



**Politécnico  
de Viseu**

Escola Superior  
Agrária de Viseu

# **Estudo de castas (*Vitis vinífera* L.) cultivadas na região do Dão: Avaliação da sua composição fenólica ao longo da maturação**

Bárbara Daniela Santos Martins

**Dissertação**

Mestrado em Engenharia Agronómica

**Versão Final**

Viseu, 2025





**Politécnico  
de Viseu**

Escola Superior  
Agrária de Viseu

**Estudo de castas (*Vitis vinífera* L.) cultivadas  
na região do Dão: Avaliação da sua  
composição fenólica ao longo da maturação**

Bárbara Daniela Santos Martins

Trabalho efetuado sob a orientação de:

Prof. Doutor António Manuel Santos Tomás Jordão

**Dissertação**

Mestrado em Engenharia Agronómica

**Versão Final**

Viseu, 2025



**O Orientador**

---

**Prof. Doutor António Manuel Santos Tomás Jordão**



“As doutrinas expressas são da exclusiva responsabilidade do autor”

## AGRADECIMENTOS

E mais um capítulo se fecha na minha vida. Ao longo das páginas deste livro tive a oportunidade de crescer tanto pessoalmente como profissionalmente. Nem sempre este percurso foi fácil e foi preciso contornar obstáculos para seguir em frente e chegar até aqui. Às vezes contornamos estes obstáculos sozinhos outras vezes acompanhados. Neste caminho pude encontrar muitas pessoas que me ajudaram a contornar esses obstáculos. A todas estas pessoas dedico este trabalho e agradeço profundamente pelo apoio e palavras de incentivo que foram fundamentais para chegar até aqui. Assim deixo o meu sincero agradecimento:

Ao Professor Doutor António Jordão pela amizade, apoio e dedicação incansável ao longo deste percurso académico, pelas palavras de incentivo que foram uma fonte constante de motivação, assim como pela paciência que teve para me guiar ao longo deste trabalho. Quero manifestar o meu enorme apreço pelo facto de ter manifestado uma profunda convicção no meu potencial, desafiando-me a desenvolver maiores e melhores competências no trabalho laboratorial, contribuindo substantivamente para o meu desenvolvimento pessoal, profissional e científico. Sem a sua ajuda e supervisão, não teria sido possível a realização deste trabalho.

À Professora Doutora Ana Cristina Correia por toda a ajuda e paciência na análise estatística dos dados.

À Doutora Cláudia Neves pela amizade e ajuda nas várias análises deste trabalho.

À Professora Cristina Ferrão pela amizade e por todas as palavras de incentivo e apoio, e por toda a ajuda prestada.

À Escola Superior Agrária de Viseu e a todos os professores que fizeram parte deste percurso, que nos deram apoio, que nos desafiaram, ajudaram e que nos instruíram da melhor forma possível.

Ao Bruno pela amizade, e pelo apoio imprescindível ao longo deste trabalho. Agradeço por me fazer acreditar que era capaz. Sem dúvida que foi extremamente importante para o meu crescimento profissional. Um grande amigo que levo para a vida.

À Raiana pela partilha do seu conhecimento e pelo seu braço amigo sempre pronta a ajudar. É uma amiga que levo para a vida e que sei que posso contar sempre com ela.

Aos meus colegas de turma por todo o apoio e incentivo dado.

Ao João por ter me apoiado nos bons e maus momentos. Por me fazer acreditar que seria sempre capaz e por não me deixar desistir nunca do meu sonho. Sem o apoio, amizade, palavras de incentivo e motivação dele nada disto teria sido possível.

À minha família por todo o apoio e incentivo dado.

À minha mãe por todo o suporte, por todas as palavras de motivação dadas, por todo o carinho, e por todo o esforço que fez para pudesse realizar este sonho, que sem a ajuda dela nada disto seria possível.

Ao projeto “Projeto Vine&Wine Portugal” pela bolsa de investigação concedida, que possibilitou a realização desta dissertação.

Ao Sr. Maia pela amizade, ajuda, e paciência na formatação do trabalho.

A todos pela força e por fazerem deste caminho, único e inesquecível.

Um obrigado a todos!

## RESUMO E PALAVRAS-CHAVE

Os compostos fenólicos têm um papel crucial na enologia devido à sua contribuição para as propriedades organolépticas do vinho. As castas Malvasia Fina, Encruzado, Uva Cão, Siria, Tamarez, Alfrocheiro, Jaen, Coração de Galo, Tinta Roriz são castas autóctones portuguesas provenientes da Região Demarcada do Dão, que possuem bastante importância para a região. Assim o objetivo deste trabalho foi a quantificação dos compostos fenólicos destas castas ao longo da maturação, durante o ano de 2023 de forma a valorizar algumas das castas tintas e brancas presentes no encepamento da região.

Entre as castas brancas, e à vindima, a casta Uva Cão destacou-se pelos maiores teores de compostos fenólicos totais (958,15 mg/L eq. ácido gálico), compostos fenólicos flavonóides (827,96 mg/L eq. ácido gálico), taninos totais (1,41 g/L eq. catequina) e ainda uma elevada atividade antioxidante (7,78 Trolox mmol/L, método ABTS<sup>•+</sup>). Além disso, apresentou o maior índice de potencial aromático varietal (IPAV), pH mais baixo e teores mais elevados de ácidos orgânicos. Já a casta Encruzado apresentou a maior concentração de compostos fenólicos não flavonóides, enquanto que a casta Tamarez demonstrou ter a maior atividade antioxidante qualificado pelo método DPPH<sup>•</sup>.

Entre as castas tintas, e à vindima, a casta Coração de Galo apresentou os maiores valores de compostos fenólicos totais (1530,05 mg/L eq. ácido gálico), compostos fenólicos flavonóides (1239,86 mg/L eq. ácido gálico), taninos totais (1,74 g/L eq. catequina) e atividade antioxidante (11,49 Trolox mmol/L, método ABTS<sup>•+</sup>), além de maior intensidade e tonalidade de cor. No entanto, a casta Alfrocheiro demonstrou maior atividade antioxidante pelo método DPPH<sup>•</sup>, enquanto que a casta Jaen registou o pH mais elevado e os maiores níveis de ácido málico.

A análise individual das antocianinas por HPLC revelou que as monoglucosiladas foram predominantes ao longo da maturação, sendo a malvidina-3-glucósido a mais abundante em todas as castas tintas, com destaque à vindima para a casta Alfrocheiro (1440,1 mg/L eq. malv.3-gluc.). As antocianinas petunidina-3-glucósido e peonidina-3-glucósido também se destacaram, enquanto delphinidina-3-glucósido e a cianidina-3-glucósido foram as formas monoméricas detectadas com concentrações mais baixas. As proporções entre os diferentes tipos de antocianinas variaram entre as castas, indicando que, além da herança genética, fatores ambientais podem também influenciar a biossíntese desses compostos. A casta Tinta Roriz apresentou as maiores proporções de  $\Sigma$ Malv/ $\Sigma$ Peon,  $\Sigma$ Delf/ $\Sigma$ Peon e  $\Sigma$ Petun/ $\Sigma$ Peon, sugerindo maior atividade das enzimas 5'-hidroxilase e 3'-5'-O-metiltransferase durante o processo biossintético das antocianinas.

Esses resultados reforçam a importância da caracterização fenólica das castas cultivadas no Dão, contribuindo para um melhor conhecimento do potencial enológico e para a valorização destas castas na produção de vinhos.

**PALAVRAS-CHAVE:** castas, região vitivinícola do Dão, maturação, compostos fenólicos, potencial de aroma varietal.



## ABSTRACT AND KEYWORDS

Phenolic compounds play a crucial role in oenology due to their contribution to the organoleptic properties of wine. The varieties Malvasia Fina, Encruzado, Uva Cão, Siría, Tamarez, Alfrocheiro, Jaen, Coração de Galo, Tinta Roriz are indigenous Portuguese grape varieties from the Dão Demarcated Region, which are very important for the region. Thus, the objective of this work was to quantify the phenolic compounds of these varieties throughout maturation, during the year 2023, in order to value some of the red and white varieties present in the region's grape varieties.

Among the white varieties, and at the harvest, the Uva Cão variety stood out for the highest levels of total phenolic compounds (958.15 mg/L eq. gallic acid), flavonoid phenolic compounds (827.96 mg/L eq. gallic acid), total tannins (1.41 g/L eq. catechin) and also a high antioxidant activity (7.78 Trolox mmol/L, ABTS<sup>•+</sup> method). In addition, it presented the highest varietal aromatic potential index (AVPI), lower pH and higher levels of organic acids. The Encruzado variety showed the highest concentration of non-flavonoid phenolic compounds, while the Tamarez variety showed the highest antioxidant activity qualified by the DPPH<sup>•</sup> method.

Among the red grape varieties and the harvest, the Coração de Galo variety showed the highest values of total phenolic compounds (1530.05 mg/L eq. gallic acid), flavonoid phenolic compounds (1239.86 mg/L eq. gallic acid), total tannins (1.74 g/L eq. catechin) and antioxidant activity (11.49 Trolox mmol/L, ABTS<sup>•+</sup> method), in addition to greater intensity and color tone. However, the Alfrocheiro variety showed the highest antioxidant activity by the DPPH<sup>•</sup> method, while the Jaen variety recorded the highest pH and the highest levels of malic acid.

The individual analysis of anthocyanins by HPLC revealed that monoglucosylates were predominant throughout maturation, with malvidin-3-glucoside being the most abundant in all red varieties, with emphasis on the harvest for the Alfrocheiro variety (1440.1 mg/L eq. malv.3-gluc.). The anthocyanins petunidin-3-glucoside and peonidin-3-glucoside also stood out, while delphinidin-3-glucoside and cyanidin-3-glucoside were the monomeric forms detected with the lowest concentrations. The proportions between the different types of anthocyanins varied among the varieties, indicating that, in addition to genetic inheritance, environmental factors can also influence the biosynthesis of these compounds. The Tinta Roriz variety showed the highest proportions of  $\Sigma$ Malv/ $\Sigma$ Peon,  $\Sigma$ Delf/ $\Sigma$ Peon and  $\Sigma$ Petun/ $\Sigma$ Peon, suggesting greater activity of the enzymes 5-hydroxylase and 3'-5'-O-methyltransferase during the biosynthetic process of anthocyanins.

These results reinforce the importance of the phenolic characterization of the grape varieties grown in the Dão, contributing to a better knowledge of the oenological potential and to the valorization of these varieties in the production of wines.

KEY WORDS: Grape varieties, Dão Wine Region, ripeness, phenolic compounds, varietal potential aroma index



## ÍNDICE GERAL

---

<b>AGRADECIMENTOS.....</b>	<b>I</b>
<b>RESUMO E PALAVRAS-CHAVE .....</b>	<b>II</b>
<b>ABSTRACT AND KEYWORDS.....</b>	<b>IV</b>
<b>ÍNDICE GERAL .....</b>	<b>VI</b>
<b>ÍNDICE DE FIGURAS .....</b>	<b>VIII</b>
<b>ÍNDICE DE TABELAS.....</b>	<b>XI</b>
<b>1. ENQUADRAMENTO GERAL .....</b>	<b>12</b>
<b>2. OS COMPOSTOS FENÓLICOS .....</b>	<b>14</b>
<b>2.1. Compostos fenólicos flavonóides.....</b>	<b>14</b>
2.1.1. Flavonóis.....	15
2.1.2. Flavan-3-óis.....	16
2.1.3. Antocianinas.....	17
2.1.4. Taninos .....	26
<b>2.2. Compostos fenólicos não flavonóides.....</b>	<b>36</b>
2.2.1. Ácidos fenólicos.....	37
<b>2.3. Principais castas cultivadas na região do Dão.....</b>	<b>37</b>
<b>3. OBJETIVOS DO TRABALHO.....</b>	<b>41</b>
<b>4. MATERIAL E MÉTODOS .....</b>	<b>42</b>
<b>4.1. Castas estudadas e amostragem .....</b>	<b>42</b>
<b>4.2. Condições edafoclimáticas .....</b>	<b>42</b>
<b>4.3. Preparação das amostras.....</b>	<b>43</b>
<b>4.4. Caracterização físico-química geral das uvas.....</b>	<b>45</b>
4.4.1. pH, acidez total e teor alcoólico provável.....	45
4.4.2. Ácidos orgânicos.....	45
<b>4.5. Avaliação da composição fenólica das uvas .....</b>	<b>46</b>
4.5.1. Compostos fenólicos totais, flavonóides e não flavonóides.....	46
4.5.2. Taninos totais .....	46
4.5.3. Antocianinas totais.....	46
4.5.4. Parâmetros cromáticos.....	47
4.5.5. Avaliação da atividade antioxidante.....	47
<b>4.6. Determinação do índice de potencial aromático varietal (IPAV).....</b>	<b>49</b>
<b>4.7. Análise das antocianinas individuais por HPLC.....</b>	<b>50</b>
<b>4.8. Análises estatística.....</b>	<b>52</b>
<b>5. APRESENTAÇÃO E DISCUSSÃO DOS RESULTADOS.....</b>	<b>53</b>
<b>5.1. Evolução dos parâmetros físico-químicos gerais das uvas ao longo da maturação</b>	<b>53</b>
5.1.1. pH, acidez total e teor alcoólico provável.....	53

5.1.2. Ácido orgânicos.....	56
<b>5.2. Evolução dos compostos fenólicos globais das uvas ao longo da maturação .....</b>	<b>57</b>
5.2.1. Compostos fenólicos totais, flavonóides e não flavonóides .....	57
5.2.2. Taninos totais.....	60
5.2.3. Antocianinas totais.....	61
5.2.4. Intensidade e tonalidade cor .....	62
5.2.5. Coordenadas da cor pelo CIELAB.....	63
5.2.6. Avaliação da atividade antioxidante .....	66
5.2.7. Índice de potencial aromático varietal (IPAV).....	67
<b>5.3. Antocianinas individuais por HPLC .....</b>	<b>69</b>
<b>5.4. Análise dos resultados em componentes principais .....</b>	<b>74</b>
<b>5.5. CONCLUSÕES FINAIS E PERSPETIVAS FUTURAS .....</b>	<b>78</b>
<b>Bibliografia .....</b>	<b>80</b>
<b>ANEXOS.....</b>	<b>1</b>
<b>Trabalhos apresentados no âmbito da tese.....</b>	<b>2</b>
<b>Estatística SPSS .....</b>	<b>3</b>
<b>Valores da composição fenólica ao longo da maturação.....</b>	<b>15</b>

## ÍNDICE DE FIGURAS

---

<b>Figura 1.</b> Compostos fenólicos, presentes nas diversas frações do bago de uva.....	14
<b>Figura 2.</b> Estrutura química de compostos fenólicos flavonóides. ....	15
<b>Figura 3.</b> Estrutura química dos flavonóis e os principais flavonóis individuais presentes nas uvas.....	16
<b>Figura 4.</b> Estrutura química básica dos flavan-3-óis e os principais flavan-3-óis individuais. ....	16
<b>Figura 5.</b> Localização celular das antocianinas nas paredes celulares da epiderme das películas.....	18
<b>Figura 6.</b> Principais etapas da biossíntese das antocianinas nas uvas. ....	20
<b>Figura 7.</b> Evolução das antocianinas nas películas ao longo da maturação em algumas castas. ....	23
<b>Figura 8.</b> Estruturas químicas de alguns monómeros das proantocianidinas. ....	27
<b>Figura 9.</b> Autofluorescência dos taninos (laranja) à luz UV nas películas dos bagos de uva da casta Cabernet-sauvignon, em diferentes estádios de desenvolvimento: (A) Início da Maturação, (B) 80% do pintor e (C) vindima. ....	28
<b>Figura 10.</b> Biossíntese das proantocianidinas, pela via possível dos flavonóides nas uvas. ....	30
<b>Figura 11.</b> Evolução das antocianinas e dos taninos ao longo da maturação das uvas (mg/g de peso seco, □ antocianinas na película; ♦ taninos na película e ■ taninos nas grainhas). ....	32
<b>Figura 12.</b> Evolução dos taninos da película e da grainha (ao longo do período de maturação de três diferentes castas. ....	33
<b>Figura 13.</b> Evolução das diferentes frações de proantocianidinas das grainhas e das películas durante a maturação de duas castas tintas portuguesas (-o-Tinta Roriz, -□- Touriga Nacional). ....	34
<b>Figura 14.</b> Estrutura química dos compostos fenólico não flavonóides (anel fenólico).....	36
<b>Figura 15.</b> Estrutura química dos principais ácidos fenólicos presentes nas uvas e vinhos: (a) ácidos hidroxibenzóicos e os (b) ácidos hidroxicinâmicos.....	37
<b>Figura 16.</b> Região Demarcada do Dão.....	38
<b>Figura 17.</b> Castas com maior área vitícola na região do Dão.....	39
<b>Figura 18.</b> As castas tintas e brancas objeto de estudo.....	42
<b>Figura 19.</b> Valores da temperatura média do ar (°c) e da precipitação média (mm) da estação metreologica de Nelas durante o ano de 2023.....	43
<b>Figura 20.</b> Evolução das normais climatológicas mensais comparativamente à precipitação média e temperatura média dos anos de 1991-2020 em comparação com o ano de 2023.....	43
<b>Figura 21.</b> Procedimento utilizado para a preparação das amostras para análise. ....	44
<b>Figura 22.</b> Reação enzimática em que se baseia o método para a determinação do ácido L-málico. ....	45
<b>Figura 23.</b> Reação enzimática em que se baseia a determinação do ácido tartárico.....	45

<b>Figura 24.</b> Reta de calibração em equivalentes de ácido gálico.....	46
<b>Figura 25.</b> Reta de calibração trolox mmol/L para o método ABTS*.....	48
<b>Figura 26.</b> Reta de calibração trolox mmol/L para o método DPPH*.....	48
<b>Figura 27.</b> Procedimento da determinação IPAV.....	50
<b>Figura 28.</b> Reta de calibração malvidina-3-monoglucósido.....	51
<b>Figura 29.</b> Cromatograma de antocianinas individuais de um extrato de uva tinta. A numeração corresponde a: 1 - delphinidina-3-O-glucósido; 2 -cianidina-3-O-glucósido; 3-petunidina-3-O-glucósido;4 - peonidina-3-O-glucósido; 5 - malvidina-3-O-glucósido; 6 - delphinidina-3-acetilglucósido; 7 - petunidina-3-acetilglucósido; 8 - peonidina-3-acetilglucósido; 9 - malvidina-3-acetilglucósido; 10 - petunidina-3- <i>p</i> -cumaroil glucósido; 11- peonidina-3- <i>p</i> -cumaroil glucósido; 12 - malvidina-3- <i>p</i> -cumaroil glucósido. ....	51
<b>Figura 30.</b> Evolução do pH ao longo da maturação das uvas.....	54
<b>Figura 31.</b> Evolução da acidez total ao longo da maturação das uvas. ....	55
<b>Figura 32.</b> Evolução do teor alcoólico provável ao longo da maturação das uvas.....	55
<b>Figura 33.</b> Evolução do ácido málico ao longo das duas últimas semanas de maturação das uvas.....	56
<b>Figura 34.</b> Evolução do ácido tartárico ao longo das duas últimas semanas de maturação das uvas.....	57
<b>Figura 35.</b> Evolução dos compostos fenólicos totais ao longo maturação das uvas.....	58
<b>Figura 36.</b> Evolução dos compostos não flavonóides ao longo da maturação. ....	59
<b>Figura 37.</b> Evolução de compostos fenólicos flavonóides ao longo da maturação. ....	59
<b>Figura 38.</b> Evolução dos Taninos Totais ao longo da maturação.....	60
<b>Figura 39.</b> Evolução ao longo da maturação das antocianinas totais presentes nas castas tintas. ....	61
<b>Figura 40.</b> Evolução da intensidade e tonalidade da cor ao longo da maturação.....	62
<b>Figura 41.</b> Evolução da Coordenada a* do CIELAB ao longo da maturação das castas tintas estudadas. ....	63
<b>Figura 42.</b> Evolução da coordenada b* do CIELAB ao longo da maturação.....	64
<b>Figura 43.</b> Evolução da coordenada C* do CIELAB ao longo da maturação. ....	65
<b>Figura 44.</b> Atividade antioxidante obtida pelo método ABTS• <sup>+</sup> nos extratos de uvas estudadas à vindima.....	66
<b>Figura 45.</b> Atividade antioxidante obtida pelo método DPPH• nos extratos de uva estudados à vindima. ....	67
<b>Figura 46.</b> Índice de potencial aromático varietal de extratos de uva estudados à vindima. ....	68
<b>Figura 47.</b> Evolução das antocianinas individuais monoglucosiladas ao longo da maturação para as quatro castas tintas estudadas. ....	69

<b>Figura 48.</b> Antocianinas individuais acetiladas ao longo da maturação para as quatro castas tintas estudadas.....	70
<b>Figura 49.</b> Antocianinas Individuais <i>p</i> -cumariladas ao longo da maturação para as quatro castas tintas estudadas.....	71
<b>Figura 50.</b> Repartição quantitativa dos três grupos de antocianinas monoméricas individuais para as quatro castas tintas estudadas. ....	72
<b>Figura 51.</b> Análise das Componentes Principais pelas variáveis para as castas tintas à vindima- Projeção das variáveis iniciais dos parâmetros físico-químicos.....	74
<b>Figura 52.</b> Análise das Componentes Principais- Projeção das amostras de castas tintas à vindima. ....	75
<b>Figura 53.</b> Análise das Componentes Principais pelas variáveis para as castas brancas à vindima- Projeção das variáveis iniciais dos parâmetros físico-químicos.....	76
<b>Figura 54.</b> Análise das Componentes Principais- Projeção das amostras de castas brancas à vindima. ....	76

## ÍNDICE DE TABELAS

---

<b>Tabela 1.</b> Estrutura química das principais antocianinas e suas características cromáticas mais relevantes.....	17
<b>Tabela 2.</b> Antocianinas monoméricas quantificadas em diferentes castas tintas portuguesas. ....	25
<b>Tabela 3.</b> Flavan-3-óis e algumas procianidinas individuais quantificadas em várias castas, de diferentes frações do bago de uva. (Adaptado de Jordão & Ricardo da Silva 2019).....	35
<b>Tabela 4.</b> Proporção de antocianinas para as quatro castas em estudo, à vindima.....	72

## 1. ENQUADRAMENTO GERAL

As uvas e os vinhos, são uma importante fonte de compostos fenólicos. Estes compostos, evidenciam várias propriedades biológicas, como seja na defesa das plantas e ainda um papel preponderante nas características qualitativas das uvas e dos respetivos vinhos (Cheynier, 2012). Os compostos fenólicos são sintetizados pela via fenilpropanoide, sendo o aminoácido em comum a fenilalanina (um produto da via do chiquimato). Estes podem ser divididos em duas grandes classes, os flavonóides (antocianinas, flavan-3-óis, flavonóis, flavanonas, flavanonóis e flavonas) e os não flavonóides (ácidos hidroxibenzoico e hidroxicinâmico e estilbenos) (Saltveit, 2017).

Assim, no caso dos vinhos, os compostos fenólicos desempenham um importante papel na cor, na adstringência e no amargor dos vinhos, tendo ainda uma importante função na forma como os vinhos podem evoluir ao longo do tempo (Ribéreau-Gayon *et al.*, 2006). A composição fenólica dos vinhos varia conforme a casta, o ambiente e as técnicas de vinificação. No vinho tinto, predominam taninos e as antocianinas, que determinam a cor e a estrutura, enquanto no vinho branco, os ácidos fenólicos são os compostos fenólicos mais abundantes. Durante o envelhecimento, reações químicas transformam os compostos fenólicos, suavizando a adstringência e alterando a coloração. A adstringência resulta principalmente dos taninos, que interagem com proteínas salivares, e dos flavonóides, cuja estrutura química também influencia a intensidade do amargor. Devido à relevância destes compostos para a qualidade do vinho, o estudo da relação entre a qualidade do vinho e a composição fenólica é considerada atualmente, um dos maiores desafios da enologia (Cosme *et al.*, 2021).

Portugal, é um importante produtor mundial de vinhos, e onde o consumo deste produto alimentar se encontra bastante enraizado nos hábitos alimentares dos portugueses, sendo atualmente o país com maior consumo per capita de vinho em termos mundiais (61,68 L/pessoa ano) (OIV, 2024).

A vitivinicultura é uma atividade de grande relevância económica, social e cultural em Portugal. Por outro lado, o nosso país, evidência ainda uma enorme riqueza genética em termos do número de diferentes castas aptas à produção de vinhos. Assim, das 343 castas listadas na Portaria n.º380/2012 de 22 de novembro, cerca de 230 são consideradas como sendo autóctones de Portugal ou da Península Ibérica, o que reflete bem o vasto património genético existente em Portugal. Contudo, muita dessas castas não apresentam ainda estudos aprofundados sobre o seu potencial enológico. Por outro lado, a adaptabilidade às diversas condições edafoclimáticas existentes nas diferentes regiões portuguesas encontra-se, em alguns casos, ainda pouco estudada.

Neste contexto, a região vitivinícola do Dão, é uma das regiões nacionais onde o potencial vitícola, nomeadamente em termos de diversidade genética possível de encontrar nas suas várias sub-regiões, se encontra ainda pouco estudada. Assim, são várias as castas, que embora se possam encontrar no encepamento desta região, a maioria delas ocupa uma área vitícola muito pequena, sendo ainda o conhecimento sobre o potencial vitícola e enológico ainda assente em dados muito empírico. Por outro lado, apesar de muitas das castas terem sido até agora pouco estudadas, as mesmas podem ser consideradas como uma riqueza genética que urge ser estudado. Acresce-se ainda que as mesmas podem vir a apresentar um potencial de elevada adaptação as mudanças climáticas, podendo ainda contribuir para a produção de vinhos com características potencialmente diferenciadoras nos mercados nacionais e internacionais.

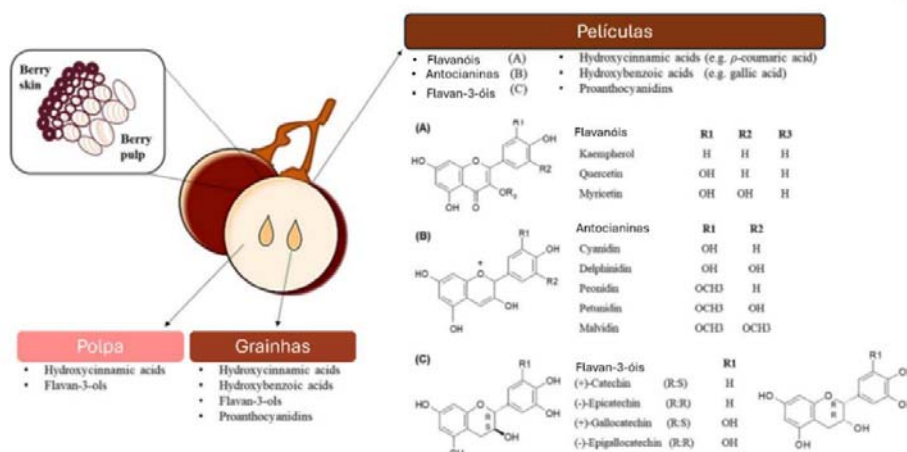
Assim, a presente dissertação de mestrado, visa contribuir para um aprofundamento do conhecimento de algumas castas portuguesas nomeadamente ao nível da sua composição

fenólica e do seu potencial de aroma varietal presentes no encepamento da região do Dão, com vista a uma melhor valorização do património vitícola existente nesta região vitivinícola.

## 2. OS COMPOSTOS FENÓLICOS

Os compostos fenólicos estão presentes nas diferentes frações dos bagos de uva (películas, polpa e grainhas) e as suas quantidades dependem de fatores climáticos, geográficos, níveis de maturação, práticas culturais e ainda do potencial de cada casta (Haselgrove *et al.*, 2000; Pérez-Magariño & González-San José, 2006).

A distribuição dos compostos fenólicos varia nas diferentes partes do bago de uva. Assim, na película dos bagos das uvas tintas é possível encontrar antocianinas e taninos. Já as proantocianidinas podem ser encontradas fundamentalmente nas grainhas, enquanto que os ácidos fenólicos são predominantes na polpa (Xia *et al.*, 2010). A Figura 1 apresenta os principais compostos fenólicos presentes nas diversas frações do bago de uva.



**Figura 1.** Compostos fenólicos, presentes nas diversas frações do bago de uva.

(Adaptado de Garrido-Bañuelos *et al.*, 2022).

Estes compostos apresentam um papel fundamental na qualidade das uvas e dos vinhos, sendo responsáveis pela cor, sabor, adstringência, corpo e estrutura destes últimos (Montealegre *et al.*, 2006a). Para além da qualidade das uvas e dos vinhos estes compostos devido à sua capacidade antioxidante, desempenham ainda várias funções como seja na defesa contra ataques dos herbívoros e de agentes patogénicos, e ainda como protetores contra condições edafo-climáticas desfavoráveis, particularmente, temperatura extrema, stress nutricional e hídrico e ainda como protetores da radiação ultravioleta (Boudet, 2007; Chunlong *et al.*, 2008).

Segundo Jackson (2008) os compostos fenólicos são formados por um ou mais grupos hidroxilos unidos a um ou mais anéis aromáticos ou benzénicos. Os compostos fenólicos podem ser assim subdivididos em dois grandes grupos: flavonóides (antocianinas, flavan-3-óis e flavonóis) e não flavonóides (ácidos fenólicos e estilbenos) (Cejudo-Bastante *et al.*, 2015; Ragusa *et al.*, 2017).

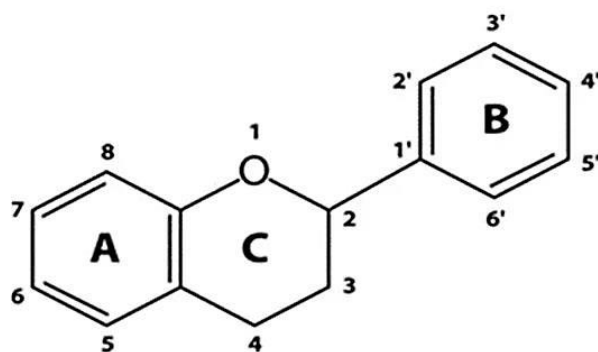
### 2.1. COMPOSTOS FENÓLICOS FLAVONÓIDES

Os flavonóides são uma classe importante de produtos naturais, pertencentes a uma classe de metabólitos secundários vegetais com estrutura polifenólica, amplamente encontrados nas frutas, vegetais e ainda nas bebidas, como seja o vinho. Os flavonóides são associados a promotores da saúde humana e são uma componente indispensável numa vasta variedade de aplicações nutracêuticas, farmacêuticas, medicinais e cosméticas, devido às suas propriedades

antioxidantes, anti-inflamatórias, antimutagênicas e anticancerígenas (Metodiewa *et al.*, 1997; Lee *et al.*, 2009).

Os compostos fenólicos flavonóides presentes na uva situam-se principalmente nas camadas exteriores do pericarpo das películas do bago e em algumas camadas do tegumento.

Um grande número de compostos polifenólicos nas uvas são flavonóides. A estrutura geral dos flavonóides é composta por dois anéis fenil (A e B) e um anel heterocíclico (C) (Figura 2) (Ali *et al.*, 2010). O anel aromático A é originário da via metabólica do acetato/malonato, enquanto que o anel B é procedente da fenilalanina resultante da via metabólica do chiquimato. A alteração na estrutura do anel C resulta em subclasses como sejam as proantocianidinas (também designadas por taninos condensados), e as antocianinas (Adams, 2006; Braidot *et al.*, 2008).



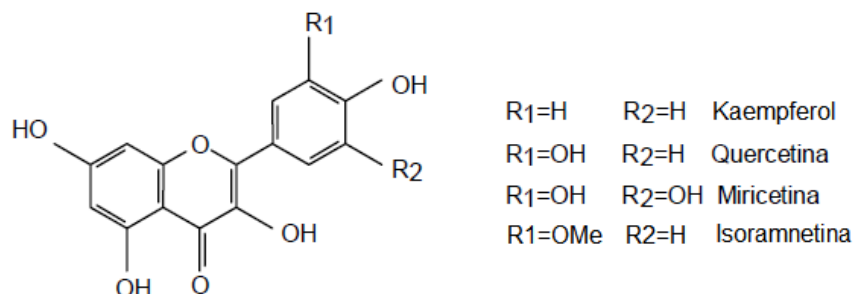
**Figura 2.** Estrutura química de compostos fenólicos flavonóides.

(Extraído de Lima *et al.*, 2012).

### 2.1.1. FLAVONÓIS

Os flavonóis são uma subclasse dos flavonóides, amplamente distribuídos no reino vegetal. Esses metabólitos secundários desempenham papéis fundamentais na proteção das plantas, e apresentam diversos benefícios à saúde humana devido às suas propriedades antioxidantes. Os flavonóis são pigmentos amarelos encontrados em reduzidas quantidades na película das uvas. Estes possuem um papel relevante na estabilidade da cor do vinho tinto pois atuam como co-pigmentos das antocianinas (Rustioni *et al.*, 2012).

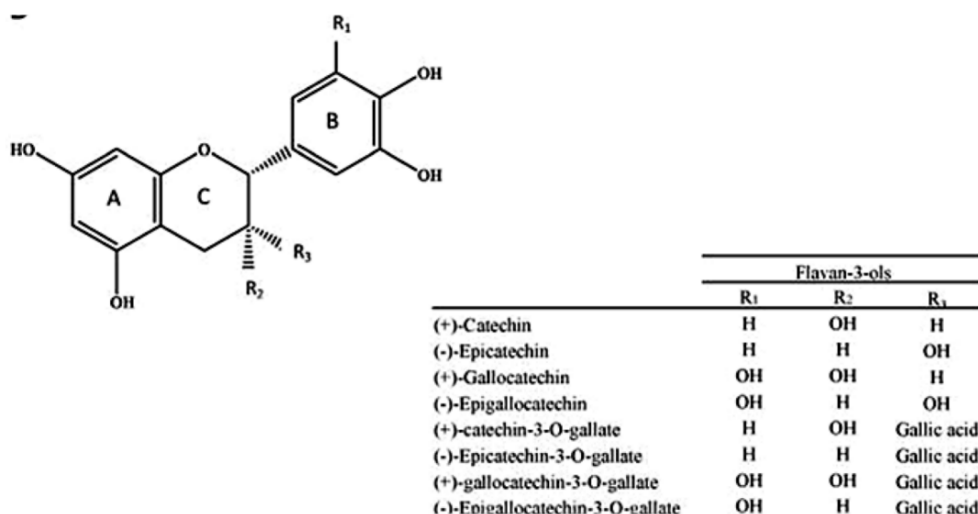
A estrutura química dos flavonóis é caracterizada pela existência de um grupo cetona na posição 4 e um grupo hidroxilo na posição 3 do anel C (Figura 3). Estes podem ter diferentes substituições nos anéis A e B, incluindo grupos hidroxilo e metoxi, originando uma variedade estrutural. Os seis principais flavonóis presentes nas uvas tintas de acordo com o padrão de substituição do anel B são o kaempferol, a quercetina, a miricetina, a isoramnetina, a laricitrina e a seringatina (Clarke *et al.*, 2023).



**Figura 3.** Estrutura química dos flavonóis e os principais flavonóis individuais presentes nas uvas. (Extraído de Lima 2014).

### 2.1.2. FLAVAN-3-ÓIS

Os flavan-3-óis são uma classe de flavonóides bastante abundante presentes na uva e nos vinhos e de elevada relevância para as propriedades organolépticas destes últimos. Os flavan-3-óis são benzopiranos, distinguidos estruturalmente por ter uma cadeia de carbono saturada entre C<sub>2</sub> e C<sub>3</sub> e pela ausência de um grupo carbonilo em C<sub>4</sub>, conforme ilustrado na Figura 4.



**Figura 4.** Estrutura química básica dos flavan-3-óis e os principais flavan-3-óis individuais. (Adaptado de El Rayess et al., 2024).

Os monómeros e os polímeros são os dois principais grupos dos flavan-3-óis. No primeiro grupo encontram-se a (+)-catequina e a (-)-epicatequina que são as formas monoméricas mais prevalentes. Existem assim outras formas esterificadas com o ácido gálico, como seja a (-)-epicatequina-3-O-galato e a (+)-catequina-3-O-galato e que se encontram nas grainhas das uvas, e a sua concentração aumenta conforme a grainha vai amadurecendo (Zerbib et al., 2018).

Os oligómeros e os polímeros de flavan-3-óis incluem as proantocianidinas (taninos condensados). É possível agrupar as proantocianidinas em dois grupos. No primeiro as procianidinas, que são compostas por unidades monoméricas de (+)-catequina e (-)-epicatequina e que estão presentes nas grainhas e nas películas da uva. No segundo grupo, as prodelfinidinas, que são formadas por (+)-galocatequina e (-)-epigallocatequina e que estão presentes exclusivamente na película das uvas (El Rayess et al., 2024).

### 2.1.3. ANTOCIANINAS

As antocianinas são uma classe de compostos fenólicos de bastante importância, pois são responsáveis pela cor das uvas tintas e dos respetivos vinhos (He *et al.*, 2010a). Estes pigmentos são responsáveis pela cor laranja, vermelha, roxa e azul, e se encontram essencialmente nos vacúolos celulares e nos tecidos epidérmicos de folhas, caules, frutos e flores (Borkowski *et al.*, 2005). Para além da cor, as antocianinas possuem uma imensidade de funções biológicas, como seja de proteção contra a exposição solar e a radiação ultravioleta, e ainda capacidade antioxidante e de proteção contra muitos microrganismos patogénicos (Chalker-Scott, 1999; Schaefer *et al.*, 2004; Takahama, 2004).

As antocianinas são compostos fenólicos pertencentes ao grupo dos flavonóides. Estruturalmente, possuem um íão aglicona ou flavílio (2-fenilbenzopirílio) que consiste em um anel aromático A, ligado a um anel benzopirano heterocíclico C, que também é unido por uma ligação carbono-carbono a um terceiro anel aromático B. O número e a posição dos diferentes substituintes hidróxilo e metóxilo nos anéis aromáticos A e B conduzem à identificação de uma vasta variedade de antocianinas e antocianidinas (Figueiredo *et al.*, 1994).

As principais antocianinas encontradas nas uvas são, a pelargonidina (3,5,7,4'-tetrahidroxiflavium), a cianidina (3,5,7,3',4'-pentahidroxiflavium), a delphinidina (3,5,7,3',4',5'-hexahidroxiflavílio), a peonidina (3,5,7,4-tetrahidroxi-3'-metoxiflavílio), a petunidina (3,5,7,3',4'-pentahidroxi-5'-metoxi-flavílio) e a malvidina (3,5,7,4'-tetrahidroxi-3',5'-dimetoxiflavílio), sendo esta última frequentemente, a antocianina mais abundante na maioria das uvas tintas (Holton & Cornish, 1995; Mazza, 1995, Jordão *et al.* 1998a). A Tabela 1 apresenta a estrutura química das principais antocianinas e as suas principais características cromáticas.

**Tabela 1. Estrutura química das principais antocianinas e suas características cromáticas mais relevantes. (Extraído de Pervaiz *et al.*, 2017).**

Estrutura Química	Substituição		Nome Antocianina	Cor	Amáx no espectro visível
	R1	R2			
	E	E	Pelargonidina	Laranja	494nm
	OH	E	Cianidina	Laranja-avermelhado	504nm
	OH	OH	Delphinidina	Azul vermelho	508nm
	OCH3	E	Peonidina	Laranja-avermelhado	508nm
	OCH3	OH	Petunidina	Azul vermelho	508nm
	OCH3	OCH3	Malvidina	Azul vermelho	510nm

A proporção e a quantidade de cada antocianina influencia tanto a tonalidade quanto a estabilidade da cor, sendo diretamente afetadas pelo padrão de hidroxilação e de metilação do anel B das antocianinas. O azul é realçado pelo aumento de grupos hidroxilo livres, enquanto que o vermelho se intensifica com o aumento da metilação dos grupos hidroxilo (He *et al.*, 2010b).

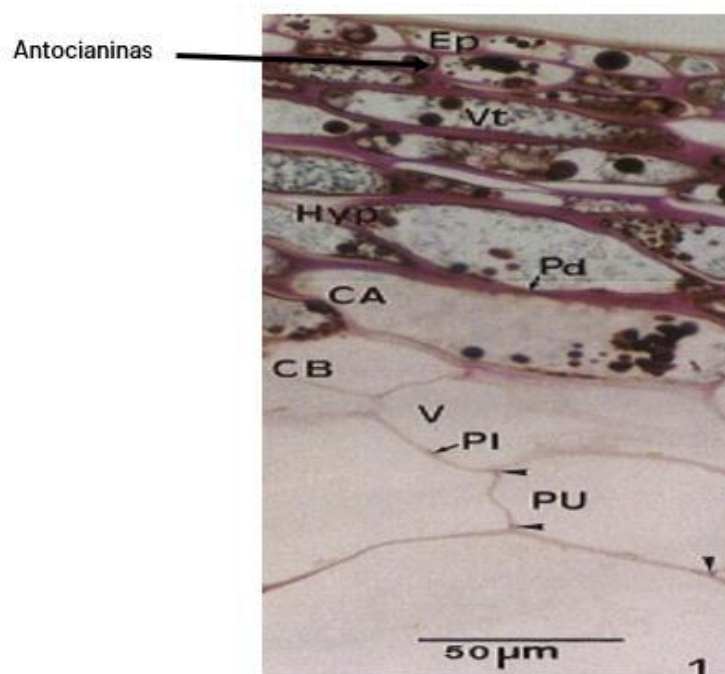
#### 2.1.3.1. LOCALIZAÇÃO CELULAR DAS ANTOCIANINAS

A distribuição de antocianinas nas uvas é altamente variável, pois depende de vários fatores fisiológicos e climáticos (Agati *et al.*, 2008). Na maioria das castas tintas, como por exemplo a Cabernet Sauvignon e a Pinot Noir, as antocianinas acumulam-se principalmente nas camadas de células hipodérmicas da película do bago no final da maturação (Ribéreau-Gayon *et al.*, 2006). Contudo existem castas que são conhecidas como tintureiras, onde as antocianinas estão também presentes na polpa. As antocianinas estão completamente ausentes na maioria das uvas brancas, embora possa haver vestígios em algumas castas como seja a casta Síria (Andrea-Silva *et al.*, 2014).

A película da uva, representa a barreira hidrofóbica do pericarpo, e é composta por dois tecidos distintos (Braidot *et al.*, 2008). O tecido mais externo (epiderme), é fortemente cutinizado, enquanto que as camadas internas de paredes espessas da hipoderme, englobam a maioria dos flavonóides da película, como as antocianinas, os taninos e, em menor extensão, os flavan-3-óis simples e flavonóis (Pinelo *et al.*, 2006; Mackon *et al.*, 2021).

Os pigmentos das antocianinas estão localizados nos vacúolos das células da película, localizados no exocarpo (Amrani-Joutei & Glories, 1995). Estudos indicam que a biossíntese destas ocorre no retículo endoplasmático e no citoplasma, antes de serem transportadas para os vacúolos através de proteínas transportadoras, onde são armazenadas e protegidas da degradação (Zhao & Dixon, 2010; Demurtas *et al.*, 2019).

Na Figura 5, apresenta-se a localização celular dos pigmentos antociânicos dispersos no citoplasma das células da epiderme e nas paredes celulares da película das uvas.



**Figura 5.** Localização celular das antocianinas nas paredes celulares da epiderme das películas.

Abreviaturas: CA = tipo de célula A, CB = tipo de célula B, Ep = epiderme externa, Hyp = hipoderme, Pd = plasmodesma, PI = plasto, PU = polpa, V = vacúolo e VT = vacúolo tânico.

(Extraído de Fougère-Rifot *et al.*, 1996).

### 2.1.3.2. BIOSÍNTESE DAS ANTOCIANINAS

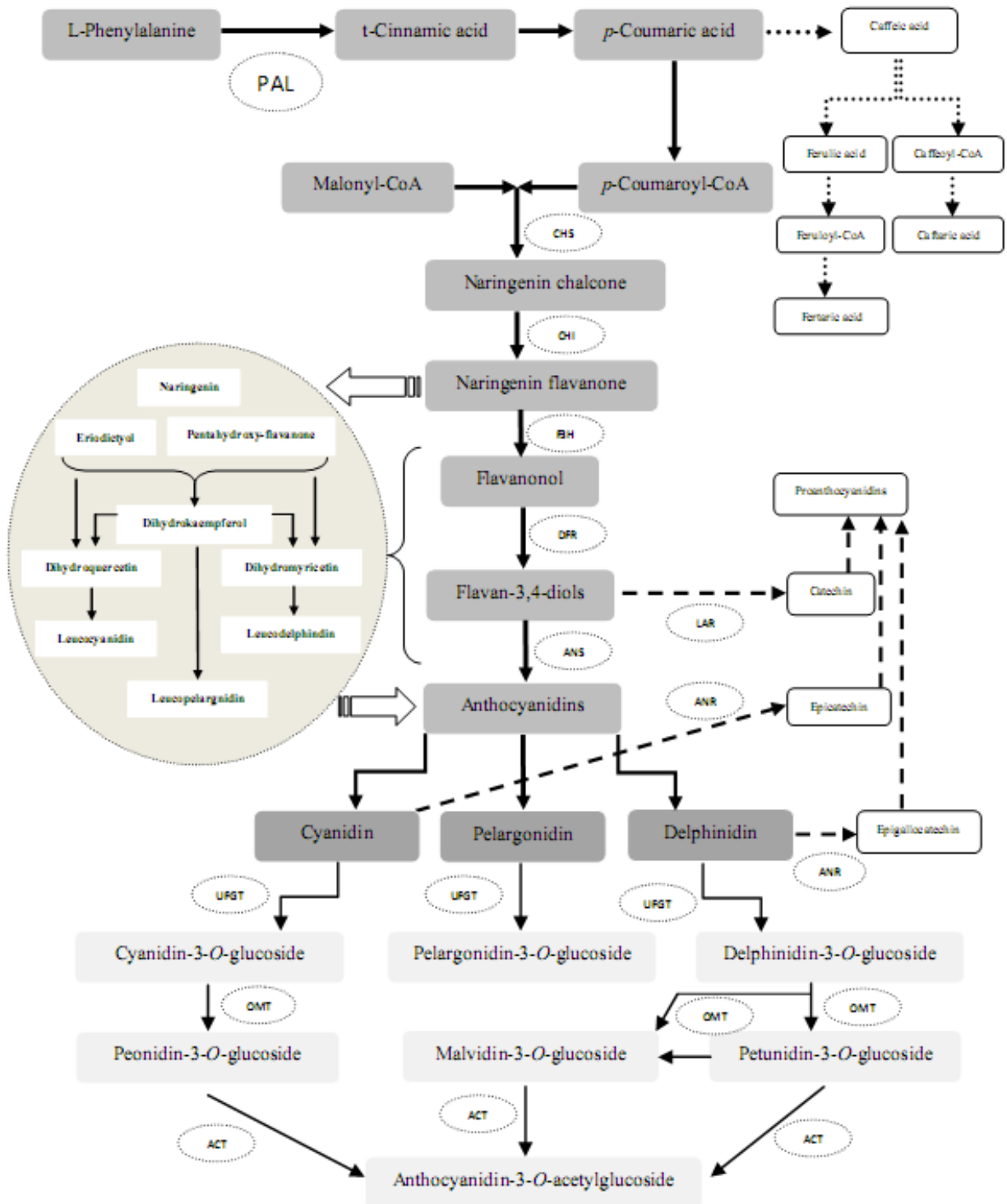
As antocianinas são produzidas no retículo endoplasmático e posteriormente transportadas para se aglomerarem nos vacúolos de uma vasta série de células e de tecidos nos órgãos vegetativos e reprodutivos das plantas (Landi *et al.*, 2015).

