



POLITÉCNICO DE COIMBRA

ESCOLA SUPERIOR AGRÁRIA

Luís Miguel da Silva Simões

Desenvolvimento de Estratégias para a
Valorização de uma Planta Endógena da Costa
Marítima Portuguesa: a *Corema album* (L.) D.
Don

Orientadora: Professora Doutora Aida Moreira da Silva

Co-orientadora: Professora Doutora Maria João Barroca

Coimbra, 2018



POLITÉCNICO DE COIMBRA

ESCOLA SUPERIOR AGRÁRIA

Luís Miguel da Silva Simões

Desenvolvimento de Estratégias para a Valorização de uma Planta Endógena da Costa Marítima Portuguesa: a *Corema album* (L.) D. Don

Relatório de Estágio Profissionalizante apresentada à
Escola Superior Agrária de Coimbra para cumprimento
dos requisitos necessários à obtenção do grau de mestre
em Biotecnologia

Orientadora: Professora Doutora Aida Moreira da Silva

Co-orientadora: Professora Doutora Maria João Barroca

Coimbra, 2018

AGRADECIMENTOS

Durante os meses em que decorreu o estágio profissionalizante em Biotecnologia, tive o privilégio de contactar com diversas pessoas que, direta ou indiretamente, contribuíram para a minha aprendizagem, concretização dos objetivos propostos e para a realização do presente relatório.

Em primeiro lugar, quero agradecer à minha orientadora de estágio Professora Doutora Aida Moreira da Silva e à minha co-orientadora Maria João Barroca, com quem tive o privilégio de trabalhar e aprender, que sempre me apoiaram, incentivaram e disponibilizaram para ajudar na realização deste trabalho, bem como em todas as etapas da minha aprendizagem.

Agradeço também à Unidade I&D de Química-Física Molecular, da Universidade de Coimbra na pessoa da Doutora Ana Margarida Amado por todo o apoio e ajuda prestada na realização dos espectros de ATR-FTIR bem como na sua análise. Agradeço ainda ao Laboratório CICECO da Universidade de Aveiro, na pessoa de Celeste Azevedo, pelo registo dos espectros de FT-Raman.

Quero ainda agradecer muito especialmente a todos os meus Professores, ao técnico Sr. Jorge Viegas, à técnica Sandrine Ressureição e demais funcionários da Escola Superior Agrária de Coimbra, pela ajuda prestada sobretudo durante a realização deste estágio.

Agradeço ainda a todos os meus familiares e amigos que sempre me apoiaram, especialmente à minha esposa, uma companheira incansável e às minhas filhas, as campeãs da paciência.

Por último, mas não menos importante, deixo um agradecimento muito especial a todos os meus colegas de curso e restantes alunos desta instituição.

Este trabalho foi financiado pelo Fundo Europeu de Desenvolvimento Regional (FEDER), através do Acordo de Parceria Portugal 2020 - Programa Operacional Regional do Centro (CENTRO 2020), no âmbito do projeto Centro-01-0145-FEDER-023631 SoSValor: Soluções Sustentáveis para a Valorização de Produtos Naturais e Resíduos Industriais de Origem Vegetal, do projeto Centro-01-0145-FEDER-000007 ReNATURE - Valorização dos Recursos Naturais Endógenos da Região Centro e do projeto POCI-0145-FEDER-029305 IDEAS4life - Novos IngreDiEntes Alimentares de Plantas Marítimas.

A todos o meu muito Obrigado.

RESUMO

A *Corema album* L. D. Don, (camarinha) é uma planta marítima endémica da Península Ibérica que pode ser encontrada em zonas dunares ao longo da costa atlântica. O estudo apresentado é uma contribuição para a valorização da *C. album* através da utilização de técnicas de propagação da planta, da caracterização físico-química e de ensaios de conservação.

No estabelecimento *ex vitro* por estacaria, sem hormona, em substrato perlite, obteve-se 25 % de enraizamento e uma taxa de germinação em substrato orgânico de 25 %. A taxa de germinação obtida *in vitro* foi de 10 %. Relativamente à caracterização físico-química das bagas foi registado um pH de cerca de 3 e um teor de sólidos solúveis (°Brix) próximo de 8. Através da utilização de técnicas espectroscópicas ATR-FTIR e FT-Raman, comprovou-se a análise nutricional relativamente ao elevado teor de humidade, fibras, hidratos de carbono e compostos fenólicos. Após a colheita, as bagas mantiveram-se próprias para o consumo nos períodos de conservação de duas e de quatro semanas à temperatura ambiente e a 4°C, respetivamente.

Palavras Chave: *Corema album*, camarinha, *in vitro*, *ex vitro*, ATR-FTIR, FT-Raman.

ABSTRACT

The *Corema album* L. D. (camarinha) Don is a marine plant endemic to the Iberian Peninsula that can be found in dune areas along the Atlantic coast. The study presented is a contribution to the valuation of *C. album* through the use of plant propagation techniques, physicochemical characterization and conservation trials.

In the *ex vitro* establishment by staking, without hormone, in perlite substrate, 25% of rooting was obtained and a germination rate in organic substrate of 25%. The germination rate obtained *in vitro* was 10%. As regards the physicochemical characterization of the berries, a pH of about 3 and a soluble solids content (°Brix) of about 8 were registered. Using the ATR-FTIR and FT-Raman spectroscopic techniques, the nutritional analysis high moisture content, fibers, carbohydrates and phenolic compounds. After harvesting, the berries were kept for consumption in storage periods of two and four weeks at room temperature and at 4 ° C, respectively.

Keywords: *Corema album*, camarinha, *in vitro*, *ex vitro*, ATR-FTIR, FT-Raman.

ÍNDICE DE SÍMBOLOS E ABREVIATURAS

ATR - Espectroscopia de reflectância total atenuada

B5 - Meio de Cultura de Gamborg et al, 1968)

CEE - Comunidade Económica Europeia

CFL - Câmara de Fluxo Laminar

CMA - Câmara Municipal de Almada

E.N.A. - Extrativos não azotados

FTIR - Espectroscopia de Absorção no Infravermelho com Transformada de Fourier

IR - Radiação infravermelha

KM - Meio de cultura de Kao & Michayluk, 1975

Knop - Meio de Cultura de Gautheret, 1959

MS - Meio de cultura de Murashige & Skoog, 1962

MS/2 - Meio de cultura de Murashige & Skoog, 1962, formulação reduzida a metade

pH - Potencial hidrogeniónico

PP - Polipropileno

UTAD - Universidade de Trás os Montes e Alto Douro

ÍNDICE

Agradecimentos	I
Resumo	II
Abstract	III
Índice de Símbolos e Abreviaturas	
Índice de Tabelas	
Índice de Figuras	
1. Introdução	1
2. Revisão Bibliográfica	2
2.1. Seleção e Valorização de Plantas	2
2.2. Corema	3
2.2.1. Taxonomia, <i>Corema album</i> (L.) D. Don.....	3
2.2.1.1. Morfologia e Botânica	4
2.2.1.2. Ecologia e Habitat.....	5
2.2.1.3. Distribuição Geográfica.....	6
2.2.2. Utilização da Camarinha.....	7
2.2.3. Lenda e Curiosidades	7
2.3. Produção de Plantas	8
2.4. Propagação <i>in vitro</i>	9
2.4.1. Micropropagação.....	9
2.4.2. Meios de Cultura.....	10
2.5. Propagação <i>ex vitro</i>	11
2.5.1. Propagação por Semente	11
2.5.2. Propagação por Estacaria	12
2.6. Caracterização Físico-Química das Bagas de Camarinha	12
2.6.1. Características Biométricas	12
2.6.2. Determinação do pH e do Teor de Sólidos Solúveis	13
2.6.3. Atividade da Água.....	13
2.6.4. Textura.....	14
2.6.5. Cor	14
2.6.6. Composição Nutricional	14
2.7. Técnicas Espectroscópicas	15
2.7.1. Espectroscopia de Absorção no Infravermelho com Transformada de Fourier.....	15
2.7.1.1. Espectroscopia de Reflectância Total Atenuada	16

2.7.2. Espectroscopia de Raman.....	16
3. Materiais e Métodos.....	18
3.1. Recolha do Material Vegetal.....	18
3.2. Estabelecimento <i>ex vitro</i>.....	19
3.2.1. Estacaria.....	19
3.2.2. Sementes.....	20
3.2.3 Transplante de Camarinha para Vaso.....	22
3.3. Estabelecimento <i>in vitro</i>.....	22
3.3.1. Sementes.....	22
3.3.2. Estabelecimento de Ápices e Segmentos Nodais.....	23
3.4. Caracterização Físico-Química das Bagas de Camarinha.....	24
3.4.1. Determinação do pH, Teor de Sólidos Solúveis, Atividade da Água, Textura e Cor.....	24
3.4.2. Características Biométricas.....	24
3.4.3. Composição Nutricional.....	25
3.5. Conservação e Utilização da Baga de Camarinha.....	25
3.5.1. Tempo de Conservação.....	25
3.5.2. Testes de Mudança de Cor a Diferentes Temperaturas.....	26
3.5.3. Utilizações em Geleia e em Calda.....	27
3.6. Técnicas Espectroscópicas.....	27
3.6.1. Espectroscopia de Reflectância Total Atenuada.....	27
3.6.2. FT-Raman.....	28
4. Resultados e Discussão.....	30
4.1. Estabelecimento <i>ex vitro</i>.....	30
4.1.1. Estacas.....	30
4.1.1.1. Estabelecimento Sem Hormona.....	30
4.1.1.2. Estabelecimento com Hormona AIB 0,2 %.....	31
4.1.1.3. Estabelecimento com Hormona AIB 0,5 %.....	32
4.1.2. Sementes.....	34
4.1.3. Transplante de Camarinha.....	35
4.2. Estabelecimento <i>in vitro</i>.....	36
4.2.1. Sementes.....	36
4.2.2. Estabelecimento de Ápices e Segmentos Nodais.....	38
4.3. Caracterização Físico-química das Bagas de Camarinha.....	38
4.3.1. pH.....	38

4.3.2. Teor de Sólidos Solúveis.....	38
4.3.3. Atividade da Água.....	39
4.3.4. Textura.....	39
4.3.5. Cor	40
4.3.6. Características Biométricas	40
4.3.7. Composição Nutricional	41
4.4. Conservação e Utilização da Baga de Camarinha	43
4.4.1. Tempo de Conservação.....	43
4.4.1.1. Primeiro Ensaio	43
4.4.1.2. Segundo Ensaio.....	45
4.4.2. Testes de Mudança de Cor a Diferentes Temperaturas	47
4.4.2.1. Primeiro Ensaio	48
4.4.2.2. Segundo Ensaio.....	49
4.4.2.3. Terceiro Ensaio	49
4.4.3. Utilizações da Camarinha em Geleia e em Calda.....	51
4.5. Técnicas Espectroscópicas.....	51
4.5.1. Espectroscopia ATR-FTIR e FT-Raman	53
4.5.1.1. ATR-FTIR, Efeito da Conservação.....	53
4.5.1.2. ATR-FTIR, Efeito da Cor	56
4.5.1.3. ATR-FTIR de Folhas.....	59
4.5.1.4. ATR-FTIR de Sementes	62
4.5.1.5. ATR-FTIR vs FT-Raman Bagas de Camarinha Ultracongeladas.....	65
5. Conclusão	67
6. Bibliografia	69
7. Anexos	i

ÍNDICE DE TABELAS

Tabela 1: Classificação taxonómica da camarinha (GAMA, 2009; UTAD, 2018).....	3
Tabela 2: Principais meios de cultura (RODRIGUES, 2014).....	10
Tabela 3: Estabelecimento de estacas semilenhosas de camarinha, em substrato orgânico e substrato perlite com hormona a 0,2 %, 0,5 % e sem hormona.	20
Tabela 4: Estabelecimento de semente de camarinha, em substrato orgânico e em substrato perlite, frescas e após tratamento diferente com escaldão, -20 °C ou queimadas.....	21
Tabela 5: Estabelecimento de ápices e segmentos nodais de material vegetal recolhido em dezembro de 2017 e em março de 2018 nas dunas do Palheiro, Mira. 23	
Tabela 6: Temperatura de exposição das camarinhas para avaliar a mudança de cor.	26
Tabela 7: Resultados de enraizamento e estacas sobreviventes.....	30
Tabela 8: Características biométricas das bagas de camarinha	41
Tabela 9: Composição nutricional das bagas de camarinha	42
Tabela 10: Tabela de comparação Raman vs IR, por grupos funcionais (vibrações) e regiões (HORIBA, 2004).	52

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Esquema ilustrativo do género <i>Corema</i> , (CASTROVIEJO, <i>et al.</i> , 2003).....	5
Figura 2: Distribuição da camarinha em Portugal Continental, adaptado de Flora-On, (ARAÚJO, <i>et al.</i> , 2018).	6
Figura 3: Camarinheira com bagas de camarinha, setembro de 2017, dunas do Palheiro, Mira.....	18
Figura 4: Dunas do Palheiro de Mira: a) antes do incêndio de outubro; b) depois do incêndio de outubro de 2017.....	18
Figura 5: Camarinheira com rebentos de toíça (março de 2018), após fogo de outubro de 2017.....	19
Figura 6: Enraizamento das estacas da camarinha: a) enraizamento em substrato orgânico; b) enraizamento em substrato perlite; c) estacas de corema em hormona AIB	20
Figura 7: Ramo de camarinheira com bagas após incêndio.....	21
Figura 8: Esquema ilustrativo dos tratamentos a que foram sujeitas as amostras de camarinha para potenciar a mudança da cor.	27
Figura 9: Estabelecimento de estacas sem hormona: a) em substrato orgânico; b) em substrato perlite; c) estacas sobreviventes do substrato orgânico; d) estacas sobreviventes e enraizadas do substrato perlite.	31
Figura 10: Estabelecimento de estacas com hormona AIB a 0,2 %: a) em substrato orgânico; b) em substrato perlite; c) estacas sobreviventes e enraizadas do substrato orgânico; d) estacas sobreviventes e enraizadas do substrato perlite.....	32

Figura 11: Estabelecimento de estacas com hormona AIB a 0,5 %: a) em substrato orgânico; b) em substrato perlite; c) estacas sobreviventes e enraizadas do substrato orgânico; d) estacas sobreviventes do substrato perlite.....	33
Figura 12: Ensaio de <i>germinação ex vitro</i> : a) primeira plântula nascida em abril de 2018; b) duas plântulas nascidas, a segunda em maio de 2018; c) plântulas com folhas em junho de 2018; d) plantas em julho, e) agosto de 2018, duas plantas com folhas e as duas últimas plântulas nascidas em finais de julho.	35
Figura 13: Camarinha macho: a)um ano após de ter sido transplantada; b) flor da camarinha transplantada (maio de 2018); c) crescimento do ano (2018).....	36
Figura 14: Estabelecimento de sementes <i>ex vitro</i> : a) semente com cutícula rebentada a iniciar o lançamento da radícula; b) plântulas germinadas com radícula; c) plântulas germinadas com folhas.....	37
Figura 15: Posição da cor das bagas de camarinha no espectro de cores: a) cor das camarinhas conservadas à temperatura ambiente; b) cor das camarinhas conservadas a 4 °C.	40
Figura 16: Evolução das camarinhas conservadas em vácuo a temperatura ambiente: a) camarinhas embaladas a vácuo 27/09/2017; b) 4/10/2017; c) 11/10/2017; d) 18/10/2017; e) 25/10/2017, f) 01/11/2017; g) 08/11/2017; h) 15/11/2017.....	44
Figura 17: Evolução das camarinhas conservadas em vácuo refrigeradas à temperatura de 4 °C: a) camarinhas embaladas a vácuo 27/09/2017; b) 4/10/2017; c) 11/10/2017; d) 18/10/2017; e) 25/10/2017, f) 01/11/2017; g) 08/11/2017; h) 15/11/2017.	45
Figura 18: Evolução das camarinhas conservadas em caixas à temperatura ambiente: a) camarinhas embaladas a 25/09/2017; b) 2/10/2017; c) 09/10/2017; d) 16/10/2017; e) 23/10/2017, f) 30/10/2017; g) 06/11/2017; h) 13/11/2017.	46
Figura 19: Evolução das camarinhas conservadas em caixas e refrigeradas à temperatura de 4 °C: a) camarinhas embaladas a 25/09/2017; b) 2/10/2017; c) 09/10/2017; d) 16/10/2017; e) 23/10/2017, f) 30/10/2017; g) 06/11/2017; h) 13/11/2017.	47
Figura 20: Testes de mudança de cor, 1º ensaio, camarinhas colocadas em água a diferentes temperaturas durante cinco minutos: a) à temperatura ambiente; b) 50 °C; c) 60 °C; d) 70 °C; e) 80 °C; f) 90 °C; g) 100 °C.....	48
Figura 21: Testes de mudança de cor, 2º ensaio, camarinhas sujeitas a um escaldão: a) deixadas a arrefecer à temperatura ambiente durante uma hora; b) deixadas a arrefecer dentro da água durante 24 horas.....	49
Figura 22: Testes de mudança de cor, 3º ensaio, camarinhas colocadas a 60 °C durante: a) 1 minuto seguida de vácuo e 30 minutos à temperatura ambiente; b) 5 minutos seguida de vácuo e 30 minutos à temperatura ambiente; c) 10 minutos seguida de vácuo e 30 minutos à temperatura ambiente; d) 1 minuto seguida de vácuo e 30 minutos a 4 °C; e) 5 minutos seguida de vácuo e 30 minutos a 4 °C; f) 10 minutos seguida de vácuo e 30 minutos a 4 °C.....	50
Figura 23: Utilização das camarinhas: a) geleia; b) calda	51
Figura 24: Espectros ATR-FTIR (500 a 4000cm ⁻¹) de bagas de camarinha conservadas a: a) temperatura ambiente; b) 4 °C; c) ultracongeladas.	53
Figura 25: Espectros ATR-FTIR (1500 a 1800 cm ⁻¹) de bagas de camarinha conservadas a: a) temperatura ambiente; b) 4 °C; c) ultracongeladas.	54
Figura 26: Espectros ATR-FTIR (2700 a 3700cm ⁻¹) de bagas de camarinha conservadas a: a) temperatura ambiente; b) 4 °C; c) ultracongeladas.	55

Figura 27: Espectros ATR-FTIR (500 a 4000cm ⁻¹) de bagas de camarinha de cor: a) branca; b) rosa; c) translúcida.....	56
Figura 28: Espectros ATR-FTIR (1500 a 1800cm ⁻¹) de bagas de camarinha de cor: a) branca; b) rosa; c) translúcida.....	57
Figura 29: Espectros ATR-FTIR (2700 a 3700cm ⁻¹) de bagas de camarinha de cor: a) branca; b) rosa; c) translúcida.....	58
Figura 30: Espectros ATR-FTIR (500 a 4000cm ⁻¹) de folhas de camarinha da: a) fêmea; b) macho; c) rebentos de toíça.....	59
Figura 31: Espectros ATR-FTIR (1500 a 1800cm ⁻¹) de folhas de camarinha da: a) fêmea; b) macho; c) rebentos de toíça.....	60
Figura 32: Espectros ATR-FTIR (2700 a 3700cm ⁻¹) de folhas de camarinha da: a) fêmea; b) macho; c) rebentos de toíça.....	61
Figura 33: Espectros ATR-FTIR (500 a 4000cm ⁻¹) de sementes de camarinha: a) liofilizada; b) ultracongelada.....	62
Figura 34: Espectros ATR-FTIR (1500 a 1800cm ⁻¹) de sementes de camarinha: a) liofilizada; b) ultracongelada.....	63
Figura 35: Espectros ATR-FTIR (2700 a 3700 cm ⁻¹) de sementes de camarinha: a) liofilizada; b) ultracongelada.....	64
Figura 36: Comparação entre espectros ATR-FTIR e FT-Raman, de bagas de camarinha ultracongelada, na região espectral de 500 cm ⁻¹ a 4000cm ⁻¹ : a) ATR-FTIR; b) FT-Raman.	65

1. INTRODUÇÃO

As pessoas procuram constantemente novos produtos e sabores. A floresta mediterrânea é muito rica e diversa e pode fornecer novas plantas para serem exploradas comercialmente, bem como trazer novas formas de rendimento às populações locais.

As camarinheiras em tempos passados eram reconhecidas pelas populações e constituíam mais uma fonte de rendimento. As bagas deste fruto fresco eram vendidos em praças e mercados, sobretudo junto às praias, onde as vendedoras com cestas de verga cheias de camarinhas as vendiam à maquia que colocavam em cartuchos de papel. A camarinha era consumida em fresco, geleias, caldas ou compotas. As suas plantas são também reconhecidas pela sua beleza e aroma o que lhe poderá conferir potencial como ornamental (ALVES L. , 2018; A SENHORA DO MONTE, 2018; FLORESTAR.NET, 2018).

Estudos recentes têm demonstrado que os extratos das folhas e das bagas tem propriedades antipiréticas e anti-helmínticas e que podem ser empregues no combate a algumas doenças, principalmente no combate ao stresse oxidativo, que promove doenças como o cancro e a doença de Parkinson, entre outras (LÉON-GONZALEZ, *et al.*, 2012; MACEDO, *et al.*, 2015; JARDIM, *et al.*, 2017; DAS & MANNA, 2015; A SENHORA DO MONTE, 2018; LÉON-GONZALEZ, *et al.*, 2013).

A incorporação das bagas de camarinha numa dieta saudável pode trazer benefícios para a saúde. Alimentos aliados à promoção e manutenção de uma boa saúde, como a camarinha, podem ser reconhecidos como alimentos funcionais (MOREIRA DA SILVA, 2010).

Com o presente trabalho pretende-se desenvolver estudos que permitam a propagação da *Corema album* (L.) D. Don (Camarinha) bem como conhecer a sua composição nutricional e tempo de conservação de modo a identificar possíveis formas de introdução no mercado para a sua valorização e comercialização.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1. SELEÇÃO E VALORIZAÇÃO DE PLANTAS

O homem tenta sempre tirar o máximo partido daquilo que lhe é favorável e do qual pode tirar algum proveito. Assim aconteceu com a domesticação das plantas. A sua seleção foi um processo que se iniciou com a agricultura há, aproximadamente, 10.000 anos (BROWN, *et al.*, 2008) e ainda hoje continua. O método de seleção contínua pode denominar-se de domesticação das plantas, porque é o resultado de um processo de seleção feita pelo homem em que ele introduz na agricultura aquelas plantas que são por ele aproveitadas (GUILHERME & RODRIGUES, 2014; FULLER, 2007; BROWN, *et al.*, 2008).

Durante o processo de domesticação, pela seleção contínua de características interessantes para o selecionador, acabam por ocorrer algumas alterações nas características das plantas que lhes incrementam ganhos de produtividade, maior uniformidade, aumento dos frutos e das fibras, perda de dormência das sementes, diminuição ou mesmo a perda dos mecanismos de dispersão, redução de substâncias tóxicas, etc. Essas alterações, são, normalmente, o resultado das alterações genéticas que vão ocorrendo, sobretudo pela ativação ou silenciamento de genes que afetam determinadas características. Este efeito é conhecido como síndrome da domesticação, ou seja, o conjunto das características que diferem entre as versões selvagem e domesticada de uma espécie de planta (FULLER, 2007; GUILHERME & RODRIGUES, 2014; BROWN, *et al.*, 2008; BESPALHOK, GUERRA, & OLIVEIRA, 2006).

As espécies silvestres são no fundo o grande reservatório de plantas com potencialidade para os mais variados usos, podendo ser colhidas e utilizadas diretamente como alimento, na culinária, medicina, indústria, etc., ou ainda fazer parte de programas de seleção e melhoramento que visem a obtenção de variedades para cultivo, e que apresentem as características pretendidas como o tamanho dos frutos, sabor, textura, etc., (KINUPP, 2007; LIMA, *et al.*, 2018).

A camarinha, é uma planta endémica das dunas atlânticas da Península Ibérica, da família das Ericáceas. A sua ramagem e flor são de uma beleza pouco conhecida, os seus frutos são de cor branca ou rosa de sabor fresco adocicado, com valor nutritivo elevado e uma interessante composição em antioxidantes. Assim, esta planta é uma espécie com potencial para vir a integrar o mercado dos

pequenos frutos, floricultura, indústria agroalimentar ou farmacêutica ou para ser utilizada como ornamental (OLIVEIRA & DALE, 2012; LIMA, *et al.*, 2018).

2.2. COREMA

O nome Corema tem origem na palavra grega “Korema”, que significa “vassoura” (GIL-LÓPEZ, 2011). Este nome reflete uma das principais funções atribuídas aos ramos destes arbustos tal como aconteceu com outros (sendo a mais conhecida a giesta das vassouras). As populações rurais utilizaram ao longo de vários séculos as plantas com densa e fina ramagem para servirem de vassouras. Em Portugal é frequentemente conhecida como camarinha. Este termo pode ser utilizado para referir a planta ou o fruto e significa gota pequena e redonda, embora tenha outros significados como “pequeno quarto; camarim; pequena câmara à popa dos navios antigos”, etc. (COSTA & MELO, 1977; INFOPÉDIA).

2.2.1. TAXONOMIA, *COREMA ALBUM* (L.) D. DON

A classificação taxonómica da *Corema album* (L.) D. Don encontra-se descrita da Tabela 1.

Tabela 1: Classificação taxonómica da camarinha (GAMA, 2009; UTAD, 2018)

Classificação taxonómica	
Domínio	<i>Eucarya</i>
Reino	<i>Plantae</i>
Filo	<i>Angiospermophyta</i>
Classe	<i>Magnoliopsida</i>
Ordem	<i>Ericales</i>
Família	<i>Ericaceae</i>
Género	<i>Corema</i>
Espécie	<i>Corema album</i> (L.) D. Don
Nomes Comuns	Camarinha, Camarinheira

A camarinha ou camarinheira como é vulgarmente conhecida é um pequeno arbusto da família *Ericaceae*, género *Corema*, que contém apenas duas espécies, a *Corema album* (L.) D. Don e a *Corema conradii* (Torr.) Torr. ex Loudon. Esta espécie é apenas encontrada ao longo da costa leste da América do Norte e pode ser distinguida da *Corema album* pelos seus frutos muito pequenos, desprovidos de polpa e cobertos com apêndices oleosos associados à dispersão pelas formigas (OLIVEIRA & DALE, 2012; KRON, *et al.*, 2002). Erradamente, ainda hoje é descrita em algumas floras como pertencendo à família *Empetraceae* (GAMA, 2009).

2.2.1.1. MORFOLOGIA E BOTÂNICA

A camarinha é um pequeno arbusto dioico de estatura baixa 30 a 75 cm, raramente um metro de altura e com numerosos ramos sempre verdes, tem a capacidade de controlar a transpiração de modo a manter o conteúdo hídrico (Figura 1). A planta apresenta gemas de renovo a 0,25 cm acima do solo e os arbustos do sexo feminino tendem a criar estratégias de adaptação que os diferenciem dos arbustos do sexo masculino, como as evidenciadas na sua morfologia e fisiologia. Os ramos dos arbustos do sexo feminino são mais curtos e curvilíneos enquanto os do sexo masculino são mais longos e eretos (CASTROVIEJO, *et al.*, 2003; UTAD, 2018; ZUNZUNEGUI, *et al.*, 2005; COSTA, 2001).

As flores masculinas e femininas são semelhantes, diferenciando-se pelas menores dimensões e ausência de estames nas flores femininas. Ambas são constituídas por três sépalas, com três pétalas vermelhas. O período de inflorescência desta espécie decorre de fevereiro a abril. Após esse período, os arbustos do sexo feminino começam a produzir pequenos frutos esféricos (drupas) semelhantes a bagas aos quais também se dá o nome de camarinha, internacionalmente é conhecida como *Portuguese crowberry* (GAMA, 2009; UTAD, 2018; ZUNZUNEGUI, *et al.*, 2005).

