

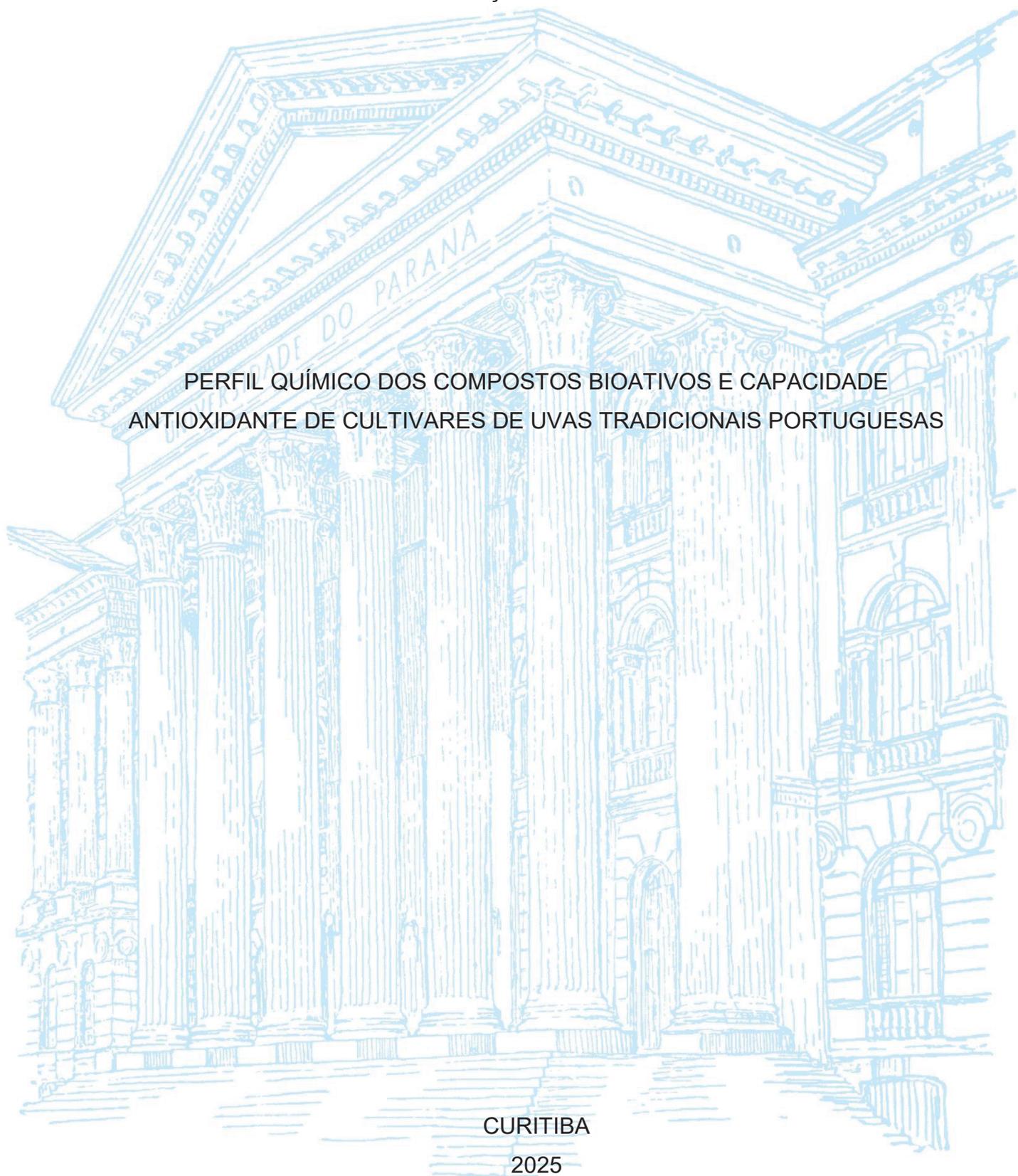
UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ

BRUNO GONÇALVES DE OLIVEIRA

PERFIL QUÍMICO DOS COMPOSTOS BIOATIVOS E CAPACIDADE
ANTIOXIDANTE DE CULTIVARES DE UVAS TRADICIONAIS PORTUGUESAS

CURITIBA

2025



BRUNO GONÇALVES DE OLIVEIRA

PERFIL QUÍMICO DOS COMPOSTOS BIOATIVOS E CAPACIDADE
ANTIOXIDANTE DE CULTIVARES DE UVAS TRADICIONAIS PORTUGUESAS

Dissertação apresentada como requisito parcial à obtenção do grau de Mestre em Agronomia, no Programa de Pós-Graduação em Agronomia, Área de Concentração em Produção Vegetal, Departamento de Fitotecnia e Fitossanidade, Setor de Ciências Agrárias, da Universidade Federal do Paraná.