A biossíntese das antocianinas segue de acordo com a via bioquímica apresentada na Figura 6. As etapas iniciais da sequência biossintética levam à formação de COz (coenzima) e do intermediário da chalcona naringenina sintetizados no tecido da uva a partir da condensação de uma molécula de ácido cinâmico ativo (por exemplo, a coenzima A-éster de ácido *p*-cumárico principalmente) com três moléculas de malonil-CoA, catalisadas pela chalcona sintase (CHS). O ácido cinâmico ativo livre é derivado da L-fenilalanina pelo metabolismo geral de fenilpropanoides, enquanto a malonil-CoA é formada a partir da reação da acetil-CoA carboxilase (Adams, 2006; Tian *et al.*, 2006; He *et al.*, 2010a).

Adams (2006) demonstrou que em células que produzem os ácidos cinâmicos livres e os seus ésteres de CoA, são convertidos em álcool *p*-cumarílico, álcool coniferílico e álcool sinapílico por uma família de hidroxilases do citocromo P450 dependentes de oxigénio e metil-transferases dependentes de S-adenosilmetionina. Esses álcoois são os substratos para as reações de polimerização que produzem lignina.

Após a ação da chalcona isomerase (CHI), a naringenina chalcona pode ser modificada para o isómero naringenina flavanona estereoespecificamente, que consiste inicialmente nos três anéis básicos do esqueleto flavonoide geral Co-Cz-C. A atividade da chalcona isomerase e a naringenina flavanona, são cruciais para as reações seguintes. A naringenina flavanona pode ser de seguida hidroxilada para produzir erodictiol ou penta-hidroxil-flavanona pela ação de duas enzimas distintas, a flavonoide 3'-hidroxilase ou a flavonoide 3'5'-hidroxilase, respectivamente. As três (2S)-flavanonas (naringenina, erodictiol e penta-hidroxi-flavanona) são modificadas pela catálise da flavanona 3 $\beta$ -hidroxilase para produzir os di-hidroflavonóis correspondentes (di-hidroquercetina, di-hidrokaempferol e di-hidromiricetina). Além disso, a partir do diidrokaempferol também é possível produzir diidroquercetina e diidromiricetina pela ação do flavonoide 3'-hidroxilase e flavonoide 3'5'-hidroxilase, respectivamente (Bogs *et al.*, 2006; Di Stefano & Flamini, 2008).

Por fim, a diidroflavonol 4-redutase pode reduzir esses diidroflavonóis às suas leucoantocianidinas correspondentes: leucocianidina, leucopelargonidina e leucodelfinidina. Com a ajuda do ião de ferro, a atividade da enzima antocianidina sintase induz a oxidação das leucoantocianidinas e, conseqüentemente, formação de antocianinas coloridas como a pelargonidina, cianidina e a delfinidina (He *et al.*, 2010a). A partir da cianidina e da delfinidina e pela ação de diferentes enzimas ocorre a biossíntese das restantes formas das antocianinas individuais, como sejam, a peonidina-3-O-glucósido, a petunidina-3-O-glucósido e a malvidina-3-O-glucósido. Por último, a partir dos monoglucósidos de peonidina e da petunidina se podem formar as formas acetiladas das antocianinas (Figura 6).



**Figura 6. Principais etapas da biossíntese das antocianinas nas uvas.**

As setas acinzentadas representam produtos de flavan-3-ols; as setas pontilhadas representam produtos de ácidos cinâmicos. Abreviações de enzimas: PAL- fenilalanina amônia-liase; CHS = chalcona sintase; CHI =chalcona isomerase; F3H - flavanona 3β-hidroxilase; DFR - diidroflavonol 4-reductase; ANS =antocianidina sintase; LAR = leucoantocianidina reductase; ANR = antocianidina reductase; UFGT = flavonoide glicosiltransferase; OMT = C-metiltransferase; ACT- antocianina aciltransferase.

(Extraído de Jordão & Cosme, 2014)

### 2.1.3.3. FATORES QUE INFLUENCIAM A BIOSÍNTESE DAS ANTOCIANINAS

Os fatores ambientais como sejam a luz, o tipo de casta, as práticas agrícolas, as condições climáticas e geográficas, podem modificar significativamente o teor e a composição das antocianinas presentes nas uvas (Mazza & Francis, 1995).

Alguma atenção tem sido dada às práticas vitícolas aplicadas pelos produtores para favorecer a acumulação de antocianinas nas uvas. Assim, a variação da composição e a concentração das antocianinas nas uvas está dependente de vários fatores vitícolas, como seja o sistema de poda, a realização da desfolha de forma precoce, a fertilização da vinha e ainda os fatores climáticos, como seja a temperatura e a luz (Mazza & Francis, 1995; Petrie & Clingeleffer, 2006; Peña-Neira *et al.*, 2007).

Contrariamente a algumas frutas que têm uma necessidade absoluta de luz para a síntese das antocianinas, as uvas podem acumular antocianinas nas películas com ou sem luz. Contudo vários estudos revelam que a exposição à luz tem elevados efeitos positivos na concentração de antocianinas (He *et al.*, 2010b). Foi constatado que em diversas plantas, a irradiação UV pode estimular a expressão dos genes envolvidos na biossíntese de antocianinas e, portanto, resultar no aumento da concentração destas (Park *et al.*, 2007). Vários estudos demonstram ainda que a luz solar acentuada pode gerar queimaduras solares excessivas nos bagos expostos e reduzir a acumulação de antocianinas. Além disso, quando ocorre a remoção de folhas de forma excessiva em torno do bago (desfolha), vários autores observaram que o aumento da exposição à luz solar dos bagos causou danos nestes por queimaduras solares e reduziu a acumulação de antocianinas (Jeong *et al.*, 2004; Evaghelia *et al.*, 2010). Desta forma, para a produção máxima de antocianinas em uvas, é importante existir uma exposição controlada à luz solar (He *et al.*, 2010b).

O estado hídrico é outro fator ambiental relevante que pode determinar a biossíntese das antocianinas. Em condições de défice hídrico controlado durante o amadurecimento, a biossíntese das antocianinas pode ser bastante estimulada, resultando numa maior acumulação de antocianinas (Castellarin *et al.*, 2007). Ollé *et al.* (2011) demonstraram o efeito do défice hídrico antes e após o pintor na acumulação de antocianinas durante a maturação das uvas da casta Shiraz, tendo observado que os défices antes e após o pintor afetaram a biossíntese de antocianinas nas uvas. Estes autores ainda constataram que o défice hídrico antes do pintor, favoreceu a acumulação de antocianinas, exceto para a malvidina e os derivados p-cumarilados, enquanto que o défice hídrico após o pintor estimulou a biossíntese de algumas antocianinas, particularmente dos derivados da malvidina.

A concentração e distribuição de antocianinas, nas películas das uvas, são também extremamente dependentes de fatores climáticos, nomeadamente da temperatura. Segundo Tarara *et al.*, (2008) a temperatura influencia a síntese das antocianinas. Assim, geralmente temperaturas até 25 °C, favorecem a biossíntese de antocianinas, enquanto que temperaturas muito elevadas (acima dos 35 °C), estão associadas à degradação de antocianinas e à inibição da sua biossíntese. Mori *et al.* (2007) demonstraram que a influência de altas temperaturas (até aos 35 °C) pode reduzir a quantidade total de antocianinas nas uvas para menos da metade, quando comparado com uvas cuja maturação decorreu à temperatura não acima de 25 °C. Outros autores indicam também que, à exceção dos derivados de malvidina (3-glucósidos, 3-acetilglucósidos e 3-p-cumarilglucósidos), a concentração de outras antocianinas tendem a reduzir-se notavelmente em uvas cultivadas sob altas temperaturas em comparação com o controle (Jordão & Cosme, 2014).

Alguns estudos apontam ainda para que altas temperaturas noturnas inibam a expressão de alguns compostos relacionados com a biossíntese das antocianinas nos estágios iniciais de maturação. Desta forma se reduz drasticamente a atividade de algumas enzimas envolvidas na biossíntese das antocianinas, resultando desta forma uma baixa produção destes compostos (Mori *et al.*, 2005; Yamane *et al.*, 2006).

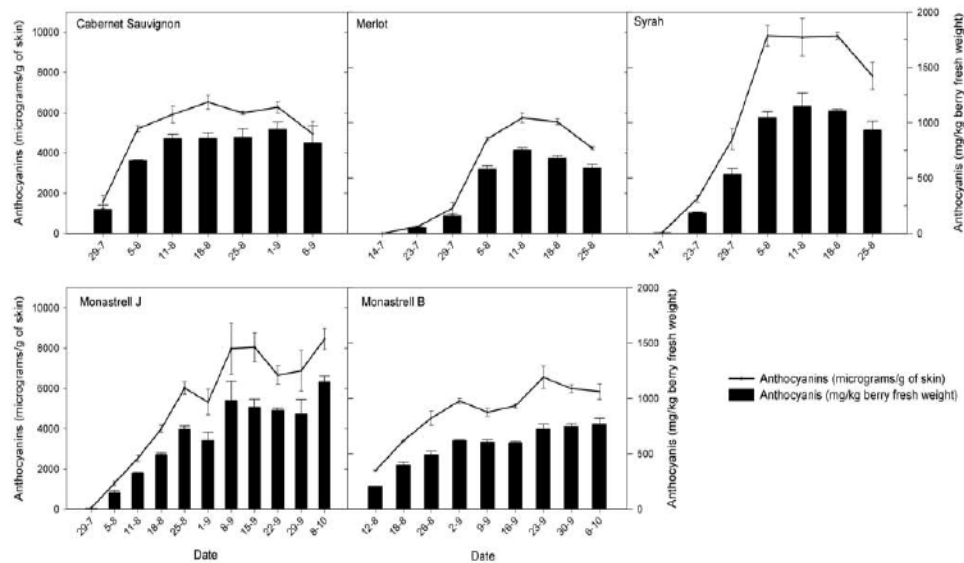
A altitude também pode ser um fator geográfico que pode influenciar a acumulação das antocianinas nas uvas. Segundo Mateus *et al.*, (2002) a concentração de antocianinas aumentou com o aumento da altitude de 150 para as 250 m acima do nível do mar de patamares na região do Douro, para duas castas portuguesas (Touriga Nacional e Touriga Franca). Estes resultados parecem estar correlacionados com as diferenças de temperaturas observadas nas diversas altitudes, sendo as temperaturas mais baixas observadas nos patamares em cultivo em altitudes mais elevadas.

#### **2.1.3.4. EVOLUÇÃO DAS ANTOCIANINAS AO LONGO DA MATURAÇÃO**

A maturação das uvas compreende um conjunto de reações físicas e bioquímicas, que se iniciam no pintor e terminam com a uva madura, ou seja, quando esta abrange o potencial máximo de cada componente, para ser sujeita a transformações enológicas (González-San José *et al.*, 1991).

Segundo vários autores (Ribéreau-Gayon & Glories, 1980; Jordão & Correia, 2012) a biossíntese das antocianinas é vestigial, ou até nula, durante as primeiras etapas da maturação, atingindo a sua concentração máxima quando a uva está próxima do final da maturação, seguindo-se uma diminuição dos seus teores nas etapas finais de maturação. Esta diminuição está correlacionada com a formação de complexos englobando as antocianinas, que levam à formação de pigmentos mais instáveis e, por consequência, ao decréscimo no teor de antocianinas livres e ainda a própria degradação dos pigmentos antociânicos presentes nas células por via da sua oxidação (Pérez-Magariño & González-San José, 2004). Ortega-Regules *et al.*, (2008) demonstraram que para as castas Cabernet-Sauvignon, Merlot e Syrah, a concentração de antocianinas aumentou muito rapidamente durante as primeiras semanas de maturação, sendo o valor máximo atingido em meados de agosto. Já a síntese das antocianinas nas uvas da casta Monastrell foi mais lenta, pois corresponde a um período de amadurecimento mais longo, sendo a concentração máxima atingida um mês depois. Após atingir o máximo, a concentração de antocianinas diminuiu em todas as castas.

Um declínio semelhante no teor de antocianinas das uvas durante o período de sobrematuração foi relatado por Ribéreau-Gayon & Glories, (1980). A Figura 7 apresenta de forma exemplificativa a evolução das antocianinas em algumas castas tintas estudadas por Ortega-Regules *et al.*, (2008) ao longo da maturação.



**Figura 7.** Evolução das antocianinas nas películas ao longo da maturação em algumas castas. (Extraído de Ortega-Regules *et al.*, 2008).

Diversos autores descrevem que a evolução das antocianinas durante a maturação é caracterizada por um aumento que se inicia antes do pintor, nomeadamente 2 a 3 semanas antes da cor das uvas ser visível. Do pintor até ao final da maturação, o desenvolvimento das antocianinas é caracterizado em geral por três fases, sendo que a primeira fase corresponde a um aumento lento, seguido por um rápido aumento (20 a 35 dias após o pintor) e terminando com a estabilização dos valores antes de uma diminuição no final do amadurecimento e/ou durante a maturação excessiva (González-San José *et al.*, 1991; Jordão *et al.*, 1998a; 1998b; Jordão & Correia, 2012). Jordão *et al.*, (2024), estudaram a evolução das antocianinas totais para diferentes castas de uvas cultivadas nos Açores ao longo da maturação tendo observado para o ano de 2021 que a casta Merlot apresentou valores de antocianinas totais no início do pintor de 810 mg/L de malvidina-3-monoglucósido e no final da maturação de 1076 mg/L de malvidina-3-monoglucósido. Já a casta Saborinho e, para o mesmo ano, apresentou os menores valores de antocianinas totais apresentando no início do pintor 458 mg/L de malvidina-3-monoglucósido e no final da maturação de 453 mg/L de malvidina-3-monoglucósido, também para o ano de 2021. No ano de 2023 a casta Merlot apresentou maiores concentrações de antocianinas em relação as restantes castas estudadas (Saborinho e Syrah). Contudo, Fernández-Lopez *et al.*, (1991) constataram um decréscimo notável nas últimas 2 semanas da maturação, seguida por um aumento nos últimos dias de maturação, enquanto outros autores observaram um aumento contínuo de antocianinas individuais de uvas Tannat e Shiraz durante toda a maturação (Boido *et al.*, 2011; Ollé *et al.*, 2011).

Jordão & Correia, (2012) estudaram a evolução das antocianinas individuais monoméricas ao longo da maturação, para duas castas tintas portuguesas, Tinta Roriz e Touriga Nacional. Assim, observaram que para ambas as castas, ocorreu um aumento geral embora com pequenas oscilações durante o processo de amadurecimento. Contudo, para a maioria das antocianinas monoméricas individuais da casta Touriga Nacional foi quantificada uma ligeira diminuição nos valores durante as duas últimas semanas de maturação. Para ambas as variedades, os resultados indicaram que o grupo das antocianinas glucosiladas foi o mais abundante, seguindo-se as formas acetiladas e, finalmente, as formas cumariladas. Estes autores obtiveram conteúdo individual de antocianinas cuja forma individual mais abundante foi a,

malvidina-3-glucósido (0,40 a 7,79 mg/g de película no início e no fim da maturação, respetivamente), seguindo-se a delphinidina-3- glucósido (0,030 a 0,62 mg/g de película no início e no fim da maturação, respetivamente) e a malvidina-3-acetilglucósido (de 0,05 a 0,57 mg/g de película no início e no fim da maturação, respetivamente). Além disso, a cianidina-3-glucósido (de 0,0 a 0,019 mg/g de película no início e no fim da maturação, respetivamente) e a cianidina-3-*p*-cumarilglucósido (de 0,0 a 0,029 mg/g de película no início e no fim da maturação, respetivamente) foram os pigmentos antociânicos menos abundantes em ambas as castas estudadas.

Segundo Roggero *et al.* (1986), os derivados de cianidina são considerados um dos pigmentos primários na biossíntese, constituindo o menor grupo durante a maturação. De acordo com Jordão *et al.*, (1998a), a malvidina-3-glucósido representa a forma final nas cadeias de transformação da via biossintética das antocianinas.

Na Tabela 2 estão representados alguns exemplos que ilustram a variabilidade das antocianinas monoméricas quantificadas em diferentes castas de uvas tintas. Assim é possível observar que para todas as castas tintas a malvidina-3- *O*-glucósido está presente em maior quantidade, exceto para a casta Alvarelhão, onde a Peonidina-3-*O*-glucósido se encontra em maior concentração. Um resultado semelhante foi descrito por Gómez Gallego *et al.* (2012), que descreveram para 5 castas (Bobal, Moravia Agria, Moravia Dulce, Rojal e Tortosí) da região espanhola de Castilla-La Mancha, que a principal antocianina foi a malvidina-3-*O*-glucósido, com exceção da variedade Rojal, cuja principal foi a peonidina-3-*O*- glucósido junto com a cianidina-3-*O*-glucósido. No estudo de Zeppa *et al.* (2001) para algumas castas de uva (Traminer, Gewürztraminer, Muscat Rosé e Nebbiolo), prevaleceram a cianidina-3-*O*- glucósido e a peonidina-3-*O*- glucósido, os mesmos autores também relataram para a casta de uva italiana, Avaná, que a peonidina-3-*O*- glucósido e a cianidina-3-*O*- glucósido são as antocianinas individuais principais (representando cerca de 73% do total), enquanto malvidina-3-*O*-glucósido foi responsável por apenas 16% das antocianinas individuais quantificadas. Tal facto demonstra que a concentração de antocianinas monoméricas individuais varia de casta para casta.

Tabela 2. Antocianinas monoméricas quantificadas em diferentes castas tintas portuguesas.

Castas	Antocianinas monoméricas individuais													Referências
	Delp gluc	Cyan gluc	Petun gluc	Peon gluc	Malv gluc	Cyan acet-gluc	Petun acet-gluc	Peon acet-gluc	Malv acet-gluc	Petun com-gluc	Peon com-gluc	Malv com-gluc		
Camarate	--	0,05 <sup>a</sup>	0,22 <sup>a</sup>	0,49 <sup>a</sup>	5,08 <sup>a</sup>	0,02 <sup>a</sup>	0,02 <sup>a</sup>	0,12 <sup>a</sup>	1,29 <sup>a</sup>	0,12 <sup>a</sup>	0,11 <sup>a</sup>	0,90 <sup>a</sup>		
Monvedro	0,60 <sup>a</sup>	0,01 <sup>a</sup>	0,94 <sup>a</sup>	0,30 <sup>a</sup>	6,09 <sup>a</sup>	0,05 <sup>a</sup>	0,14 <sup>a</sup>	0,01 <sup>a</sup>	1,65 <sup>a</sup>	0,11 <sup>a</sup>	0,09 <sup>a</sup>	1,48 <sup>a</sup>		
Moreto Boal	0,08 <sup>a</sup>	0,01 <sup>a</sup>	0,06 <sup>a</sup>	0,49 <sup>a</sup>	3,96 <sup>a</sup>	0,01 <sup>a</sup>	0,06 <sup>a</sup>	0,11 <sup>a</sup>	1,01 <sup>a</sup>	0,10 <sup>a</sup>	0,12 <sup>a</sup>	1,27 <sup>a</sup>		
Negro Mole	0,04 <sup>a</sup>	0,01 <sup>a</sup>	0,24 <sup>a</sup>	0,51 <sup>a</sup>	5,92 <sup>a</sup>	0,02 <sup>a</sup>	0,21 <sup>a</sup>	0,11 <sup>a</sup>	1,43 <sup>a</sup>	0,08 <sup>a</sup>	0,11 <sup>a</sup>	2,21 <sup>a</sup>		
Negro Mouro	0,03 <sup>a</sup>	--	0,21 <sup>a</sup>	0,54 <sup>a</sup>	5,88 <sup>a</sup>	0,02 <sup>a</sup>	0,08 <sup>a</sup>	0,10	1,45 <sup>a</sup>	0,03 <sup>a</sup>	0,09 <sup>a</sup>	2,23 <sup>a</sup>		
Alfrocheiro	0,03 <sup>a</sup>	--	0,16 <sup>a</sup>	0,14 <sup>a</sup>	2,90 <sup>a</sup>	--	--	0,04 <sup>a</sup>	0,18 <sup>a</sup>	0,06 <sup>a</sup>	0,04 <sup>a</sup>	1,46 <sup>a</sup>		
Alvarelhão	0,08 <sup>a</sup>	0,24 <sup>a</sup>	0,12 <sup>a</sup>	1,04 <sup>a</sup>	0,99 <sup>a</sup>	0,01 <sup>a</sup>	0,01 <sup>a</sup>	0,06 <sup>a</sup>	0,05 <sup>a</sup>	0,01 <sup>a</sup>	0,12 <sup>a</sup>	0,12 <sup>a</sup>		
Bastardo	0,02 <sup>a</sup>	0,03 <sup>a</sup>	0,01 <sup>a</sup>	0,13 <sup>a</sup>	0,62 <sup>a</sup>	--	--	0,02 <sup>a</sup>	0,05 <sup>a</sup>	0,02 <sup>a</sup>	0,05 <sup>a</sup>	0,16 <sup>a</sup>		
Jean	0,09 <sup>a</sup>	0,02 <sup>a</sup>	0,20 <sup>a</sup>	0,27 <sup>a</sup>	2,75 <sup>a</sup>	0,02 <sup>a</sup>	0,04 <sup>a</sup>	0,03 <sup>a</sup>	0,89 <sup>a</sup>	0,04 <sup>a</sup>	0,02 <sup>a</sup>	0,77 <sup>a</sup>		
Malvasia Preta	0,21 <sup>a</sup>	0,06 <sup>a</sup>	0,31 <sup>a</sup>	0,55 <sup>a</sup>	2,32 <sup>a</sup>	--	0,01 <sup>a</sup>	0,01 <sup>a</sup>	0,10 <sup>a</sup>	0,02 <sup>a</sup>	0,04 <sup>a</sup>	0,28 <sup>a</sup>		
Rufete	--	--	--	0,01 <sup>a</sup>	1,39 <sup>a</sup>	--	--	0,02 <sup>a</sup>	0,14 <sup>a</sup>	0,03 <sup>a</sup>	0,05 <sup>a</sup>	1,48 <sup>a</sup>		
Sousão	0,21 <sup>a</sup>	0,09 <sup>a</sup>	0,33 <sup>a</sup>	1,34 <sup>a</sup>	2,76 <sup>a</sup>	--	--	--	0,06 <sup>a</sup>	0,02 <sup>a</sup>	0,04 <sup>a</sup>	0,18 <sup>a</sup>		
Tinta Amarela	0,58 <sup>a</sup>	0,07 <sup>a</sup>	0,74 <sup>a</sup>	0,69 <sup>a</sup>	2,91 <sup>a</sup>	0,02 <sup>a</sup>	0,04 <sup>a</sup>	0,03 <sup>a</sup>	0,10 <sup>a</sup>	0,05 <sup>a</sup>	0,06 <sup>a</sup>	0,65 <sup>a</sup>		
Tinta Barca	0,34 <sup>a</sup>	0,04 <sup>a</sup>	0,46 <sup>a</sup>	0,23 <sup>a</sup>	2,41 <sup>a</sup>	--	--	0,05 <sup>a</sup>	0,13 <sup>a</sup>	0,04 <sup>a</sup>	--	0,98 <sup>a</sup>		
Tinta Barroca	0,21 <sup>a</sup>	0,06 <sup>a</sup>	0,41 <sup>a</sup>	0,57 <sup>a</sup>	4,39 <sup>a</sup>	--	--	0,07 <sup>a</sup>	0,26 <sup>a</sup>	0,11 <sup>a</sup>	0,13 <sup>a</sup>	1,94 <sup>a</sup>		
Tinta Miúda	0,20 <sup>a</sup>	0,01 <sup>a</sup>	0,25 <sup>a</sup>	0,64 <sup>a</sup>	2,31 <sup>a</sup>	--	0,02 <sup>a</sup>	0,04 <sup>a</sup>	0,26 <sup>a</sup>	0,02 <sup>a</sup>	0,11 <sup>a</sup>	0,41 <sup>a</sup>		
Tinto Cão	0,27 <sup>a</sup>	0,01 <sup>a</sup>	0,39 <sup>a</sup>	0,13 <sup>a</sup>	2,65 <sup>a</sup>	--	0,01 <sup>a</sup>	0,16 <sup>a</sup>	0,37 <sup>a</sup>	0,25 <sup>a</sup>	0,05 <sup>a</sup>	2,57 <sup>a</sup>		
Castelão Francês	6,2 <sup>b</sup>	2,6 <sup>b</sup>	8,5 <sup>b</sup>	11,7 <sup>b</sup>	59,2 <sup>b</sup>	0,2 <sup>b</sup>	0,4 <sup>b</sup>	0,5 <sup>b</sup>	4,0 <sup>b</sup>	0,9 <sup>b</sup>	0,9 <sup>b</sup>	4,6 <sup>b</sup>		
Touriga Francesa	0,9 <sup>b</sup>	0,1 <sup>b</sup>	2,5 <sup>b</sup>	3,6 <sup>b</sup>	46,3 <sup>b</sup>	0,1 <sup>b</sup>	2,5 <sup>b</sup>	3,6 <sup>b</sup>	12,9 <sup>b</sup>	1,9 <sup>b</sup>	1,2 <sup>b</sup>	23,4 <sup>b</sup>		

(Costa et al., 2014)

(Jordão et al., 1998a)

Delp gluc, delphinidina-3-O-glucósido; Ciano gluc, cianidina-3-O-glucósido; Petun gluc, petunidina-3-O-glucósido; Peon gluc, peonidina-3-O-glucósido; Malv gluc, malvidina-3-O-glucósido; Cyan acet-gluc, cianidina-3-acetilglucósido; Petun acet-gluc, petunidina-3-acetilglucósido; Peon acet-gluc, peonidina-3-acetilglucósido; Malv acet-gluc, malvidina-3-acetilglucósido; Petun com-gluc, petunidina-3-p-cumarilglucósido; Peon com-gluc, peonidina-3-p-cumarilglucósido; Malv coum-gluc, malvidina-3-p-cumarilglucósido; Malv coum-gluc, malvidina-3-p-cumarilglucósido. Valores expressos em mg/g de casca (equivalentes de malvidina-3-O-glucoside).<sup>b</sup> Valores expressos em % de peso de antocianinas/peso de uva. (Adaptado de Jordão & Cosme, 2014).

#### 2.1.4. TANINOS

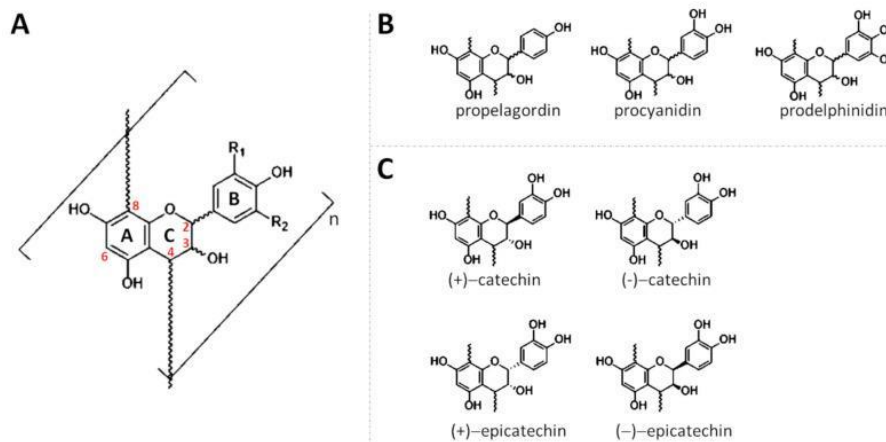
Assim como as antocianinas, os taninos são metabólitos secundários vastamente distribuídos nas plantas. Estes são compostos fenólicos poliméricos com propriedades adstringentes (Agrawal *et al.*, 2012; Bone & Mills, 2012; Lattanzio *et al.*, 2012; Tamokou *et al.*, 2017). Os taninos podem ser encontrados em todas as frações do cacho de uva, mas em particular nas grainhas, e também nos engaços. A polpa de uva apresenta menores quantidades desses compostos fenólicos, sendo a polpa das uvas tintureiras as mais ricas em proantocianidinas (Ricardo-da-Silva *et al.*, 1992; Monagas *et al.*, 2003). Os taninos, assim como as antocianinas desempenham um importante papel de defesa das plantas contra ataques de animais e de microrganismos patogênicos. Segundo Bate-Smith (1977), os taninos possuem uma importante função como repelente para animais e microrganismos que atacam as plantas causando prejuízos nestas. A adstringência torna os tecidos vegetais não palatáveis, devido à precipitação das proteínas da saliva, o que inibe a invasão de parasitas nos tecidos vegetais, condicionando também a ação dos herbívoros (Vieira *et al.*, 2011).

Os taninos podem ser classificados em duas classes: taninos condensados (proantocianidinas), e taninos hidrolisáveis. Os taninos hidrolisáveis são encontrados no vinho, devido ao contacto deste com madeira de carvalho (Mavrikou, 2012). Devido às características estruturais dos taninos hidrolisáveis, eles podem ser classificados como: taninos gálicos e taninos elágicos. Os taninos gálicos são a classe mais simples de taninos hidrolisáveis envolvendo substituintes de ácido gálico esterificados com um resíduo de polioliol (nomeadamente D-glicose) (Smeriglio *et al.*, 2017). Os taninos elágicos são compostos a partir de taninos gálicos por ligação intermolecular carbono-carbono entre pelo menos duas unidades galoilo, formando ácido hexa-hidroxidifenóla, que em solução aquosa lactoniza espontaneamente o ácido elágico (Landete, 2011).

Os taninos condensados também conhecidos por proantocianidinas estão presentes nas películas, nas grainhas e nos engaços, apesar de existirem em níveis mais elevados nas grainhas (Ricardo da Silva *et al.*, 1991). As proantocianidinas das grainhas incluem apenas as procianidinas, enquanto os taninos presentes nas películas incluem tanto as prodelfinidinas quanto as procianidinas (Prieur *et al.*, 1994; Souquet *et al.*, 1996; Labarbe *et al.*, 1999).

Do ponto de vista químico, as proantocianidinas são oligómeros ou polímeros derivados da condensação de duas ou mais unidades de 2-fenil-3,4-di-hidro-2H-cromeno-3-ol (flavan-3-ol), que são compostos por dois anéis benzílicos aromáticos unidos por três átomos de carbono que formam um anel heterocíclico oxigenado (C<sub>6</sub>-C<sub>3</sub>-C<sub>6</sub>). Os flavan-3-óis e, as proantocianidinas, possuem um anel A saturado, e portanto, são consideradas moléculas não planares (Heim *et al.*, 2002; Mannino *et al.*, 2021).

Estruturalmente, as proantocianidinas podem variar entre si em relação ao número e à posição dos grupos hidroxilo ligados aos anéis aromáticos (ou anel B); à estereoquímica do heterociclo do flavonol (ou anel C) e ao tipo de ligação entre as diferentes unidades. Assim, de acordo com o número e a posição dos grupos hidroxilo, podem ser identificadas três proantocianidinas principais: propelagordinas (tendo apenas um grupo hidroxilo); procianidinas (tendo dois grupos hidroxilo) e as prodelfinidinas (tendo três grupos hidroxilo) (Heim *et al.*, 2002; Xie & Dixon, 2005; Mannino *et al.*, 2021) (Figura 8).



**Figura 8.** Estruturas químicas de alguns monómeros das proantocianidinas.

(A) representa a estrutura química geral dos monómeros de flavan-3-óis; (B) estrutura química dos monómeros de propelagordina, procianidina e prodelfinidina; (C) estrutura química da (+)- catequina e (-)-epicatequina.

(Retirado de Mannino et al., 2021).

Para se obter uma proantocianidina, cada unidade flavan-3-ol é ligada a outra unidade através de ligações C–C e/ou C–O. As ligações mais comuns são ligações C–C estabelecidas entre o C<sub>4</sub> de uma unidade flavan-3-ol e o C<sub>8</sub> ou C<sub>6</sub> de outra, formando neste caso, as proantocianidinas do tipo B (Sharma et al., 2015; Constabel, 2018).

As proantocianidinas das uvas e do vinho estão sob formas poliméricas (60% a 80%) e formas oligoméricas (15% a 30%). Os flavan-3-óis monoméricos [(+)-catequina e (-)-epicatequina] representam menos de 10% do total de proantocianidinas (Sun et al., 2001). No caso das procianidinas oligoméricas, grande parte dos autores constatou que a procianidina B1 é o principal oligómero nas películas, enquanto a procianidina B2 tem uma maior concentração nas grainhas (Ricardo-da-Silva et al., 1992; Jordão et al., 1998b, Jordão et al., 2001).

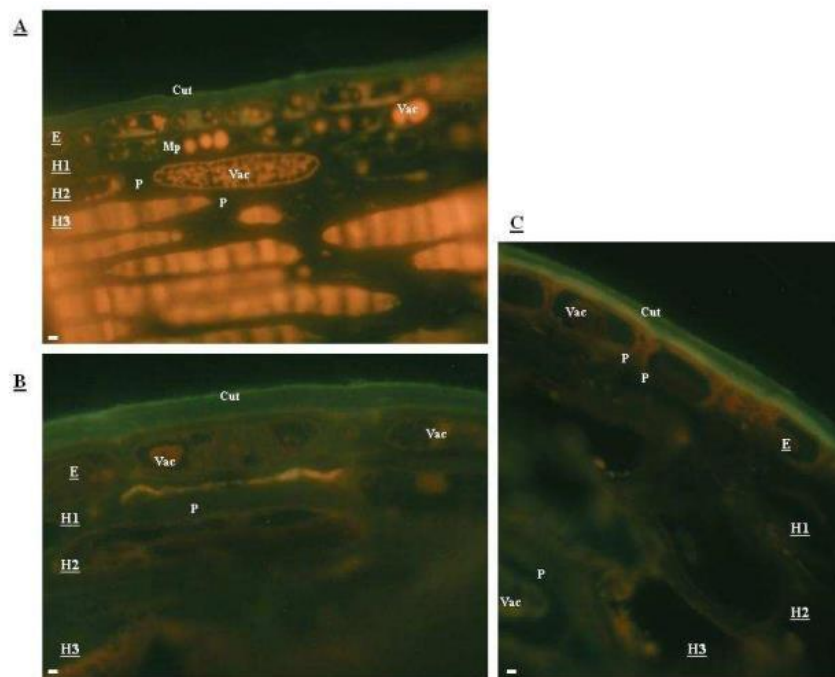
#### 2.1.4.1. LOCALIZAÇÃO CELULAR DOS TANINOS

Os taninos podem ser encontrados nas películas e nas grainhas dos bagos das uvas. Nas películas os taninos podem ser encontrados no líquido vacuolar, sob a forma de grânulos ou sob a forma de aglomerados de tamanho variável, localizados principalmente no tonoplasto. Também se podem encontrar ligados a proteínas e polissacáridos nas membranas vacuolares e ainda ligados às paredes celulares, e mais especificamente aos polissacáridos parietais (Amrani-Joutei & Glories, 1995; Lacampagne, 2010).

O teor de taninos do pericarpo diminui geralmente das células da epiderme para as células da polpa. As células do pericarpo vão da epiderme para as células da polpa, cujas paredes são desprovidas de taninos, com exceção de algumas células do feixe vascular (Amrani Joutei et al., 1994). Foi também observado um gradiente de condensação desde o mesocarpo até à epiderme: nas camadas mais profundas do mesocarpo, os taninos são pouco condensados e estão localizados em pequenos vacúolos, enquanto que na periferia o tamanho dos vacúolos e a condensação dos taninos aumenta (Lacampagne, 2010).

A Figura 9 apresenta a localização dos taninos presentes nos bagos de uva da casta Cabernet Sauvignon ao longo da maturação. Assim é possível observar que no início da

maturação (Figura 9 A) os taninos estão presentes principalmente no espaço intracelular dos vacúolos e na membrana plasmática. Após 80% do pintor (Figura 9 B), a intensidade da autofluorescência diminuiu no espaço intracelular, mas em contrapartida, aumenta nas paredes, principalmente da epiderme e da primeira camada hipodérmica, que adquirem uma cor laranja. À vindima (Figura 9 C), o espaço intracelular das camadas hipodérmicas não apresenta coloração laranja, enquanto as paredes celulares apresentaram uma coloração ligeiramente laranja. Nas duas primeiras camadas de células (epiderme e primeira camada hipodérmica), a intensidade da autofluorescência dos compostos fenólicos é mais acentuada, principalmente nas paredes celulares, que apresentam uma coloração laranja intensa, indicando uma elevada concentração de taninos. Para além disso, na epiderme, alguns vacúolos ainda apresentam uma fraca coloração alaranjada (Lacampagne, 2010). Este estudo vai de encontro como o estudo de Ribéreau-Gayon *et al.*, (2006) que observaram uma condensação máxima de taninos perto da superfície da epiderme.



**Figura 9.** Autofluorescência dos taninos (laranja) à luz UV nas películas dos bagos de uva da casta Cabernet-sauvignon, em diferentes estádios de desenvolvimento: (A) Início da Maturação, (B) 80% do pintor e (C) vindima.

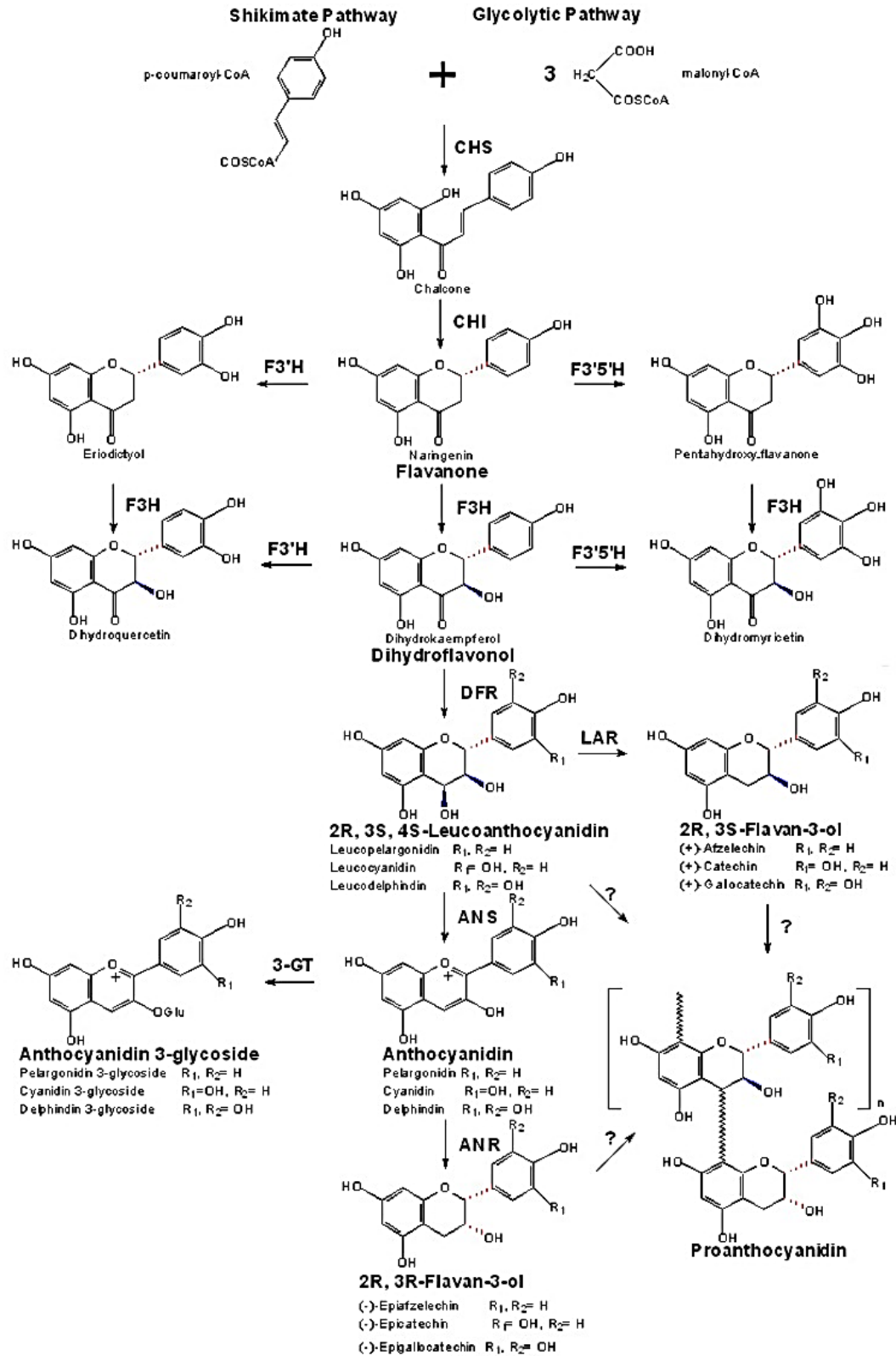
Abreviaturas: Cut, cutícula; P, parede celular; P Cut, parede cuticularizada; Vac, vacúolo; Mp, membrana plasmática; E, epiderme; H1, primeira camada celular da hipoderme; H2, segunda camada celular da hipoderme; H3, terceira camada celular da hipoderme. Escala: 0,5  $\mu$ m.

(Retirado de Lacampagne, 2010).

#### 2.1.4.2. BIOSÍNTESE DAS PROANTOCIANIDINAS

As proantocianidinas são sintetizadas como produtos finais oligoméricos ou poliméricos de um dos vários ramos da via dos flavonóides, que partilha a mesma via das antocianinas (Figura 10). O primeiro passo para a formação de flavonóides é a condensação e subsequente ciclização intramolecular de três moléculas de malonil-CoA com uma molécula de 4-cumaroil-CoA para produzir uma chalcona naringenina. Este processo é catalisado pela enzima chalcona sintase (Kreuzaler & Hahlbrock, 1972). O segundo passo da via é a isomerização da chalcona naringenina para a naringenina, que pode ocorrer espontaneamente, sem atividade enzimática. Contudo a isomerase de chalcona direciona estereoespecificamente e acelera a ciclização intramolecular de chalconas para a formação de flavanonas no citoplasma das células vegetais (Cain et al., 1997). As etapas seguintes estão relacionadas com a hidroxilação do anel B. A flavonoide 3'-hidroxilase ou flavonoide 3',5'-hidroxilase pode catalisar a conversão de naringenina em eriodictiol ou penta-hidroxiflavanona, e di-hidromircetina. A di-hidromircetina e a di-hidroquercetina também podem ser derivadas do di-hidrokaempferol pela catálise do flavonoide 3',5'-hidroxilase (F3'5'H) e F3'H, respectivamente (Martens et al., 2002).

A flavonol sintase (FLS) catalisa a formação de flavonóis (miricetina, kaempferol e quercetina) a partir de respectivos di-hidroflavonóis (di-hidromircetina, di-hidrokaempferol e di-hidroquercetina) (Freixas Coutin et al., 2017). A diidroflavonol 4-redutase (DFR) é a enzima do ponto de ramificação para a síntese das procianidinas e das antocianinas (Figura 10). Esta vai catalisar a redução dos diidroflavonóis dando origem às leucoantocianidinas. A partir destas, a via biossintética pode prosseguir para a biossíntese das antocianinas ou se deslocar para a via de biossíntese das flavan-3-óis (Freixas Coutin et al., 2017; Duwadi et al., 2018). No caso dos flavan-3-óis (por exemplo, (+)-catequina) estes são formados como resultado da atividade da leucoantocianidina redutase (LAR) (Islam & Dhaubhadel, 2023).



**Figura 10.** Biossíntese das proantocianidinas, pela via possível dos flavonóides nas uvas. (Retirado de He et al., 2008).

### 2.1.4.3. FATORES QUE INFLUENCIAM A BIOSÍNTESE DOS TANINOS

Tal como ocorre na biossíntese das antocianinas, existem vários fatores, como sejam fatores ambientais, luz e temperatura, a disponibilidade de água, e outros fatores que também influenciam a biossíntese dos taninos (Davies & Schwinn, 2003; He *et al.*, 2015). Por outro lado, algumas práticas agrícolas podem, também afetar a acumulação dos taninos em particular das proantocianidinas ao longo da maturação das uvas.

#### *Luz*

Num trabalho publicado por Dixon & Nancy (1995), estes autores demonstram que a luz ativa a expressão dos genes que ativam a enzima PAL (fenilalanina amónia-liase), levando a um aumento da produção de compostos fenólicos, como seja dos taninos. Koyama *et al.*, (2012) demonstraram que uvas submetidas a um sombreamento obtiveram valores de proantocianidinas inferiores às que foram expostas à luz solar. Desta forma, as uvas submetidas à luz visível apresentaram uma maior biossíntese de proantocianidinas.