A maturação destes frutos, em Portugal, tem início durante o verão, entre os meses de junho a setembro. No entanto, as camarinhas podem permanecer nos arbustos até outubro ou dezembro, dependendo da zona geográfica onde se encontrem (ZUNZUNEGUI, *et al.*, 2005).

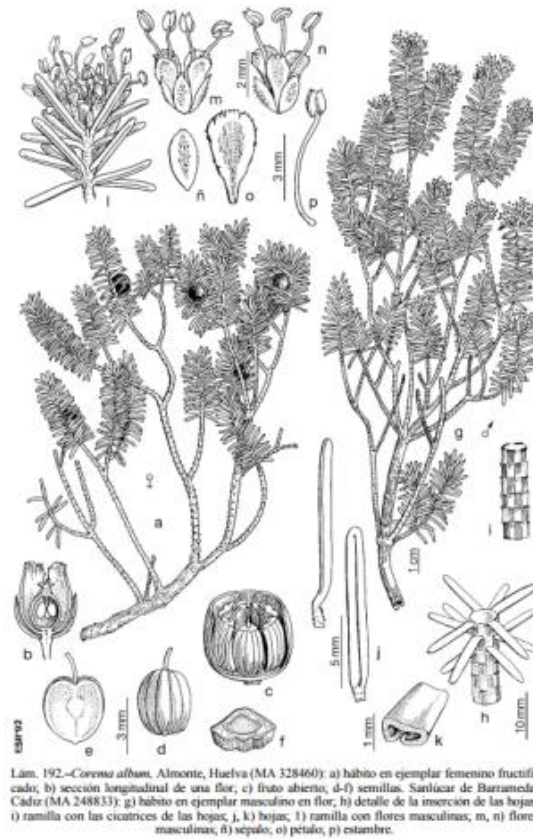


Figura 1: Esquema ilustrativo do género *Corema*, (CASTROVIEJO, *et al.*, 2003)

2.2.1.2. ECOLOGIA E HABITAT

A camarinha é endémica em Portugal e é frequente em sistemas dunares onde existe a completa fixação das areias (GAMA, 2009). A planta cresce principalmente em dunas de areia, parcialmente fixas nas etapas pioneiras e maduras de sucessão arbustiva, mas também em locais rochosos e falésias. Nas ilhas dos Açores cresce em campos de cinzas e de lava vulcânica (OLIVEIRA & DALE, 2012) e neste território é uma espécie considerada prioritária para conservação (Decreto Legislativo Regional nº 15/2012/A).

Os camarinhais são comunidades dominadas por camarinha e constituem frequentemente as orlas dos sabinais, sendo aí abundantes espécies como tojo-chamusco (*Stauracanthus genistoides*), bocas-de-lobo (*Antirrhinum majus*), tomilho-carnudo (*Thymus carnosus*), sargacinha (*Halimium calycinum*), estevinha (*Cistus salvifolius*), perpétua-das-areias (*Helichrysum picardi*), pinheiro-bravo (*Pinus pinaster*), sabina-das-praias (*Juniperus turbinata*), entre outros. Tal como os sabinais, os camarinhais correspondem ao Habitat 2250 pt1 - Dunas e paleodunas

com matagais de *Juniperus turbinata* subsp. *turbinata* da Directiva Habitats nº 92/43/CEE, considerados um habitat prioritário pela sua distribuição restrita e vulnerabilidade. As comunidades de camarinha são muito vulneráveis ao pisoteio, pois a mobilização das areias desenterra as pequenas plântulas que nunca se chegam a desenvolver (CMA, 2007).

2.2.1.3. DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

As comunidades de camarinha têm uma distribuição restrita, estando confinada à costa ocidental atlântica da Península Ibérica, de Gibraltar a Finisterra.

Em Portugal continental encontra-se distribuída pelas matas da costa atlânticas (Figura 2)

A *Corema album* subespécie *azorica* também está presente nas ilhas açorianas de São Miguel, Graciosa, São Jorge, Pico e Faial. A *Corema album* é ainda uma espécie naturalizada em França (OLIVEIRA & DALE, 2012; GAMA, 2009).

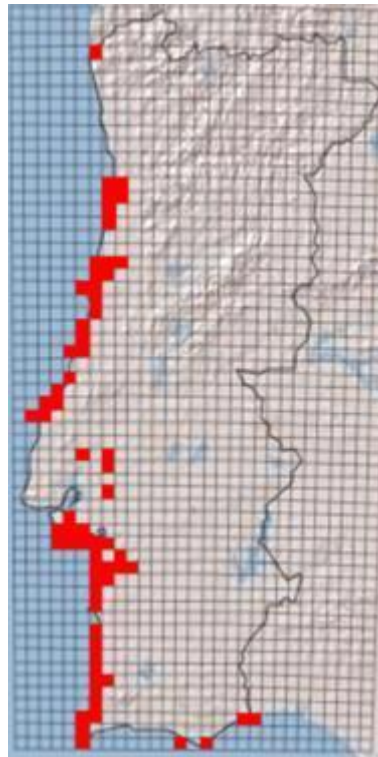


Figura 2: Distribuição da camarinha em Portugal Continental, adaptado de Flora-On, (ARAÚJO, *et al*, 2018).

Atualmente esta espécie encontra-se em rápido declínio, devido à elevada degradação ou destruição dos habitats costeiros, à redução do número de populações em consequência do desenvolvimento urbano em áreas costeiras, ao impacto do turismo e da florestação das dunas, assim como o impacto negativo das espécies invasoras sobre o seu habitat (CALVINÕ-CANCELA, 2005).

2.2.2. UTILIZAÇÃO DA CAMARINHA

Entre as populações locais a apanha de camarinhas estava em tempos mais ou menos generalizada. O seu fruto era consumido fresco, em geleias, caldas ou compotas. Às suas bagas frescas são-lhe associadas propriedades mineralizantes, febrífugas, antioxidantes, vermífugas e anticancerígenas, (ALVES, 2018; A SENHORA DO MONTE, 2018; FLORESTAR.NET, 2018). Assim, pelas propriedades que lhe são reconhecidas, a incorporação das bagas de camarinha numa dieta saudável pode trazer benefícios para a saúde. Esta poderá ser no futuro uma baga aliada à promoção e manutenção de uma boa saúde e ser reconhecida como um alimento funcional.

Estudos recentes têm-se debruçado sobre a utilização de extratos das folhas e das bagas no combate a algumas doenças. Os resultados têm sido promissores principalmente no combate ao *stress* oxidativo, que induzem doenças como o cancro e a doença de Parkinson (LÉON-GONZALEZ, *et al.*, 2012; MACEDO, *et al.*, 2015; JARDIM, *et al.*, 2017; DAS & MANNA, 2015; A SENHORA DO MONTE, 2018; LÉON-GONZALEZ, *et al.*, 2013).

2.2.3. LENDA E CURIOSIDADES

Associada à camarinha existe a lenda de que estas terão surgido pelas lágrimas que se iam cristalizando à medida que a rainha Santa Isabel chorava à procura do rei Dom Diniz nos pinhais de Leiria (Anexo I). Existe também pelo menos uma cantiga popular (Anexo II) de Miramar em que é associada a apanha de camarinhas à romaria do Senhor da Pedra (A SENHORA DO MONTE, 2018). Tendo por base os códigos postais é possível verificar que em Portugal existem vinte e uma referências a localidades cujo nome é associado à camarinha ou

camarinhas e nove referências associadas a Camarinheiras (CÓDIGO POSTAL, 2018).

Em Óbidos, a cada pedra de granizo chama-se “camarinha”, uma chuva de granizo é chamada de “camarinhaço” e “camarinheiro” é um chuveiro de granizo (CHRYSTELLO, 2018). Todas estas referências à camarinha em lendas e cantigas populares ou mesmo nomes de localidades vêm demonstrar a importância associada a esta planta, tanto mais que está confinada à orla costeira e seria em tempos desconhecida para a maioria da população Portuguesa que de parques recursos não se deslocaria com frequência às regiões costeiras.

2.3. PRODUÇÃO DE PLANTAS

A produção de plantas implica a escolha de um método de propagação adequado ao valor da planta em si e deve corresponder à maior ou menor facilidade de propagação da planta.

A reprodução sexuada, ou seja, a reprodução por semente promove a diversidade genética, permite a seleção de novas combinações genéticas (CAMPBELL, *et al.*, 2008) e implica custos de propagação mais reduzidos quando comparados com a produção de plantas por macro propagação vegetativa em viveiro. A semente de muitas espécies permite ser armazenada por longos períodos de tempo sem perda da viabilidade e facilita a colonização natural de habitats associada aos mecanismos de dispersão das sementes (DEMINICIS, *et al.*, 2009).

Pelo contrário, os métodos de propagação vegetativa, embora normalmente com custos mais elevados, são úteis quando se pretende manter e multiplicar as características genéticas de um determinado genótipo ou de plantas de elite, por este método são também propagados híbridos e genótipos estéreis (DANNER, 2008).

Alguns métodos de propagação vegetativa como a estacaria ou a micropropagação vêm sendo aplicados no melhoramento das várias espécies, assegurando assim a manutenção das características desejadas nas novas plantas. As espécies com maior valor económico são propagadas vegetativamente para se assegurar a manutenção das características desejadas sendo instaladas

em plantações clonais. A enxertia e a estacaria são as técnicas de macro propagação vegetativa mais utilizadas e também as mais amplamente divulgadas pela facilidade de execução, mas outras técnicas são também empregues, como sejam a micropropagação de rebentos epicórmicos, ápices meristemáticos, gomos axilares, etc., o que permite a multiplicação vegetativa de plantas adultas selecionadas e garante também a estabilidade genética (WHITE, ADAMS, & NEALE, 2007; ERIKSSON, EKBERG, & CLAPHAM, 2006).

2.4. PROPAGAÇÃO *IN VITRO*

2.4.1. *MICROPROPAGAÇÃO*

A micropropagação é a multiplicação fiel de um determinado genótipo selecionado através de diversas técnicas de cultura *in vitro*. Esta técnica está geralmente associada à produção de plantas para fins científicos ou a produção em larga escala a preços competitivos (ZAVATTIERI, 2002).

A micropropagação é um método de propagação vegetativa que pode ser aplicado à maioria das espécies vegetais, inclusivamente a espécies difíceis de serem propagadas por outros métodos (CANHOTO, 2010). O explante deve ser devidamente selecionado, pois pode determinar o sucesso ou não da micropropagação. Os explantes provenientes de sementes e partes juvenis de plantas adultas são os mais adequados, embora também se possa utilizar material vegetal adulto. No entanto, estes devem ser colhidos de plantas em crescimento ativo e que não estejam em condições de *stress*. Entre as principais vantagens da sua utilização, estão a possibilidade de se obter várias plantas a partir de um pequeno pedaço da planta mãe, ou seja, a partir de um único explante inicial (CANHOTO, 2010). A multiplicação das plantas é feita em condições controladas em laboratório o que possibilita ser feito independentemente das condições climáticas ou da estação do ano, proporcionando uma redução do tempo e da área necessária à propagação das espécies. As plantas obtidas são geneticamente iguais à planta mãe, ou seja, são clones desta, com a vantagem de serem livres de doenças como as bactérias, fungos e vírus possibilitando a sua conservação por longos períodos de tempo ou a troca de material vegetal sem problemas de sanidade (ERIG & SCHUCH, 2005; CANHOTO, 2010; CABRAL, *et al.*, 2003).

Os principais problemas desta técnica são a necessidade de bons conhecimentos teórico-práticos e formação específica e os custos elevados devido aos reagentes necessários para a preparação dos meios de cultura e à necessidade de utilização de instalações laboratoriais e de equipamento específico. Outro problema é a instabilidade e a qualidade genética das plantas micropropagadas que pode ir decrescendo com as sucessivas multiplicações (CANHOTO, 2010).

2.4.2. MEIOS DE CULTURA

Um dos fatores que mais pode influenciar o sucesso na micropropagação é a composição do meio de cultura. Cada espécie de planta ou mesmo cada parte desta tem necessidades nutricionais e hormonais diferentes e não existe um meio específico para cada tipo de planta. Normalmente são testados vários meios base e depois, consoante as necessidades nutricionais ou hormonais detetadas o meio vai sendo adequado ao explante utilizado (CANHOTO, 2010).

Os meios de cultura denominados “meios base” são aqueles que foram devidamente estudados e propostos como indicados para alguns tipos de plantas, mas que com a alteração de um ou outro nutriente, vitamina, etc. podem também ser utilizado noutras plantas. De entre estes, incluem-se meios de cultura simples e outros mais complexos (Tabela 2). A solução de Knop (1865) é a mais antiga e considerada uma das mais simples. Já a solução MS (Murashige & Skoog, 1962) é considerada das mais complexas e também uma das mais utilizadas (RODRIGUES, 2014; MALAJOVICH, 2013).

Tabela 2: Principais meios de cultura (RODRIGUES, 2014)

Meios de cultura	
Simple	Mais Complexos
Solução de Knop (1865)	White (White, 1943)
Solução de Knudson (1925)	MS (Murashige & Skoog, 1962)
Solução de Hoagland & Arnon (1938)	B5 (Gamborg et al, 1968)
	KM (Kao & Michayluk, 1975)

De acordo com MALAJOVICH (2013) os componentes do meio de cultura para células vegetais são principalmente:

- Água destilada, correspondendo a 95 % do meio;
- Fonte de carbono; A fonte de carbono é necessária porque os explantes não são totalmente autotróficos e a fotossíntese *in vitro* não colmata as necessidades das células;
- Substâncias inorgânicas,
 - Macronutrientes (N, P, K, Ca, Mg, S),
 - Micronutrientes (Fe, Co, Zn, Ni, B, Al, Mn, Mo, Cu, I);
- Vitaminas;
- Hormonas e reguladores de crescimento,
 - Auxinas, promovem o alongamento celular, a formação de calos e de raízes adventícias, inibem a formação de brotos axilares adventícios,
 - Citocininas, promovem a divisão celular, regulam o crescimento e o desenvolvimento dos tecidos vegetais,
 - Outras substâncias, tais como as giberelinas, ácido abscísico, etileno;
- Misturas de substâncias pouco definidas, tais como os extratos vegetais, extrato de levedura, hidrolisados de caseína, peptona, triptona, etc.;
- Materiais inertes utilizados como suporte, ex.: ágar, agarose, outros polissacarídeos, etc.

2.5. PROPAGAÇÃO EX VITRO

2.5.1. PROPAGAÇÃO POR SEMENTE

A propagação por semente é a mais usada mundialmente. A semente resulta da reprodução sexuada o que promove a diversidade genética, através das recombinações resultantes da fecundação. Na sua maioria as plantas produzem sementes viáveis. A propagação por semente é utilizada principalmente quando se pretende obter uma grande quantidade de plantas sem grande esforço financeiro (CAMPBELL, *et al.*, 2008).

As vantagens na propagação por semente são: a facilidade de obtenção de uma grande quantidade de sementes a custos relativamente reduzidos; a facilidade de armazenamento por longos períodos de tempo sem perda da viabilidade em muitas espécies; a facilidade de colonização de novos habitats pela dispersão das sementes (DEMINICIS, *et al.*, 2009).

As principais desvantagens são a sanidade das sementes associada a: degradação da viabilidade pelos longos períodos de armazenamento sobretudo das sementes maiores; contaminação ou destruição das sementes por insetos, fungos, bactérias ou vírus; utilização de produtos químicos como herbicidas, e inseticidas nas plantas mãe ou nas sementes (FRANZIN & ROVERSI, 2002; PEREIRA & BIANCHETTI, 1977).

2.5.2. PROPAGAÇÃO POR ESTACARIA

A propagação por estaca é um método tradicional de propagação, utilizado à milhares de anos para reproduzir plantas a baixo custo. Esta técnica consiste no enraizamento de uma parte da planta mãe, caule, ramo ou folha, etc., em que se vai desenvolver um meristema caulinar pré-existente ou outros que se venham a formar. Algumas espécies são de fácil enraizamento e este é espontâneo mas noutras é preciso recorrer a reguladores de crescimento vegetal, geralmente auxinas (CANHOTO, 2010).

2.6. CARACTERIZAÇÃO FÍSICO-QUÍMICA DAS BAGAS DE CAMARINHA

2.6.1. CARACTERÍSTICAS BIOMÉTRICAS

O diâmetro médio e o peso são características importantes das bagas. Embora o peso dos pequenos frutos não seja determinante no momento da compra, as suas dimensões podem influenciar a escolha. Embora não existam dados disponíveis para a camarinha, no caso do mirtilo os frutos de maiores dimensões são caracteristicamente mais favoráveis, porque a sua colheita é mais fácil e permite que a fruta atinja valores comerciais mais elevados (SOUSA, *et al.*, 2018).

2.6.2. DETERMINAÇÃO DO PH E DO TEOR DE SÓLIDOS SOLÚVEIS

A determinação do pH, e do teor de sólidos solúveis (TSS), contribuem para a apreciação do sabor dos pequenos frutos. O valor de pH aumenta no decorrer do amadurecimento e influencia as características organolépticas e a capacidade de conservação dos frutos. O teor de sólidos solúveis aumenta com o amadurecimento dos frutos e é expresso em ° Brix (SOUSA, *et al.*, 2018)

Nos pequenos frutos os açúcares e os ácidos têm uma evolução inversa ao longo do processo de amadurecimento, sendo a sua relação uma indicação do estado de maturação do fruto, mas não necessariamente da sua qualidade gustativa. A evolução inversa entre o aumento dos açúcares e a diminuição da acidez total deve-se a duas razões principais: a hidrólise de polissacarídeos e a formação de açúcar como produto secundário da conversão dos ácidos orgânicos (SOUSA, *et al.*, 2018).

2.6.3. ATIVIDADE DA ÁGUA

Nos alimentos a água pode encontrar-se em duas formas, imobilizada ou disponível, consoante se encontre quimicamente ligada ou não a outras moléculas. A água disponível atua como solvente, controla o crescimento microbiano e permite o desenvolvimento de determinadas reações químicas. A atividade da água (a_w) é assim a água que está disponível para participar em reações. Num alimento a atividade da água não significa o mesmo que o seu conteúdo em água. A indústria de alimentos controla este parâmetro para definir a vida de prateleira e para garantir características como textura dos produtos. Várias reações dentro dos alimentos dependem deste valor de atividade de água, independentemente da humidade que o alimento possua. O valor da atividade de água pode variar entre zero e um máximo de um, onde a água se encontra totalmente disponível (equivalente a água pura), e zero onde a água livre é inexistente (BRAGA, 2018).

2.6.4. *TEXTURA*

A textura dos pequenos frutos está relacionada com a estrutura celular, principalmente com a natureza dos polímeros da parede celular que parece determinar as propriedades físicas dos tecidos vegetais. A perda de turgescência é das alterações mais importantes durante a maturação plena dos frutos de polpa e é provocado simultaneamente pela hidrólise e pela degradação progressiva da proto pectina insolúvel da lamela média, em pectina solúvel, resultando numa maior mobilidade celular e em modificações nas características da textura, com perda de firmeza e abrandamento dos tecidos (SOUSA, *et al.*, 2018).

2.6.5. *COR*

A cor da baga é o resultado das cores da epiderme e da polpa e é conferida pela presença de pigmentos como as antocianinas. Estas encontram-se normalmente no interior dos vacúolos das células da epiderme do fruto e dissolvidas em meio aquoso ligeiramente ácido. As antocianinas são o maior grupo de pigmentos solúveis em água. O teor de antocianinas está inversamente relacionado com o tamanho da baga, uma vez que os pigmentos estão maioritariamente concentrados na epiderme. O pH influencia as formas de equilíbrio das antocianinas dissolvidas e conseqüentemente a sua cor e estabilidade. A síntese das antocianinas é também afetada pela temperatura e níveis elevados de azoto (SOUSA, *et al.*, 2018).

A baga de camarinha tem tonalidades de cor muito peculiares, varia do branco ao rosa ou mesmo o translúcido sendo um caso único no conjunto dos pequenos frutos comestíveis, cujas cores mais comuns variam entre tons de vermelho e roxo-azulado (LIMA, *et al.*, 2018). Esta característica única pode torná-la muito interessante na cozinha gourmet.

2.6.6. *COMPOSIÇÃO NUTRICIONAL*

A informação da composição nutricional dos pequenos frutos é fundamental para a avaliação do consumo e a criação de novos produtos (SILVA, *et al.*, 2008).

Nos frutos, a sua porção comestível é constituída principalmente por água e hidratos de carbono presentes maioritariamente na forma de açúcares, glucose, frutose e sacarose. Normalmente têm baixo teor em proteínas e gorduras e são também uma importante fonte de minerais e vitaminas. A sua composição química é influenciada por inúmeros fatores, como o grau de maturação, práticas agrícolas, condições de colheita e armazenamento e a variedade botânica utilizada (LOZANO, 2006).

2.7. TÉCNICAS ESPECTROSCÓPICAS

2.7.1. ESPECTROSCOPIA DE ABSORÇÃO DO INFRAVERMELHO COM TRANSFORMADA DE FOURIER

No início do século XIX Herschel, foi dos primeiros cientistas a propor a existência de outras formas de radiação diferentes da luz visível. Através de experiências com a finalidade de determinar a quantidade de calor associada a cada uma das cores do espectro visível, observou que a temperatura aumentava à medida que se aproximava da região do vermelho e se afastava da região do azul e aumentava ainda mais nas zonas abaixo do vermelho. Assim, propôs a existência de uma nova forma de radiação abaixo da região vermelha do espectro, a radiação de infravermelho (IR) (OLIVEIRA & SILVA, 2014; FTIR, 2016).

Os espectrómetros de absorção de Infravermelho com Transformada de Fourier (FTIR) têm hoje uma enorme aplicabilidade e são largamente utilizados em todo o mundo sobretudo pela sua velocidade, confiabilidade e facilidade de manuseamento. Estes baseiam o seu princípio de funcionamento no interferómetro de Michelson, em que de uma forma simples, o espectrómetro utiliza dois feixes de luz (feixe colimado) que são separados num separador de feixes. Um dos feixes, segue para um espelho fixo e o outro para um espelho móvel. Após reflexão, os dois feixes encontram-se e sofrem uma interferência depois de terem percorrido distâncias diferentes devido ao percurso do espelho móvel. Esta diferença no caminho percorrido pelos dois feixes é chamado de atraso (δ) e as frequências são registadas nos eixos x y, este gráfico da intensidade da radiação em função do atraso é chamado de interferograma. Com o espectrómetro FTIR é possível obter espectros de infravermelho para amostras em fase gasosa, líquida ou sólida.

Normalmente a amostra é colocada entre um par de placas, de material transparente à radiação infravermelha, que posteriormente é colocada na trajetória do(s) feixe(s) de luz (MEDEIROS, 2009; FTIR, 2016).

2.7.1.1. *ESPECTROSCOPIA DE REFLECTÂNCIA TOTAL ATENUADA*

A espectroscopia de reflectância total atenuada (ATR-FTIR) é uma técnica utilizada para obter espectros FTIR de variadíssimos tipos de amostras, mas sobretudo de amostras de difícil manuseamento, como fios, filmes, pastas, adesivos ou amostras líquidas. As amostras não precisam de preparação e podem ser colocadas diretamente em contacto com o elemento de reflexão interna, onde a luz incidente é completamente refletida por este elemento depois de interagir com a amostra (MEDEIROS, 2009; FTIR, 2016).

O princípio básico de funcionamento é a reflexão sofrida por um feixe de radiação quando passa de um meio mais denso para um meio menos denso. Para esta técnica é utilizado um cristal de alto índice de refração, que permite a reflexão interna total do feixe de infravermelho quando este passa do cristal para a amostra (MEDEIROS, 2009; FTIR, 2016).

Normalmente a espectrometria FTIR é usada apenas para fins qualitativos, especialmente em química orgânica para obter informação sobre os grupos funcionais possivelmente presentes numa determinada molécula ou para a identificação provável mediante comparação com bancos de espectros, como a base de dados “Sadtler Database” ou ainda para acompanhar reações orgânicas monitorizando determinadas bandas de absorção. (MEDEIROS, 2009; FTIR, 2016).

2.7.2. *ESPECTROSCOPIA DE RAMAN*

A espectroscopia de Raman é uma técnica fotónica que usa uma fonte monocromática de luz que permite a identificação de materiais orgânicos e inorgânicos em poucos segundos ao fornecer informação química e estrutural do objeto (RODRIGUES & GALZERANI, 2012).

A sua análise baseia-se no estudo da luz dispersa em todas as direções por um material ao incidir sobre este um feixe de luz monocromática. Uma pequena parte desta luz é espalhada num comprimento de onda, ou frequência, diferente da incidente e específica do material analisado. Este fenómeno foi observado na Índia em 1928 por Chandrasekhara Venkata Raman, e por esse motivo, foi chamado de efeito Raman, o que lhe valeu um prémio Nobel de física em 1930 (FARIA, AFONSO, & EDWARDS, 2002; RODRIGUES & GALZERANI, 2012; ROSANNA, 2005).

A luz ao incidir sobre um objeto, é dispersa por ele, gerando luz com a mesma energia ou de energia diferente da que incidiu sobre este. No primeiro caso, a dispersão da luz é chamada de dispersão elástica e não permite analisar as diferenças de energia. Quando a luz gerada tem energia diferente da luz incidente chama-se dispersão inelástica e permite obter informações sobre a composição química e estrutural do objeto a partir dessa diferença de energia (FARIA, AFONSO, & EDWARDS, 2002; RODRIGUES & GALZERANI, 2012).

As técnicas espectroscópicas Raman, assim como a FTIR com dispositivo ATR são de fácil execução, rápidas e não destrutivas, não necessitando de qualquer tipo de preparação ou manipulação da amostra a analisar (ROSANNA, 2005; FARIA, AFONSO, & EDWARDS, 2002).

3. MATERIAIS E MÉTODOS

3.1. RECOLHA DO MATERIAL VEGETAL

As bagas de camarinha para análise e sementeira foram recolhidas nas dunas do Palheiro de Mira (Figuras 3 e 4a) em setembro de 2017. De seguida foram divididas em três partes: uma parte foi conservada à temperatura ambiente; outra a 4 °C e as restantes foram ultracongeladas.



Figura 3: Camarinheira com bagas de camarinha, setembro de 2017, dunas do Palheiro, Mira

O incêndio florestal que percorreu as dunas de Mira em outubro de 2017 (Figura 4b) destruiu as camarinheiras na área de estudo. No entanto, em novembro, foi ainda possível a recolha bagas, embora exteriormente queimadas, para estabelecimento por sementeira.



Figura 4: Dunas do Palheiro de Mira: a) antes do incêndio de outubro; b) depois do incêndio de outubro de 2017.

Em agosto de 2017 foi recolhida parte de uma planta de camarinha macho com raiz para transplante para vaso.

A recolha de material vegetal para estabelecimento decorreu em dezembro de 2017 (próximo da área de estudo, num local não afetado pelo incêndio de outubro de 2017) e em março de 2018 de rebentos de toiça, na área de estudo. O material vegetal foi transportado em malas térmicas, para garantir a viabilidade das plantas.

Em maio de 2018 foi recolhido material vegetal de camarinhas adultas de macho e fêmea, numa área próxima à área de estudo, que não foi afetada pelo incêndio de outubro de 2017. Também foi recolhido material vegetal dos rebentos de toiça da área de estudo.

As experiências *ex vitro* decorreram na localidade do Roxo, concelho de Penacova.

