC I foi detetado na Europa e na América, enquanto o genótipo ERIC II foi identificado apenas na Europa (Fünfhaus *et al.*, 2018). A principal característica desta bactéria reside na formação de esporos extremamente resistentes, que podem permanecer viáveis no mel durante mais de 1 ano e no meio ambiente durante décadas. Estes resistem à putrefação, a altas e baixas temperaturas (resistem 8 horas a 100°C), à luz ultravioleta e a substâncias químicas, como o formaldeído e o óxido de etileno (resistem 30 minutos no formol a 20% e 15 horas de exposição direta ao óxido de etileno). Os esporos constituem a forma infetante e de propagação da doença, e podem detetados na cera, no pólen, no mel, assim como em outras estruturas da colmeia, como é o caso da madeira (Müller *et al.*, 2015; Salces *et al.*, 2016; Khezri *et al.*, 2018).

Patogenia e sinais clínicos

A infeção inicia-se com a absorção oral dos esporos do *Paenibacillus larvae* pela larva, fornecidos pelas abelhas obreiras adultas. Quando os esporos atingem o intestino médio da larva, germinam nas 12 horas após a sua ingestão, num pH de 6,6 e a uma temperatura de 36-37°C. As bactérias proliferam massivamente no lúmen intestinal e, depois de romper a membrana peritrófica, invadem as células epiteliais do intestino médio, até atravessar esta barreira. Após atravessar esta barreira, alcançam o hemocelo da larva, disseminando-se pela hemolinfa pelos vários dos tecidos, levando à morte da larva devido a septicemia. Os esporos de *P. larvae* também podem infetar abelhas melíferas no estado de pupa, geralmente 36 h após a eclosão do ovo, fase em que estas são mais suscetíveis (Salces *et al.*, 2016). Apenas 10 esporos veiculados pelo alimento são suficientes para a ocorrência

de uma infecção fatal. A suscetibilidade das larvas à doença diminui com o aumento da idade, sendo mais resistentes após os 2 dias de idade. Embora os estádios larvares de todas as castas sejam suscetíveis à infecção por *P. larvae*, é pouco frequente observar larvas de zângão ou de rainha infetadas. A bactéria pode produzir mais de 1000 milhões de esporos numa larva infetada (Figura 36) (Khezri *et al.*, 2018).

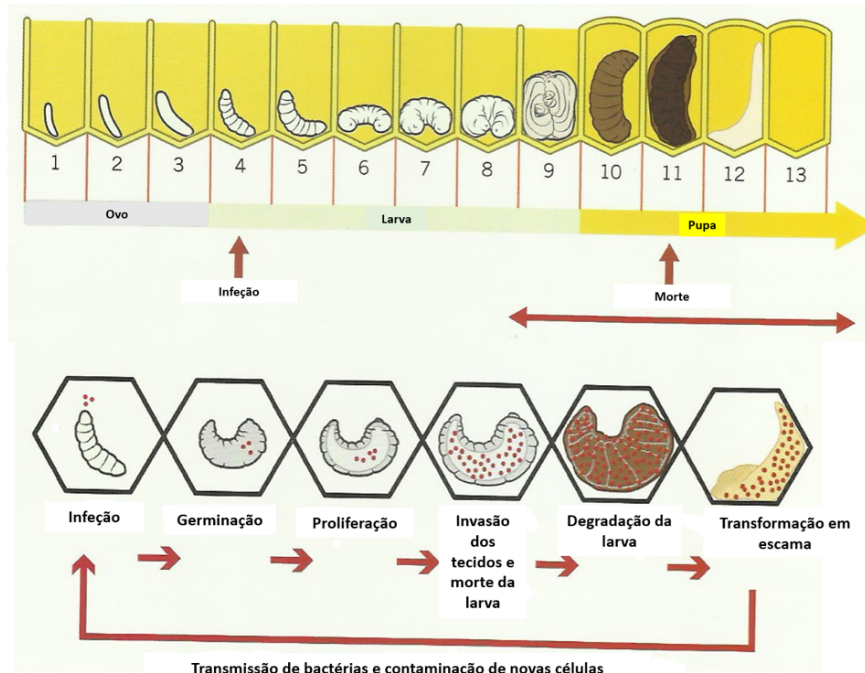


Figura 36. Transmissão de *Paenibacillus larvae*, em colônias de abelhas. Adaptado de: Mañes *et al.*, 2018.

O desenvolvimento da doença depende do genótipo da bactéria envolvida. O genótipo ERIC I de *P. larvae* provoca a morte de uma larva infetada em 12 dias, enquanto que o genótipo ERIC II provoca a morte em aproximadamente 7 dias. Os sinais clínicos são muito variados, dependendo do genótipo envolvido, do estágio da doença, do estado da colônia e da sua resistência à Loque americana (OIE, 2019). Embora esta doença afete todas as fases de desenvolvimento da abelha, na grande maioria dos casos os sinais clínicos apenas são visíveis depois da operculação. A evolução inicial da doença é bastante lenta e a atividade da colônia aparenta ser normal, sem impacto na população. No campo é frequente encontrar colônias afetadas pela doença, juntamente com colônias que não demonstram sintomatologia, o que sugere que são necessários fatores predisponentes para que a infecção se torne aparente. Numa fase mais avançada da doença, um sinal importante é a distribuição irregular, salteada, dispersa ou em mosaico dos favos da criação, que contrasta com o padrão uniforme característico da criação saudável. No entanto, este sinal não é patognomônico da

doença. Os favos da criação podem apresentar numerosas células desoperculadas juntamente com células já operculadas. Os opérculos das células que contêm larvas afetadas apresentam-se afundados (côncavos), perfurados, de aspeto húmido, gorduroso e escuro (Figura 37). Outro sinal importante desta doença é a presença de odor nauseabundo característico (odor pútrido), idêntico a “cola de sapateiro”. De notar que este odor pode não ser perceptível, no caso de infeções de pequenas dimensões (Nizar *et al.*, 2015; Wishnie, 2017). As larvas afetadas pela Loque americana geralmente morrem numa posição vertical no interior das células já operculadas, contrariamente ao que se verifica na Loque europeia (Morse & Flottum, 1997). Os restos larvares sofrem dessecação e transformam-se em escamas larvares duras e escuras, muito aderentes à parede do alvéolo. Estas contêm milhares de esporos da bactéria, sendo difíceis de remover pelas abelhas e propiciando a disseminação da doença (Mañes *et al.*, 2018; Stephan *et al.*, 2020). Um dos sinais característicos da doença consiste na morte da pupa com a probóscide em desenvolvimento exposta, referida como “língua pupal”, que pode persistir na escama. Embora a formação da “língua pupal” seja um sinal característico da Loque americana, a sua ausência não descarta a presença da doença. Na fase terminal da doença, as colónias encontram-se muito debilitadas, não demonstram atividade e não conseguem defender-se da pilhagem por parte de colónias mais fortes, que por sua vez se contaminam (Wishnie, 2017).

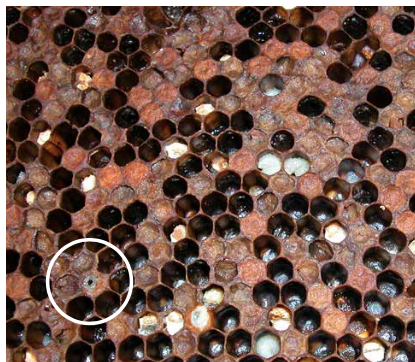


Figura 37. Opérculos perfurados e afundados devido à Loque americana (círculo).

Adaptado de: <http://www.nationalbeeunit.com/searchResults.cfm>.

A epidemiologia e letalidade da Loque americana devem-se à resistência e viabilidade dos esporos e ao facto da remoção da criação doente motivado pelo comportamento higiénico das abelhas não ser suficiente para remover a fonte de infeção. Os esporos são disseminados com facilidade entre colónias pela enxameação, deriva de abelhas e zângãos, transumância, captura de enxames de colónias infetadas e pilhagem. O apicultor é considerado o principal agente de propagação da doença. Este contribui para a

disseminação durante o manejo apícola, ao usar os utensílios apícolas contaminados entre colónias, pela alimentação de colónias com mel ou pólen provenientes de colónias infetadas com os esporos, pelo intercâmbio de quadros entre colónias, utilização de cera contaminada com os esporos de *P. larvae*, e ainda a venda de abelhas e equipamentos (Ritter, 2001; Stephan *et al.*, 2020).

Diagnóstico

O diagnóstico definitivo da Loque americana é importante para evitar a perda da colónia afetada e a sua disseminação para colónias vizinhas. O diagnóstico baseia-se em métodos laboratoriais, meios moleculares, cultura e isolamento da bactéria. A utilização de métodos moleculares, como a PCR permite a deteção precoce da doença, antes do desenvolvimento dos sinais clínicos. As abelhas, o mel, a cera e o pólen podem ser usados como amostras para a identificação do agente etiológico (Khezri *et al.*, 2018). A utilização do teste do “palito” é a técnica mais conhecida para o diagnóstico da doença no campo. O corpo da larva morta converte-se numa massa espessa e viscosa e quando se introduz um estilete no alvéolo é possível observar um filamento pastoso aderente ao alvéolo (OIE, 2019) (Figura 38). A Loque europeia deve ser considerada como diagnóstico diferencial (Wishnie, 2017; OIE, 2019).



Figura 38. Teste do “palito” positivo à Loque americana. Adaptado de: Wishnie, 2017.

Tratamento e controlo

Atualmente, na União Europeia não existem fármacos autorizados para o tratamento da Loque americana, pelo que é proibido o tratamento farmacológico das colónias afetadas. Nos Estados Unidos e no Canadá está autorizada a utilização de antibióticos para tratamento de abelhas melíferas afetadas pela Loque americana (Locke *et al.*, 2019). A *P. larvae* é de

difícil erradicação devido à sua resistência e transmissibilidade, pelo que as colónias infetadas devem ser eliminadas pelo fogo, após a morte das abelhas com dióxido de enxofre (Gay & Menkhoff, 2014; LeBlanc *et al.*, 2015; Locke *et al.*, 2019; OIE, 2019). Todo o material apícola que contactou com as colónias afetadas deve ser devidamente limpo e desinfetado, pelo flamejamento com um maçarico ou limpando-o com hidróxido de sódio quente a 6%. Se tal não for possível ou a doença se encontrar em fase avançada, todo o material usado na manipulação das colónias deve ser destruído, o que implica um prejuízo elevado para o apicultor e inflação dos custos de produção (Stephan *et al.*, 2020).

A medida mais eficaz para evitar o aparecimento de surtos da doença consiste na utilização de medidas profiláticas dentro de um sistema de controlo sanitário integral do apiário. É importante assegurar a existência de colónias bem povoadas, com população equilibrada e uma quantidade de reservas adequada. Como medidas profiláticas podem destacar-se a desinfecção do material e a substituição anual dos quadros de cera antiga por quadros de cera nova. É recomendada a substituição anual de pelo menos três lâminas de cera no ninho cuja proveniência seja conhecida (Barros & Nunes, 2009). Se o apicultor pretender comprar colónias deve exigir o respetivo certificado sanitário. Quando captura enxames, deve colocá-los em quarentena e estas colónias devem ser alvo de vigilância. As colónias devem ser monitorizadas com frequência, de forma minuciosa, dando especial atenção à criação e a possíveis alterações, sobretudo na primavera, pois corresponde ao período em que existe mais criação na colónia. Esta inspeção deverá ser realizada preferencialmente em dias de boa luminosidade (CAP, 2007; Locke *et al.*, 2019).

1.3.2.2. Loque europeia

A Loque europeia é uma doença bacteriana contagiosa, que afeta a criação não operculada de várias espécies de abelhas, designadamente *Apis mellifera*, *Apis cerana* e *Apis laboriosa*. Embora menos severa do que a Loque americana, a Loque europeia é responsável por perdas económicas consideráveis, devido ao enfraquecimento das colónias e consequente redução da produção de mel. O agente etiológico desta doença é *Melissococcus plutonius* e encontra-se disperso mundialmente (Figura 39). A epidemiologia da doença é influenciada pela estirpe bacteriana envolvida, o que se traduz num desenvolvimento diferente entre países. Nos últimos anos, a incidência de Loque europeia tem aumentado em alguns países europeus, como é o caso da Suíça, onde a incidência tem aumentado continuamente desde 1997, com ocorrência de surtos graves. A Loque europeia tornou-se a doença da criação mais frequente no Reino Unido. Em 2010 foi registado um surto da doença na Noruega, após 30 anos de ausência de casos (Erban *et al.*, 2017).

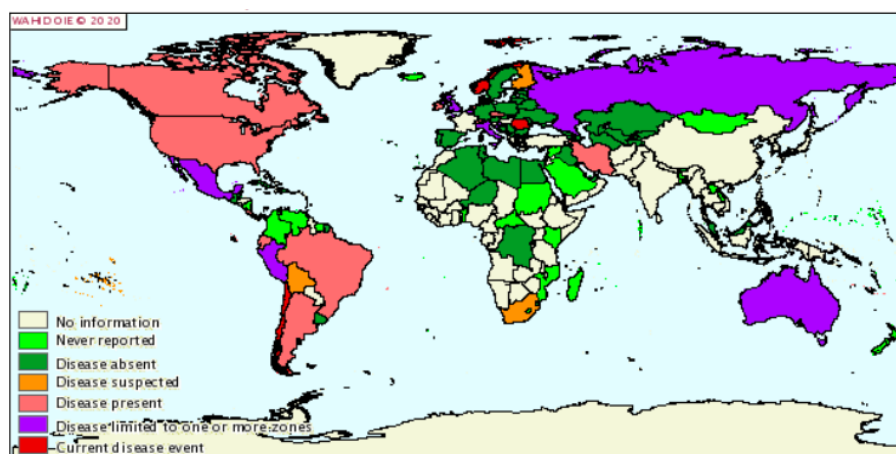


Figura 39. Distribuição mundial da Loque europeia. Adaptado de: OIE, 2019.

Segundo a OIE, a Loque europeia, tal com a Loque americana, é uma doença de declaração obrigatória, devido ao seu caráter contagioso e dificuldade de erradicação. A Loque europeia é uma doença de declaração obrigatória em Portugal, embora ainda não diagnosticada.

Agente etiológico - *Melissococcus plutonius*

Melissococcus plutonius é uma bactéria Gram positiva, microaerófila ou anaeróbia, em forma de coco, com 0,5 x 1,0 µm. Esta bactéria diferencia-se da bactéria responsável pela Loque americana pelo facto de não esporular. *M. plutonius* é bastante resistente às condições ambientais e permanece viável nas paredes das células da criação e nas fezes das larvas. Esta pode sobreviver até 3 anos nos remanescentes de larvas mortas à temperatura ambiente e até 65 dias na cera. Pode ainda sobreviver à dessecação durante longos períodos de tempo (Torróntegui, 2020).

Patogenia e sinais clínicos

A bactéria *M. plutonius* é transmitida às larvas em desenvolvimento pelas abelhas adultas, afetando principalmente a criação não operculada. No entanto, podem ocorrer formas atípicas da doença, afetando a criação operculada. A doença não afeta pupas ou abelhas adultas. Por este motivo, é possível observar um padrão de criação irregular nos quadros afetados e a presença de larvas mortas em células não operculadas (Figura 40) (Ansari *et al.*, 2017; Djukic *et al.*, 2018; FAO, 2018; OIE, 2019). Numa colónia infetada, as abelhas responsáveis pela manutenção da criação contaminam as suas peças bucais com *M.*

plutonius na tentativa de limpar as células que contêm as larvas mortas. Estas transmitem a bactéria à criação durante a alimentação larvar, ao fornecer-lhe alimento contaminado com a bactéria, atuando como vetores. Geralmente são infetadas as larvas com menos de 48 h de vida, que são mais suscetíveis ao desenvolvimento da doença. Uma vez ingerida, a bactéria multiplica-se no intestino médio da larva infetada. Esta altera a membrana peritrófica do intestino, provocando dano tecidual e septicemia, que pode culminar com a morte da larva (Erban, 2017). A morte das larvas ocorre rapidamente após a infecção (1 a 2 dias antes da operculação), independentemente da casta a que as mesmas pertencem (Reid & Matheson, 2011; Djukic *et al.*, 2018; FAO, 2018). A infecção por *M. plutonius* debilita as larvas, favorecendo a invasão de agentes patogénicos secundários, como *Achromobacter euridice*, *Brevibacillus laterosporus*, *Enterococcus faecalis*, *Paenibacillus alvei* e *Paenibacillus dendritiformis*, que estão associados aos sinais clínicos de Loque europeia (The National Bee Unit, 2018; Mueller *et al.*, 2019).

As larvas infetadas adquirem uma posição anormal, surgindo torcidas no interior das células ou esticadas longitudinalmente (Figura 40). As larvas infetadas sofrem alteração da consistência, tornando-se flácidas. A sua cor geralmente progride de branco pérola a amarelo, e finalmente castanho. Posteriormente, as larvas mortas transformam-se em escamas secas, maleáveis não aderentes às paredes das células, sendo facilmente removidas pelas abelhas, diferenciando-se da escama da Loque americana. As colónias severamente afetadas podem apresentar um odor “azedo”, descrito com odor a vinagre, devido à invasão bacteriana secundária pelos agentes referidos anteriormente.

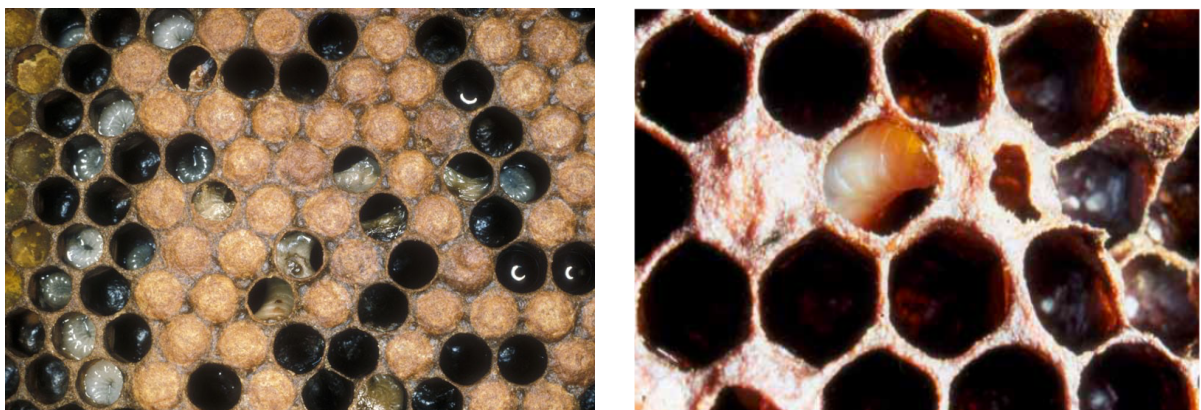


Figura 40. Infecção por Loque europeia com padrão de criação salteado, com morte das larvas em células não operculadas (esquerda) e larva em posição anormal nas paredes da célula (direita). Adaptado de: FAO, 2018.