#### *Temperatura*

Outro fator que influencia a biossíntese dos taninos é a temperatura. Estudos demonstraram que temperaturas excessivamente elevadas podem levar a uma redução da biossíntese dos taninos, levando à desnaturação de enzimas (como a polifenol oxidase e a chalcona sintase) responsáveis pela biossíntese destes compostos (Conde *et al.*, 2007). A diminuição da biossíntese dos taninos também ocorre quando a temperatura é extremamente baixa, pois o metabolismo e a atividade enzimática da planta tornam-se mais lentos (Pallioti *et al.*, 2014). Outros autores constaram para uvas da casta Cabernet Sauvignon, que temperaturas moderadas de 20°C favoreceram a biossíntese das proantocianidinas nas películas e nas grainhas, resultando na maior acumulação desses compostos. Por outro lado, temperaturas superiores a 30°C reduzem a biossíntese, especialmente nas películas, devido à inibição da expressão de genes-chave da via biossintética que conduz à formação destes compostos (Poudel *et al.*, 2020).

#### *Disponibilidade de água*

A influência da irrigação na acumulação de antocianinas nas uvas foi estudada por diversos autores que demonstraram o impacto positivo geral de um défice hídrico moderado (Santesteban *et al.*, 2011). No entanto, em relação aos taninos, os estudos sobre os efeitos da disponibilidade de água são poucos e inconsistentes. De acordo com alguns autores, o défice hídrico é descrito como tendo baixo efeito direto na acumulação dos taninos nos bagos (Bonada *et al.*, 2015), enquanto que outros estudos, indicam que défice hídrico reduzido pode influenciar positivamente na quantidade de flavan-3-óis presentes nas grainhas (Matthews *et al.*, 2000). Chacón *et al.*, (2009) indicam que a concentração de flavan-3-óis nas grainhas da casta Merlot aumenta com o défice hídrico. Por outro lado, Kyrleou *et al.*, (2017) indicam que a concentração de taninos na película aumentou sob défice hídrico, enquanto que a concentração dos taninos presentes nas grainhas foi superior nas videiras regadas.

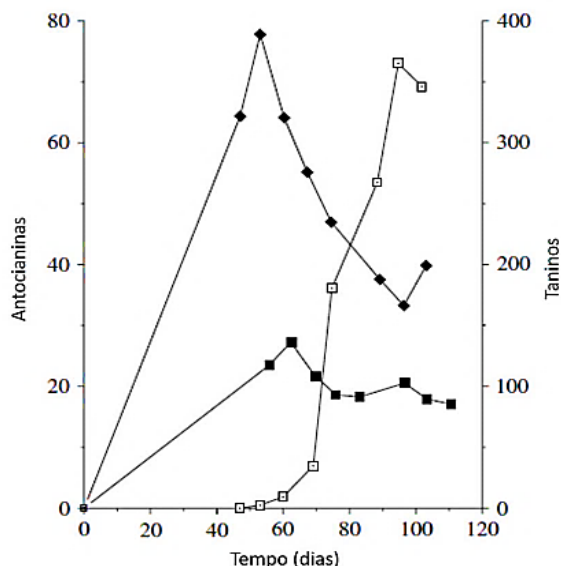
#### *Práticas vitícolas*

Algumas práticas vitícolas, como como seja a desfolha, têm impacto no microclima da videira, modificando a exposição dos bagos à luz solar, e influenciando ainda a temperatura e a humidade. Esta alteração pode conduzir a alterações no conteúdo fenólico das uvas, incluindo nos teores de taninos presentes. Hickey & Wolf (2019) demonstraram o impacto positivo da

desfolha, visto terem observado um aumento dos teores destes compostos nos bagos com maior exposição à luz e ao calor. Por outro lado, Tardaguila *et al.*, (2010) também demonstraram que a desfolha precoce das videiras contribui para um aumento dos compostos fenólicos, entre os quais taninos nas películas, resultando desta forma a possibilidade de obter vinhos com maior intensidade de cor, complexidade aromática e equilíbrio sensorial.

#### 2.1.4.4. EVOLUÇÃO DOS TANINOS AO LONGO DA MATURAÇÃO DAS UVAS

Segundo Kennedy *et al.*, (2000a) a biossíntese de taninos condensados inicia-se aquando da floração das videiras e atinge um pico máximo no início do pintor das uvas, ao qual se segue por um decréscimo dos valores. A figura 11 apresenta a evolução dos taninos nas grainhas e nas películas ao longo da maturação das uvas. Assim, é possível observar que existe um aumento da concentração dos taninos até à fase do pintor seguindo-se um declínio da concentração destes ao longo das restantes fases. Segundo Tomaz (2013), esta evolução poderá resultar do facto destes compostos poderem ser utilizados na biossíntese de outros fenóis e ainda de sofrerem um processo de degradação por via oxidativa.



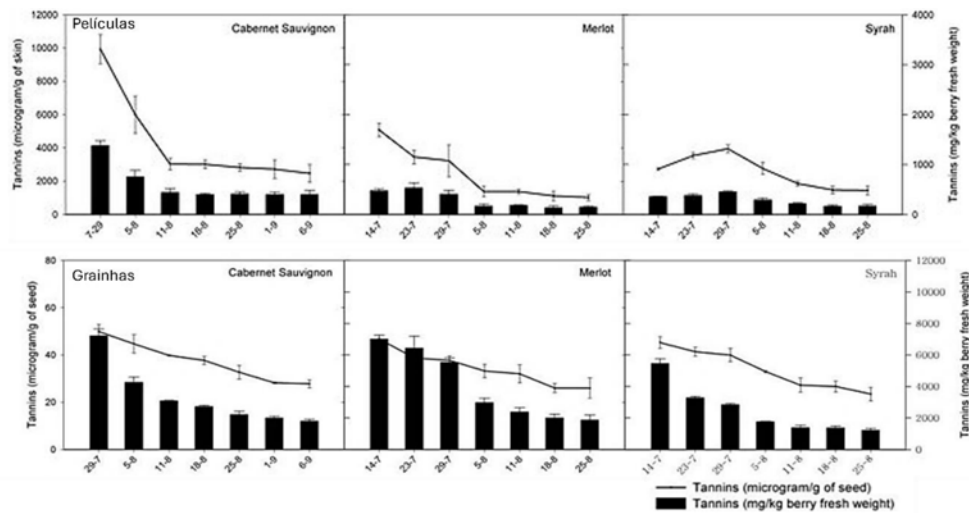
**Figura 11. Evolução das antocianinas e dos taninos ao longo da maturação das uvas (mg/g de peso seco, □ antocianinas na película; ◇ taninos na película e ■ taninos nas grainhas).**

(Retirado de Ribéreau-Gayon *et al.*, 2006)

Kennedy *et al.*, (2001) relataram ainda que os taninos da película aumentam de tamanho durante os últimos estágios de amadurecimento das uvas e sofrem reações com pectinas e antocianinas, o que pode afetar a sensação na boca e a textura dos vinhos tintos, bem como a estabilidade da sua cor. Por outro lado, verifica-se que ao longo da maturação os taninos também se aproximam das paredes celulares, dificultando deste modo a sua estabilidade, não só em termos dos processos de extração para a sua análise, como também durante a maceração dos mostos.

Ortega-Regules *et al.*, (2008) ao estudarem ao longo da maturação a evolução dos taninos presentes nas grainhas e nas películas de diversas castas, observaram uma redução contínua dos seus teores a partir da fase do pintor ao longo de toda a maturação. Este decréscimo, foi observado tanto nas películas como nas grainhas, exceto para os taninos das

películas da casta Syrah onde ocorreu um aumento nas primeiras semanas (Figura 12). Durante o processo de maturação dos bagos de uva das diferentes castas, as películas apresentaram uma concentração mais elevada de taninos em relação às grainhas (para a casta Cabernet Sauvignon a concentração variou de 10000 µg/g de película no início do pintor a 2000 µg/g de película no final do pintor). Na casta Merlot a concentração variou entre 6000 µg/g de película no início do pintor e 1000 µg/g de película no final do pintor. Na casta Syrah o teor de taninos variou de 3000 µg/g de película no início do pintor, tendo-se observado um aumento destes compostos nas primeiras semanas atingindo um pico com uma concentração de 5000 µg/g de película, seguindo-se decréscimo dos valores até se atingir uma concentração de 2000 µg de película no final do pintor.

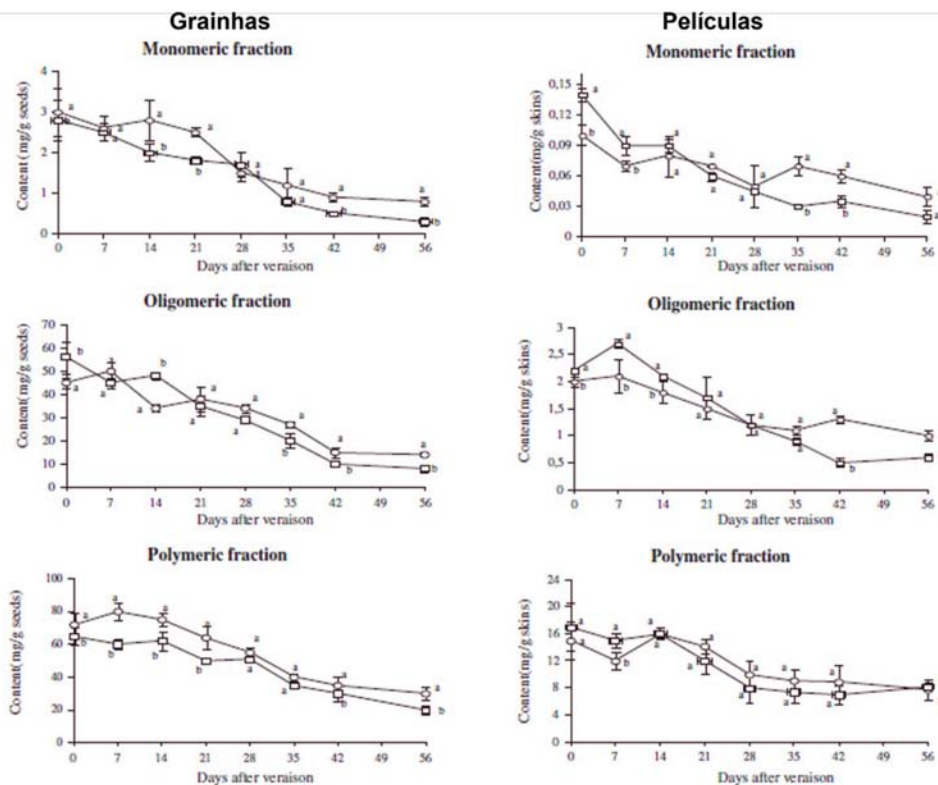


**Figura 12.** Evolução dos taninos da película e da grainha (ao longo do período de maturação de três diferentes castas. (Adaptado de Ortega-Regules *et al.*, 2008).

Obreque-Slier *et al.*, (2010) estudaram a evolução dos taninos totais ao longo da maturação das castas Carménere e Cabernet Sauvignon, nas grainhas e nas películas. Estes autores observaram que os teores de taninos totais decresceram ao longo da maturação tanto nas grainhas como nas películas, sendo que obtiveram maiores concentrações de taninos nas grainhas. Assim nas grainhas da casta Carménere obtiveram teores de 86,9 mg de equivalentes (+)-catequina no início da maturação e de 32,9 mg de equivalentes (+)-catequina no final da maturação. No caso das uvas da casta Cabernet Sauvignon obtiveram teores de 90,3 mg de equivalentes (+)-catequinas no início da maturação e de 36,9 mg de equivalentes (+)-catequinas no final da maturação. Nas películas, o teor de taninos totais para a casta Carménere variou entre 8,7 mg de equivalentes (+)-catequina no início do pintor e de 2,8 mg de equivalentes (+)-catequina no final da maturação. Na casta Cabernet Sauvignon, os teores variaram entre 7,9 mg de equivalentes (+)-catequina no início da maturação e 3,0 mg de equivalentes (+)-catequina no final da maturação.

Jordão & Correia (2012) estudaram a evolução das frações monoméricas, oligoméricas e poliméricas para duas castas tintas portuguesas (Tinta Roriz e Touriga Nacional) (Figura 13). Estes autores observaram que nas grainhas e películas de ambas as castas, ocorreu uma diminuição geral nos valores para as três frações analisadas, seguida de uma estabilização nas últimas semanas de maturação. Esta diminuição foi relatada para outras castas de uva e em outras regiões por vários outros autores (Jordão *et al.*, 1998b; Jordão *et al.*, 2001; Downey *et al.*, 2003; Ó-Marques *et al.*, 2005). Para Kennedy *et al.* (2000a) a diminuição do teor de proantocianidinas nas películas após o pintor pode ser explicada por reações de oxidação,

enquanto que para Cheynier *et al.* (1997) a diminuição pode resultar de uma extração reduzida derivada da conjugação de proantocianidinas com outros componentes celulares. Durante o processo de maturação dos bagos de uva das diferentes castas, Jordão & Correia (2012) obtiveram nas grainhas a maior concentração para todas as frações de proantocianidinas. A quantificação de altos teores de proantocianidina nas grainhas em relação às películas está ainda descrita na bibliografia por outros autores (Ricardo-da-Silva *et al.*, 1992; Jordão *et al.* 2001, Ó-Marques *et al.*, 2005).



**Figura 13.** Evolução das diferentes frações de proantocianidinas das grainhas e das películas durante a maturação de duas castas tintas portuguesas (○-Tinta Roriz, □-Touriga Nacional). (Extraído de Jordão & Correia 2012).

Níveis de proantocianidinas individuais foram quantificados em diversas castas em diferentes frações do bago de uva sendo que uma vasta gama de valores foram quantificados em diversos trabalhos publicados. Assim, a Tabela 3 apresenta dados sobre diferentes flavan-3-óis e algumas proantocianidinas individuais quantificadas em diversas castas de uvas tintas.

Considerando os dados apresentados na Tabela 3, é possível concluir que o teor e a composição das proantocianidinas em diferentes frações do bago de uva depende fortemente da casta. Além dos autores mencionados na Tabela 3, vários autores referem que as castas são determinantes para o teor de proantocianidinas nas uvas (Ricardo-da-Silva *et al.*, 1991, 1992; Sun *et al.*, 1998; Jordão *et al.*, 1998b, 2001; Monagas *et al.*, 2003). Pela análise da Tabela 3 é claro que o dímero de procianidina B<sub>1</sub> é a forma dimérica mais abundante das películas, enquanto os dímeros de procianidinas B<sub>2</sub> e B<sub>4</sub> se encontram em maior concentração nas grainhas. Tendências semelhantes para as diferentes frações do bago de uvas foram também detetadas por outros autores (Fuleki e Ricardo-da-Silva, 1997; Jordão *et al.*, 1998, 2001; De Freitas *et al.*, 2000; Monagas *et al.*, 2003). Para além disso, o dímero de procianidina B<sub>7</sub> apenas foi detetado em baixa concentração nas grainhas de algumas uvas (Mateus *et al.*, 2001). Deste modo, as películas das

uvas apresentam um teor relativamente baixo de dímeros de procianidinas em relação às grainhas, estas últimas contendo concentrações relativamente elevadas de dímero de procianidina B<sub>4</sub>, enquanto que na película não é possível detetar este dímero. No entanto, Lorrain *et al.* (2011) identificaram e quantificaram vários oligómeros (B<sub>1</sub>, B<sub>2</sub> e B<sub>3</sub>), incluindo também dímeros B<sub>4</sub> em grainhas e películas em uvas Merlot e Cabernet Sauvignon da região de Bordéus.

**Tabela 3. Flavan-3-óis e algumas procianidinas individuais quantificadas em várias castas, de diferentes frações do bago de uva.**

(Adaptado de Jordão & Ricardo da Silva 2019).

Casta	(+)-Cat.	(-)-Epic.	Proc B <sub>3</sub>	Proc B <sub>1</sub>	Proc B <sub>4</sub>	Proc B <sub>2</sub>	Referências
<b>Películas</b>							
Merlot	25.0 <sup>b</sup>	13.0 <sup>b</sup>	35.0 <sup>b</sup>	21.0 <sup>b</sup>		2.2 <sup>b</sup>	Montealegre <i>et al.</i> (2006)
Cenibel	22.0 <sup>b</sup>	8.4 <sup>b</sup>	39.0 <sup>b</sup>	22.0 <sup>b</sup>		1.5 <sup>b</sup>	
Carménère	1.3 <sup>b</sup>		0,6 <sup>b</sup>				Obreque-Slier <i>et al.</i> (2010)
Cabernet Sauvignon	0.5 <sup>b</sup>		0.7 <sup>b</sup>				Montealegre <i>et al.</i> (2006)
Shiraz	8.5 <sup>d</sup>	6.9 <sup>b</sup>	16.0 <sup>b</sup>	8.4 <sup>b</sup>		0.75 <sup>b</sup>	Núñez <i>et al.</i> (2004)
Cabernet Sauvignon	1.8–6.2 <sup>d</sup>						
Touriga Nacional	0.012–0.012 <sup>ε</sup>		0.013 <sup>ε</sup>	0.18–0.26 <sup>ε</sup>		0.020 <sup>ε</sup>	Mateus <i>et al.</i> (2001)
Touriga Francesa	0.012 <sup>ε</sup>	0.010 <sup>ε</sup>		0.09–0.13 <sup>ε</sup>		0.011–0.015 <sup>ε</sup>	
Autumn Royal	10.47 <sup>b</sup>						Lutz <i>et al.</i> (2011)
Crimson Seedless	2.26 <sup>b</sup>						
Red Globe	2.47 <sup>b</sup>						
Ribier	2.84 <sup>b</sup>						
Merlot	0.047 <sup>ε</sup>	0.030 <sup>ε</sup>	0.010 <sup>ε</sup>	0.021 <sup>ε</sup>			Rinaldi <i>et al.</i> (2014)
Aglianico	0.151 <sup>e</sup>	0.111 <sup>e</sup>	0.026 <sup>e</sup>	0.035 <sup>e</sup>		0.036 <sup>e</sup>	
Merlot	0.167 <sup>e</sup>	0.128 <sup>e</sup>		0.034 <sup>e</sup>		0.045 <sup>e</sup>	
Syrah	0.07–0.34 <sup>ε</sup>		0.16–0.87 <sup>ε</sup>			0.04–0.19 <sup>ε</sup>	Kyraleou <i>et al.</i> (2016)
<b>Grainhas</b>							
Merlot	240.0 <sup>c</sup>	210.0 <sup>c</sup>	64.0 <sup>c</sup>	170.0 <sup>c</sup>	80.0 <sup>c</sup>	37.0 <sup>c</sup>	Montealegre <i>et al.</i> (2006)
Cenibel	82.0 <sup>c</sup>	60.0 <sup>c</sup>	43.0 <sup>c</sup>	74.0 <sup>c</sup>	39.0 <sup>c</sup>	21.0 <sup>c</sup>	
Cabernet Sauvignon	270.0 <sup>c</sup>	130.0 <sup>c</sup>	50.0 <sup>c</sup>	150.0 <sup>c</sup>	57.0 <sup>c</sup>	41.0 <sup>c</sup>	
Shiraz	120.0 <sup>c</sup>	130.0 <sup>c</sup>	55.0 <sup>c</sup>	100.0 <sup>c</sup>	33.0 <sup>c</sup>	23.0 <sup>c</sup>	
Touriga Francesa	3.30 <sup>g</sup>	2.5 <sup>g</sup>	0.33 <sup>g</sup>	0,54 <sup>g</sup>	0,59 <sup>g</sup>	1,35 <sup>g</sup>	Jordão <i>et al.</i> (2001a)
Castelão Francês	2.11 <sup>g</sup>	4.55 <sup>g</sup>	0,53 <sup>g</sup>	0.08 <sup>g</sup>	2.64 <sup>g</sup>	2,02 <sup>g</sup>	Jordão <i>et al.</i> (2001a)
Merlot	1.68 <sup>ε</sup>	2,18 <sup>ε</sup>	0.233 <sup>ε</sup>	0.100 <sup>ε</sup>	0.295 <sup>ε</sup>	0.530 <sup>ε</sup>	Lorrain <i>et al.</i> (2011)
Cabernet Sauvignon	1.73 <sup>ε</sup>	1.35 <sup>ε</sup>	0.172 <sup>ε</sup>	0.114 <sup>ε</sup>	0.655 <sup>ε</sup>	0,621 <sup>ε</sup>	
Aglianico	1.043 <sup>g</sup>	0.87 <sup>g</sup>	0.046 <sup>g</sup>	0.065 <sup>g</sup>		0,078 <sup>g</sup>	Rinaldi <i>et al.</i> (2014)
Merlot	1.084 <sup>g</sup>	1.558 <sup>g</sup>	0.049 <sup>g</sup>	0.059 <sup>g</sup>		0,085 <sup>g</sup>	

**Tabela 3. Flavan-3-óis e algumas procianidinas individuais quantificadas em várias castas, de diferentes frações do bago de uva.**

(Adaptado de Jordão &amp; Ricardo da Silva 2019).

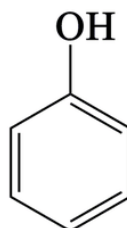
Casta	(+)-Cat.	(-)-Epic.	Proc B <sub>3</sub>	Proc B <sub>1</sub>	Proc B <sub>4</sub>	Proc B <sub>2</sub>	Referências
Syrah	6.15–8.93 <sup>i</sup>	11.7–16.1 <sup>i</sup>		0.30–0.38 <sup>i</sup>		2.02–2.66 <sup>i</sup>	Kyraleou <i>et al.</i> (2016)
<b>Polpa</b>							
Alicante Bouschet			0.001 <sup>f</sup>	0.008 <sup>f</sup>	0.004 <sup>f</sup>	0.004 <sup>f</sup>	Ricardo-da-Silva <i>et al.</i> (1992 <sub>a</sub> )
Castelão	2.7–5.2 <sup>z</sup>						Sun <i>et al.</i> (2001)
Ghara Shani	514 <sup>1</sup>	234 <sup>1</sup>					Farhadi <i>et al.</i> (2016)
Ghara Ghandome	354 <sup>1</sup>	135 <sup>1</sup>					

<sup>i</sup> mg/kg de peso fresco.<sup>x</sup> mg/kg de película de uva fresca.<sup>1</sup> mg/kg de grainha de uva fresca.<sup>f</sup> mg/kg de polpa fresca.<sup>μ</sup>g/g.

## 2.2. COMPOSTOS FENÓLICOS NÃO FLAVONÓIDES

Os fenóis não flavonóides, desempenham um papel essencial na proteção antioxidante das uvas e das videiras, assim como nas características sensoriais e ainda na estabilidade dos vinhos. Para além disso, possuem relevância no contexto da saúde humana, particularmente devido à presença do resveratrol (Libro *et al.*, 2016).

Os compostos fenólicos não flavonóides não apresentam a estrutura característica dos flavonóides, ou seja, não apresentam estrutura C<sub>6</sub>-C<sub>3</sub>-C<sub>6</sub> (dois anéis benzênicos ligados por uma cadeia de três carbonos). Em vez disso, apresentam um anel fenólico (Li & Duan, 2018). A Figura 14 representa o anel fenólico presente na estrutura básica dos compostos fenólicos não flavonóides.

**Figura 14.** Estrutura química dos compostos fenólicos não flavonóides (anel fenólico).

(Extraído de Li &amp; Duan 2018).

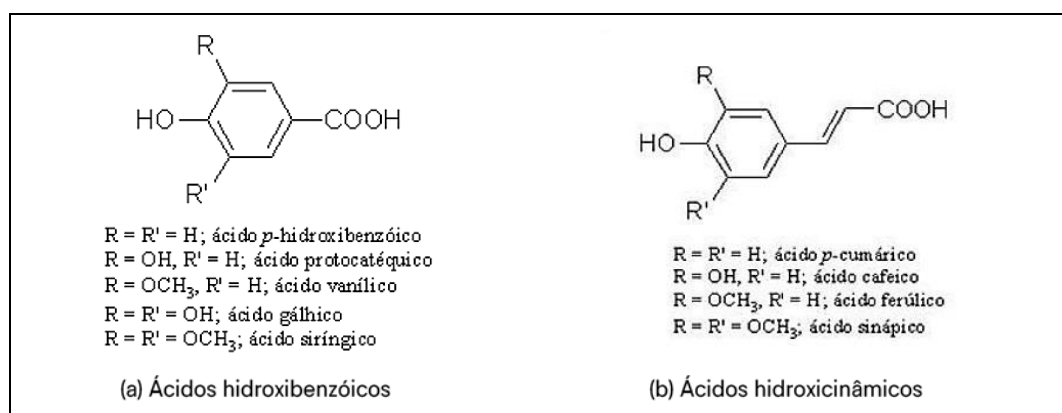
Dos compostos fenólicos não flavonóides fazem parte os estilbenos (C<sub>6</sub>-C<sub>2</sub>-C<sub>6</sub>) e os ácidos fenólicos (C<sub>6</sub>-C<sub>1</sub>) (Pereira *et al.*, 2009; Durazzo *et al.*, 2019; Tutino *et al.*, 2020). Durante a maturação das uvas, os compostos fenólicos não flavonóides apresentam um comportamento dinâmico, sendo que as concentrações de ácidos fenólicos tendem a diminuir, enquanto que a concentração de estilbenos, como seja o resveratrol, tendem a aumentar em resposta a fatores

ambientais, como as altas temperaturas e a elevada exposição à luz (Kennedy *et al.*, 2000b; Gouot *et al.*, 2019).

### 2.2.1. ÁCIDOS FENÓLICOS

Foi constatado que os ácidos fenólicos possuem propriedades biológicas e farmacológicas importantes e podem ter benefícios para a saúde humana. Estes compostos são componentes importantes da dieta humana, pois apresentam atividade antioxidante, possuindo a capacidade de reduzir os danos dos tecidos induzidos pelo stress oxidativo resultantes de doenças crónicas (De la Rosa *et al.*, 2009). Alguns estudos fornecem ainda informações que correlacionam uma dieta rica em ácidos fenólicos com a manutenção da saúde e a prevenção de doenças (Goleniowski *et al.*, 2013).

Os ácidos fenólicos podem ser divididos em dois grupos, os ácidos hidroxibenzoicos e os ácidos hidroxicinâmicos (Figura 15). Os derivados do ácido di-hidroxibenzoico apresentam uma resposta antioxidante dependente das posições relativas dos grupos hidroxilo no anel. Os ácidos hidroxibenzoicos incluem o ácido gálico, o *p*-hidroxibenzoico, o ácido protocatético, o ácido vanílico e ainda o ácido siríngico, apresentando todos uma estrutura em C<sub>6</sub>-C<sub>1</sub> em comum (Figura 15 a). Já os ácidos hidroxicinâmicos são considerados compostos aromáticos que apresentam na sua estrutura uma cadeia lateral de três carbonos, C<sub>6</sub>-C<sub>3</sub>, que incluem o ácido ferúlico, ácido *p*-cumárico, ácido cafeico e ácido sinápico (Figura 15 b) (Balasundram *et al.*, 2006; Mattila & Hellström, 2007).



**Figura 15.** Estrutura química dos principais ácidos fenólicos presentes nas uvas e vinhos: (a) ácidos hidroxibenzoicos e os (b) ácidos hidroxicinâmicos.

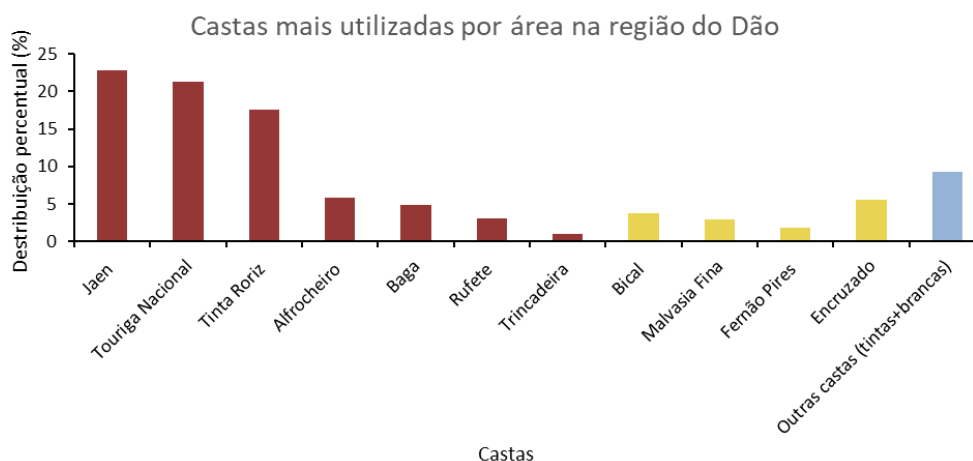
(Fonte: Neves, 2015)

### 2.3. PRINCIPAIS CASTAS CULTIVADAS NA REGIÃO DO DÃO

A região demarcada do Dão localiza-se no centro de Portugal e foi criada em 1908, sendo que em 1912 passou por uma redução de área que se mantém até hoje (Figura 16). Em 1947 a região foi reconhecida como Denominação de Origem Controlada (DOC) (CVR Dão, 2024).

A região com Denominação de Origem Dão, compreende 16 concelhos do distrito de Viseu, Guarda e Coimbra: Do distrito de Viseu incluem os Concelhos de Sátão, Penalva do Castelo, Viseu (com exceção das freguesias de Bodiosa, Calde, Campo, Lordosa e Ribafeita), Mangualde, Nelas, Carregal do Sal, Tondela, Mortágua e Santa Comba Dão. Do distrito de Coimbra estão englobados os concelhos de Oliveira do Hospital, Tábua e Arganil. Do distrito da Guarda são de origem Dão os concelhos de Aguiar da Beira, Fornos de Algodres, Gouveia e Seia (CVR Dão, 2024).





**Figura 17.** Castas com maior área vitícola na região do Dão.

(Adaptado de IVV, 2022)

A região do Dão assim como em outras regiões vitícolas nacionais, possui uma elevada riqueza em castas brancas de grande tradição e importância para a viticultura nacional. A Malvasia-Fina, também conhecida por Arinto, é uma das castas mais antigas do país, predominando no Dão, Douro e Beira Interior. Esta casta apresenta cachos de tamanho médios e bagos pequenos, para além de ser uma casta com maturação precoce a média. Os seus vinhos são equilibrados, com boa acidez e aromas discretos, podendo evoluir para notas mais complexas com o tempo (Soares *et al.*, 2025).

A casta Encruzado é praticamente exclusiva do Dão e destaca-se pelo equilíbrio entre o açúcar e a acidez. Apesar dessas qualidades, é bastante sensível à podridão e a condições climáticas adversas, como chuva e vento. O mosto resultante da sua vinificação apresenta um teor alcoólico provável muito elevado, aliado a uma acidez total elevada. Os vinhos desta casta possuem cor cítrica, aromáticos, finos e elegantes. Na boca sobressai, além da complexidade, um grande equilíbrio entre álcool e acidez. Esta casta dá assim origem a vinhos com longevidade e capacidade para o envelhecimento (IVV, 2011). A casta Uva Cão, é bastante predominante no centro e norte de Portugal, devendo o seu nome à elevada acidez dos seus mostos. Apresenta uma maturação tardia e exige uma boa exposição solar, sendo mais adequada a solos com pouca humidade (IVV, 2024a).

A casta Síria, conhecida por diferentes sinónimos regionais, como Roupeiro no Alentejo, possui um teor alcoólico e uma acidez total acima da média. Esta casta proporciona vinhos de cor cítrica, com aroma frutado de média intensidade (notas de frutos tropicais pouco maduros e cítricos), revelando-se na boca pouco complexo, mas com um bom equilíbrio na relação álcool/acidez (IVV, 2011). Por fim, a casta Tamarez, também chamada Molinha, caracteriza-se por apresentar um vigor médio e por apresentar bagos pequenos e uniformes, sendo uma casta de grande relevância histórica em algumas regiões portuguesas (Böhm *et al.*, 2010; IVV, 2024a).

Os vinhos da casta tinta Alfrocheiro, possuem forte intensidade corante, sendo aromáticos (com descritores a bagas silvestres, amora e morango) e com excelente equilíbrio entre a acidez e os açúcares. Esta casta possui ainda a capacidade para dar origem a vinhos com um bom potencial de envelhecimento (Cunha *et al.*, 2022). Outra casta amplamente difundida na região é o Jaen. Esta casta apresenta uma maturação precoce, mas geralmente com baixa

acidez natural e com um elevado teor alcoólico. Esta apresenta dificuldades na extração de cor, características que influenciam a intensidade visual e o perfil dos vinhos produzidos. Os vinhos da casta Jaen possuem uma baixa acidez, com tonalidade violácea quando jovens. Os vinhos obtidos a partir desta casta apresentam inicialmente um perfume intenso e delicado a flores, evidenciando mais tarde o aroma a fruta madura, e com descritores sensoriais a framboesas e mirtilos (IVV, 2011).

O Coração de Galo, por sua vez, é uma casta bastante antiga e típica do Dão. Atualmente encontra-se em processo de recuperação por algumas adegas da região, embora ainda existam poucos estudos sobre as suas propriedades enológicas. Já a Tinta Roriz distingue-se pela sua elevada produtividade e maturação média, adaptando-se melhor a solos arenosos e argilo-calcários em climas quentes e secos. Os vinhos obtidos a partir desta casta apresentam um teor alcoólico elevado, baixa acidez e uma notável resistência à oxidação (CVR Dão, 2024; Infovini, 2024; Vinha, 2024).

Dessa forma, cada uma destas castas contribui para a identidade e diversidade dos vinhos do Dão, enriquecendo o património vitivinícola desta região.

### 3. OBJETIVOS DO TRABALHO

O principal objetivo deste estudo foi contribuir para um aprofundamento do conhecimento de algumas castas portuguesas nomeadamente ao nível da sua composição fenólica ao longo da maturação, e em particular para o caso de algumas das castas cultivadas na região do Dão. Desta forma, o presente trabalho teve também como objetivo estratégico contribuir para uma maior valorização de algumas das castas tintas e brancas presentes no encepamento da região.

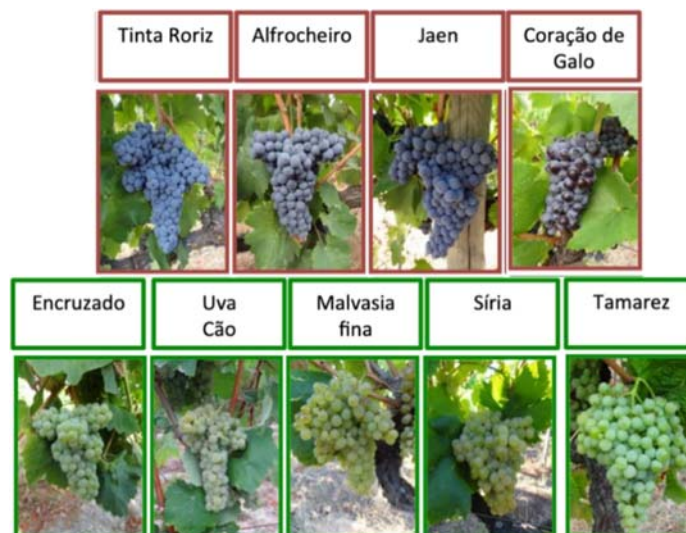
Para a concretização destes objetivos gerais e estratégicos, foram delineados os seguintes objetivos específicos, tendo por base a colheita de amostras de uvas realizadas em 2023 ao longo da maturação:

- Avaliação das principais características físico-químicas gerais das uvas das diferentes castas objeto de estudo ao longo da maturação;
- Monitorização dos parâmetros fenólicos globais das uvas das várias castas estudadas, desde a fase do pintor até à vindima;
- Estudo da evolução de vários parâmetros cromáticos das diferentes castas ao longo da maturação;
- Avaliação dos teores em antocianinas individuais monoméricas durante a maturação das uvas;
- Análise da capacidade antioxidante das diferentes castas estudadas ao longo da maturação;
- Estudo do potencial de aroma varietal das várias castas objeto de estudo à maturação tecnológica.

## 4. MATERIAL E MÉTODOS

### 4.1. CASTAS ESTUDADAS E AMOSTRAGEM

Neste trabalho estudaram-se cinco castas brancas que incluíam a Malvasia Fina, Encruzado, a Uva Cão, a Síria, e o Tamarez, e quatro castas tintas das quais, o Alfrocheiro, o Jaen, o Coração de Galo, e a Tinta Roriz (Figura 18).



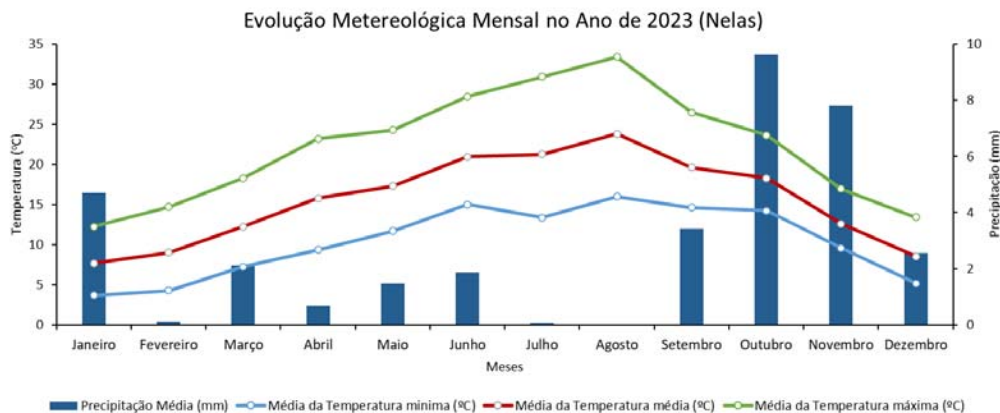
**Figura 18.** As castas tintas e brancas objeto de estudo.

A amostragem foi realizada numa vinha localizada no Pólo de Inovação de Nelas da Comissão de Coordenação da Região do Dão, durante o ano de 2023. A colheita de bagos para evolução da maturação, iniciou-se quando as uvas se encontravam a cerca de 50% do estado fenológico do pintor. A colheita de bagos foi feita percorrendo em ziguezague algumas linhas da vinha, escolhidas de forma aleatória, retirando bagos de cada videira também de forma aleatória para que a amostragem fosse a mais representativa da parcela. A colheita dos bagos foi feita em diferentes zonas do cacho, bem como de cachos com diferentes níveis de exposição solar. A amostragem para cada casta, consistiu numa amostra de 100 bagos de uva, colhidos em triplicado. Posteriormente as amostras foram congeladas até se efetuar as análises laboratoriais.

### 4.2. CONDIÇÕES EDAFOCLIMÁTICAS

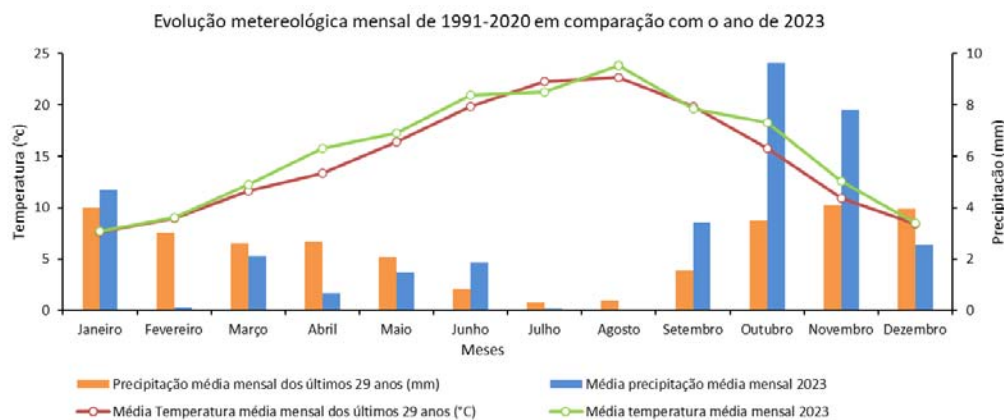
Na região do Dão cerca de 90% das vinhas, encontram-se plantadas em terrenos de origem granítica vulgarmente de fraca fertilidade, estando as restantes em manchas xistosas (IVV, 2024b).

A região é caracterizada por um clima temperado, no entanto, o inverno é bastante frio e chuvoso e, frequentemente, o verão é seco e quente (IVV, 2024b). A Figura 19 apresenta a evolução das normais climatológicas mensais no ano de 2023, sendo possível concluir que as temperaturas médias anuais variaram entre os 7 e os 21°C, enquanto que as temperaturas médias máximas oscilaram entre 12 e 33°C. Por outro lado, as temperaturas mais elevadas foram registadas no mês de agosto. As temperaturas mínimas foram registadas durante os meses de dezembro e janeiro, com um valor médio mensal de 4°C. A precipitação foi reduzida nos meses de Verão, não chegando a atingir os 0,020 mm nos meses de julho e agosto. A precipitação máxima foi registada nos meses de janeiro, outubro e novembro, com valores médios mensais que variaram entre os 2 e os 9 mm.



**Figura 19.** Valores da temperatura média do ar (°C) e da precipitação média (mm) da estação meteorológica de Nelas durante o ano de 2023.

A Figura 20 apresenta a evolução das normais climatológicas mensais ao longo de 32 anos e onde é possível observar que a temperatura média anual do ano de 2023 foi superior à temperatura média dos últimos 29 anos. Por outro lado, o ano de 2023 apresenta períodos de precipitação nos meses de janeiro, setembro a novembro superiores à média dos últimos 30 anos. Esta variação foi descrita pelo Intergovernmental Panel On Climate Change (Ipcc) (2023), como sendo um resultado das mudanças climáticas. Assim, a precipitação tende a ficar mais irregular, com períodos de secas mais prolongados e intercalados com chuvas intensas e com a ocorrência de inundações.



**Figura 20.** Evolução das normais climatológicas mensais comparativamente à precipitação média e temperatura média dos anos de 1991-2020 em comparação com o ano de 2023.

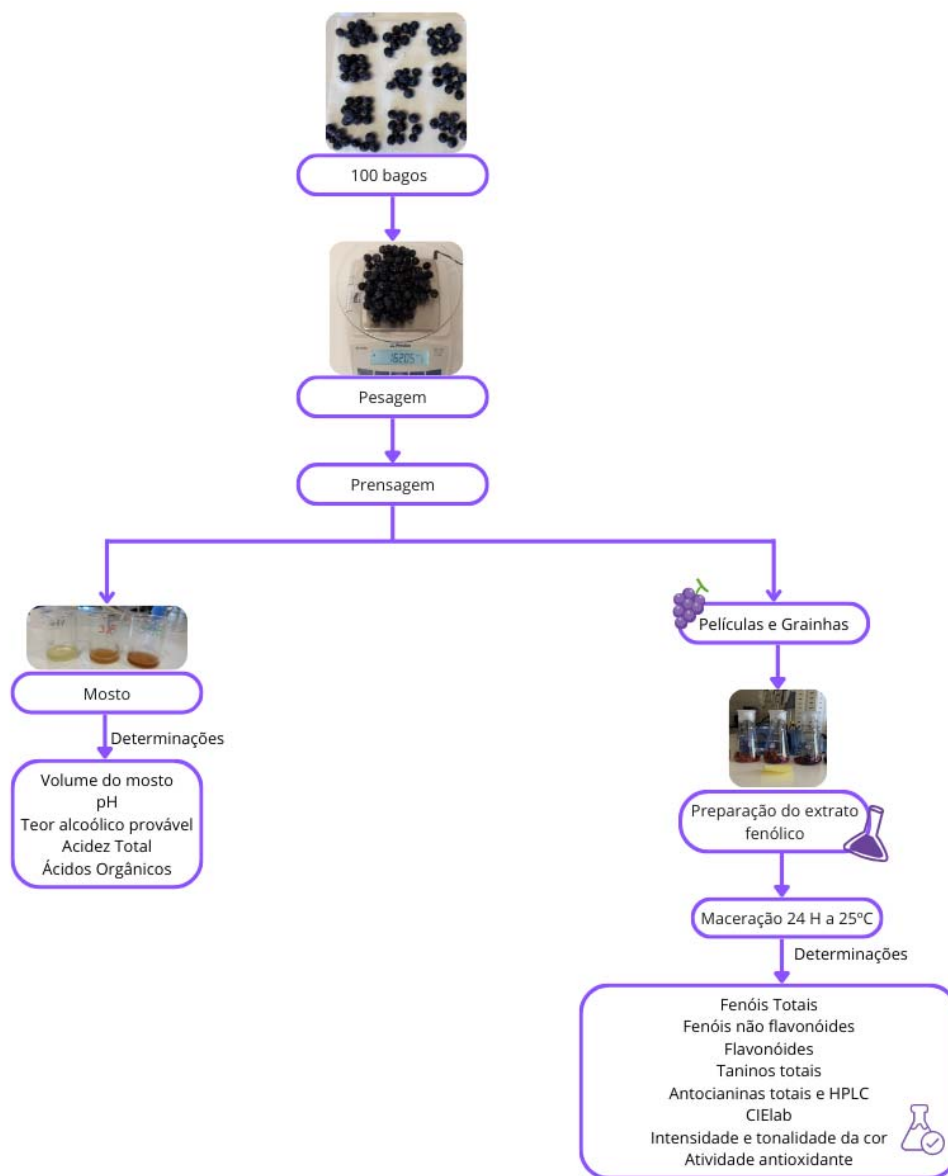
### 4.3. PREPARAÇÃO DAS AMOSTRAS

As amostras de uvas para análise da composição fenólica cromática e avaliação da capacidade antioxidante foram preparadas segundo o método de Carbonneau & Champagnol (1993) (Figura 21). No geral a aplicação desta metodologia consistiu em pesar 100 bagos de uva, que posteriormente foram prensadas tendo desta forma sido obtido o respetivo mosto. A partir deste mosto foi possível analisar o pH, a acidez total, o índice refratométrico, e ainda os teores de ácido málico e tartárico.