As experiências *in vitro* decorreram nos laboratórios da Escola Superior Agrária de Coimbra.

3.2. ESTABELECIMENTO *EX VITRO*

3.2.1. *ESTACARIA*

Para o estabelecimento *ex vitro* foram utilizadas estacas semilenhosas (rebentos de toiça) de camarinheiras, recolhidas pós fogo (Figura 5) em março de 2018.



Figura 5: Camarinheira com rebentos de toiça (março de 2018), após fogo de outubro de 2017.

Para o estabelecimento das estacas foram testados dois tipos de substratos diferentes (substrato mineral denominado perlite (lote 70207) e o substrato orgânico “substrato universal” da marca Nutrofertil) para verificar qual o mais adequado para o enraizamento.

Foram realizados um total de seis ensaios, três em substrato perlite (Figura 6b) e três em substrato orgânico (Figura 6a), foram também testadas duas concentrações diferentes de Ácido Indolbutírico (AIB) como hormona de enraizamento (Figura 6C) e enraizamento sem hormona.

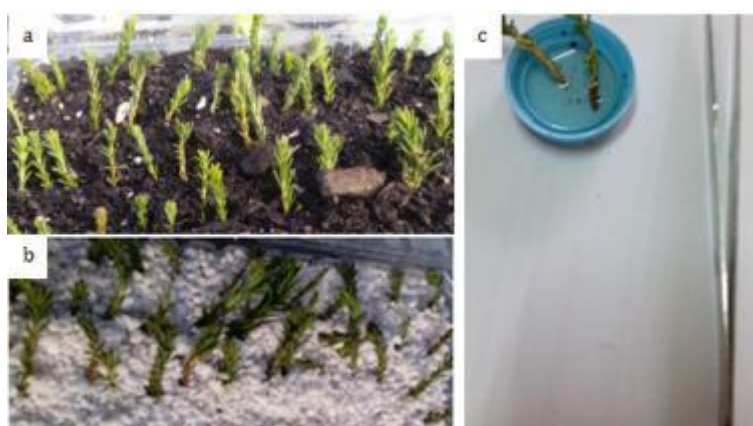


Figura 6: Enraizamento das estacas da camarinha: a) enraizamento em substrato orgânico; b) enraizamento em substrato perlite; c) estacas de corema em hormona AIB

No total foram estabelecidas duzentas e quarenta estacas para enraizamento, quarenta por cada ensaio, de acordo com Tabela 3.

Tabela 3: Estabelecimento de estacas semilenhosas de camarinha, em substrato orgânico e substrato perlite com hormona a 0,2 %, 0,5 % e sem hormona.

Hormona AIB	Substrato perlite	Substrato
0 %	40	40
0,2 %	40	40
0,5 %	40	40

3.2.2. SEMENTES

O ensaio de germinação das sementes decorreu em duas fases distintas. Na primeira fase, em outubro de 2017, foram feitos seis ensaios, em cada um deles foram estabelecidas 20 sementes. Nestes ensaios foram testados dois tipos de

substratos diferentes (substrato mineral denominado perlite, lote 70207 e o substrato orgânico “substrato universal” da marca Nutrofertil) para verificar qual o mais adequado para a germinação. Para cada um dos substratos foram utilizadas sementes cujas bagas foram sujeitas a três tipos de tratamento diferentes, escaldão em água a ferver, refrigeradas a 4 °C durante três semanas e de bagas em conservação à temperatura ambiente.

A segunda fase decorreu em novembro de 2017, depois de uma visita à área de estudo (após incêndio) e depois de se terem encontrado algumas bagas de camarinha que embora queimadas não estavam destruídas (Figura 7). Nesta etapa, só se conseguiram obter 16 sementes aparentemente viáveis e por conseguinte estas foram semeadas apenas em substrato orgânico. Esta escolha teve por base a observação da desidratação das sementes que foram semeadas em perlite (na primeira fase), mesmo regadas uma vez por dia.



Figura 7: Ramo de camarinha com bagas após incêndio.

Para o ensaio de germinação das sementes, foram selecionadas aquelas que apresentavam maior uniformidade.

Tabela 4: Estabelecimento de semente de camarinha, em substrato orgânico e em substrato perlite, frescas e após tratamento diferente com escaldão, -20 °C ou queimadas.

Tratamento	Substrato	Substrato orgânico
Escaldão	20	20
-20 °C	20	20
Frescas	20	20
Queimadas	_____	16

No total foram semeadas 136 sementes de camarinha, distribuídas por seis contentores reciclados, de aproximadamente 10 cm de diâmetro e um contentor retangular de aproximadamente 10 por 20 cm.

Em 3 dos contentores colocou-se uma camada de perlite de aproximadamente 3 cm de altura. Nos outros 3 contentores colocou-se uma camada de substrato orgânico também com 3 cm de altura. Em cada um dos contentores foram colocadas 20 sementes sujeitas aos tratamentos anteriormente descritos. No contentor retangular colocou-se uma camada de substrato orgânico com 3 cm de altura e semeou-se as sementes pós incêndio, de acordo com a Tabela 4.

Os contentores foram colocados em estufa e foram regados diariamente até ao final da experiência.

3.2.3 *TRANSPLANTE DE CAMARINHA PARA VASO*

Em agosto de 2017 foi recolhida nas dunas do Palheiro de Mira, parte de uma camarinhira macho com raiz e foi transplantada para um vaso de 5 litros de capacidade. Utilizou-se um substrato natural recolhido no local de destino (Roxo). A planta foi colocada na localidade do Roxo a 550 metros de altitude em relação ao nível médio do mar e a uma distância de aproximada de 45 km do local de origem.

3.3. ESTABELECIMENTO *IN VITRO*

3.3.1. *SEMENTES*

Para o estabelecimento *in vitro* de sementes foi utilizado um meio de cultura MS/2, protocolo de preparação e formulação em anexo (Anexos III e IV). As sementes foram sujeitas ao tratamento de desinfeção de um minuto em álcool a 70 % e dois minutos em lixívia comercial a 40 % de acordo com protocolo em anexo (Anexo V).

Na câmara de fluxo laminar foram colocadas 2 sementes de camarinha em cada tubo de ensaio contendo meio de cultura MS/2. No total foram estabelecidas 200 sementes de camarinha.

Os tubos de ensaio foram inseridos em suportes e colocados no fitoclima (marca Aralab), a uma temperatura variável de 20 a 25 °C em condições de obscuridade, até à germinação das sementes. Após a germinação e de modo a simular as condições naturais, as plantas foram sujeitas a um fotoperíodo de 16 horas de luz a 25 °C de temperatura e 8 horas em regime de obscuridade a 20 °C

3.3.2. ESTABELECIMENTO DE ÁPICES E SEGMENTOS NODAIS

O estabelecimento de ápices e segmentos nodais decorreu em dois períodos distintos (primeiro e segundo ensaio). O primeiro em dezembro de 2017 e o segundo em março de 2018. Ambos foram realizados utilizando plantas recolhidas nas dunas do Palheiro. Foram recolhidos ramos e rebentos de plantas que apresentavam maior vigor e cor verde escura.

Após o tratamento de desinfeção descrito no Anexo V, em câmara de fluxo laminar, cortaram-se os ramos em pequenos segmentos nodais e ápices com aproximadamente 0,5 cm de comprimento, tendo o cuidado de rejeitar o material vegetal necrosado no processo de desinfeção. De seguida, foram colocados em meio de cultura MS/2 em placas de Petri descartáveis.

Após o estabelecimento colocaram-se as placas de Petri com os ápices e os segmentos nodais, ao escuro no fitoclima durante aproximadamente 1 semana a uma temperatura de 20 a 25 °C. Após este período foram inspecionados e eliminados todos aqueles que apresentavam fungos, bactérias ou necroses.

No total foram estabelecidos vinte segmentos nodais e dez ápices, dez segmentos nodais e cinco ápices em cada ensaio (Tabela 5).

Tabela 5: Estabelecimento de ápices e segmentos nodais de material vegetal recolhido em dezembro de 2017 e em março de 2018 nas dunas do Palheiro, Mira.

Ensaio	Nº de Ápices	Nº de Segmentos
1º - dezembro	5	10
2º - março	5	10

3.4. CARACTERIZAÇÃO FÍSICO-QUÍMICA DAS BAGAS DE CAMARINHA

3.4.1. DETERMINAÇÃO DO PH, TEOR DE SÓLIDOS SOLÚVEIS, ATIVIDADE DA ÁGUA, TEXTURA E COR

A realização das análises de determinação do pH, teor de sólidos solúveis, atividade da água, textura e cor foram realizadas no laboratório de laticínios da Escola Superior Agrária. Para a realização destas análises foram utilizadas bagas de camarinha colhidas em setembro e conservadas à temperatura ambiente e a 4 °C.

A determinação do pH foi feita por um medidor de pH e o teor de sólidos solúveis foi determinado por um refratômetro digital portátil, para a realização de ambas as análises foram espremidas 17 bagas de uma amostra aleatória para um copo esterilizado, foi utilizado o conteúdo deste para a realização das análises.

A atividade da água (a_w) foi determinada por um medidor da atividade da água de marca “Rotronic”. A textura foi determinada por um texturómetro de marca “Stable Micro Systems”.

A determinação da cor foi realizada num colorímetro com dez repetições para cada amostra aleatória em conservação, os resultados são expressos através das variáveis $L^*a^*b^*$ no sistema CIE $L^*a^*b^*$, em que o valor de L^* representa a luminosidade da cor, ou seja, distingue as cores claras das escuras, varia de zero (preto) a cem (branco), a^* varia de verde (-a) a vermelho (+a) e b^* varia de azul (-b) a amarelo (+b).

3.4.2. CARACTERÍSTICAS BIOMÉTRICAS

A caracterização biométrica foi realizada às bagas de camarinha recolhidas em setembro e foi feita no dia seguinte à colheita.

As bagas de camarinha foram pesadas numa balança digital, com dois algarismos significativos, foram pesadas individualmente de uma amostra aleatória de 100,03 g, foi contabilizado o número de frutos existentes na amostra e registados os valores, foi também calculado o peso médio individual.

Para uma amostra aleatória de 94 bagas foi medido individualmente o diâmetro transversal com um paquímetro manual e calculado o diâmetro médio das bagas de camarinha.

3.4.3. *COMPOSIÇÃO NUTRICIONAL*

A composição nutricional foi determinada no laboratório de química da Escola Superior Agrária de Coimbra, foram utilizadas bagas de camarinha colhidas em setembro e conservadas a 4 °C. Para a determinação da composição nutricional foi usado o método de Weende (anexo VII), para a determinação do teor de humidade, cinza, gordura bruta, fibra bruta e proteína bruta. Os hidratos de carbono foram determinados pelo mesmo método utilizando como comparação a quantificação dos extrativos não azotados (E.N.A).

3.5. CONSERVAÇÃO E UTILIZAÇÃO DA BAGA DE CAMARINHA

3.5.1. *TEMPO DE CONSERVAÇÃO*

Com a finalidade de determinar o tempo de conservação das bagas de camarinha, foram realizados dois ensaios:

1º Ensaio: pesaram-se duas amostras aleatórias de camarinha com aproximadamente 250 g e colocaram-se num saco sob vácuo. Um dos sacos foi refrigerado a 4 °C e o outro foi mantido à temperatura ambiente, de aproximadamente 18 °C.

2º Ensaio: pesaram-se duas amostras aleatórias com aproximadamente 250 g cada e colocaram-se dentro de duas caixas, de forma a permitir o arejamento (trocas gasosas com o exterior). Uma das caixas foi conservada à temperatura ambiente de aproximadamente 18 °C, e a outra foi refrigerada a 4 °C.

Durante o tempo que decorreu a experiência foi feito o acompanhamento visual e registadas as alterações.

3.5.2. TESTES DE MUDANÇA DE COR A DIFERENTES TEMPERATURAS

Com a finalidade de verificar possíveis alterações na cor das bagas de camarinha quando sujeitas a diferentes temperaturas, tempos de exposição ou condições de vácuo, foram realizados três ensaios com amostras aleatórias de camarinhas cada uma com aproximadamente 50 g:

1º Ensaio: foram pesadas sete amostras de camarinha com aproximadamente 50 g e sujeitas durante cinco minutos a diferentes temperaturas, como se pode observar na Tabela 6.

Tabela 6: Temperatura de exposição das camarinhas para avaliar a mudança de cor.

Amostra	Temperatura
1	Temperatura Ambiente
2	50 °C
3	60 °C
4	70 °C
5	80 °C
6	90 °C
7	100 °C

2º Ensaio: foram pesadas duas amostras de camarinha, de forma aleatória, com aproximadamente 50 g. Uma amostra foi sujeita a um escaldão com água a 100 °C e deixadas a arrefecer à temperatura ambiente, fora de água. A outra amostra foi colocada em água a 100 °C e deixadas dentro da mesma 24 horas.

3º Ensaio: foram pesadas seis amostras de camarinha com aproximadamente 50 g e colocadas em água a 60 °C. Duas das amostras estiveram imersas na água durante 1 minuto, outras duas estiveram expostas à água a 60 °C durante 5 minutos e as restantes durante 10 minutos. De seguida as amostras foram submetidas a vácuo durante 30 minutos umas à temperatura ambiente e outras refrigeradas a 4 °C, como ilustrado na Figura 8.

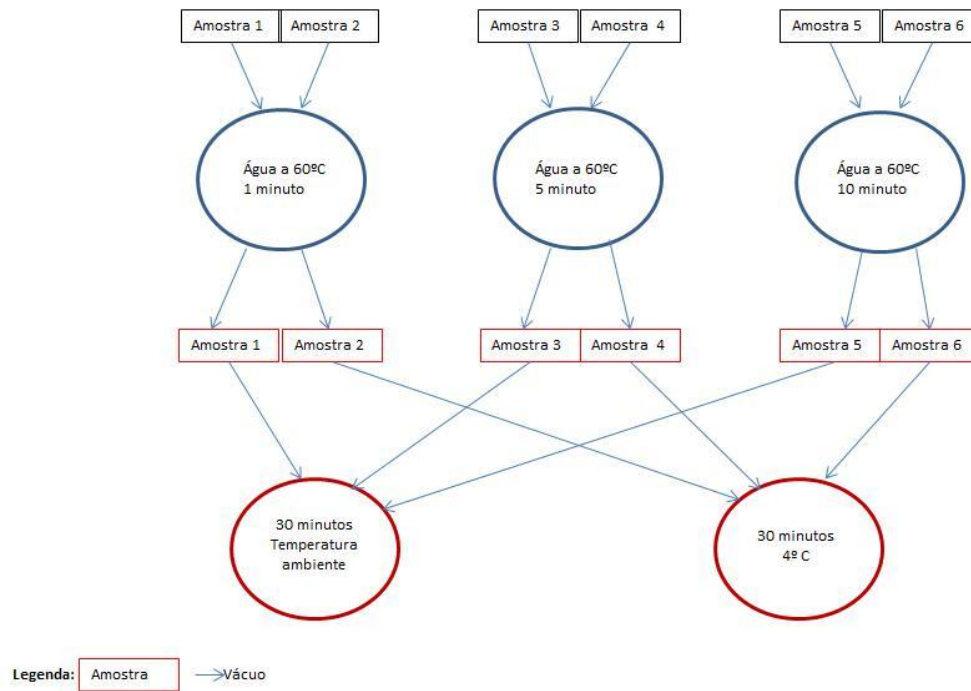


Figura 8: Esquema ilustrativo dos tratamentos a que foram sujeitas as amostras de camarinha para potenciar a mudança da cor.

3.5.3. UTILIZAÇÕES EM GELEIA E EM CALDA

A principal utilização referida na literatura para as bagas de camarinha, para além do consumo em fresco é a sua utilização em geleia. Assim, com a finalidade de testar esta utilização, preparou-se a geleia de camarinha a partir de 250 g de bagas frescas como descrito no anexo VIII. Preparou-se também camarinha em calda para conservação, de acordo com protocolo descrito no Anexo IX.

As receitas utilizadas para a geleia e para a calda foram adaptadas de receitas caseiras para outros frutos, nomeadamente a uva e a amora.

3.6. TÉCNICAS ESPECTROSCÓPICAS

3.6.1. ESPECTROSCOPIA DE REFLECTÂNCIA TOTAL ATENUADA

Para as análises de ATR-FTIR foi avaliado o efeito da conservação e utilizadas bagas de camarinha recolhidas em setembro de 2017 e conservadas à temperatura ambiente, a 4 °C e ultracongeladas. Foi também avaliado o efeito da cor utilizando-se bagas de cor branca, rosa e translúcidas também recolhidas na

mesma data e conservadas à temperatura ambiente. Foram ainda analisadas sementes liofilizadas e sementes ultracongeladas. Estas análises foram realizadas três meses após a colheita. Em maio de 2018 foram analisadas folhas de camarinhas fêmeas, machos e de rebentos de toija, recolhidas no dia anterior, o material analisado foi todo colhido nas dunas do Palheirão em Mira.

Os espectros ATR-FTIR de camarinha realizaram-se Unidade I&D de Química-Física Molecular, da Universidade de Coimbra.

Para a realização das análises às bagas, estas foram abertas com a ajuda de um bisturi, depois de retiradas as sementes, as bagas foram colocadas na prensa com a pele voltada para baixo.

Na realização das análises às folhas, estas foram removidas dos ramos e colocadas na prensa com a face inferior voltada para baixo.

Para a realização das análises às sementes, estas foram trituradas num almofariz com a ajuda de um pilão, de seguida com uma espátula foi colocada um pouco da amostra na prensa.

Os espectros de ATR-FTIR foram registados num espectrómetro Vertex 70 usando um acessório de ATR *platinum* com reflexão simples em diamante. O aparelho faz uso de um separador de feixe de Ge em substrato de KBr e um detetor Telureto de mercúrio e cádmio arrefecido com azoto líquido. Cada espectro apresentado é uma média de quatro registos independentes cada um com 128 acumulações.

Os resultados foram analisados através do programa Origin Pro 6.1 (ORIGUINLAB).

3.6.2. FT-RAMAN

Para a realização das análises de FT-Raman foi utilizada uma amostra de baga de camarinha liofilizada, colhida nas dunas do Palheirão em Mira em setembro de 2017.

Os espectros de FT-Raman foram obtidos num espectrómetro RFS-100 da Bruker, usando um laser Nd:YAG laser de excitação a 1064 nm. Nos registos foi

usada uma potência de laser de 80-100 mW. Cada espectro apresentado é a média de 3 medições independentes, cada uma com 150 acumulações.

Os resultados foram analisados usando o programa Origin Pro 6.1 (ORIGUINLAB).

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1. ESTABELECIMENTO *EX VITRO*

4.1.1. ESTACAS

Após o estabelecimento das estacas *ex vitro*, foram sendo removidas as que não apresentavam viabilidade, de modo a não contaminar as restantes. No final do período (após cinco meses) as restantes estacas foram levantadas e avaliadas. Os resultados do enraizamento e estacas sobreviventes encontram-se na Tabela 7.

Como se pode verificar o melhor resultado foi um enraizamento de 10 estacas em substrato perlite sem hormona o que corresponde a uma taxa de enraizamento de 25 %.

O maior número de estacas sobreviventes ocorreu no substrato orgânico sem hormona. No entanto, durante os 5 meses, ainda nenhuma tinha desenvolvido o sistema radicular.

No substrato orgânico sem hormona e no substrato perlite com hormona a 0,5 % nenhuma estaca desenvolveu sistema radicular.

Tabela 7: Resultados de enraizamento e estacas sobreviventes.

Hormona		Substrato Orgânico		Substrato Perlite	
		Sobreviventes	Enraizadas	Sobreviventes	Enraizadas
AIB 0 %	Nº	29	0	14	10
	%	72,5	0	35	25
AIB 0,2 %	Nº	6	3	12	2
	%	15	7,5	30	5
AIB 0,5 %	Nº	1	4	22	0
	%	2,5	10	55	0

4.1.1.1. ESTABELECIMENTO SEM HORMONA

No estabelecimento de estacas sem hormona em substrato orgânico (Figura 9a) nenhuma das estacas desenvolveu raiz. No entanto, observou-se um elevado número de estacas sobreviventes em boas condições de viabilidade (Figura 9c).

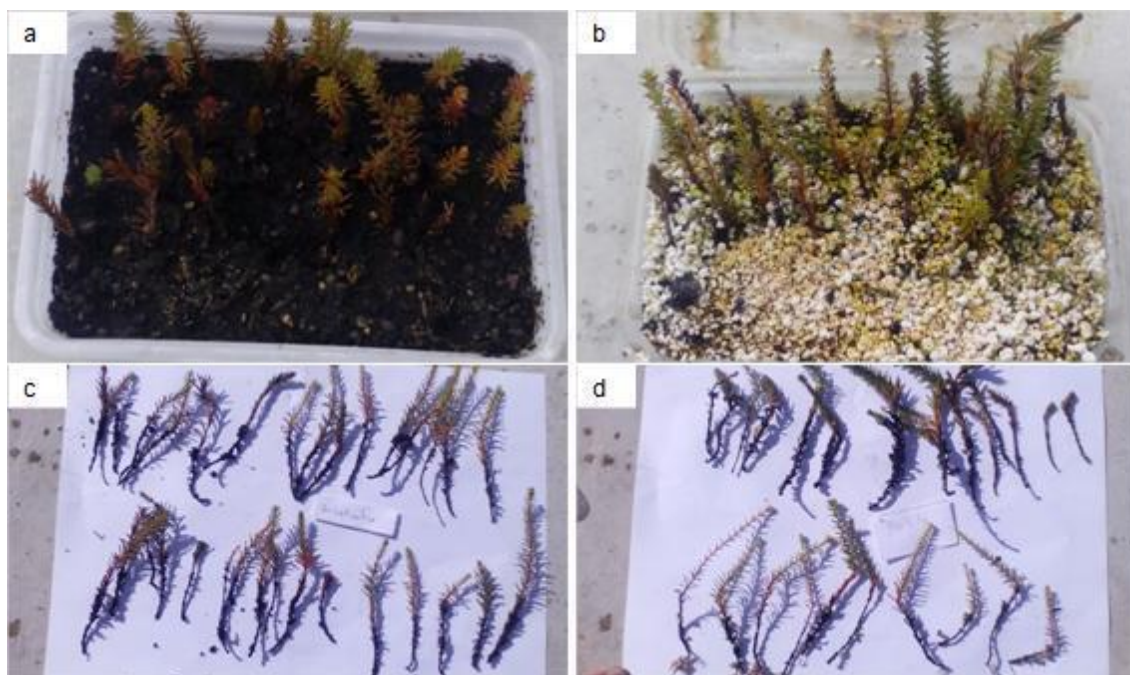


Figura 9: Estabelecimento de estacas sem hormona: a) em substrato orgânico; b) em substrato perlite; c) estacas sobreviventes do substrato orgânico; d) estacas sobreviventes e enraizadas do substrato perlite.

No estabelecimento de estacas sem hormona em substrato perlite (Figura 9b) 25 % das estacas desenvolveram raiz. Observou-se também que 35 % das estacas sobreviveram em boas condições de viabilidade, embora ainda não tivessem desenvolvido o sistema radicular (Figura 9d).

4.1.1.2. ESTABELECIMENTO COM HORMONA AIB 0,2 %

No estabelecimento de estacas com hormona AIB a 0,2 % em substrato orgânico (Figura 10a) 7,5 % das estacas desenvolveram raiz e 15 % das estacas embora sobreviventes em boas condições de viabilidade não desenvolveram raiz (Figura 10c).

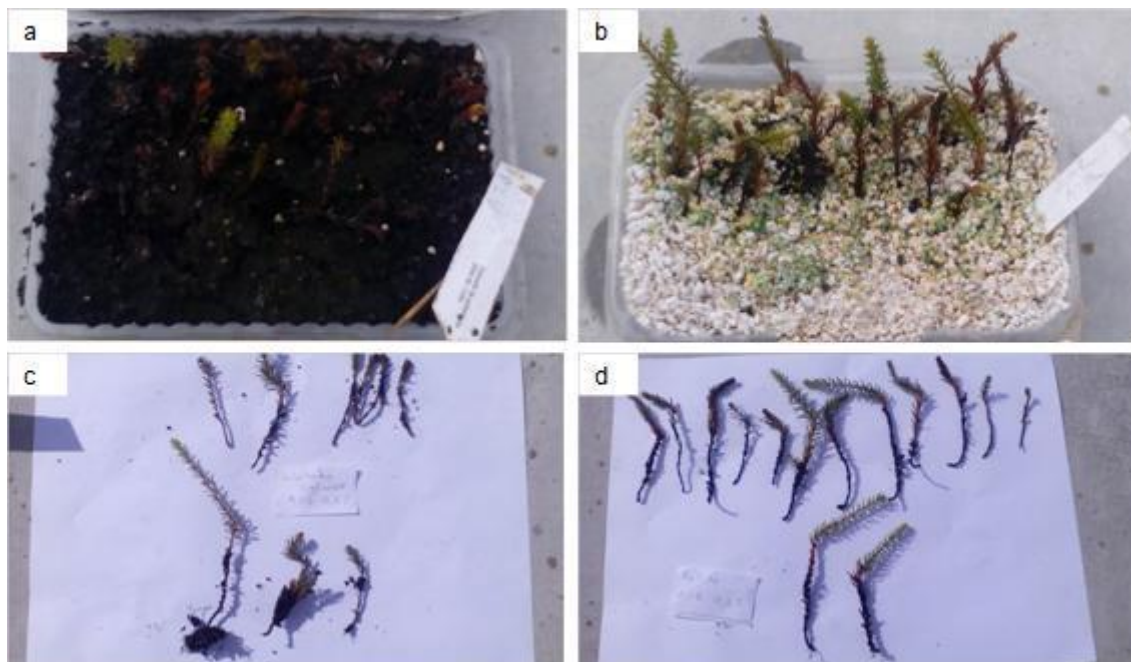


Figura 10: Estabelecimento de estacas com hormona AIB a 0,2 %: a) em substrato orgânico; b) em substrato perlite; c) estacas sobreviventes e enraizadas do substrato orgânico; d) estacas sobreviventes e enraizadas do substrato perlite.

No estabelecimento de estacas com hormona AIB a 0,2 % em substrato perlite (Figura 10b), 5 % das estacas desenvolveram raiz e 30 % das estacas embora sobreviventes em boas condições de viabilidade não desenvolveram raiz (Figura 10d).

4.1.1.3. ESTABELECIMENTO COM HORMONA AIB 0,5 %

No estabelecimento de estacas com hormona AIB a 0,5 % em substrato orgânico (Figura 11a) 10 % das estacas desenvolveram raiz e 2,5 % das estacas embora sobreviventes em boas condições de viabilidade não desenvolveram raiz (Figura 11c).