A Loque europeia é considerada menos severa comparativamente à Loque americana. A infecção por *M. plutonius* pode permanecer numa colónia aparentemente saudável sem evidência de sintomatologia - infecção subclínica. A redução da atividade das colónias afetadas e a diminuição da população verifica-se apenas nas fases mais avançadas da doença (Ansari *et al.*, 2017; Mañes *et al.*, 2018). Os surtos de Loque europeia ocorrem com maior frequência nos períodos em que a colónia atravessa condições de stress que a debilitam, como a escassez de alimento (particularmente deficiência proteica), o desequilíbrio no efetivo da colónia, a ausência da rainha, a deslocação das colmeias (transumância), o manejo deficiente, a aplicação de pesticidas, a presença de condições climáticas adversas (clima frio e húmido) e a ausência de um comportamento higiénico que permita a rápida remoção das larvas afetadas. Algumas abelhas também apresentam predisposição genética para o desenvolvimento da doença. O estado de saúde das abelhas desempenha um papel importante no desenvolvimento da doença (Ansari *et al.*, 2017; Mañes *et al.*, 2018).

Diagnóstico

Os sinais clínicos podem ser confundidos com outras doenças que afetam a criação. No entanto, a Loque europeia é a única doença que afeta a criação não operculada, sendo uma característica importante a considerar. A presença do padrão de criação salteado e a mudança de posição das larvas também devem ser considerados indicadores de Loque europeia (Figura 40). De acordo com a OIE, as larvas mortas frescas constituem a amostra de eleição para o diagnóstico laboratorial, sendo possível identificar a bactéria no conteúdo intestinal das larvas, através da observação microscópica (microscopia ótica e microscopia eletrónica de varredura) de esfregaços corados com carbolfucsina. Os métodos bioquímicos para a deteção da bactéria incluem ensaios imunoenzimáticos, imunoenaios de fluxo lateral e PCR (Erban *et al.*, 2017).

A Loque americana (Tabela 4), o vírus da criação ensacada e a Varroose devem ser considerados diagnósticos diferenciais para a Loque europeia (OIE, 2019).

Tabela 4. Principais diferenças entre a Loque europeia e a Loque americana. Adaptado de: Russenova & Parvanov, 2005 e FAO, 2018.

Parâmetro	Loque europeia	Loque americana
Agente etiológico	<i>Melissococcus plutonius</i>	<i>Paenibacillus larvae</i>
Criação afetada	Criação não operculada	Criação operculada
Predisposição	Colónias sob stress nutricional e condições climáticas adversas, mais frequente na primavera	Colónias suscetíveis em todas as condições e estações
Aparência dos opérculos	Algumas células podem apresentar opérculos perfurados e afundados, com alteração da cor	Opérculos perfurados e afundados, de cor escura
Cor da criação afetada	Amarela, progredindo para castanha escura	Castanho claro, progredindo para castanho escuro e preto
Odor	Odor “azedo”	Odor pútrido
Aparência da larva morta	Larvas mortas não filamentosas Amarelado a castanho claro Posição anormal da larva	Larvas mortas castanhas, filamentosas
Escama larvar após a morte	Escama escura, pouco aderente às paredes da célula Fácil de remover	Escama castanha escura, fortemente aderida às paredes da célula Difícil de remover
Teste do palito	Negativo	Positivo

Tratamento e controlo

As colónias podem recuperar espontaneamente em algumas semanas, quando eliminados os fatores de stress, tais como: alimentação adequada da colmeia, presença de condições ambientais favoráveis (aumento da floração, temperatura quente) e limpeza adequada de todas as células afetadas (Russenova & Parvanov, 2005; CAP, 2007; FAO, 2018). A substituição da rainha de uma colónia afetada por uma rainha proveniente de uma colónia com bom comportamento higiénico constitui uma excelente medida de combate à Loque europeia, sobretudo se aliada a uma boa alimentação e a condições climáticas favoráveis. A seleção de abelhas resistentes à doença também constitui uma estratégia viável para o combate à Loque europeia. Na União Europeia está proibida a utilização de antibióticos, atendendo ao risco de aparecimento de resíduos nos produtos oriundos da colmeia, assim como, o desenvolvimento de resistência a antibióticos. A destruição está indicada no caso de colónias fortemente infetadas (OIE, 2019). Uma vez que o agente também foi encontrado no mel, está contraindicado o intercâmbio de quadros, mel e utensílios entre colónias infetadas

e colónias livres de doença. As abelhas, tal como os apicultores, constituem agentes de disseminação do agente, pelo que o manejo sanitário adequado é essencial para o controlo da doença. As abelhas adultas portadores da bactéria podem disseminá-la durante a pilhagem, a deriva, a enxameação e o movimento natural. As colónias assintomáticas têm um papel importante na disseminação da doença. Portanto, a transumância ou venda de colónias subclínicamente infetadas, pode levar à disseminação da doença (Russenova & Parvanov, 2005; FAO, 2018).

1.3.3. Doenças fúngicas

1.3.3.1. Nosemose

A Nosemose é uma doença provocada pelo fungo microsporídio *Nosema* spp. Durante décadas, a Nosemose foi atribuída exclusivamente à *Nosema apis*, que foi descrita pela primeira vez nas abelhas europeias *Apis mellifera*. No ano de 1996 foi descoberta uma nova espécie de *Nosema* spp. nas abelhas asiáticas *Apis cerana*, designada *Nosema ceranae* (OIE, 2018). Até ao ano de 2005, *Nosema apis* era descrita como o único microsporídio capaz de infetar a *Apis mellifera*. Nesse mesmo ano foi detetada uma infeção por *N. ceranae* nas colónias de *Apis mellifera* em Espanha. Desde então, este agente disseminou-se por outros países da Europa, assim como na América do Norte e do Sul, com consequências devastadoras para as colónias em todo o mundo. A apicultura global, com as trocas comerciais intensivas e a apicultura transumante contribuíram para esta disseminação (Baki *et al*, 2016; Mañes *et al.*, 2018). *Nosema ceranae* é mais prevalente nos países quentes e tem capacidade de infetar as colónias durante todo o ano, enquanto *Nosema apis* é mais prevalente nas regiões temperadas, apresentando um padrão sazonal que se reflete numa baixa prevalência no verão, um pico no outono, com aumento ligeiro no inverno, atingindo o pico no início da primavera (Mañes *et al.*, 2018; OIE, 2019). A Nosemose é uma doença de declaração obrigatória em Portugal apenas nas zonas controladas. Esta não é uma doença de notificação obrigatória à OIE (OIE, 2020).

Agente etiológico - *Nosema* spp.

A Nosemose é provocada por dois fungos do filo Microsporidia: *Nosema apis* e *Nosema ceranae* (Divya *et al.*, 2018). Ambas as espécies produzem esporos, que são considerados a forma infecciosa, de resistência e disseminação. Os esporos são compostos pelo exósporo, formado por proteínas que não permitem a passagem de luz, e pelo endósporo

composto por quitina, que permite a passagem de luz. O exósporo e o endósporo permitem a resistência do esporo a condições adversas. No seu interior, os esporos albergam um núcleo duplo com vacúolo posterior e um filamento polar enrolado. Na parte anterior do esporo existe uma zona designada de tubo polar, importante na invasão celular (Matovic *et al.*, 2020). Os esporos apresentam forma oval e são eliminados nas fezes, permitindo a transmissão a outras abelhas, a contaminação de flores e o transporte para a colónia juntamente com o pólen. Após a ingestão, estes instalam-se no intestino médio e são expulsos nas fezes das abelhas infetadas. A sua presença é facilmente identificada nas fezes e no conteúdo intestinal das abelhas, por serem refrativos quando usada microscopia de contraste. Os esporos de ambas espécies são similares, com ligeiras diferenças de tamanho e na estrutura interna. Os esporos de *Nosema apis* medem 5-7 μm de comprimento e 3-4 μm de largura, enquanto os esporos de *Nosema ceranae* são ligeiramente menores, com 3,3 μm de comprimento e 3 μm de largura (Figura 41). Os esporos são difíceis de distinguir por microscopia eletrónica, sendo necessário recorrer à análise molecular por PCR, sobretudo quando ocorrem infeções mistas (OIE, 2019; Sulborska *et al.*, 2019; Matovic *et al.*, 2020).

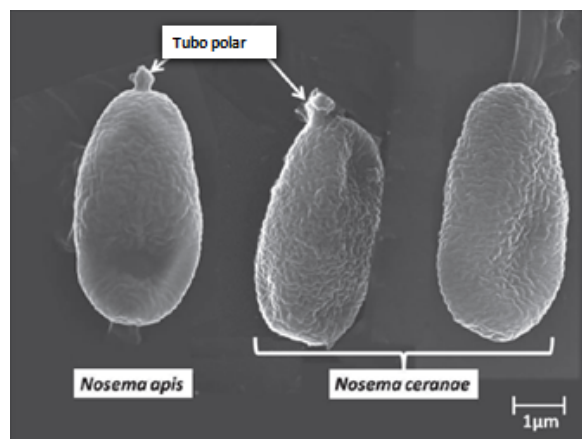


Figura 41. Esporos de *Nosema apis* e *Nosema ceranae* observados ao microscópio eletrónico de varrimento. Adaptado de: Ptasińska *et al.*, 2012.

Patogenia e sinais clínicos

As abelhas infetam-se pela ingestão de alimento e água contaminados com esporos de ambas as espécies de *Nosema* spp., através do processo de trofalaxia (transferência de alimento que se encontra no trato digestivo, de um indivíduo para outro) ou durante as tarefas de limpeza. *Nosema* spp. propaga-se rapidamente na colónia, afetando as três castas (obreiras, zângãos e rainhas) e tornou-se uma doença dominante nas colónias de abelhas

ocidentais. Regra geral, os zângãos e as abelhas forrageiras são os mais afetados, assumindo um papel preponderante na transmissão do agente. A transmissão entre colmeias pode ocorrer devido à pilhagem e à livre circulação dos zângãos (Divya *et al.*, 2018; OIE, 2019; Mura *et al.*, 2020).

Ambas as espécies *Nosema apis* e *Nosema ceranae* são fungos intracelulares obrigatórios, que afetam as células epiteliais do intestino médio das abelhas adultas, onde os esporos germinam, provocando inflamação intestinal e diarreia (Baki, *et al.*, 2016; Mañes *et al.*, 2018; Matovic *et al.*, 2019; OIE, 2019). O filamento polar dos esporos é evertido, permitindo a sua penetração no citoplasma das células, onde vão libertar o seu material genético (esporoplasma). O esporoplasma reproduz-se e origina numerosos esporos após ocorrer merogonia e esporogonia. A célula morre e os esporos são libertados no lúmen intestinal. Após a infeção de uma célula epitelial, o desenvolvimento de numerosos esporos maduros demora 3 dias no caso de *Nosema apis* e 4 dias no caso de *Nosema ceranae*. Estes esporos acumulam-se no intestino grosso e são expelidos nas fezes, podendo contaminar a água, o alimento (mel, pólen e geleia) e as estruturas da colmeia (quadro, cera e material apícola) (Mañes *et al.*, 2018). As larvas *Galleria mellonella* foram apontadas como um agente de disseminação destes esporos. Foi também confirmada a disseminação dos esporos por via aérea, pela ação do vento (Sulborska *et al.*, 2019). O abelharouco (*Merops apiaster*) que se alimenta de abelhas é também apontado como um dos agentes disseminadores dos esporos de *Nosema ceranae*, tendo sido identificada a presença de esporos nas fezes e nos ninhos desta ave migratória (Valera *et al.*, 2017; Hernandez *et al.*, 2018).

Os esporos de *Nosema apis* permanecem viáveis mais de 1 ano nas fezes, 4 meses no mel e na cera, e 4,5 anos nos cadáveres das abelhas infetadas. Os esporos da *Nosema ceranae* são resistentes à dessecação, mas são muito sensíveis à congelação. A contaminação fecal da cera, especialmente nos quadros usados para a criação e de outras superfícies internas da colmeia atuam como fonte de infeção para a próxima geração de abelhas. A presença de esporos vazios no interior do epitélio parasitado é considerada uma evidência de que a autoinfeção é uma característica comum ao ciclo biológico destes agentes (Figura 42) (Hernández *et al.*, 2018; OIE, 2019).

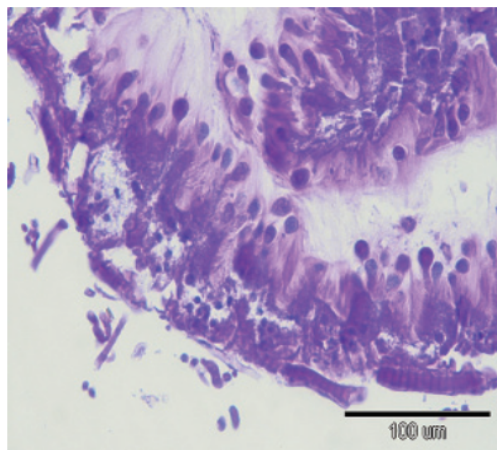


Figura 42. Imagem microscópica do intestino médio de *Apis mellifera* infetada com esporos de *Nosema ceranae*. Adaptado de: Gajger *et al.*, 2015.

O intestino médio desempenha funções importantes na digestão, segregando substâncias que intervêm na digestão do pólen e do mel. O correto funcionamento do intestino é comprometido, desenvolvendo alterações no metabolismo dos carboidratos, no consumo de alimento e na resposta imunitária, tornando as abelhas mais vulneráveis a inseticidas e a outras doenças, nomeadamente à Ascosferiose. O intestino das abelhas afetadas apresenta cor branca e friável, contrastando com a cor amarela do ventrículo normal (Figura 43) (Clément & Rotgé, 2012; Divya *et al.*, 2018; Mañes *et al.*, 2018; OIE, 2019).

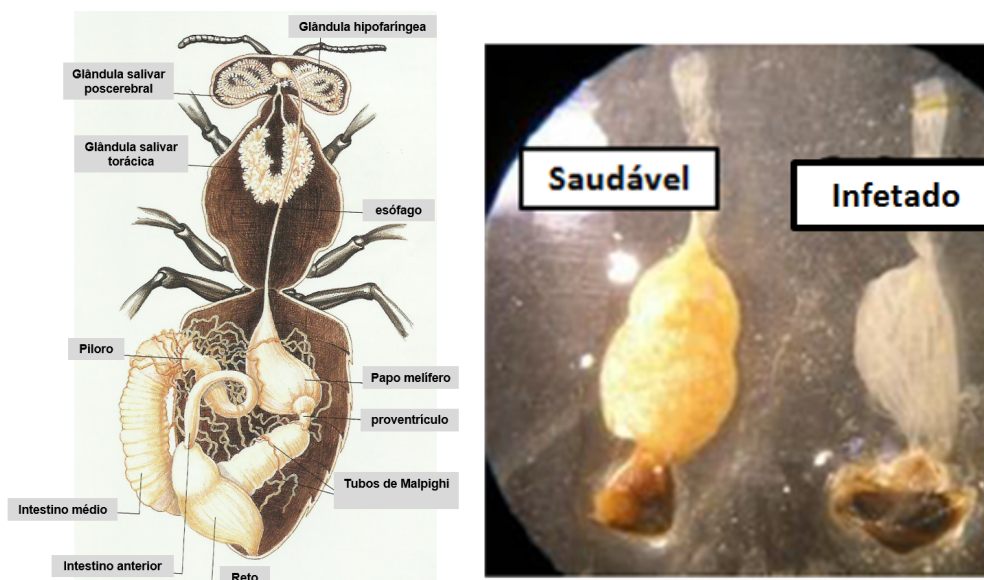


Figura 43. Trato gastrointestinal de uma abelha saudável (esquerda) e comparação do trato gastrointestinal entre um animal saudável e um animal infetado com *Nosema* spp., evidenciando diferente coloração (direita). Adaptado de: Clément & Rotgé, 2012 e Divya *et al.*, 2018.

A infecção por *Nosema* spp. leva a alterações nas feromonas das abelhas, o que se traduz num início precoce da atividade forrageira, alterando o comportamento das colónias. Embora ambas as espécies de *Nosema* spp. afetem a viabilidade das colónias, as colónias apresentam quadros clínicos distintos, dependendo da espécie responsável pela infecção. A infecção por *Nosema apis* provoca a Nosemose tipo A, conhecida como noseemose clássica e facilmente reconhecida pelos apicultores. A infecção por *Nosema ceranae* é responsável pela Nosemose tipo C (Mura *et al.*, 2020).

Nosemose tipo A

A Nosemose provocada pela infecção por *Nosema apis* é vulgarmente conhecida como a doença responsável pela disenteria da abelha melífera. A infecção aguda por *Nosema apis* provoca distúrbios digestivos (diarreia), abdómen distendido, enfraquecimento (presença de abelhas a rastejar, incapazes de voar, na frente da colmeia) e morte das abelhas, sobretudo no inverno e no início da primavera, com uma redução acentuada da produtividade da colónia. As abelhas infetadas defecam no ninho e as obreiras infetam-se ao limpar a colmeia com excrementos contaminados. Observa-se o aparecimento de manchas fecais na tábua de voo, nas estruturas internas da colmeia, no topo dos quadros, no fundo e na frente da colmeia, sendo uma das principais manifestações de infecção, facilmente reconhecida pelos apicultores. Estas alterações não são visíveis na infecção por *Nosema ceranae* (Figura 44) (Divya *et al.*, 2018).



Figura 44. Abelha infetada com *Nosema apis* com abdómen distendido (esquerda) e presença de manchas fecais na colmeia (direita). Adaptado de: Divya *et al.*, 2018.

Nosemose tipo C

A *Nosemose* tipo C é considerada uma doença emergente. O agente responsável pela infeção - *Nosema ceranae* - é altamente patogénico quando inoculado de forma experimental nas abelhas *Apis mellifera*, estando associada à diminuição da produção de mel e ao aumento da mortalidade no inverno. A dose média capaz de causar infeção é mais reduzida para *Nosema ceranae*, quando comparada com *Nosema apis* (Hernandez *et al.*, 2018; Matovic *et al.*, 2019). As manifestações de infeção por *Nosema ceranae* são mais difíceis de observar, quando comparada com a infeção por *Nosema apis*. Os principais sinais consistem em: declínio da produção de mel, diminuição da esperança média de vida das obreiras em 9 dias e baixo crescimento da colónia na presença de condições favoráveis (Dussaubat *et al.*, 2010; Divya *et al.*, 2018). As infeções severas podem conduzir ao colapso da colónia, com ausência de abelhas na colmeia. De referir que a infeção é mais prevalente nas abelhas forrageiras, comparativamente às abelhas que realizam tarefas no interior da colmeia. O voo de retorno após a atividade forrageira é prejudicado por esta infeção, com desorientação e falha no regresso das abelhas. A constante perda de abelhas forrageiras causa desequilíbrio na colónia e leva a que abelhas jovens se tornem abelhas forrageiras de forma precoce numa tentativa de equilibrar a colónia, sendo estas pouco eficientes. Várias pesquisas demonstraram que as abelhas infetadas apresentavam níveis mais elevados da feromona oleato de etilo, comparativamente às abelhas saudáveis, sendo a sua elevação proporcional ao nível de infeção. O oleato de etilo é uma feromona presente nas abelhas forrageiras e responsável pela regulação/maturação do comportamento forrageiro. Esta doença debilita as abelhas, predispondo ao desenvolvimento de outras doenças, que levam ao colapso da colónia, com graves prejuízos económicos a nível global (Dussaubat *et al.*, 2010).