A partir das películas e das grainhas foi possível obter extratos fenólicos, que resultaram da adição de uma solução tampão a pH 3,27 e de etanol. Após estas adições, as

amostras ficaram a macerar durante 24 horas a uma temperatura de 25°C. Seguidamente, separaram-se as películas e as grainhas do extrato líquido, tendo este último sido congelado até ser utilizado para análise. Aquando da realização das análises, os extratos foram descongelados, tendo em seguida sido centrifugados (10 minutos à velocidade de 3500 rpm) e posteriormente analisados ao nível dos vários parâmetros fenólicos, das características cromáticas, e de avaliação do potencial antioxidante.

À vindima foram ainda recolhidos bagos de uva de cada uma das castas objeto de estudo, que foram congeladas para posterior avaliação do potencial de aroma varietal (IPAV).



**Figura 21.** Procedimento utilizado para a preparação das amostras para análise.  
(Adaptado de Carbonneau & Champagnol 1993).

#### 4.4. CARACTERIZAÇÃO FÍSICO-QUÍMICA GERAL DAS UVAS

##### 4.4.1. PH, ACIDEZ TOTAL E TEOR ALCOÓLICO PROVÁVEL

Para a determinação do pH utilizou-se o método potenciométrico, que se baseia na determinação da diferença de potencial entre dois elétrodos imersos no mosto, um elétrodo de referência com um potencial constante e conhecido, e outro elétrodo de medida com um potencial determinado pelo pH do meio (OIV, 2010). Para a acidez total realizou-se uma titulação acidimétrica, que resulta da neutralização dos ácidos através de uma solução alcalina (NaOH 0,1N) na presença do indicador azul de bromotimol (OIV, 2010).

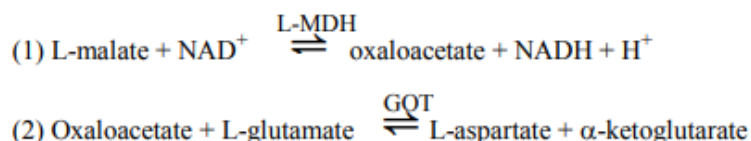
Por último, para a determinação do teor alcoólico provável utilizou-se um refratômetro digital, tendo sido possível determinar o teor alcoólico provável através da aplicação da seguinte equação:

$$\frac{0_{Brix} * 10}{17}$$

Esta equação considera que por cada 17 gramas de açúcar por litro de mosto as leveduras podem produzir aproximadamente 1% de álcool.

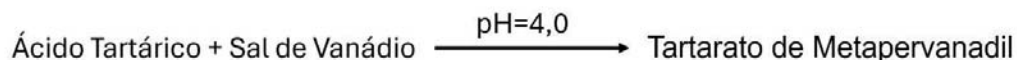
##### 4.4.2. ÁCIDOS ORGÂNICOS

Os ácidos málico e tartárico, foram determinados através da utilização de um Kit enzimático da BioSystems. No caso no caso da determinação do ácido málico, esta baseou-se na produção de NADH que pode ser medido por espectrofotometria (Figura 22). O equilíbrio desta reação está deslocado para a formação de ácido L-málico. A enzima glutamato-oxaloacetato transminase (Got) provoca o deslocamento do equilíbrio através da eliminação do oxaloacetato que se transforma em L-aspartato na presença de L-glutamato (AOAC, 2016; OIV, 2021). A cor azulada resultante da reação foi medida a 340 nm, tendo-se usado para tal um espectrofotómetro UV-Vis (Shimadzu UV-1280).



**Figura 22.** Reação enzimática em que se baseia o método para a determinação do ácido L- málico.

No caso da determinação do ácido tartárico, a determinação baseou-se na reação do ácido tartárico com um sal de vanádio num meio a pH 4,0 dando origem a um complexo colorido, cuja quantidade é proporcional à quantidade de ácido tartárico presente na amostra. A cor do complexo de cor avermelhada foi quantificada a 520nm, tendo-se para tal utilizado um espectrofotómetro UV-Vis (Shimadzu UV-1280) (Figura 23).

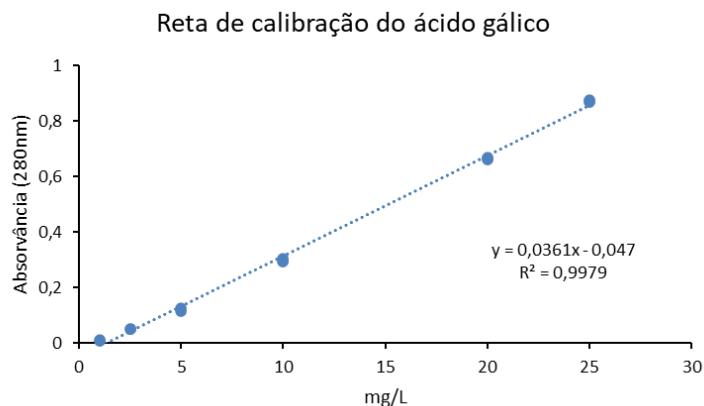


**Figura 23.** Reação enzimática em que se baseia a determinação do ácido tartárico.

## 4.5. AVALIAÇÃO DA COMPOSIÇÃO FENÓLICA DAS UVAS

### 4.5.1. COMPOSTOS FENÓLICOS TOTAIS, FLAVONÓIDES E NÃO FLAVONÓIDES

Os Fenóis totais foram determinados segundo o método proposto por Ribéreau-Gayon *et al.*, (2006), onde as amostras foram previamente diluídas e submetidas à leitura no espectrofotómetro num comprimento de onda de 280 nm. Os valores das absorvâncias obtidos foram convertidas em concentração expressa em mg/L de equivalentes de ácido gálico, tendo-se para tal previamente elaborado uma curva de calibração (Figura 24). O percurso ótico utilizado foi de 1 cm em células de quartzo.



**Figura 24.** Reta de calibração em equivalentes de ácido gálico.

A determinação dos compostos fenólicos não flavonóides foi determinada segundo o método de Kramling & Singleton (1969). Este método baseia-se na eliminação de compostos flavonóides através da aplicação de formaldeído a 2% e de ácido clorídrico a 25% e posterior leitura no espectrofotómetro a 280 nm. Nesta determinação utilizou-se o mesmo espectrofotómetro já anteriormente mencionado e ainda o mesmo percurso ótico e células para as leituras. O tempo de reação variou, sendo que nas uvas tintas o tempo de reação foi de 72 horas enquanto que nas uvas brancas o tempo de reação foi de 24 horas. A quantificação dos fenóis flavonóides foi determinada pela diferença entre os fenóis totais e os fenóis não flavonóides.

### 4.5.2. TANINOS TOTAIS

A quantificação dos taninos totais foi efetuada pelo método de Cheynier *et al.* (1989). Este método baseia-se na reação de Bate-Smith que consiste na decomposição das procianidinas e prodelfinidinas, sob efeito de um meio ácido juntamente com ação de calor, o que permite libertar compostos corados como as antocianinas na ausência de luz, e posteriormente quantificado a 540 nm, utilizando-se células de quartzo de 1 cm de percurso ótico. A quantificação dos taninos totais foi determinada através da seguinte equação:

$$\text{Taninos Totais (g/L eq. catequina)} = (\text{Abs calor} - \text{Abs escuro}) * 0,1736 * \text{fator de diluição}$$

### 4.5.3. ANTOCIANINAS TOTAIS

As antocianinas totais foram determinadas de acordo com a metodologia proposta por Ribéreau-Gayon & Stonestreet, (1965) e que consistiu na leitura a 520 nm usando o método de descoloração pelo metabissulfito de sódio e, onde as antocianinas, na forma de catião flavílico

(conferem cor), reagem com o metabissulfito de sódio, formando um complexo incolor. A quantificação das antocianinas totais foi determinada recorrendo à seguinte equação:

$$\text{Antocianinas Totais (mg/L eq. malvidina-3-monoglucósido)} = 875 * (\text{Antocianinas H}_2\text{O})_{520\text{nm}} - (\text{Antocianinas SO}_2)_{520\text{nm}}$$

#### 4.5.4. PARÂMETROS CROMÁTICOS

A intensidade e a tonalidade da cor foram determinadas pelo método de Glories (1984), e que se baseia na medição da absorvância a três comprimentos de onda na zona do visível do espectro da luz: 420 nm (amarelo), 520 nm (vermelho) e 620 nm (azul). Os resultados da intensidade da cor para os extratos fenólicos das castas tintas foram expressos em unidades de absorvância (u.a), através da aplicação do seguinte somatório das absorvâncias:

$$\text{Intensidade da Cor (u.a x10)} = \text{Abs 420} + \text{Abs 520} + \text{Abs 620}$$

Segundo Sudraud (1958), a tonalidade da cor dos extratos é a relação entre o quociente da absorvância a 420 nm e da absorvância a 520 nm. Assim, para os extratos fenólicos das castas tintas, os resultados foram expressos em unidades de absorvância (ua), através da aplicação do seguinte quociente:

$$\text{Tonalidade} = \frac{\text{Abs 420}}{\text{Abs 520}}$$

Salienta-se que no caso de extratos fenólicos obtidos a partir das castas tintas, se utilizou células de quartzo com um percurso ótico de 1 mm, tendo os valores das absorvâncias sido depois reportados a um percurso ótico de 1 cm pela multiplicação das absorvâncias por 10.

A determinação das coordenadas cromáticas dos extratos fenólicos foi efetuada pela aplicação do programa Visionlite Wine Analysis 2008. As características cromáticas foram determinadas efetuando-se um varrimento no espectro de 380 a 770 nm, o que permitiu recolher as transmitâncias necessárias ao cálculo das várias coordenadas dos parâmetros colorimétricos. Assim, foi possível obter a coordenada L\* (luminosidade), a coordenada a\* (a\* > 0 vermelho e a\* < 0 verde) e a coordenada b\* (b\* > 0 amarelo e b\* < 0 azul). Foram também determinados os valores da saturação cromática ( $[C^* = [(a^*)^2 + (b^*)^2]^{1/2}]$ ).

#### 4.5.5. AVALIAÇÃO DA ATIVIDADE ANTIOXIDANTE

##### **Método ABTS<sup>•+</sup>**

O método ABTS<sup>•+</sup> foi determinado pela aplicação do método de Ozgen *et al.*, (2006) onde o ABTS<sup>•+</sup> foi preparado para uma concentração final de 7 mM com 2,45 mM de solução aquosa de persulfato de potássio. A solução ficou em repouso à temperatura ambiente no escuro por 16 horas e posteriormente armazenada a -18 °C até à sua utilização. No dia da análise, a solução ABTS<sup>•+</sup> foi diluída em etanol para uma absorvância de 0,700 nm. Os ensaios foram conduzidos misturando 2 mL da solução ABTS<sup>•+</sup> preparada com 100 µL de amostra previamente diluída em etanol. Após 15 minutos ao abrigo da luz e à temperatura ambiente, foi medido a absorvância das amostras a 734 nm e em triplicado.

A inibição percentual de ABTS<sup>•+</sup> foi determinada de acordo com a seguinte equação:

$$\% \text{ Inibição} = \frac{A_{\text{controlo}} - A_{\text{amostra}}}{A_{\text{controlo}}} \times 100$$

A atividade antioxidante foi expressa em mmol Trolox, usando uma curva de calibração Trolox, previamente estabelecida (Figura 25).

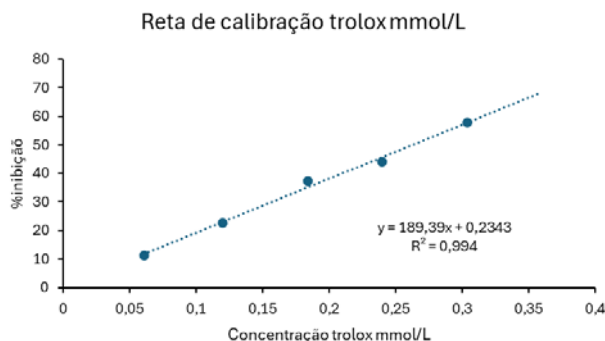


Figura 25. Reta de calibração trolox mmol/L para o método ABTS\*\*.

### Método DPPH•

A determinação da atividade antioxidante pelo método DPPH• foi realizada recorrendo-se ao método de Brand-Williams *et al.*, (1995), onde se preparou uma solução de DPPH• em metanol de concentração  $6 \times 10^{-5}$  M. Os ensaios foram conduzidos misturando 1,9 ml da solução de DPPH• com 100  $\mu$ L de amostra previamente diluída em metanol. Após 30 minutos ao abrigo da luz e à temperatura ambiente, foi determinada a absorvância das amostras a 517 nm e em triplicado.

A inibição percentual de DPPH• foi determinada de acordo com a seguinte equação:

$$\% \text{ Inibição} = \frac{A_{\text{controlo}} - A_{\text{amostra}}}{A_{\text{controlo}}} \times 100$$

A atividade antioxidante foi expressa em mmol Trolox, usando uma curva de calibração Trolox previamente estabelecida (Figura 26).

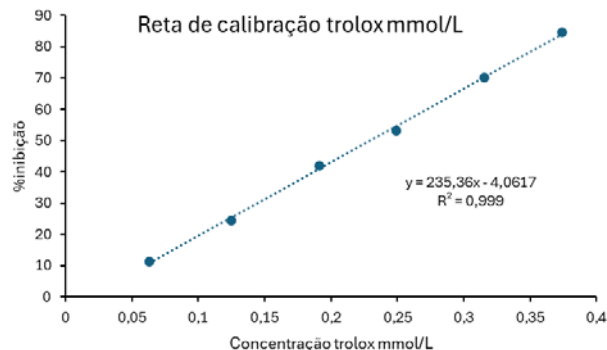


Figura 26. Reta de calibração trolox mmol/L para o método DPPH•.

#### 4.6. DETERMINAÇÃO DO ÍNDICE DE POTENCIAL AROMÁTICO VARIETAL (IPAV)

O índice de potencial aromático varietal permite determinar os precursores glucósilados do aroma nas uvas. Assim, aplicou-se a metodologia previamente estabelecida por Fernández & Delgado (2014) e que se baseia na libertação da aglicona volátil através de hidrólise ácida que produz uma concentração equimolecular de glicosil glicose (glicose G-G) e que é determinada espectrofotometricamente a um comprimento de onda de 480 nm. A quantidade de glicose G-G obtida representa a concentração de precursores glucósilados, e pode ser utilizada como referência para estabelecer parâmetros de qualidade aromática das castas.

Assim, para determinar o IPAV foi necessário pesar 50 g de bagos de uvas, às quais se adicionou 50 ml de etanol/água (50/50). Posteriormente, triturou-se a amostra durante 30 segundos a uma velocidade de 500 rpm. O extrato obtido foi deixado em repouso durante 2 horas, e posteriormente foi centrifugado a 4000 rpm durante 10 minutos. De seguida, em dois tubos de ensaio (A e B) adicionou-se 2 mL de extrato diluído etanol/água (50/50) e mais 30 µl de HCl pH 1,0. No tubo A adicionou-se 1,97 mL de etanol/água (50/50) e no tubo B adicionou-se 1,97 mL de β-D-Fenilglucosa (20 mM).

Posteriormente o conteúdo de cada tubo passou, por cartuchos sep-pak (previamente preparados) com o auxílio de uma câmara de vácuo a uma pressão inferior a -10 kPa e com um fluxo gota a gota, obtendo-se um líquido incolor. A passagem pelos cartuchos sep-pak é considerada uma fase de purificação e condicionamento da amostra o que permite eliminar interferências causadas pela glicose livre e outras substâncias glucósiladas (como antocianinas e flavonóis). Após passagem pelos cartuchos da amostra, retirou-se 1 mL dos extratos para novos tubos de ensaio (A.1 e B.1) e adicionou-se 1 mL de Fehling A e 1 mL de Fehling B, levando estes ao banho-maria durante 30 minutos a 70°C. Após 30 minutos centrifugou-se o conteúdo dos tubos a 4000 rpm durante 10 minutos.

Do sobrenadante retirou-se 1 mL da amostra centrifugada para novos tubos (A.1.1, A.1.2 e B.1.1), sendo que do tubo A,1 se retirou 1 mL para novos tubos (A.1.1 e A.1.2). Nesta etapa adicionou-se um controlo com 1 mL de água destilada para posteriormente se realizar o autozero.

Nestes tubos de ensaio (A.1.1, A.1.2, autozero, B.1.1) adicionou-se ainda 1 mL da solução 7 e 5 ml da solução 8, soluções estas fornecidas pelo Kit de determinação da Tecnoforma (Espanha) originando uma reação exotérmica. Após 10 minutos, tapou-se os tubos de ensaio e homogeneizou-se o conteúdo. Quando estes arrefeceram, realizou-se a leitura no espectrofotómetro a 480 nm com células de quartzo de 2 mm, realizando o autozero com água. A Figura 27 de forma resumida apresenta todo o procedimento para a determinação do IPAV.

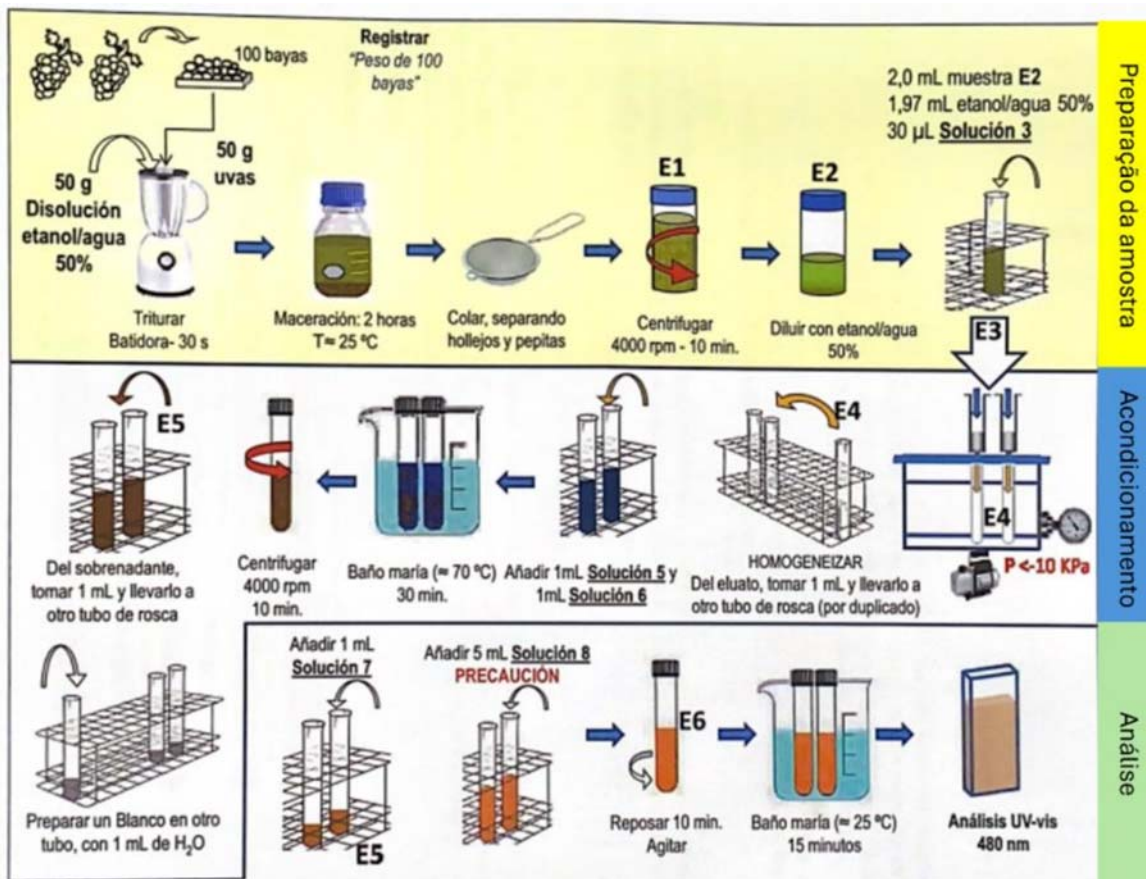


Figura 27. Procedimento da determinação IPAV.

(Extraído de Fernández & Delgado 2014)

Os resultados do IPAV foram obtidos utilizando a fórmula seguinte:

$$\text{IPAV} = \text{A480} \cdot \text{FD} \cdot \text{FR} \cdot 10$$

$$\text{FR} = \frac{\text{Abs controlo } (\sim 0,9)}{\text{ABSAmostra (solução 4) + solução (etanol/água) + ABS (Amostra pura)}}$$

Onde:

A480 é a absorbância medida a 480 nm.

FD é o fator de diluição.

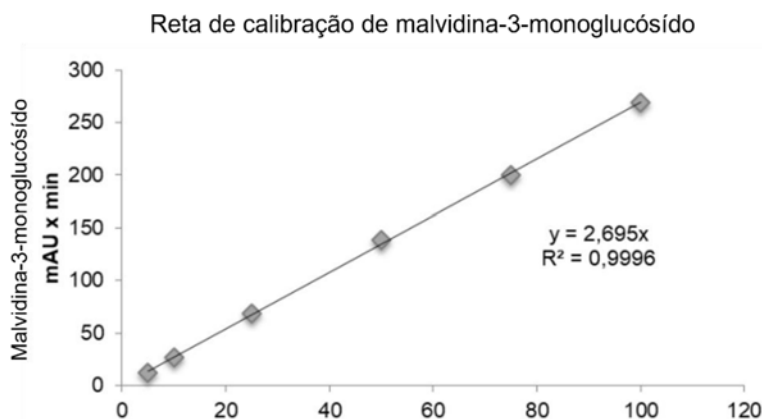
FR é o fator de retenção

#### 4.7. ANÁLISE DAS ANTOCIANINAS INDIVIDUAIS POR HPLC

As antocianinas monoméricas, agrupadas em 3 grupos principais (monoglucósidos, acetilglucósidos e cumarilglucósidos), foram analisadas por HPLC baseado no método descrito inicialmente por Dallas & Laureano, (1994) e modificado por Jordão *et al.* (1998a).

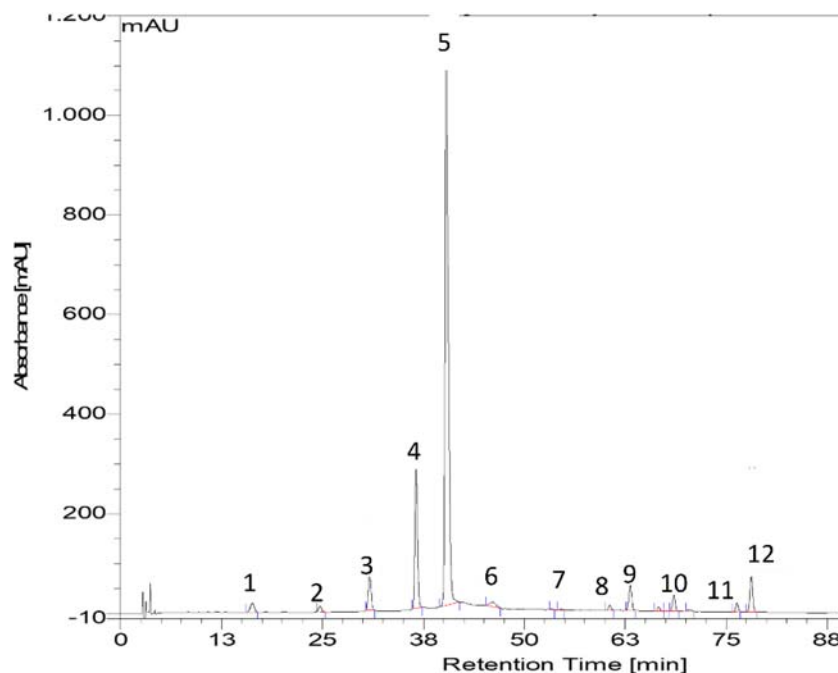
Assim, foi usado um sistema cromatográfico HPLC Dionex Ultimate 3000. Os solventes utilizados foram o ácido fórmico a 40%, acetonitrilo puro e água bidestilada. O programa de eluição dos solventes baseou-se no seguinte gradiente: inicialmente 25% de ácido fórmico, 10% acetonitrilo puro e 65% de água bidestilada, seguindo-se um gradiente linear de 10 a 30% de

acetonitrilo puro e 65 a 45% de água bidestilada por 40 min, com um fluxo de 0,7 mL/min. O volume de amostra injetado foi de 40  $\mu$ L, sendo a detecção feita a 520 nm. Para análise dos resultados utilizou-se o software Chromeleon versão 6.8. Para a quantificação das antocianinas monoméricas foi estabelecida previamente uma reta de calibração (Figura 28), através de um padrão de malvidina-3-O-glucósido (>95% de pureza).



**Figura 28.** Reta de calibração malvidina-3-monoglucósido.

Os picos cromatográficos das antocianinas foram identificados de acordo com os dados descritos por Jordão *et al* (1998 a,b), tendo-se detetado a presença de 12 diferentes antocianinas individuais monoméricas, conforme o cromatograma exemplificativo apresentado na Figura 29.



**Figura 29.** Cromatograma de antocianinas individuais de um extrato de uva tinta. A numeração corresponde a: 1 - delphinidina-3-O-glucósido; 2 - cianidina-3-O-glucósido; 3 - petunidina-3-O-glucósido; 4 - peonidina-3-O-glucósido; 5 - malvidina-3-O-glucósido; 6 - delphinidina-3-acetilglucósido; 7 - petunidina-3-acetilglucósido; 8 - peonidina-3-acetilglucósido; 9 - malvidina-3-acetilglucósido; 10 - petunidina-3-p-cumaroil glucósido; 11 - peonidina-3-p-cumaroil glucósido; 12 - malvidina-3-p-cumaroil glucósido.

#### **4.8. ANÁLISES ESTATÍSTICA**

Aos resultados obtidos em cada parâmetro analítico efetuado às diferentes castas ao longo da maturação foram calculadas as médias e os respetivos desvios padrão. Todas as determinações foram realizadas em triplicado.

Para avaliar as diferenças estatísticas significativas entre os dados obtidos para os diversos parâmetros analisados foi realizada uma análise de variância (ANOVA, One-way), com comparação de médias com nível de significância  $<0,05$ .

Foi ainda efetuada uma análise em componentes principais (PCA) para analisar os dados e estudar as relações as diversas castas para os diferentes parâmetros em estudo à vindima. Todas as análises estatísticas foram realizadas usando o software SPSS versão 28.0 (IBM, Chicago, USA).

## 5. APRESENTAÇÃO E DISCUSSÃO DOS RESULTADOS

Foram analisados vários parâmetros físico-químicos para algumas castas da região do Dão ao longo da maturação. Dos parâmetros físico-químicos do mosto das uvas foram analisados, o pH, a acidez total, o teor alcoólico provável e ainda os ácidos orgânicos como o ácido málico e o ácido tartárico. Foi também efetuada a caracterização fenólica das uvas ao longo da maturação, tendo-se para tal determinado os compostos fenólicos totais, fenóis flavonóides e não flavonóides, taninos totais, antocianinas totais e individuais por HPLC, intensidade e tonalidade da cor, coordenadas da cor pelo CIELAB, atividade antioxidante pelo método ABTS\*\* e DPPH\*, e ainda o índice de potencial aromático varietal (estes 2 últimos parâmetros só à vindima). A data de vindima para as castas tintas foi realizada 28 dias após o pintor, já nas castas brancas foi realizada nas castas Malvasia Fina e Tarez no dia 21 após o pintor e nas castas Uva Cão, Encruzado e Sória no dia 28 após o pintor.

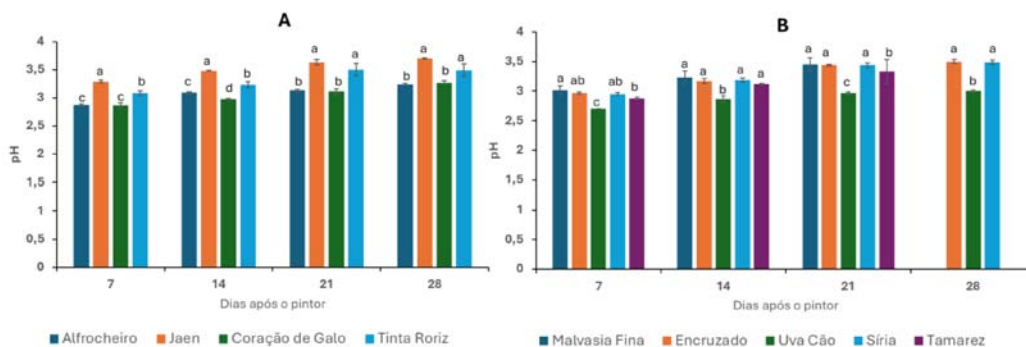
### 5.1. EVOLUÇÃO DOS PARÂMETROS FÍSICO-QUÍMICOS GERAIS DAS UVAS AO LONGO DA MATURAÇÃO

#### 5.1.1. PH, ACIDEZ TOTAL E TEOR ALCOÓLICO PROVÁVEL

As determinações de acidez total e do pH são utilizadas para ajudar a definir o ponto ideal de colheita das uvas. Tanto a acidez como o pH têm um impacto significativo nas características do vinho. O pH desempenha um papel importante na produção do vinho, afetando a cor, a estabilidade microbológica, e os atributos sensoriais. Os valores de pH para os vinhos brancos podem variar entre 3,10 e 3,50. Valores mais elevados são geralmente observados para os vinhos tintos, em grande parte devido ao contacto do mosto com as películas antes e durante a fermentação alcoólica. As alterações do pH são complexas e resultam de uma série de fatores como sejam os fatores ambientais e as práticas vitícolas (Zoecklein *et al.*, 1999).

A Figura 30 apresenta a evolução do pH para as castas tintas e brancas estudadas. É possível observar, que de um modo geral existiu um aumento progressivo do pH ao longo da maturação, o que resulta da diminuição dos ácidos orgânicos, especialmente do ácido málico. Esta diminuição vai de encontro ao observado por vários autores que apresentaram similar evolução ao longo da maturação (Penso *et al.*, 2014; Cisse *et al.*, 2018). Ao longo da maturação e entre as castas tintas, a casta Jaen apresentou valores médios significativamente mais elevados, apresentando diferenças significativas ao longo de toda a maturação. Em contrapartida a casta Coração de Galo e Alfrocheiro apresentou os valores mais baixos de pH ao longo da maturação. Retira-se ainda que todas as castas apresentaram um aumento gradual do pH ao longo da maturação.

No final da maturação, os mostos das castas Jaen e Tinta Roriz apresentaram os valores médios significativamente mais elevados (3,70 e 3,49, respetivamente).



**Figura 30.** Evolução do pH ao longo da maturação das uvas.

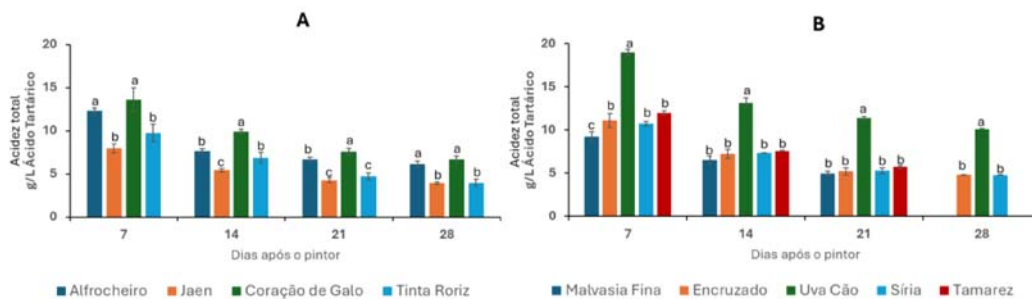
**A** - Evolução das castas tintas; **B** - Evolução das castas brancas.

Valores médios do ensaio em triplicado. Letras diferentes para cada ponto de maturação mostram a existência de diferenças significativas entre as castas. Teste Tukey ( $p < 0,05$ ).

A figura 30 (B), apresenta a evolução das castas brancas estudadas ao longo da maturação, tendo sido possível constatar que os mostos da casta Uva Cão apresentaram valores médios de pH significativamente mais baixos que as restantes castas. Os valores para os mostos desta casta, variaram de pH 2,70 no início da maturação a pH 3,0 no final da maturação. Já as castas Malvasia Fina, Encruzado e Tamarez variam de forma similar ao longo da maturação, sendo que à vindima apresentaram valores de pH 3,45, 3,5 e 3,33, respetivamente. Valores semelhantes foram descritos por Brazão *et al.* (2023) que estudou quatro castas brancas portuguesas e cujos valores de pH variaram entre 3,08 a 3,33 no último ponto de maturação.

A acidez total desempenha um papel essencial na sua frescura, na estabilidade microbológica e na longevidade do vinho. Esta representa a soma de todos os ácidos presentes no vinho, como o tartárico, o málico e o cítrico (Rizzon *et al.*, 1998). A acidez total também afeta a estabilidade microbológica do vinho, pois valores mais elevados de acidez total dificultam o crescimento de microrganismos indesejáveis, reduzindo a necessidade da aplicação de conservantes como os sulfitos. A acidez também influencia a estabilidade da cor, especialmente em vinhos tintos, onde um pH mais baixo ajuda a manter a coloração vermelha contribuindo para uma menor oxidação (Guan & Liu, 2020).

A figura 31 (A) apresenta a evolução da acidez total ao longo da maturação das castas tintas estudadas. Assim, é possível observar que a acidez total, foi diminuindo ao longo da maturação em todas as castas. Nas uvas das castas tintas Coração de Galo e Alfrocheiro foram detetados os valores significativamente mais elevados de acidez total, comparativamente às restantes. Em sentido oposto, a casta Jaen apresentou o valor de acidez total mais baixo o que confirma os valores de pH obtidos (Figura 30 A). À maturação tecnológica, as castas Alfrocheiro e Coração de Galo, apresentaram os valores médios significativamente mais elevados de acidez total (6,14 e 6,68 g/L ácido tartárico, respetivamente). Resultados semelhantes foram encontrados por Costa *et al.* (2014), para as castas Alvarelhão (6,65 g/L ácido tartárico) e Carignan Noir (6,01 g/L ácido tartárico). Segundo os mesmos autores valores elevados de acidez total estão associados a uma degradação mais lenta dos ácidos orgânicos, como seja o ácido tartárico.



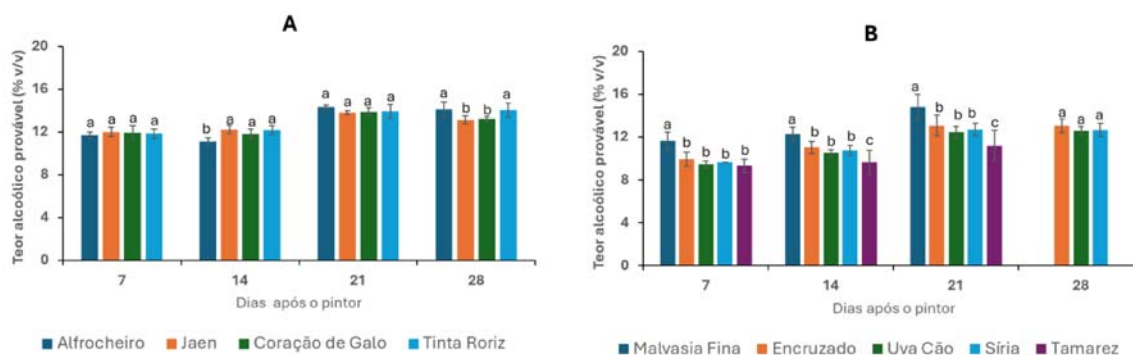
**Figura 31.** Evolução da acidez total ao longo da maturação das uvas.

**A** - Evolução das castas tintas; **B** - Evolução das castas brancas.

Valores médios do ensaio em triplicado. Letras diferentes para cada ponto de maturação mostram a existência de diferenças significativas entre as castas. Teste Tukey ( $p < 0,05$ ).

A figura 31 (B) apresenta a evolução da acidez total ao longo da maturação das castas brancas estudadas. Assim, foi possível observar que a casta Uva Cão apresentou uma acidez total significativamente superior às restantes castas. Este resultado está relacionado com o baixo valor de pH que a casta apresenta (Figura 30 B). As restantes castas evoluíram de forma similar. Também à semelhança das castas tintas a acidez total das castas brancas foi diminuindo ao longo da maturação, tal como relatado por vários autores (Dokoozlian, 2000; Penso *et al.*, 2014). Salienta-se que à maturação, os mostos das castas Encruzado e Síria foram os que apresentaram valores significativamente mais elevados de acidez total.

A figura 32 (A) apresenta a evolução do teor alcoólico provável das castas tintas estudadas ao longo da maturação. Assim, é possível observar que o teor alcoólico foi aumentando até aos 21 dias após o pintor, seguindo-se de uma estabilização dos valores. Resultado semelhante foi descrito por Corona *et al.*, (2021). É possível salientar que a casta Alfrocheiro e Tinta Roriz não apresentaram diferenças significativas entre si, mas diferiram significativamente das restantes castas (Coração de Galo e Jaen), à vindima, obtendo valores de álcool provável semelhantes (14,1%v/v e 14,02%v/v).



**Figura 32.** Evolução do teor alcoólico provável ao longo da maturação das uvas.

**A** - Evolução das castas tintas; **B** - Evolução das castas brancas.

Valores médios do ensaio em triplicado. Letras diferentes para cada ponto de maturação mostram a existência de diferenças significativas entre as castas. Teste Tukey ( $p < 0,05$ ).

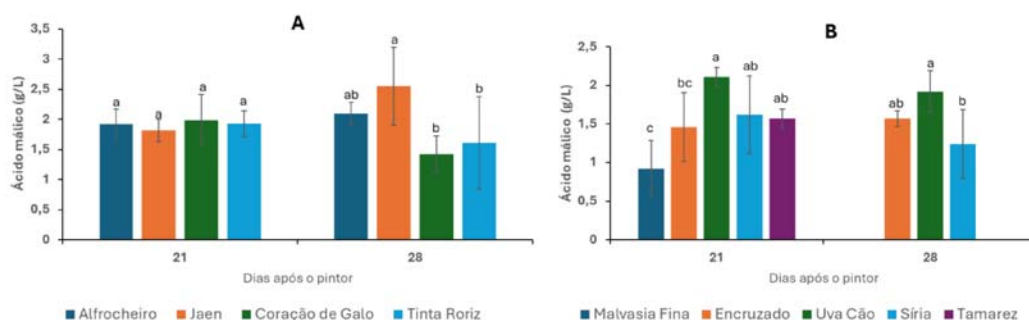
Na Figura 32 (B) é possível observar a evolução do teor alcoólico provável ao longo da maturação para castas brancas estudadas. Neste caso, foi possível observar uma tendência para o aumento dos valores até 21 dias após o pintor, seguindo-se uma estabilização dos valores para as castas Encruzado, Uva Cão e Síria. À maturação tecnológica, obtiveram-se valores não significativos de 13,04%v/v, 12,61% v/v e 12,67% v/v respetivamente. Estas tendências de aumento

dos valores do teor de alcoólico provável seguem a mesma tendência do descrito na bibliografia (Jordão *et. al.*, 2023).

### 5.1.2. ÁCIDO ORGÂNICOS

#### Ácido málico

Na Figura 33 observa-se a evolução do ácido málico ao longo dos últimos dias de maturação das uvas. No caso das castas tintas, foi possível observar que para as castas Tinta Roriz e Coração de Galo, existiu um decréscimo mais evidente ao longo das últimas semanas, que para a casta Tinta Roriz foi de 1,9 g/l a 1,61 g/L e para a casta Coração de Galo de 1,98 g/L para 1,42 g/L. Trata-se de um resultado expectável pois o ácido málico é consumido durante o processo de respiração celular dos bagos de uva. Já para as castas Alfrocheiro e Jaen observou-se um ligeiro aumento dos valores que pode estar associado a uma desaceleração do metabolismo do ácido málico. Neste caso, os valores variaram na casta Alfrocheiro de 1,91 g/L a 2,1 g/L e na casta Jaen de 1,8 g/L a 2,55 g/L. Estes valores são semelhantes ao descritos por Pavloušek & Kumšta (2011) que para a casta Nativa obteve valores de 2,77 g/L e para a casta Regent 1,75 g/L. À semelhança das castas tintas, nas castas brancas (Figura 33 (B)) observa-se uma estabilização dos valores de ácido málico nas últimas semanas para as castas Malvasia Fina e Encruzado, que pode estar associado a uma desaceleração do metabolismo deste ácido. Já para a casta Uva Cão observou-se também uma estabilização dos valores deste ácido (1,92 g/L), o que segue a tendência relatada por outros autores (Rosado, 2013; Santamaría *et al.*, 2022). Pavloušek & Kumšta (2011) encontraram valores mais elevados nas castas Malversina com valores de 2,78 g/L e para a casta Erilon valores de 4,47g/L. De salientar, que à vindima foram as castas Jaen (no caso das castas tintas) que apresentaram valores significativamente mais elevados em comparação com as castas Coração de Galo e Tinta Roriz e no caso das castas brancas, a casta Uva Cão apresentou valores médios significativamente mais elevados em comparação com a casta Síria, o que no caso casta da branca Uva Cão confirma os resultados já observados para o pH e a acidez total.



**Figura 33.** Evolução do ácido málico ao longo das duas últimas semanas de maturação das uvas.

**A** - Evolução das castas tintas; **B** - Evolução das castas brancas.

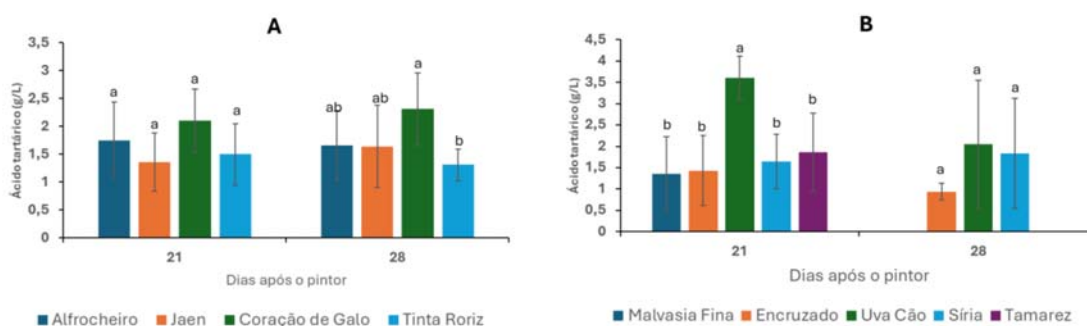
Valores médios do ensaio em triplicado. Letras diferentes para cada ponto de maturação mostram a existência de diferenças significativas entre as castas. Teste Tukey ( $p < 0,05$ ).

#### Ácido tartárico

A Figura 34 (A) representa a evolução do ácido tartárico nas castas tintas durante as últimas semanas após o pintor. É possível notar que nas castas Alfrocheiro e Tinta Roriz ocorreu um ligeiro decréscimo deste ácido, relatado também por outros autores (Ribéreau-Gayon *et al.*, 2006; Escudeiro, 2012). Já as castas Jaen e Coração de Galo sofreram um ligeiro aumento deste ácido, que pode estar relacionado a uma degradação mais lenta deste. Tendência semelhante foi descrito anteriormente por Moreno & Peinado (2012), para a casta Cabernet-Sauvignon. Na

Figura 34 (B) também é possível destacar que para a casta Síria se observou uma estabilização dos valores deste ácido, que à semelhança das castas tintas pode significar uma degradação mais lenta deste ácido. As castas Encruzado e Uva Cão apresentaram um decréscimo mais acentuado dos valores nas últimas semanas. Soyer *et al.* (2003) obtiveram valores mais elevados de ácido tartárico para as 11 castas brancas estudadas. No final da maturação, foram as castas Coração de Galo (2,31 g/L) e Uva Cão (2,05 g/L) as que apresentaram valores médios mais elevados de ácido tartárico, havendo diferenças significativas entre as castas tintas Coração de Galo e Tinta Roriz. Já nas castas brancas não houve diferenças significativas entre as castas. Costa *et al.* (2014) obtiveram valores de ácido tartárico nas 24 castas estudadas, superiores aos obtidos, oscilando de 2,49 g/L a 7,70 g/L à maturação, o que pode estar relacionado com uma degradação mais lenta deste ácido.

No entanto, realça-se que os valores médios obtidos para todas as castas apresentaram desvios padrão muito elevado, o que resulta de uma potencial variabilidade entre as amostras recolhidas.



**Figura 34.** Evolução do ácido tartárico ao longo das duas últimas semanas de maturação das uvas.

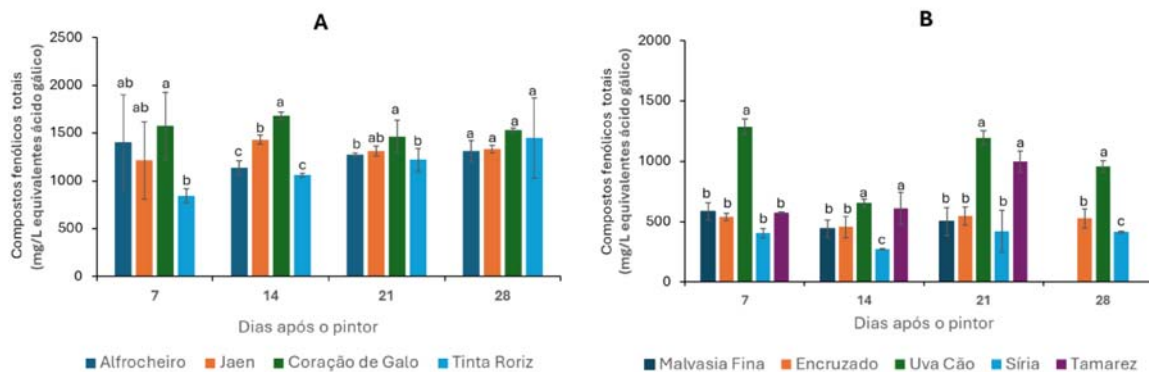
**A** – Evolução das castas tintas; **B** – Evolução das castas brancas.

Valores médios do ensaio em triplicado. Letras diferentes para cada ponto de maturação mostram a existência de diferenças significativas entre as castas. Teste Tukey ( $p < 0,05$ ).