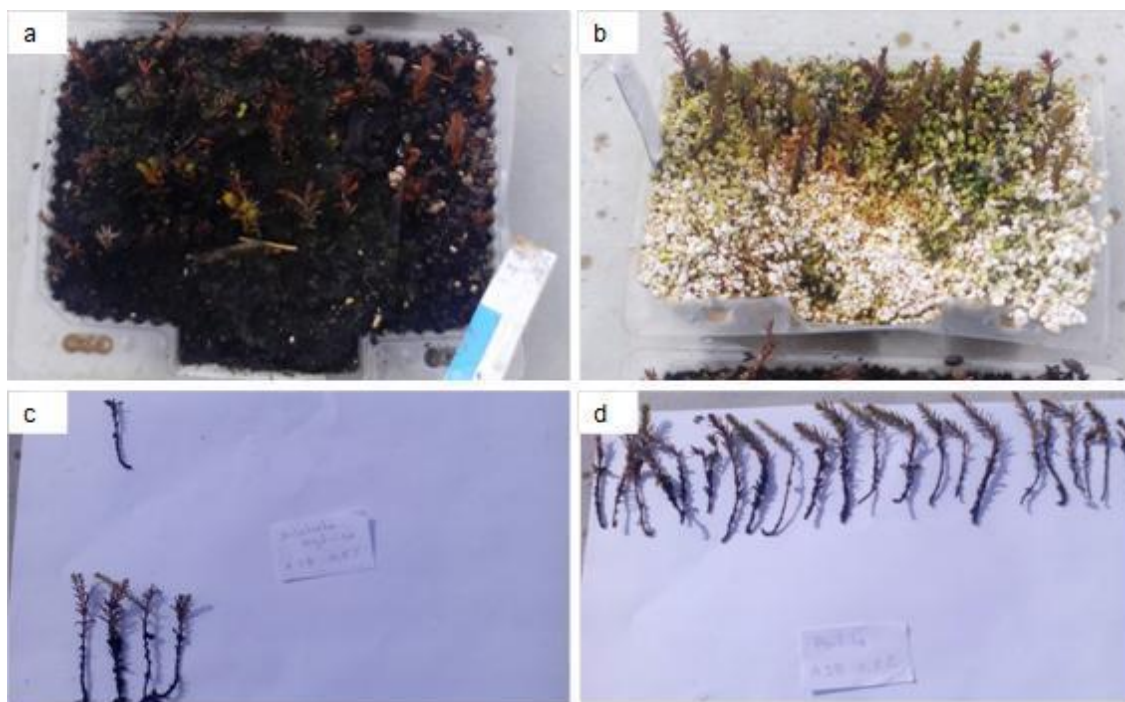


Figura 11: Estabelecimento de estacas com hormona AIB a 0,5 %: a) em substrato orgânico; b) em substrato perlite; c) estacas sobreviventes e enraizadas do substrato orgânico; d) estacas sobreviventes do substrato perlite.

No estabelecimento de estacas com hormona AIB a 0,5 % em substrato perlite (Figura 11b) nenhuma das estacas desenvolveu raiz e 55 % das estacas embora sobreviventes em boas condições de viabilidade não desenvolveram raiz (Figura 11d).

Em Oliveira *et al.* (2016) é referida uma taxa global de enraizamento para a camarinha de 52,5 % para todos os tratamentos com diferentes concentrações de auxina, tendo num dos substratos atingido uma taxa máxima de enraizamento de 74,6 %. No entanto, não é referido o tipo de material vegetal utilizado (herbáceo, semilenhoso ou lenhoso), bem como o tipo de auxina, também não são referidos os tipos de substratos utilizados, é apenas referida a rega por nebulização e este é um fator importante pois permite o constante humedecimento do substrato bem como do material vegetal, evitando a sua desidratação.

Embora os resultados obtidos sejam inferiores aos encontrados na literatura é de referir que as condições usadas em estufa no presente estudo foram diferentes das referidas em Oliveira *et al.* (2016), não sendo possível rega por nebulização. A falta deste tipo de rega promove a desidratação rápida das estacas estabelecidas, mesmo sendo regadas uma vez por dia.

4.1.2. SEMENTES

Os ensaios de germinação *ex vitro* foram realizados em estufa com substrato de perlite e substrato orgânico e com rega diária, manual.

Dos seis ensaios realizados em outubro de 2017 até agosto de 2018 (dez meses após o estabelecimento por semente) e sujeitas a três tipos de tratamento (escaldão em água a ferver, refrigeradas a 4 °C durante três semanas e de bagas em conservação à temperatura ambiente), nenhuma semente germinou. Na bibliografia consultada não foi possível identificar condições de germinação idênticas às praticadas, no entanto é referido que a taxa de germinação é muito baixa, inferior 10 % quando germinadas em dunas de areia (OLIVEIRA & DALE, 2012).

No ensaio de germinação realizado (com sementes recolhidas após incêndio) de novembro de 2017 até agosto de 2018 (nove meses após o estabelecimento por semente) em substrato orgânico, das dezasseis sementes estabelecidas quatro germinaram, correspondendo a uma taxa de germinação de 25 %. A primeira semente germinou em abril (Figura 12a), a segunda em maio (Figura 12b) e as últimas duas em finais de julho de 2018 (Figura 12e). As Figuras 12c e 12d correspondem ao crescimento verificado das duas primeiras sementes germinadas. A fotografia Figura 12c foi tirada em 15 de junho, 95 dias e 43 dias respetivamente após a germinação da primeira e segunda semente. A Figura 12d foi tirada em 3 julho de 2018, 113 dias e 61 dias respetivamente após a germinação da primeira e segunda semente.

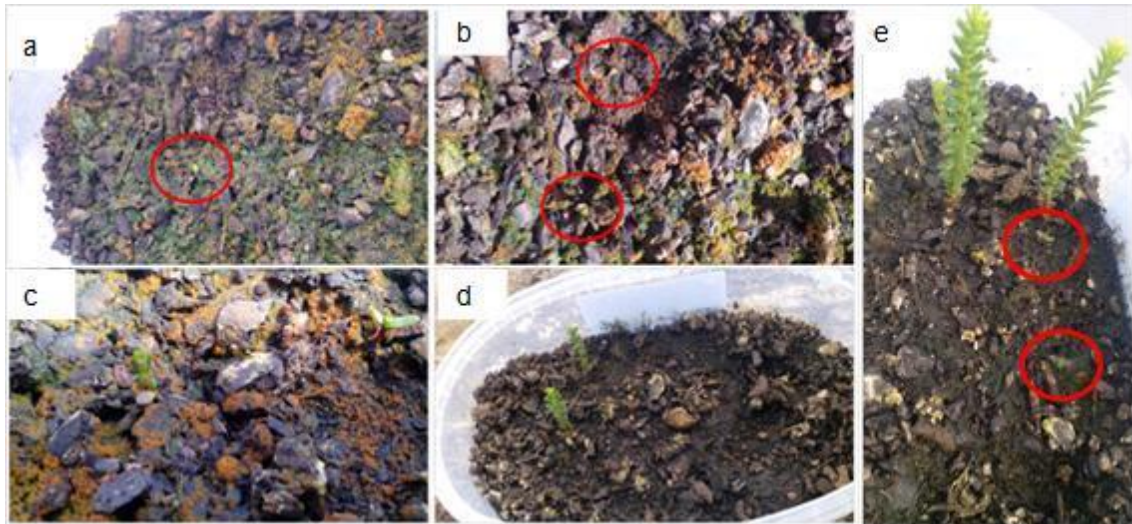


Figura 12: Ensaio de *germinação ex vitro*: a) primeira plântula nascida em abril de 2018; b) duas plântulas nascidas, a segunda em maio de 2018; c) plântulas com folhas em junho de 2018; d) plantas em julho, e) agosto de 2018, duas plantas com folhas e as duas últimas plântulas nascidas em finais de julho.

Embora não exista registo de sementes estabelecidas nas mesmas condições (recolhidas pós incêndio e em substrato orgânico), Oliveira e Dale (2012) referem que as sementes de camarinha quando passam pelo trato intestinal de alguns animais aumentam a sua taxa de germinação para aproximadamente 20 %. O efeito do fogo sobre as sementes poderá ser semelhante ao que estas sofrem no trato intestinal dos animais que as consomem. Outros estudos são necessários para comprovar esta hipótese, podendo o fogo ser uma boa estratégia para quebrar a dormência das sementes da camarinha.

4.1.3. *TRANSPLANTE DE CAMARINHA*

Uma das utilizações referida para a camarinha (planta) é a possibilidade de ser adaptada como ornamental (GAMA, 2009). A camarinha (adulta) transplantada em agosto de 2017 e recolhida nas dunas do Palheiro de Mira adaptou-se bem ao ambiente de destino.



Figura 13: Camarinha macho: a) um ano após de ter sido transplantada; b) flor da camarinha transplantada (maio de 2018); c) crescimento do ano (2018)

Um ano após ser transplantada (Figura 13a) a planta apresenta cor escura, floriu em maio (Figura 13b) e teve um crescimento máximo de 4,8 cm (Figura 13c). A planta apresenta-se em bom estado fitossanitário, comprovando-se que é facilmente adaptada como ornamental, mesmo em condições de distanciamento do mar e em altitudes elevadas.

4.2. ESTABELECIMENTO *IN VITRO*

4.2.1. *SEMENTES*

Para o tratamento de desinfeção das sementes utilizou-se o procedimento descrito no protocolo de desinfeção (Anexo V) que é referido na literatura como um dos que apresenta melhores desempenhos de germinação de várias espécies de plantas e segundo o qual se vai aumentando ou diminuindo o tempo de exposição aos agentes de desinfeção consoante o tamanho e rigidez da semente. Neste caso, dado o tamanho reduzido das sementes foi aplicado um tratamento de desinfeção relativamente curto. As sementes não foram sujeitas a qualquer tipo de tratamento de escarificação do tegumento, apenas ao tratamento de desinfeção.

Até ao final do ensaio, nove meses após o estabelecimento, germinaram vinte sementes (10 %) do total das sementes estabelecidas. Das sementes germinadas, oito apresentaram folhas (Figura 14c) e as restantes doze apenas a radícula (Figura 14b). No decorrer do ensaio foram removidas oitenta sementes contaminadas, correspondendo a 40 % do total.

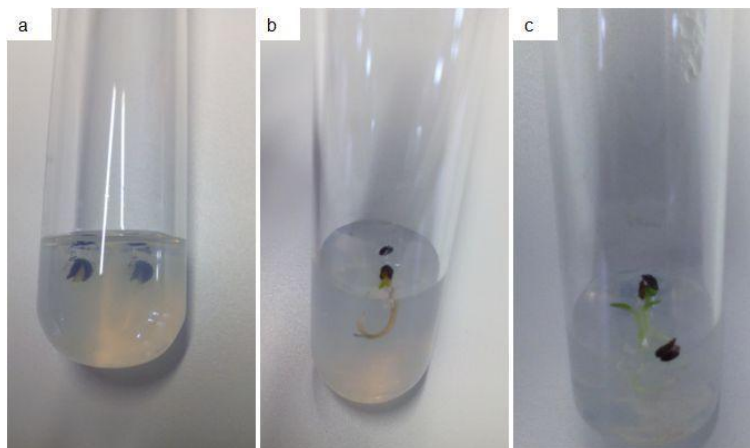


Figura 14: Estabelecimento de sementes *ex vitro*: a) semente com cutícula rebentada a iniciar o lançamento da radícula; b) plântulas germinadas com radícula; c) plântulas germinadas com folhas.

As restantes 100 sementes (50 %) do total das sementes estabelecidas, apresentam sinais de viabilidade, pelo que se espera que grande parte ainda germine. Os resultados obtidos são muito satisfatórios pois embora na literatura consultada não se encontrem referências à germinação da camarinha *in vitro* é relatado que na natureza a germinação é muito demorada e pode prolongar-se até dois anos (OLIVEIRA & DALE, 2012).

Na bibliografia consultada não foi possível encontrar referências à germinação das sementes de camarinha em condições idênticas às utilizadas. No entanto Oliveira *et al.* (2016) refere uma taxa de 67 % de emissão de radícula, como sendo a melhor taxa conseguida de todos os ensaios realizados (pré tratamento de “escarificação química, 30 minutos em ácido sulfúrico e o mesmo tratamento com ácido giberélico”). É ainda referido que quando comparado com os ensaios do ano anterior, nas mesmas condições, as taxas de germinação (deste ensaio em relação ao do ano anterior) foram muito superiores. É também referido que as taxas de plantas estabelecidas obtidas de propagação por semente em micropropagação são relativamente baixas 52 % (OLIVEIRA, *et al.*, 2016). No entanto não é referido o número de ensaios realizados, as condições do estudo (para além da escarificação), nem o tempo de germinação.

Assim é necessário complementar os estudos de estabelecimento de plântulas obtidas por semente em micropropagação *in vitro*, embora com esta técnica pareça ser possível obter melhores taxas de germinação do que no estabelecimento *ex vitro* de semente em substrato.

4.2.2. ESTABELECIMENTO DE ÁPICES E SEGMENTOS NODAIS

Realizaram-se dois ensaios de estabelecimento de ápices (10 unidades) e segmentos nodais (20 unidades) de camarinha em épocas do ano diferentes, mas em ambos os ensaios, após uma semana do estabelecimento todos os segmentos nodais e ápices estavam contaminados ou necrosados. Este facto pode ser devido a uma fácil oxidação das plantas lenhosas quando estabelecidas *in vitro* devido à contaminação e oxidação dos explantes ao libertar compostos fenólicos e outros produtos de oxidação junto da superfície excisada que modificam a composição do meio e diminuem a absorção de nutrientes (ANDRADE, *et al.*, 2000).

4.3. CARACTERIZAÇÃO FÍSICO-QUÍMICA DAS BAGAS DE CAMARINHA

4.3.1. PH

Dois meses após a colheita foi realizada a medição do pH. O valor de pH determinado pelo potenciómetro foi de 2,92 para as amostras conservadas a 4 °C e de 2,89 para as amostras conservadas à temperatura ambiente. Na literatura consultada não foi possível encontrar valores de pH para a camarinha. No entanto SOUSA *et al.* (2018) refere o valor de pH para a cultivar *Jubilee* de mirtilo de 2,8, um valor muito próximo do encontrado no presente estudo. O pH aumenta no decorrer do amadurecimento e influencia as características organolépticas e a capacidade de conservação dos frutos (SOUSA, *et al.*, 2018).

4.3.2. TEOR DE SÓLIDOS SOLÚVEIS

O teor de sólidos solúveis foi determinado por um refratómetro digital portátil e apresentou os valores de 7,0 °Brix para as amostras conservadas a 4 °C e de 8,0 °Brix para as amostras conservadas à temperatura ambiente, as análises foram

realizadas 2 meses após a colheita. Estes valores do teor de sólidos solúveis obtidos para a camarinha são superiores aos obtidos por PIMPÃO *et al.* (2013) que referiu o valor de 6,8 °Brix.

De acordo com SOUSA *et al.* (2018) os valores de pH e teor de sólidos solúveis são fatores importantes pois contribuem para a apreciação do sabor dos frutos. A diferença entre os valores encontrados na bibliografia consultada e no presente estudo pode estar relacionado com diversos fatores, sendo os mais importantes o tempo de colheita, o ano meteorológico e as condições edafoclimáticas do local em estudo.

4.3.3. ATIVIDADE DA ÁGUA

A atividade da água (a_w) foi determinada por um medidor da atividade da água de marca “Rotronic”, apresentando o valor de 0,62. Este parâmetro não é usualmente determinado para a fruta fresca pelo que não foi possível encontrar valores de referência para a camarinha ou para os pequenos frutos. No entanto, a atividade da água é determinante na conservação dos alimentos, um valor de a_w compreendido entre 0,60 e 0,85 é indicativo de um tempo de vida limitado e suscetível de sofrer deterioração por leveduras e fungos (FONTANA, 1998).

4.3.4. TEXTURA

Os valores obtidos foram de 1195,7 g ($\approx 11,72$ N.) para as bagas conservadas à temperatura ambiente e de 938,9 g ($\approx 9,21$ N.) para as bagas conservadas a 4 °C.

No estudo do mirtilo foi determinado o valor médio de 10 N.g⁻¹ (SOUSA, *et al.*, 2018), valores muito próximos aos encontrados neste estudo.

4.3.5. COR

Através do programa “Color Picker” disponível no site: <http://www.workwithcolor.com/>, é possível verificar a posição das cores das camarinhas no espectro de cores, Figura 15a e 15b.

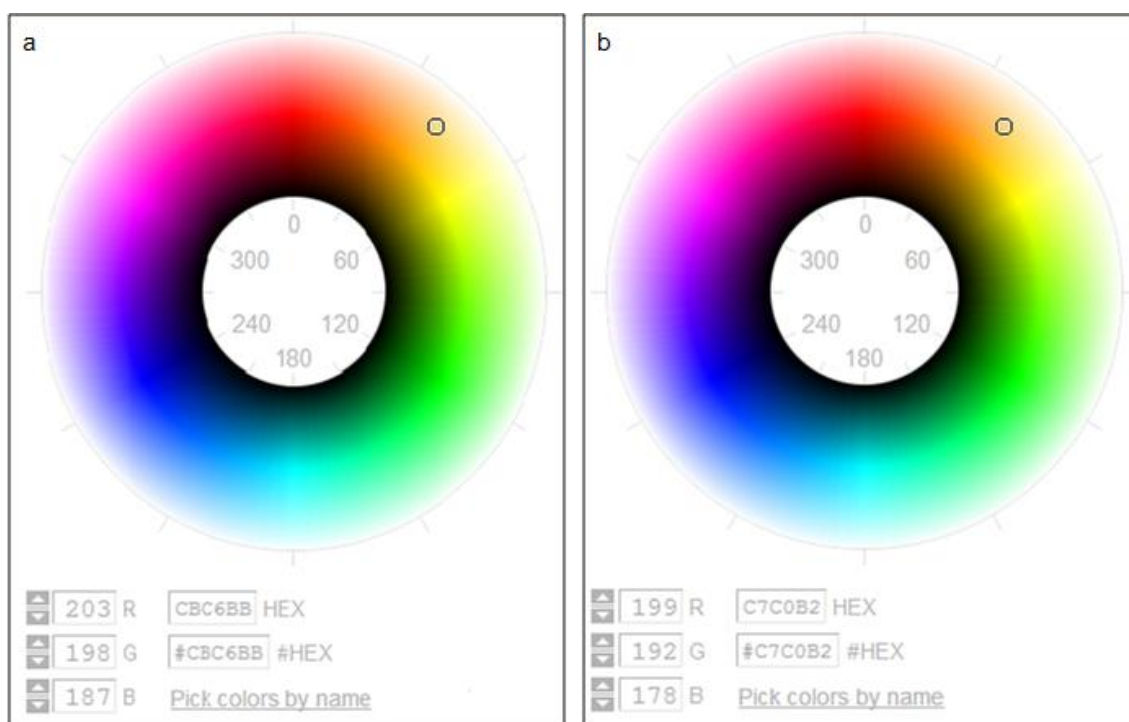


Figura 15: Posição da cor das bagas de camarinha no espectro de cores: a) cor das camarinhas conservadas à temperatura ambiente; b) cor das camarinhas conservadas a 4 °C.

Para as amostras conservadas à temperatura ambiente os valores cromáticos médios da cor foram $L^* = 80,0$; $a^* = 0,2$ e $b^* = 6,1$. Para as amostras conservadas a 4 °C os resultados foram $L^* = 77,8$; $a^* = 0,4$ e $b^* = 8,4$. Os resultados obtidos para uma e outra amostra em conservação indicam que as camarinhas são bagas de cor clara, entre os brancos e os rosas, com uma elevada luminosidade como se pode observar nas Figuras 15a e 15b esta coloração é idêntica à descrita por Oliveira & Dale (2012).

4.3.6. CARACTERÍSTICAS BIOMÉTRICAS

As características biométricas registadas apresentam-se na Tabela 8, são o resultado das medições e pesos efetuados.

Tabela 8: Características biométricas das bagas de camarinha

Características Biométricas das bagas de camarinha	
Nº de bagas (100,03 g)	324
Menor peso (g)	0,05
Maior peso (g)	0,48
Peso médio (g)	0,31
Diâmetro da mais pequena (mm)	4,94
Diâmetro da maior (mm)	9,95
Diâmetro médio (mm)	9,17

O número de bagas existentes numa amostra aleatória de 100,03 g foi de 324 bagas, o que corresponde a um peso médio de 0,31 g por baga. Todas as bagas foram pesadas individualmente, sendo que o peso da maior baga foi de 0,48 g e o peso da menor 0,05 g (Tabela 8). Segundo CLAVIJO, *et al.* (2003) o peso das bagas de camarinha recolhidas em diferentes locais de Portugal e Espanha variou entre 0,05 g (bagas recolhidas em Monte Gordo, Portugal) e 0,51 g (bagas recolhidas em em Asperillo, Espanha). Oliveira & Dale (2012) refere um peso médio de 0,4 g para as bagas colhidas nas dunas de Mira, local aproximado geograficamente com o campo de recolha das bagas do presente estudo.

O diâmetro transversal foi medido numa amostra aleatória de 94 bagas, e sendo o maior diâmetro registado de 9,95 mm, o menor de 4,94 mm e o diâmetro médio de 9,17 mm (Tabela 8). Este valor foi, superior ao referido por CASTROVIEJO, *et al.*2003) que indica que o diâmetro das bagas de camarinha varia de 5 a 8 mm. Por outro lado HERRERA (1987) refere de um modo genérico o diâmetro de 6,6 mm das bagas de camarinha.

As diferenças encontradas podem estar relacionadas com as condições edafoclimáticas dos diferentes locais em que cada estudo foi realizado.

4.3.7. COMPOSIÇÃO NUTRICIONAL

A composição nutricional das bagas de camarinha recolhidas em setembro de 2017 e conservadas quatro meses a 4 °C, é apresentada na Tabela 9.

Tabela 9: Composição nutricional das bagas de camarinha

	Em Relação à Matéria Seca	Em Relação à Matéria Fresca
Humidade (%)	-----	84,79
Cinza (%)	2,01	0,31
Gordura Bruta (%)	4,77	0,72
Fibra Bruta (%)	42,68	6,49
Proteína Bruta (%)	5,99	0,91
E.N.A. (%)	44,56	6,78

E.N.A - Extrativos não azotados

As bagas apresentam um conteúdo em água de 84,79 % sendo um valor ligeiramente superior ao referido por SANTOS *et al.* (2014) de 83,41 % e bastante superior ao referido por HERRERA (1987) de 74,6 %.

O teor em cinza por 100 g de boga fresca foi de 0,31 gramas. Apesar de não se encontrarem valores na literatura para comparação, SOUSA, *et al.* (2018) refere teores em cinza para o mirtilo (pertencente aos pequenos frutos) compreendidos entre 0,19 e 0,25 g por 100 g de matéria fresca.

A gordura bruta por 100 g de bagas frescas de camarinha foi de 0,72 g e de 4,77 g em relação à matéria seca. HERRERA (1987) refere o valor de 5,8 % em relação à matéria seca. Esta diferença de valores pode dever-se, entre outros fatores, ao local de colheita e ao ano meteorológico.

O valor de fibra bruta foi de 6,49 g por 100 g de bagas frescas e de 42,68 g por cada 100 g de matéria seca. Andrade (2016) refere o valor de 36,5 g de fibra total por cada 100 g em relação à matéria seca. Em ambos os casos, o teor de fibra é muito superior ao teor de fibra de 11,2 % (base seca) referido por HERRERA (1987).

O teor de proteína bruta foi de 0,91 % (base húmida) e 5,99 % (base seca) sendo um valor superior ao descrito por HERRERA (1987) que refere o valor de 2,2 % (base seca).

Os hidratos de carbono foram determinados utilizando como comparação a quantificação dos extrativos não azotados (E.N.A). Os valores de hidratos de carbono foram aproximadamente de 6,78 % (base húmida) e de 44,56 % (base

seca). Este teor de hidratos de carbono é inferior ao referido por Andrade (2016) e HERRERA (1987), respetivamente, 62,8 % e 77,1 %.

A diferença de valores registados entre as análises deste estudo e as referenciadas por HERRERA (1987), podem ser sobretudo devido ao grau de maturação das bagas, pois a fibra existente é principalmente celulose e hemicelulose existente na parede celular e esta ao longo da maturação das bagas vai sendo decomposta em açúcares, alterando a textura da baga e o teor de sólidos solúveis.

4.4. CONSERVAÇÃO E UTILIZAÇÃO DA BAGA DE CAMARINHA

4.4.1. TEMPO DE CONSERVAÇÃO

A avaliação da conservação da camarinha foi realizada por observação periódica das camarinhas conservadas à temperatura ambiente e refrigeradas a 4 °C

4.4.1.1. PRIMEIRO ENSAIO

O ensaio de conservação das camarinhas em vácuo à temperatura ambiente e refrigeradas a 4 °C decorreu durante sete semanas, de 27 de setembro a 15 de outubro de 2017 e foi acompanhado por fotografias periódicas com um intervalo regular de uma semana. As Figuras 16 e 17 ilustram a evolução da cor e deformação da embalagem das camarinhas, respetivamente, para as bagas conservadas em vácuo à temperatura ambiente e conservadas em vácuo à temperatura de 4 °C, no período em análise.

Nas camarinhas conservadas em vácuo à temperatura ambiente verificou-se que após serem embaladas em vácuo estas começaram a mudar de cor para tons mais rosados (Figura 16a). Observou-se que a partir da primeira semana a embalagem parecia ter perdido o vácuo. No entanto, verificou-se que a embalagem estava bem lacrada e que a dilatação observada, a partir da quarta semana (Figura 16d) se devia as eventuais reações químicas a ocorrer nas bagas durante o período de embalagem.

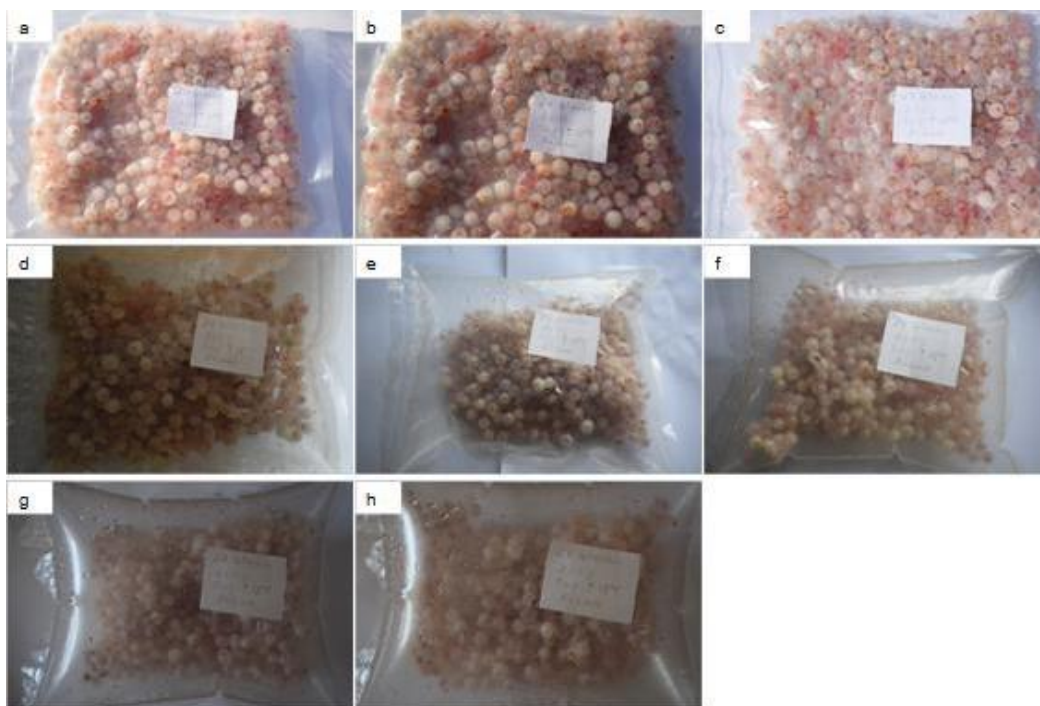


Figura 16: Evolução das camarinhas conservadas em vácuo a temperatura ambiente: a) camarinhas embaladas a vácuo 27/09/2017; b) 4/10/2017; c) 11/10/2017; d) 18/10/2017; e) 25/10/2017, f) 01/11/2017; g) 08/11/2017; h) 15/11/2017.