Diagnóstico

Os casos de infeção por *Nosema apis* são facilmente identificados devido à presença de diarreia (manchas fecais) e de abelhas mortas na colónia (Divya *et al.*, 2018). A recolha de amostras representativas e qualidade das mesmas (recolha de um número suficiente de abelhas, assim como abelhas de diferentes castas) é essencial para a obtenção de um diagnóstico fidedigno. Devem ser recolhidas obreiras mais velhas na entrada da colmeia, por serem as que apresentam maior probabilidade de infeção. Quando se procede à abertura da colmeia devem ser colhidas as abelhas que se encontram mais afastadas da câmara de criação. A recolha de 60 abelhas permite a deteção de um nível de infeção de 5%, com 95%

de confiança. As amostras devem ser enviadas de imediato para o laboratório, devidamente acondicionadas em caixas de cartão. O diagnóstico laboratorial consiste na estimativa do número de esporos de *Nosema* spp. em amostras de 50 a 100 abelhas (OIE, 2019).

A observação microscópica permite a identificação dos esporos de *Nosema* spp., mas a técnica de PCR é considerada o melhor método por ser mais sensível, pois permite a detecção de baixos níveis de infecção que passam despercebidos na avaliação microscópica e permite a distinção de *Nosema apis* e *Nosema ceranae* (OIE, 2019). Como diagnósticos diferenciais devem ser consideradas a Acarapisose, Amebíase, doenças virais e envenenamento por pesticidas (Torróntegui, 2020).

Tratamento e controlo

Considerando que ambos os microsporídios se encontram disseminados mundialmente, o tratamento das abelhas contribui para prevenir a propagação da infecção nas colónias não infetadas (OIE, 2019). O antibiótico fumagilina é eficiente contra a *Nosema apis* e a *Nosema ceranae*, embora em determinadas circunstâncias não atue na *Nosema ceranae*. A sua utilização é permitida nos Estados Unidos da América, mas não se encontra autorizada na União Europeia devido ao limite máximo de resíduos no mel. Assim, têm sido descritos alguns tratamentos alternativos, como a utilização de extratos de plantas, extratos de algas e timol. A aplicação de ácido oxálico diminui a percentagem de abelhas infetadas por *Nosema ceranae*.

Face à escassez de tratamentos na Europa, as boas práticas sanitárias de manejo apícola e os métodos profiláticos desempenham a melhor forma de controlo da doença. A utilização de rainhas saudáveis e a substituição anual (ou a cada 2 anos) da rainha pode ser vantajosa, pois as rainhas jovens mantêm um ritmo de postura elevado o que permite a renovação da população de forma adequada. Quando detetada a infecção por *Nosema* spp. deve proceder-se à substituição dos quadros com frequência, e desinfeção adequada do material apícola e das colmeias para eliminação dos esporos através da utilização de um maçarico. No caso de infecção por *N. ceranae*, a congelação do material é utilizada para reduzir a viabilidade dos esporos. As colónias severamente afetadas devem ser eliminadas e o material deve ser desinfectado e esterilizado. O aquecimento do mel a 60°C e da cera a 100°C durante 30 minutos permite eliminar os esporos de *Nosema apis*. A suplementação proteica ou a adição de suplementos alimentares de pólen pode ser necessária para prevenir as deficiências nutricionais na colónia, em caso de falha da floração, deficiência proteica ou infestação descontrolada por *Varroa destructor*, que pode favorecer uma rápida evolução da Nosemose (Glavinic *et al.*, 2017; Martínez, 2019).

1.3.3.2. Ascosferiose

A Ascosferiose, também designada de doença da “cria de giz” (chalkbrood), é uma doença fúngica invasiva da criação operculada, cujo agente etiológico é *Ascosphaera apis*. Esta é considerada a doença micótica mais frequente na abelha melífera (*Apis mellifera*). A Ascosferiose é mais frequente durante a primavera, momento em que o crescimento do fungo é mais favorável, devido às condições das colmeias (frias, húmidas e mal ventiladas) (Bailón & Encarnación, 2013; FAO, 2018). Atualmente, a Ascosferiose encontra-se distribuída mundialmente e a sua incidência tem aumentado nos últimos anos, tornando-se um problema grave na apicultura (FAO, 2018).

A Ascosferiose não é uma doença de notificação obrigatória à OIE. Contudo é uma doença de declaração obrigatória em alguns países, nomeadamente em Portugal, unicamente nas zonas controladas, tal como descrito do Decreto-Lei nº 203/2005 (FAO, 2018).

Agente etiológico - *Ascosphaera apis*

Os esporos de *Ascosphaera apis* produzidos sexualmente (ascósporos) são a forma primária de infeção para a criação. Estes medem aproximadamente 2,7-3,5 µm x 1,4-1,8 µm e possuem uma parede grossa e uma membrana que os protegem de condições ambientais adversas (Figura 45). Estes esporos são resistentes a temperaturas extremas, à radiação ultravioleta e à temperatura de fusão da cera. Estes esporos podem permanecer viáveis durante 4 anos no meio ambiente, durante 15 anos nas abelhas melíferas e por longos períodos de tempo no mel e na cera, sendo capazes de originar novas infeções anos após a primeira infeção (Bailón & Encarnación, 2013; Mañes *et al.*, 2018; FAO, 2018).

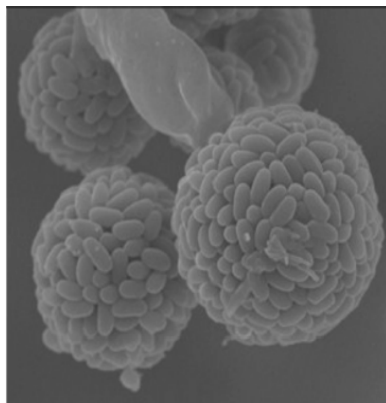


Figura 45. Esporos de *Ascosphaera apis* com múltiplos ascósporos, observados por microscopia eletrônica de varrimento. Adaptado de: Jensen *et al.*, 2013.

Patogenia e sinais clínicos

Os esporos infetantes são introduzidos na colônia através da pilhagem ou uso de material contaminado. Uma vez na colônia, os esporos disseminam-se por trofalaxia e pelas atividades de limpeza, podendo infetar abelhas de qualquer casta (Mañes *et al.*, 2018). Embora as abelhas adultas não sejam suscetíveis ao *Ascosphaera apis*, estas desempenham um papel importante na transmissão da doença no interior da colônia, entre colônias e entre apiários. A apicultura transumante, o comércio e as práticas de manejo apícola inadequadas, tais como o intercâmbio de material e utensílios contaminados, constituem importantes veículos de disseminação da doença entre apiários (Albo *et al.*, 2017; FAO, 2018).

As larvas infetam-se ao ingerir alimento contaminado com ascósporos de *Ascosphaera apis*. Independentemente da casta a que pertencem, as larvas com 1 a 4 dias de idade e as larvas que se encontram nos bordos do ninho são mais suscetíveis à infecção, por se encontrarem mais frias (FAO, 2018). Os esporos desenvolvem-se no interior das larvas e germinam no lúmen do intestino médio. Após penetrar no epitélio digestivo, o micélio fúngico (massa branca de hifas) começa a crescer e invade todos os tecidos larvares, provocando a sua morte nas células operculadas e posterior mumificação. A morte ocorre devido ao dano mecânico e enzimático, e também devido ao impedimento de circulação da hemolinfa. Após a morte, as larvas sofrem desidratação e adquirem aspeto de múmia com cor branca ou negra (Mañes *et al.*, 2018). As múmias de cor branca são compostas por restos celulares de fragmentos de micélio, enquanto as múmias negras são compostas por ascósporos (Figura 46). A criação mumificada não apresenta qualquer odor característico. A germinação dos ascósporos requer condições muito específicas, como a temperatura e o pH, condições de anaerobiose, podendo ainda depender exclusivamente do alimento larvar para o seu desenvolvimento e crescimento. Esta infecção raramente conduz à morte da colônia, mas debilita-a pela redução da população de abelhas, com conseqüente declínio na produção de mel em aproximadamente 5-37%, assim como na polinização (Reuter & Spivak, 2016). O desenvolvimento de um quadro clínico da doença requer a presença de diversos fatores, tais como: arrefecimento da criação instalada em zonas húmidas e frias, stress, desequilíbrio na população de abelhas e carência de pólen (Padilla *et al.*, 2014; Castagnino *et al.*, 2020). A infecção por outros agentes patogénicos, tais como *Varroa destructor*, *Nosema ceranae* e agentes virais, assim como a deficiência de proteína (carência de alimento), o aumento do uso de pesticidas, o transporte de longa duração que leva ao enfraquecimento do sistema imunitário, e o comportamento higiénico deficiente, fragilizam a colônia, contribuindo para o aumento da incidência de Ascosferiose (Castagnino *et al.*, 2020).



Figura 46. Larvas mumificadas com aspeto semelhante a um pedaço de giz de cor negra (esquerda) devido aos restos celulares de micélio, ou cor branca (direita) pela acumulação de ascósporos, após contaminação por *Ascospaera apis*. Adaptado de: Ritter, 2001 e Plant Health Australia, 2016.

A presença de múmias (larvas brancas e endurecidas, com aspeto semelhante a um pedaço de giz) no interior das células de criação é um sinal inequívoco da presença de infeção por Ascosferiose (Reuter & Spivak, 2016). A nível da colónia observa-se um enfraquecimento progressivo e o quadro que alberga a criação apresenta um aspeto anormal, com padrão irregular. Os opérculos podem estar perfurados devido à remoção da criação mumificada efetuada pelas abelhas obreiras responsáveis pela limpeza, levando a que a postura da rainha seja irregular, conferindo o aspeto de criação salteada (Mañes *et al.*, 2018). Os sinais clínicos tornam-se evidentes na primavera, quando ocorre uma rápida expansão da colónia e as abelhas não são capazes de manter o aquecimento adequado da criação (FAO, 2018).

Diagnóstico

O diagnóstico baseia-se no exame clínico e observação de alguns sinais, tais como presença de múmias no fundo da colmeia, ou na criação operculada ou não operculada. O diagnóstico definitivo é obtido mediante análise laboratorial para pesquisa de ascósporos. Esta baseia-se na observação da múmia com recurso a um microscópio ótico. Também é possível recorrer à cultura microbiológica para pesquisa de esporos. No caso de múmias de cor branca, é necessário recorrer à cultura em meio agar para permitir o crescimento, reprodução e formação de esporos. A presença e quantificação de *Ascospaera apis* pode ser realizada com recurso a técnicas de biologia molecular, como PCR e PCR em tempo real (Castagnino *et al.*, 2020). A doença da cria ensacada, a Loque americana e a Loque europeia devem ser considerados diagnósticos diferenciais.

Tratamento e controlo

Até à data, não existe tratamento antifúngico eficaz para a Ascosferiose. No entanto, vários estudos *in vitro* demonstraram que os óleos essenciais provenientes de algumas plantas aromáticas podem ser uma ferramenta eficaz devido aos seus efeitos antifúngicos. Os óleos essenciais que contêm carofileno, carvacrol, citral, dialil-sulfeto, E-cinamaldeído, eugenol, isotiocianato e timol apresentam uma ação fungicida mais forte. A utilização dos óleos essenciais deve ser combinada com programas integrados de gestão da doença (Albo *et al.*, 2017; Tutun *et al.*, 2018). A profilaxia consiste na aplicação de medidas de maneio que eliminem fatores predisponentes extrínsecos (evitar a abertura frequente da colmeia para proteger contra a humidade e o frio) e intrínsecos (escassez de alimento) (Padilla *et al.*, 2014). Deve evitar-se a instalação das colmeias em locais húmidos e pouco soalheiros, elegendo locais que permitam exposição solar em épocas húmidas ou frias. As colmeias devem ser elevadas em relação ao solo para favorecer a ventilação. Está recomendada a manutenção de colónias fortes e bem alimentadas, e a utilização de rainhas jovens, prolíficas e com bom comportamento higiénico. As rainhas com comportamento higiénico adequado transmitem esta característica às abelhas responsáveis pela limpeza e estas tornam-se capazes de eliminar as larvas infetadas da colónia, aumentando a resistência à Ascosferiose e evitando a propagação da doença. Os apicultores devem inspecionar a criação regularmente. A eliminação dos quadros infetados é a forma mais eficaz de eliminar os esporos e evitar a propagação da doença (Reuter & Spivak, 2016). A higienização do material apícola por irradiação (radiação gama) é um método eficaz na eliminação dos esporos, no entanto não acessível a todos os apicultores (Padilla *et al.*, 2014; Castagnino *et al.*, 2020).

1.3.4. Doenças virais

Embora a *Apis mellifera* seja afetada por inúmeros vírus, alguns deles destacam-se pela sua ampla distribuição e pelos efeitos patogénicos nas colónias, incluindo: vírus da paralisia aguda (ABPV), vírus da paralisia crónica (CBPV), vírus da criação ensacada (SBV) e vírus das asas deformadas (DWV).

1.3.4.1. Vírus da paralisia aguda

O ABPV foi descoberto acidentalmente, quando estava a ser investigado o CBPV (Tripp *et al.*, 2016). Este vírus encontra-se disperso mundialmente, embora com uma presença mais acentuada na Europa. A *Varroa destructor* transmite o ABPV quando regurgita a hemolinfa, cada vez que muda de hospedeiro para se alimentar. A sua prevalência nas colmeias varia ao longo do ano, atingindo o pico no final do verão. Embora este vírus afete todas as fases da vida da abelha, apenas se observa sintomatologia nas abelhas adultas. A sintomatologia aguda inclui tremores nas asas e no corpo, paralisia progressiva em 2 a 4 dias, incapacidade de voar e perda de pelos, culminando com a morte do animal infetado (Rubiano, 2016). Algumas abelhas vagueiam para longe da colmeia a que pertencem antes de morrer. Na criação observa-se uma disposição em mosaico. Não existe um tratamento específico para o vírus, pelo que é essencial combater as infestações por *Varroa destructor* de forma eficaz (Clément & Rotgé, 2012).

1.3.4.2. Vírus da paralisia crónica

O CBPV, também conhecido como síndrome da abelha negra, encontra-se distribuído mundialmente. Este vírus infeta apenas abelhas adultas e é encontrado mais frequentemente em colónias infestadas pela *Varroa destructor*. O CBPV apresenta tropismo para as células do sistema nervoso e tegumentar, originando duas síndromes distintas, que podem ocorrer simultaneamente na mesma colónia. A síndrome do tipo 1 ocorre devido ao tropismo do vírus para as células do sistema nervoso e caracteriza-se pelo tremor das asas e do corpo, e a paralisia das abelhas infetadas. A síndrome do tipo 2, conhecida como “black robbers”, resulta do tropismo para as células do sistema tegumentar e caracteriza-se por paralisia, perda de pelo do abdómen e escurecimento da abelha, que leva à rejeição pela colónia e ataque pelos indivíduos saudáveis da colónia (Mañes *et al.*, 2018). As colónias severamente afetadas podem entrar em colapso (Coulona *et al.*, 2018).

1.3.4.3. Vírus da criação ensacada

A doença da cria ensacada ocorre devido à presença do vírus *Morator aetatula*, que se encontra amplamente distribuído pelas colónias de *Apis mellifera* em todos os continentes. Este vírus apresenta maior prevalência durante a primavera, quando ocorre o desenvolvimento da colónia e existe maior número de larvas de abelhas obreiras suscetíveis (Levin *et al.*, 2016; Plant Health Australia, 2016; Mañes *et al.*, 2018). Embora a infeção pelo

SBV seja frequentemente assintomática, podem ocorrer infeções que se caracterizam pela falha na metamorfose da cria, com acumulação de líquido entre a larva e a cutícula que a envolve, constituindo um “saco” característico. A cor das larvas altera-se de branco-pérola para amarelo pálido, com a evolução da doença (Rubiano, 2016). A morte das larvas ocorre pouco tempo depois da operculação, antes de atingir a fase de pupa. Os restos larvares acabam por secar, transformando-se numa escama não aderente. As abelhas responsáveis pela manutenção da criação podem infetar-se devido à rutura do “saco”. O vírus aloja-se nas glândulas hipofaríngeas e pode ser transmitido à criação através do alimento. Na análise da colmeia, os quadros apresentam criação irregular e alguns opérculos aparecem ruídos pelas obreiras. Os sinais podem ser confundidos com os da Loque americana (Locke *et al.*, 2019; Mañes *et al.*, 2018). De um modo geral, as colónias são capazes de controlar esta doença, embora possam surgir surtos em momentos de escassez de alimento, condições climáticas adversas ou presença de uma rainha com baixa capacidade de postura de ovos. Assim, o controlo da doença passa pela suplementação da colónia com alimento ou pela introdução de uma rainha jovem. Caso o número de células afetadas seja elevado, recomenda-se a eliminação dos quadros com criação doente (Mañes *et al.*, 2018).

1.3.4.4. Vírus das asas deformadas

O DWV foi identificado em 1982, no Japão. A estreita relação deste vírus com a *Varroa destructor* terá levado à sua distribuição mundial. A sintomatologia do DWV consiste na presença de abelhas recém-nascidas deformadas ou com desenvolvimento insuficiente das asas, encurtamento do corpo e redução da esperança média de vida das abelhas em 50 a 75%. A relação do DWV com a *Varroa destructor* constitui uma das maiores ameaças das colónias de *Apis mellifera* (Locke, 2015; Rubiano, 2016).

1.4. Plano integrado de controlo oficial de apiários

A abelha é um animal com interesse pecuário e a preservação da sua saúde constitui um desafio sanitário. A DGAV é a autoridade sanitária oficial responsável pela elaboração do programa sanitário apícola e o pelo Plano Integrado oficial de Controlo de Apiários (PICOA). Este plano tem como objetivos garantir a saúde das abelhas, controlar os fármacos usados na atividade apícola e garantir a qualidade do mel. O PICOA baseia-se na realização de controlos oficiais a apiários localizados em território nacional continental, com posterior comunicação dos resultados e recomendações aos apicultores, e foi aplicado pela primeira vez em 2015 (DGAV, 2020a).

Os controlos dos apiários são realizados por técnicos dos serviços regionais da DGAV: Norte, Centro, Lisboa e Vale do Tejo, Alentejo e Algarve. Segundo o PICOA, anualmente devem ser efetuados 30 controlos oficiais a apiários em cada uma das regiões. Os apiários são seleccionados considerando pelo menos um dos seguintes motivos: suspeita clínica de *Aethina tumida*, suspeita clínica de *Tropilaelaps* spp., entrada em zona controlada, apiário transumante, efetivo (total ou parcial) proveniente de troca intracomunitária ou efetivo (total ou parcial) proveniente de importação de país terceiro. Os procedimentos para implementação do PICOA incluem: a colheita de amostras (abelhas e favos), o preenchimento de uma lista de verificação e a elaboração dos relatórios dos controlos, resultados e informação ao apicultor. As amostras são enviadas para análise anatomopatológica no Instituto Nacional de Investigação Veterinária (INIAV), o laboratório de referência a nível nacional (Figura 47).