## 5.2. EVOLUÇÃO DOS COMPOSTOS FENÓLICOS GLOBAIS DAS UVAS AO LONGO DA MATURAÇÃO

### 5.2.1. COMPOSTOS FENÓLICOS TOTAIS, FLAVONÓIDES E NÃO FLAVONÓIDES

A Figura 35 (A) representa a evolução dos compostos fenólicos totais ao longo da maturação para as castas tintas. Nos 7 dias após o pintor, a casta Coração de Galo apresentou níveis significativamente mais elevados de fenóis totais (1575,44 mg/L eq. ácido gálico), enquanto que a casta Tinta Roriz apresentou os valores significativamente mais baixos (843,88 mg/L eq. ácido gálico). Ao longo da maturação (14 a 21 dias após o pintor), os níveis de fenóis aumentaram ligeiramente em todas as castas. À vindima, os valores dos compostos fenólicos totais não apresentaram diferenças significativas entre as castas tintas estudadas. Evolução semelhante foi relatada por Jordão *et al.* (2024) na casta Saborinho e Merlot no ano de 2021, onde os valores para a casta Saborinho variaram entre 222 mg/L eq. ácido gálico no início do pintor a 495 mg/L eq. ácido gálico à vindima e na casta Merlot variaram entre 1030 mg/L eq. ácido gálico no início do pintor a 1079 mg/L eq. ácido gálico à vindima.



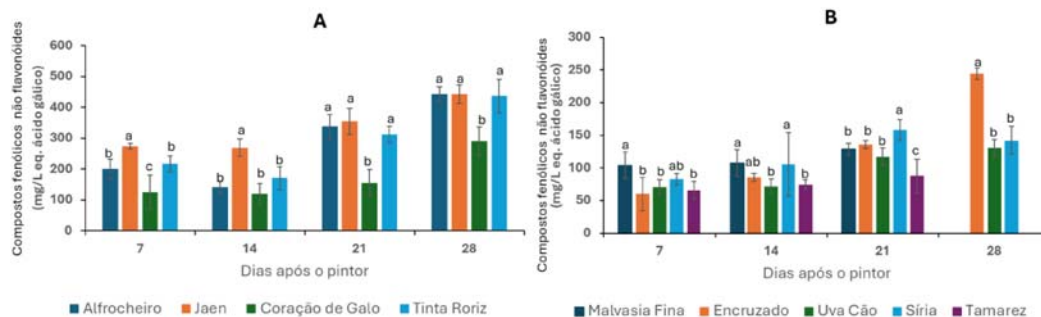
**Figura 35.** Evolução dos compostos fenólicos totais ao longo da maturação das uvas.

**A** - Evolução das castas tintas; **B** - Evolução das castas brancas.

Valores médios do ensaio em triplicado. Letras diferentes para cada ponto de maturação mostram a existência de diferenças significativas entre as castas. Teste Tukey ( $p < 0,05$ ).

No caso das castas brancas Figura 35 (B) é possível observar que a casta Uva Cão apresentou os valores significativamente mais elevados de fenóis totais na maioria das semanas estudadas (1287,29 e 958,15 mg/L eq. ácido gálico) o que demonstra que esta casta possui um maior potencial fenólico, relativamente às restantes castas estudadas. Após 21 dias depois do pintor a casta Tamarez apresentou também valores consideráveis (998,77 mg/L eq. ácido gálico). Já a casta Síria à vindima apresentou o valor significativamente mais baixo (419,4 mg/L eq. ácido gálico). Resultados similares foram obtidos por Jordão *et al.*, (2023) que comparou a evolução dos compostos fenólicos ao longo da maturação em vinhas novas e velhas para a casta Rabigato, onde os valores em vinhas novas variaram aproximadamente entre 250 mg/L eq. ácido gálico 7 dias após o pintor e 500 mg/L eq. ácido gálico à vindima. Nas vinhas velhas os compostos fenólicos totais variaram entre 350 mg/L eq. ácido gálico 7 dias após o pintor e 550 mg/L eq. ácido gálico à vindima.

A Figura 36 apresenta a evolução dos compostos fenólicos não flavonóides nas diferentes castas tintas e brancas, durante a maturação. Aos 7 dias após o pintor, a casta Jaen apresentou os valores significativamente mais elevados (274,68 mg/L eq. ácido gálico), enquanto a casta Coração de Galo apresentou os valores significativamente mais baixos (125,29 mg/L eq. ácido gálico). Durante toda a maturação ocorreu no geral para todas as castas estudadas, uma tendência para um aumento dos valores em compostos fenólicos não flavonóides. À vindima as castas Alfrocheiro, Jaen e Tinta Roriz apresentaram os valores significativamente mais altos (436,79 a 443,32 mg/L eq. de ácido gálico). A casta coração de Galo apresentou o valor médio significativamente mais baixo (290,19 mg/L eq. de ácido gálico) em comparação com as outras castas tintas estudadas. Este resultado, foi semelhante ao obtido por Costa *et al.* (2014) ao estudaram 24 castas portuguesas cultivadas na região do Dão e do Douro, onde para a casta Alfrocheiro obtiveram 222 mg/L eq. de ácido gálico, e para a casta Jean de 196 mg/L eq. de ácido gálico.



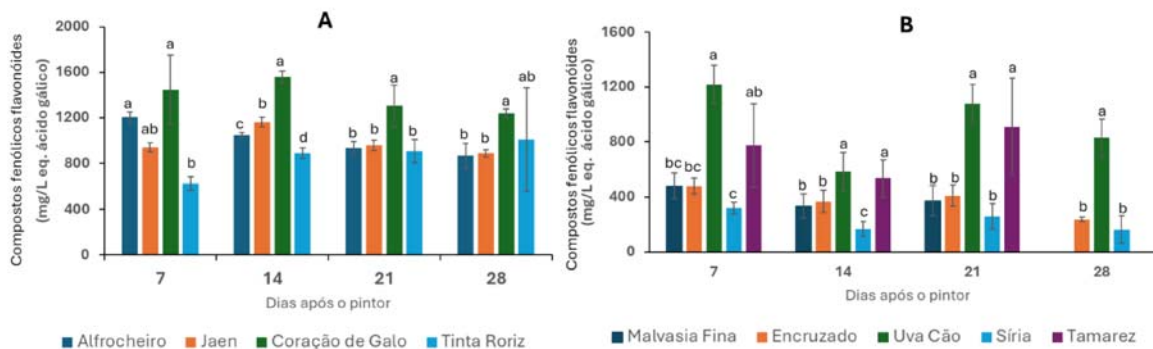
**Figura 36.** Evolução dos compostos não flavonóides ao longo da maturação.

**A** - Evolução das castas tintas. **B** - Evolução das castas brancas.

Valores médios do ensaio em triplicado. Letras diferentes para cada ponto de maturação mostram a existência de diferenças significativas entre as castas. Teste Tukey ( $p < 0,05$ ).

Nas castas brancas Figura 36 (B), 7 e 14 dias após o pintor, as castas apresentam valores relativamente baixos e homogêneos (59,93 a 103,81 mg/L eq. de ácido gálico e de 71,6 mg/L eq. de ácido gálico a 107,31 mg/L eq. de ácido gálico, respetivamente). À vindima, foi a casta Encruzado a destacar-se, atingindo valores médios significativamente mais elevados (244,1 mg/L eq. de ácido gálico). Resultados similares foram obtidos por Jordão *et al.*, (2023) que comparou a evolução dos compostos fenólicos não flavonóides ao longo da maturação em vinhas novas e velhas para a casta Rabigato, sendo os valores em vinhas novas e velhas à vindima de aproximadamente de 200 mg/L eq. ácido gálico.

A Figura 37 representa a evolução dos compostos fenólicos flavonóides em diferentes castas estudadas, ao longo da maturação. No 7º dia após o pintor a casta Coração de Galo apresentou uma concentração significativamente mais elevada (1450,15 mg/L eq. ácido gálico), enquanto que a casta Tinta Roriz apresentou a concentração significativamente mais baixa (626,62 mg/L equivalentes de ácido gálico). Já as castas Alfrocheiro e Jaen apresentaram concentrações de 1203,65 e 939,88 mg/L equivalentes de ácido gálico respetivamente. Ao longo de toda a maturação, os teores em compostos fenólicos flavonóides apresentaram uma tendência para uma oscilação dos valores tendo esta sido mais visível para as castas brancas. À vindima, foi a casta Coração de Galo a que apresentou valores mais elevados de compostos fenólicos flavonóides (1239,86 mg/L eq. ácido gálico). Estes resultados são semelhantes aos obtidos por Jordão *et al.* (2024), ao estudar a casta Merlot e Syrah durante 3 anos sob condições edafoclimáticas da ilha do Pico, onde à vindima no ano de 2021 obtiveram valores de 939 mg/L equivalentes de ácido gálico para a casta Merlot.



**Figura 37.** Evolução de compostos fenólicos flavonóides ao longo da maturação.

**A** - Evolução das castas tintas. **B** - Evolução das castas brancas.

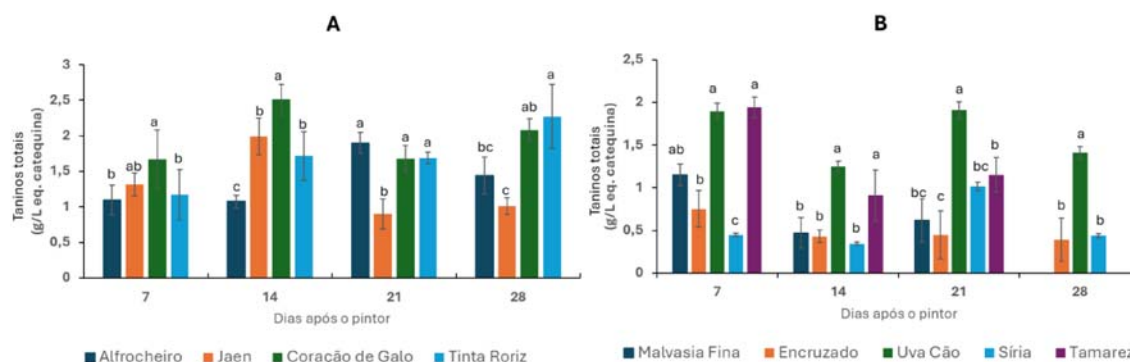
Valores médios do ensaio em triplicado. Letras diferentes para cada ponto de maturação mostram a existência de diferenças significativas entre as castas. Teste Tukey ( $p < 0,05$ ).

Para as castas brancas, foi a casta Uva Cão a que apresentou uma concentração mais elevada em quase todas as semanas avaliadas. À vindima, esta tendência manteve-se com valores significativamente mais elevados para a casta Uva Cão (827,96 mg/L eq. de ácido gálico), enquanto que as concentrações das demais castas variaram entre 163,4 e 238,32 mg/L eq. de ácido gálico.

### 5.2.2. TANINOS TOTAIS

A Figura 38 representa a evolução dos taninos totais para as castas tintas estudadas ao longo da maturação. Assim, foi possível observar que 7 dias após o pintor, os valores de taninos totais variaram entre 1,09 g/L eq. catequina e 1,66 g/L eq. catequina, com destaque para a casta Coração de Galo, que apresentou a concentração significativamente mais elevada. Aos 14 dias após o pintor, observou-se um aumento da concentração de taninos totais nas castas Coração de Galo e Jaen, tendo apresentado valores de 2,5 g/L eq. catequina e 1,99 g/L eq. catequina, respetivamente, enquanto as demais castas mantiveram um padrão de crescimento moderado. Os níveis de taninos nas castas Alfrocheiro, Jaen e Coração de Galo foram semelhantes, não apresentando diferenças significativas entre elas, o que indica uma estabilização dos valores. A casta Alfrocheiro apresentou posteriormente um ligeiro decréscimo até à vindima após o pintor, o que está de acordo com os resultados já observados por Ortega-Regules *et al.*, (2008). Apesar da redução da concentração em taninos totais, estes resultados apresentaram diferenças significativas entre eles à vindima.

Durante a toda maturação ocorreu no geral um aumento dos valores até 14 dias após o pintor, ao qual se seguiu um ligeiro decréscimo para as castas Alfrocheiro e Jaen. Esta tendência que foi similar ao descrito por vários autores que registaram um aumento dos taninos e de seguida um decréscimo e estabilização destes nas várias frações das uvas (películas e grainhas) (Kennedy *et al.*, 2000a; Ribéreau-Gayon *et al.*, 2006; Ortega-Regules *et al.*, 2008). Um resultado semelhante foi também apresentado por Asproudi *et al.*, (2015) para a casta italiana Barbera, onde se observou um aumento dos taninos, seguindo-se um decréscimo e uma estabilização nas duas últimas semanas de maturação. Segundo os mesmos autores este decréscimo ocorre devido a possíveis desvios dos metabólitos intermediários (cianidina e delphinidina) em direção à síntese de antocianinas, visto que compartilham a mesma via biossintética ou devido a fenómenos pouco conhecidos envolvendo transformação e oxidação das proantocianidinas.



**Figura 38.** Evolução dos Taninos Totais ao longo da maturação.

**A** - Evolução das castas tintas. **B** - Evolução das castas brancas.

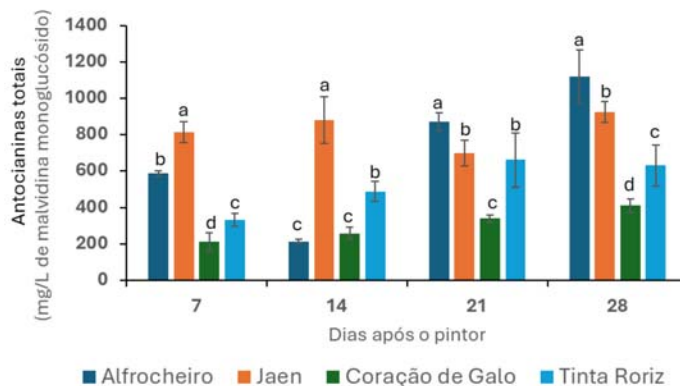
Valores médios do ensaio em triplicado. Letras diferentes para cada ponto de maturação mostram a existência de diferenças significativas entre as castas. Teste Tukey ( $p < 0,05$ ).

A Figura 38 (B) ilustra a evolução dos taninos totais ao longo da maturação das castas brancas. Assim, 7 dias após o pintor, as castas Uva Cão e Tamarez apresentaram as concentrações de taninos totais significativamente mais elevadas (entre 1,897 g/L eq. catequina

e 1,94 g/L eq. catequina, respetivamente), enquanto que as demais castas apresentaram valores inferiores a 1 g/L eq. catequina. Após 14 dias do pintor, as castas Tamarez, e Uva Cão mantiveram concentrações mais elevadas de taninos, enquanto que as restantes castas apresentaram valores mais baixos. À vindima, foram as uvas da casta Uva Cão, as que apresentaram os valores significativamente mais elevados (1,41 g/L eq. catequina). De modo geral, observou-se uma tendência decrescente ao longo da maturação para as castas brancas estudadas, o que vai de encontro ao estudo de Jordão *et al.* (2001) para a casta Viosinho, que apresentou um decréscimo ao longo da maturação. No caso das uvas das castas Uva Cão e Siria, se observou uma tendência para uma oscilação dos valores.

### 5.2.3. ANTOCIANINAS TOTAIS

No geral, todas as castas estudadas apresentaram uma tendência para um aumento das antocianinas totais ao longo da maturação (Figura 39). No entanto, os acréscimos de valores foram mais evidentes nas castas Jaen e Alfrocheiro. As castas Coração de Galo e Tinta Roriz, apresentaram no geral valores significativamente mais baixos, e em particular a casta coração de Galo. Resultados semelhantes foram descritos por Jordão *et al.*, (2024), que estudaram a evolução das antocianinas totais para diferentes castas de uvas cultivadas nos Açores ao longo da maturação. Estes autores observaram para o ano de 2021 que a casta Merlot apresentou valores de antocianinas totais no início do pintor de 810 mg/L de malvidina-3-monoglucosido e no final da maturação de 1076 mg/L de malvidina-3-monoglucosido. O estudo de Ortega-Regules *et al.*, (2008) apresentou a evolução das antocianinas totais para cinco castas de uva, tendo sido possível observar que para a casta Monastrell J e B se observou um decréscimo do teor de antocianinas totais, seguindo-se um aumento. Esta evolução foi semelhante ao obtido para as castas Jaen e Alfrocheiro.



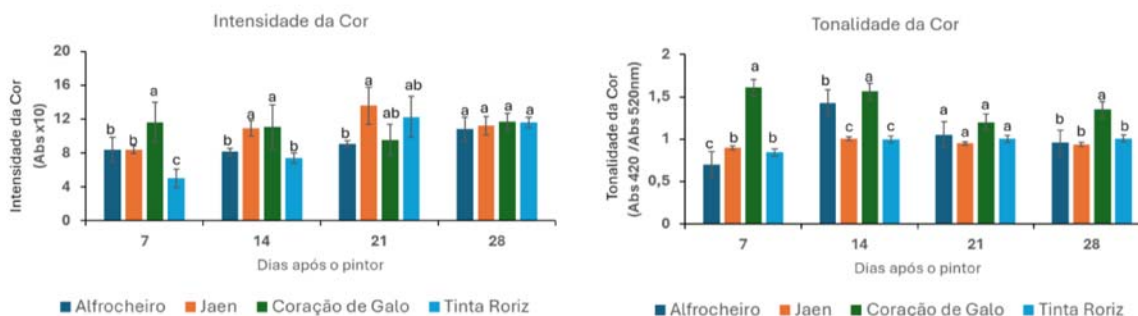
**Figura 39.** Evolução ao longo da maturação das antocianinas totais presentes nas castas tintas.

Valores médios do ensaio em triplicado. Letras diferentes para cada ponto de maturação mostram a existência de diferenças significativas entre as castas. Teste Tukey ( $p < 0,05$ ).

À vindima, foram as uvas das castas Alfrocheiro e Jaen, as que apresentaram valores significativamente mais elevados de antocianinas totais (1119,7 e 922,83 mg/L equiv. malvidina-3-monoglucósido, respetivamente) enquanto que as uvas da casta Coração de Galo, foram as que apresentaram os valores significativamente mais baixos (411,25 mg/L equiv. malvidina-3-monoglucósido).

### 5.2.4. INTENSIDADE E TONALIDADE COR

A Figura 40 apresenta a evolução da intensidade e tonalidade da cor nos extratos fenólicos das uvas ao longo da maturação. A intensidade da cor variou entre as diferentes castas tendo existido uma evolução crescente dos valores ao longo da maturação. Aos 7 dias após o pintor, observou-se que os extratos da casta Coração de Galo apresentaram valores significativamente mais elevados da intensidade de cor (11,64 u.a), enquanto que os extratos da casta Tinta Roriz apresentaram o valor médio mais baixo (5,03 u.a). Já as castas Alfrocheiro e Jaen não apresentaram diferenças significativas entre si. Aos 14 dias após o pintor, ocorreu um aumento geral da intensidade da cor, especialmente nos extratos das castas Jaen e Tinta Roriz. Os extratos das castas Coração de Galo e Alfrocheiro apresentaram valores significativamente mais elevados em relação às restantes. Aos 21 dias após o pintor, os extratos da casta Jaen apresentou uma maior intensidade da cor, seguidos pelos extratos das castas Tinta Roriz, Alfrocheiro e Coração de Galo. À vindima, todas as castas, no geral apresentaram extratos com valores de intensidade da cor similares entre si. Os valores obtidos foram ligeiramente mais baixos que os observados por Costa *et al.* (2014), que para a casta Alfrocheiro e Jaen obtiveram à vindima valores de 9,94 e 10,99 u.abs, respetivamente.



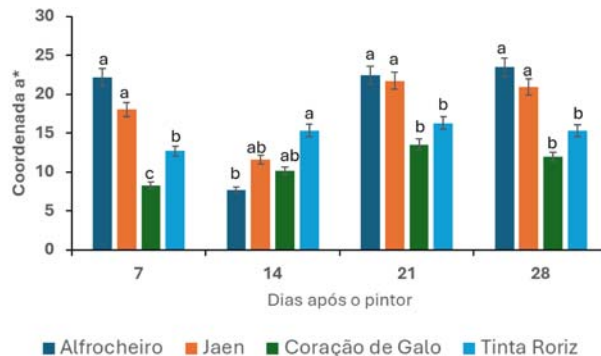
**Figura 40.** Evolução da intensidade e tonalidade da cor ao longo da maturação.

Valores médios do ensaio em triplicado. Letras diferentes para cada ponto de maturação mostram a existência de diferenças significativas entre as castas. Teste Tukey ( $p < 0,05$ ).

A análise da tonalidade da cor demonstrou que aos 7 dias após o pintor, os extratos da casta tinta Coração de Galo apresentaram uma tonalidade da cor significativamente mais elevada (1,61), em comparação com os extratos das demais castas. Já os extratos da casta Alfrocheiro apresentaram uma tonalidade inferior (0,70). Aos 14 dias após o pintor, os extratos da casta Alfrocheiro apresentaram um elevado aumento da tonalidade da cor, assim como os extratos da casta Coração de Galo, enquanto que os extratos do Jaen e Tinta Roriz os valores foram significativamente mais baixos. Aos 21 dias, ocorreu um ligeiro decréscimo da tonalidade da cor nas várias amostras, o que pode estar relacionado com processos de oxidação resultante de uma diminuição da absorvância a 420 nm (acastanhados). À vindima, a casta Coração de Galo, destacou-se das demais mantendo uma tonalidade de cor significativamente mais alta (1,35), enquanto que as restantes castas apresentaram valores semelhantes (variando de 0,93 a 1). Valores mais elevados foram anteriormente relatados por Costa *et al.*, (2014), onde a casta Alfrocheiro obteve 7,79 e a casta Jaen de 5,94, em uvas procedentes de vinhas do Douro e do Dão.

### 5.2.5. COORDENADAS DA COR PELO CIELAB

A coordenada  $a^*$  CIELAB representa a variação entre os tons vermelho (+a) e verde (-a). Valores positivos indicam um aumento da coloração avermelhada, enquanto que valores negativos indicam uma tendência para cores esverdeadas. Após 7 dias do pintor, a casta Alfrocheiro e Jaen apresentaram os valores significativamente mais elevados da coordenada  $a^*$ , o que demonstra que possuem tons mais avermelhados do que os extratos obtidos a partir das castas Coração de Galo e Tinta Roriz que apresentaram valores menores da coordenada  $a^*$ . No 14º dia após o pintor ocorreu uma redução da coordenada nas castas Alfrocheiro e Jaen enquanto que nas castas Coração de Galo e Tinta Roriz ocorreu um aumento. Do dia 21 até à vindima ocorreu um aumento da cor avermelhada das uvas tendo as castas Alfrocheiro e Jaen, apresentando valores mais elevados de vermelho. Este resultado, confirma o já observado para as antocianinas totais (Figura 39), onde também foram estas as castas com um valor significativamente mais elevados destes pigmentos, e que se traduziu numa coloração mais avermelhada dos extratos. Os valores obtidos para esta coordenada foram, superiores ao reportado por Carreño *et al.*, (1998), que estudou as coordenadas da cor pelo CIELAB em 66 castas da região da Múrcia, Espanha, e onde os valores variaram de 0,36 a 3,59 (u.a).

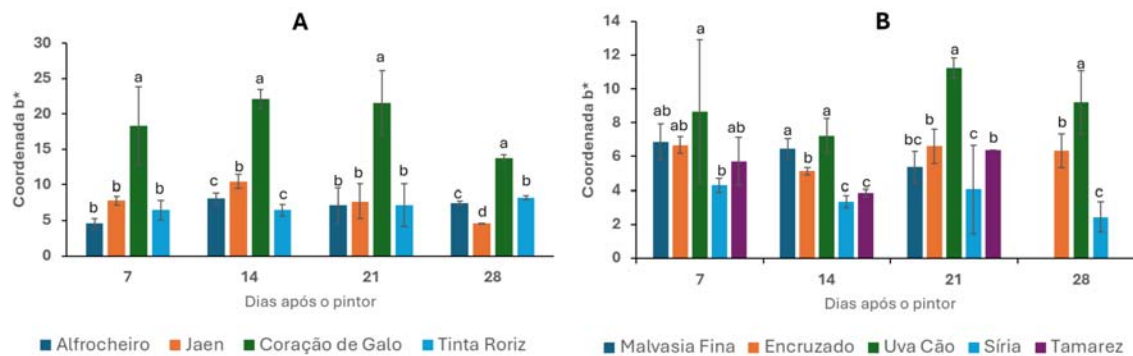


**Figura 41.** Evolução da Coordenada  $a^*$  do CIELAB ao longo da maturação das castas tintas estudadas.

Valores médios do ensaio em triplicado. Letras diferentes para cada ponto de maturação mostram a existência de diferenças significativas entre as castas. Teste Tukey ( $p < 0,05$ ).

No caso da evolução da coordenada  $b^*$  do referencial CIELAB ao longo da maturação os resultados são apresentados na figura 42. A coordenada  $b^*$  representa a variação entre tons amarelos e azuis, sendo que o valor positivo representa a cor mais amarelada e valores negativos representa a tendência para tons azulados.

Através da análise da Figura 42 (A) é observável que 7 dias após o pintor a casta Coração de Galo apresentou valores significativamente mais elevados da coordenada  $b^*$  relativamente às restantes castas. Esta tendência observou-se ao longo de toda a maturação. À vindima os extratos fenólicos obtidos a partir das uvas da casta Coração de Galo apresentaram um valor da coordenada  $b^*$  significativamente mais elevado, enquanto que os extratos da casta Jaen apresentaram os valores significativamente mais baixos (6,22 u.a). Os valores mais elevados da coordenada  $b^*$  (castanho/amarelo) podem indicar que ocorreu oxidação das amostras pois valores positivos de  $b^*$  resultam da presença de compostos amarelados. Anteriormente valores negativos, ou perto de zero foram apresentados por Rolle & Guidoni (2007) para a casta Tinta Pinot Nero, Dolcetto e Plassa (0,21; -1,19; -0,31 respetivamente).



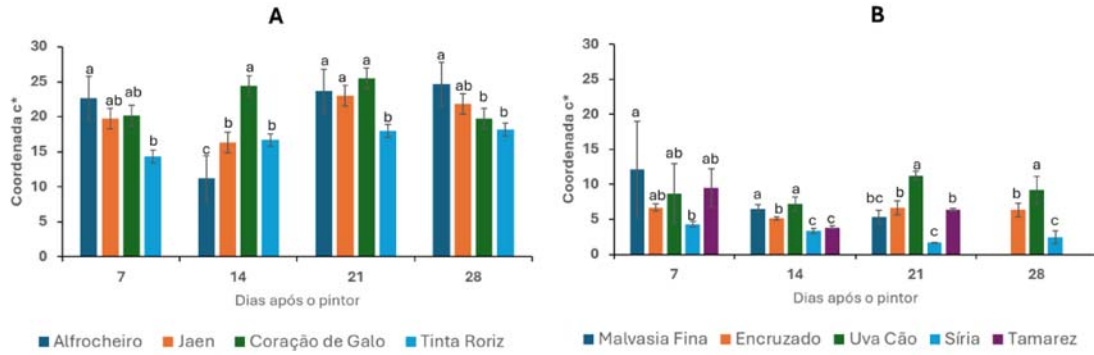
**Figura 42.** Evolução da coordenada b\* do CIELAB ao longo da maturação.

**A** - Evolução das castas tintas **B** - Evolução das castas brancas

Valores médios do ensaio em triplicado. Letras diferentes para cada ponto de maturação mostram a existência de diferenças significativas entre as castas. Teste Tukey ( $p < 0,05$ ).

A Figura 42 (B) evidencia que 7 dias após o pintor, os extratos de uva da casta Uva Cão apresentaram valores significativamente mais elevados da coordenada b\* (8,66 u.a), comparativamente as restantes castas. O extrato da casta Síria possuiu o valor mais baixos desta coordenada (4,3 u.a), tendo esta tendência ocorrido durante toda a maturação. Nos restantes pontos de análise, detetou-se uma tendência para uma oscilação dos valores de coordenadas b\* ao longo da maturação para todas as castas brancas, tendo as amostras da casta Uva Cão apresentado os valores médios significativamente mais elevados, enquanto que para a casta Síria se obtiveram os valores mais baixos. Estes valores foram semelhantes aos encontrados por Carreño *et al.*, (1998), para a casta Moscatel de Alejandria (9,30) e para a casta Dominga (9,28).

A Figura 43 apresenta a evolução da coordenada c\* do sistema CIELAB ao longo da maturação. A coordenada c\* é designada de croma e representam a saturação, sendo que valores positivos representam mais saturação e valores negativos representa menor saturação da cor. Pela análise da figura 43 é possível observar que como seria espectável, os valores da coordenada c\* ao longo da maturação das castas tintas foram superiores aos obtidos para os extratos fenólicos obtidos a partir das castas brancas. Da análise da figura 43 (A) é possível observar que 7 dias após o pintor a casta Alfrocheiro apresentou uma saturação superior as restantes castas (22,69 u.a). No entanto, 14 dias após o pintor, vemos um decréscimo dos valores da saturação dos extratos das castas Alfrocheiro, Jaen e Tinta Roriz e um aumento dos valores da coordenada c\* nos extratos de uva da casta Coração de Galo atingindo um valor de 24,44 u.a. Após 21 dias do pintor ocorreu um aumento dos valores em todas as castas, sendo que os extratos da casta Tinta Roriz apresentaram valores de saturação significativamente inferiores as restantes (18,01 u.a). À vindima, observou-se valores de coordenadas c\* significativamente superiores nos extratos obtidos a partir da casta Alfrocheiro (24,65 u.a). Anteriormente, alguns estudos apresentaram valores de saturação mais baixos, como no caso do estudo de Carreño *et al.*, (1998) para as castas Black Rose, Bone Hur e Bel Air (0,67, 0,99, 1,56 u.a, respetivamente). No estudo de Rolle & Guidoni (2007) os valores variaram entre 0,41 a 4,52 u.a para as 18 castas tintas em estudo.



**Figura 43.** Evolução da coordenada C\* do CIELAB ao longo da maturação.

**A** - Evolução das castas tintas **B** - Evolução das castas brancas

Valores médios do ensaio em triplicado. Letras diferentes para cada ponto de maturação mostram a existência de diferenças significativas entre as castas. Teste Tukey ( $p < 0,05$ ).

A Figura 43 (B) apresenta a evolução da saturação ao longo do tempo, para os extrato das castas brancas. Assim, foi possível observar que inicialmente os extratos da casta Malvasia Fina apresentaram uma saturação superior às restantes castas (12,15 u.a), enquanto que os valores para os extratos da casta Síría apresentaram valores médios significativamente mais baixos (4,31 u.a). Ao longo dos restantes pontos de análise, observaram-se oscilações dos valores para todas as castas. À vindimas, foram os extratos fenólicos das uvas da casta Uva Cão que apresentaram os valores médios significativamente elevados (9,21 u.a). Valores semelhantes de saturação foram encontrados por Carreño *et al.*, (1998) para as castas Donna Maria, Malaga e Gold (11,02;12,51;13,62 u.a respetivamente).

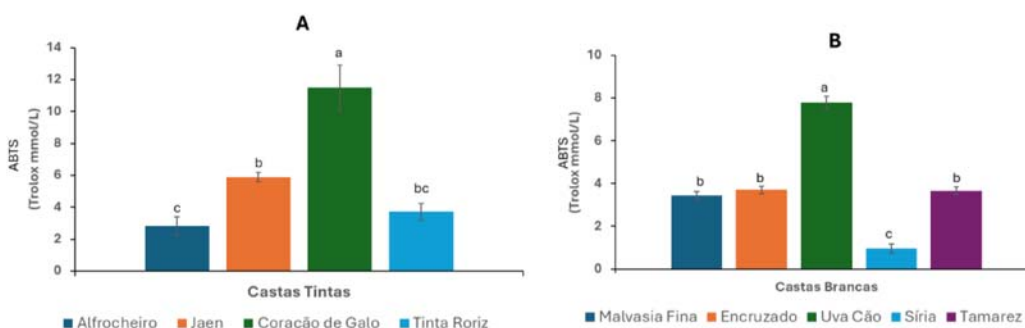
### 5.2.6. AVALIAÇÃO DA ATIVIDADE ANTIOXIDANTE

No presente trabalho, avaliou-se a atividade antioxidante recorrendo-se a duas metodologias, o método ABTS<sup>•+</sup> (2,2'-azino-bis(3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico)) e o método DPPH<sup>•</sup>(2,2-difenil-1-picril-hidrazil). Esta avaliação foi realizada só com as amostras à vindima.

#### MÉTODO ABTS<sup>•+</sup>

O método ABTS<sup>•+</sup> (2,2'-azino-bis(3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico)) mede a capacidade do antioxidante presente no extrato fenólico ao neutralizar o radical livre ABTS<sup>•+</sup>. Os radicais livres são responsáveis por causar problemas na saúde, como no surgimento de doenças neurodegenerativas, envelhecimento precoce, mutações genéticas, entre outros, sendo importante o consumo de antioxidantes que estão naturalmente presentes nas uvas e que captam os radicais livres impedindo danos nas células (Re *et al.*, 1999).

A Figura 44 (A) apresenta os resultados da atividade antioxidante presentes nos extratos das castas tintas no momento da vindima. Assim, podemos observar que os extratos da casta Coração de Galo apresentaram os valores significativamente mais elevados de atividade antioxidante (11,49 Trolox mmol/L), comparativamente às restantes castas. Este facto, justifica-se visto que esta casta apresentou níveis de compostos fenólicos superiores às restantes (figura 35) e em particular fenóis flavonóides (figura 37). Nas castas brancas, os extratos obtidos a partir da Uva Cão apresentaram valores de atividade antioxidante estatisticamente superiores às demais castas (7,78 Trolox mmol/L), pois esta também apresentou quantidade de compostos fenólicos superiores às restantes castas brancas (figura 35 e 37). A correlação entre a atividade antioxidante e compostos fenólicos foi estudada já por diversos autores (Xu *et al.*, 2010; Jordão & Correia 2012; Samoticha *et al.*, 2018).



**Figura 44.** Atividade antioxidante obtida pelo método ABTS<sup>•+</sup> nos extratos de uvas estudadas à vindima.

**A** - Castas Tintas. **B** - Castas Brancas

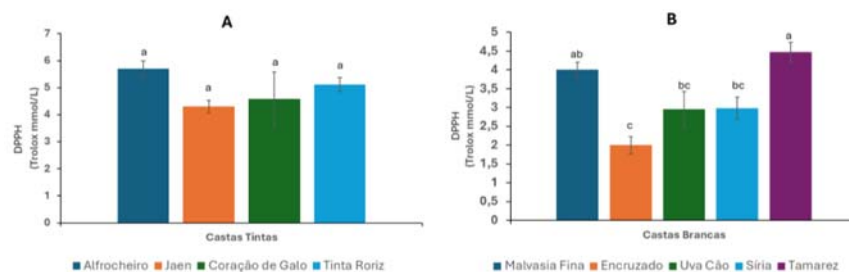
Valores médios do ensaio em triplicado. Letras diferentes mostram a existência de diferenças significativas entre as castas. Teste Tukey ( $p < 0,05$ ).

#### MÉTODO DPPH<sup>•</sup>

A Figura 45 (A) representa a atividade antioxidante pelo método DPPH<sup>•</sup> à vindima, e apesar de não ter existido diferenças significativas entre as castas tintas, podemos observar os extratos da casta, Alfrocheiro apresentaram maior atividade antioxidante (5,7 Trolox mmol/L), enquanto que os extratos da casta Jaen apresentaram menores valores (4,3 Trolox mmol/L). Para as castas brancas, a casta Tamarez foram os seus extratos os que apresentara os maiores valores de atividade antioxidante (4,47 Trolox mmol/L), seguindo-se os extratos da casta Malvasia Fina (3,91 Trolox mmol/L). Os extratos obtidos a partir da casta Encruzado foram os que que

apresentaram valores médios de atividade antioxidante mais baixos (2,01 Trolox mmol/L) (figura 45).

É possível notar que os resultados foram discrepantes entre os métodos, e isso está associado a fatores relacionados com características específicas de cada método, incluindo o tipo de radical utilizado (ABTS $\bullet^+$  e DPPH $\bullet$ ), a solubilidade dos compostos analisados (solventes aquosos e solventes orgânicos) e ainda os mecanismos de reação envolvidos (transferência de elétrons e doação de hidrogénio) (Floegel *et al.*, 2011; Platzer *et al.*, 2021).



**Figura 45.** Atividade antioxidante obtida pelo método DPPH $\bullet$  nos extratos de uva estudados à vindima.

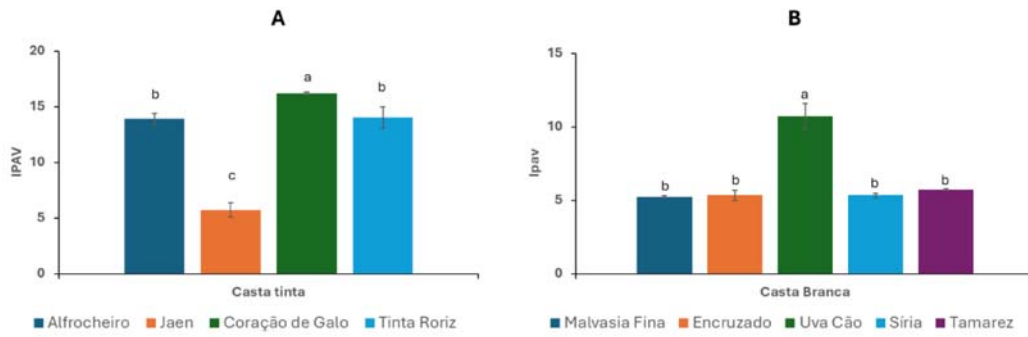
**A** - Castas tintas. **B** - Castas brancas.

Valores médios do ensaio em triplicado. Letras diferentes mostram a existência de diferenças significativas entre as castas. Teste Tukey ( $p < 0,05$ ).

### 5.2.7. ÍNDICE DE POTENCIAL AROMÁTICO VARIETAL (IPAV)

O índice de potencial aromático varietal (IPAV) é um parâmetro utilizado para estimar o potencial aromático de uma determinada casta. Este método baseia-se na quantificação dos precursores aromáticos presentes na uva, principalmente compostos glucosilados, que incluem agliconas voláteis, terpenos, fenóis,  $C_{13}$ -norisoprenoides e álcoois, que podem ser libertados durante a fermentação. A Figura 46 (A) apresenta os resultados do IPAV para cada casta tinta, tendo sido possível observar que a casta Coração de Galo apresentou um valor médio significativamente mais elevado (16,21), comparativamente às restantes. A casta Jaen foi a que apresentou os valores de IPAV mais baixos. Nas castas brancas (Figura 46 B) foi a Uva Cão que apresentou os valores médios significativamente mais elevados (10,71). As restantes castas, não apresentaram diferenças significativas entre si. Resultados semelhantes foram obtidos por Cebrián-Tarancón *et al.*, (2024), que relataram para a casta tinta Garnacha Tinta, valores de IPAV de 10,18 e para a casta branca Macabeu valores de IPAV de 9,51.

De acordo com Pardo-García *et al.*, (2014) uvas com elevados valores de IPAV estão relacionadas a uvas com um vasto conteúdo de agliconas que podem ser libertadas progressivamente durante a vinificação ao longo do tempo, levando a efeitos positivos no aroma dos vinhos.



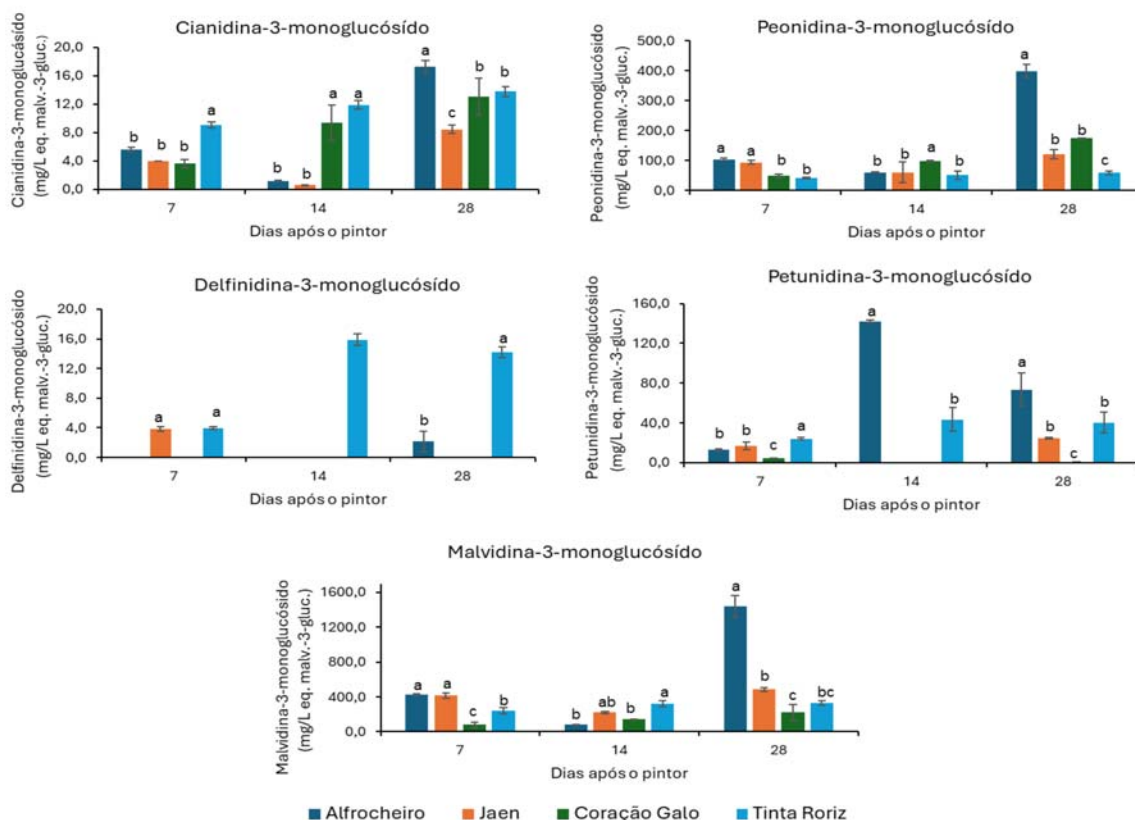
**Figura 46.** Índice de potencial aromático varietal de extratos de uva estudados à vindima.

**A** - Castas tintas **B** - Castas brancas.

Valores médios do ensaio em triplicado. Letras diferentes para cada ponto de maturação mostram a existência de diferenças significativas entre as castas. Teste Tukey ( $p < 0,05$ ).

### 5.3. ANTOCIANINAS INDIVIDUAIS POR HPLC

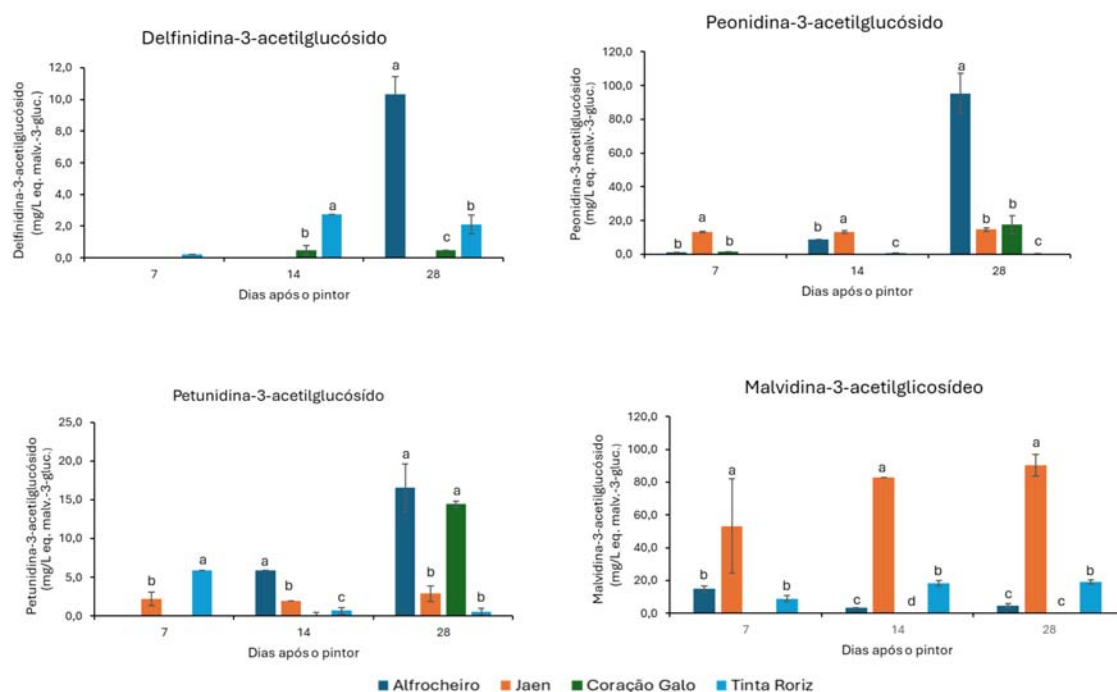
A composição individual das antocianinas monoméricas dos extratos de películas obtidos a partir das várias castas tintas estudadas durante a maturação é apresentada para o grupo das antocianinas monoglucósiladas na Figura 47.



**Figura 47.** Evolução das antocianinas individuais monoglucósiladas ao longo da maturação para as quatro castas tintas estudadas. Valores médios do ensaio em triplicado. Letras diferentes para cada ponto de maturação mostram a existência de diferenças significativas entre as castas. Teste Tukey ( $p < 0,05$ ).