A cor das bagas de camarinha foi mudando de tonalidade e após duas horas de embalagem (Figura 16a) já se observa uma mudança de tonalidade para tons mais rosa. Ao longo do tempo as bagas foram alterando lentamente a sua tonalidade para tons rosas mais acastanhados. Ao fim das 7 semanas, a embalagem foi aberta no final do ensaio, apresentando um líquido com um cheiro muito intenso idêntico ao do vinagre comercial. Nas camarinhas conservadas em vácuo e refrigeradas a 4 °C verificou-se também uma mudança gradual da tonalidade para tons mais rosados (Figura 17a). Observou-se ainda uma dilatação gradual da embalagem, sobretudo a partir da quarta semana (Figura 17e). A embalagem foi aberta no final do ensaio e as bagas apresentavam um leve sabor azedo, mas o cheiro não era muito intenso.

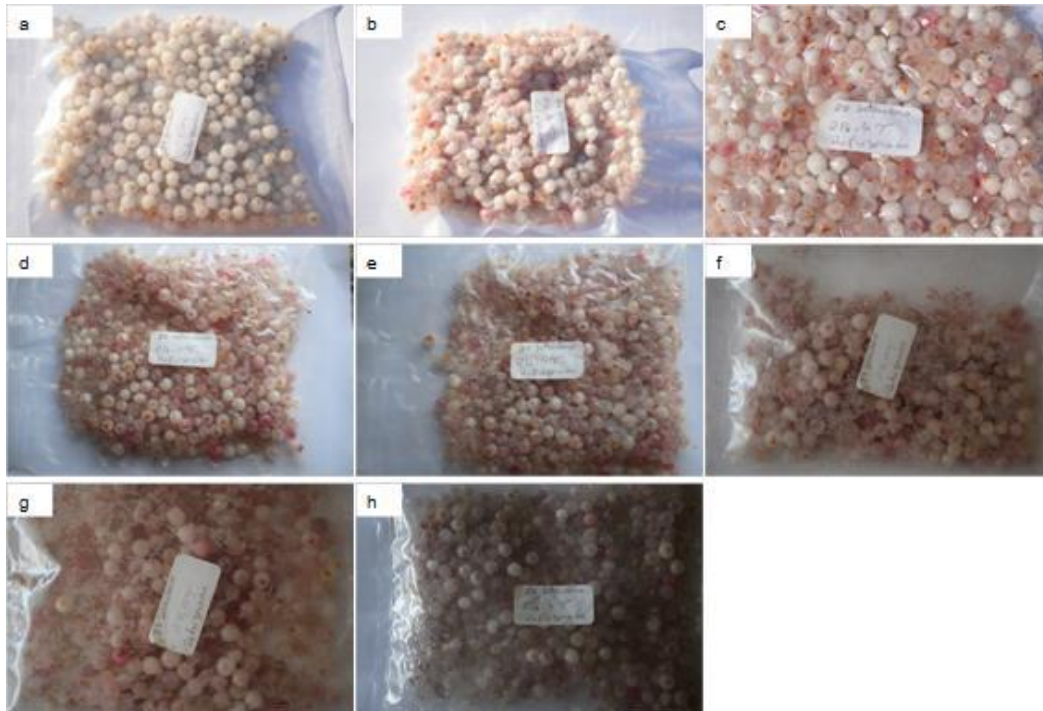


Figura 17: Evolução das camarinhas conservadas em vácuo refrigeradas à temperatura de 4 °C: a) camarinhas embaladas a vácuo 27/09/2017; b) 4/10/2017; c) 11/10/2017; d) 18/10/2017; e) 25/10/2017, f) 01/11/2017; g) 08/11/2017; h) 15/11/2017.

Este método de embalagem pode ser útil sobretudo se se pretender mudar rapidamente a cor das camarinhas brancas para tons de rosa, pois tal como descrito no site “A Senhora do Monte” (2018) as camarinhas podem ser consumidas frescas, em refrescos, saladas ou geleias. Com a utilização das camarinhas na confeção e decoração de pratos de comida, sobretudo na cozinha gourmet, pode ser interessante a decoração dos pratos com camarinhas brancas mas também com camarinhas rosa.

Para avaliar se este método de conservação promove a alteração da cor e de outras propriedades físico-químicas das bagas será necessário utilizar várias embalagens de modo a fazer uma avaliação periódica das possíveis alterações durante o processo de conservação.

4.4.1.2. SEGUNDO ENSAIO

O ensaio de conservação das camarinhas em caixas de plástico (Polipropileno (PP)) à temperatura ambiente (Figura 18) e refrigeradas a 4 °C (Figura 19) decorreu durante sete semanas e foi acompanhado por fotografias

periódicas com um intervalo regular de uma semana. Nas camarinhas conservadas em caixa à temperatura ambiente verificou-se que estas ainda se encontravam boas para consumo após duas semanas desde o início do ensaio (Figura 18c) embora já apresentassem algumas bagas com coloração em tons mais rosa. Mesmo ao fim de três semanas após o início do ensaio a maioria das camarinhas ainda se encontrava em bom estado de conservação (Figura 18d).

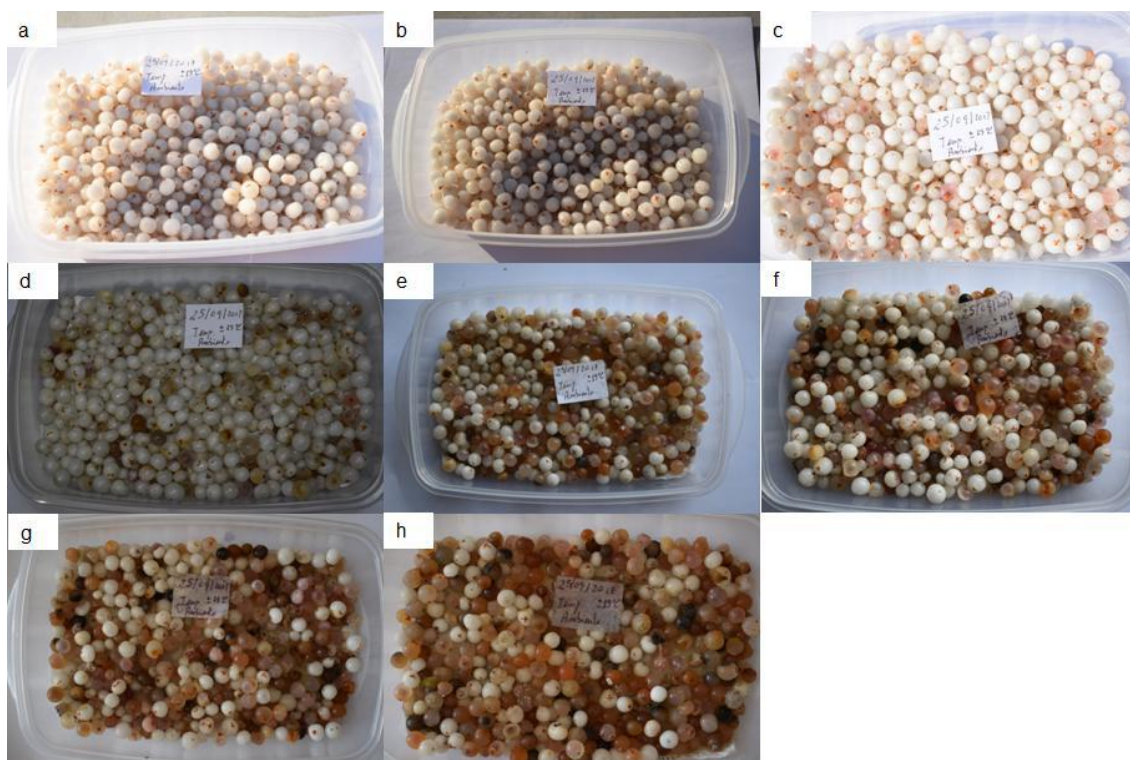


Figura 18: Evolução das camarinhas conservadas em caixas à temperatura ambiente: a) camarinhas embaladas a 25/09/2017; b) 2/10/2017; c) 09/10/2017; d) 16/10/2017; e) 23/10/2017, f) 30/10/2017; g) 06/11/2017; h) 13/11/2017.

A partir da terceira semana após o início do ensaio as camarinhas deterioraram-se muito rapidamente (Figuras 18e), 18f), 18g) e 18h)). No entanto, ainda existiam algumas bagas que permaneceram sem sinais de deterioração até ao final do ensaio (Figura 18h). Oliveira & Dale (2012) referem que as camarinhas podem ser comercializadas após cinco dias à temperatura ambiente. De facto, tal como se pode observar na Figura 18b, sete dias após o embalamento as bagas estavam em perfeitas condições para serem comercializadas.

Para as camarinhas conservadas em caixa e refrigeradas à temperatura de 4 °C verificou-se que estas ainda se encontravam boas para consumo após quatro semanas desde o início do ensaio (Figura 19e) apesar de algumas bagas apresentarem uma coloração em tons de rosa. Mesmo após cinco semanas do

embalamento a maioria das camarinhas ainda se encontravam em bom estado de conservação (Figura 19f).

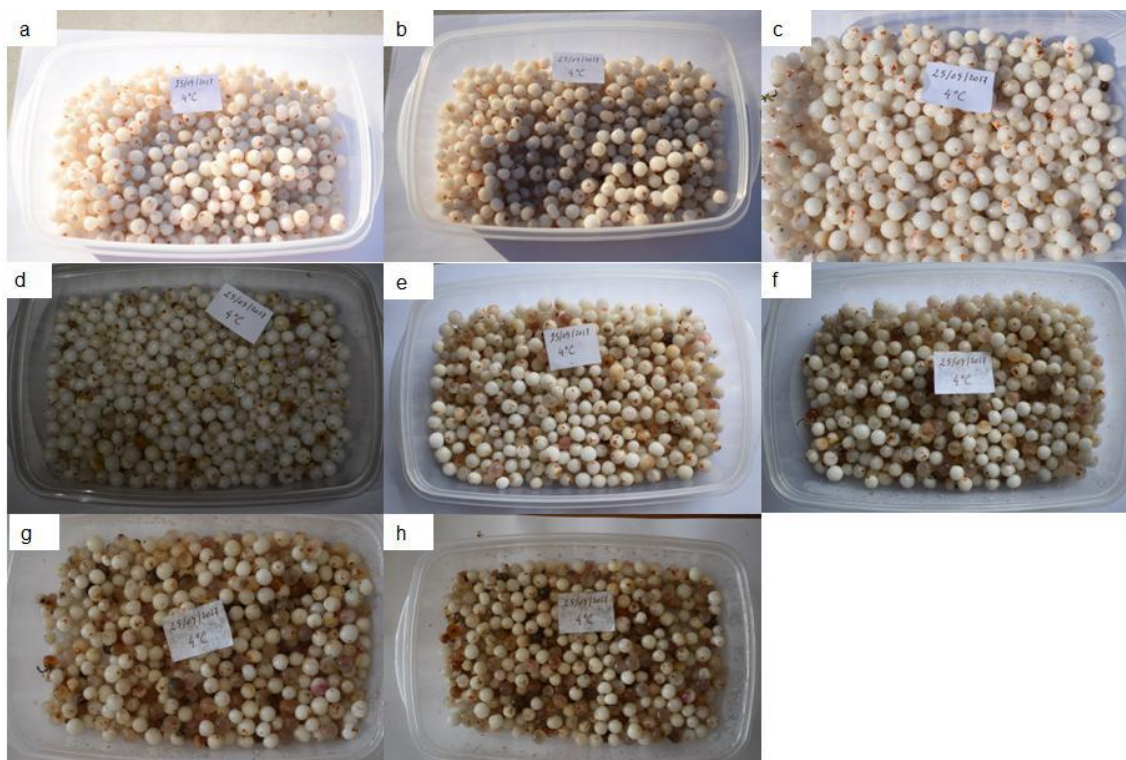


Figura 19: Evolução das camarinhas conservadas em caixas e refrigeradas à temperatura de 4 °C: a) camarinhas embaladas a 25/09/2017; b) 2/10/2017; c) 09/10/2017; d) 16/10/2017; e) 23/10/2017; f) 30/10/2017; g) 06/11/2017; h) 13/11/2017.

Mesmo no final do ensaio a maioria das bagas de camarinha, visualmente, apresentava boas condições para consumo (Figura 19h). Oliveira & Dale (2012) referem que mesmo após cinco meses de refrigeração a 4 °C, algumas amostras de camarinha ainda se encontravam aceitáveis para consumo. O tempo de conservação das camarinhas também poderá ser influenciado pela altura da colheita e pelo grau de maturação do fruto. Em futuros ensaios deverão ser estudados diferentes tempos de colheita do fruto e com diferentes graus de maturação.

4.4.2. TESTES DE MUDANÇA DE COR A DIFERENTES TEMPERATURAS

Segundo SPRICIGO (2016) e EMBRAPA (2005) a temperatura é um dos fatores que mais influencia a mudança de cor nos frutos. Para avaliar se a

temperatura promove uma mudança rápida na cor das bagas de camarinha realizaram-se três ensaios a diferentes temperaturas.

4.4.2.1. PRIMEIRO ENSAIO

Neste ensaio, as bagas de camarinha foram colocadas em água a diferentes temperaturas durante cinco minutos, (temperatura ambiente, 50 °C, 60 °C, 70 °C, 80 °C, 90 °C e 100 °C).

Nas bagas colocadas em água à temperatura ambiente e a 50 °C (Figuras 20a e 20b) não se verificou qualquer alteração da cor. No entanto, para as bagas colocadas às temperaturas de 60, 70 e 80 °C (Figuras 20c, 20d e 20e) já se notou alteração da cor. As bagas colocadas às temperaturas de 90 e 100 °C (Figuras 20f e 20g) embora sejam as que apresentam a maior mudança na cor para tons de rosa, também apresentam danos na integridade da boga, nomeadamente o seu reventamento e com as sementes fora da boga.

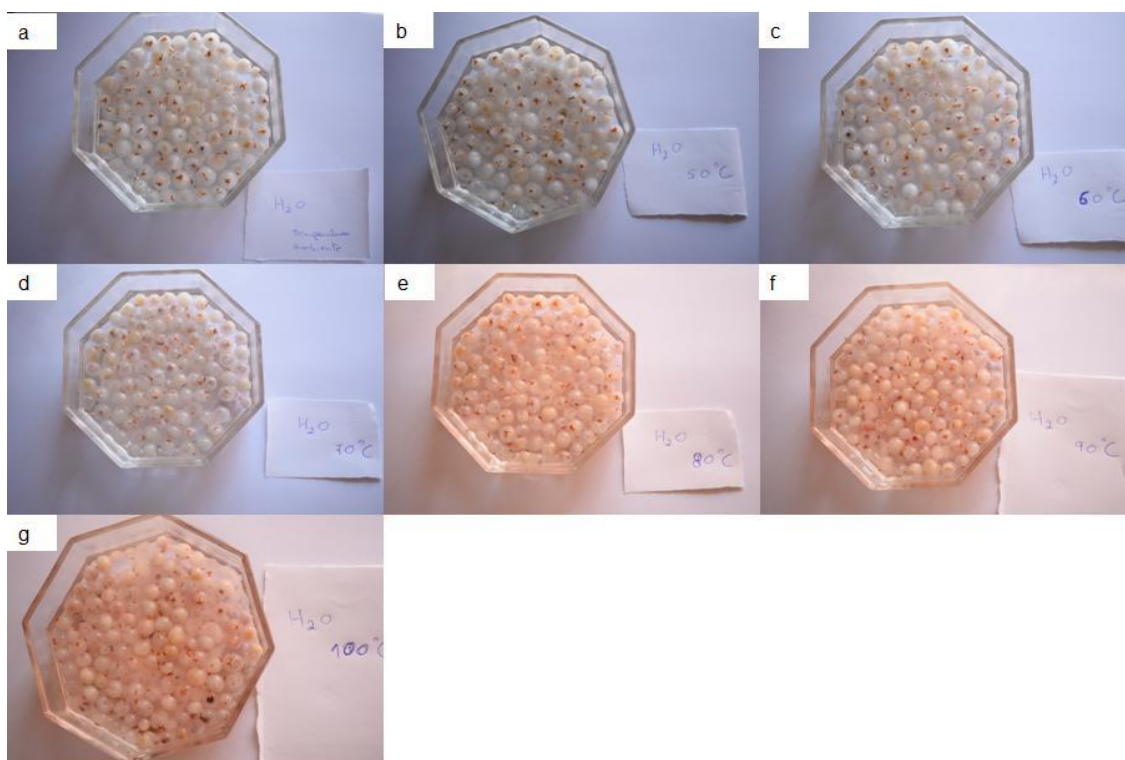


Figura 20: Testes de mudança de cor, 1º ensaio, camarinhas colocadas em água a diferentes temperaturas durante cinco minutos: a) à temperatura ambiente; b) 50 °C; c) 60 °C; d) 70 °C; e) 80 °C; f) 90 °C; g) 100 °C.

Em futuros ensaios de mudança de cor nestas condições será importante complementar os testes com análises de textura às bagas submetidas às diferentes temperaturas e também testes de paladar para ver a aceitação das bagas pelos consumidores.

4.4.2.2. SEGUNDO ENSAIO

Neste ensaio de avaliação da mudança de cor das bagas de camarinha, a primeira amostra foi sujeita a um escaldão com água a 100 °C e as camarinhas foram retiradas da água e deixadas a arrefecer à temperatura ambiente durante uma hora. A segunda amostra foi colocada em água a 100 °C e deixadas a arrefecer dentro da mesma durante 24 horas.

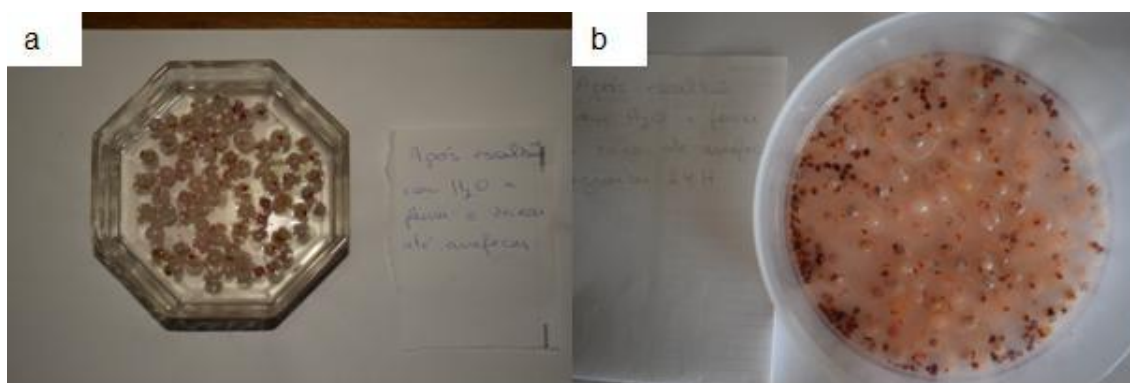


Figura 21: Testes de mudança de cor, 2º ensaio, camarinhas sujeitas a um escaldão: a) deixadas a arrefecer à temperatura ambiente durante uma hora; b) deixadas a arrefecer dentro da água durante 24 horas.

Como se pode observar nas Figuras 21a e 21b, embora se tenha conseguido a mudança na cor das camarinhas, mais pronunciada na amostra que foi colocada em água a 100 °C e deixadas dentro da mesma vinte e quatro horas, verificou-se que em ambas as amostras existiam bagas rebentadas.

4.4.2.3. TERCEIRO ENSAIO

Neste ensaio de mudança de cor, as seis amostras de camarinha foram colocadas em água a 60 °C, duas durante 1 minuto (amostras 1 e 2), duas durante 5 minutos (amostras 3 e 4) e duas durante 10 minutos (amostras 5 e 6). De seguida todas as amostras foram colocadas em vácuo. Posteriormente, as

amostras foram divididas, ou seja: as amostras 1, 3 e 5 foram colocadas 30 minutos à temperatura ambiente e as amostras 2, 4 e 6 foram colocadas no frigorífico a 4 °C durante 30 minutos.



Figura 22: Testes de mudança de cor, 3º ensaio, camarinhas colocadas a 60 °C durante: a) 1 minuto seguida de vácuo e 30 minutos à temperatura ambiente; b) 5 minutos seguida de vácuo e 30 minutos à temperatura ambiente; c) 10 minutos seguida de vácuo e 30 minutos à temperatura ambiente; d) 1 minuto seguida de vácuo e 30 minutos a 4 °C; e) 5 minutos seguida de vácuo e 30 minutos a 4 °C; f) 10 minutos seguida de vácuo e 30 minutos a 4 °C.

Como se pode observar as bagas de camarinha presentes nas Figuras 22a e 22d são as que apresentam a tonalidade mais clara e não existem diferenças significativas de cor entre as duas amostras. As amostras das Figuras 22b e 22e, apresentam uma tonalidade intermédia e semelhante entre si. As Figuras 22c e 22f são as que apresentam a tonalidade de rosa mais forte, não existindo contudo diferenças significativas entre ambas.

Dos três ensaios, este foi o que apresentou os melhores resultados a temperaturas mais baixas. Como se pode observar, o facto de se ter colocado as amostras a 4 °C não teve influência na alteração da cor das camarinhas. Já o facto de se ter colocado as camarinhas em vácuo fez aumentar a tonalidade do rosa em relação as camarinhas do primeiro ensaio a 60 °C, sendo que no terceiro ensaio as camarinhas colocadas a 60 °C durante 10 minutos seguidas de vácuo durante 30 minutos foram dos três ensaios as que apresentaram a tonalidade mais forte do rosa sem se ter destruído a integridade da baga.

Em ensaios futuros de mudança de cor por este método será necessário complementar os estudos com testes de textura das bagas submetidas a este

método e também realizar testes de paladar para determinar o grau de aceitação das bagas de camarinha sujeitas a este método.

4.4.3. UTILIZAÇÕES DA CAMARINHA EM GELEIA E EM CALDA

A confeção da geleia de camarinha bem como da camarinha em calda foi de fácil execução, uma vez que apenas necessita de ser lavada e no caso da geleia só é necessário coar para retirar as peles e sementes.

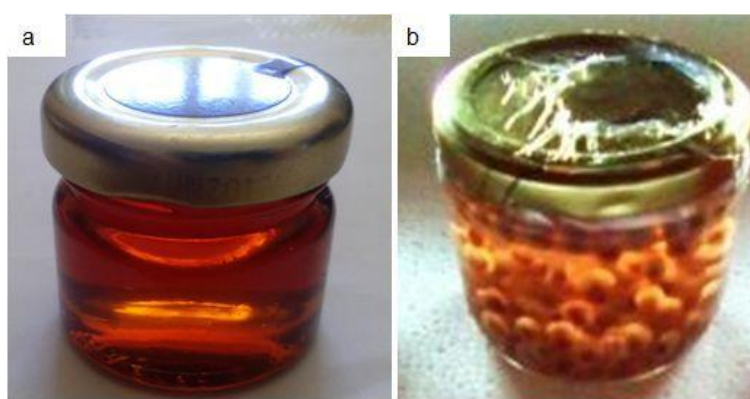


Figura 23: Utilização das camarinhas: a) geleia; b) calda

Após a confeção, quer a geleia quer a calda apresentaram uma cor de tonalidade avermelhada (Figuras 23a e 23b), com aroma intenso e adocicado parecido com o mel e de um sabor único.

4.5. TÉCNICAS ESPECTROSCÓPICAS

Os espectros de FT-Raman contém informações idênticas às de um espectro de absorção no infravermelho (FTIR), apesar da natureza dos fenómenos físicos associados não serem os mesmos e de estarem ambas relacionadas com os modos vibracionais das moléculas, elas regem-se por princípios e regras de seleção diferentes (ALLEN, 2013; HORIBA, 2004).

No caso da espectroscopia FT-Raman a radiação incidente é difundida pela amostra, normalmente na zona do visível, como resultado de uma colisão que envolve a transferência de energia entre o fóton e a molécula. Na espectroscopia

FTIR a amostra absorve fótons do feixe de luz incidente (absorção), normalmente na zona do infravermelho (ALLEN, 2013; HORIBA, 2004).

Como se pode observar na Tabela 10 ambas as técnicas identificam os mesmos grupos funcionais (vibrações) nos mesmos comprimentos de onda, as suas intensidades é que poderão ser diferentes (ALLEN, 2013; HORIBA, 2004).

Tabela 10: Tabela de comparação Raman vs IR, por grupos funcionais (vibrações) e regiões (HORIBA, 2004).

Functional Group/ Vibration	Region	Raman	InfraRed
Lattice vibrations in crystals, LA modes	10 - 200 cm^{-1}	strong	strong
$\delta(\text{CC})$ aliphatic chains	250 - 400 cm^{-1}	strong	weak
$\nu(\text{Se-Se})$	290 - 330 cm^{-1}	strong	weak
$\nu(\text{S-S})$	430 - 550 cm^{-1}	strong	weak
$\nu(\text{Si-O-Si})$	450 - 550 cm^{-1}	strong	weak
$\nu(\text{Xmetal-O})$	150-450 cm^{-1}	strong	med-weak
$\nu(\text{C-I})$	480 - 660 cm^{-1}	strong	strong
$\nu(\text{C-Br})$	500 - 700 cm^{-1}	strong	strong
$\nu(\text{C-Cl})$	550 - 800 cm^{-1}	strong	strong
$\nu(\text{C-S})$ aliphatic	630 - 790 cm^{-1}	strong	medium
$\nu(\text{C-S})$ aromatic	1080 - 1100 cm^{-1}	strong	medium
$\nu(\text{O-O})$	845 - 900 cm^{-1}	strong	weak
$\nu(\text{C-O-C})$	800 - 970 cm^{-1}	medium	weak
$\nu(\text{CC})$ alicyclic, aliphatic chain vibrations	600 - 1300 cm^{-1}	medium	Medium
$\nu(\text{C=S})$	1000 - 1250 cm^{-1}	strong	weak
$\nu(\text{CC})$ aromatic ring chain vibrations	*1580, 1600 cm^{-1}	strong	medium
	*1450, 1500 cm^{-1}	medium	medium
	*1000 cm^{-1}	strong/medium	weak
$\delta(\text{CH}_3)$	1380 cm^{-1}	medium	strong
$\delta(\text{CH}_2)$ $\delta(\text{CH}_3)$ asym	1400 - 1470 cm^{-1}	medium	medium
$\delta(\text{CH}_2)$ $\delta(\text{CH}_3)$ asym	1400 - 1470 cm^{-1}	medium	medium
$\nu(\text{C-(NO}_2\text{)})$	1340 - 1380 cm^{-1}	strong	medium
$\nu(\text{C-(NO}_2\text{)})$ asym	1530 - 1590 cm^{-1}	medium	strong
$\nu(\text{N=N})$ aromatic	1410 - 1440 cm^{-1}	medium	-
$\nu(\text{N=N})$ aliphatic	1550 - 1580 cm^{-1}	medium	-
$\delta(\text{H}_2\text{O})$	~1640 cm^{-1}	weak broad	strong
$\nu(\text{C=N})$	1610 - 1680 cm^{-1}	strong	medium
$\nu(\text{C=C})$	1500 - 1900 cm^{-1}	strong	weak
$\nu(\text{C=O})$	1680 - 1820 cm^{-1}	medium	strong
$\nu(\text{C}\equiv\text{C})$	2100 - 2250 cm^{-1}	strong	weak
$\nu(\text{C}\equiv\text{N})$	2220 - 2255 cm^{-1}	medium	strong
$\nu(\text{-S-H})$	2550 - 2600 cm^{-1}	strong	weak
$\nu(\text{C-H})$	2800 - 3000 cm^{-1}	strong	strong
$\nu(=\text{C-H})$	3000 - 3100 cm^{-1}	strong	medium
$\nu(\equiv\text{C-H})$	3300 cm^{-1}	weak	strong
$\nu(\text{N-H})$	3300 - 3500 cm^{-1}	medium	medium
$\nu(\text{O-H})$	3100 - 3650 cm^{-1}	weak	strong

4.5.1. ESPECTROSCOPIA ATR-FTIR E FT-RAMAN

Os espectros ATR-FTIR e FT-Raman foram obtidos na região espectral de 500 a 4000 cm^{-1} (Figuras 25, 28, 31, 34 e 37).