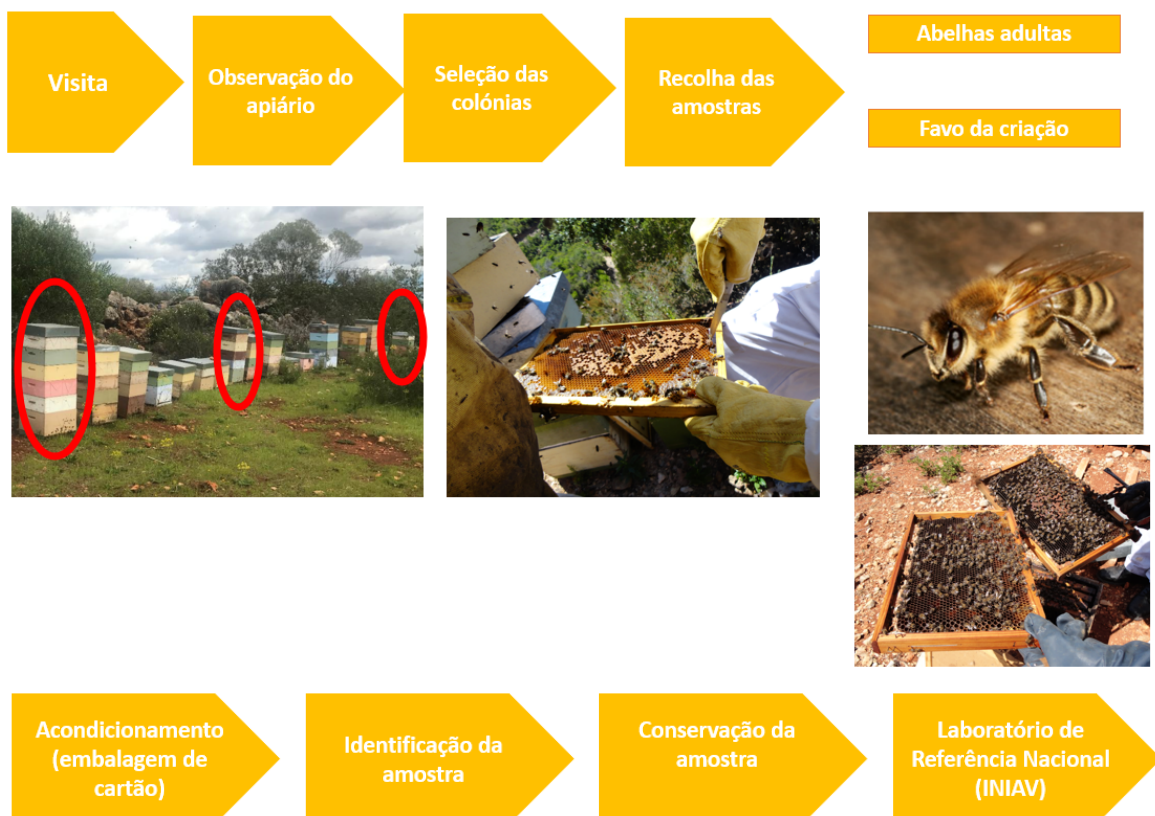


Figura 47. Procedimentos para a execução do PICOA. Adaptado de: DGAV, 2020.

O número de colónias a amostrar é determinado pela dimensão do apiário (Tabela 5). As colónias são seleccionadas aleatoriamente, mas deve ser dada preferência à colheita de amostras das colmeias suspeitas de patologia, e às colmeias situadas nas extremidades e centro do apiário, por serem as mais “visitadas” pelas abelhas.

Tabela 5. Número de colónias a amostrar por apiário. Adaptado de: DGAV, 2020.

Classes do apiário (colmeias)	Colónias a amostrar por apiário
1 a 5	2
6 a 10	5
11 a 20	6
21 a 60	9
61 a 100	10

A recolha das amostras e o envio para o laboratório devem seguir as seguintes normas:

- Abelhas adultas: é necessário colher cerca de 60 a 70 abelhas de cada colónia, vivas ou mortas recentemente. Quando as abelhas são colhidas no solo, este pormenor deve ser mencionado. As abelhas devem ser recolhidas de várias colónias do mesmo apiário, para a mesma embalagem de cartão. Exceto quando existir sintomatologia ou suspeita de patologias, estas devem ser alvo de amostragem individual. É muito importante assegurar que a rainha não faz parte da amostra e a sua ausência deve ser confirmada com o apicultor.
- Favo com criação de abelha: enviar um fragmento de favo com criação operculada e não operculada, com a dimensão de cerca de 12x12 cm, numa embalagem de cartão. Devem ser colhidas amostras da criação nas colónias com suspeita de debilidade (criação morta ou com mau odor). É importante não enviar favos com mel.

O envio das amostras para o laboratório deve ser imediato, mas caso não seja possível, estas devem ser refrigeradas (2°C-8°C) até 78 horas após a sua colheita. Se o período for superior, as amostras devem ser congeladas após a sua colheita. O acondicionamento das amostras deve ser efetuado de modo a garantir que não existe fuga do seu conteúdo até à chegada ao laboratório (DGAV, 2020).

1.5. Objetivos

O presente trabalho teve como objetivo realizar um estudo sanitário nos apiários da região do Algarve, tendo por base a implementação do PICOA, de modo a identificar a presença de doenças nos apiários da região.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1. Recolha de amostras

As amostras foram recolhidas em 51 apiários dos 16 concelhos da região do Algarve: Albufeira, Alcoutim, Aljezur, Castro Marim, Faro, Lagoa, Lagos, Loulé, Monchique, Olhão, Portimão, São Brás de Alportel, Silves, Tavira, Vila do Bispo e Vila Real de Santo António, no período compreendido entre 29 de abril e 12 de agosto de 2019, no âmbito do PICOA. Os apiários de cada concelho foram selecionados aleatoriamente, com recurso à base de dados da DGAV, mediante consulta da declaração de existência de apicultores. Foram aplicados os seguintes critérios de seleção do apiário:

- Apiário transumante;
- Apicultor com registo inicial no ano em curso;
- Efetivo (total ou parcialmente) proveniente de troca intracomunitária;
- Efetivo (total ou parcialmente) proveniente de importação de país terceiro;
- Apiário localizado em concelho com Loque americana confirmada no último ano;
- Outros motivos devidamente justificados (exemplo: aumento da mortalidade).

Após a seleção do apiário foi agendada a visita para recolha de amostras, mediante contacto telefónico com o apicultor, no qual foi definido o dia, hora e local de encontro. No dia prévio à visita foi requisitada a viatura aos Serviços de Alimentação e Veterinária da Região do Algarve para deslocação ao terreno e preparado o material necessário para a deslocação: equipamento de proteção individual e material de recolha de amostras (embalagens de cartão, material de corte, vassoura apícola, luvas descartáveis tamanho XXL para cobrir as luvas de proteção individual e minimizar o risco de contaminação, mala isotérmica, bolsas de gelo e marcadores para identificação de amostras). Foi também preparada a documentação necessária, incluindo: declaração de existência, lista de verificação do PICOA e documentos a entregar ao apicultor (folha de registo de medicamentos, folha de medicamentos veterinários homologados para uso em abelhas e documento de requisição de análises laboratoriais).

A visita aos apiários decorreu durante o período da manhã, nas horas de maior calor. Em alguns casos, a visita foi condicionada por condições meteorológicas adversas e pela ausência de temperatura ótima, impossibilitando a manipulação das colónias. As visitas foram posteriormente reagendadas, de modo a salvaguardar a saúde das colónias. À chegada ao apiário, foi explicado ao apicultor o objetivo e os benefícios de implementação do PICOA, e

foi verificado o cumprimento do disposto no Decreto-Lei 203/2005, de 25 de Novembro, nomeadamente a aposição do número de registo do apicultor em local bem visível dos apiários (Artigo 3º) e a implantação do apiário a mais de 50 m da via pública, a mais de 100 m de qualquer edificação em utilização, exceto caminhos rurais e agrícolas, bem como edificações destinadas à atividade apícola do apicultor detentor do apiário (Artigo 4º).

O número de colónias a amostrar foi definido em função da dimensão do apiário. As colónias foram selecionadas de forma aleatória, dando preferência às colmeias que se encontravam nas extremidades e centro do apiário. No caso de existência de sinais clínicos em alguma das colmeias, procedeu-se à recolha de amostras nestas colmeias.

2.1.1. Recolha de amostras de abelhas adultas

Primeiramente foi pesquisada a presença da rainha, de modo a não a incluir na amostra. De seguida foi selecionado o quadro com abelhas adultas em quantidade suficiente e confirmada a ausência da rainha com o apicultor. Com o auxílio de uma vassoura apícola procedeu-se ao varrimento de cerca 50 a 70 abelhas de cada colónia para o interior de uma embalagem de cartão. As abelhas de diferentes colónias do mesmo apiário foram recolhidas para a mesma embalagem, exceto nos casos em que existia suspeita de patologia, em que as abelhas foram colocadas em embalagens de cartão individuais. As abelhas mortas que se encontravam em frente ou ao redor das colmeias foram recolhidas manualmente. As amostras foram devidamente identificadas e numeradas.

2.1.2. Recolhas de amostras de favos de criação

A amostragem de favos de criação consistiu na recolha de um fragmento de favo da criação da abelha, operculada e não operculada, com a dimensão de aproximadamente 12x12 cm. Foi dada preferência à recolha de ceras velhas e de favos de criação de zângão, e evitada a recolha de favos com mel para não prejudicar o diagnóstico laboratorial (Figura 48). Além da recolha de favos de criação aleatória, esta também foi realizada nas colónias com sinais clínicos suspeitos. Neste caso, as amostras foram colocadas individualmente em caixas de cartão e devidamente identificadas. No final da visita aos apiários foi preenchida uma lista de verificação do PICOA (atribuído um grau de cumprimento) e a respetiva requisição da análise laboratorial.



Figura 48. Recolha de amostras de favos de criação. Fonte: autor.

2.2. Envio das amostras e análise laboratorial

As caixas de cartão com as amostras de abelhas adultas e de favos de criação foram refrigeradas imediatamente após a sua recolha numa mala isotérmica com contentores de gelo, até à chegada aos Serviços de Alimentação e Veterinária da Região do Algarve. Uma vez nos Serviços, as amostras foram congeladas a -20°C até ao envio para o laboratório do INIAV, em Lisboa. Para o envio para o INIAV, as amostras foram retiradas do congelador, colocadas numa mala isotérmica com contentores de gelo e transportadas de carro. As amostras foram acompanhadas por uma cópia da declaração de existências do apicultor e a requisição laboratorial.

Uma vez no INIAV, as amostras das abelhas adultas foram preparadas mediante dissecação e maceração manual. Os opérculos dos fragmentos dos favos da criação foram observados macroscopicamente, a fim de avaliar a existência de alterações. Os resultados laboratoriais foram enviados para a Direção de Serviços de Alimentação e Veterinária da Região do Algarve, onde foi elaborado um relatório da visita, e ambos comunicados ao apicultor mediante o envio de carta registada com aviso de receção.

2.3. Análise dos resultados

A análise estatística descritiva dos dados foi realizada com recurso ao programa Microsoft Excel versão 16.39 (Microsoft, EUA).

3. RESULTADOS

3.1. Apiários controlados

3.1.1. Distribuição geográfica e tipo de apiário

Foram recolhidas amostras de 51 apiários distribuídos por 16 concelhos da região do Algarve. O maior número de apiários foi avaliado no concelho de Loulé (n=10; 19,6%), enquanto nos concelhos de Lagoa, Portimão, São Brás de Alportel e Vila Real de Santo António foi avaliado apenas um apiário (Figura 49).

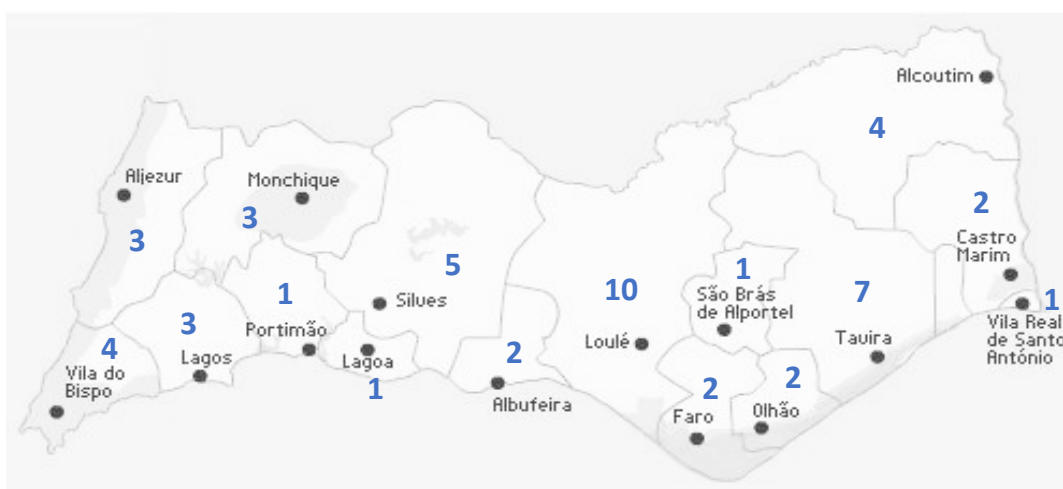


Figura 49. Distribuição geográfica dos apiários visitados na região do Algarve.

De acordo com os critérios de seleção do PICOA, os apiários visitados eram na sua maioria usados na apicultura transumante (n=37; 72,5%), sendo que apenas um era usado para trocas intracomunitárias (n=1; 2,0%) (Gráfico 1). À exceção dos concelhos de São Brás de Alportel e Vila Real de Santo António, todos os concelhos apresentaram apiários transumantes. Os apiários não implementados em zonas controladas foram identificados nos concelhos de Alcoutim, Aljezur e Castro Marim. Os concelhos de Faro, São Brás de Alportel, Silves, Tavira e Vila Real de Santo António apresentaram apiários com registo inicial no ano em curso. O apiário para trocas intracomunitárias foi identificado no concelho de Silves (Gráfico 2).

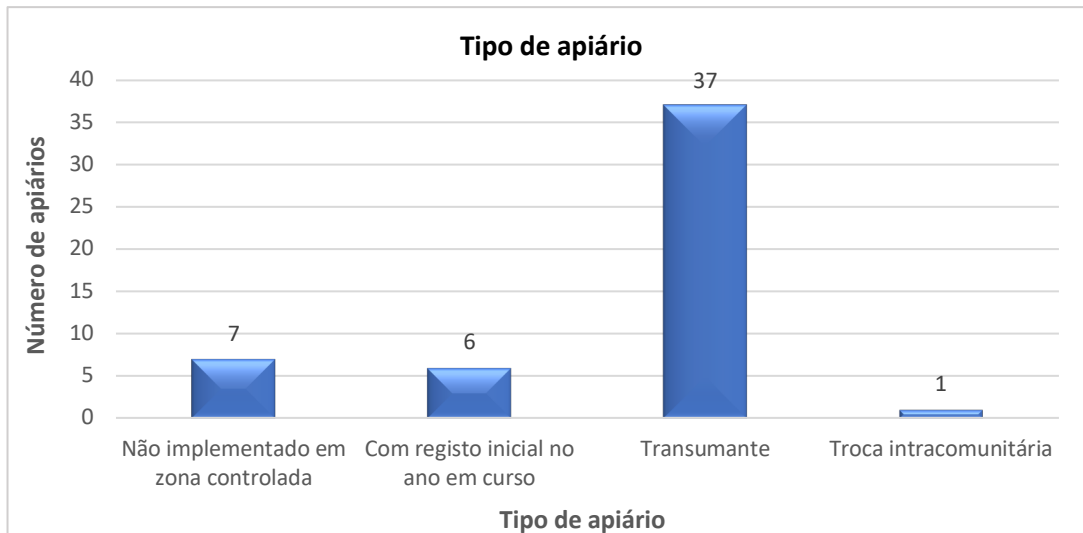


Gráfico 1. Tipo de apiário visitado na região do Algarve, de acordo com os critérios do PICOA.

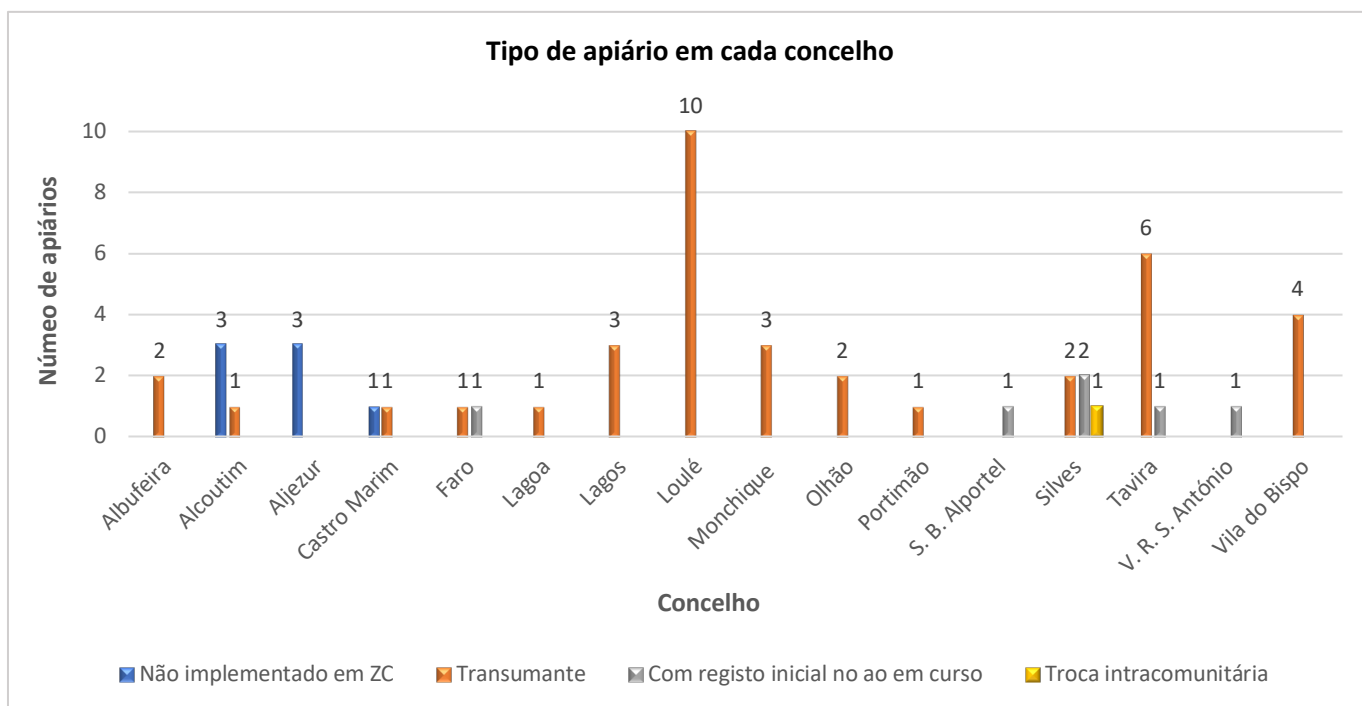


Gráfico 2. Tipo de apiário visitado em cada concelho da região do Algarve.