Para todas as quatro castas tintas estudadas de uma forma geral é possível observar que a concentração de antocianinas monoglucósiladas foi aumentando ao longo da maturação, sendo que a malvidina-3-O-glucósido foi a maior antocianina monoméricas individual quantificada. A segunda antocianina individual mais abundante detetada foi a peonidina-3-O-glucósido, tendo sido a casta Alfrocheiro a que apresentou maior concentração (398,8mg /L) à vindima. As antocianinas delphinidina-3-O-glucósido e cianidina-3-O-glucósido foram as que apresentaram concentrações mais baixas, e não foram detetadas nas castas Coração de Galo, Jaen e Alfrocheiro em alguns dos pontos de maturação. As concentrações variaram entre 8,0 a 17 mg/L para a delphinidina-3-O-glucósido e entre 4,0 e 14,0 mg/L para a cianidina-3- glucósido à vindima. Vários estudos demonstraram, que durante todos os estágios de amadurecimento, as antocianinas monoglucósiladas são o grupo de pigmentos mais abundantes, enquanto que a malvidina-3-glucosido é a antocianina individual mais abundante, independentemente da casta (Jordão & Correia, 2012). Segundo vários autores (Roggero *et al.*, 1986; Jordão *et al.*, 1998b) a cianidina-3-O-glucósido e a delphinidina-3- glucósido são dois dos pigmentos primários na via biossintética, constituindo o menor grupo durante a maturação das uvas, enquanto que a malvidina-3-O-glucósido representa a forma final nas cadeias biossintéticas das antocianinas.

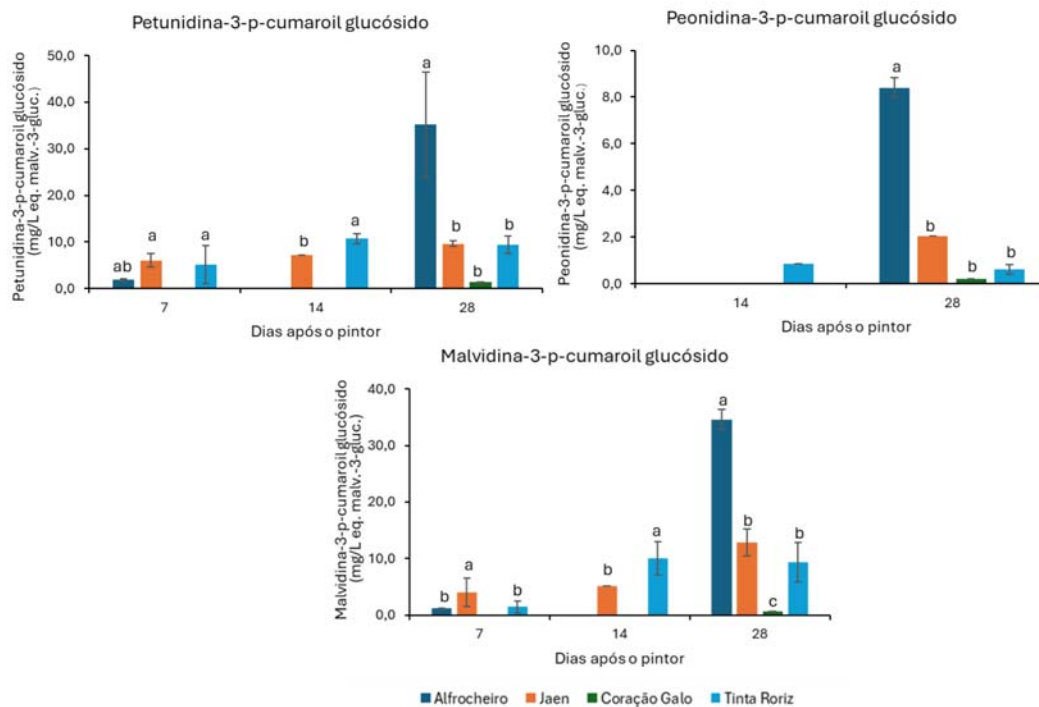
Dentro do grupo das antocianinas acetiladas a peonidina-3-acetilglucósido apresentou uma maior concentração em relação as restantes antocianinas deste grupo, apresentando a casta Alfrocheiro uma concentração de 95,3 mg/L à vindima (Figura 48). A segunda antocianina com maior concentração dentro do grupo das acetiladas foi a malvidina-3-acetilglucósido, tendo sido a casta Jaen a que apresentou maior concentração (90,4 mg/L). Das restantes antocianinas a petunidina-3-acetilglucósido apresentou uma concentração superior relativamente à delfinidina-3-acetilglucósido, variando os valores entre 0,5 a 14,4 mg/L e de 0,5 a 13,1mg/L respetivamente. Assim, e em geral, as antocianinas acetiladas aumentam de forma gradual durante a maturação, seguindo-se por uma ligeira diminuição dos valores nas castas Alfrocheiro e Tinta Roriz e de uma estabilização dos valores nas restantes castas estudadas durante as duas últimas semanas do processo de maturação. Uma diminuição semelhante foi reportada por Jordão & Cosme (2014) nas duas últimas semanas de maturação nas películas das castas Tinta Roriz e Touriga Nacional.



**Figura 48.** Evolução das antocianinas individuais acetiladas ao longo da maturação para as quatro castas tintas estudadas.

Valores médios do ensaio em triplicado. Letras diferentes para cada ponto de maturação mostram a existência de diferenças significativas entre as castas. Teste Tukey ( $p < 0,05$ ).

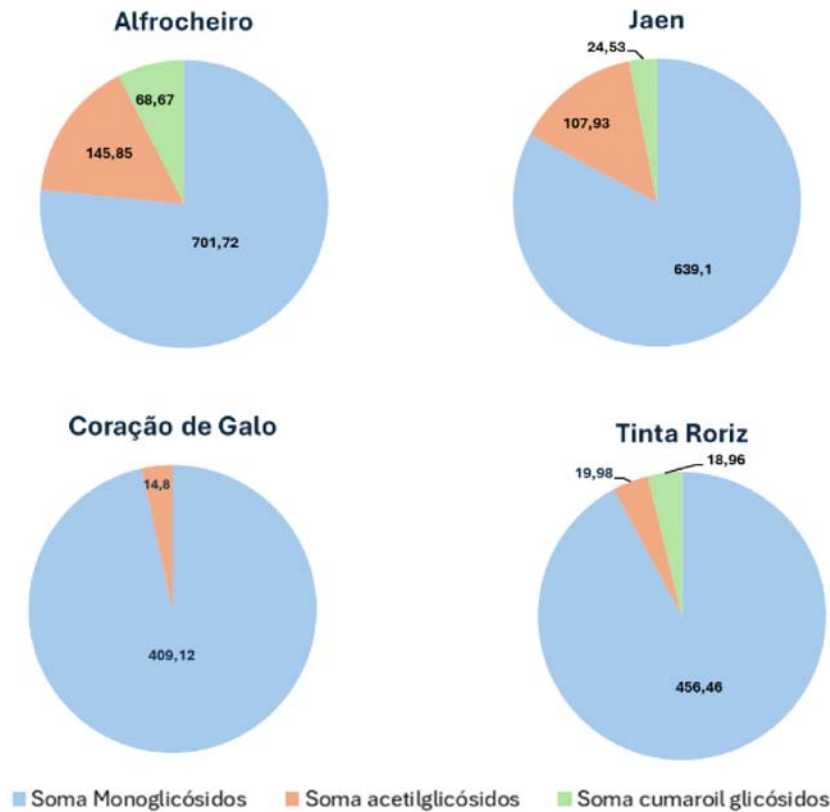
No grupo das antocianinas cumariladas (figura 49) a petunidina-3-*p*-cumaril glucósido foi a que apresentou maiores valores, tendo sido na casta Alfrocheiro onde se encontrou os valores médios significativamente mais elevados (35,2 mg/L). Para a mesma casta, a malvidina-3-*p*-cumaril glucósido foi a segunda forma cumarilada com maior concentração à vindima, tendo-se obtido uma concentração de 34,6 mg/L. A peonidina-3-*p*-cumaril glucósido apresentou uma concentração bastante baixa entre todas as castas (0,5 a 8,4 mg/L), sendo detetada apenas no final da maturação. Assim, em geral, as antocianinas cumariladas aumentaram ligeiramente ao longo da maturação. Um resultado semelhante foi apresentado por Jordão & Correia (2012), que estudaram duas castas tintas Portuguesas (Tinta Roriz e Touriga Nacional), contudo a antocianina cumarilada com maior concentração foi a malvidina-3-*p*-cumaril glucósido.



**Figura 49.** Evolução das antocianinas individuais *p*-cumariladas ao longo da maturação para as quatro castas tintas estudadas.

Valores médios do ensaio em triplicado. Letras diferentes para cada ponto de maturação mostram a existência de diferenças significativas entre as castas. Teste Tukey ( $p < 0,05$ ).

A Figura 50 apresenta a repartição nos 3 grupos de antocianinas monoméricas nas quatro castas estudadas à vindima. Assim, pela análise dos resultados observa-se que as castas Alfrocheiro e Jaen, foram as que apresentaram uma maior proporção de antocianinas acetiladas relativamente ao grupo das antocianinas monoglucósiladas. Este resultado é particularmente relevante, visto que as antocianinas acetiladas são as que apresentam nos vinhos, maiores níveis de estabilidade e de resistência à descoloração pelo ião bissulfito. A mesma tendência foi observada no estudo de Costa et al., (2014) para as castas Camarate, Gewürztraminer, Monvedro e Jean. Segundo Fernández-López et al., (1998) é aceite que a composição de antocianinas de cada casta está intimamente ligada à sua herança genética e, do ponto de vista qualitativo, é bastante independente das condições sazonais ou da área de produção.



**Figura 50.** Repartição quantitativa dos três grupos de antocianinas monoméricas individuais para as quatro castas tintas estudadas.

Alguns autores estabeleceram proporções entre algumas antocianinas que contribuem para a identidade genética das castas tintas e a sua potencial associação com fatores de cultivo (Núñez *et al.*, 2004; Ribéreau-Gayon *et al.*, 2006). Assim, à vindima, as proporções entre as várias antocianinas detetadas nas quatro castas estudadas estão resumidas na Tabela 4.

**Tabela 4. Proporção de antocianinas para as quatro castas em estudo, à vindima.**

Castas	Proporção de Antocianinas			
	$\frac{\sum Malv}{\sum Peon}$	$\frac{\sum coum}{\sum Acet}$	$\frac{\sum Delf}{\sum Peon}$	$\frac{\sum Petun}{\sum Peon}$
<b>Jaen</b>	4,31±0,73 <sup>b</sup>	0,23±0,04 <sup>bc</sup>	0,01 ±0,01 <sup>b</sup>	0,27±0,05 <sup>b</sup>
<b>Alfrocheiro</b>	2,94±0,05 <sup>c</sup>	0,60±0,14 <sup>b</sup>	0,025 ±0,002 <sup>b</sup>	0,24±0,04 <sup>b</sup>
<b>Coração de Galo</b>	1,22±0,001 <sup>d</sup>	0,05±0,002 <sup>c</sup>	0,002 ±0,0 <sup>b</sup>	0,02±0,01 <sup>c</sup>
<b>Tinta Roriz</b>	5,80±0,40 <sup>a</sup>	1,1±0,39 <sup>a</sup>	0,23±0,08 <sup>a</sup>	0,80±0,08 <sup>a</sup>

Valores médios do ensaio em triplicado. Letras diferentes em coluna mostram a existência de diferenças significativas entre as castas. Teste Tukey ( $p < 0,05$ ).

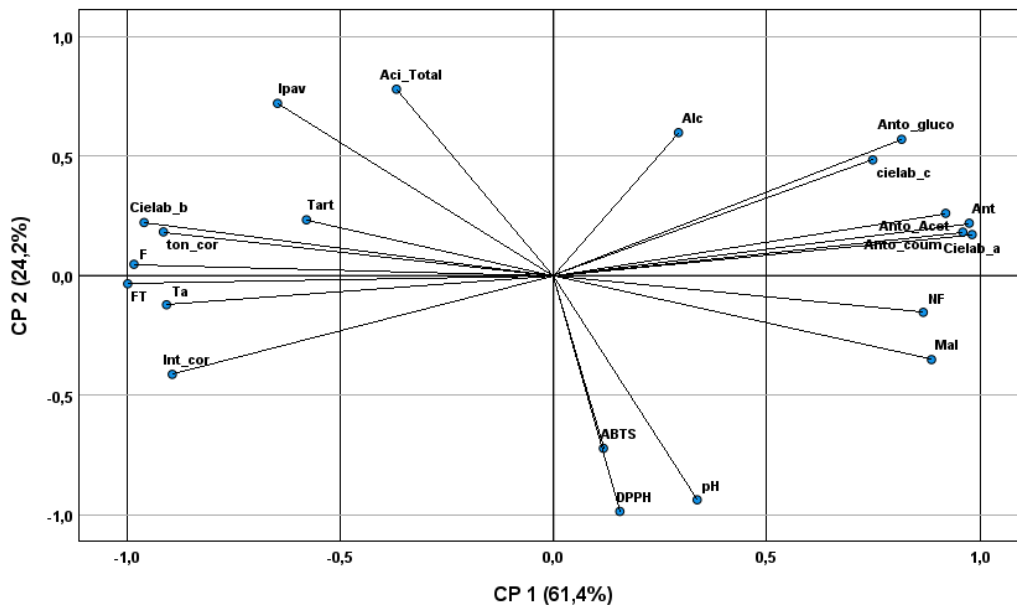
Pela análise da tabela 4, a primeira evidência foi que a proporção entre as várias antocianinas para as quatro castas não foi constante. Esses resultados demonstram que, além do fator genético, também terá influenciado a atividade das várias enzimas envolvidas na biossíntese das várias antocianinas individuais.

Assim, a casta Tinta Roriz foi a que apresentou a proporção significativamente mais alta de  $\Sigma$ Malv/ $\Sigma$ Peon em relação as demais castas (5,82). Já a casta Coração de Galo, foi a que os apresentou menores valores desta proporção (1,22). Isto demonstra que as malvidinas são as antocianinas individuais predominantes nas castas Coração de Galo, Jaen, Alfrocheiro e Tinta Carvalha. Outra proporção calculada foi  $\Sigma$ Coum/ $\Sigma$ Acet, para a qual as uvas da casta Tinta Roriz apresentaram os maiores valores (1,10). Nesse caso, essa tendência demonstrou maior predominância de derivados p-cumarilados em comparação aos derivados acetilados, o que está relacionado com as atividades das enzimas acetil e cumaril transferase. De acordo com as modificações biossintéticas terminais das antocianinas nas uvas, a partir da cianidina-3-O-glucosídeo e pela ação das enzimas 3'-5'-O-metiltransferase ou 5'- hidroxilase, há a formação das peonidinas ou a formação sequencial de delphinidinas e petunidinas, respetivamente (Pomar *et al.*, 2005). Assim, as razões  $\Sigma$ Delf/ $\Sigma$ Peon e  $\Sigma$ Petun/ $\Sigma$ Peon permitem-nos ter uma ideia da ação preferencial de cada uma das enzimas. Portanto, a casta Tinta Roriz apresentou os valores significativamente mais elevados para a razão  $\Sigma$ Petun/ $\Sigma$ Peon. Esses resultados demonstram que a 5'-hidroxilase e a 3'-5'-O-metiltransferase apresentaram altas atividades na casta Tinta Roriz, permitindo a acumulação de significativamente de mais peonidinas em comparação com as outras castas estudadas.

#### 5.4. ANÁLISE DOS RESULTADOS EM COMPONENTES PRINCIPAIS

A análise em componentes principais (ACP) foi realizada para verificar melhor o efeito da composição físico-química e fenólica global, das antocianinas individuais (monoglucosiladas, acetiladas e p-cumariladas), da cor (CIELAB), da capacidade antioxidante (métodos ABTS e DPPH) e do índice de potencial de aroma varietal (IPAV) nas castas brancas e nas tintas, à vindima. Deste modo a ACP foi realizada para obter um número reduzido de combinações lineares das variáveis iniciais que explicam a maior variabilidade dos dados.

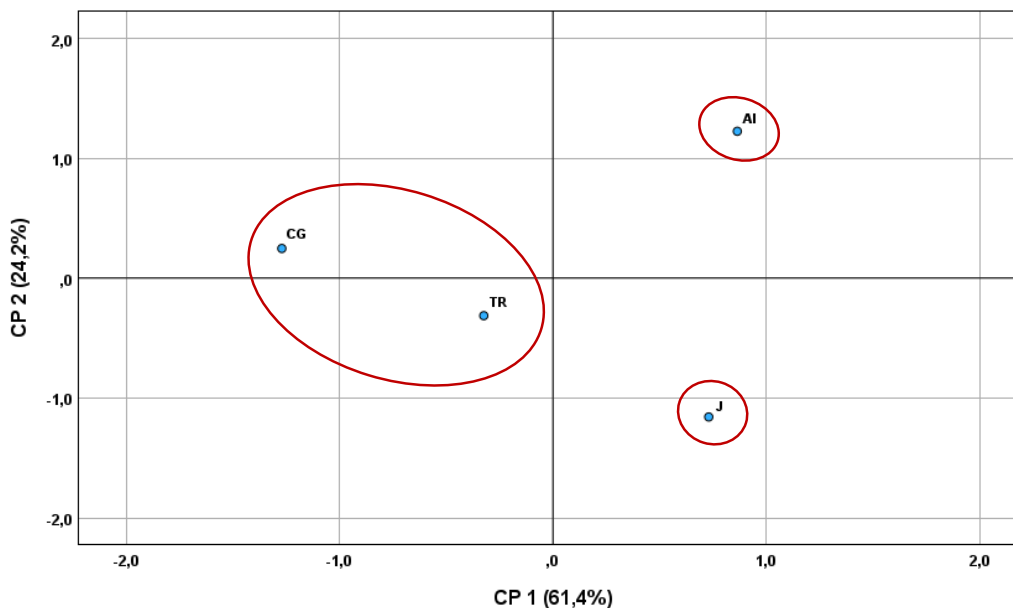
Nas castas tintas foi efetuado um ACP com 21 variáveis iniciais de parâmetros físico e químicos (4 parâmetros fenólicos globais; 5 composição físico-química geral; 5 componentes cromáticas; 4 antocianinas 2 capacidades antioxidantes e 1 de aroma varietal). Na figura 53 estão representadas as projeções das variáveis iniciais nas 2 componentes principais das castas tintas à vindima.



**Figura 51.** Análise das Componentes Principais pelas variáveis para as castas tintas à vindima- Projeção das variáveis iniciais dos parâmetros físico-químicos.

Projeção das variáveis iniciais dos parâmetros físico-químicos. Fenólicos Globais (FI-Fenóis Totais; NF-Fenóis Não Flavonoides; F- Fenóis Flavonoides; Ta-Taninos Totais, Ant-Antocianinas Totais); Composição Físico-Química Geral (Aci\_Total-Acidez Total; pH; Alc-teor alcoólico provável, Tart- Ácido Tartárico, Mal- Ácido Málico); Coordenadas Cromáticas da Cor (CIELAB\_a; CIELAB\_b; CIELAB\_c); Atividade Antioxidante (DPPH-método DPPH; ABTS-método ABTS), Aroma Varietal (Ipav-Índice de Potencial Aromático arietal) e Antocianinas individuais (Antc-Acet-Antocianinas acetiladas, Antc-coum-p-cumariladas, Antc\_gluco-Antocianinas glucosiladas).

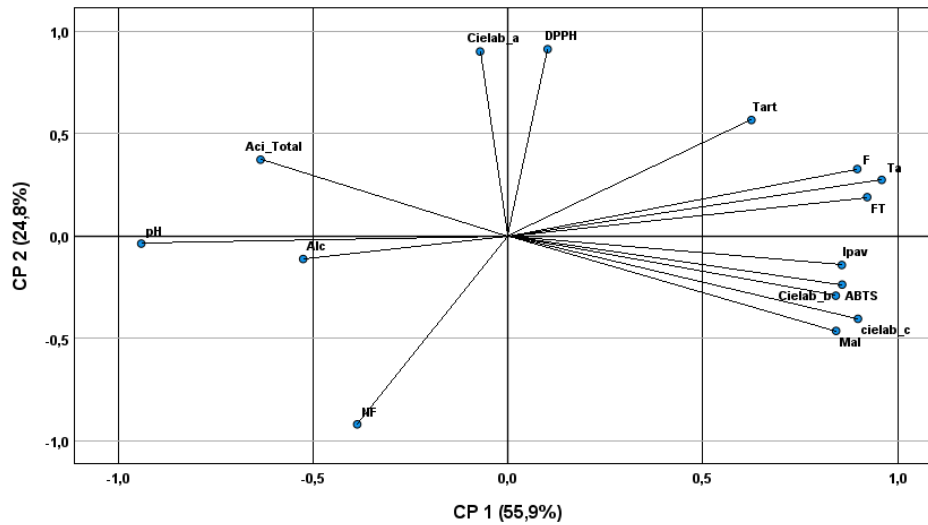
A ACP apresentou (figura 51) que as duas componentes principais (CPs) explicaram 85,6% da variância total. A primeira componente principal (CP1, 61,4% da variância) está positivamente correlacionado com as variáveis analíticas, antocianinas individuais (acetiladas, cumoriladas e glucosiladas), com as coordenadas  $a^*$  e  $c^*$  do CIELAB, antocianinas totais, não flavonóides, e ácido málico, e negativamente correlacionado com as variáveis analíticas IPAV, ácido tartárico, compostos fenólicos totais, flavonóides, taninos totais, tonalidade e intensidade da cor. A segunda componente principal (PC2, 24,2% da variância) correlacionou-se positivamente com a acidez total, teor alcoólico provável, IPAV e negativamente com o pH e pela atividade antioxidante (DPPH e ABTS).



**Figura 52.** Análise das Componentes Principais- Projeção das amostras de castas tintas à vindima. (CG-coração de Galo, TR-Tinta Roriz, A-Alfrocheiro, J-Jaen)

A Figura 52 apresenta uma distribuição espacial das quatro castas tintas (Coração de Galo-CG, Tinta Roriz-TR, Alfrocheiro-Al, Jaen-J) em relação aos diferentes parâmetros considerados. Tendo sido formados três grupos diferentes. Um primeiro grupo com as castas Tintas Coração de Galo e Tinta Roriz. Estas castas posicionadas no lado negativo do CP1 e estando relacionadas com os compostos fenólicos totais, fenóis flavonóides, taninos totais, intensidade e tonalidade da cor, ácido tartárico, e coordenada da cor \*b. As castas restantes (Alfrocheiro e Jaen) estão de posicionadas de forma individual e em posições opostas na distribuição das componentes principais. Assim, a casta tinta Alfrocheiro encontra-se posicionada no primeiro quadrante da projeção e na parte positiva das duas componentes, estando relacionada com o teor alcoólico provável. A casta tinta Jaen está posicionada no quarto quadrante (lado negativo do eixo CP2 e do lado positivo do CP1), estando relacionada com o pH e com os dois métodos de atividade antioxidante (ABTS e DPPH).

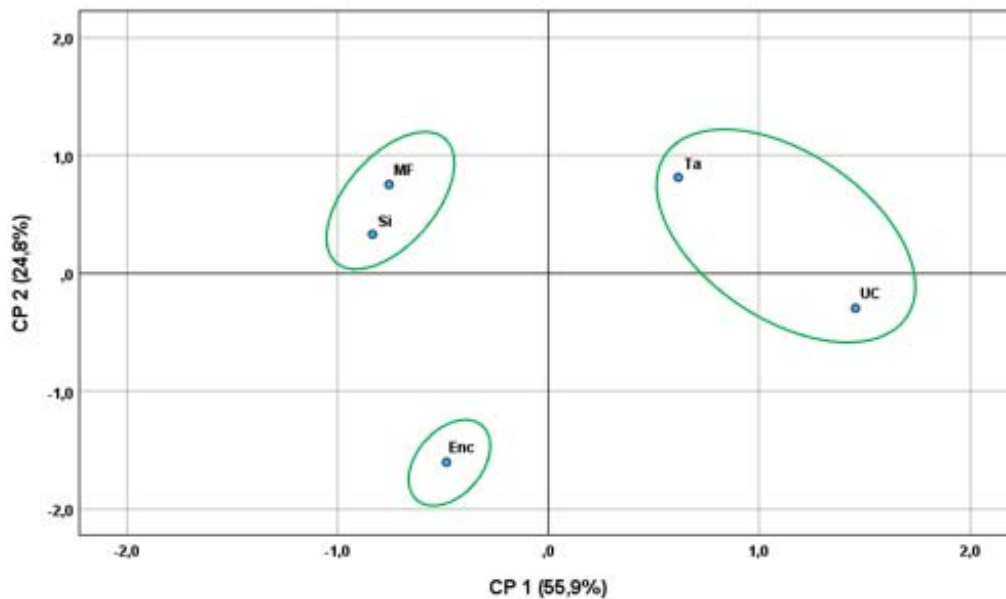
Nas castas brancas foi efetuado uma ACP com 15 variáveis iniciais de parâmetros físicos e químicos (4 parâmetros fenólicos globais; 5 composição físico-química geral; 3 componentes cromáticas; 2 capacidades antioxidantes e 1 de aroma varietal). Na Figura 53 estão representadas as projeções das variáveis iniciais nas 2 componentes principais referentes às castas brancas à vindima.



**Figura 53.** Análise das Componentes Principais pelas variáveis para as castas brancas à vindima- Projeção das variáveis iniciais dos parâmetros físico-químicos.

Fenólicos Globais (FT-Fenóis Totais; NF-Fenóis Não Flavonoides; F- Fenóis Flavonoides; Ta-Taninos Totais); Composição Físico-Química Geral (Aci\_Total-Acidez Total; pH; Alc-teor alcoólico provável, Tart- Ácido Tartárico, Mal- Ácido Málico); Coordenadas Cromáticas da Cor (CIELAB\_a; CIELAB\_b; CIELAB\_c); Atividade Antioxidante (DPPH-método DPPH; ABTS-método ABTS), Aroma Varietal (Ipav-Índice de Potencial Aromático Varietal).

A ACP mostrou que as duas primeiras componentes principais (CPs) explicaram 80,6% da variância total. A primeira componente principal (CP1, 55,8% da variância) está positivamente correlacionado com a maioria das variáveis analíticas, e negativa correlacionada com o pH, acidez total, álcool provável, não flavonoides e CIELAB a\*. A segunda componente principal (PC2, 24,8% da variância) correlacionou-se positivamente com a componente cromática a\* do CIELAB e a atividade antioxidante pelo método DPPH, e negativamente com os compostos fenólicos não flavonoides (NF), IPAV, ABTS, CIELAB b\* e c\* e o ácido málico.



**Figura 54.** Análise das Componentes Principais- Projeção das amostras de castas brancas à vindima. (MF-Malvasia Fina, Si-Síria, Ta-Tamarez, UC-Uva Cão, Enc-Encruzado).

A Figura 54 apresenta uma distribuição espacial das cinco castas brancas (Tamarez-Ta; Uva Cão-UC; Encruzado-Enc; Síria-Si; Malvasia Fina-MF) em relação aos diferentes parâmetros considerados. Tendo sido formados três grupos diferentes. O primeiro grupo compreende as castas brancas Uva Cão e Tamarez. Estas castas estão posicionadas no lado positivo do CP1 e estão relacionadas com os fenóis totais, fenóis flavonóides, taninos totais, IPAV, ABTS, as componentes b\* e c\* do CIELAB, ácido tartárico e ácido málico. O segundo grupo é composto pelas castas brancas Malvasia Fina e Síria. As amostras deste segundo grupo foram colocadas na parte negativa da componente CP1 e na parte positiva da CP2, estando relacionadas com a acidez total e a componente a\* do CIELAB. Por fim, a casta branca Encruzado. Está posicionada no lado negativo do eixo CP1 e CP2, estando relacionada com os fenóis não flavonóides (NF).

## 5.5. CONCLUSÕES FINAIS E PERSPETIVAS FUTURAS

Neste estudo, foi avaliada a composição fenólica de cinco castas brancas (Malvasia Fina, Encruzado, Uva Cão, Síria e Tamarez) e quatro castas tintas (Alfrocheiro, Jaen, Coração de Galo e Tinta Roriz), cultivadas na região do Dão, ao longo do processo de maturação.

Os resultados demonstraram que no ano de 2023, e entre as castas brancas, a casta Uva Cão se destacou em relação às demais castas brancas, apresentando teores mais elevados de compostos fenólicos totais, fenóis flavonóides e taninos totais. Para além disso, apresentou maior atividade antioxidante pelo método ABTS<sup>•+</sup> e valores mais elevados nas coordenadas a cor (a\*, b\*, c\*). No entanto, em relação à concentração de compostos não flavonóides, foi a casta Encruzado a que apresentou valores mais elevados. No que diz respeito à atividade antioxidante pelo método DPPH<sup>•</sup>, a casta Tamarez apresentou os valores mais elevados. A análise do Índice de Potencial Aromático Varietal indicou que a casta Uva Cão apresentou um índice superior às demais castas brancas estudadas. Já nos parâmetros físico-químicos, essa casta demonstrou valores de pH mais baixos, o que parece ser uma característica marcante da casta, e ainda maiores concentrações de ácidos orgânicos.

Entre as castas tintas e para a ano de 2023, a casta Coração de Galo destacou-se em relação às restantes, apresentando teores mais elevados de fenóis totais, fenóis flavonóides e taninos totais, para além da maior atividade antioxidante pelo método ABTS<sup>•+</sup>. Contudo, pelo método DPPH<sup>•</sup>, a casta Alfrocheiro apresentou os maiores valores de atividade antioxidante. A casta Coração de Galo destacou-se ainda por maiores valores ao nível da intensidade e tonalidade da cor, embora tenha apresentado menores concentrações de antocianinas totais. Na análise das coordenadas de cor, a casta Encruzado obteve os maiores valores para as coordenadas a\* e c\*, enquanto a casta Coração de Galo apresentou os valores mais elevados para a coordenada b\*. O índice de potencial aromático varietal também foi superior na casta Coração de Galo, indicando um maior potencial aromático em comparação com as demais castas tintas estudadas.

A análise da composição individual de antocianinas por HPLC nas quatro castas de uva tinta estudadas revelou que as antocianinas monoglucosiladas foram predominantes ao longo da maturação, sendo a malvidina-3-O-glucósido a mais abundante em todas as castas. A casta Alfrocheiro apresentou as maiores concentrações dessa antocianina. As petunidinas-3-glucósido e peonidinas-3-glucósido também estiveram presentes em quantidades relevantes, enquanto delfinidina-3-glucósido e cianidina-3-glucósido apresentaram concentrações mais baixas e, em alguns casos, não foram detetadas.

Assim este estudo contribuiu para a valorização do encepamento da região do Dão, caracterizando a composição fenólica de algumas castas da região, o que permite identificar quais castas que possuem maior potencial fenólico. Também permitiu dar mais destaque para as castas autóctones da região para demonstrar que castas menos conhecidas e utilizadas, como a casta Uva Cão e a casta Coração de Galo, que possuem teores elevados de compostos fenólicos e atividade antioxidante, podem vir a ser valorizados em termos regionais, incentivando-se assim o seu cultivo.

Como perspetiva futura, seria relevante aprofundar o estudo destas castas ao longo de vários anos, permitindo uma avaliação mais abrangente da influência das alterações climáticas na composição fenólica e no comportamento enológico. Para além disso, a produção e análise detalhada dos vinhos elaborados a partir destas castas permitirá uma compreensão mais aprofundada do seu potencial enológico, possibilitando a identificação de características sensoriais distintivas e do seu impacto na qualidade dos vinhos. Para complementar, poderá

também ser importante a realização de avaliações sensoriais rigorosas, envolvendo painéis de provadores treinados e consumidores, de forma a correlacionar os parâmetros fenólicos com os atributos organoléticos.

## BIBLIOGRAFIA

- Adams, D. (2006).** Phenolics and Ripening in Grape Berries. *American Journal of Enology and Viticulture*, 57(3), 249–256. <https://doi.org/10.5344/ajev.2006.57.3.249>
- Agati, G., Traversi, M. L., & Cerovic, Z. G. (2008).** Chlorophyll fluorescence imaging for the noninvasive assessment of anthocyanins in whole grape (*Vitis vinifera* L.) bunches. *Photochemistry and Photobiology*, 84(6), 1431–1434. <https://doi.org/10.1111/j.1751-1097.2008.00424.x>
- Agrawal, A. A., Hastings, A. P., Johnson, M. T. J., Maron, J. L., & Salminen, J.-P. (2012).** Insect herbivores drive real-time ecological and evolutionary change in plant populations. *Science (New York, N.Y.)*, 338(6103), 113–116. <https://doi.org/10.1126/science.1225977>
- Ali, K., Maltese, F., Choi, Y., & Verpoorte, R. (2010).** Metabolic constituents of grapevine and grape-derived products. *Phytochemistry Reviews: Proceedings of the Phytochemical Society of Europe*, 9(3), 357–378. <https://doi.org/10.1007/s11101-009-9158-0>
- Amrani-Joutei, K., & Glories, Y. (1995).** Tanins et anthocyanes: Localisation dans la baie de raisin et mode d'extraction. *Rev. Fr. oENOL*, 153.
- Andrea-Silva, J., Cosme, F., Ribeiro, L. F., Moreira, A. S. P., Malheiro, A. C., Coimbra, M. A., Domingues, M. R. M., & Nunes, F. M. (2014).** Origin of the Pinking Phenomenon of White Wines. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 62(24), 5651–5659. <https://doi.org/10.1021/jf500825h>
- AOAC. (2016).** Appendix F: Guidelines for Standard Method Performance Requirements. [https://www.aoac.org/wp-content/uploads/2019/08/app\\_f.pdf](https://www.aoac.org/wp-content/uploads/2019/08/app_f.pdf)
- Asproudi, A., Piano, F., Anselmi, G., Stefano, R. D., Bertolone, E., & Borsa, D. (2015).** Proanthocyanidin composition and evolution during grape ripening as affected by variety: Nebbiolo and Barbera cv. *OENO One*, 49(1), Artigo 1. <https://doi.org/10.20870/oenone.2015.49.1.93>
- Balasundram, N., Sundram, K., & Samman, S. (2006).** Phenolic compounds in plants and agricultural by-products: Antioxidant activity, occurrence, and potential uses. *Food Chemistry*, 99(1), 191–203. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2005.07.042>
- Bate-Smith, E. C. (1977).** Taninos adstringentes de espécies de Acer. *Phytochemistry*, 16(9), 1421–1426. [https://doi.org/10.1016/S0031-9422\(00\)88795-6](https://doi.org/10.1016/S0031-9422(00)88795-6)
- Bogs, J., Ebadi, A., McDavid, D., & Robinson, S. P. (2006).** Identification of the flavonoid hydroxylases from grapevine and their regulation during fruit development. *Plant Physiology*, 140(1), 279–291. <https://doi.org/10.1104/pp.105.073262>
- Böhm, J., Constâncio, R. E., & Pessoa, J. (2010).** *Portugal vitícola, o grande livro das castas* (2ª ed). Chaves Ferreira.
- Boido, E., García-Marino, M., Dellacassa, E., Carrau, F., Rivas-Gonzalo, J. c., & Escribano-Bailón, M. t. (2011).** Characterisation and evolution of grape polyphenol profiles of *Vitis vinifera* L. cv. Tannat during ripening and vinification. *Australian Journal of Grape and Wine Research*, 17(3), 383–393. <https://doi.org/10.1111/j.1755-0238.2011.00164.x>
- Bonada, M., Jeffery, D. w., Petrie, P. r., Moran, M. a., & Sadras, V. o. (2015).** Impact of elevated temperature and water deficit on the chemical and sensory profiles of Barossa Shiraz grapes and wines. *Australian Journal of Grape and Wine Research*, 21(2), 240–253. <https://doi.org/10.1111/ajgw.12142>

- Bone, K., & Mills, S. (2012).** *Principles and Practice of Phytotherapy: Modern Herbal Medicine.* Elsevier Health Sciences.
- Boudet, A. (2007).** Evolution and current status of research in phenolic compounds. *Phytochemistry*, 68(22–24), 2722–2735. <https://doi.org/10.1016/j.phytochem.2007.06.012>
- Braidot, E., Zancani, M., Petrusa, E., Peresson, C., Bertolini, A., Patui, S., Macri, F., & Vianello, A. (2008).** Transport and accumulation of flavonoids in grapevine (*Vitis vinifera* L.). *Plant Signaling & Behavior*, 3(9), 626–632. <https://doi.org/10.4161/psb.3.9.6686>
- Brand-Williams, W., Cuvelier, M. E., & Berset, C. (1995).** Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *LWT - Food Science and Technology*, 28(1), 25–30. [https://doi.org/10.1016/S0023-6438\(95\)80008-5](https://doi.org/10.1016/S0023-6438(95)80008-5)
- Brazão, J., Sun, B., Caldeira, I., Baeta, F., Amaral, J., & Eiras-Dias, J. (2023).** Contributo para a caracterização de vinhos de oito castas portuguesas minoritárias. *Ciência e Técnica Vitivinícola*, 38(1), 21–34. <https://doi.org/10.1051/ctv/ctv20233801021>
- Cain, C. C., Saslowsky, D. E., Walker, R. A., & Shirley, B. W. (1997).** Expression of chalcone synthase and chalcone isomerase proteins in Arabidopsis seedlings. *Plant Molecular Biology*, 35(3), 377–381. <https://doi.org/10.1023/a:1005846620791>
- Carreño, J., Martínez, A., Almela, L., & Fernández-López, J. (1998).** Measuring the Color of Table Grapes. *Color Research & Application*, 21, 50–54. [https://doi.org/10.1002/\(SICI\)1520-6378\(199602\)21:1<50::AID-COL5>3.0.CO;2-4](https://doi.org/10.1002/(SICI)1520-6378(199602)21:1<50::AID-COL5>3.0.CO;2-4)
- Castellarin, S., Pfeiffer, A., Sivilotti, P., Degan, M., Peterlunger, E., & Di Gaspero, G. (2007).** Transcriptional regulation of anthocyanin biosynthesis in ripening fruits of grapevine under seasonal water deficit. *Plant, Cell & Environment*, 30(11), 1381–1399.
- Cebrián-Tarancón, C., Serrano, A. S., Chacón-Vozmediano, J. L., Martínez-Gascueña, J., & Alonso, G. (2024).** Volatile Characterization of Recovery Minority Grape Varieties from Castilla-La Mancha Region (Spain). *Plants*, 13(11), 1507. <https://doi.org/10.3390/plants13111507>
- Cejudo-Bastante, M. J., Vicario, A., Guillén, D. A., Hermosín-Gutiérrez, I., & Pérez-Coello, M. S. (2015).** Phenolic characterization of minor red grape varieties grown in Castilla-La Mancha region in different vinification stages. *European Food Research and Technology*, 240(3), 595–607.
- Chacón, J. L., García, E., Martínez, J., Romero, R., & Gómez, S. (2009).** Impact of the vine water status on the berry and seed phenolic composition of «Merlot» (*Vitis vinifera* L.) cultivated in a warm climate: Consequence for the style of wine.
- Chalker-Scott, L. (1999).** Environmental Significance of Anthocyanins in Plant Stress Responses. *Photochemistry and Photobiology*, 70(1), 1–9. <https://doi.org/10.1111/j.1751-1097.1999.tb01944.x>
- Cheyrier, V. (2012).** Phenolic compounds: From plants to foods. *Phytochemistry Reviews*, 11(2), 153–177. <https://doi.org/10.1007/s11101-012-9242-8>
- Cheyrier, V., Prieur, C., Guyot, S., Rigaud, J., & Moutounet, M. (1997).** The Structures of Tannins in Grapes and Wines and Their Interactions with Proteins. Em *Wine* (Vol. 661, pp. 81–93). American Chemical Society. <https://doi.org/10.1021/bk-1997-0661.ch008>

- Cheyrier, V., Rigaud, J., Souquet, J. M., Barillère, J. M., & Moutounet, M. (1989).** Effect of Pomace Contact and Hyperoxidation on the Phenolic Composition and Quality of Grenache and Chardonnay Wines. *American Journal of Enology and Viticulture*, 40(1), 36–42. <https://doi.org/10.5344/ajev.1989.40.1.36>
- Chunlong, Ch., Song, L., Rongsu, L., Fengping, W., & Junqing, L. (2008).** Concentration of phenolic compounds of *Populus euphratica* and soil water contents in Ejina oasis, Inner Mongolia, China. *Acta Ecologica Sinica*, 28, 69–75. [https://doi.org/10.1016/S1872-2032\(08\)60020-7](https://doi.org/10.1016/S1872-2032(08)60020-7)
- Cisse, O., Ayessou, N., Faye, P., Cisse, M., Camara, A., Bodian, A., Ndiaye, C., Sakho, M., & Mar, C. G. (2018).** Process Diagnosis and Aging Effects on a Traditional Millet-Based Drink: Boumkaye. *Food and Nutrition Sciences*, 09, 464–473. <https://doi.org/10.4236/fns.2018.95036>
- Clarke, S., Bosman, G., du Toit, W., & Alexandre-Tudo, J. L. (2023).** White wine phenolics: Current methods of analysis. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 103(1), 7–25. <https://doi.org/10.1002/jsfa.12120>
- Conde, C., Silva, P., Fontes, N., Dias, A. C. P., Tavares, R. M., Sousa, M. J., Agasse, A., Delrot, S., & Gerós, H. (2007).** Biochemical Changes throughout Grape Berry Development and Fruit and Wine Quality.
- Constabel, C. P. (2018).** Molecular Controls of Proanthocyanidin Synthesis and Structure: Prospects for Genetic Engineering in Crop Plants. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 66(38), 9882–9888. <https://doi.org/10.1021/acs.jafc.8b02950>
- Corona, O., Bambina, P., Filippi, D., & Cinquanta, L. (2021).** Influence of pre-fermentative addition of aqueous solution tannins extracted from oak wood (*Quercus petraea*) on the composition of Grillo wines. *European Food Research and Technology*, 247. <https://doi.org/10.1007/s00217-020-03668-9>
- Costa, E., Cosme, F., Jordão, A.M., & Faia, A.M. (2014).** Anthocyanin profile and antioxidant activity from 24 grape varieties cultivated in two Portuguese wine regions. *OENO One*, 48(1), Artigo 1. <https://doi.org/10.20870/oenone.2014.48.1.1661>
- Cunha, J., Baeta, F., & Eiras-Dias, J. (2022).** Alfrocheiro [Base de Dados da Coleção Ampelográfica Nacional.], INIAV. <https://www.inia.pt/can/bd-castas/alfrocheiro-t>
- CVR Dão. (2024).** Região Demarcada. CVR Dão. <https://www.cvrdao.pt/pt/regiao-demarcada/>
- Dallas, C., & Laureano, O. (1994).** Effects of pH, sulphur dioxide, alcohol content, temperature and storage time on colour composition of a young Portuguese red table wine. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 65(4), 477–485. <https://doi.org/10.1002/jsfa.2740650416>
- Davies, K. M., & Schwinn, K. E. (2003).** Transcriptional regulation of secondary metabolism. *Functional Plant Biology*, 30(9), 913–925. <https://doi.org/10.1071/fp03062>
- De la Rosa, L., Alvarez-Parrilla, E., & Aguilar, G. (2009).** Fruit and Vegetable Phytochemicals: Chemistry, Nutritional Value, and Stability. Em *Fruit and Vegetable Phytochemicals: Chemistry, Nutritional Value, and Stability* (p. 367). <https://doi.org/10.1002/9780813809397>

- Demurtas, O. C., de Brito Francisco, R., Diretto, G., Ferrante, P., Frusciante, S., Pietrella, M., Aprea, G., Borghi, L., Feeney, M., Frigerio, L., Coricello, A., Costa, G., Alcaro, S., Martinoia, E., & Giuliano, G. (2019).** ABCC Transporters Mediate the Vacuolar Accumulation of Crocins in Saffron Stigmas. *The Plant Cell*, 31(11), 2789–2804. <https://doi.org/10.1105/tpc.19.00193>
- Di Stefano, R., & Flamini, R. (2008).** High Performance Liquid Chromatography Analysis of Grape and Wine Polyphenols. Em *Hyphenated Techniques in Grape and Wine Chemistry* (pp. 33–79). John Wiley & Sons, Ltd. <https://doi.org/10.1002/9780470754320.ch2>
- Dixon, Richard. A., & Nancy, P. L. (1995).** Stress-Induced Phenylpropanoid Metabolism. *Oxford Academic*, 7(7), 1085–1097.
- Dokoozlian, N. K. (2000).** Grape Berry Growth and Development. Em *Grape Berry Growth and Development* (Agricultural and Natural Resources, pp. 30–37). Raisin Production Manual.
- Downey, M. O., Harvey, J. S., & Robinson, S. P. (2003).** Analysis of tannins in seeds and skins of Shiraz grapes throughout berry development. *Australian Journal of Grape and Wine Research*, 9(1), 15–27. <https://doi.org/10.1111/j.1755-0238.2003.tb00228.x>
- Durazzo, A., Lucarini, M., Souto, E. B., Cicala, C., Caiazzo, E., Izzo, A. A., Novellino, E., & Santini, A. (2019).** Polyphenols: A concise overview on the chemistry, occurrence, and human health. *Phytotherapy Research: PTR*, 33(9), 2221–2243. <https://doi.org/10.1002/ptr.6419>
- Duwadi, K., Austin, R. S., Mainali, H. R., Bett, K., Marsolais, F., & Dhaubhadel, S. (2018).** Slow darkening of pinto bean seed coat is associated with significant metabolite and transcript differences related to proanthocyanidin biosynthesis. *BMC Genomics*, 19(1), 260. <https://doi.org/10.1186/s12864-018-4550-z>
- El Rayess, Y., Nehme, N., Azzi-Achkouty, S., & Julien, S. G. (2024).** Wine Phenolic Compounds: Chemistry, Functionality and Health Benefits. *Antioxidants*, 13(11), 1312. <https://doi.org/10.3390/antiox13111312>
- Escudeiro, I. S. X. (2012).** Potencial enológico de seis castas brancas regionais de Trás-os-Montes, cultivadas na sub-região de Valpaços [Dissertação de Mestrado]. Instituto Superior de Agronomia da Universidade de Lisboa.
- Evaghelia, C., Silvia, G., Alessandra, F., & Vittorino, N. (2010).** Efeito de diferentes níveis de exposição à luz solar do cacho no amadurecimento e na acumulação de antocianina em uvas Nebbiolo | *American Journal of Enology and Viticulture*.
- Farhadi, K., Esmailzadeh, F., Hatami, M., Forough, M., & Molaie, R. (2016).** Determination of phenolic compounds content and antioxidant activity in skin, pulp, seed, cane and leaf of five native grape cultivars in West Azerbaijan province, Iran. *Food Chemistry*, 199, 847–855. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.12.083>
- IVV (2011).** *Catálogo das castas para vinho cultivadas em Portugal*. Lisboa: Chaves Ferreira.
- Fernández-Lopez, J. A., Hidalgo, V., Almela, L., & Roca, J. M. L. (1992).** Quantitative Changes in Anthocyanin Pigments of *Vitis vinifera* cv Monastrell during Maturation. *J sci Food Agric*, 58, 153–155.
- Fernández, M. R., & Delgado, M. (2014).** Determinación de precursores aromáticos glicosídicos de uvas, mostos y vinos, blancos y tintos. Aplicación en bodega [Tese de Doutoramento]. Universidad de castilla-La Mancha.