O objetivo deste estudo é sobretudo identificar na camarinha, os principais compostos existentes e os seus grupos funcionais, bem como a sua interação com a água. De acordo com a bibliografia consultada, parecem existir duas regiões que se destacam pela importância dos grupos funcionais que evidenciam e também pela presença da água e das interações desta com outros compostos (sobretudo entre a água e os grupos OH), são estas a região 1500 cm^{-1} a 1800 cm^{-1} e a região 2700 cm^{-1} a 3700 cm^{-1} .

4.5.1.1. ATR-FTIR, EFEITO DA CONSERVAÇÃO

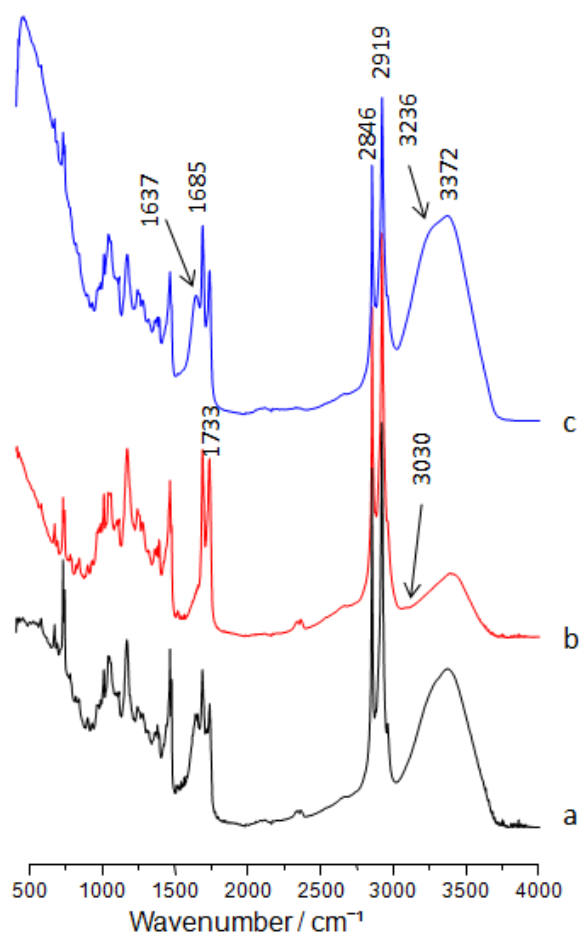


Figura 24: Espectros ATR-FTIR (500 a 4000 cm^{-1}) de bagas de camarinha conservadas a: a) temperatura ambiente; b) 4 °C; c) ultracongeladas.

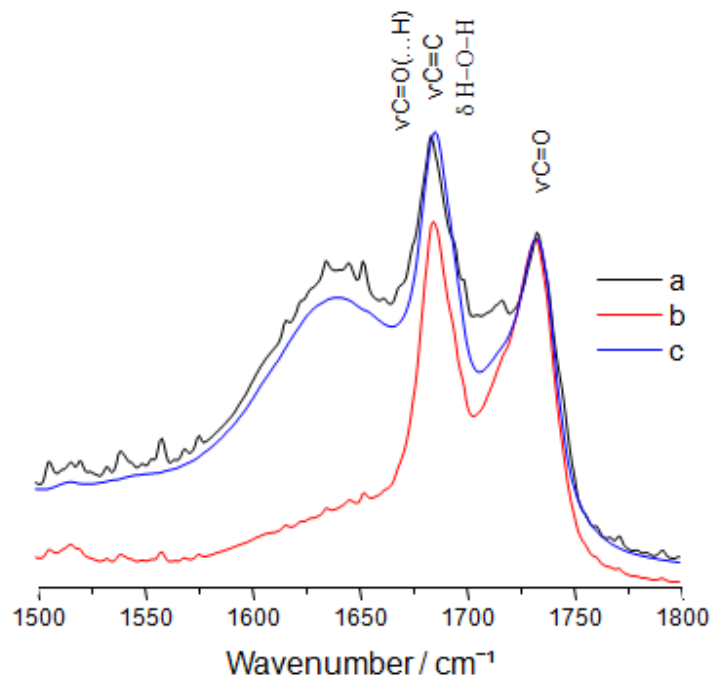


Figura 25: Espectros ATR-FTIR (1500 a 1800 cm^{-1}) de bagas de camarinha conservadas a: a) temperatura ambiente; b) 4 °C; c) ultracongeladas.

Como se pode observar na Figura 26 verificam-se bandas relativamente largas com máximos de absorvância a 1637 cm^{-1} , 1685 e 1733 cm^{-1} (Figura 25), esta é uma característica espectral atribuída ao modo de elongação C=O ($\nu\text{C}=\text{O}$), característico de ésteres, ácidos carboxílicos, cetonas e aldeídos, ao modo de deformação H–O–H ($\delta\text{H}_2\text{O}$), muito relacionada com a presença de água, e ao modo de elongação C=C ($\nu\text{C}=\text{C}$), característico de compostos aromáticos (HORIBA, 2004; ALLEN, 2013; DUBIS, DUBIS, & MORZYCKI, 1999).

Assumindo que a intensidade da banda associada à $\nu\text{C}=\text{O}$ se mantém no máximo da absorvância 1733 cm^{-1} (Figura 25) pode ser indicativo do aumento dos ácidos gordos insaturados e da $\delta(\text{H}_2\text{O})$, mas é devida principalmente ao contributo dos compostos aromáticos e das cetonas que se situam no máximo de absorvância 1685 cm^{-1} (Figura 25).

Seria espectável que a banda correspondente ao espectro da baga conservada a 4 °C se aproximasse mais da ultracongelada, porque são as que teriam sofrido menor desidratação, sendo que o máximo de absorvância a 1637 cm^{-1} (Figura 25) está associado à água livre.

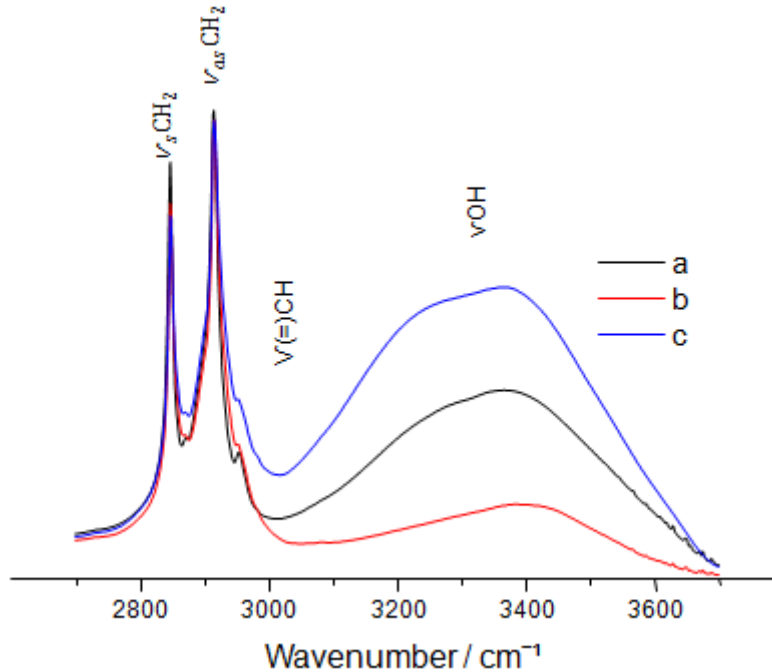


Figura 26: Espectros ATR-FTIR (2700 a 3700 cm^{-1}) de bagas de camarinha conservadas a: a) temperatura ambiente; b) 4 °C; c) ultracongeladas.

Na Figura 27 observam-se bandas relativamente largas com um máximo de absorvância a 2846 cm^{-1} , 2919 cm^{-1} , 3030 cm^{-1} , 3236 cm^{-1} e 3372 cm^{-1} (Figura 25).

Os máximos de absorção espectrais a 2846 cm^{-1} e 2919 cm^{-1} (Figura 25) poderão ser atribuídos às elongações simétrica e assimétrica dos osciladores CH_2 ($\nu_s \text{CH}_2$ e $\nu_{as} \text{CH}_2$, respetivamente) dos ácidos gordos presentes nas plantas.

O máximo de absorção espectral a 3030 cm^{-1} (Figura 25) pode ser atribuído às elongações C–H de grupos alcenos ($\nu=\text{CH}$), sendo indicativo da presença de ácidos gordos insaturados.

Os máximos de absorção espectrais a 3236 cm^{-1} e 3372 cm^{-1} (Figura 25) podem ser atribuídos ao νOH , que denota a presença de interações de moléculas de água com os hidratos de carbono ou compostos fenólicos, sendo frequentemente denominadas como água que não se encontra livre (disponível) pelas interações moleculares que estabelecem os grupos OH com as moléculas de água (HORIBA, 2004; ALLEN, 2013; DUBIS, DUBIS, & MORZYCKI, 1999) o que era espectável, visto nas análises de composição nutricional a água ser a principal componente das bagas de camarinha seguida dos hidratos de carbono e das fibras.

4.5.1.2. ATR-FTIR, EFEITO DA COR

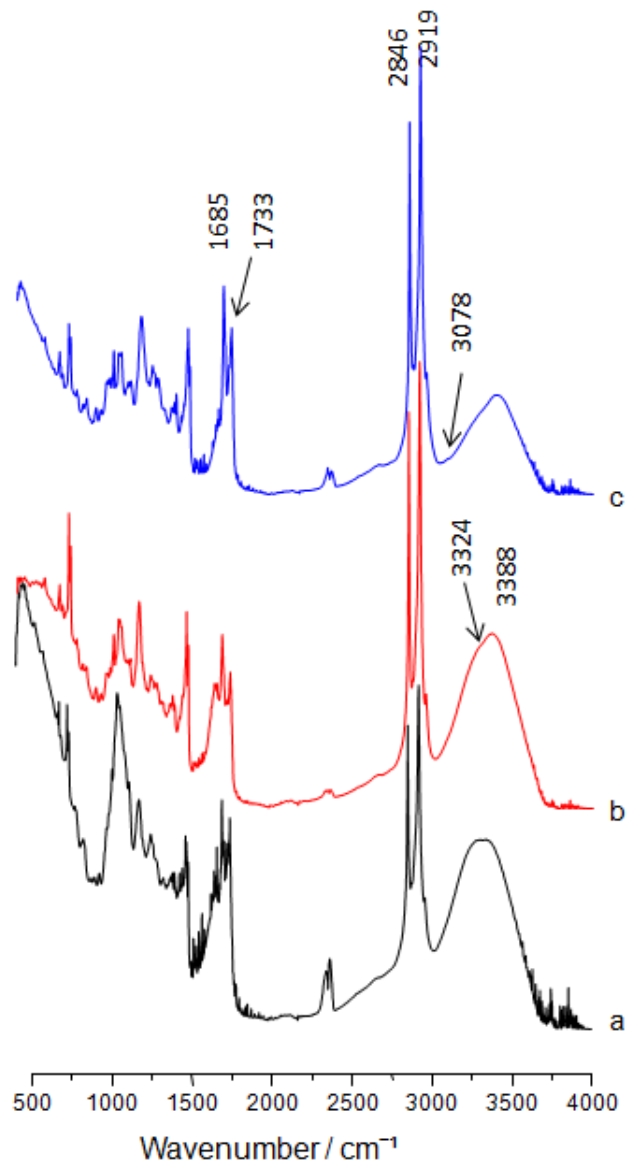


Figura 27: Espectros ATR-FTIR (500 a 4000cm⁻¹) de bagas de camarinha de cor: a) branca; b) rosa; c) translúcida.

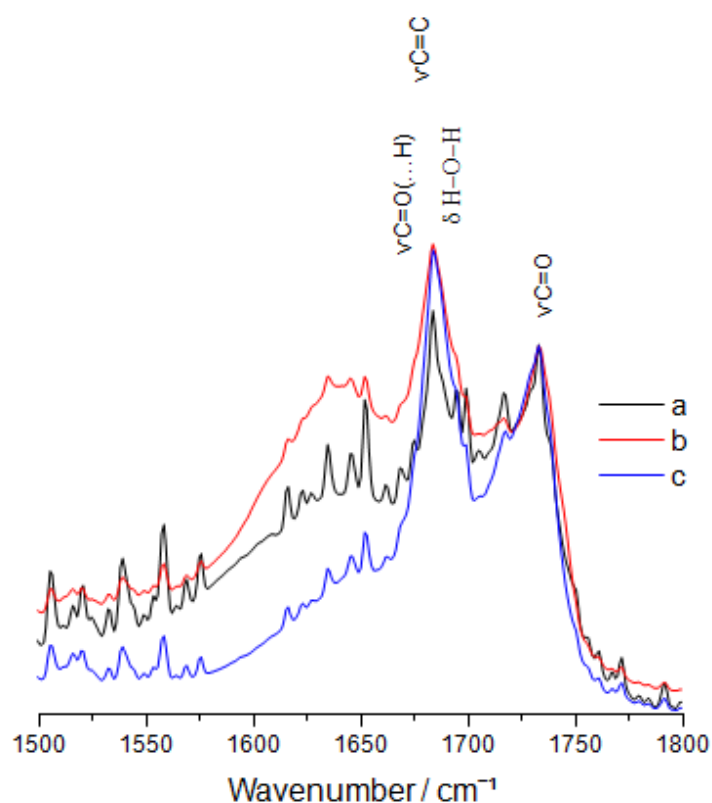


Figura 28: Espectros ATR-FTIR (1500 a 1800 cm^{-1}) de bagas de camarinha de cor: a) branca; b) rosa; c) translúcida.

Como se pode observar na Figura 29 verificam-se bandas relativamente largas com um máximo de absorvância a 1685 cm^{-1} e 1733 cm^{-1} (Figura 28), esta é uma característica espectral atribuída ao modo $\nu\text{C}=\text{O}$, característico de ésteres, ácidos carboxílicos, cetonas e aldeídos, ao modo de $\delta\text{H}_2\text{O}$, muito relacionada com a presença de água, e ao modo de $\nu\text{C}=\text{C}$, característico de compostos aromáticos (HORIBA, 2004; ALLEN, 2013; DUBIS, DUBIS, & MORZYCKI, 1999).

Assumindo que as três camarinhas analisadas não apresentam diferenças no que respeita ao teor de compostos contendo o grupo carbonilo (*i.e.*, assumindo que a intensidade da banda associada à $\nu\text{C}=\text{O}$ se mantém) no máximo da absorvância 1733 cm^{-1} (Figura 28) pode ser indicativo do aumento dos ácidos gordos insaturados e $\delta(\text{H}_2\text{O})$, mas é devida principalmente ao contributo dos compostos aromáticos e das cetonas que se situam no máximo de absorvância 1685 cm^{-1} (Figura 28).

Este comportamento era espectável visto que as bagas de cor rosa e translúcidas são as que se encontram num grau de maturação mais avançado, logo as que apresentam maior quantidade de compostos aromáticos.

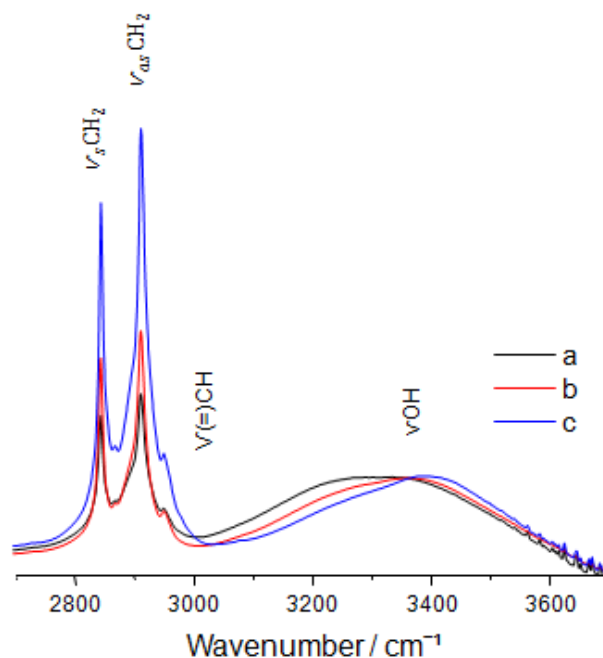


Figura 29: Espectros ATR-FTIR (2700 a 3700cm⁻¹) de bagas de camarinha de cor: a) branca; b) rosa; c) translúcida.

Na Figura 30 observam-se bandas relativamente largas com um máximo de absorvância a 2846 cm⁻¹, 2919 cm⁻¹, 3078 cm⁻¹, 3324 cm⁻¹ e 3388 cm⁻¹ (Figura 28).

Os máximos de absorção espectrais a 2846 cm⁻¹ e 2919 cm⁻¹ (Figura 28) poderão ser atribuídos às $\nu_s \text{CH}_2$ e $\nu_{as} \text{CH}_2$, respetivamente, correspondendo aos ácidos gordos presentes nas plantas.

O máximo de absorção espectral a 3078 cm⁻¹ (Figura 28) pode ser atribuído às $\nu(=)\text{CH}$ de grupos alcenos, sendo indicativo da presença de ácidos gordos insaturados.

Os máximos de absorção espectrais a 3324 cm⁻¹ e 3388 cm⁻¹ (Figura 28) podem ser atribuídos à νOH , que denota a presença de interações de moléculas de água com os hidratos de carbono ou compostos fenólicos (HORIBA, 2004; ALLEN, 2013; DUBIS, DUBIS, & MORZYCKI, 1999) o que é espectável, visto que se as bagas foram todas colhidas no mesmo dia, e foram todas colocadas no mesmo

tipo de conservação, as bagas rosas e translúcidas já estariam, no momento da colheita, num grau de maturação maior o que lhes confere maior quantidade de ácidos gordos.

4.5.1.3. ATR-FTIR DE FOLHAS

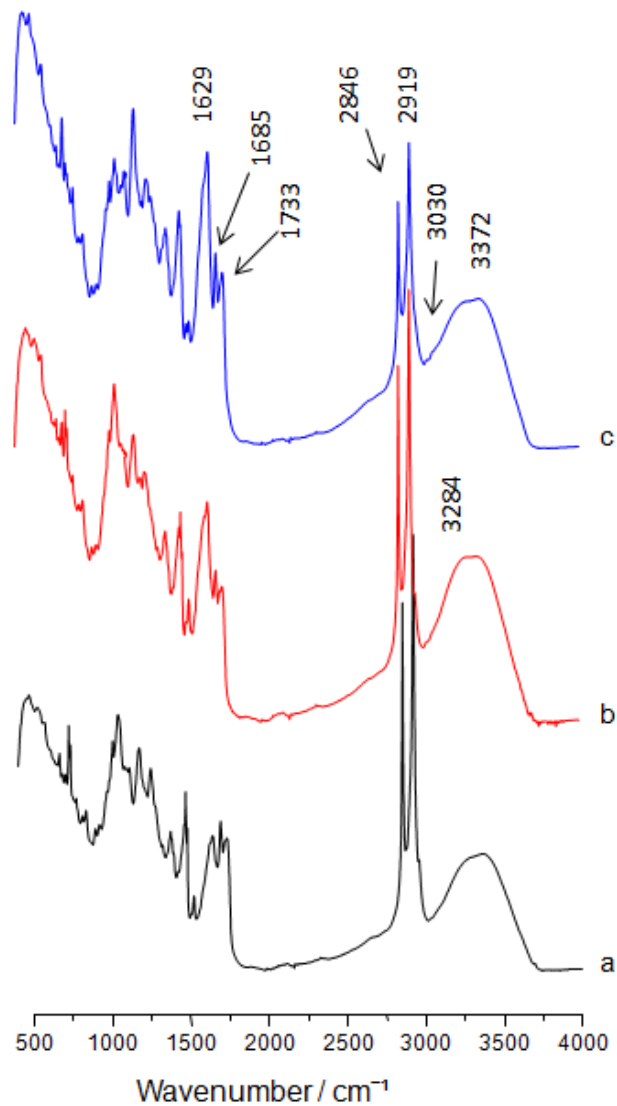


Figura 30: Espectros ATR-FTIR (500 a 4000cm⁻¹) de folhas de camarinha da: a) fêmea; b) macho; c) rebentos de toija.

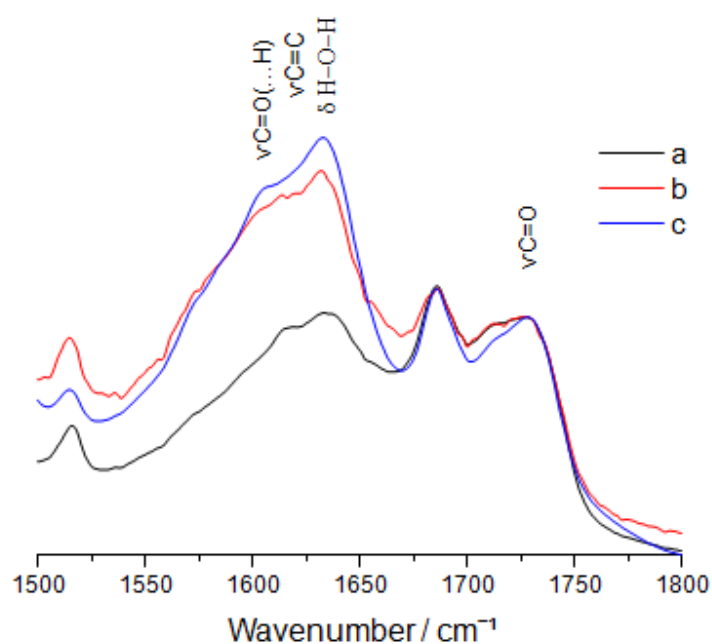


Figura 31: Espectros ATR-FTIR (1500 a 1800cm⁻¹) de folhas de camarinha da: a) fêmea; b) macho; c) rebentos de toija.

Como se pode observar na Figura 32 verificam-se bandas relativamente largas com um máximo de absorvância a 1629 cm⁻¹, 1685 e 1733 cm⁻¹ (Figura 31), esta é uma característica espectral atribuída ao modo vC=O, característico de ésteres, ácidos carboxílicos, cetonas e aldeídos, ao modo de delta HO₂, muito relacionada com a presença de água livre, e ao modo de vC=C, característico de compostos aromáticos (HORIBA, 2004; ALLEN, 2013; DUBIS, DUBIS, & MORZYCKI, 1999).

Assumindo que as folhas das três camarinhas analisadas não apresentam diferenças no que respeita ao teor de compostos contendo o grupo carbonilo (*i.e.*, assumindo que a intensidade da banda associada à vC=O se mantém) no máximo da absorvância 1733 cm⁻¹ (Figura 31) pode ser indicativo do aumento dos ácidos gordos insaturados e delta(H₂O), mas também e principalmente ao contributo dos compostos aromáticos e das cetonas que se situam no máximo de absorvância 1685 cm⁻¹ (Figura 31), o máximo da absorvância a 1629 cm⁻¹ (Figura 31) está associado à água livre.

Estes resultados estão de acordo com o espectável, uma vez que os rebentos de toija, por serem jovens e a planta investir no seu crescimento apresentarão mais compostos aromáticos e cetonas, o que é evidenciado pelo

cheiro forte a mel e característico dos rebentos jovens, sendo menos evidente nas plantas mais velhas. Por outro lado as folhas das camarinhas fêmea são as que apresentam menor quantidade destes compostos, pois à data da colheita a planta já tinha frutos, e aquando da frutificação as plantas “investem” tudo na produção de frutos.

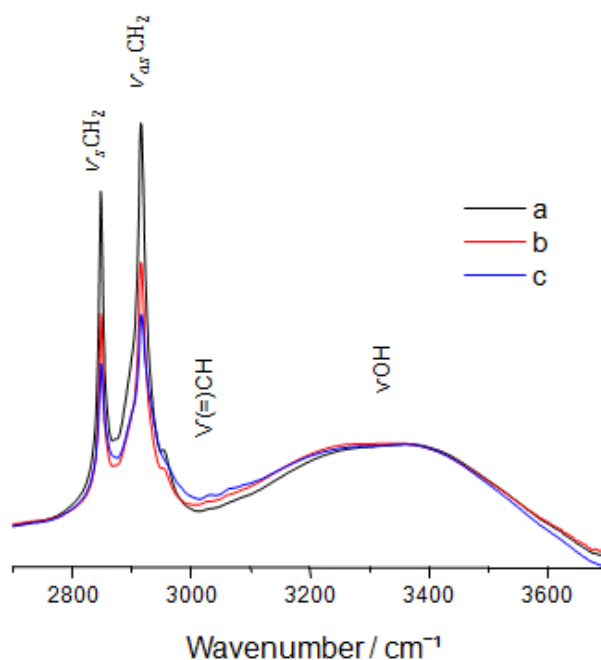


Figura 32: Espectros ATR-FTIR (2700 a 3700cm⁻¹) de folhas de camarinha da: a) fêmea; b) macho; c) rebentos de toija.

Na Figura 33 observam-se bandas relativamente largas com um máximo de absorvância a 2846 cm⁻¹, 2919 cm⁻¹, 3030 cm⁻¹, 3284 cm⁻¹ e 3372 cm⁻¹ (Figura 31).

Os máximos de absorção espectrais a 2846 cm⁻¹ e 2919 cm⁻¹ (Figura 31) poderão ser atribuídos às $\nu_s \text{CH}_2$ e $\nu_{as} \text{CH}_2$, respetivamente, correspondendo aos ácidos gordos presentes nas plantas.

O máximo de absorção espectral a 3030 cm⁻¹ (Figura 31) pode ser atribuído às $\nu=\text{CH}$ de grupos alcenos, sendo indicativo da presença de ácidos gordos insaturados.

Os máximos de absorção espectrais a 3284 cm⁻¹ e 3372 cm⁻¹ (Figura 31) podem ser atribuídos à νOH , que denota a presença de interações de moléculas de água com os hidratos de carbono ou compostos fenólicos (HORIBA, 2004;

ALLEN, 2013; DUBIS, DUBIS, & MORZYCKI, 1999) o que é espectável, visto as plantas mais velhas acumularem maior quantidade de ácidos gordos.

4.5.1.4. ATR-FTIR DE SEMENTES

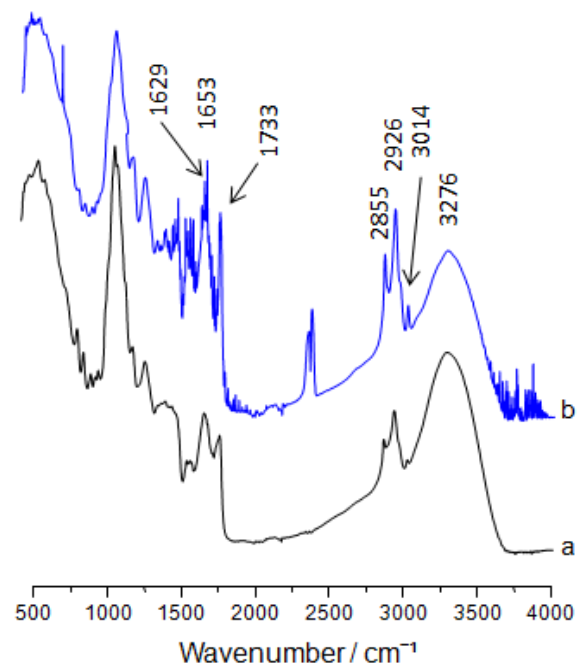


Figura 33: Espectros ATR-FTIR (500 a 4000cm⁻¹) de sementes de camarinha: a) liofilizada; b) ultracongelada.