3.1.2. Número de colmeias por apiário

O número de colmeias nos apiários da região do Algarve variou entre 2 e 40. Foram avaliados 7 apiários com 15 colmeias, 5 apiários apresentaram 18 colmeias, 4 apiários com 20 colmeias e 4 apiários com 30 colmeias (Gráfico 3). O número médio de colmeias por apiário foi de 19.

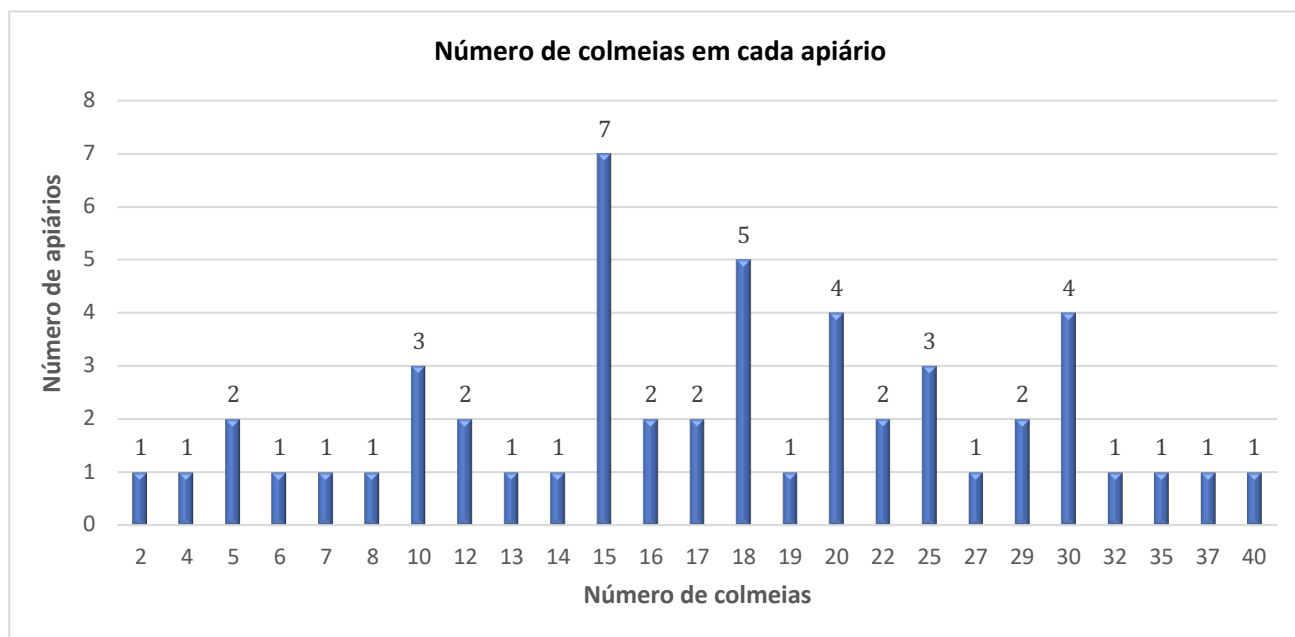


Gráfico 3. Número de colmeias nos apiários visitados na região do Algarve.

3.1.3. Distribuição temporal da recolha de amostras

As amostras de abelhas adultas e favos de criação foram recolhidas na primavera e no verão, entre abril e agosto, sendo que a maioria foi recolhida nos meses de maio ($n=27$; 52,9%) e julho ($n=15$; 29,4%) (Gráfico 4). As amostras do mês de abril foram recolhidas em 2 apiários dos concelhos de Faro e Silves. No mês de junho foram recolhidas amostras em 3 apiários dos concelhos de Loulé e Silves, enquanto no mês de agosto foram recolhidas amostras em 4 apiários dos concelhos de Alcoutim, Silves e Tavira (Gráfico 5).

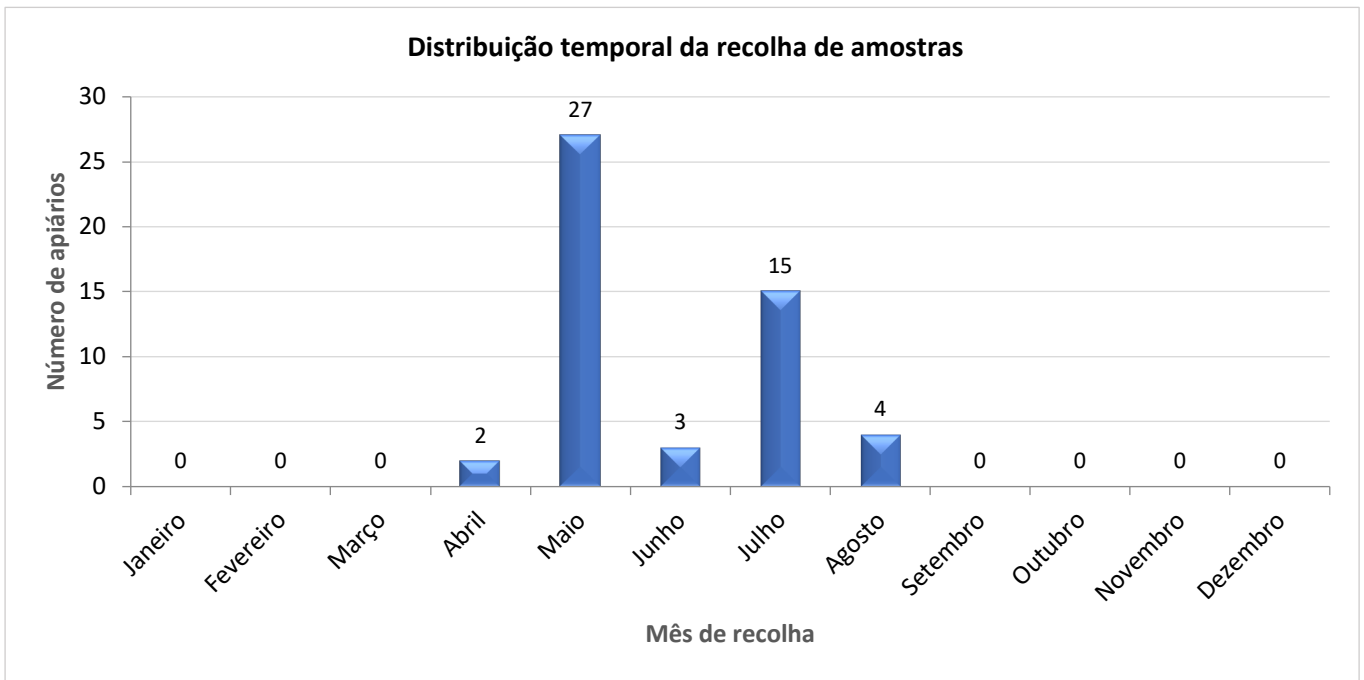


Gráfico 4. Distribuição anual da recolha de amostras nos apiários visitados na região do Algarve.

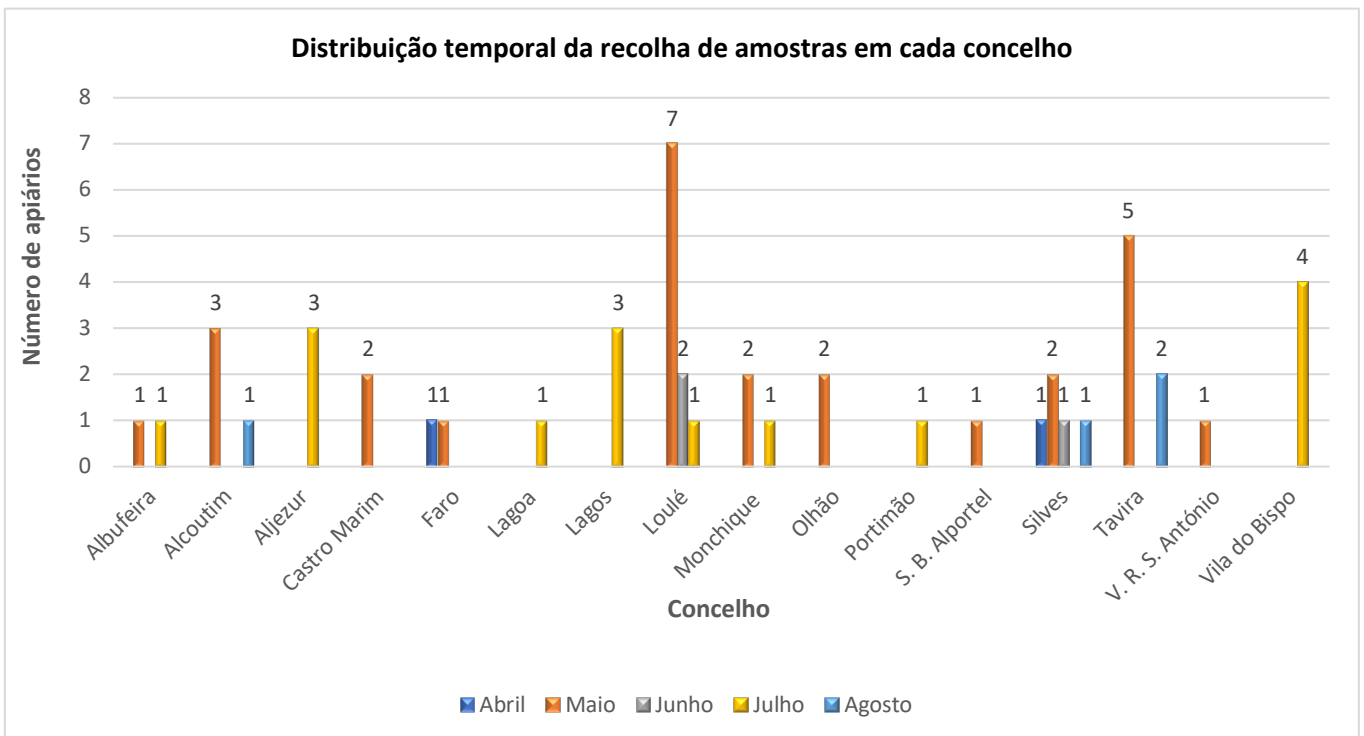


Gráfico 5. Distribuição anual da recolha de amostras nos apiários visitados em cada concelho da região do Algarve.

3.2. Doenças diagnosticadas

Dos 51 apiários avaliados, apenas 10 (19,6%) não apresentaram qualquer doença. Estes apiários encontravam-se nos concelhos de Albufeira, Alcoutim, Lagos, Loulé, Monchique, Olhão, Tavira e Vila Real de Santo António (Tabela 6). Enquanto 9 apiários apresentaram apenas 1 doença (9/51; 17,6%), na maioria dos apiários foram identificadas 2 doenças diferentes (26/51; 51,0%), e 6 apiários apresentaram 3 doenças diferentes (6/51; 11,8%) (Gráfico 6).

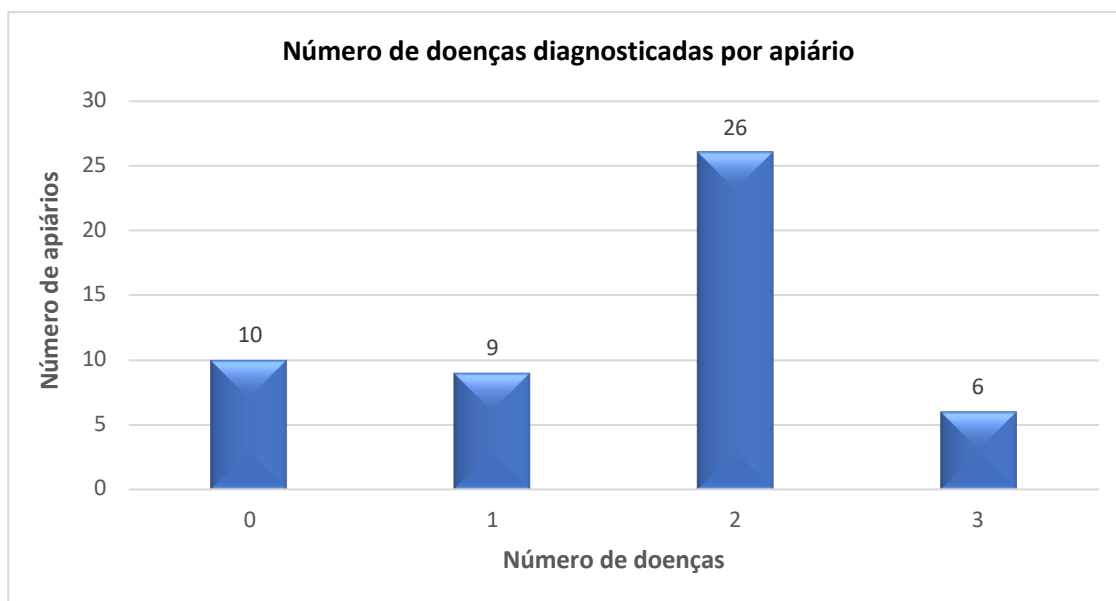


Gráfico 6. Número de doenças identificadas nos apiários visitados na região do Algarve.

Em todos os apiários com apenas 1 doença foi identificada Varroose. Nos 26 apiários com 2 doenças foram identificados: 13 apiários com Varroose + Nosemose (13/51; 25,5%), 2 apiários com Varroose + Ascosferiose (2/51; 3,9%), 1 apiário com Varroose + Loque americana (1/51; 2,0%) e 10 apiários com Varroose + Senotainiose (10/51; 19,6%). Os 6 apiários com 3 doenças apresentaram Varroose + Nosemose + Senotainiose (6/51; 11,8%) (Gráfico 7).

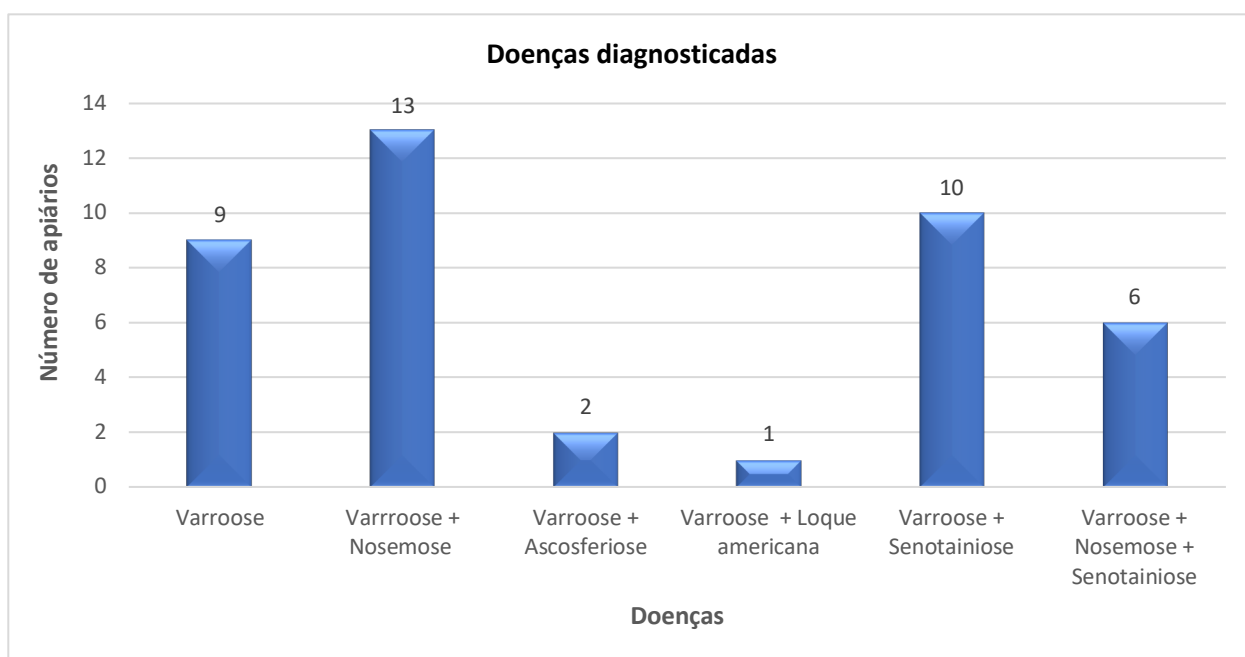


Gráfico 7. Doenças identificadas nos apiários visitados na região do Algarve.

Tabela 6. Distribuição das doenças nos apiários visitados nos diferentes concelhos da região do Algarve.

Concelho/Doença	Negativo	Varroose	Varroose + Nosemose	Varroose + Ascosferiose	Varroose + Loque americana	Varroose + Senotainiose	Varroose + Nosemose + Senotainiose
Albufeira	1	1					
Alcoutim	1	1				1	1
Aljezur			1			1	1
Castro Marim		1		1			
Faro		1				1	
Lagoa							1
Lagos	1	2					
Loulé	1	1	4			3	1
Monchique	1		1				1
Olhão	2						
Portimão			1				
S. B. Alportel			1				
Silves			2	1	1	1	
Tavira	2	1	1			2	1
V. R. S. António	1						
Vila do Bispo		1	2			1	

3.3. Grau de cumprimento

Dos 51 apiários avaliados, 28 (54,9%) encontravam-se em conformidade com a legislação aplicável (Grau de cumprimento 1), 22 apiários (22/51; 43,1%) apresentaram não conformidades que não representam risco para a saúde animal e são geralmente não conformidades de cariz documental (Grau de cumprimento 2). Um dos apiários (1/51; 2,0%), sediado no concelho de Castro Marim, apresentou não conformidades que podem colocar em risco a saúde animal e a segurança alimentar (Grau de cumprimento 3) (Gráficos 8 e 9).