- Fernández-López, J. A., Almela, L., Muñoz, J. A., Hidalgo, V., & Carreño, J. (1998).** Dependence between colour and individual anthocyanin content in ripening grapes. *Food Research International*, 31(9), 667–672. [https://doi.org/10.1016/S0963-9969\(99\)00043-5](https://doi.org/10.1016/S0963-9969(99)00043-5)
- Figueiredo, P., Lima, J. C., Santos, H., Wigand, M. C., Brouillard, R., Macanita, A. L., & Pina, F. (1994).** Photochromism of the Synthetic 4',7-Dihydroxyflavylium Chloride. *Journal of the American Chemical Society*, 116(4), 1249–1254. <https://doi.org/10.1021/ja00083a011>
- Floegel, A., Kim, D.-O., Chung, S.-J., Koo, S. I., & Chun, O. K. (2011).** Comparison of ABTS/DPPH assays to measure antioxidant capacity in popular antioxidant-rich US foods. *Journal of Food Composition and Analysis*, 24(7), 1043–1048. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2011.01.008>
- Fougère-Rifot, M., Cholet, C., & Bouard, J. (1996).** Evolution of the hypodermal cells of grape berry during their transformation in pulp cells. *OENO One*, 30(2), Article 2. <https://doi.org/10.20870/oenone.1996.30.2.1108>
- Freixas Coutin, J. A., Munholland, S., Silva, A., Subedi, S., Lukens, L., Crosby, W. L., Pauls, K. P., & Bozzo, G. G. (2017).** Proanthocyanidin accumulation and transcriptional responses in the seed coat of cranberry beans (*Phaseolus vulgaris* L.) with different susceptibility to postharvest darkening. *BMC Plant Biology*, 17(1), 89. <https://doi.org/10.1186/s12870-017-1037-z>
- Garrido-Bañuelos, G., Buica, A., & du Toit, W. (2022).** Relationship between anthocyanins, proanthocyanidins, and cell wall polysaccharides in grapes and red wines. A current state-of-art review. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 62(28), 7743–7759. <https://doi.org/10.1080/10408398.2021.1918056>
- Glories, Y. (1984).** La couleur des vins rouges. 2e partie: Mesure, origine et interprétation. *OENO One*, 18(4), Article 4. <https://doi.org/10.20870/oenone.1984.18.4.1744>
- Goleniowski, M., Bonfill, M., Cusido, R., & Palazón, J. (2013).** Phenolic Acids. Em K. G. Ramawat & J.-M. Mérillon (Eds.), *Natural Products* (pp. 1951–1973). Springer Berlin Heidelberg. [https://doi.org/10.1007/978-3-642-22144-6\\_64](https://doi.org/10.1007/978-3-642-22144-6_64)
- Gómez Gallego, M. A., Gómez García-Carpintero, E., Sánchez-Palomo, E., Hermosín-Gutiérrez, I., & González Viñas, M. A. (2012).** Study of phenolic composition and sensory properties of red grape varieties in danger of extinction from the Spanish region of Castilla-La Mancha. *European Food Research and Technology*, 234(2), 295–303. <https://doi.org/10.1007/s00217-011-1636-0>
- González-San José, M. L., Barren, L. J. R., Junquera, B., & Robredo, L. M. (1991).** Application of principal component analysis to ripening indices for wine grapes. *Journal of Food Composition and Analysis*, 4(3), 245–255. [https://doi.org/10.1016/0889-1575\(91\)90036-6](https://doi.org/10.1016/0889-1575(91)90036-6)
- Gouot, J. C., Smith, J. P., Holzappel, B. P., Walker, A. R., & Barril, C. (2019).** Grape berry flavonoids: A review of their biochemical responses to high and extreme high temperatures. *Journal of Experimental Botany*, 70(2), 397–423. <https://doi.org/10.1093/jxb/ery392>
- Guan, N., & Liu, L. (2020).** Microbial response to acid stress: Mechanisms and applications. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 104(1), 51–65. <https://doi.org/10.1007/s00253-019-10226-1>

- Haselgrove, L., Botting, D., van HEESWIJCK, R., Høj, P. b., Dry, P. r., Ford, C., & Land, P. g. I. (2000).** Canopy microclimate and berry composition: The effect of bunch exposure on the phenolic composition of *Vitis vinifera* L cv. Shiraz grape berries. *Australian Journal of Grape and Wine Research*, 6(2), 141–149.
- He, F., He, J.-J., Pan, Q.-H., & Duan, C.-Q. (2010).** Mass-spectrometry evidence confirming the presence of pelargonidin-3-O-glucoside in the berry skins of Cabernet Sauvignon and Pinot Noir (*Vitis vinifera* L.). *Australian Journal of Grape and Wine Research*, 16(3), 464–468. <https://doi.org/10.1111/j.1755-0238.2010.00107.x>
- He, F., Mu, L., Yan, G., Liang, N., Pan, Q., Wang, J., Reeves, M., & Duan, Ch. (2010).** Biosynthesis of Anthocyanins and Their Regulation in Colored Grapes. *Molecules*, 15(12), 9057–9091. <https://doi.org/10.3390/molecules15129057>
- He, M., Tian, H., Luo, X., Qi, X., & Chen, X. (2015).** Molecular Progress in Research on Fruit Astringency. *Molecules*, 20(1), Artigo 1. <https://doi.org/10.3390/molecules20011434>
- Heim, K. E., Tagliaferro, A. R., & Bobilya, D. J. (2002).** Flavonoid antioxidants: Chemistry, metabolism and structure-activity relationships. *The Journal of Nutritional Biochemistry*, 13(10), 572–584. [https://doi.org/10.1016/s0955-2863\(02\)00208-5](https://doi.org/10.1016/s0955-2863(02)00208-5)
- Hickey, C. C., & Wolf, T. K. (2019).** Intensive Fruit-zone Leaf Thinning Increases *Vitis vinifera* L. ‘Cabernet Sauvignon’ Berry Temperature and Berry Phenolics without Adversely Affecting Berry Anthocyanins in Virginia. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI13904-19>
- Holton, T. A., & Cornish, E. C. (1995).** Genetics and Biochemistry of Anthocyanin Biosynthesis. *The Plant Cell*, 7(7), 1071–1083. <https://doi.org/10.1105/tpc.7.7.1071>
- Infovini. (2024).** O portal do vinho português | Castas. <https://www.infovini.com/classic/pagina.php?codPagina=45&codCasta=9>
- Intergovernmental Panel On Climate Change (Ippc). (2023).** Climate Change 2021 – The Physical Science Basis: Working Group I Contribution to the Sixth Assessment Report of the Intergovernmental Panel on Climate Change (1.ª ed.). Cambridge University Press. <https://doi.org/10.1017/9781009157896>
- Islam, N. S., & Dhaubhadel, S. (2023).** Proanthocyanidin biosynthesis and postharvest seed coat darkening in pinto bean. *Phytochemistry Reviews*. <https://doi.org/10.1007/s11101-023-09895-8>
- IVV. (2022).** Vinha. Instituto Da Vinha e Do Vinho. <http://www.ivv.gov.pt/np4/home/10586.html>
- IVV. (2024a).** Descritivo Castas. Instituto Da Vinha e Do Vinho. <http://www.ivv.gov.pt/np4/home/374.html>
- IVV. (2024b).** Terras do Dão. IVV. <http://www.ivv.gov.pt/np4/home/4394.html>
- Jackson, R. S. (2008).** *Wine science: Principles and applications* (3. ed). Elsevier.
- Jeong, S. T., Goto-Yamamoto, N., Kobayashi, S., & Esaka, M. (2004).** Effects of plant hormones and shading on the accumulation of anthocyanins and the expression of anthocyanin biosynthetic genes in grape berry skins. *Plant Science*, 167(2), 247–252. <https://doi.org/10.1016/j.plantsci.2004.03.021>
- Jordão, A.M., & Correia, A. (2012).** Relationship Between Antioxidant Capacity, Proanthocyanidin and Anthocyanin Content During Grape Maturation of Touriga Nacional and Tinta Roriz Grape Varieties. *South African Journal of Enology and Viticulture*, 33, 214–224. <https://doi.org/10.21548/33-2-1121>

- Jordão, A.M., Correia, A., Martins, B., Romão, A., & Oliveira, B. (2024).** General Physicochemical Parameters, Phenolic Composition, and Varietal Aromatic Potential of Three Red *Vitis vinifera* Varieties (“Merlot”, Syrah”, and “Saborinho”) Cultivated on Pico Island—Azores Archipelago. *International Journal of Plant Biology*, *15*, 1369–1390. <https://doi.org/10.3390/ijpb15040095>
- Jordão, A.M, & Cosme, F. (2014).** Grape anthocyanins: Biosynthesis, composition and content in different wine grape varieties (*Vitis vinifera* L.) (pp. 89–117).
- Jordão, A.M, Laureano, O., & Ricardo-da-Silva, J. (2001).** Evolution of proanthocyanidins in bunch stems during berry development (*Vitis vinifera* L.). *Vitis*, *40*, 17–22.
- Jordão, A. M., Lourenço, H., Brancalone, R., Correia, A. C., Fracassetti, D., & Ricardo-da-Silva, J. (2023).** Influence of grapevine age on general physicochemical and phenolic parameters of Rabigato (*Vitis vinifera* L.) white variety: Results from three vintages. *BIO Web of Conferences*, *56*, 01025. <https://doi.org/10.1051/bioconf/20235601025>
- Jordão, A. M., Ricardo da Silva, J., & Laureano, O. (1998).** Influence of irrigation on phenolic composition of Touriga Francesa (*Vitis vinifera* L.). *Ciencia y Tecnología de los Alimentos de Galicia*, *2*(2), 60–73.
- Jordão, A.M, Ricardo-da-Silva, J., & Laureano, O. (1998a).** Evolution of anthocyanins during grape maturation of two varieties (*Vitis vinifera* L.), Castelao Frances and Touriga Francesa. *Vitis -Geilweilerhof-*, *37*, 93–94.
- Jordão, A.M, Ricardo da Silva, J., & Laureano, O. (1998b).** Evolution of catechins and procyanidins during grape maturation of Castelão Francês and Touriga Francesa varieties. *American Journal of Enology and Viticulture*.
- Kennedy, J. A., Hayasaka, Y., Vidal, S., Waters, E. J., & Jones, G. P. (2001).** Composition of grape skin proanthocyanidins at different stages of berry development. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, *49*(11), 5348–5355. <https://doi.org/10.1021/jf010758h>
- Kennedy, J. A., Matthews, M. A., & Waterhouse, A. L. (2000b).** Changes in grape seed polyphenols during fruit ripening. *Phytochemistry*, *55*(1), 77–85. [https://doi.org/10.1016/S0031-9422\(00\)00196-5](https://doi.org/10.1016/S0031-9422(00)00196-5)
- Kennedy, J. A., Troup, G. J., Pilbrow, J. R., Hutton, D. R., Hewitt, D., Hunter, C. R., Ristic, R., Iland, P. G., & Jones, G. P. (2000a).** Development of seed polyphenols in berries from *Vitis vinifera* L. cv. Shiraz. *Australian Journal of Grape and Wine Research*, *6*(3), 244–254. <https://doi.org/10.1111/j.1755-0238.2000.tb00185.x>
- Koyama, K., Ikeda, H., Poudel, P. R., & Goto-Yamamoto, N. (2012).** Light quality affects flavonoid biosynthesis in young berries of Cabernet Sauvignon grape. *Phytochemistry*, *78*, 54–64. <https://doi.org/10.1016/j.phytochem.2012.02.026>
- Kramling, T. E., & Singleton, V. L. (1969).** An Estimate of the Nonflavonoid Phenols in Wines. *American Journal of Enology and Viticulture*, *20*(2), 86–92. <https://doi.org/10.5344/ajev.1969.20.2.86>
- Kreuzaler, F., & Hahlbrock, K. (1972).** Enzymatic synthesis of aromatic compounds in higher plants: Formation of naringenin (5,7,4'-trihydroxyflavanone) from p-coumaroyl coenzyme A and malonyl coenzyme A. *FEBS Letters*, *28*(1), 69–72. [https://doi.org/10.1016/0014-5793\(72\)80679-3](https://doi.org/10.1016/0014-5793(72)80679-3)

- Kyraleou, M., Kallithraka, S., Theodorou, N., Teissedre, P., Kotseridis, Y., & Koundouras, S. (2017).** Changes in Tannin Composition of Syrah Grape Skins and Seeds during Fruit Ripening under Contrasting Water Conditions. *Molecules*, 22(9), Artigo 9. <https://doi.org/10.3390/molecules22091453>
- Labarbe, B., Cheynier, V., Brossaud, F., Souquet, JM., & Moutounet, M. (1999).** Quantitative Fractionation of Grape Proanthocyanidins According to Their Degree of Polymerization. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 47(7), 2719–2723. <https://doi.org/10.1021/jf990029q>
- Lacampagne, S. (2010).** Localisation et caractérisation des tannins dans la pellicule du raisin: Impact de l'organisation physico-chimique des parois cellulaires sur la composante tannique, la qualité du fruit et la typicité des raisins de Bordeaux.
- Landete, J. M. (2011).** Ellagitannins, ellagic acid and their derived metabolites: A review about source, metabolism, functions and health. *Food Research International*, 44(5), 1150–1160. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2011.04.027>
- Landi, M., Tattini, M., & Gould, K. S. (2015).** Multiple functional roles of anthocyanins in plant-environment interactions. *Environmental and Experimental Botany*, 119, 4–17.
- Lattanzio, V., Cardinali, A., & Linsalata, V. (2012).** Recent Advances in Polyphenol Research, Volume 3. Em *Recent Advances in Polyphenol Research, Volume 3* (Vol. 3). <https://doi.org/10.1002/9781118299753.ch1>
- Lee, Y. K., Yuk, D. Y., Lee, J. W., Lee, S. Y., Ha, T. Y., Oh, K. W., Yun, Y. P., & Hong, J. T. (2009).** (-)-Epigallocatechin-3-gallate prevents lipopolysaccharide-induced elevation of beta-amyloid generation and memory deficiency. *Brain Research*, 1250, 164–174. <https://doi.org/10.1016/j.brainres.2008.10.012>
- Li, S.-Y., & Duan, C.-Q. (2018).** Astringency, bitterness and color changes in dry red wines before and during oak barrel aging: An updated phenolic perspective review. Em *Critical Reviews in Food Science and Nutrition* (Vol. 59). <https://doi.org/10.1080/10408398.2018.1431762>
- Libro, R., Giacoppo, S., Thangavelu, S. R., Bramanti, A., & Mazzon, E. (2016).** Natural Phytochemicals in the Treatment and Prevention of Dementia: An Overview. *Molecules*, 21, 518. <https://doi.org/10.3390/molecules21040518>
- Lima, F., Sobreira, A., & Bezerra, A. (2012).** Flavonoides e radicais livres flavonoids and free radicals.
- Lima, M. (2014).** Caracterização química de sucos produzidos em escala industrial com novas variedades brasileiras de uva cultivadas no nordeste do Brasil. <https://doi.org/10.13140/rg.2.1.3518.4808>
- Lutz, M., Jorquera, K., Cancino, B., Ruby, R., & Henriquez, C. (2011).** Phenolics and Antioxidant Capacity of Table Grape (*Vitis vinifera* L.) Cultivars Grown in Chile. *Journal of Food Science*, 76(7), C1088–C1093. <https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2011.02298.x>
- Mackon, E., Ma, Y., Mackon, G. C. J. D. E., Li, Q., Zhou, Q., & Liu, P. (2021).** Subcellular Localization and Vesicular Structures of Anthocyanin Pigmentation by Fluorescence Imaging of Black Rice (*Oryza sativa* L.) Stigma Protoplast. *Plants*, 10(4), 685. <https://doi.org/10.3390/plants10040685>

- Mannino, G., Chinigò, G., Serio, G., Genova, T., Gentile, C., Munaron, L., & Berteà, C. M. (2021).** Proanthocyanidins and Where to Find Them: A Meta-Analytic Approach to Investigate Their Chemistry, Biosynthesis, Distribution, and Effect on Human Health. *Antioxidants*, *10*(8), 1229. <https://doi.org/10.3390/antiox10081229>
- Martens, S., Teeri, T., & Forkmann, G. (2002).** Heterologous expression of dihydroflavonol 4-reductases from various plants. *FEBS Letters*, *531*(3), 453–458. [https://doi.org/10.1016/s0014-5793\(02\)03583-4](https://doi.org/10.1016/s0014-5793(02)03583-4)
- Mateus, N., Machado, J. M., & de Freitas, V. (2002).** Development changes of anthocyanins in *Vitis vinifera* grapes grown in the Douro Valley and concentration in respective wines. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, *82*(14), 1689–1695. <https://doi.org/10.1002/jsfa.1237>
- Mattila, P., & Hellström, J. (2007).** Phenolic acids in potatoes, vegetables, and some of their products. *Journal of Food Composition and Analysis*, *20*(3), 152–160. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2006.05.007>
- Mavrikou, I. (2012).** Inteferents in condensed tannins quantification with vanillin assay [Dissertação de Mestrado, Universidade de Lisboa- Instituto Superior de Agronomia].
- Mazza, G., & Francis, F. J. (1995).** Anthocyanins in grapes and grape products. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, *35*(4), 341–371. <https://doi.org/10.1080/10408399509527704>
- Metodiewa, D., Kochman, A., & Karolczak, S. (1997).** Evidence for antiradical and antioxidant properties of four biologically active N,N-diethylaminoethyl ethers of flavanone oximes: A comparison with natural polyphenolic flavonoid (rutin) action. *Biochemistry and Molecular Biology International*, *41*(5), 1067–1075. <https://doi.org/10.1080/15216549700202141>
- Monagas, M., Gómez-Cordovés, C., Bartolomé, B., Laureano, O., & Ricardo da Silva, J. (2003).** Monomeric, oligomeric, and polymeric flavan-3-ol composition of wines and grapes from *Vitis vinifera* L. Cv. Graciano, Tempranillo, and Cabernet Sauvignon. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, *51*(22), 6475–6481. <https://doi.org/10.1021/jf030325+>
- Moreno, J., & Peinado, R. (Eds.). (2012).** Chapter 9—Grape Acids. Em *Enological Chemistry* (pp. 121–135). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-388438-1.00009-1>
- Mori, K., Goto-Yamamoto, N., Kitayama, M., & Hashizume, K. (2007).** Loss of anthocyanins in red-wine grape under high temperature. *Journal of Experimental Botany*, *58*(8), 1935–1945. <https://doi.org/10.1093/jxb/erm055>
- Mori, K., Sugaya, S., & Gemma, H. (2005).** Decreased anthocyanin biosynthesis in grape berries grown under elevated night temperature condition. *Scientia Horticulturae*, *105*(3), 319–330.
- Neves, P. (2015).** IMPORTÂNCIA DOS COMPOSTOS FENÓLICOS DOS FRUTOS NA PROMOÇÃO DA SAÚDE [Dissertação de Mestrado]. Fernando Pessoa.
- Núñez, V., Monagas, M., Gomez-Cordovés, M. C., & Bartolomé, B. (2004).** «*Vitis vinifera* L. cv». Graciano grapes characterized by its anthocyanin profile. *Postharvest Biology and Technology*, *31*(1), 69–79. [https://doi.org/10.1016/S0925-5214\(03\)00140-6](https://doi.org/10.1016/S0925-5214(03)00140-6)

- Obreque-Slier, E., Peña-Neira, Á., López-Solís, R., Zamora-Marín, F., Ricardo-da Silva, J., & Laureano, O. (2010).** Comparative Study of the Phenolic Composition of Seeds and Skins from Carménère and Cabernet Sauvignon Grape Varieties ( «*Vitis vinifera*») during Ripening. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 58(6), 3591–3599. <https://doi.org/10.1021/jf904314u>
- OIV. (2010).** Lista e descrição dos métodos de análise referidos no artigo 120.o-G, primeiro parágrafo, do Regulamento (CE) n.o1234/2007 do Conselho [publicadas em conformidade com o artigo 15.o, n.o2, do Regulamento (CE) n.o606/2009 da Comissão, de 10 de Julho de 2009].
- OIV. (2021).** Compendium of international methods of analysis (Vol. 1). <https://www.oiv.int/public/medias/7907/oiv-vol1-compendium-of-international-methods-of-analysis.pdf>
- Ollé, D., Guiraud, J. I., Souquet, J. m., Terrier, N., Ageorges, A., Cheynier, V., & Verries, C. (2011).** Effect of pre- and post-veraison water deficit on proanthocyanidin and anthocyanin accumulation during Shiraz berry development. *Australian Journal of Grape and Wine Research*, 17(1), 90–100. <https://doi.org/10.1111/j.1755-0238.2010.00121.x>
- Ó-Marques, Reguinga, R., Laureano, O., & Ricardo-da-Silva, J. (2005).** Changes in grape seed, skins and pulp condensed tannins during berry ripening: Effect of fruit pruning. *Ciência e Técnica Vitivinícola*, 20, 35–52.
- Ortega-regules, A., Romero-Cascales, I., Ros García, j. M., Bautista-Ortín, A. B., López-Roca, J. M., Fernández-Fernández, j. I., & Gómez-Plaza, E. (2008).** Anthocyanins and tannins in four grape varieties (*vitis vinifera* L.) Evolution of their content and extractability. *Journal international des sciences de la vigne et du vin*, 42, 147–156.
- Ozgen, M., Reese, R. N., Tulio, A. Z., Scheerens, J. C., & Miller, A. R. (2006).** Modified 2,2-Azino-bis-3-ethylbenzothiazoline-6-sulfonic Acid (ABTS) Method to Measure Antioxidant Capacity of Selected Small Fruits and Comparison to Ferric Reducing Antioxidant Power (FRAP) and 2,2'-Diphenyl-1-picrylhydrazyl (DPPH) Methods. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 54(4), 1151–1157. <https://doi.org/10.1021/jf051960d>
- Palliotti, A., Tombesi, S., Silvestroni, O., Lanari, V., Gatti, M., & Poni, S. (2014).** Changes in vineyard establishment and canopy management urged by earlier climate-related grape ripening: A review. *Scientia Horticulturae*, 178, 43–54. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2014.07.039>
- Pardo-García, A. I., de la Hoz, K. S., Zalacain, A., Alonso, G. L., & Salinas, M. R. (2014).** Effect of vine foliar treatments on the varietal aroma of Monastrell wines. *Food Chemistry*, 163, 258–266. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.04.100>
- Park, J.-S., Chung, M.-G., Kim, J.-B., Hahn, B.-S., Kim, J.-B., Bae, S.-C., Roh, K.-H., Kim, Y.-H., Cheon, C.-I., Sung, M.-K., & Cho, K.-J. (2007).** Genes up-regulated during red coloration in UV-B irradiated lettuce leaves. *Plant Cell Reports*, 26(4), 507–516. <https://doi.org/10.1007/s00299-006-0255-x>
- Pavlousek, P., & Kumšta, M. (2011).** Profiling of Primary Metabolites in Grapes of Interspecific Grapevine Varieties: Sugars and Organic Acids. *Czech Journal of Food Sciences*, 29, 361–372.

- Peña-Neira, A., Cáceres, A., & Pastenes, C. (2007).** Low Molecular Weight Phenolic and Anthocyanin Composition of Grape Skins from cv. Syrah (*Vitis vinifera* L.) in the Maipo Valley (Chile): Effect of Clusters Thinning and Vineyard Yield. *Food Science and Technology International*, 13(2), 153–158. <https://doi.org/10.1177/1082013207077920>
- Penso, G., Citadin, I., Maro, L., Scariotto, S., Chicoek, A., & Ambrosio, R. (2014).** Study of the maturation of grapes (*Vitis vinifera* L.) grown in Dois Vizinhos, Paraná. *Semina: Ciências Agrárias*, 35, 3085. <https://doi.org/10.5433/1679-0359.2014v35n6p3085>
- Pereira, D. M., Valentão, P., Pereira, J. A., & Andrade, P. B. (2009).** Phenolics: From Chemistry to Biology. *Molecules*, 14(6), Artigo 6. <https://doi.org/10.3390/molecules14062202>
- Pérez-Magariño, S., & González-San José, M. (2004).** Evolution of flavanols, anthocyanins, and their derivatives during the aging of red wines elaborated from grapes harvested at different stages of ripening. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 52(5), 1181–1189. <https://doi.org/10.1021/jf035099i>
- Pérez-Magariño, S., & González-San José, M. (2006).** Polyphenols and colour variability of red wines made from grapes harvested at different ripeness grade. *Food Chemistry*, 96, 197–208. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2005.02.021>
- Pervaiz, T., Songtao, J., Faghihi, F., Haider, M., & Fang, J. (2017).** Naturally Occurring Anthocyanin, Structure, Functions and Biosynthetic Pathway in Fruit Plants. *Journal of Plant Biochemistry & Physiology*, 05(02). <https://doi.org/10.4172/2329-9029.1000187>
- Petrie, P. R., & Clingeleffer, P. R. (2006).** Crop thinning (hand versus mechanical), grape maturity and anthocyanin concentration: Outcomes from irrigated Cabernet Sauvignon (*Vitis vinifera* L.) in a warm climate. *Australian Journal of Grape and Wine Research*, 12(1), 21–29. <https://doi.org/10.1111/j.1755-0238.2006.tb00040.x>
- Pinelo, M., Arnous, A., & Meyer, A. S. (2006).** Upgrading of grape skins: Significance of plant cell-wall structural components and extraction techniques for phenol release. *Trends in Food Science & Technology*, 17(11), 579–590. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2006.05.003>
- Platzer, M., Kiese, S., Herfellner, T., Schweiggert-Weisz, U., Miesbauer, O., & Eisner, P. (2021).** Common Trends and Differences in Antioxidant Activity Analysis of Phenolic Substances Using Single Electron Transfer Based Assays. *Molecules*, 26(5), Artigo 5. <https://doi.org/10.3390/molecules26051244>
- Pomar, F., Novo, M., & Masa, A. (2005).** Varietal differences among the anthocyanin profiles of 50 red table grape cultivars studied by high performance liquid chromatography. *Journal of Chromatography A*, 1094(1–2), 34–41. <https://doi.org/10.1016/j.chroma.2005.07.096>
- Poudel, P. R., Koyama, K., & Goto-Yamamoto, N. (2020).** Evaluating the influence of temperature on proanthocyanidin biosynthesis in developing grape berries (*Vitis vinifera* L.). *Molecular Biology Reports*, 47(5), 3501–3510. <https://doi.org/10.1007/s11033-020-05440-4>
- Prieur, C., Rigaud, J., Cheynier, V., & Moutounet, M. (1994).** Oligomeric and polymeric procyanidins from grape seeds. *Phytochemistry*, 36(3), 781–784. [https://doi.org/10.1016/S0031-9422\(00\)89817-9](https://doi.org/10.1016/S0031-9422(00)89817-9)
- Ragusa, A., Centonze, C., Grasso, M. E., Latronico, M. F., Mastrangelo, P. F., Sparascio, F., Fanizzi, F. P., & Maffia, M. (2017).** A Comparative Study of Phenols in Apulian Italian Wines. *Foods (Basel, Switzerland)*, 6(4), 24.

- Re, R., Pellegrini, N., Proteggente, A., Pannala, A., Yang, M., & Rice-Evans, C. (1999).** Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radical Biology & Medicine*, 26(9–10), 1231–1237. [https://doi.org/10.1016/s0891-5849\(98\)00315-3](https://doi.org/10.1016/s0891-5849(98)00315-3)
- Ribéreau-Gayon, P., Dubourdieu, D., Donèche, B., & Lonvaud, A. (2006).** *Handbook of Enology: The Microbiology of Wine and Vinifications* (2.<sup>a</sup> ed., Vol. 1). Wiley. <https://doi.org/10.1002/0470010363>
- Ribéreau-Gayon, P., & Glories, Y. (1980).** Structure of condensed phenolic compounds in wine grapes and wines. Influence of ripening and Botrytis cinerea infection on phenolic content. Webb A.
- Ribéreau-Gayon, P., & Stonestreet, E. (1965).** Le dosage des anthocyanes dans le vin rouge. *Bulletin de la Société chimique de France*, 9, 2649–2652.
- Ricardo da Silva, J., Rigaud, J., Cheynier, V., Cheminat, A., & Moutounet, M. (1991).** Procyanidin dimers and trimers from grape seeds. *Phytochemistry*, 30(4), 1259–1264. [https://doi.org/10.1016/S0031-9422\(00\)95213-0](https://doi.org/10.1016/S0031-9422(00)95213-0)
- Ricardo-da-Silva, J., Belchior, A. P., Spranger, M. I., & Bourzeix, M. (1992).** Oligomeric procyanidins of three grapevine varieties and wines from Portugal. *Sciences des Aliments*, 12, 223–237.
- Rinaldi, A., Jourdes, M., Teissedre, P. L., & Moio, L. (2014).** A preliminary characterization of Aglianico («Vitis vinifera L. cv») grape proanthocyanidins and evaluation of their reactivity towards salivary proteins. *Food Chemistry*, 164, 142–149. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.05.050>
- Rizzon, A., Zanuz, C., & Miele, A. (1998).** Evolução da acidez durante a vinificação de uvas tintas de três regiões vitícolas do rio grande do sul. *Ciência e Tecnologia de Alimentos*, 18. <https://doi.org/10.1590/S0101-20611998000200007>
- Rodríguez Montealegre, R., Romero Peces, R., Chacón Vozmediano, J. L., Martínez Gascuña, J., & García Romero, E. (2006).** Compostos fenólicos em cascas e sementes de dez variedades de uva Vitis vinifera cultivadas em clima quente. *Journal of Food Composition and Analysis*, 19(6), 687–693.
- Roggero, J. P., Coen, S., & Ragonnet, B. (1986).** High Performance Liquid Chromatography Survey on Changes in Pigment Content in Ripening Grapes of Syrah. An Approach to Anthocyanin Metabolism. *American Journal of Enology and Viticulture*, 37(1), 77–83. <https://doi.org/10.5344/ajev.1986.37.1.77>
- Rolle, L., & Guidoni, S. (2007).** Color and anthocyanin evaluation of red winegrapes by CIE L\*, a\*, b\* parameters. *OENO One*, 4(4), Artigo 4. <https://doi.org/10.20870/oeno-one.2007.41.4.838>
- Rosado, A. R. S. (2013).** Evolução de Parâmetros Físicos, Químicos e Controlo microbiológico em Vinhos brancos e tintos da Adega Cooperativa de Palmela. Universidade Nova de Lisboa.
- Rustioni, L., Bedgood, D., Failla, O., Prenzler, P., & Robards, K. (2012).** Copigmentation and anti-copigmentation in grape extracts studied by spectrophotometry and post-column-reaction HPLC. *Food Chemistry*, 132(4), 2194–2201. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2011.12.058>

- Saltveit, M. E. (2017).** Synthesis and Metabolism of Phenolic Compounds. Em Fruit and Vegetable Phytochemicals (pp. 115–124). John Wiley & Sons, Ltd. <https://doi.org/10.1002/9781119158042.ch5>
- Samoticha, J., Jara-Palacios, M. J., Hernández-Hierro, J. M., Heredia, F. J., & Wojdyło, A. (2018).** Phenolic compounds and antioxidant activity of twelve grape cultivars measured by chemical and electrochemical methods. *European Food Research and Technology*, 244(11), 1933–1943. <https://doi.org/10.1007/s00217-018-3105-5>
- Santamaría, P., González-Arenzana, L., Escribano-Viana, R., Garijo, P., Lopez, R., Sanz, S., & Gutiérrez, A. (2022).** Difficulties Associated with Small-Scale Production of Carbonic Maceration Wines. *Fermentation*, 8, 27. <https://doi.org/10.3390/fermentation8010027>
- Santesteban, L. G., Miranda, C., & Royo, J. B. (2011).** Efeitos da irrigação com déficit regulado no crescimento, rendimento, qualidade da uva e composição individual de antocianinas em *Vitis vinifera* L. cv. «Tempranillo». *Agricultural Water Management*, 98(7), 1171–1179. <https://doi.org/10.1016/j.agwat.2011.02.011>
- Schaefer, H., Schaefer, V., & Levey, D. (2004).** How plant–animal interactions signal new insights in communication. *Trends in Ecology & Evolution*, 19(11), 577–584. <https://doi.org/10.1016/j.tree.2004.08.003>
- Sharma, P. K., Romanczyk, L. J., Kondaveti, L. ., Reddy, B., Arumugasamy, J., Lombardy, R., Gou, Y., & Schroeter, H. (2015).** Total synthesis of proanthocyanidin A1, A2, and their stereoisomers. *Organic Letters*, 17(10), 2306–2309. <https://doi.org/10.1021/acs.orglett.5b00646>
- Smeriglio, A., Barreca, D., Bellocco, E., & Trombetta, D. (2017).** Proanthocyanidins and hydrolysable tannins: Occurrence, dietary intake and pharmacological effects. *British Journal of Pharmacology*, 174(11), 1244–1262. <https://doi.org/10.1111/bph.13630>
- Soares, B., Pinto, T., & Pereira, L. (2025).** *Malvasia Fina. ADVID: Malvasia\_Fina.* [https://www.advid.pt/uploads/MalvasiaFina\\_Final\\_25.10.pdf](https://www.advid.pt/uploads/MalvasiaFina_Final_25.10.pdf)
- Souquet, JM., Cheynier, V., Brossaud, F., & Moutounet, M. (1996).** Polymeric proanthocyanidins from grape skins. *Phytochemistry*, 43(2), 509–512. [https://doi.org/10.1016/0031-9422\(96\)00301-9](https://doi.org/10.1016/0031-9422(96)00301-9)
- Soyer, Y., Koca, N., & Karadeniz, F. (2003).** Organic acid profile of Turkish white grapes and grape juices. *Journal of Food Composition and Analysis*, 16(5), 629–636. [https://doi.org/10.1016/S0889-1575\(03\)00065-6](https://doi.org/10.1016/S0889-1575(03)00065-6)
- Sudraud, P. (1958).** Interpretation des courbes d'absorption des vin rouges. *Annales Technologie Agricole*, 7(2), 67–73.
- Sun, B., Ricardo-da-Silva, J. M., & Spranger, M. I. (2001).** Quantification of Catechins and Proanthocyanidins in Several Portuguese Grapevine Varieties and Red Wines. *Ciência e Técnica Vitivinícola*, 16(1), 23–34.
- Takahama, U. (2004).** Oxidation of vacuolar and apoplastic phenolic substrates by peroxidase: Physiological significance of the oxidation reactions. *Phytochemistry Reviews*, 3(1), 207–219. <https://doi.org/10.1023/B:PHYT.0000047805.08470.e3>
- Tamokou, J. D. D., Mbaveng, A., & Kuete, V. (2017).** Antimicrobial Activities of African Medicinal Spices and Vegetables. Em *Medicinal Spices and Vegetables from Africa: Therapeutic Potential Against Metabolic, Inflammatory, Infectious and Systemic Diseases* (pp. 207–237). <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-809286-6.00008-X>

- Tarara, J. M., Lee, J., Spayd, S. E., & Scagel, C. F. (2008).** Berry Temperature and Solar Radiation Alter Acylation, Proportion, and Concentration of Anthocyanin in Merlot Grapes. *59*(3), 235–247.
- Tardaguila, J., Toda, F. M., Poni, S., & Diago, M. P. (2010).** Impact of Early Leaf Removal on Yield and Fruit and Wine Composition of *Vitis vinifera* L. Graciano and Carignan. *American Journal of Enology and Viticulture*, *61*(3), 372–381. <https://doi.org/10.5344/ajev.2010.61.3.372>
- Tian, L., Kong, W. F., Pan, Q. H., Zhan, J. Ch., Wen, P. F., Chen, J. Y., Wan, S. B., & Huang, W. D. (2006).** Expression of the chalcone synthase gene from grape and preparation of an anti-CHS antibody. *Protein Expression and Purification*, *50*(2), 223–228. <https://doi.org/10.1016/j.pep.2006.06.003>
- Tomaz, F. (2013).** Estudo da Evolução dos Compostos da Uva ao Longo da Maturação em Clima Semi-Árido. Instituto Superior de Agronomia da Universidade de Lisboa e Faculdade de ciências da Universidade do Porto.
- Tutino, V., Gigante, I., Milella, R. A., Nunzio, V. D., Flamini, R., Rosso, M. D., Scavo, M. P., Depalo, N., Fanizza, E., Caruso, M. G., & Notarnicola, M. (2020).** Flavonoid and Non-Flavonoid Compounds of Autumn Royal and Egnatia Grape Skin Extracts Affect Membrane PUFA's Profile and Cell Morphology in Human Colon Cancer Cell Lines. *Molecules*, *25*(15), 3352. <https://doi.org/10.3390/molecules25153352>
- Vieira, M., Leis, R., Couto da Silva, B., & Oliveira, G. (2011).** Tannin Extraction from the Bark of *Pinus oocarpa* var. *Oocarpa* with Sodium Carbonate and Sodium Bisulfite. *Floresta e Ambiente*, *18*, 1–8. <https://doi.org/10.4322/floram.2011.017>
- Vinha. (2024).** *Vinho português—Casta Jaer*. VINHA-All About Wine. <https://www.vinha.pt/wikivinha/section/casta-vinho/jaen/>
- Xia, EQ., Deng, GF., Guo, YJ., & Li, HB. (2010).** Biological Activities of Polyphenols from Grapes. *International Journal of Molecular Sciences*, *11*(2), Artigo 2. <https://doi.org/10.3390/ijms11020622>
- Xie, D.-Y., & Dixon, R. A. (2005).** Proanthocyanidin biosynthesis—Still more questions than answers? *Phytochemistry*, *66*(18), 2127–2144. <https://doi.org/10.1016/j.phytochem.2005.01.008>
- Xu, C., Zhang, Y., Cao, L., & Lu, J. (2010).** Phenolic compounds and antioxidant properties of different grape cultivars grown in China. *Food Chemistry*, *119*(4), 1557–1565. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2009.09.042>
- Yamane, T., Jeong, S. T., Goto-Yamamoto, N., Koshita, Y., & Kobayashi, S. (2006).** Effects of Temperature on Anthocyanin Biosynthesis in Grape Berry Skins. *American Journal of Enology and Viticulture*, *57*(1), 54–59.
- Zerbib, M., Mazauric, J.-P., Meudec, E., Le Guernevé, C., Lepak, A., Nidetzky, B., Cheynier, V., Terrier, N., & Saucier, C. (2018).** New flavanol O-glycosides in grape and wine. *Food Chemistry*, *266*, 441–448. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.06.019>
- Zhao, J., & Dixon, R. A. (2010).** The 'ins' and 'outs' of flavonoid transport. *Trends in Plant Science*, *15*(2), 72–80. <https://doi.org/10.1016/j.tplants.2009.11.006>

**Zoecklein, B. W., Fugelsang, K. C., Gump, B. H., & Nury, F. S. (1999).** Hydrogen Ion (pH) and Fixed Acids. Em B. W. Zoecklein, K. C. Fugelsang, B. H. Gump, & F. S. Nury (Eds.), *Wine Analysis and Production* (pp. 76–88). Springer US. [https://doi.org/10.1007/978-1-4757-6967-8\\_4](https://doi.org/10.1007/978-1-4757-6967-8_4)

**ANEXOS**

## **Trabalhos apresentados no âmbito da tese**

**Jordão A.M., Rodrigues P., Amaro da Costa C., Gonçalves F., Correia A.C., Martins B., Cruz C., Oliveira B., Pedroso V. (2024)** - *General phenolic characterization and varietal aromatic potential of several portuguese native grape varieties cultivated in Dão wine region (first year results)*. Abstracts of 45th World Congress of Vine and Wine. Dijon, França, 14 a 18 Outubro. (comunicação em poster).

**Rodrigues P., Pedroso V., Amaro da Costa C., Cruz C., Gonçalves A., Martins B., correia C., Gonçalves F., Jordão A.M. (2023)** - *Castas Autóctones da Região do Dão: Caracterização Agronómica*. Palestra efetuada no âmbito da Seminário de divulgação do Projeto B2.11 BioGrapeSustain - Caracterização de castas autóctones de elevado potencial para a qualidade e autenticidade dos vinhos do Dão. 21 de novembro, Vila Nova de Tazém, Portugal.