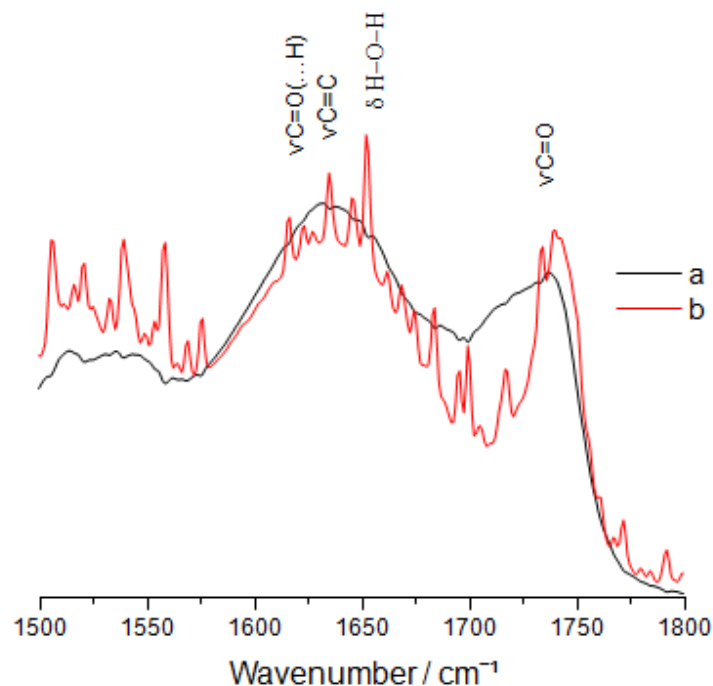


Figura 34: Espectros ATR-FTIR (1500 a 1800 cm^{-1}) de sementes de camarinha: a) liofilizada; b) ultracongelada.

Como se pode observar na Figura 35 verificam-se bandas relativamente largas com um máximo de absorvância a 1629 cm^{-1} , 1653 e 1733 cm^{-1} (Figura 34), esta é uma característica espectral atribuída à $\nu\text{C}=\text{O}$, característica de ésteres, ácidos carboxílicos, cetonas e aldeídos, ao modo de δHO_2 , muito relacionada com a presença de água, e também $\nu\text{C}=\text{C}$, característico de compostos aromáticos (HORIBA, 2004; ALLEN, 2013; DUBIS, DUBIS, & MORZYCKI, 1999).

Assumindo que as três camarinhas analisadas não apresentam diferenças no que respeita ao teor de compostos contendo o grupo carbonilo (*i.e.*, assumindo que a intensidade da banda associada à $\nu\text{C}=\text{O}$ se mantém) no máximo da absorvância 1733 cm^{-1} (Figura 34) pode ser indicativo do aumento dos ácidos gordos insaturados e $\delta(\text{H}_2\text{O})$, mas é sobretudo devida ao contributo dos compostos aromáticos e das cetonas que se situam no máximo de absorvância 1653 cm^{-1} (Figura 34).

Este comportamento era espectável visto que as sementes ao serem liofilizadas vão perder alguma água livre, embora a cutícula das sementes seja muito resistente não permitindo grandes trocas de água entre o exterior e o interior, daí a germinação ser difícil e melhorada quando a cutícula é degradada.

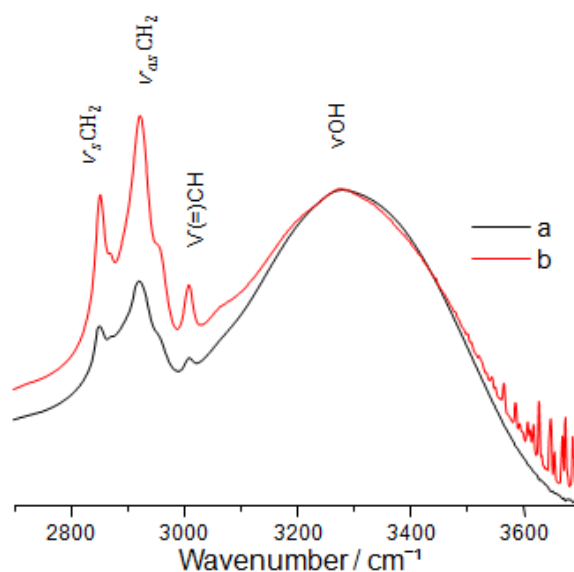


Figura 35: Espectros ATR-FTIR (2700 a 3700 cm^{-1}) de sementes de camarinha: a) liofilizada; b) ultracongelada.

Como se pode verificar na Figura 36 observam-se bandas relativamente largas com um máximo de absorvância a 2855 cm^{-1} , 2926 cm^{-1} , 3014 cm^{-1} , e 3276 cm^{-1} (Figura 34).

Os máximos de absorção espectrais a 2855 cm^{-1} e 2926 cm^{-1} (Figura 34) poderão ser atribuídos às $\nu_s \text{CH}_2$ e $\nu_{as} \text{CH}_2$, respetivamente, correspondendo aos ácidos gordos presentes nas plantas.

O máximo de absorção espectral a 3014 cm^{-1} (Figura 34) pode ser atribuído à $\nu=\text{CH}$ de grupos alcenos, sendo indicativo da presença de ácidos gordos insaturados.

O máximo de absorção espectral a 3276 cm^{-1} (Figura 34) pode ser atribuído à νOH , que denota a presença de interações de moléculas de água com os hidratos de carbono ou compostos fenólicos (HORIBA, 2004; ALLEN, 2013; DUBIS, DUBIS, & MORZYCKI, 1999).

Este resultado não seria o esperado, pois sendo a liofilização um processo de sublimação da água a baixas temperaturas seria expectável que a concentração dos ácidos gordos aumentasse nas sementes liofilizadas, tendo acontecido o inverso.

4.5.1.5. ATR-FTIR vs FT-RAMAN BAGAS DE CAMARINHA ULTRACONGELADAS

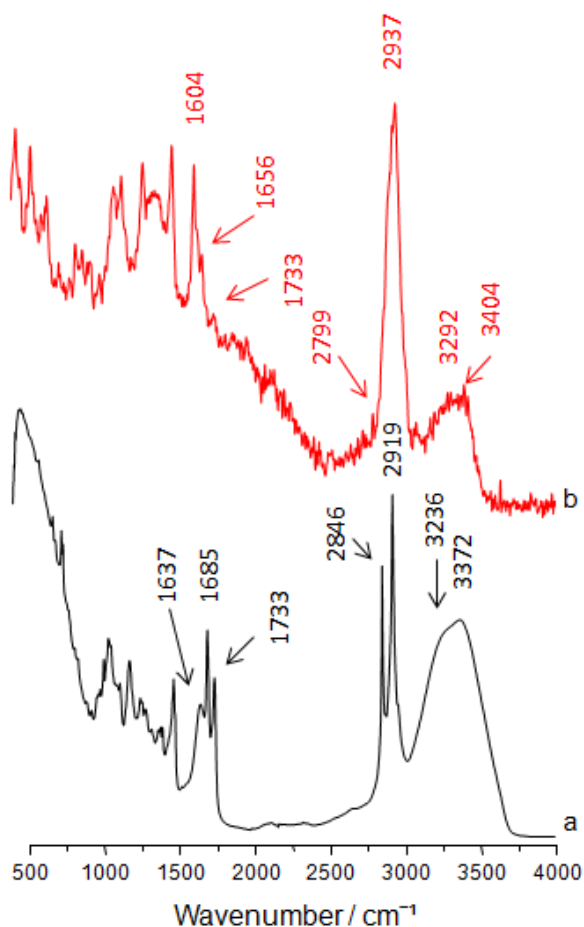


Figura 36: Comparação entre espectros ATR-FTIR e FT-Raman, de bagas de camarinha ultracongelada, na região espectral de 500 cm⁻¹ a 4000cm⁻¹: a) ATR-FTIR; b) FT-Raman.

Como se pode observar na Figura 37 verificam-se bandas relativamente largas com um máximo de absorvância a 1637 e 1685 cm⁻¹ no ATR-FTIR e dois picos a 1604 cm⁻¹ e 1656 cm⁻¹ no espectro FT-Raman evidenciando o modo de $\delta\text{H}_2\text{O}$, muito relacionada com a presença de água assim como a existência $\nu\text{C}=\text{O}$ e a $\nu\text{C}=\text{C}$ atribuídos à existência de compostos como os ésteres, ácidos carboxílicos, cetonas e compostos aromáticos, no espectro ATR-FTIR.

É também evidente uma banda com o máximo de absorvância a 1733cm⁻¹ assim como um pico no espectro de FT-Raman denotando a existência de $\nu\text{C}=\text{O}$ (HORIBA, 2004; ALLEN, 2013; DUBIS, DUBIS, & MORZYCKI, 1999).

Os máximos de absorção no ATR-FTIR que ocorrem a 2846cm^{-1} e 2919cm^{-1} e aos picos 2799 cm^{-1} e 2937 cm^{-1} no espectro FT-Raman poderão ser atribuídos à $\nu_s\text{ CH}_2$ e à $\nu_{as}\text{ CH}_2$ dos ácidos gordos constituintes das plantas.

O máximo de absorção a 3236 cm^{-1} e 3372 cm^{-1} no ATR-FTIR e os picos 3292 cm^{-1} e 3404 cm^{-1} no espectro de FT-Raman podem ser atribuídos ao νOH , dos hidratos de carbono e compostos fenólicos. (HORIBA, 2004; ALLEN, 2013; DUBIS, DUBIS, & MORZYCKI, 1999).

5. CONCLUSÃO

Neste trabalho estudou-se a micro e macro propagação da camarinha, com vista à possibilidade futura desta planta poder integrar programas de melhoramento e valorização. Outros objetivos envolveram a caracterização físico-química e estrutural (técnicas espectroscópicas ATR-FTIR e FT-Raman) e estudo de métodos de conservação e mudança de cor das bagas de camarinha.

No estabelecimento *ex vitro* por estacaria os melhores resultados foram obtidos em substrato pertite e sem recurso a hormona. Estas condições também conduziram, a uma maior percentagem de estacas sobreviventes ainda não enraizadas. No estabelecimento de sementes, a melhor taxa de germinação ocorreu em substrato orgânico quando se utilizaram sementes colhidas após fogo.

A sobrevivência e boa adaptação da planta macho veio comprovar que esta é facilmente convertida em planta ornamental.

No estabelecimento *in vitro* de sementes de camarinha verificou-se um número relativamente baixo de germinações. No entanto 50 % das sementes ainda se encontram viáveis pelo que ainda poderão vir a germinar. Nos dois ensaios de estabelecimento de ápices e segmentos nodais não se conseguiu estabelecer a camarinha *in vitro*.

As características biométricas das bagas de camarinha em estudo apresentam um peso médio de 0,31 g e um diâmetro medio de 9,17 mm por boga.

Na caracterização físico química da camarinha verificou-se que as bagas apresentam um certo grau de acidez (pH de 2,92 para as amostras conservadas a 4 °C e de 2,89 para as amostras conservadas à temperatura ambiente), um teor de sólidos solúveis totais de 7,0 °Brix para as amostras conservadas a 4 °C e de 8,0 °Brix para as amostras conservadas à temperatura ambiente e uma dureza de 1195,7 g para as bagas conservadas à temperatura ambiente e de 938,9 g para as bagas conservadas a 4 °C. Estes valores são semelhantes aos encontrados na bibliografia para aos pequenos frutos.

Relativamente à caracterização da cor, as camarinhas apresentavam uma cor clara ($L^* = 80,0$ nas amostras conservadas à temperatura ambiente e $L^* = 77,8$ nas amostras conservadas a 4 °C) e tonalidade amarelada. A atividade da água foi de 0,62.

A caracterização nutricional confirmou que as bagas de camarinha eram constituídas sobretudo por água (84,79 %), por hidratos de carbono (44,56 % (base seca)) e fibras (42,68 % (base seca)). As análises espectroscópicas ATR-FTIR e de FT-Raman, confirmaram que as folhas e bagas de camarinha são extremamente ricas em água, mesmo sendo uma planta que cresce em meios pobres e em condições de stress hídrico. Confirmou-se ainda que tanto as bagas como as folhas são ricas em fibras, hidratos de carbono e compostos fenólicos, entre outros.

Nos ensaios de conservação das bagas de camarinha verificou-se que os tempos de conservação para consumo da camarinha conservada à temperatura ambiente e refrigerada foram, respetivamente, de duas semanas e quatro semanas. A conservação em vácuo não se revelou muito eficaz, sendo uma técnica mais promissora se o objetivo for uma rápida mudança na cor da baga.

A confeção de geleia e de camarinha em calda revelou ser de fácil execução, e esta utilização é atualmente um dos principais impulsionadores da utilização das bagas de camarinha com a exceção do consumo da baga em fresco.

6. BIBLIOGRAFIA

- A SENHORA DO MONTE. (02 de 08 de 2018). *Camarinha, uma baga que poucos conhecem*. Obtido de Senhora do Monte: <https://asenhoradomonte.com/2016/09/09/camarinha-uma-baga-que-poucos-conhecem/>
- ALLAN, P. (1981). PLANT PROPAGATION THROUGH TISSUE CULTURE. South African Avocado Growers' Association Yearbook 1981. 4:22-26.
- ALLEN. (17 de 01 de 2013). *Department os Chemistry*. Obtido em 06 de 07 de 2018, de University of Wisconsin-Madison: <https://www.chem.wisc.edu/deptfiles/OrgLab/handouts/Simplified%20IR%20Correlation%20Chart.pdf>
- ALVES, C. F. (2013). *Melhoramento genético vegetal*. EBAH, disponível em: <http://www.ebah.pt/content/ABAAAwG4AC/melhoramento-genetico-vegetal?part=2>.
- ALVES, L. (02 de 08 de 2018). *Camarinha*. Obtido de Plantas aromáticas, medicinais e condimentares: <http://cantinhodasaromaticas.blogspot.com/2009/08/camarinha.html>
- ANDRADE, M. W., LUZ, J. M., LACERDA, A. S., & MELO, P. R. (2000). MICROPROPAGAÇÃO DA AROEIRA (*Myracrodruon urundeuva* Fr. All). Lavras: Ciênc. agrotec., Lavras, v.24, n.1, p.174-180, jan./mar., 2000. Obtido de Ciênc. agrotec., Lavras, v.24, n.1, p.174-180, jan./mar.,.
- ANDRADE, S. C. (2016). *ESTUDO DAS PROPRIEDADES FÍSICO-QUÍMICAS E AVALIAÇÃO DE COMPOSTOS BIOATIVOS EM CAMARINHAS (COREMA ALBUM L. D. DON)*. Obtido de IPV, Escola Superior Agrária de Viseu, Dissertação Mestrado em Qualidade e Tecnologia Alimentar: http://repositorio.ipv.pt/bitstream/10400.19/3312/1/ANDRADE%2C%20S%C3%B3nia%20da%20Concei%C3%A7%C3%A3o_Estudo%20das%20propriedades%20f%C3%ADsico-qu%C3%ADmicas%20e%20avalia%C3%A7%C3%A3o%20de%20compostos%20bioativos%20em%20camarinhas%20%28Corema%20Album%20L
- ANDRADE, S. R. (2002). *Princípios da Cultura de Tecidos Vegetais*. Obtido em 06 de 06 de 2018, de Princípios da Cultura de Tecidos Vegetais, Embrapa, Documentos 58: <https://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/bitstream/doc/546466/1/doc58.pdf>
- ARAÚJO, P. V., CARAPETO, A., CLAMOTE, F., PORTO, M., GOMES, C. T., HOLYOAK, D. T., . . . ALMEIDA, J. D. (02 de 08 de 2018). *Corema album (L.) D.Don - mapa de distribuição*. Obtido de Flora-On: Flora de Portugal Interactiva, Sociedade Portuguesa de Botânica: <http://flora-on.pt/index.php?q=Corema>
- ASSEMBLEIA LEGISLATIVA. (2012). Decreto Legislativo Regional n.o 15/2012/A. *Diário da República, 1.a série — N.o 66 — 2 de abril de 2012, 1625-1713.*

- BESPALHOK, GUERRA, & OLIVEIRA. (2006). *DOMESTICAÇÃO DAS PLANTAS CULTIVADAS* 2. Obtido em 30 de 05 de 2018, de <http://www.bespa.agrarias.ufpr.br/paginas/livro/capitulo%202.pdf>
- BRAGA, V. I. (02 de 08 de 2018). *Pesquisa aprova sensor para medidas de atividade de água*. Obtido de Jornal da Unicamp: http://www.unicamp.br/unicamp/sites/default/files/jornal/paginas/ju_653_pagina_cor_08_web.pdf
- BRAUN-BLANQUET, J. (1979). *Fitosociologia. Base para el estudio de las comunidades vegetales*. Madrid: H. Blum.
- BROWN, T. A., JONES, M. K., POWELL, W., & ALLABY, R. G. (2008). The complex origins of domesticated crops in the Fertile Crescen. *BROWN, Terence A.; JONES, Martin K.; POWELL, Wayne; ALLABY, Robin G.* Elsevier, Cel Press.
- CABRAL, G. B., PIRES, M. V., LACERDA, A. L., & CARNEIRO, V. T. (2003). *Introdução in vitro, micropropagação e conservação de plantas de Brachiaria sp.* Brasília: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia.
- CALVINÕ-CANCELA, M. (2005). FRUIT CONSUMERS AND SEED DISPERSERS OF THE RARE SHRUB COREMA ALBUM, EMPETRACEAE IN COASTAL SAND DUNES. *Revue d'Écologie - 2005 N°2*, 97-106.
- CAMPBELL, N. A., REECE, J. B., URRY, L. A., CAIN, M. L., WASSERMAN, S. A., MINORSKY, P. V., & JACKSON, R. B. (2008). *Biology*. USA: Pearson International Edition.
- CANHOTO, J. M. (2010). *Biotecnologia Vegetal da Clonagem de Plantas à Transformação Genética*. Obtido em 27 de 05 de 2018, de Google Livros: https://books.google.pt/books?id=WRnwnvqkiu8C&pg=PA33&lpg=PA33&dq=Biogoogle+doc+tecnologia+Vegetal+da+Clonagem+de+Plantas+%C3%A0+Transforma%C3%A7%C3%A3o+Gen%C3%A9tica&source=bl&ots=OTCUD46mMr&sig=DqqAzaQYb4XHU4HS_1vShHbxccl&hl=pt-PT&sa=X&ved=0ahUKEwi0yuD0
- CASTROVIEJO, S., LAÍNIZ, M., LÓPEZ-GONZÁLEZ, G., MONTSERRAT, P., MUÑOZ GARMENDIA, F., PAIVA, J., & VILLAR, L. (2003). *Flora Iberica; Plantas Vasculares de la Peninsula Iberica e Islas Baleares*. Madrid: INSTITUTO BIBLIOGRÁFICO HISPÁNICO; CRUCIFERAE-MONOTROPACEAE; Vol. IV; REAL JARDÍN BOTÁNICO, CSIC p 524-526.
- CEE. (21 de 05 de 1992). DIRETIVA 92/43/CEE DO CONSELHO relativa à preservação dos habitats naturais e da fauna e da flora selvagens. Serviço das Publicações Oficiais das Comunidades Europeias.
- CHAWLA, H. S. (2009). *Introduction to plant biotechnology*, 3rd ed. Science Publis, disponível em: <https://books.google.pt/books?id=RgQLISN8zT8C&printsec=frontcover&hl=pt-PT#v=onepage&q&f=false>.

- CHRYSTELLO, C. (02 de 08 de 2018). *Curiosidades nas falas açorianas*, J.m. Soares de Barcelos. Obtido de <https://blog.lusofonias.net/?p=29054>
- CLAVIJO, A., DÍAZ BARRADAS, M. C., ZUNZUNEGUI, M., AIN-LHOUT, F., ALVAREZ CANSINO, L., CORREIA, O., & GARCÍA NOVO, F. (2003). *A conservação de Corema album no litoral atlântico da península ibérica ; a influência de dispersores animais na regeneração natural*. Obtido de Research Gate: https://www.researchgate.net/publication/257771013_A_conservacao_de_Corema_album_no_litoral_atlantico_da_peninsula_iberica_a_influencia_de_dispersores_animais_na_regeneracao_natural?enrichId=rgreq-26a4670c5c3bd18913f196cbe1bc9c17-XXX&enrichSource=Y292ZXJQ
- CMA. (2007). *Almada Informa, Ambiente*. Obtido em 10 de 07 de 2018, de Câmara Municipal de Almada: http://www.m-almada.pt/portal/page/portal/AMBIENTE/AMB_NAT_BIO/?amb=0&ambiente_ambiente_bio=14101240&cboui=14101240
- CÓDIGO POSTAL. (02 de 08 de 2018). *Código Postal*. Obtido de Código Postal: <https://www.codigo-postal.pt/>
- COSTA, A. J., & MELO, A. S. (1977). In A. J. COSTA, & A. S. MELO, *Dicionário da Língua Portuguesa 5ª Edição* (p. 253). Porto: Porto Editora.
- COSTA, J. C. (2001). Tipos de vegetação e adaptações das plantas do litoral de Portugal continental. In Albergaria Moreira, M.E., A. Casal Moura, H.M. Granja & F. Noronha (ed.) *Homenagem (in honorio) Professor Doutor Soares de Carvalho: 283-299*; Braga; Universidade do Minho.
- COSTA, M. (2004). *Técnicas de Propagação e Cultivo de Espécies Autóctones*. Ministério da Agricultura do Desenvolvimento rural e das Pescas.
- DANNER, M. (2008). *MÉTODOS DE MELHORAMENTO DE PLANTAS DE PROPAGAÇÃO ASSEXUADA*. Obtido em 30 de 05 de 2018, de <http://www.bespa.agrarias.ufpr.br/paginas/livro/Texto%20resumo%20melhoramento%20fruteiras.pdf>
- DAS, M., & MANNA, K. (2015). Chalcone Scaffold in Anticancer Armamentarium: A Molecular Insight. *Journal of Toxicology*. India: Hindawi Publishing Corporation, Volume 2016, Article ID 7651047, 14 pages.
- DEMNICIS, B. B., VIEIRA, H. D., ARAÚJO, S. A., JARDIM, J., PÁDUA, F., & CHAMBELA Neto, A. (2009). DISPERSÃO NATURAL DE SEMENTES: IMPORTÂNCIA, CLASSIFICAÇÃO E SUA DINÂMICA NAS PASTAGENS TROPICAIS. Brasil: *Archivos de zootecnia* vol. 58(R).
- DUBIS, E. N., DUBIS, A. T., & MORZYCKI, J. W. (01 de 1999). *Comparative analysis of plant cuticular waxes using HATR FT-IR reflection technique*. Obtido em 06 de 07 de 2018, de Elsevier, Science Direct: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S002228609900157X>

- DUBIS, E. N., DUBIS, A. T., & MORZYCKI, J. W. (01 de 1999). *Comparative analysis of plant cuticular waxes using HATR FT-IR reflection technique*. Obtido em 06 de 07 de 2018, de Elsevier, Science Direct: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S002228609900157X>
- EMBRAPA. (12 de 2005). *Sistema de Produção de Ameixa Européia*. Obtido de Embrapa, Uva e Vinho Sistema de Produção, 7, ISSN 1678-8761 Versão Eletrônica: <https://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Ameixa/AmeixaEuropeia/colheita.htm>
- ERIG, A. C., & SCHUCH, M. W. (2005). Micropropagação fotoautotrófica e uso da luz natural. Santa Maria: Ciência Rural, v.35, n.4, jul-ago, 2005.
- ERIKSSON, G., EKBERG, I., & CLAPHAM, D. (2006). An introduction to forest genetics. Uppsala, Disponível online em : http://plantbio.vbsg.slu.se/webb/forgen/Forest_Genetics.pdf.
- FAO. (29 de 06 de 2017). *Food and Agriculture Organization (FAO)*. Obtido em 06 de 06 de 2018, de FAO Brasil, Representante da FAO Brasil apresenta cenário da demanda por alimentos: <http://www.fao.org/brasil/noticias/detail-events/en/c/901168/>
- FAO. (2018). *Food and Agriculture Organization (FAO)*. Obtido em 07 de 06 de 2018, de FAO - Notícias: 2050: A escassez de água em várias partes do mundo ameaça a segurança alimentar e os meios de subsistência: <http://www.fao.org/news/story/pt/item/283456/icode/>
- FARIA, D. L., AFONSO, M. C., & EDWARDS, H. G. (2002). Espectroscopia Raman: Uma Nova Luz no Estudo de Bens Culturais. São Paulo, Brasil: Rev. do Museu de Arqueologia e Etnologia, São Paulo, 12: 249-267.
- FLORESTAR.NET. (02 de 08 de 2018). *Camarinha - Corema album*. Obtido de florestar.net: <http://www.florestar.net/camarinha/camarinha.html>
- FONTANA, A. J. (1998). WATER ACTIVITY: WHY IT IS IMPORTANT FOR FOOD SAFETY. *Presented at the First NSF International Conference on Food Safety, November 16-18, 1998, Albuquerque, NM*. Albuquerque, EUA: Decagon Devices, Inc, Pullman, Washington 99163.
- FRANZIN, S. M., & ROVERSI, T. (2002). *O que é vigor de sementes?* Obtido em 29 de 05 de 2018, de <http://coral.ufsm.br/sementes/images/vigor.pdf>
- FTIR. (2016). *ESPECTROMETRIA NO INFRAVERMELHO (FTIR)*. Obtido em 30 de 05 de 2018, de Espectrometria no Infravermelho (FTIR) Ficha técnica do equipamento Shimadzu IR Affinity-1 Spectrometer (espectrômetro com transformada de Fourier - FTIR): https://edisciplinas.usp.br/pluginfile.php/2716847/mod_resource/content/2/Roteiro_FTIR%202016.pdf

- FULLER, D. Q. (2007). Contrasting Patterns in Crop Domestication and Domestication Rates: Recent Archaeobotanical Insights from the Old World. *Annals of Botany* 100: 903–924, 2007; oxford journals.
- GAMA, A. (Setembro/Outubro de 2009). Camarinha, o arbusto adornado de pérolas. *QUERCUS Ambiente*, nº 37, p. 26.
- GAUTHERET, R. (1959). *La Culture des Tissus Végétaux, Techniques et Réalisations*. Paris: Masson ed.
- GIL-LÓPEZ, M. J. (2011). ETNOBOTÁNICA DE LA CAMARINA (COREMA ALBUM, EMPETRACEAE) EN CÁDIZ. *Acta Botanica Malacina* 36, 137-144.
- GUILHERME, S. R., & RODRIGUES, C. S. (2014). *Síndrome da Domesticação das Plantas Cultivadas*. Obtido em 30 de 05 de 2018, de https://www.researchgate.net/publication/281006047_Sindrome_da_Domesticacao_das_Plantas_Cultivadas?enrichId=rgreq-3d381dc709f9c009513a955727878699-XXX&enrichSource=Y292ZXJQYWdIOzI4MTAwNjA0NztBUzoyNjMxODE5NTIwOTAxMTJAMTQzOTc1ODg3NTkzMzQ%3D%3D&el=1_x_2&_esc=
- HERRERA, C. M. (1987). Vertebrate-Dispersed Plants of the Iberian Peninsula: A Study of Fruit Characteristics. *ESA, Ecological Society of America*. Ecological Monographs, Vol. 57, No. 4 (Dec., 1987), pp. 305-331.
- HORIBA, J. Y. (12 de 06 de 2004). *Raman Data and Analysis - Raman Bands, Raman Spectroscopy for Analysis and Monitoring Explained*. Obtido em 07 de 06 de 2018, de <https://pt.scribd.com/document/48346821/Raman-bands>
- ICNF. (2012). *Diretiva Habitats*. Obtido em 05 de 08 de 2018, de ICNF - Instituto da Conservação da Natureza e das Florestas: <http://www2.icnf.pt/portal/pn/biodiversidade/rn2000/dir-ave-habit/dir-q-sao>
- INFOPÉDIA. (s.d.). *Camarinha*. Obtido em 15 de 07 de 2018, de Infopédia: <https://www.infopedia.pt/dicionarios/lingua-portuguesa-aa/camarinha>
- JARDIM, C., MACEDO, D., FIGUEIRA, I., DOBSON, G., MACDOUGALL, G. J., STEWART, D., . . . SANTOS, C. N. (2017). (Poly)phenol metabolites from *Arbutus unedo* leaves protect yeast from oxidative injury by activation of antioxidant and protein clearance pathways. *Journal of Functional Foods*. Elsevier Ltd., *Journal of Functional Foods* 32 (2017) 333–346.
- KINUPP, V. F. (2007). *PLANTAS ALIMENTÍCIAS NÃO-CONVENCIONAIS DA REGIÃO METROPOLITANA DE PORTO ALEGRE, RS*. Obtido em 04 de 06 de 2018, de Digital Repository, Universidade Federal do Rio Grande do Sul (UFRGS): <http://www.lume.ufrgs.br/handle/10183/12870>
- KRON, K. A., JUDD, W. S., STEVENS, P. F., CRAYN, D. M., ANDERBERG, A. A., GADEK, P. A., . . . LUTEYN, J. L. (2002). Phylogenetic Classification of Ericaceae: Molecular and Morphological Evidence. *The Botanical Review* 68(3), 335-423.