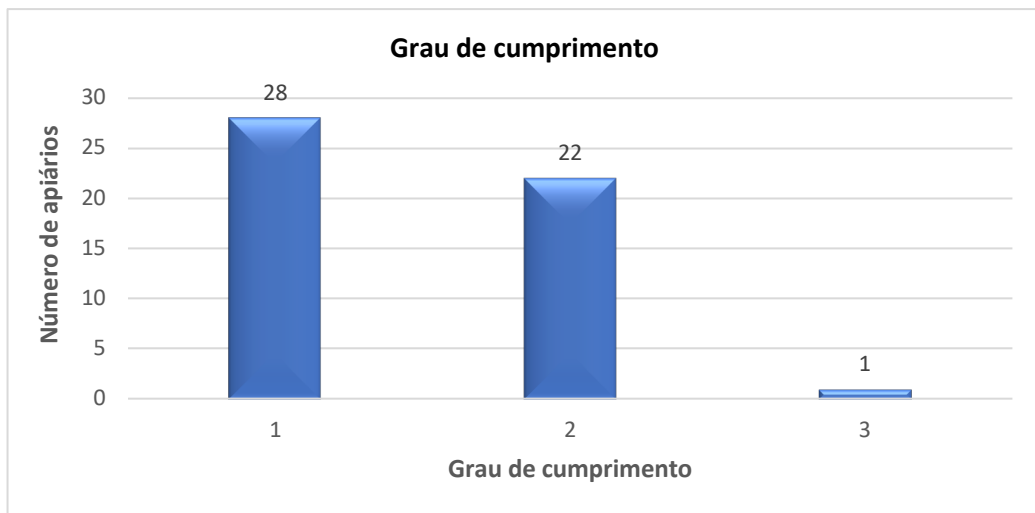


Gráfico 8. Grau de cumprimento dos apiários visitados na região do Algarve, de acordo com a DGAV.

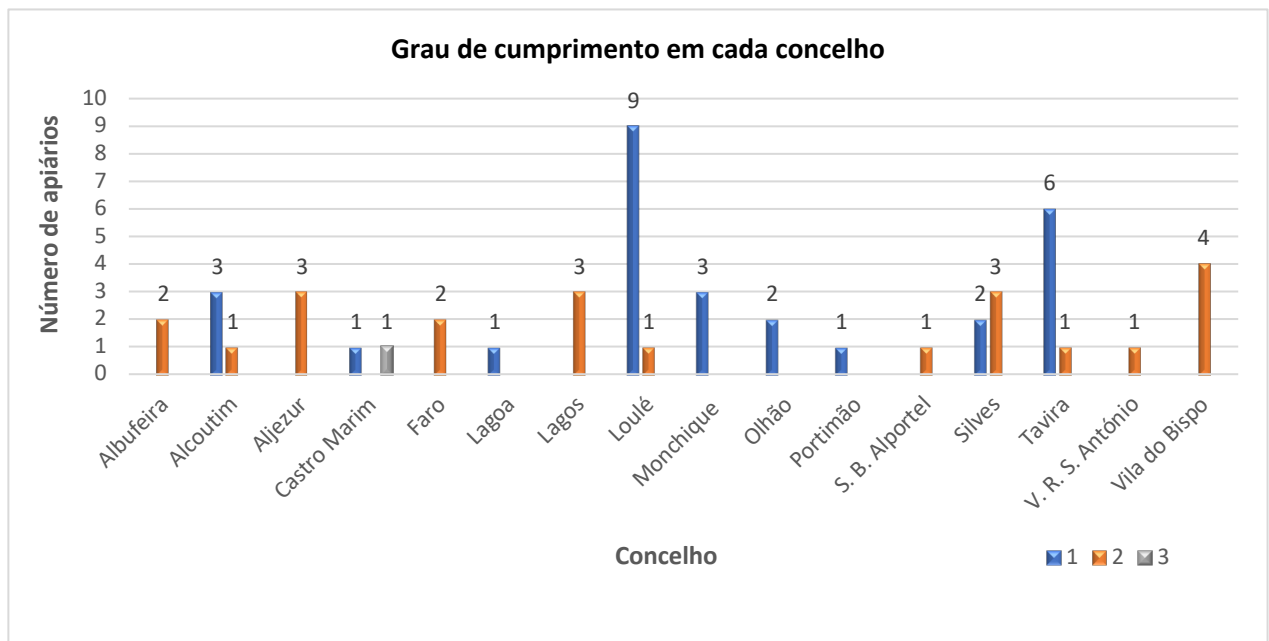


Gráfico 9. Grau de cumprimento dos apiários visitados em cada concelho da região do Algarve, de acordo com a DGAV.

Os apiários com grau de cumprimento 2 apresentaram as seguintes inconformidades: ausência de receita médico-veterinária (18/51; 35,3%), ausência de receita médico-veterinária + ausência de registo de medicamentos (2/51; 3,9%), ausência do número de apicultor + utilização de óleos essenciais (1/51; 2,0%) e ausência do número de apicultor + ausência de registo de medicamentos + ausência de receita médico-veterinária (1/51; 2,0%). O apiário com grau de cumprimento 3, sediado no concelho de Castro Marim, não apresentava número de apicultor e não aplicou tratamento para a Varroose (Gráfico 10).

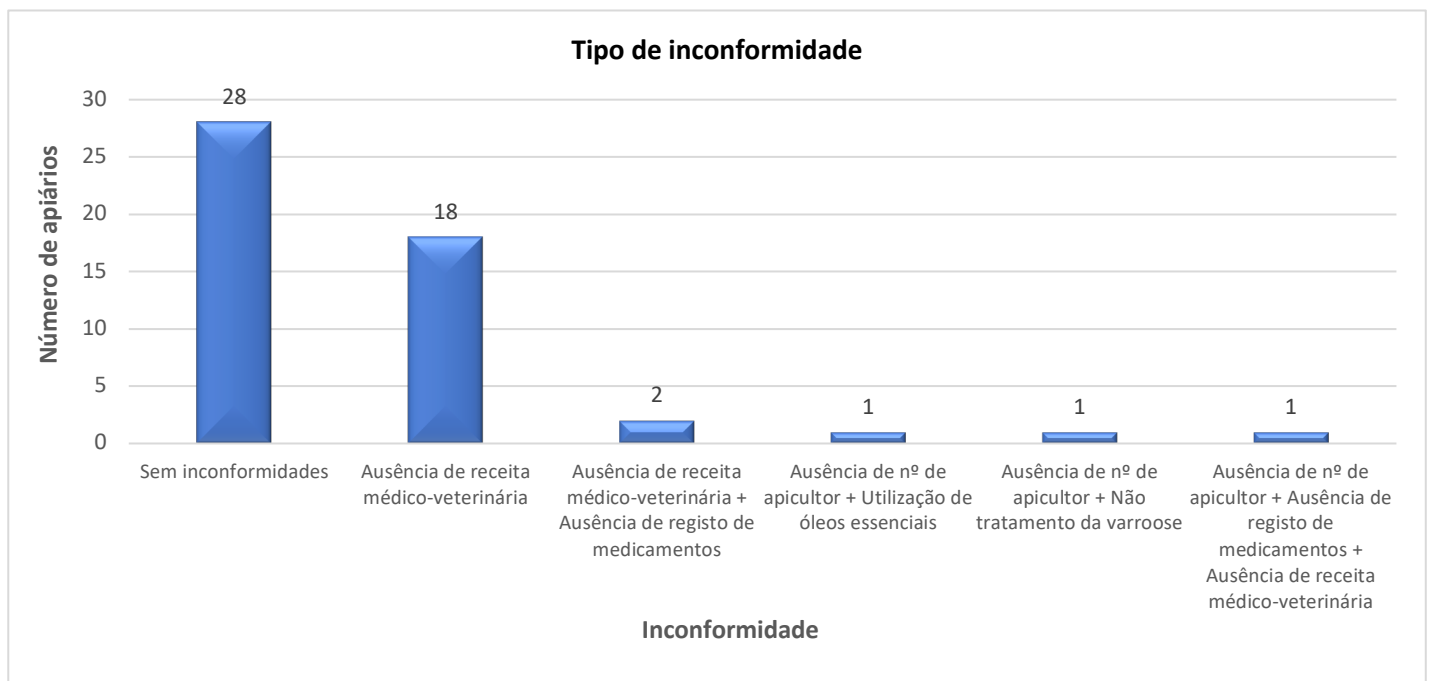


Gráfico 10. Tipo de inconformidade dos apiários visitados na região do Algarve.

4. DISCUSSÃO

Atualmente, a apicultura em Portugal é um setor de atividade agrícola estruturado de máxima importância. De acordo com os dados oficiais do ano 2019, em Portugal existem 11902 apicultores registados, correspondendo a um universo de 44209 apiários constituídos por 786002 colmeias e 29133 cortiços, os quais albergam um efetivo de 801871 colónias. O Algarve destaca-se a nível nacional por ser a região onde se encontra a maior concentração de colmeias e apiários por apicultor, embora apresente o menor número de apicultores. Nesta região existem 767 apicultores, com um total de 8619 apiários, 114743 colmeias, 2276 cortiços e 116023 colónias. Apesar do menor número de apicultores face a outras regiões do país, é no Algarve que se encontram os apicultores de maior dimensão, sendo a região com maior número de apicultores profissionais (tem a apicultura como atividade principal) e o número mais elevado de apiários por apicultor, com um impacto significativo na cadeia alimentar (DGAV, 2019).

O Algarve insere-se numa área geográfica onde predomina o clima temperado mediterrânico, caracterizado por invernos amenos e curtos, e verões quentes e secos. No entanto, apresenta uma grande variabilidade do clima, com temperaturas elevadas durante longos períodos e flutuações acentuadas do nível de precipitação anual (Oliveira, 2019). Importa referir que ao longo dos últimos anos, a ocorrência de situações extremas, ou seja, períodos curtos com precipitação intensa (horas), seguidos de longos períodos de ausência de precipitação (semanas), é cada vez mais frequente e esta instabilidade climática afeta negativamente a saúde das abelhas, com impacto na atividade apícola. A pluviosidade irregular afeta os ciclos florais das plantas melíferas conduzindo à escassez de alimento, com consequente diminuição da produção de mel. O recurso à alimentação artificial das colónias e a necessidade de transumância para áreas com floração mais abundante influenciam a rentabilidade do apicultor pelo aumento dos custos de produção (Patricia *et al*, 2016). O PICOA, através da vigilância sanitária ativa, assume uma importância privilegiada na região do Algarve, atendendo ao impacto da atividade apícola nesta região. A vigilância das doenças das abelhas, assim como o seu tratamento e profilaxia promovem uma melhor gestão sanitária das colónias, fundamental para a saúde pública e para a economia nacional. O presente trabalho teve como objetivo realizar um estudo sanitário nos apiários da região do Algarve, tendo por base a implementação do PICOA, de modo a identificar a presença de doenças nos apiários da região.

Neste estudo foram realizados controlos apícolas em todos os concelhos do Algarve, de forma a amostrar os apiários de microclimas e condições apícolas distintos e garantir a

representatividade dos resultados. O concelho de Loulé foi o mais amostrado, por ser o concelho onde se localizam os apicultores de maior dimensão. A localização do apiário fornece informações relevantes acerca da atividade das colónias que o compõem. Também o posicionamento e orientação das colmeias é um dado importante a ter em consideração. O estado da criação fornece informação indireta acerca do estado da rainha. A dimensão da amostra do favo de criação (12 x 12 cm) era por vezes ajustada de modo a não danificar os quadros da criação para causar o menor prejuízo possível ao apicultor, mas sem prejudicar a qualidade da amostra. Foi dada preferência à recolha de amostras de ceras velhas por terem maior probabilidade de conter agentes patogénicos. Foi dada preferência à recolha de criação de zângão por ser a mais atrativa para diversos agentes patogénicos, nomeadamente a fase reprodutiva do ácaro *Varroa destructor*. As colónias foram manipuladas usando o material do apicultor (levanta quadros, formão e fumigador), de modo a minimizar o risco de contaminação das amostras e por fomites. As amostras foram congeladas a -20°C para retardar os fenómenos de autólise e putrefação. As amostras foram refrigeradas durante o transporte para o INIAV para não quebrar a cadeia de frio.

A maioria dos apiários (72.5%) existentes na região do Algarve são transumantes, estando presentes em 13 dos 16 concelhos. Os apiários transumantes predominaram nos concelhos de Loulé, Tavira e Vila do Bispo. A transumância é muito utilizada na apicultura moderna pelos apicultores profissionais por possuírem maior número de colmeias. A transumância apresenta um incremento da produção na ordem dos 50 a 100%, permite aumentar a população de abelhas, fortalecer as colónias e reduzir os efeitos da consanguinidade. A transumância aumenta ainda a possibilidade de solicitação dos apicultores para prestação de serviços de polinização comercial de culturas. Os serviços de polinização comercial visam responder à necessidade de compensar o défice de polinização resultante do declínio da população de insetos polinizadores selvagens (Fontana & Pilati, 2018). Um estudo realizado acerca da polinização de pera rocha pelas abelhas revelou que o aumento do número de flores fecundadas em 5 a 10% era suficiente para garantir a diminuição da queda precoce de frutos, assim como a melhoria da sua conformação (FNAP, 2010). Em Portugal esta é ainda uma realidade pouco usual, sendo que apenas alguns apicultores de maior dimensão rentabilizam as suas explorações apícolas através da prestação destes serviços (Plano Sanitário Apícola, 2017-2019). A transumância apresenta algumas desvantagens, nomeadamente a exposição das abelhas a produtos fitossanitários com risco de intoxicação das abelhas e enfraquecimento do sistema imunitário tornando-as mais suscetíveis a agentes patogénicos, a redução da vida útil das rainhas em 16 a 18 meses, o favorecimento da rápida dispersão de patologias entre abelhas, a necessidade de manejo intensivo ao longo de todo o ano, de meios de transporte adequado e mão de obra (Finstrom

et al., 2016; Plano Sanitário Apícola, 2014-2016; Fontana & Pilati, 2018; Martínez, 2019). Seis apiários (11,7%) pertenciam a apicultores com registo inicial no ano de 2019, de modo a verificar o cumprimento da legislação e das normas sanitárias. Apenas 1 dos apiários (2,0%) foi usado para troca intracomunitária, o que constitui um motivo de vigilância pelo risco de introdução e disseminação de doenças no país, pelo que foi exigido o respetivo certificado sanitário (DGAV, 2019).

O número de colmeias em cada apiário é um indicador da dimensão do apicultor. Em Portugal, os apicultores profissionais detêm um efetivo superior a 150 colmeias e os apicultores não profissionais detêm, em média, 68 colmeias. Os apiários em estudo apresentaram um número de colmeias igual ou inferior a 40, sendo que a maioria apresentou 15, 18, 20 ou 30 colmeias. De acordo com o Plano Apícola Nacional 2020-2022 (2019), os apicultores portugueses são maioritariamente de pequenas dimensões, existindo uma reduzida taxa de profissionalização do setor. Apesar do número reduzido de colmeias nos apiários integrados neste estudo, na região do Algarve existem apicultores com 158 colmeias e um número médio de 11,4 apiários por apicultor (Plano Apícola Nacional 2020-2022, 2019).

A recolha de amostras implica a abertura da colmeia, o que constitui um fator de stress para as abelhas e leva ao aumento do consumo de mel. A recolha de amostras nos diferentes concelhos decorreu entre os meses de abril e agosto, devido a fatores como: a disponibilidade dos apicultores, as condições meteorológicas e a disponibilidade da viatura dos serviços usada na deslocação aos apiários. Considerando estes fatores e o facto de as abelhas serem animais homeotérmicos altamente sensíveis às flutuações da temperatura, as recolhas concentraram-se nos meses de maio e julho. Vários estudos destacam o impacto negativo de variações de 0,5°C no desenvolvimento da criação e na saúde das abelhas adultas. A manipulação das colónias deve ser evitada em períodos frios, pois pode levar à ocorrência de doenças e morte de abelhas (Ávila, 2012). A temperatura é um fator determinante para a colónia e a abertura da colmeia deve ocorrer em dias soalheiros, com pouca humidade, com temperaturas superiores a 15°C e ausência de vento, como acontece no Algarve nos meses em que foi realizada a recolha de amostras.

A maioria dos apiários avaliados (26/51; 51,0%) apresentaram simultaneamente duas doenças. A Varroose foi identificada em todos os apiários com doença (41/51; 80,4%), de forma isolada (9/51; 17,6%) ou em simultâneo com outras doenças, como a Nosemose (13/51; 25,5%), a Ascosferiose (2/51; 3,9%), a Senotainiose (10/51; 19,6%), e a Nosemose e a Senotainiose (6/51; 11,8%). De acordo com a Autoridade Europeia para a Segurança dos Alimentos (2017), a prevalência de Varroose nos estados membros, entre 2012 e 2014, variou entre 0 e 52,6%, sendo a doença mais prevalente no setor apícola a nível mundial (Bøtner *et*

al., 2017). No ano de 2018 foram realizados 30 controlos a apiários em cada região de Portugal e 31% das amostras (2167/6991) apresentaram resultados positivos à Varroose (DGAV, 2018). No entanto, na região do Algarve não foram realizados controlos a apiários devido a problemas de saúde dos técnicos da Direção de Serviços de Alimentação e Veterinária. Considerando a prevalência da Varroose nas colónias nacionais, a DGAV desenvolveu estratégias que visam o seu controlo. O Plano de Luta contra a Varroose constitui uma estratégia sanitária de luta contra a Varroose em território nacional no qual foram consideradas como medidas essenciais: a correta implantação do apiário, a utilização de cera de qualidade rastreável, a higiene do apiário, a desinfeção regular de todo o material apícola e o tratamento das colónias com medicamentos veterinários autorizados. A obrigatoriedade de efetuar dois tratamentos anuais com acaricidas homologados em cada colónia imposto pela legislação vigente contribuiu para a diminuição da prevalência da doença. Apesar da Varroose ser a doença das abelhas mais frequente em Portugal e na União Europeia, os folhetos de divulgação da doença, assim como dos medicamentos veterinários autorizados e os encontros regionais de apicultura que no caso do Algarve têm lugar na Direção Regional de Agricultura e Pescas em Faro, contribuem para a consciencialização dos apicultores (DGAV, 2020b).

No Programa Sanitário Apícola de 2017 e nos 10 anos anteriores não foram obtidas amostras positivas à Senotainiose por *Senotainia tricuspis* em Portugal. No entanto, um estudo realizado em Portugal no ano 2011 demonstrou que esta patologia se encontra distribuída por todas as regiões de Portugal, sendo julho e setembro os meses de maior prevalência (Pires *et al.*, 2011). A ausência de diagnóstico positivo à Senotainiose em anos anteriores pode estar relacionada com a recolha indevida de amostras para diagnosticar este endoparasita que é detetado nas abelhas mortas e sem cabeça em frente à colmeia. No presente estudo as abelhas encontradas mortas junto às colmeias foram alvo de amostragem individual e mencionadas na requisição laboratorial, tendo sido identificados 16 apiários (16/51; 31,4%) com Senotainiose (10 apiários com Varroose + Senotainiose e 6 apiários com Varroose + Nosemose + Senotainiose).