# Estatística SPSS

## TANINOS

### Amostras castas Tintas

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Alfrocheiro	6	1,09657	
Tinta Roriz	6	1,17180	
Jaen	6	1,31357	1,31357
Coração Galo	6		1,66945
Sig.		,611	,211

7 dias

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Alfrocheiro	6	1,07632		
Tinta Roriz	6		1,71719	
Jaen	6		1,99061	
Coração Galo	6			2,50852
Sig.		1,000	,241	1,000

14 dias

Tukey HSD<sup>a,b</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Jaen	4	,89838	
Coração Galo	5		1,88392
Tinta Roriz	4		1,69260
Alfrocheiro	3		1,89513
Sig.		1,000	,816

21 dias

Tukey HSD<sup>a,b</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Jaen	4	1,01556		
Alfrocheiro	3	1,44377	1,44377	
Coração Galo	4		2,08320	2,08320
Tinta Roriz	4			2,26982
Sig.		,319	,083	,858

28 dias

### Amostras castas Brancas

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Síria	6	,44847		
Encruzado	6	,75371	,75371	
Malvasia Fina	6	1,15299	1,15299	1,15299
Uva Cão	6		1,89658	1,89658
Tamrez	6			1,94432
Sig.		,409	,056	,297

7 dias

Tukey HSD<sup>a,b</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Síria	5	,34373	
Encruzado	6	,42966	
Malvasia Fina	6	,63509	
Uva Cão	6		1,24992
Tamrez	6		1,41918
Sig.		,478	,869

14 dias

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Encruzado	6	,44847		
Malvasia Fina	6	,61628	,61628	
Síria	6	1,01845	1,01845	
Tamrez	6		1,14576	
Uva Cão	6			1,90960
Sig.		,056	,086	1,000

21 dias

Tukey HSD<sup>a,b</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Encruzado	5	,39060	
Síria	6		,43718
Uva Cão	6		1,41339
Sig.		,948	1,000

28 dias

Dias após o pintor

## COMPOSTOS FENÓLICOS TOTAIS

### Amostras castas Tintas

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Tinta Roriz	6	843,8842	
Jaen	6	1214,5658	1214,5658
Alfrocheiro	6	1404,1083	1404,1083
Coração Galo	6		1575,4435
Sig.		,069	,350

7 dias

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Tinta Roriz	6	1060,9710		
Alfrocheiro	6	1137,5352		
Jaen	6		1431,1857	
Coração Galo	6			1680,0187
Sig.		,056	1,000	1,000

14 dias

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Tinta Roriz	6	1220,9970	
Alfrocheiro	6	1272,8180	
Jaen	6	1312,9673	1312,9673
Coração Galo	6		1462,3605
Sig.		,471	,111

21 dias

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05
		1
Alfrocheiro	6	1313,4343
Jaen	6	1332,1083
Tinta Roriz	6	1448,3547
Coração Galo	6	1530,0542
Sig.		,338

28 dias

### Amostras castas Brancas

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Síria	6	404,9373	
Encruzado	6	539,8582	
Malvasia Fina	6	584,6760	
Tamrez	6	840,9787	
Uva Cão	6		1287,2903
Sig.		,051	1,000

7 dias

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Síria	6	272,3512		
Malvasia Fina	6		442,2857	
Encruzado	6		454,8907	
Tamrez	6			609,4193
Uva Cão	6			655,1707
Sig.		1,000	,999	,903

14 dias

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Síria	6	419,4098	
Malvasia Fina	6	501,1093	
Encruzado	6	546,3943	
Tamrez	6		998,7750
Uva Cão	6		1195,7870
Sig.		,459	,097

21 dias

Tukey HSD<sup>a,b</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Síria	3	413,8077		
Encruzado	4		526,3193	
Uva Cão	6			958,1588
Sig.		1,000	1,000	1,000

28 dias

## COMPOSTOS FENÓLICOS NÃO FLAVONÓIDES

### Amostras castas Tintas

**Não\_Flavonoides**

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Coração Galo	6	125,2922		
Alfrocheiro	6		200,4557	
Tinta Roriz	6		217,2623	
Jaen	6			274,6853
Sig.		1,000	,837	1,000

7 dias

**Não\_Flavonoides**

Tukey HSD<sup>a,b</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Coração Galo	6	119,2232	
Alfrocheiro	3	141,1650	
Tinta Roriz	6	171,0442	
Jaen	6		269,0830
Sig.		,100	1,000

14 dias

**Não\_Flavonoides**

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Coração Galo	6	155,6378	
Tinta Roriz	6		312,0338
Alfrocheiro	6		337,7107
Jaen	6		355,4510
Sig.		1,000	,234

21 dias

**Não\_Flavonoides**

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Coração Galo	6	290,1962	
Tinta Roriz	6		436,7880
Jaen	6		442,3903
Alfrocheiro	6		443,3242
Sig.		1,000	,992

28 dias

### Amostras castas Brancas

**Não\_Flavonoides**

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Encruzado	6	59,9325	
Tamrez	6	65,7685	
Uva Cão	6	70,6705	
Síria	6	82,8087	82,8087
Malvasia Fina	6		103,8170
Sig.		,169	,236

7 dias

**Não\_Flavonoides**

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05
		1
Uva Cão	6	71,6040
Tamrez	6	74,6387
Encruzado	6	85,3762
Síria	6	105,4510
Malvasia Fina	6	107,3183
Sig.		,120

14 dias

**Não\_Flavonoides**

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Tamrez	6	87,7103		
Uva Cão	6		117,1223	
Malvasia Fina	6		128,7937	
Encruzado	6		135,5630	
Síria	6			157,9720
Sig.		1,000	,058	1,000

21 dias

**Não\_Flavonoides**

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Uva Cão	6	130,1940	
Síria	6	141,1653	
Encruzado	6		244,1063
Sig.		,929	1,000

28 dias

## COMPOSTOS FENÓLICOS FLAVONÓIDES

### Amostras castas Tintas

**Flavonoides**

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Tinta Roriz	6	626,6218	
Jaen	6	939,8805	939,8805
Alfrocheiro	6		1203,6528
Coração Galo	6		1450,1513
Sig.		,413	,079

7 dias

**Flavonoides**

Tukey HSD<sup>a,b</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05			
		1	2	3	4
Tinta Roriz	6	889,9272			
Alfrocheiro	3	1047,2570			
Jaen	6		1162,1028		
Coração Galo	6			1560,7955	
Sig.		1,000	1,000	1,000	1,000

14 dias

**Flavonoides**

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Tinta Roriz	6	908,9638	
Alfrocheiro	6	935,1073	
Jaen	6	957,5162	
Coração Galo	6		1306,7227
Sig.		,871	1,000

21 dias

**Flavonoides**

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05
		1
Alfrocheiro	6	870,1100
Jaen	6	889,7180
Tinta Roriz	6	1011,5668
Coração Galo	6	1239,8582
Sig.		,056

28 dias

### Amostras castas Brancas

**Flavonoides**

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Síria	6	322,1287		
Encruzado	6	479,9252	479,9252	
Malvasia Fina	6	480,8592	480,8592	
Tamrez	6	775,2100	775,2100	
Uva Cão	6			1216,6198
Sig.		,837	,331	,057

7 dias

**Flavonoides**

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Síria	6	166,8998		
Malvasia Fina	6		334,9673	
Encruzado	6		369,5143	
Tamrez	6			534,7805
Uva Cão	6			583,5667
Sig.		1,000	,966	,891

14 dias

**Flavonoides**

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Síria	6	261,4377	
Malvasia Fina	6	372,3155	
Encruzado	6	410,8312	
Tamrez	6		911,0645
Uva Cão	6		1078,6647
Sig.		,320	,218

21 dias

**Flavonoides**

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Síria	6	163,3988	
Encruzado	6	238,3285	
Uva Cão	6		827,9643
Sig.		,114	1,000

28 dias

## ANTOCIANINAS TOTAIS

### Amostras castas tintas

Antocianinas					Antocianinas				Antocianinas				Antocianinas								
Tukey HSD*					Tukey HSD*				Tukey HSD*				Tukey HSD*								
Subconjunto para alfa = 0.05					Subconjunto para alfa = 0.05				Subconjunto para alfa = 0.05				Subconjunto para alfa = 0.05								
Castas	N	1	2	3	4	Castas	N	1	2	3	Castas	N	1	2	3	Castas	N	1	2	3	4
Coração Galo	6	212,4792				Alfrocheiro	6	215,3958			Coração Galo	6	339,9375			Coração Galo	6	411,2500			
Tinta Roriz	6		331,4792			Coração Galo	6	259,0000			Tinta Roriz	6		659,8958		Tinta Roriz	6		630,7292		
Alfrocheiro	6			586,3958		Tinta Roriz	6		488,1042		Jaen	6		697,0833		Jaen	6		922,8333		
Jaen	6				812,8750	Jaen	6			879,8125	Alfrocheiro	6			868,8750	Alfrocheiro	6				1119,7083
Sig.		1,000	1,000	1,000	1,000	Sig.		,719	1,000	1,000	Sig.		1,000	,877	1,000	Sig.		1,000	1,000	1,000	1,000

7 dias

14 dias

21 dias

28 dias

## INTENSIDADE DA COR

### Amostras castas tintas

Intensidade				Intensidade			Intensidade		Intensidade		
Tukey HSD*				Tukey HSD*			Tukey HSD*		Tukey HSD*		
Subconjunto para alfa = 0.05				Subconjunto para alfa = 0.05			Subconjunto para alfa = 0.05		Subconjunto para alfa = 0.05		
Castas	N	1	2	3	Castas	N	1	2	Castas	N	1
Tinta Roriz	4	5,0375			Tinta Roriz	4	7,3700		Alfrocheiro	4	9,0625
Jaen	4		8,4075		Alfrocheiro	4	8,1325	8,1325	Coração Galo	4	9,5725
Alfrocheiro	4			8,4100	Jaen	4		10,9150	Tinta Roriz	4	13,2650
Coração Galo	4				Coração Galo	4		11,0950	Jaen	4	13,5975
Sig.		1,000	1,000	1,000	Sig.		,871	,052	Sig.		,120

7 dias

14 dias

21 dias

28 dias

## TONALIDADE DA COR

### Amostras castas tintas

Tonalidade				Tonalidade				Tonalidade		Tonalidade		
Tukey HSD*				Tukey HSD*				Tukey HSD*		Tukey HSD*		
Subconjunto para alfa = 0.05				Subconjunto para alfa = 0.05				Subconjunto para alfa = 0.05		Subconjunto para alfa = 0.05		
Castas	N	1	2	3	Castas	N	1	2	3	Castas	N	1
Alfrocheiro	4	,6973			Tinta Roriz	4	1,0008			Jaen	4	,9500
Tinta Roriz	4		,8435		Jaen	4	1,0058			Tinta Roriz	4	1,0035
Jaen	4			,9015	Alfrocheiro	4		1,4325		Alfrocheiro	4	1,0545
Coração Galo	4				Coração Galo	4			1,5653	Coração Galo	4	1,2048
Sig.		1,000	,475	1,000	Sig.		,999	1,000	1,000	Sig.		,194

7 dias

14 dias

21 dias

28 dias

**COORDENADA a\***

**Amostras castas tintas**

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Coração Galo	6	9,3167		
Tinta Roriz	6		12,7217	
Jaen	6			18,0617
Alfrocheiro	6			22,1783
Sig.		1,000	1,000	,055

**7 dias**

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Alfrocheiro	6	7,7333	
Coração Galo	6	10,1750	10,1750
Jaen	6	11,5683	11,5683
Tinta Roriz	6		15,3583
Sig.		,258	,079

**14 dias**

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Coração Galo	6	13,5500	
Tinta Roriz	6	16,2933	
Jaen	6		21,7333
Alfrocheiro	6		22,4500
Sig.		,243	,956

**21 dias**

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Coração Galo	6	11,9700	
Tinta Roriz	6	15,3433	
Jaen	6		20,9033
Alfrocheiro	6		23,4800
Sig.		,091	,256

**28 dias**

**COORDENADA b\***

**Amostras castas tintas**

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Alfrocheiro	6	4,5833	
Tinta Roriz	6	6,4917	
Jaen	6	7,8317	
Coração Galo	6		18,3633
Sig.		,240	1,000

**7 dias**

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Tinta Roriz	6	6,4883		
Alfrocheiro	6	8,1033		
Jaen	6		10,4633	
Coração Galo	6			22,1833
Sig.		,056	1,000	1,000

**14 dias**

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Tinta Roriz	6	7,1600	
Alfrocheiro	6	7,1817	
Jaen	6	7,6717	
Coração Galo	6		21,5650
Sig.		,992	1,000

**21 dias**

Tukey HSD<sup>a,b</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05			
		1	2	3	4
Jaen	3	4,5700			
Alfrocheiro	6		7,5000		
Tinta Roriz	3			8,2467	
Coração Galo	3				13,8000
Sig.		1,000	1,000	1,000	1,000

**28 dias**

**Amostras castas brancas**

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Síria	6	4,2950	
Tamrez	6	5,7200	5,7200
Encruzado	6	6,6783	6,6783
Malvasia Fina	6	6,8717	6,8717
Uva Cão	6		8,6567
Sig.		,236	,138

**7 dias**

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Síria	6	3,3367		
Tamrez	6	3,8467		
Encruzado	6		5,1450	
Malvasia Fina	6			6,4650
Uva Cão	6			7,2250
Sig.		,539	1,000	,174

**14 dias**

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Síria	6	4,0517		
Malvasia Fina	6	5,3883	5,3883	
Tamrez	6		6,3700	
Encruzado	6		6,6050	
Uva Cão	6			11,2533
Sig.		,442	,533	1,000

**21 dias**

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Síria	6	2,4500		
Encruzado	6		6,3383	
Uva Cão	6			9,2000
Sig.		1,000	1,000	1,000

**28 dias**

## COORDENADA c\*

### Amostras castas tintas

**Cielab\_c**

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Tinta Roriz	6	14,2983	
Jaen	6	19,7033	19,7033
Coração Galo	6	20,1883	20,1883
Alfocheiro	6		22,6883
Sig.		,057	,521

**7 dias**

**Cielab\_c**

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Alfocheiro	6	11,2383		
Jaen	6		16,3433	
Tinta Roriz	6		16,6717	
Coração Galo	6			24,4417
Sig.		1,000	,995	1,000

**14 dias**

**Cielab\_c**

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Tinta Roriz	6	18,0117	
Jaen	6	23,0550	23,0550
Alfocheiro	6		23,6550
Coração Galo	6		25,5400
Sig.		,080	,596

**21 dias**

**Cielab\_c**

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Tinta Roriz	6	18,1867	
Coração Galo	6	19,7367	
Jaen	6	21,8367	21,8367
Alfocheiro	6		24,6500
Sig.		,131	,314

**28 dias**

### Amostras castas brancas

**Cielab\_c**

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Síria	6	4,3067	
Encruzado	6	6,6800	6,6800
Uva Cão	6	8,6717	8,6717
Tamrez	6	9,5250	9,5250
Malvasia Fina	6		12,1467
Sig.		,162	,132

**7 dias**

**Cielab\_c**

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Síria	6	3,3433		
Tamrez	6	3,8483		
Encruzado	6		5,1450	
Malvasia Fina	6			6,4733
Uva Cão	6			7,2267
Sig.		,552	1,000	,183

**14 dias**

**Cielab\_c**

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Síria	6	4,0583		
Malvasia Fina	6	5,3933	5,3933	
Tamrez	6		6,3750	
Encruzado	6		6,6100	
Uva Cão	6			11,2650
Sig.		,446	,536	1,000

**21 dias**

**Cielab\_c**

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Síria	6	2,4500		
Encruzado	6		6,3417	
Tamrez	6		6,3467	
Uva Cão	6			9,2050
Sig.		1,000	1,000	1,000

**28 dias**

## ÁCIDOS ORGÂNICOS

### ÁCIDO MÁLICO

#### Amostras castas tintas

**Acido\_malico**

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	
Jaen	6	1,81320	
Alfrocheiro	6	1,91938	
Tinta Roriz	6	1,92909	
Coração Galo	6	1,98557	
Sig.			,727

21dias

**Acido\_malico**

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Coração Galo	6	1,42301	
Tinta Roriz	6	1,61334	
Alfrocheiro	6	2,09938	2,09938
Jaen	6		2,54744
Sig.		,161	,485

28dias

#### Amostras castas brancas

**Acido\_malico**

Tukey HSD\*\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Malvasia Fina	6	,92135		
Encruzado	5	1,45750	1,45750	
Tamrez	6	1,57176	1,57176	
Síria	6		1,62007	1,62007
Uva Cão	6			2,11116
Sig.		,084	,923	,081

21dias

**Acido\_malico**

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Síria	6	1,24100	
Encruzado	6	1,57318	1,57318
Uva Cão	6		1,91597
Sig.		,292	,271

28dias

### ÁCIDO TARTÁRICO

#### Amostras castas tintas

**Acido\_tartarico**

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	
Jaen	6	1,35854	
Tinta Roriz	6	1,46540	
Alfrocheiro	6	1,75473	
Coração Galo	6	2,08984	
Sig.			,170

21dias

**Acido\_tartarico**

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Tinta Roriz	6	1,31601	
Jaen	6	1,64074	1,64074
Alfrocheiro	6	1,65514	1,65514
Coração Galo	6		2,30657
Sig.		,761	,248

28dias

#### Amostras castas brancas

**Acido\_tartarico**

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Malvasia Fina	6	1,34683	
Encruzado	6	1,42752	
Síria	6	1,64628	
Tamrez	6	1,86031	
Uva Cão	6		3,61447
Sig.		,773	1,000

21dias

**Acido\_tartarico**

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	
Encruzado	6	,94027	
Síria	6	1,82812	
Uva Cão	6	2,05414	
Sig.			,240

28dias

## ATIVIDADE ANTIOXIDANTE

### ABTS

#### Amostras castas tintas

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Alfrocheiro	6	2,8071		
Tinta Roriz	6	3,7186	3,7186	
Jaen	6		5,8803	
Coração Galo	6			11,4905
Sig.		,711	,084	1,000

À vindima

#### Amostras castas brancas

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Síria	6	,9674		
Malvasia Fina	6		3,4562	
Tamrez	6		3,6707	
Encruzado	6		3,7065	
Uva Cão	6			7,78
Sig.		1,000	,997	1,0

À vindima

### DPPH

#### Amostras castas tintas

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05
		1
Jaen	6	4,2852
Coração Galo	6	4,5849
Tinta Roriz	6	5,1130
Alfrocheiro	6	5,6696
Sig.		,347

À vindima

#### Amostras castas brancas

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Encruzado	6	2,0064		
Uva Cão	6	2,7795	2,7795	
Síria	6	2,9841	2,9841	2,9841
Malvasia Fina	6		3,9118	3,9118
Tamrez	6			4,237
Sig.		,372	,237	

À vindima

## ÍNDICE DE POTENCIAL AROMÁTICO VARIETAL(IPAV)

#### Amostras castas tintas

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Jaen	3	5,7159		
Alfrocheiro	3		13,8867	
Tinta Roriz	3		14,0302	
Coração Galo	3			16,2118
Sig.		1,000	,992	1,000

À vindima

#### Amostras castas brancas

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Malvasia Fina	3	5,2407	
Síria	3	5,3257	
Encruzado	3	5,3357	
Tamrez	3	5,7322	
Uva Cão	3		10,7110
Sig.		,642	1,000

À vindima

## TEOR ALCOÓLICO PROVÁVEL

### Amostras castas tintas

**Teor Alcoólico Provável**

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Alfrocheiro	3	19,8333	
Tinta Roriz	3	20,1333	
Coração Galo	3	20,2778	
Jaen	3	20,3889	
Sig.		,516	

**7 dias**

**Teor Alcoólico Provável**

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Alfrocheiro	3	18,9000		
Coração Galo	3		20,1000	
Tinta Roriz	3		20,6667	
Jaen	3		20,7833	
Sig.		1,000	,239	

**14 dias**

**Teor Alcoólico Provável**

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Jaen	3	23,4833	
Coração Galo	3	23,5833	
Tinta Roriz	3	23,6667	
Alfrocheiro	3	24,3333	
Sig.		,128	

**21 dias**

**Teor Alcoólico Provável**

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Jaen	3	22,3167	
Coração Galo	3	22,4500	
Tinta Roriz	3		23,8500
Alfrocheiro	3		23,9833
Sig.		,989	,989

**28 dias**

### Amostras castas brancas

**Teor Alcoólico Provável**

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Tamrez	3	15,8889	
Uva Cão	3	16,0889	
Silva	3	16,4000	
Encruzado	3	16,9111	
Malvasia Fina	3		19,8000
Sig.		,231	1,000

**7 dias**

**Teor Alcoólico Provável**

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Tamrez	3	16,4000		
Uva Cão	3	17,8667	17,8667	
Silva	3		18,3167	
Encruzado	3		18,7667	
Malvasia Fina	3			20,8833
Sig.		,140	,526	1,000

**14 dias**

**Teor Alcoólico Provável**

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Tamrez	3	19,0500		
Uva Cão	3	21,2167	21,2167	
Silva	3	21,6333	21,6333	
Encruzado	3		22,2500	
Malvasia Fina	3			25,2167
Sig.		,062	,719	1,000

**21 dias**

**Teor Alcoólico Provável**

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Uva Cão	3	21,4500	
Silva	3	21,5500	
Encruzado	3	22,1833	
Sig.		,316	

**28 dias**

## ACIDEZ TOTAL

### Amostras castas tintas

**Acidez\_total**

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Jaen	3	7,9625	
Tinta Roriz	3	9,7375	
Alfrocheiro	3		12,3000
Coração Galo	3		13,5875
Sig.		,160	,374

**7 dias**

**Acidez\_total**

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Jaen	3	5,4125		
Tinta Roriz	3		6,8625	
Alfrocheiro	3		7,6125	
Coração Galo	3			9,9000
Sig.		1,000	,151	1,000

**14 dias**

**Acidez\_total**

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Jaen	3	4,2875		
Tinta Roriz	3	4,7375		
Alfrocheiro	3		6,6875	
Coração Galo	3			7,5750
Sig.		,396	1,000	1,000

**21 dias**

**Acidez\_total**

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Jaen	3	3,9375	
Tinta Roriz	3	3,9625	
Alfrocheiro	3		6,1375
Coração Galo	3		6,6750
Sig.		1,000	,262

**28 dias**

### Amostras castas brancas

**Acidez\_total**

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Malvasia Fina	3	9,2375		
Silva	3		10,7250	
Encruzado	3		11,0500	
Tamrez	3		11,9875	
Uva Cão	3			19,0125
Sig.		1,000	,067	1,000

**7 dias**

**Acidez\_total**

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Malvasia Fina	3	6,5000	
Encruzado	3	7,2250	
Silva	3	7,3375	
Tamrez	3	7,5625	
Uva Cão	3		13,1250
Sig.		,053	1,000

**14 dias**

**Acidez\_total**

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Malvasia Fina	3	4,9625	
Encruzado	3	5,1750	
Silva	3	5,2875	
Tamrez	3	5,7125	
Uva Cão	3		11,3625
Sig.		,065	1,000

**21 dias**

**Acidez\_total**

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Silva	3	4,7750	
Encruzado	3	4,7875	
Uva Cão	3		10,1125
Sig.		,999	1,000

**28 dias**

## pH

### Amostras castas tintas

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Coração Galo	3	2,8600		
Afrocheiro	3	2,8783		
Tinta Roriz	3		3,0750	
Jaen	3			3,2900
Sig.		,917	1,000	1,000

7 dias

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05			
		1	2	3	4
Coração Galo	3	2,9783			
Afrocheiro	3		3,0883		
Tinta Roriz	3			3,2333	
Jaen	3				3,4800
Sig.		1,000	1,000	1,000	1,000

14 dias

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Coração Galo	3	3,1167	
Afrocheiro	3	3,1300	
Tinta Roriz	3		3,4967
Jaen	3		3,6300
Sig.		,993	,119

21 dias

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Afrocheiro	3	3,2433	
Coração Galo	3	3,2700	
Tinta Roriz	3		3,7283
Jaen	3		3,7383
Sig.		,934	,996

28 dias

### Amostras castas brancas

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Uva Cão	3	2,7083		
Tamrez	3		2,8800	
Síria	3		2,9583	2,9583
Encruzado	3		2,9667	2,9667
Malvasia Fina	3			3,0167
Sig.		1,000	,110	,389

7 dias

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Uva Cão	3	2,8700	
Tamrez	3		3,1233
Encruzado	3		3,1667
Síria	3		3,1883
Malvasia Fina	3		3,2300
Sig.		1,000	,246

14 dias

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Uva Cão	3	2,9717		
Tamrez	3		3,2700	
Encruzado	3			3,4367
Síria	3			3,4400
Malvasia Fina	3			3,4500
Sig.		1,000	1,000	,998

21 dias

Tukey HSD\*

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Uva Cão	3	3,0033	
Síria	3		3,4850
Encruzado	3		3,4983
Sig.		1,000	,848

28 dias

**HPLC**  
**ANTOCIANINAS INDIVIDUAIS MONOGLUCÓSILADAS**

**Antocianinas Individuais monoglucósiladas**

**Delphinidin3glucoside**

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0,05	
		1	2
Alfrocheiro	3	,0000	
Coração Galo	3	,0000	
Jaen	3	3,8433	
Tinta Roriz	3	3,9767	
Sig.		,071	

**Delphinidin3glucoside**

Tukey HSD<sup>a,b</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0,05	
		1	2
Alfrocheiro	4	,0000	
Jaen	3	,0000	
Coração Galo	4	,0000	
Tinta Roriz	4		15,8750
Sig.		1,000	1,000

**Delphinidin3glucoside**

Tukey HSD<sup>a,b</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0,05	
		1	2
Jaen	4	,0000	
Coração Galo	6	,0000	
Alfrocheiro	4	2,1300	
Tinta Roriz	4		14,2025
Sig.		,652	1,000

**Cyanidin3glucoside**

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0,05	
		1	2
Coração Galo	3	3,6100	
Jaen	3	3,9800	
Alfrocheiro	3	5,6233	
Tinta Roriz	3		9,0767
Sig.		,184	1,000

**Cyanidin3glucoside**

Tukey HSD<sup>a,b</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0,05	
		1	2
Jaen	3	,5800	
Alfrocheiro	4	1,2000	
Coração Galo	4		9,4125
Tinta Roriz	4		11,8725
Sig.		,992	,685

**Cyanidin3glucoside**

Tukey HSD<sup>a,b</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0,05		
		1	2	3
Jaen	4	8,4650		
Coração Galo	4		13,0550	
Tinta Roriz	3		13,7700	13,7700
Alfrocheiro	3			17,2533
Sig.		1,000	,948	,100

**Peonidin3glucoside**

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0,05	
		1	2
Tinta Roriz	3	42,6833	
Coração Galo	3	48,6500	
Jaen	3		93,6433
Alfrocheiro	3		104,1267
Sig.		,499	,122

**Peonidin3glucoside**

Tukey HSD<sup>a,b</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0,05	
		1	2
Tinta Roriz	4	51,6100	
Jaen	3	60,2567	
Alfrocheiro	4	60,9000	
Coração Galo	4		98,9900
Sig.		,873	1,000

**Peonidin3glucoside**

Tukey HSD<sup>a,b</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0,05		
		1	2	3
Tinta Roriz	4	58,8075		
Jaen	4		121,8975	
Coração Galo	6		130,6700	
Alfrocheiro	4			398,7550
Sig.		1,000	,788	1,000

**Petunidin3glucoside**

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0,05		
		1	2	3
Coração Galo	3	4,3400		
Alfrocheiro	3		12,9367	
Jaen	3		17,0367	
Tinta Roriz	3			24,0733
Sig.		1,000	,161	1,000

**Petunidin3glucoside**

Tukey HSD<sup>a,b</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0,05		
		1	2	3
Jaen	3	,0000		
Coração Galo	4	,0000		
Tinta Roriz	4		43,3200	
Alfrocheiro	4			142,3300
Sig.		1,000	1,000	1,000

**Petunidin3glucoside**

Tukey HSD<sup>a,b</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0,05		
		1	2	3
Coração Galo	6	1,0300		
Jaen	4		24,5825	
Tinta Roriz	4		40,3800	
Alfrocheiro	4			73,3700
Sig.		1,000	,091	1,000

**Malvidin3glucoside**

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0,05		
		1	2	3
Coração Galo	3	81,5667		
Tinta Roriz	3		240,7733	
Jaen	3			413,6767
Alfrocheiro	3			426,5600
Sig.		1,000	1,000	,944

**Malvidin3glucoside**

Tukey HSD<sup>a,b</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0,05	
		1	2
Alfrocheiro	4	86,3475	
Coração Galo	4	142,2675	142,2675
Jaen	3	222,3967	222,3967
Tinta Roriz	4		323,4475
Sig.		,247	,089

**Malvidin3glucoside**

Tukey HSD<sup>a,b</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0,05		
		1	2	3
Coração Galo	6	221,1683		
Tinta Roriz	4	330,2425	330,2425	
Jaen	4		485,6300	
Alfrocheiro	4			1440,0500
Sig.		,244	,060	1,000

**7 dias**

**14 dias**

**28 dias**

## ANTOCIANINAS INDIVIDUAIS ACETILADAS

### Antocianinas Individuais acetiladas

#### Petunidin3acetylglucoside

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Alfrocheiro	3	,0000		
Coração Galo	3	,0000		
Jaen	3		2,1900	
Tinta Roriz	3			5,8300
Sig.		1,000	1,000	1,000

#### Petunidin3acetylglucoside

Tukey HSD<sup>a,b</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05			
		1	2	3	4
Coração Galo	4	,0000			
Tinta Roriz	4		,6925		
Jaen	3			1,8900	
Alfrocheiro	4				5,9000
Sig.		1,000	1,000	1,000	1,000

#### Petunidin3acetylglucoside

Tukey HSD<sup>a,b</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Tinta Roriz	4	,5300	
Jaen	4	2,8575	
Coração Galo	6		14,4450
Alfrocheiro	4		16,5600
Sig.		,163	,225

#### Peonidin3acetylglucoside

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Tinta Roriz	3	,0000		
Alfrocheiro	3		1,1467	
Coração Galo	3		1,4100	
Jaen	3			13,0267
Sig.		1,000	,445	1,000

#### Peonidin3acetylglucoside

Tukey HSD<sup>a,b</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05			
		1	2	3	4
Coração Galo	4	,0000			
Tinta Roriz	4		,6700		
Alfrocheiro	4			8,8850	
Jaen	3				13,1000
Sig.		1,000	1,000	1,000	1,000

#### Peonidin3acetylglucoside

Tukey HSD<sup>a,b</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Tinta Roriz	3	,3300		
Jaen	4		14,6800	
Coração Galo	6		17,4950	
Alfrocheiro	4			95,3075
Sig.		1,000	,931	1,000

#### Malvidin3acetylglucoside

Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Coração Galo	3	,0000	
Tinta Roriz	3	8,9967	
Alfrocheiro	3	14,8367	
Jaen	3		53,1900
Sig.		,609	1,000

#### Malvidin3acetylglucoside

Tukey HSD<sup>a,b</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05			
		1	2	3	4
Coração Galo	4	,5150			
Alfrocheiro	4		3,2600		
Tinta Roriz	4			18,2800	
Jaen	3				82,7700
Sig.		1,000	1,000	1,000	1,000

#### Malvidin3acetylglucoside

Tukey HSD<sup>a,b</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Coração Galo	6	,4900		
Alfrocheiro	4	4,7100		
Tinta Roriz	4		19,0100	
Jaen	4			90,3850
Sig.		,260	1,000	1,000

**7 dias**

**14 dias**

**28 dias**

## ANTOCIANINAS INDIVIDUAIS CUMARILADAS

### Antocianinas individuais comariladas

**Petunidin\_3\_p\_coumaroylglucoside**  
Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Coração Galo	3	,0000	
Alfrocheiro	3	1,8567	1,8567
Tinta Roriz	3	5,1967	5,1967
Jaen	3		6,0700
Sig.		,073	,159

**Petunidin\_3\_p\_coumaroylglucoside**  
Tukey HSD<sup>a,b</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Alfrocheiro	4	,0000		
Coração Galo	4	,0000		
Jaen	3		7,2100	
Tinta Roriz	4			10,7050
Sig.		1,000	1,000	1,000

**Petunidin\_3\_p\_coumaroylglucoside**  
Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Tinta Roriz	4	,5300	
Jaen	4	2,3650	
Coração Galo	4		14,4450
Alfrocheiro	4		16,5600
Sig.		,400	,287

**Peonidin\_3\_p\_coumaroylglucoside**  
Tukey HSD<sup>a,b</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Alfrocheiro	4	,0000	
Jaen	3	,0000	
Coração Galo	4	,0000	
Tinta Roriz	4		,8600
Sig.		1,000	1,000

**Peonidin\_3\_p\_coumaroylglucoside**  
Tukey HSD<sup>a,b</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Coração Galo	5	,2180	
Tinta Roriz	4	,6100	
Jaen	4	2,0275	
Alfrocheiro	4		8,3975
Sig.		,581	1,000

**Malvidin\_3\_p\_coumaroylglucoside**  
Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Coração Galo	3	,0000	
Alfrocheiro	3	1,1633	1,1633
Tinta Roriz	3	1,4300	1,4300
Jaen	3		4,0167
Sig.		,591	,120

**Malvidin\_3\_p\_coumaroylglucoside**  
Tukey HSD<sup>a,b</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Alfrocheiro	4	,0000		
Coração Galo	4	,0000		
Jaen	3		5,1900	
Tinta Roriz	4			10,0325
Sig.		1,000	1,000	1,000

**Malvidin\_3\_p\_coumaroylglucoside**  
Tukey HSD<sup>a,b</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Coração Galo	5	,6020	
Tinta Roriz	4	9,3750	
Jaen	4	12,8600	
Alfrocheiro	4		34,5950
Sig.		,067	1,000

7 dias

14 dias

28 dias

## PROPORÇÃO ANTOCIANINAS

### Proporção de Antocianinas

**Smalv\_Speon**  
Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05			
		1	2	3	4
Coração Galo	4	1,2172			
Alfrocheiro	4		2,9413		
Jaen	4			4,3173	
Tinta Roriz	4				5,8001
Sig.		1,000	1,000	1,000	1,000

**Scoma\_Sacet**  
Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Coração Galo	4	,0564		
Jaen	4	,2297	,2297	
Alfrocheiro	4		,6026	
Tinta Roriz	4			1,0834
Sig.		,652	,105	1,000

**Sdelf\_Speon**  
Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05	
		1	2
Coração Galo	4	,0022	
Jaen	4	,0091	
Alfrocheiro	4	,0249	
Tinta Roriz	4		,2254
Sig.		,873	1,000

**Spet\_Speon**  
Tukey HSD<sup>a</sup>

Castas	N	Subconjunto para alfa = 0.05		
		1	2	3
Coração Galo	4	,0181		
Alfrocheiro	4		,2467	
Jaen	4		,2719	
Tinta Roriz	4			,7983
Sig.		1,000	,888	1,000

À vindima

## VALORES DA COMPOSIÇÃO FENÓLICA AO LONGO DA MATURAÇÃO

### Taninos Totais

<i>Taninos Totais (g/L eq. catequina)</i>					
	Castas Tintas				
	Dias após o pintor				
	7	14	21	28	
Alfrocheiro	1,09±0,21	1,08±0,09	1,9±0,15	1,44±0,26	
Jaen	1,31±0,16	1,99±0,26	0,9±0,21	1,01±0,12	
Coração de Galo	1,7±0,41	2,5±0,0,22	1,68±0,18	2,08±0,16	
Tinta Roriz	1,17±0,36	1,71±0,3	1,69±0,1	2,27±0,45	
	Castas Brancas				
	Malvasia Fina	1,15 ±0,12	0,47±0,18	0,62±0,25	
	Encruzado	0,753±0,22	0,43 ±0,1	0,45±0,28	0,39±0,25
	Uva Cão	1,897±0,9	1,25±0,13	1,90±0,49	1,41±0,28
	Síria	0,448±0,107	0,34±0,11	1,02±0,4	0,44±0,2
	Tamarez	1,944±0,12	0,91±0,3	1,15±0,2	

### Fenóis Totais

<i>Fenóis Totais (mg/L equivalentes ácido gálico)</i>					
	Castas Tintas				
	Dias após o pintor				
	7	14	21	28	
Alfrocheiro	1404,1±497	1137,53±70	1272,81±20	1313,43±107,33	
Jaen	1214,57±402	1431,18±48,6	1312,96±53,54	1332,1±38,91	
Coração de Galo	1575,44±353	1680,02±39,94	1462,36±170,96	1530,05±20,61	
Tinta Roriz	843,88±76	1060,97±18,95	1220,99±119,3	1448,35±419,5	
	Castas Brancas				
	Malvasia Fina	584,67±71,62	442,29 ±72,19	501,11±115,2	
	Encruzado	539,85±31,77	454,89±88	546,39±74,73	526,3±79,8
	Uva Cão	1287,29±490,5	655,17±99,74	1195,78±165,83	958,15±15,1
	Síria	404,93±38,42	272,35±4,82	419,4±174,96	413,8±6,48
	Tamarez	574,4±3,8	609,41±134,5	998,77±88,83	

**Não Flavonóides**

Não Flavonóides (mg/L equivalentes ácido gálico)				
Castas Tintas				
	Dias após o pintor			
	7	14	21	28
Alfrocheiro	200,46±31,96	141,16±18,37	337,71±38,79	443,32±24
Jaen	274,68±9,15	269,08±28,65	355,45±42,25	442,39±29,03
Coração de Galo	125,29±34,69	119,22±34,69	155,63±42,9	290,19±45,5
Tinta Roriz	217,26±55,36	171,04±37,61	312,03±26,98	436,79±54,65
Castas Brancas				
Malvasia Fina	103,81±20,32	107,31±20,44	128,79±8,51	
Encruzado	59,93±25,4	85,37±6,09	135,56±6,2	244,1±8,6
Uva Cão	70,67±11,12	71,6±11,26	117,12±13,31	130,19±13,24
Síria	82,81±8,52	105,45±48,96	157,97±16,16	142,1653±21,19
Tamarez	65,77±13,93	74,63±7,39	87,7±25,65	

**Flavonóides**

Flavonóides (mg/L equivalentes ácido gálico)				
Castas Tintas				
	Dias após o pintor			
	7	14	21	28
Alfrocheiro	1203,65±46,86	1047,25±23,32	935,1±57,17	870,1±106,04
Jaen	939,88±39,7	1162,1±42,65	957,5±43,34	889,71±31,66
Coração de Galo	1450,15±304,72	1560,79±51,8	1306,7±182,75	1239,86±36,71
Tinta Roriz	626,62±54,37	889,92±46,2	908,96±102,2	1011,57±451,38
Castas Brancas				
Malvasia Fina	480,86±91,33	334,97±87,58	372,32±109,8	
Encruzado	479,96±56,58	369,51±83,21	410,83±76,06	238,32±16,34
Uva Cão	1216,61±497,17	583,57±90,67	1078,67±164,18	827,96±26,8
Síria	322,13±42,78	166,9±53,6	261,44±93,77	163,4±99,96
Tamarez	775,21±304,11	534,78±132,9	911,1±352,76	

**Antocianinas**

<i>Antocianinas (mg/L de malvidina monoglucósido)</i>				
Castas Tintas				
	Dias após o pintor			
	7	14	21	28
Alfrocheiro	586,4±15,1	215,4±12,62	868,88±48,71	1119,7±145,79
Jaen	812,88±58,88	879,81±17	697,08±69,43	922,83±58,55
Coração de Galo	212,48±51,81	259±34,02	339,93±18,43	411,25±37,96
Tinta Roriz	331,48±35,54	488,1±34,02	659,9±149,08	630,73±112,17

**Intensidade da Cor**

Intensidade da Cor (absx10)				
Castas Tintas				
	Dias após o pintor			
	7	14	21	28
Alfrocheiro	586,4±15,1	215,4±12,62	868,88±48,71	1119,7±145,79
Jaen	812,88±58,88	879,81±17	697,08±69,43	922,83±58,55
Coração de Galo	212,48±51,81	259±34,02	339,93±18,43	411,25±37,96
Tinta Roriz	331,48±35,54	488,1±34,02	659,9±149,08	630,73±112,17

**Tonalidade da Cor**

Intensidade da Cor (abs420 e abs520)				
Castas Tintas				
	Dias após o pintor			
	7	14	21	28
Alfrocheiro	0,6973±0,04	1,43±0,013	1,0545±0,165	0,9575±0,12
Jaen	0,9015±0,01	1,01±0,014	0,95±0,06	0,9353±0,058
Coração de Galo	1,61±0,08	1,57±0,099	1,2±0,28	1,35±0,095
Tinta Roriz	0,8435±0,37	1±0,003	1,003±0,047	1,01±0,03



### Ácido Málico

Ácido Málico (g/L)		
Castas Tintas	Dias após o pintor	
	21	28
Alfrocheiro	1,919±0,25	2,1±0,19
Jaen	1,813±0,187	2,55±0,65
Coração de Galo	1,986±0,424	1,42±0,3
Tinta Roriz	1,93±0,22	1,61±0,77
Castas Brancas		
Malvasia Fina	0,92±0,37	
Encruzado	1,460,44	1,57±0,104
Uva Cão	2,11±0,12	1,92±0,27
Síria	1,62±0,5	1,24±0,45
Tamarez	1,57±0,12	

### Ácido Tartárico

Ácido Málico (g/L)		
Castas Tintas	Dias após o pintor	
	21	28
Alfrocheiro	1,75±0,69	1,66±0,62
Jaen	1,36±0,52	1,64±0,73
Coração de Galo	2,1±0,57	2,31±0,65
Tinta Roriz	1,5±0,55	1,31±0,28
Castas Brancas		
Malvasia Fina	1,35±0,87	
Encruzado	1,43±0,82	0,94±0,2
Uva Cão	3,6±0,51	2,05±1,49
Síria	1,65±0,64	1,83±1,29
Tamarez	1,86±0,91	

### Atividade Antioxidante

Castas Tintas		
	DPPH	ABTS
Alfrocheiro	5,7±0,35	2,81±0,57
Jaen	4,3±4,3	5,88±2,47
Coração de Galo	4,58±0,89	11,49±1,42
Tinta Roriz	5,11±1,37	3,71±0,53
Castas Brancas		
Malvasia Fina	4±1,7	3,45±1,82
Encruzado	2±0,23	3,7±0,17
Uva Cão	2,95±0,48	7,78±0,3
Síria	2,98±0,3	0,96±0,2
Tamarez	4,47±0,27	3,67±2,1

## IPAV

Castas Tintas  
Á vindima (28 dias após o  
pintor)

	IPAV
Alfrocheiro	13,89±0,53
Jaen	5,72±0,63
Coração de Galo	16,21±0,1
Tinta Roriz	14,03±0,97

Castas Branca

Malvasia Fina	5,24±0,07
Encruzado	5,34±0,34
Uva Cão	10,71±0,88
Síria	5,33±0,15
Tamarez	5,73±0,06

## pH

pH				
Castas Tintas				
	Dias após o pintor			
	7	14	21	28
Jaen	3,29±0,02	3,48±0,005	3,63±0,05	3,7±0,012
Coração de Galo	2,86±0,05	2,98±0,01	3,11±0,05	3,27±0,033
Tinta Roriz	3,08±0,04	3,23±0,054	3,5±0,11	3,49±0,11
Malvasia Fina	3,01±0,078	3,23±0,11	3,45±0,11	
Encruzado	2,97±0,0019	3,17±0,04	3,44±0,013	3,5±0,03
Uva Cão	2,7±0,006	2,87±0,053	2,97±0,019	3±0,019
Síria	2,95±0,023	3,19±0,038	3,44±0,04	3,49±0,085
Tamarez	2,88±0,018	3,12±0,016	3,33±0,2	

**Acidez Total**

Acidez Total (g/L)				
Castas Tintas				
	Dias após o pintor			
	7	14	21	28
Alfrocheiro	12,3±0,36	7,61±0,3	6,69±0,21	6,14±0,31
Jaen	7,96±0,49	5,41±0,2	4,29±0,28	3,94±0,13
Coração de Galo	13,59±1,41	9,9±0,26	7,58±0,4	6,68±0,36
Tinta Roriz	9,74±0,99	6,86±0,62	4,74±0,39	3,96±0,43
Castas Brancas				
Malvasia Fina	9,24±0,58	6,5±0,43	4,96±0,25	
Encruzado	11,1±0,82	7,23±0,51	5,18±0,43	4,79±0,03
Uva Cão	19,01±0,33	13,13±0,6	11,36±0,21	10,11±0,02
Síria	10,73±0,26	7,34±0,02	5,29±0,24	4,78±0,03
Tamarez	11,99±0,24	7,56±0,02	5,71±0,15	

**Teor alcoólico provável**

Teor alcoólico provável				
Castas Tintas				
	Dias após o pintor			
	7	14	21	28
Alfrocheiro	11,6±0,3	11,12±0,35	14,31±0,23	14,1±0,71
Jaen	11,99±0,44	12,22±0,4	13,81±0,2	13,13±0,38
Coração de Galo	11,93±0,65	11,82±0,45	13,87±0,38	13,2±0,23
Tinta Roriz	11,84±0,44	12,16±0,41	13,92±0,66	14,03±0,66
Castas Brancas				
Malvasia Fina	11,65±0,81	12,29±0,68	14,84±1,18	
Encruzado	9,95±0,62	11,04±0,55	13,09±0,96	13,05±0,65
Uva Cão	9,47±0,32	10,51±0,33	12,48±0,53	12,62±0,39
Síria	9,65±0	10,78±0,46	12,72±0,59	12,68±1,57
Tamarez	9,35±0,62	9,65±1,13	11,21±1,46	

### Antocianinas Individuais

Castas	Dias após o pintor	Glucosido					Acetilglucosido					Cumaroil glucosido		
		Delfinidina-3-glucosido	Cianidina-3-glucosido	Petunidina-3-glucosido	Peonidina-3-glucosido	Malvidina-3-glucosido	Delfinidina-3-acetilglucosido	Petunidina-3-acetilglucosido	Peonidina-3-acetilglucosido	Malvidina-3-acetilglucosido	Petunidina-3-cumaroil glucosido	Peonidina-3-cumaroil glucosido	Malvidina-3-cumaroil glucosido	
	7	0,0 ± 0	5,6 ± 0,5	104,1 ± 3,9	12,8 ± 1,0	426,6 ± 8,4	0,0 ± 0	0,0 ± 0	1,1 ± 0,1	14,8 ± 1,8	1,9 ± 0,2	0,0 ± 0	0,0 ± 0	1,2 ± 0,1
	14	0,0 ± 0	1,2 ± 0,2	60,9 ± 0,4	142,3 ± 0,9	86,3 ± 0,6	0,0 ± 0	5,9 ± 0	8,9 ± 0	3,3 ± 0,1	0,0 ± 0	0,0 ± 0	0,0 ± 0	0,0 ± 0
Alfrocheiro	21	6,9 ± 8,3	0,0 ± 0	0,0 ± 0	287,8 ± 49,6	953,4 ± 51,3	0,0 ± 0	9,8 ± 2,1	0,0 ± 0	54,7 ± 7,3	10,3 ± 1,3	0,0 ± 0	0,0 ± 0	5,1 ± 0
	28	2,1 ± 1,4	18,4 ± 2,6	398,8 ± 21,7	73,4 ± 6,7	1440,1 ± 122,2	13 ± 1,1	16,6 ± 3,1	95,3 ± 11,8	4,7 ± 1,3	35,2 ± 11,3	8,4 ± 4,1	34,6 ± 21,7	
	7	3,8 ± 0,3	4,0 ± 1,5	93,6 ± 6,1	17,0 ± 4,1	413,7 ± 32,5	0,0 ± 0	2,2 ± 0,9	13,0 ± 0,4	53,2 ± 28,7	6,1 ± 1,5	0,0 ± 0	0,0 ± 0	4,0 ± 2,5
Jaen	14	0,0 ± 0	0,6 ± 0	60,3 ± 34,9	0,0 ± 0	222,4 ± 12,5	0,0 ± 0	1,9 ± 0	13,1 ± 0	82,8 ± 0	7,2 ± 0	0,0 ± 0	0,0 ± 0	5,2 ± 0
	21	1,5 ± 0,2	5,6 ± 1,5	95,8 ± 6,0	17,4 ± 0,2	386,6 ± 16,9	0,0 ± 0	1,2 ± 0	11,3 ± 0,9	75,0 ± 3,6	6,0 ± 0,4	0,5 ± 0,1	5,4 ± 0,1	
	28	0,0 ± 0	8,5 ± 1,2	121,9 ± 16	24,6 ± 0,7	485,6 ± 21,4	0,0 ± 0	2,9 ± 1	14,7 ± 0,9	90,4 ± 6,7	9,6 ± 0,6	2,0 ± 1,1	12,9 ± 2,4	
	7	0,0 ± 0	3,6 ± 0,6	48,7 ± 6,3	4,3 ± 0	81,6 ± 31,3	0,0 ± 0	0,0 ± 0	1,4 ± 0	0,0 ± 0	0,0 ± 0	0,0 ± 0	0,0 ± 0	
Coração de Galo	14	0,0 ± 0	9,4 ± 2,5	99,0 ± 2,7	0,0 ± 1	142,3 ± 4,5	0,0 ± 0	0,0 ± 0	0,0 ± 0	0,0 ± 0	0,0 ± 0	0,0 ± 0	0,0 ± 0	
	21	0,0 ± 0	0,0 ± 0	0,0 ± 0	0,0 ± 0	0,0 ± 0	0,0 ± 0	0,0 ± 0	0,0 ± 0	0,0 ± 0	0,0 ± 0	0,0 ± 0	0,0 ± 0	
	28	14,2 ± 5,6	14,7 ± 2,6	174,5 ± 72,7	1,0 ± 0,1	221,2 ± 94,4	0,5 ± 0,3	14,4 ± 0,2	17,5 ± 5,5	0,5 ± 0,1	1,4 ± 0,1	0,2 ± 0	0,6 ± 0	
	7	4 ± 3,3	9,1 ± 1,4	42,7 ± 2,7	24,1 ± 1	240,8 ± 34,7	0,0 ± 0	5,8 ± 0	0,0 ± 0	9,0 ± 1,8	5,2 ± 4,1	0,0 ± 0	1,4 ± 1,1	
Tinta Roriz	14	15,9 ± 7,2	11,9 ± 5,1	51,6 ± 14,5	43,3 ± 11,8	323,4 ± 36,2	0,0 ± 0	0,7 ± 0,4	0,0 ± 0	18,3 ± 1,8	10,7 ± 1,1	0,9 ± 0,2	10,0 ± 2,9	
	21	0,0 ± 0	0,0 ± 0	0,0 ± 0	0,0 ± 0	0,0 ± 0	0,0 ± 0	0,0 ± 0	0,0 ± 0	0,0 ± 0	0,0 ± 0	0,0 ± 0	0,0 ± 0	
	28	14,2 ± 5,6	12,8 ± 2,6	58,8 ± 6,6	40,4 ± 10,2	330,2 ± 29,5	2,1 ± 0,6	0,5 ± 0,4	0,3 ± 0,1	19,0 ± 1,3	9,4 ± 1,9	8,4 ± 4,1	9,4 ± 3,5	