- LÉON-GONZALEZ, A. J., MATEOS, R., RAMOS, S., MARTÍN, M. A., SARRIÁ, B., MARTÍN-CORDERO, C., . . . GOYA, L. (2012). Chemo-protective activity and characterization of phenolic extracts from *Corema album*. *Food Research International*. Elsevier Ltd., *Food Research International* 49 (2012) 728–738,.
- LÉON-GONZALEZ, A. J., TRUCHADO, P., TOMÁS-BARBERÁN, F. A., LÓPEZ-LÁZARO, M., BARRADAS, M. C., & MARTÍN-CORDERO, C. (2013). Phenolic acids, flavonols and anthocyanins in *Corema album* (L.) D. Don berries. *Journal of Food Composition and Analysis*. Elsevier Inc., *Journal of Food Composition and Analysis* 29 (2013) 58–63.
- LIMA, M. A., OLIVEIRA, P. B., VASCONCELOS, L. T., & RAMALHO, J. (2018). Camarinha – divulgar um recurso silvestre da nossa zona costeira. *Valorização da Camarinha, INIAV, Dossier Técnico*, 30-32.
- LOUSÃ, M., MONTEIRO, A., SANTO, D. E., SOUSA, E., & COSTA, J. C. (14 de 02 de 2007). DISCIPLINA DE BIOLOGIA; MÓDULO de BOTÂNICA; Manual de Teóricas e Práticas. Lisboa: Instituto Superior de Agronomia, UNIVERSIDADE TÉCNICA DE LISBOA.
- LOZANO, J. E. (2006). *Fruit manufacturing: Scientific basis, engineering properties, and deteriorative reactions of technological importance*. Obtido de Google Livros: https://books.google.pt/books?redir_esc=y&hl=pt-PT&id=SoiEgjFMTjYC&q=comes#v=snippet&q=carbohydrates&f=false
- M., O. (2004). *Medronheiro*. Obtido em 24 de 04 de 2017, de Árvores e Arbustos de Portugal: <http://arvoresdeportugal.free.fr/IndexArborem/Ficha%20MedronheiroArbutusunedo.htm>
- MACEDO, D., TAVARES, L., MCDUGALL, G. J., MIRANDA, H. V., STEWART, D., FERREIRA, R. B., . . . SANTOS, C. N. (2015). (Poly)phenols protect from α -synuclein toxicity by reducing oxidative stress and promoting autophagy. *Human Molecular Genetics*, *Volume 24, Issue 6, 15 March 2015, Pages 1717–1732*. Oxford Academic,.
- MALAJOVICH, M. A. (2013). *Micropropagação*. Obtido em 29 de 05 de 2018, de <http://www.bteduc.bio.br>
- MEDEIROS, A. R. (2009). Uso de ATR/FTIR e FTNIR associado a técnicas quimiométricas para quantificação de aditivos em gasolina automotiva. Brasília: Universidade de Brasília, Instituto de Química.
- MOREIRA DA SILVA, A. (2010). Food products that help to promote human health. In R. P. GUINE, *Food, Diet and Health: Past, Present and Future Tendencies* (pp. 137-193).
- MOREIRA, P. M., & PEGO, S. (2003). Pre-breeding evaluation of maize germplasm. The case of a Portuguese open-pollinated variety", International Symposium on Plant Breeding, In Arnel R. Hallauer International Symposium on Plant Breeding, Mexico City, Me.

- MURASHIGE, T. (1974). *PLANT PROPAGATION THROUGH TISSUE CULTURE*. In: Allan, Peter. "PLANT PROPAGATION THROUGH TISSUE CULTURE." South African Avocado Growers' Association Yearbook 1981. 4:22-26, 1981.
- MURASHIGE, T., & SKOOG, F. (1962). A Revised Medium for Rapid Growth and Biomass With Tobacco Cultures. *Physiol Plant* 15, 473-497.
- OLIVEIRA, P. B., & DALE, A. (13 de 07 de 2012). *Corema album (L.) D. Don, the white crowsberry – a new crop*. Obtido em 15 de 07 de 2018, de <https://content.iospress.com/download/journal-of-berry-research/jbr033?id=journal-of-berry-research%2Fjbr033>
- OLIVEIRA, P. B., VALDIVIESSO, T., TRINDADE, C. S., EVARISTO, I., NÓBRGA, F., LIMA, A. A., & SILVA, A. R. (2016). *Os primeiros passos na investigação em corema album (camarinha)*. Obtido de VIDA RURAL, Dossier Técnico: http://www.inia.vpt/fotos/editor2/primeiros_passos_investigacao_em_camarinha.pdf
- OLIVEIRA, R. A., & SILVA, A. P. (2014). William Herschel, os raios invisíveis e as primeiras ideias sobre radiação infravermelha. *Revista Brasileira de Ensino de Física*, v. 36; nº4, 4603.
- ORIGUINLAB. (s.d.). OriginLab, Northampton, MA.
- PEREIRA, L. A., & BIANCHETTI, A. (1977). FATORES QUE AFETAM A VIABILIDADE DAS SEMENTES. LONDRINA - PARANÁ: CENTRO NACIONAL DE PESQUISA DE SOJA - EMBRAPA, BOLETIM TECNICO Nº2.
- PIMPÃO, R. C., DEW, T., OLIVEIRA, P. B., WILLIAMSON, G., FERREIRA, R. B., & SANTOS, C. N. (2013). Analysis of Phenolic Compounds in Portuguese Wild and Commercial Berries after Multienzyme Hydrolysis. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. ACS Publications.
- REBOUÇAS, A. C. (13 de 01 de 2005). *Água e desenvolvimento rural*. Obtido em 07 de 06 de 2018, de <http://www.scielo.br/pdf/ea/v15n43/v15n43a24.pdf>
- RODRIGUES, A. D., & GALZERANI, J. C. (2012). Espectroscopias de infravermelho, Raman e de fotoluminescência: potencialidades e complementaridades. *Revista Brasileira de Ensino de Física*, v. 34, n. 4, 4309.
- RODRIGUES, H. V. (2014). *Meios de cultura: componentes e tipos de meio*. Obtido em 2018 de 05 de 29, de <http://www.esalq.usp.br/departamentos/lpv/lpv645/Meios%20de%20cultivo2014.pdf>
- ROSANNA. (2005). *Fundamentos de Espectroscopia Raman, capítulo 1*. Obtido em 04 de 06 de 2018, de <https://www.tdx.cat/bitstream/handle/10803/6887/03Rpp03de11.pdf?sequence=3>
- SANTOS, M. S., OLIVEIRA, C. M., VALDIVIESSO, T., & OLIVEIRA, P. B. (2014). *Effects of pretreatments on Corema album (L.) D. Don (subsp. album) seeds*

- germination*. Obtido de researchgate.net:
https://www.researchgate.net/publication/271073301_Effects_of_pretreatments_on_Corema_album_L_D_Don_subsp_album_seeds'_germination
- SILVA, M. R., LACERDA, D. B., SANTOS, G. G., & MARTINS, D. M. (2008). *Caracterização química de frutos nativos do cerrado*. Obtido de scielo.br:
<http://www.scielo.br/pdf/cr/v38n6/a51v38n6.pdf>
- SOUSA, M. B., CURADO, T., VASCONCELOS, F. N., & TRIGO, M. J. (02 de 08 de 2018). *Mirtilo Qualidade pós-colheita*. Obtido de INIAV, DIVULGAÇÃO AGRO 556, n° 8, 2007:
http://www.iniaiv.pt/fotos/gca/8_mirtilo_qualidade_pos_colheita_1369137340.pdf
- SPRICIGO, P. (2016). TRANSFORMAÇÕES BIOQUÍMICAS EM FRUTOS E HORTALIÇAS. *Laboratório de Pós-Colheita de Produtos Hortícolas*. São Paulo, Brasil: USP, Universidade de São Paulo, e-Disciplinas, Sistema de Apoio às Disciplinas.
- UTAD. (2018). *Ficha Técnica Corema album*. Obtido em 15 de 07 de 2018, de https://jb.utad.pt/especie/Corema_album
- WHITE, T. L., ADAMS, W. T., & NEALE, D. B. (2007). *Forest Genetics*. CAB Internacional Oxfordshire, Disponível online em:
https://books.google.pt/books?id=UHZCeg4BqtkC&pg=PR4&lpg=PR4&dq=Forest+Genetics.+CAB+Internacional+Oxfordshire&source=bl&ots=7XOSD7085O&sig=fFUeRPSSuWgVNGmx7D6RlcofkU&hl=pt-PT&sa=X&ved=0ahUKEwjmjID0-L_
- WORKWITHCOLOR.COM. (2013). *WORKWITHCOLOR.COM*. Obtido de WorkWithColor.com, Color changes the world: <http://www.workwithcolor.com/>
- ZAVATTIERI, A. (2002). *BIOTECNOLOGIA VEGETAL I*. Evora: Universidade de Evora.
- ZUNZUNEGUI, M., DÍAZ BARRADAS, M. C., CLAVIJO, A., ALVAREZ CANSINO, L., AIN LHOUT, F., & GARCÍA NOVO, F. (2005). Ecophysiology, growth timing and reproductive effort of three sexual forms of *Corema album* (Empetraceae). *Plant Ecology* (2006) 183, pp. 36-65.

7. ANEXOS

Anexo I

Lenda das Camarinhas

Dizem que Santa Isabel
Rainha de Portugal
Montando branco corcel
Percorria o seu pinhal!
-“Ai do meu Esposo! Dizei!
Dizei-me, robles reais!
Meu Dinis! Senhor meu Rei!
Em que braços suspirais?!...
Os robles silenciosos
Do vasto Pinhal do Rei
Responderam receosos
– não sei!...
E o pranto da Rainha
Nas suas faces rolava,
Regando a erva daninha
No pobre chão que pisava!
– “ ó meu Pinhal sonhador
Que o meu Rei semeou!
Dizei-me do meu Amor
E se por aqui passou...”
Os robles silenciosos
Do vasto Pinhal do Rei
Responderam receosos:

– Não sei !...

Mas cristalizou-se o pranto

Em muitas bagas branquinhas

E transformou-se num manto

De brilhantes camarinhas!...

Eis que repara a Rainha

Numa casa iluminada...

– “ Quem vela nesta casinha

Numa hora adiantada ?!...”

Os robles silenciosos

Tão tristes que nem eu sei,

Responderam receosos:

– O Rei!...”

(A SENHORA DO MONTE, 2018)

Anexo II

Cantiga Popular de Miramar

Camarinhas em terra, camarinhas no mar

Fostes ao Senhor da Pedra
Minha rica Mariquinhas...
Nem por isso me trouxestes
Um ramo de camarinhas.

Hei-de ir ao Senhor da Pedra
Para colher as camarinhas...
Mas, meu amor, é de lá
Já mas tinha apanhadinhas.

Fui ao mar às camarinhas
E cacei um camarão...

(coro)

Ai sim, camarinha, ai sim!
Ai sim, camarinha, ai não!
Ai sim, camarinha, ai sim!
Camarinha, ai sim! Camarinha, ai não!

(solo)

Logo na Primeira onda
Veio o meu amor à mão...

(A SENHORA DO MONTE, 2018)

Anexo III

Meio de Cultura

MS/2

MS/2: Murashige, T.; Skoog, F. 1962. A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco cultures. *Physiol. Plant.* 15: 473-497, (adaptado).

	X MS/2	
	g/L	mL/L
K NO ₃	0,95	
K H ₂ PO ₄	0,085	
Ca Cl ₂ .2H ₂ O	0,22	
Mg SO ₄ .7H ₂ O	0,185	
NH ₄ NO ₃	0,825	
Na Fe EDTA	0,04	
Oligo elementos de MS		1
Vit. Fossard C (1974)		20
Ácido ascórbico		1
BAP		0.1
Sacarose	30	
Água	Até perfazer 1 litro	
pH	5,5	
Agar	7	
Esterilização	121 °C 20'	

Anexo IV

Preparação do Meio de Cultura

Prepararam-se 2 litros de meio de cultura MS de acordo com os protocolos (Anexo III). O meio de cultura foi esterilizado em autoclave (marca AUTESTER) durante 20 minutos a 121 °C de temperatura e 1 bar de pressão. Posteriormente o meio de cultura foi distribuído em câmara de fluxo laminar (marca BIOBASE) para caixas de Petri descartáveis e para tubos de ensaio previamente esterilizados (adição de 9 mL)

Utilizou-se um erlenmeyer de 2 L de capacidade, um magneto e uma placa de aquecimento e agitação.

Cada um dos reagentes foi pesado numa balança digital de marca e modelo “Mettler PC 4000” e foi adicionado para o erlenmeyer com 500 mL de água destilada. De seguida promoveu-se a agitação da mistura, mas sem aquecimento. De seguida, os reagentes em solução líquida foram medidos com uma micropipeta (de marca Orange Scientific) ou com uma proveta, dependendo da quantidade necessária, e adicionados para o erlenmeyer.

Após a completa dissolução dos reagentes pesou-se a sacarose e adicionou-se à solução em preparação e continuou-se a agitar até dissolução completa. De seguida desligou-se a agitação e com água destilada fez-se o volume de 2 L. Ligou-se de novo a agitação, mediu-se o pH e acertou-se a um valor de 5,5, usando ácido clorídrico ou hidróxido de sódio. De seguida,

Ligou-se a placa de aquecimento, adicionou-se 14 g de Agar e deixou-se na placa até ferver e ficar translúcido.

Para facilitar a posterior distribuição do meio de cultura, este foi dividido em 4 erlenmeyers que foram tapados com “rolhões de algodão”, papel de alumínio e por fim papel kraft e atados com um elástico. Foram levados a esterilizar em autoclave e posteriormente distribuídos por placas de Petri e tubos de ensaio em câmara de fluxo laminar.

Anexo V

Protocolo de desinfecção das sementes, ápices e segmentos nodais

As sementes e alguns ramos de camarinha foram sujeitas a tratamento de desinfecção. Para cada ensaio de estabelecimento *in vitro* de sementes, ápices ou segmentos nodais procedeu-se do seguinte modo:

1. Na câmara de fluxo laminar as sementes e os ramos de aproximadamente 4 cm foram colocados dentro de um copo de 100 mL, com água destilada e esterilizada durante 2 minutos; de seguida a água foi rejeitada;
2. Os materiais vegetais foram imersos em solução de álcool a 70 ° com uma gota detergente e agitadas durante 1 minuto; de seguida foi rejeitada a solução. De seguida foram lavados em água destilada e esterilizada;
3. Posteriormente foram imersos em solução de lixívia comercial diluída a 40 % com água destilada com uma gota de detergente e agitados durante 2 minutos; de seguida foi rejeitada a solução;
4. De seguida foram lavados 3 vezes com água destilada e esterilizada;
5. Por fim, foram mantidos em água destilada e esterilizada em câmara de fluxo laminar até ao seu estabelecimento.

Durante o protocolo de desinfecção as sementes que flutuavam foram sendo removidas.

Anexo VI

Equipamento e Material Utilizado

➤ Câmara de fluxo laminar (marca BIOBASE).

Aa manipulação das culturas *in vitro* exige condições de assepsia por forma a evitar a contaminação do material vegetal bem como de todo o material utilizado na manipulação das culturas. A Câmara de Fluxo Laminar (CFL) é um local de trabalho que permite a manipulação do material em condições de assepsia, devido ao fluxo de ar constante., O ar passa previamente por três filtros ficando livre de contaminantes.

A câmara de fluxo laminar e o esterilizador devem ser 30 minutos antes do início de qualquer trabalho. No seu interior encontra-se uma placa de corte, um copo com álcool a 70 % (para lavar o material utilizado antes de este ser colocado no esterilizador), várias pinças de diferentes tamanhos, bisturis e um esterilizador de bancada. Todo o material utilizado como o papel, a água destilada e os meios de cultura são previamente esterilizados em autoclave a 121 °C e a 1 bar de pressão durante 20 minutos. De seguida, o papel é colocado em estufa para secagem. As pinças e os bisturis são esterilizados no esterilizador elétrico de bancada a uma temperatura de 250 a 300 °C e a zona de trabalho na câmara é desinfetada com álcool a 70 % bem como as mãos do manipulador



Câmara de Fluxo Laminar, com esterilizador, placa de corte, pinças e bisturis devidamente esterilizados.

➤ Fitoclima (marca aralab)

De modo a simular as condições naturais para a germinação das sementes o fitoclima foi programado com um fotoperíodo de 16h luz a 25 °C de temperatura e 8 h em regime de obscuridade a 20 °C. Apesar do material se encontrar dentro do fitoclima as sementes foram colocadas em regime de obscuridade, recorrendo para isso a caixas ou papel de alumínio.



Fitoclima.

➤ Autoclave (marca AUTESTER)

O processo de esterilização foi realizado a uma temperatura e pressão de funcionamento respetivamente de 121 °C e 1 bar. O tempo de esterilização geral do material e do meio de cultura foi de 30 e 20 minutos, respectivamente.



Autoclave



Balança digital.



ATR-FTIR e computador com programa " OPUS Spectroscopy Software".

Desinfecção e Esterilização do Equipamento e Material Utilizado

O material e equipamento utilizado em contexto de laboratório foi todo previamente desinfetado e/ou esterilizado. Após a sua utilização, este foi lavado e/ou esterilizado e arrumado para futuras utilizações.

Anexo VII

Determinação da composição nutricional

Para a determinação da humidade a 105°C (NP 875 (1983)), colocaram-se cadinhos a secar a 105°C durante 2 horas, arrefecidos em exsiccador e pesados (P1). Pesaram-se, aproximadamente, 2 gramas de amostra moída para cada cadinho, registando o peso dos cadinhos mais a amostra (P2). Os cadinhos foram posteriormente colocados numa estufa a 105°C durante 2 horas. Os cadinhos com a amostra seca foram arrefecidos em exsiccador e posteriormente pesados (P3).

A humidade é dada por:

$$\text{Humidade (\% ms)} = 100 \times \frac{(P2 - P3)}{(P2 - P1)}$$

%ms – Percentagem em matéria seca
P1- Peso do cadinho (g)
P2- Peso do cadinho + amostra (g)
P3- Peso do cadinho + amostra seca (g)

Para determinar o teor de cinza (NP 518 (1986)), secaram-se cadinhos a 105°C durante 2 horas, arrefeceram-se em exsiccador e foram pesados (P1). Aproximadamente 2 gramas de amostra previamente seca a 105°C foi colocada nos cadinhos e pesou-se o conjunto (P2). Durante 2 horas, o cadinho com a amostra foram colocados numa mufla a 550°C e posteriormente arrefecidos num exsiccador e pesados (P3).

A cinza é dada por:

$$\text{Cinza (\% ms)} = 100 \times \frac{(P2 - P3)}{(P2 - P1)}$$

$$\text{Cinza (\% mb)} = \frac{\text{Cinza(\%ms)} \times (100 - H)}{100}$$

%ms – Percentagem em matéria seca
%mb- Percentagem em matéria bruta
P1- Peso do cadinho (g)
P2- Peso do cadinho + amostra (g)
P3- Peso do cadinho + cinza (g)
H- Humidade (%)

Para determinar a gordura bruta (NP 876 (1971)), utilizou-se o aparelho de Soxhlet. Secaram-se balões de fundo redondo na estufa a 105°C durante 2 horas, foram arrefecidos em exsiccador e posteriormente pesados (P1). Num cartucho próprio, previamente tarado, colocaram-se aproximadamente 2 gramas de amostra previamente seca a 105°C e pesou-se (P2). Colocou-se o cartucho no extrator de Soxhlet. No balão, colocou-se éter di-etílico até 2/3 da sua capacidade. Montou-se o equipamento e procedeu-se à extração durante 16 horas. Após terminar o processo, tirou-se o balão do extrator Soxhlet, tendo o cuidado de recolher todo o solvente do aparelho e evaporou-se com auxílio de um evaporador rotativo. Posteriormente, colocou-se o balão na estufa a 105°C durante 2 horas, arrefeceu-se em exsiccador e pesou-se (P3).

A gordura bruta é dada por:

$$\text{Gordura Bruta (\% ms)} = 100 \times \frac{P3 - P1}{P2}$$

$$\text{Gordura Bruta (\% mb)} = \frac{\text{Gordura Bruta(\%ms)} \times (100 - H)}{100}$$

%ms - Percentagem em matéria seca

%mb- Percentagem em matéria bruta

P1- Peso do balão (g)

P2- Peso da amostra (g)

P3- Peso do balão + gordura (g)

H- Humidade (%)

Para determinar a Fibra Bruta (NP 1005 (1983)), pesou-se aproximadamente 2 gramas de amostra previamente seca a 105°C (P1) e colocou-se num copo de 800 mL de forma alta. Acrescentou-se 200 mL de ácido sulfúrico 12,5g/L e colocou-se o copo num fibrómetro durante 40 minutos. Com o auxílio de uma bomba de vácuo, filtrou-se o conteúdo do copo para um cadinho de placa filtrante G2. Retirou-se a amostra do cadinho e voltou-se a colocar no copo, com a adição de 250 mL de hidróxido de sódio 12,5 g/L. Colocou-se a solução novamente no fibrómetro durante 40 minutos e efetuou-se novamente a filtração para um cadinho de placa filtrante G2 com o auxílio da bomba de vácuo. Posteriormente colocou-se o cadinho na estufa a 130°C durante 2 horas, arrefeceu-se em exsiccador e pesado (P2). Por ultimo, o cadinho foi colocado na mufla a 550°C durante 2 horas, arrefeceu-se em exsiccador e pesado (P3).

A fibra bruta é dada por:

$$Fibra\ Bruta\ (\%ms) = 100 \times \frac{P2 - P3}{P1}$$

$$Fibra\ Bruta\ (\%mb) = \frac{Fibra\ Bruta(\%ms) \times (100 - H)}{100}$$

%ms- Percentagem em matéria seca
 %mb- Percentagem em matéria bruta
 P1- Peso da amostra (g)
 P2- Peso do cadinho + amostra seco a 130°C (g)
 P3- Peso do cadinho + amostra seco a 550°C (g)
 H- Humidade (%)

Para determinar a Proteína Bruta (NP 2030 (1983)), utilizou-se o método de Kjeldhal. Pesou-se rigorosamente 0,5 gramas de amostra previamente seca a 105°C (P1) e coloca-se num tubo de Kjeldhal. Acrescentou-se 12,5 mL de ácido sulfúrico concentrado e uma pastilha de catalisador de selénio. Efetuaram-se também dois ensaios de controlo, onde se adicionaram os mesmos reagentes, sem adição de amostra. Os tubos de Kjeldhal foram colocado num Digestor de Kjeldhal a 400°C durante 2 horas. Posteriormente deixou-se arrefecer na hotte e adicionou-se 50 mL de água destilada. Uma solução de 25 mL de ácido bórico com indicador misto foi colocada num balão de erlenmeyer e, juntamente com o tubo de Kjeldhal, são colocados num Destilador de tubos Kjeldhal, que precede à adição de 50 mL de hidróxido de sódio a 40% (m/s). Recolheu-se 150 ml de destilado no erlenmeyer que foi posteriormente titulado com uma solução conhecida de ácido clorídrico 0,1 M. Para os cálculos da proteína bruta foi considerado o fator de 6,25.

A proteína bruta é dada por:

$$Proteína\ Bruta\ (\%ms) = fator \times 100 \times \frac{0,01401 \times [HCl] \times (V - V_0)}{P1 \times 10}$$

$$Proteína\ Bruta\ (\%mb) = \frac{Proteína\ Bruta(\%ms) \times (100 - H)}{100}$$

%ms- Percentagem em matéria seca
 %mb- percentagem em matéria bruta
 P1- Peso da amostra (g)
 [HCL]- concentração de ácido clorídrico (M)
 V- volume gasto do titulante na titulação da amostra (mL)
 V₀- volume gasto do titulante na titulação do teste de controlo (mL)
 H- Humidade (%)

Entende-se por Extrativos Não Azotados a diferença para 100 dos restantes constituintes (humidade, gordura bruta, proteína bruta, fibra bruta e cinza) e corresponde aproximadamente aos hidratos de carbono e são dados por:

$$\text{Extrativos Não Azotados (mb)} = 100 - (H + GB + PB + FB + C)$$

$$\text{Extrativos Não Azotados (ms)} = 100 - [GB(ms) + PB(ms) + FB(ms) + C(ms)]$$

H- Humidade (%)
GB- Gordura Bruta (%)
PB- Proteína Bruta (%)
FB- Fibra Bruta (%)
C- Cinza (%)
ms- matéria seca
mb- matéria bruta

Anexo VIII

Receita da geleia de camarinha

INGREDIENTES

1 Kg de camarinhas

4 dL de água

600 g de açúcar

PREPARAÇÃO

Lavar as camarinhas.

De seguida levar ao lume cobertas com a água e com o açúcar.

Deixar ferver durante dez minutos.

De seguida coar com um passador de rede, espremendo bem as bagas que não tenham rebentado com uma colher de pau.

Levar novamente ao lume e deixar ferver até começar a engrossar.

Colocar a geleia ainda quente em frascos previamente esterilizados.

Tapar bem os frascos.

Anexo IX

Camarinha em calda

Ingredientes

1Kg de camarinhas

1 L de água

625 g de açúcar

Preparação

Lavar bem as camarinhas.

Numa taça misturar o açúcar e a água.

Colocar em frascos limpos as bagas de camarinha.

De seguida colocar a mistura de água e açúcar até cobrir as camarinhas.

Colocar os frascos já tapados num tacho grande e colocar a água até atingir metade da altura dos frascos.

Depois da água levantar fervura, deixar ferver durante 20 minutos.

Retirar os frascos e guardar