A maioria dos apicultores (28/51; 54,9%) encontravam-se em conformidade com a legislação aplicável, tendo sido atribuído o grau de cumprimento 1. O cumprimento da legislação deve-se ao esforço que a DGAV tem efetuado neste sentido, pela informação e ações de divulgação desenvolvidas. As doenças de abelhas têm dizimado as colónias dos pequenos apicultores pela falta de conhecimentos e formação na área. No entanto, é importante referir que o perfil do apicultor português tem sofrido alterações, o setor apícola passou a ser um setor com apicultores jovens que dinamizaram a atividade, apresentam maior empenho na formação, são mais recetivos à inovação e dimensionaram as suas explorações

para aumentar os lucros de forma sustentável. O papel do apicultor é cada vez mais relevante na vigilância, na prevenção e no controlo das patologias apícolas (Gonçalves, 2019). O grau de incumprimento 2 foi atribuído a 22 apiários (22/51; 43,1%) pela ausência de documentação, a qual não colocava em risco a saúde animal, mas deve ser alvo de correção. A ausência de documentação pode dever-se ao facto dos apicultores não se encontrarem registados em associações ou organizações de produtores (DGAV, 2019). No Algarve existe a MELGARBE, a Associação de Apicultores do Sotavento Algarvio e a APILGARBE, a Associação dos Apicultores do Barlavento Algarvio. No entanto, ainda não existe uma organização de produtores, mas seria uma mais valia para os apicultores, com vantagens competitivas e promoção da atuação conjunta dos indivíduos, contribuindo para o fortalecimento, empreendedorismo e desenvolvimento da atividade apícola na região. Foi atribuído o grau de cumprimento 3 a um apiário avaliado no concelho de Castro Marim, pois a ausência de tratamento colocava em risco a saúde animal e a segurança do apicultor. Neste caso foi levantado um auto de notícia ao apicultor detentor do apiário.

5. CONCLUSÃO

A transumância é uma prática comum dos apicultores da região do Algarve. Embora o Algarve seja a região do país com maior número de apicultores profissionalizados, a maioria dos apiários visitados pertenciam a apicultores não profissionais.

Todos os apiários com doença apresentavam Varroose, de forma isolada ou associada a outras doenças. Esta é uma doença endémica na região do Algarve, assim como em Portugal, que necessita de uma estratégia sanitária adequada para o seu controlo.

Comparativamente aos últimos 10 anos, este estudo revelou que a Senotainiose, associada à Varroose e à Nosemose, está presente nos apiários da região do Algarve. O método de recolha da amostra é determinante no diagnóstico desta patologia.

Como aspetos a melhorar, seria interessante que o resultado da análise laboratorial (relatório do ensaio) indicasse o grau em que a patologia está presente na amostra, sobretudo no caso da Varroose, para que o apicultor tivesse conhecimento do grau de parasitismo das suas colónias e para o tratamento eficaz das mesmas.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Afonso, M., Mcmurtrie, M. (1991). Plantas do Algarve: Serviço Nacional De Parques Reservas e Conservação da Natureza.

Agricultural and Food Engineering Technical Report. (2006). Honey bee diseases and pests a practical guide. Acedido em Dez. 5, 2019. Disponível em: <http://www.fao.org/tempref/docrep/fao/009/a0849e/A0849e00.pdf>.

Ahn, A., Ahn, K., Noh, J., Kim, Y., Yoo, M., Kang, S., Yu, D., Shin, S. (2015). Molecular prevalence of acarapis mite infestations in honey bees in korea. *Korean Journal of Parasitology* 53, 315-320.

Albert, J., Biri, M. (1979). Moderna criação das abelhas. Vecchi, Barcelona.

Albo, G., Reynaldi, F., Córdoba, S. (2017). Chalkbrood: pathogenesis and the interaction with honeybee defenses. *International Journal of Environmental & Agriculture Research* 3, 71-80.

Amiri, E., Strand, M., Rueppell, O., Tarpy, D. (2017). Queen quality and the impact of honeybee diseases on queen health: potential for interactions between two major threats to colony health. *Insects*, S2-S18.

Anderson, D., Roberts, J. (2013). Standard methods for *Tropilaelaps* mites research. *Journal of Apicultural Research* 52, 1-16.

Ansari, M., Ghamdi, A., Nuru, A., Ahmed, A., Ayaad, T., Qarni, A., Alattal, Y., Waili, N. (2017). Survey and molecular detection of *Melissococcus plutonius*, the causative agent of European Foulbrood in honeybees in Saudi Arabia. *Saudi Journal of Biological Sciences*, S1327-S1335.

Apimondia, IZSLT - Istituto Zooprofilattico Sperimentale. (2015). Varroa mites (Varroaosis or Varroosis). Acedido em Out. 5, 2019. Disponível em: <http://www.fao.org/3/ca4050en/ca4050en.pdf>.

Ávila, Á., Reyes, O. (2012). Módulo de monitoreo apícola. Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Ingeniería Departamento de Ingeniería Eléctrica y Electrónica, Bagotá, Colombia, 1-89.

- Bailón, M., Encarnación, M. (2013). Repercusión potencial en la cabaña apícola española de agentes nosógenos detectados en colonias de “*Apis mellifera iberiensis*”. Univeridade Complutense de Madrid.
- Baki, A., Mares, M., Dkhil, M., Quraishy, S. (2016). First detection of *Nosema* sp., microsporidian parasites of honeybees (*Apis mellifera*) in Riyadh city, Saudi Arabia. *King Saud University King Saud University Science* 4, 396-399.
- Barros, A., Nunes, F. (2009). *Manual de boas práticas na produção de cera de abelha*. FNAP - Federação Nacional dos Apicultores de Portugal. Acedido em Out. 3, 2019. Disponível em: http://fnap.pt/web/wp-content/uploads/documento_cnt_projectos_139.pdf.
- Bernardi, S., Venturino, E. (2016). Viral epidemiology of the adult *Apis mellifera* infested by the *Varroa destructor* mite. *Heliyon* 5, e00101.
- Binding, G. (1980). *As virtudes curativas do pólen*. Editorial Presença, Lisboa.
- Bomfim, I., Oliveira, M., Freitas, B. (2017). Biologia das abelhas. *Universidade Estadual do Ceará*, 1-55.
- Bøtner, A., Butterworth, A., Calistri, P., Depner, K., Edwards, S., Bastuji, B., Schmidt, M., Michel, V., Miranda, M., Nielsen, S., Raj, M., Sihvonen, L., Spooler, H., Stegeman, J., Thulke, H., Velarde, A., Willeberg, P., Winckler, C., Baldinelli, F., Broglia, A., Candiani, D., Verdonck, F., Beck, B., Kohnle, L., Bicot, D. (2017). Assessment of listing and categorisation of animal diseases within the framework of the Animal Health Law (Regulation (EU) No 2016/429): infestation with *Varroa* spp. (varroosis). *EFSA Journal* 10.
- Branco, P. (2018). *O milagre das abelhas - pela nossa saúde*. Edições Colibri, Lisboa.
- Cabrera, J., Vargas, S., Davies, E., Field, L., Schmehl, D., Ellis, J., Krieger, K., Williamson, M. (2017). Resistencia a acaricidas en *Varroa destructor* Anderson and Trueman (Arachnida: Acari: Varroidae): papel de la modificación del sitio diana. *Boletín SEEA* 2, S29-S42.
- Camargo, S. Lima, E. (2015). Abelha rainha *Apis mellifera* e a produtividade da colónia. *Scientia Agraria Paranaensis* 14, 213-220.
- Cardinal, S., Danforth, B. (2013). Bees diversified in the age of eudicots. *Proceedings of the Royal Society* 280, S1-S9.

Capri, E., Marchis, A. (2013). Bee health in Europe - Facts & figures 2013. Opera Research Center. Acedido em Mar. 4, 2020. Disponível em: http://operaresearch.eu/files/repository/20130122162456_BEEHEALTHINEUROPE-Facts&Figures2013.pdf.

Cardoso, C. (2012). Avaliação do potencial produtivo de mel cartografia com recurso a sistemas de informação geográfica. Instituto Politécnico de Viana do Castelo.

Carreck, N. (2016). Notes on microscopy for bee disease diagnosis. *The International Bee Research Association*. Acedido em Nov. 14, 2019. Disponível em: <https://mehilaishoitajat-fibin.directo.fi/@Bin/12480f3ad333b5d4aecb3c1ed43d794c/1596829491/application/pdf/3688009/Carreck%20Bee%20disease%20microscopy%20course.pdf>

Carvalho, A., Oliveira, J., Gonçalves, F., Wessel, D., Almeida, P. (2016). Caracterização polínica de méis da Beira Alta (Portugal). *IV congresso Ibérico de Apicultura*, S1-S6.

Castagnino, G., Mateos, A., Meana, A., Montejo, L., Iturralde, L., Simón, M. (2020). Etiology, symptoms and prevention of chalkbrood disease: a literature review. *Revista Brasileira de Saúde e Produção Animal* 21, 1-16.

Castellanos-Potenciano, P., Gallardo-López, F., Sol-Sánchez, A., Landeros-Sánchez, C, Díaz-Padilla, G., Sierra-Figueroa, P., Santivañez-Galarza, J. (2016). Impacto potencial del cambio climático en la apicultura. *Revista Iberoamericana de Bioeconomía y Cambio* 2, 1-19.

Clément, H., Rotgé, M. (2012). Tratado de apicultura: el conocimiento y el cuidado de la abeja, las técnicas apícolas y los productos de la colmena. Omega, Espanha.

Confederação dos Agricultores de Portugal - Departamento Técnico. (2007). Manual de sanidade apícola: sintomas-profilaxia-controllo. Acedido em Out. 16, 2019. Disponível em: http://fnap.pt/web/wp-content/uploads/documento_cnt_projectos_127.pdf.

Conte, Y. (2012). Tratado de apicultura: el conocimiento y el cuidado de la abeja, las técnicas apícolas y los productos de la colmena. Omega, Barcelona, Espanha.

Cooperativas Agro-Alimentarias. (2017). Situación actual de la trashumancia en el sector apícola. Acedido em Fev.17, 2020. Disponível em: http://www.redruralnacional.es/documents/10182/418680/14-A_Prieto-TrashumanciaApicola.pdf/baedefab-d7d2-43cc-b76b-b27e6ccb7cd6.

Coulona, M., Schurra, F., Martela, A., Cougoulea, N., Bégaua, A., Mangonia, P., Dalmonb, A., Alauxb, C., Le Conteb, Y., Thiérya, R., Chaberta, M., Dubois, E. (2018). Metabolisation of thiamethoxam (a neonicotinoid pesticide) and interaction with the chronic bee paralysis virus in honeybees. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, S10-S18

Crane, E. (1983). O livro do mel. 2º ed: Nobel.

Dantas, C., Nunes, T., Nunes, T., Gomes, M., Gramacho, K. (2014). Apitoxina: coleta, composição química, propriedades biológicas e atividades terapêuticas. *Revista Ibero-Americana de Ciências Ambientais* 4, 127-150.

Denmark, H., Cromroy, H., Sanford, M. (2017). Honey bee tracheal mite, *Acarapis woodi* (Rennie) (Arachnida: Acari: Tarsonemidae). Entomology and Nematology Department, UF/IFAS Extension 1-3.

Direção Geral de Alimentação e Veterinária (DGAV). (2019). Programa Sanitário Apícola. Lisboa, 1-86.

Direção Geral de Alimentação e Veterinária (DGAV). (2020a). Plano Integrado de Controlo Oficial de Apiários. Lisboa, 1-20.

Direção Geral de Alimentação e Veterinária (DGAV). (2020b). Programa Sanitário Apícola. Lisboa, 1-22.

Dirección General de Producciones y Mercados Agrarios. (2015). Problemática en las actividades de trashumancia en el sector apícola - aplicación en su caso de la ley 20/2013, de 9 de diciembre, de garantía de la unidad de mercado. Ministerio de Agricultura, Alimentación Y Medio Ambiente, Espanha.

Divya, S. K., Rana, B., Sharma, H., Chauhan, A. (2018). Preliminary studies on *Nosema ceranae*: a microsporidian infecting *Apis mellifera* in India. *Journal of Entomology and Zoology Studies*, S262-S265.

Djukic, M., Erler, S., Leimbach, A., Grossar, D., Charrière, J., Gauthier, L., Hartken, D., Dietrich, S., Nacke, H., Daniel, R., Poehlein, A. (2018). Comparative genomics and description of putative virulence factors of *Melissococcus plutonius*, the causative agent of european foulbrood disease in honey bees. *Genes* 9, 419.

Dussaubat, C., Maisonnasse, A., Alaux, C., Tchamitchan, S., Brunet, J., Plettner, E., Belzunces, L., Conte, Y. (2010). *Nosema* spp. infection alters pheromone production in honey bees (*Apis mellifera*). *Journal of Chemical Ecology* 36, 522-525.

Dutto, M., Ferrazzi, P. (2014). *Megaselia rufipes* (Diptera: Phoridae): a new cause of facultative parasitoidism in *Apis mellifera*. *Journal of Apicultural Research* 53, S141-S145.

Ediriweera, E., Premarathna, N. (2012). Medicinal and cosmetic uses of bee's honey - a review. *Ayujournal* 33, 178-182.

Ellis, J., Nalen, C. (2019). *Varroa* mite, *Varroa destructor* anderson and truemana (Arachnida: Acari: Varroidae). Entomology and Nematology Department, UF/IFAS Extension 1-3.

Erban, T., Ledvinka, O., Kamler, M., Hortova, B., Nesvorna, M., Tyl, J., Titera, D., Markovic, M., Hubert, J. (2017). Bacterial community associated with worker honeybees (*Apis mellifera*) affected by European foulbrood. *PeerJ - Journal of Life and Environmental Sciences* 5, e3816.

Erban, T., Sopko, B., Kadlikova, K., Talacko, P., Harant, K. (2019). *Varroa destructor* parasitism has a greater effect on proteome changes than the deformed wing virus and activates TGF- β signaling pathways. *Scientific Reports* 9, 9400.

Eshbah, M., Mohamed, A., Shmmak, Q. (2016). Presence and infestation of the parasitoid fly, *Senotainia tricuspis* (Meigen) (Diptera, Sarcophagidae) of honey bees in Sultanate of Oman. *Minia Journal of Agricultural Research and Development* 36, 673-681.

Felicioli, A. (2012). La *Senotainia tricuspis*, mosca presente in Italia. *APIMARCA* 2, 4.

Filho, E., Magalhães, F., Machado, A., Costa, R. (2014). Apitoxina e sua atividade anti-inflamatória e anti-nociceptiva. *Acta Apicola Brasilica* 2, 12-16.

Finstrom, M., Byarlay, H., Huang, M., Strand, M., Rueppell, O., Tarpy, D. (2016). Migratory management and environmental conditions affect lifespan and oxidative stress in honey bees. *Scientific Reports* 6, 1-10.

Fontana, P., Pilati, L. (2018). Sequencing the movements of honey bee colonies between the forage sites with the microeconomic model of the migratory beekeeper. *Intechopen* DOI: 10.5772/intechopen.80540.

Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). (2018). Thematic catalogue for smallholder farmers to promote innovation. Main bee diseases: good beekeeping practices. FAO, Roma, 1-46.

Friedrich-Loeffler-Institut. O ácaro *Tropilaelaps* spp. (2013). Acedido em Mai. 4, 2020.

Disponível em:

https://sitesv2.anses.fr/en/system/files/2013_Leaflet_Tropilaelaps%20For%20beekeepers_Portugal_0.pdf.

Fünfaus, A., Göbel, J., Ebeling, J., Knispel, H., Gonzalez, E., Genersch, E. (2018). Swarming motility and biofilm formation of *Paenibacillus larvae*, the etiological agent of American Foulbrood of honey bees (*Apis mellifera*). *Scientific Reports* 8, 8840.

Gajger, I., Ribaric, J., Matak, M., Svenjak, L., Kozaric, Z., Nejedli, S., Skerl, M. (2015). Zeolite clinoptilolite as a dietary supplement and remedy for honeybee (*Apis mellifera* L.) colonies. *Veterinárni Medicína* 60, 696-705.

Gay, J., Menkhoff, I. (2014.). El gran libro de las abejas. Fackeltrager Verlag GmbH, Colonia, Alemanha.

Glavinic, U., Stankovic, B., Draskovic, V., Stevanovic, J., Petrovic, T., Lakic, N., Stanimirovic, Z. (2017). Dietary amino acid and vitamin complex protects honey bee from immunosuppression caused by *Nosema ceranae*. *Plos One* 12, 1-18.

Gomes, C., Ferreira, R. (2005). Flora e Vegetação Barrocal Algarvio, Tavira-Portimão. Comissão de Coordenação e Desenvolvimento Regional do Algarve.

González, M., Beltrán, A., Romero, L., Rodríguez, Y., Ordóñez, M., Santana, C. (2017). Varroasis: enfoque ambiental y económico. *Revista Electrónica de Veterinaria* 18, 1-12.

Granato, A., Zecchin, B., Baratto, C., Duquesne, V., Negrisolo, E., Chauzat, M., Chabert, M., Cattoli, G., Mutinelli, F. (2017). Introduction of *Aethina tumida* (Coleoptera: Nitidulidae) in the regions of Calabria and Sicily (southern Italy). *Apidologie* 48, 194-203.

Guzman, L., Williams, G., Khongphinitbunjong, K., Chantawannakul, P. (2017). Ecology, life history, and management of *Tropilaelaps* mites. *Journal of Economic Entomology* 110, 319-332.

- Haddad, N., Adjlane, N., Ayad, W., Shebl, M., Saba, M., Albaba, I., Obeid, D., Sabah, M., Giust, M., Felicioli, A. (2015). Presence and infestation rate of *Senotainia tricuspis* (Meigen) (Diptera, Sarcophagidae) on honey bees in the Mediterranean region. *Journal of Apicultural Research* 54, 121-122.
- Hamida B., Colin M.E., Ball B.V., Kilani M. (1999). Enemies of bees. CIHEAM, Zaragoza, 147-165.
- Herren, B., Azzu, N., Bicksler, A., Guidotti, A. (2020). Towards sustainable crop pollination services. Measures at field, farm and landscape scales. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Roma, Itália, 1-179.
- Hoffman, G., Chen, C. (2015). Nutrition, immunity and viral infections in honey bees. *Current Opinion in Insect Science* 10, 170-176.
- Hung, K., Kingston, J., Albrecht, M., Holway, D., Kohn, J. (2018). The worldwide importance of honey bees as pollinators in natural habitats. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences* 285, 20172140.
- Jensen, A., Aronstein, K., Flores, J., Vojvodic, S., Palacio, M., Spivak, M. (2013). Standard methods for fungal brood disease research. *Journal of Apicultural Research* 52, 10.3896/IBRA.1.52.1.13.
- Jornal de Monchique. (2016). Acedido em Maio. 6, 2020. Disponível em: <https://www.jornaldemonchique.pt/a-apicultura-da-serra-de-monchique-resenha-historica/>.
- Khezri, M., Moharrami, M., Modirrousta, H., Torkaman, M., Rokhzad, B., Khanbabaie, H. (2018). Prevalence of American foulbrood in asymptomatic apiaries of Kurdistan, Iran. *Veterinary World* 11, 281-285.
- Klose, S., Rolke, D., Baumann, O. (2017). Morphogenesis of honeybee hypopharyngeal gland during pupal development. *Frontiers in Zoology*, S14-S22.
- Komi, D., Shafaghat, F., Zwiener, R. (2017). Immunology of bee venom. *Clinical Reviews in Allergy & Immunology* 54, 386-396.
- Kristiansen, C. (2019). Epi-Agri focus group. Bee health sustainable beekeeping. European Commission, 1-21.

- LeBlanc, L., Nezami, S., Yost, D., Tsourkas, P., Amy, P. (2015). Isolation and characterization of a novel phage lysin active against *Paenibacillus larvae*, a honeybee pathogen. *Bacteriophage* 5, e1080787.
- Levin, S., Sela, N., Chejanovsky, S. (2016). Two novel viruses associated with the *Apis mellifera* pathogenic mite *Varroa destructor*. *Scientific Reports* 6, 37710.
- Locke, B. (2015). Natural *Varroa* mite-surviving *Apis mellifera* honeybee populations. *Apidologie* 47, 467-482.
- Locke, B., Low, M., Forsgren, E. (2019). An integrated management strategy to prevent outbreaks and eliminate infection pressure of American foulbrood disease in a commercial beekeeping operation. *Preventive Veterinary Medicine* 167, 48-52.
- Mañes, A., Pascual, M., Hernández, R. (2018). 40 Q&A sobre Sanidad y producción apícola. SerVet, Madrid, Espanha.
- Martín-Hernández, R., Bartolome, C., Chejanovsky, N., Conte, Y., Dalmon, A., Dussaubat, C., Palencia, P., Meana, A., Pinto, M., Soroker, V., Higes, M. (2018). *Nosema ceranae* in *Apis mellifera*: a 12 years. *Environmental Microbiology* 20, 1302-1329.
- Martínez, J. (2019). Principales enfermedades de las abejas. 4ª ed. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. Secretaria General Técnica Centro de Publicaciones, Madrid, Espanha.
- Matovic, K., Vidanovic, D., Manic, M., Stojiljkovic, M., Radojicic, S., Debeljak, Z., Šekler, M., Ciric, J. (2020). Twenty-five-year study of *Nosema* spp. in honey bees (*Apis mellifera*) in Serbia. *Saudi Journal of Biological Sciences* 27, 518-523.
- Matysiak, J., Bręborowicz, A., Dereziński, P., Kokot, Z. (2016). The correlation between anti phospholipase A₂ specific IgE and clinical symptoms after a bee sting in beekeepers. *Postepy Dermatologii I Alergologii* 33, 206-210.
- Moreira, L., Farinha, N. (2011). Guia prático da biologia da abelha: manual de apicultura. FNAP - Federação Nacional dos Apicultores de Portugal 1, 1-48.
- Morse, R., Flottum, K. (1997). Honey bee pests, predators and diseases. Root Company, Ohio, USA.

- Morse, R., Hooper, T. (1989). Enciclopédia Ilustrada de apicultura I. Publicações Europa-América, 1-260.
- Mortensen, A., Burleson, S., Chelliah, G., Johnson, K., Schmehl, D., Ellis, J. (2019). Tropilaelaps mite *Tropilaelaps* spp. Delfinado & Baker (Arachnida: Mesostigmata: Laelapidae). Entomology and Nematology Department, UF/IFAS Extension 1-4.
- Mortensen, A., Smith, B., Ellis, J. (2015). The social organization of honey bees. Entomology and Nematology Department, UF/IFAS Extension 1-4.
- Mueller, C., Jack, C., Mortensen, A., Ellis, J. (2019). Identification and treatment of European foulbrood in honey bee colonies entomology and nematology department. Entomology and Nematology Department, UF/IFAS Extension 1-7.
- Muller, S., Gonzalez, E., Genersch, E., Sussmuth, R. (2015). Involvement of secondary metabolites in the pathogenesis of the American foulbrood of honey bees caused by *Paenibacillus larvae*. *Natural Product Reports* 32, 765-778.
- Mura, A., Pusceddu, M., Theodorou, P., Angioni, A., Floris, I., Paxton, R., Satta, A. (2020). Propolis consumption reduces *Nosema ceranae* infection of european honey bees (*Apis mellifera*). *Insects* 11, 124.
- Murilhas, A., Casaca, J. (2004). Conviver com a Varroa em Portugal. Agro 354 / 01, AVAPInt - Apicultura, Varroose, Ambiente e Protecção integrada 1-35.
- Nazzi, F., Conte, Y. (2016). Ecology of *Varroa destructor*, the major ectoparasite of the western honey bee, *Apis mellifera*. *Annual Review of Entomology* 61, 417-432.
- Nizar, H., Alaa, A., Noureddine, A., Fares, K., Quddoumi, S. (2015). Diagnosis of *Paenibacillus larvae* from honeybees in Jordan according to microbiological and chemicals techniques. *Asian Journal of Animal Sciences* 9, 1-12.
- Nunes, C. (2015). Alergia a venenos. Centro de Imunoalergologia do Algarve. Acedido em Dez. 16, 2019, <http://imunoalergologia.com/alergias/alergia-a-venenos/>.
- OIE (2019a). Chapter 9.3. infection of honey bees with *Melissococcus plutonius*. OIE - Terrestrial Animal Health Code, 1-4.

OIE. (2019b). Chapter 9.2. Infection of honey bees with *Paenibacillus larvae* (American foulbrood). OIE - Terrestrial Animal Health Code, 1-4.

Oliveira, P. (2019). Considerações sobre o clima do Algarve. Direção Regional de Agricultura e Pescas do Algarve, 1-6.

Padilla, F., Flores, M., Campano, F. (2014). Control de la Ascospferiosis (*Ascosphaera apis*) mediante el uso de fondos higiénicos de rejilla. *Actas Iberoamericanas de Conservación Animal* 4, 289-291.

Paixão, V. (2012). O mel - produção, tecnologia, comercialização. Livraria clássica editora, Lisboa.

Panziera, D., Langevelde, F., Blacquièrre, T. (2017). Varroa sensitive hygiene contributes to naturally selected varroa resistance in honey bees. *Journal of Apicultural Research* 56, 635-642.

Paxton, R. J. (2010). Does infection by *Nosema ceranae* cause “colony collapse disorder” in honey bees (*Apis mellifera*)? *Journal of Apicultural Research* 49, 80-84.

Pedro, M. (1999). Alergia ao veneno de Himenópteros. *Revista Portuguesa de Imunoalergologia* 7, 191-194.

Peixoto, C., Oliveira, M., Carvalho, C. (2019). Current status of *Acarapis woodi* mite infestation in Africanized honey bee *Apis mellifera* in Brazil. *Florida Entomologist* 102, 775-777.

Pereira, J. (2016). Apicultura em números e investigação apícola em números. Dissertação de Mestrado. Instituto Superior de Agronomia, Universidade de Lisboa.

Pessoa, F., Pinto, J., Alexandre, J. (2007). Plantas do Algarve com interesse ornamental. 2ª ed. CCDR Algarve, Edições Afrontamento, 1-120.

Pettis, J., Rose, R., Chaimanee, V. (2017). Chemical and cultural control of *Tropilaelaps mercedesae* mites in honeybee (*Apis mellifera*) colonies in Northern Thailand. *Plos One* 12, 1-9.

Pilati, L., Prestamburgo, M. (2016). Sequential relationship between profitability and sustainability: the case of migratory beekeeping. *Sustainability* 8, 94.

- Pires, S., Cadavez, V., Valério, M. (2011). Prevalence and geographical distribution of *Senotainia tricuspis* (Meigen). World Organisation for Animal Health (OIE), Apimondia. *Standing Commission for Bee Health*, 11.
- Pitchon, R., Reis, A., Silva, G., Zogheib, J., Reis, D. (2014). Alergia a himenópteros: do ambulatório à urgência. *Revista Médica de Minas Gerais* 24, S6-S12.
- Plant Health Australia. (2016). Biosecurity manual for beekeepers. Reducing the risk of exotic and established pests affecting honey bees. *Plant Health Australia*, 1-62.
- Poinar, G., Danforth, B. (2006). A fossil bee from early cretaceous burmese amber. *Science* 314, 614.
- Ptaszyńska, A., Grzegorz, B., Mułenko, W., Olszewski, K. (2012). Monitoring of nosemosis in the Lublin region and preliminary morphometric studies of *Nosema* spp. spores. *Medycyna Weterynaryjna* 68, 622-625.
- Ramírez, M., Calderón, R. (2018). Situación del pequeño escarabajo, *Aethina tumida*, en colmenas de abejas africanizadas (*Apis mellifera*) en Costa Rica: muestreo de apiarios 2014-2017. *Revista Ciencias Veterinarias* 36, 19-26.
- Ramos, J., Carvalho, N. (2007). Estudo morfológico e biológico das fases de desenvolvimento de *Apis mellifera*. *Revista Científica Eletrônica de Engenharia Florestal* 10, 1-21.
- Rangel, J., Böröczky, K., Schal, C., Tarpy, D. (2016). Honey bee (*Apis mellifera*) queen reproductive potential affects queen mandibular gland pheromone composition and worker retinue response. *PLoS One* 11, S1-S16.
- Recordati, A. (1980). Manual do apicultor. Editorial Presença, Lisboa.
- Reid, M., Matheson, A. (2011). Practical beekeeping in New Zealand. 4^a ed. Exisle Publishing, New Zealand.
- Reuter, G., Spivak, M. (2016). Honey bee diseases and pests. Department of Entomology and Minnesota Extension Service, University of Minesota, 1-34.
- Riches, H. (1978). A apicultura. Editorial Presença, Porto.

- Rinkevich, F., Danka, R., Healy, K. (2017). Influence of Varroa mite (*Varroa destructor*) management practices on insecticide sensitivity in the honey bee (*Apis mellifera*). *Insects* 8, 9.
- Ritter, W. (2001). Enfermedades de las abejas. Editorial Acribia, Zaragoza, España.
- Romano, A., Gonçalves, S. (2015). Plantas silvestres comestíveis do Algarve. Universidade do Algarve, 1-170.
- Rosenkranz, P., Aumeier, P., Ziegelmann, B. (2010). Biology and control of *Varroa destructor*. *Journal of Invertebrate Pathology* 103, 96-119.
- Roth, M., Wilson, J., Tignor, K., Gross, A. (2019). Biology and management of *Varroa destructor* (Mesostigmata: Varroidae) in *Apis mellifera* (Hymenoptera: Apidae) colonies. *Journal of Integrated Pest Management* 11, S1-S8.
- Rubiano, M.V. (2016). Análisis virológico y epidemiológico del síndrome de despoblamiento de las colmenas en España: estudio de causas y consecuencias. Departamento de Sanidade Animal, Facultad de Veterinaria, Universidade Complutense de Madrid. Madrid., España.
- Russenova, N., Parvanov, P. (2005). European foulbrood disease - aetiology, diagnostics and control. *Trakia Journal of Sciences* 3, 10-16.
- Salces, R., Cugnata, N., Guaspari, E., Pellegrini, M., Albone, I., Piano, F., Antunez, K., Fusell, S. (2016). Natural strategies for the control of *Paenibacillus larvae*, the causative agent of American foulbrood in honey bees: a review. *Apidologie* 48, 387-400.
- Samarghandian, S., Farkhondeh, T., Samini, F. (2017). Honey and health: a review of recent clinical research. *Pharmacognosy Research* 9, 121-127.
- Sammataro, D., Guzman, L., George, S., Ochoa, R., Otis, G. (2013). Standard methods for tracheal mite research. *Journal of Apicultural Research* 52, 1-20.
- Santos, C., Otesbelgue, A., Blochtein, B. (2018). The dilemma of agricultural pollination in Brazil: beekeeping growth and insecticide use. *Plos One* 13, e0200286.
- Santos, J. (2015). Um estudo sobre a evolução histórica da apicultura. Universidade Federal de Campina Grande, Brasil.

- Sohaimy, S., Masry, S., Shehata, M. (2015). Physicochemical characteristics of honey from different origins. *Annals of Agricultural Science* 60, 279-287.
- Somerville, D. (2011). *Tropilaelaps* mites - factsheet. *NSW Government - Primary Industries*, 1-2.
- Spurgin, A. (1997). *Apicultura*. 1ª ed. Editorial Presença, Lisboa.
- Stephan, J., Miranda, J., Forsgren, E. (2020). American foulbrood in a honeybee colony: spore-symptom relationship and feedbacks. *BMC Ecology* 20, S1-S14.
- Sulborska, A., Horecka, B., Cebrat, M., Kowalczyk, M., Skrzypek, T., Kazimierczak, W., Tryte, M., Borsuk, G. (2019). Microsporidia *Nosema* spp. - obligate bee parasites are transmitted by air. *Scientific Reports* 9, 14376.
- The Animal and Plant Health Agency. (2017). The national bee unit - *Tropilaelaps* parasitic mites of honey bees. Department for Environment, Food & Rural Affairs, 1-16.
- The Animal and Plant Health Agency. (2020). The national bee unit - Managing *Varroa*. Department for Environment, Food & Rural Affairs, 1-41.
- Tomás, A., Almeida, P., Vilas-Boas, M. (2017). Avaliação do perfil de açúcares do mel de rosmaninho Português. *Revista de Ciências Agrárias* 40.
- Tomé, S., Reis, G., Guedes, M., Saraiva, L., Teixeira, F. (2009). Imunoterapia com veneno de himenópteros: a experiência de uma consulta. *Acta Pediátrica Portuguesa* 40, 30-32.
- Torróntegui, R. (2020). Abejas medicina veterinaria. *Wroclaw*, 1-165.
- Traynor, K., Mondet, F., Miranda, J., Techer, M., Kowallik, V., Oddie, M., Chantawannakul, P., McAfee, A. (2020). *Varroa destructor*: a complex parasite, crippling honey bees worldwide. *Trends in Parasitology* 7, 592-606.
- Tripp, J., Dolezal, A., Goblirsch, M., Miller, W., Toth, A., Bonning, T. (2016). *In vivo* and *in vitro* infection dynamics of honey bee viruses. *Scientific Reports* 6, 22265.
- Tutun, H., Koç, N., Kart, A. (2018). Plant essential oils used against some bee diseases. *Turkish Journal of Agriculture - Food Science and Technology* 6, 34-45.

Valera, F., Moracho, T., Yuan, H., Muñoz, I., Rúa, P., Hernández, R., Chen, Y., Higes, M. (2017). Any role for the dissemination of *Nosema* spores by the blue-tailed bee-eater *Merops philippinus*? *Journal of Apicultural Research* 56, 262-269.

Verde, M. (2014). Apicultura y seguridad alimentaria. *Revista Cubana de Ciencia Agrícola* 48, 25-31.

Viegas, M. (2018). Pergunta com pedido de resposta escrita E-002014/2018 à Comissão - Transumância internacional na apicultura. Parlamento Europeu, E-002014-18.

Wishnie, D.C. (2017). The veterinarian's role in honey bee health. Honey bees: a guide for veterinarians. *American Veterinary Medical Association*.

Xie, X., Huang, Z., Zeng, Z. (2016). Why do *Varroa* mites prefer nurse bees? *Scientific Reports* 6, 28228.

Zawislak, J. (2019). Honey bee health. Division of Agriculture, University of Arkansas System, 1-35.

Zemene, Z., Bogale, B., Derso, S., Belete, S., Melaku, S., Hailu, H. (2015). A review on varroa mites of honey bees. *Academic Journal of Entomology* 8, 150-159.

ask.extension.org e <https://peter-thomson.com/bees/index.html>.

http://agritech.tnau.ac.in/farm_enterprises/fe_api_castesofhoneybee.html

<http://www.nationalbeeunit.com/searchResults.cfm>.

<http://www.saudeanimal.com.br/>

<https://askbiologist.asu.edu/colonia-de-las-abejas>

<https://britishbeevets.com/>

<https://thehoneycompany.com/honeybee-wax-scales/>.

<https://www.alexanderwild.com/Insects/Honey-Bees/>

<https://www.honeybeesuite.com/wax-glands-photo/>

<https://www.mel.com.br/fossil-de-abelha-de-100-milhoes-de-anos/>

https://www.oie.int/wahis_2/public/wahid.php/Diseaseinformation/Diseasedistributionmap?disease_type_hidden=&disease_id_hidden=&selected_disease_name_hidden=&disease_type=0&disease_id_terrestrial=125&species_t=0&disease_id_aquatic=-999&species_a=0&sta_method=semesterly&selected_start_year=2019&selected_report_period=1&selected_start_month=1&date_submit=OK

ANEXO I - Terminologia apícola (Direção Geral de Alimentação e Veterinária e Decreto-Lei nº 203/2005, de 25 de Novembro de 2005)

Abelha: indivíduo de espécie produtora de mel pertencente ao género *Apis* sp., designadamente os da espécie *Apis mellifera*.

Alvéolos: células hexagonais que servem para conter mel e a criação. No seu conjunto constituem o favo.

Apiário: o conjunto de colónias de abelhas pertencente ao mesmo apicultor.

Apicultor: a pessoa singular ou coletiva que possua um ou mais apiários.

Apicultura: atividade agrícola que utiliza a colheita de néctar, o pólen e outros produtos das abelhas, e permite ao apicultor retirar lucros que podem ser de dois tipos: os diretos (a venda e consumo de mel, pólen e cera) e os indiretos (refletidos numa maior produtividade agrícola, devidos à atividade polinizadora das abelhas).

Atividade apícola: detenção de exploração apícola, com finalidade de obtenção de produtos apícolas, reprodução e multiplicação de enxames, polinização, didática ou outra.

Autoridade sanitária veterinária nacional: a Direção-Geral de Alimentação e Veterinária (DGAV).

Cacho: forma adotada pelas abelhas quando a temperatura ambiente da colmeia atinge menos de 10°C. Neste caso, as abelhas juntam-se formando uma espécie de cacho ou bola no canto do favo onde existem alvéolos vazios, com a finalidade de produzir calor. Na camada interna desse cacho a temperatura mantém-se a 25-30°C e na camada externa está abaixo de 10°C. A posição das abelhas neste caso é a seguinte: a cabeça de uma abelha refugia-se no abdómen da abelha que se encontra em cima. Unidas dessa forma, conseguem passar o mel e alimentar-se sem haver perda do calor acumulado no centro da bola, onde se encontra a rainha.

Colmeia: o suporte físico em que os quadros de sustentação dos favos são amovíveis, que pode ou não albergar uma colónia e a sua produção.

Colónia: o enxame, suporte físico e respetivos materiais biológicos por si produzidos.

Cortiço: o suporte físico desprovido de quadros para fixação dos favos, sendo estes inamovíveis, que pode ou não albergar uma colónia e a sua produção.

Cresta: ato de recolha de mel dos favos da colmeia ou do cortiço.

Enxame: população de abelhas que corresponde à futura unidade produtiva, com potencialidade de sobrevivência, produção e reprodução autónomas em meio natural, sem qualquer suporte físico.

Favo: construção de cera virgem em forma de lâmina de duas faces, com numerosos alvéolos hexagonais.

Néctar: líquido mais ou menos doce e perfumado, produzido pelas flores das plantas superiores. É muito rico em sacarose e água, possui pequenas quantidades de substâncias elásticas, dextrina, sais minerais, ácido fosfórico, sais de ferro, de cálcio, carbonatos e sulfatos.

Núcleo: colmeia de quadros móveis com capacidade superior a três quadros e inferior a seis quadros.

Quadro: caixilho que suporta o favo.

Transumância: metodologia da atividade apícola com recurso a transporte para aproveitamento de florações específicas.