Orientador: Prof. Dr. Luiz Antônio Biasi
Coorientador: Prof. Dr. António Manuel Santos Tomás Jordão

CURITIBA

2025

DADOS INTERNACIONAIS DE CATALOGAÇÃO NA PUBLICAÇÃO (CIP)
UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ
SISTEMA DE BIBLIOTECAS – BIBLIOTECA DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS

Oliveira, Bruno Gonçalves de

Perfil químico dos compostos bioativos e capacidade antioxidante de cultivares de uvas tradicionais portuguesas / Bruno Gonçalves de Oliveira. – Curitiba, 2025.

1 recurso online: PDF.

Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal do Paraná, Setor de Ciências Agrárias, Programa de Pós-Graduação em Agronomia (Produção Vegetal).

Orientador: Prof. Dr. Luiz Antônio Biasi

Coorientador: Prof. Dr. Antônio Manuel Santos Tomás Jordão

1. Vitivinicultura. 2. Antocianinas. 3. Tanino. 4. Uva. I. Biasi, Luiz Antônio. II. Jordão, Antônio Manuel Santos Tomás. III. Universidade Federal do Paraná. Programa de Pós-Graduação em Agronomia (Produção Vegetal). IV. Título.

Bibliotecária: Ana Camila Quaresma Moura CRB-9/2212



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
SETOR DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ
PRÓ-REITORIA DE PÓS-GRADUAÇÃO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO AGRONOMIA
(PRODUÇÃO VEGETAL) - 40001016031P6

TERMO DE APROVAÇÃO

Os membros da Banca Examinadora designada pelo Colegiado do Programa de Pós-Graduação AGRONOMIA (PRODUÇÃO VEGETAL) da Universidade Federal do Paraná foram convocados para realizar a arguição da Dissertação de Mestrado de BRUNO GONCALVES DE OLIVEIRA, intitulada: **PERFIL QUÍMICO DOS COMPOSTOS BIOATIVOS E CAPACIDADE ANTIOXIDANTE DE CULTIVARES DE UVAS TRADICIONAIS PORTUGUESAS**, sob orientação do Prof. Dr. LUIZ ANTONIO BIASI, que após terem inquirido o aluno e realizada a avaliação do trabalho, são de parecer pela sua APROVAÇÃO no rito de defesa. A outorga do título de mestre está sujeita à homologação pelo colegiado, ao atendimento de todas as indicações e correções solicitadas pela banca e ao pleno atendimento das demandas regimentais do Programa de Pós-Graduação.

CURITIBA, 27 de Fevereiro de 2025.

Assinatura Eletrônica
27/02/2025 13:51:45.0
LUIZ ANTONIO BIASI
Presidente da Banca Examinadora

Assinatura Eletrônica
27/02/2025 12:48:50.0
LEONEL VINICIUS CONSTANTINO
Avaliador Interno Pós-Doc (UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ)

Assinatura Eletrônica
27/02/2025 12:19:34.0
DANIEL FERNANDES DA SILVA
Avaliador Interno (UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ)

Assinatura Eletrônica
27/02/2025 14:16:11.0
ANTÔNIO MANUEL SANTOS TOMÁS JORDÃO
Coorientador(a)

Dedico este trabalho à memória de meu pai, Josué Gonçalves de Oliveira, que, sob o sol incansável de incontáveis dias de labor, jamais permitiu que a adversidade se tornasse obstáculo ao estudo e à busca pelo conhecimento de seus filhos. Foi graças ao seu esforço incessante e à sua crença inabalável no poder da educação que encontrei forças para prosseguir e alcançar este momento, sob a sombra de tudo o que ele cultivou em nossas vidas. Que esta conquista seja um tributo ao seu legado de perseverança e sabedoria

AGRADECIMENTOS

A conclusão desta dissertação é o resultado de uma caminhada que só foi possível graças ao apoio, incentivo e confiança de pessoas e instituições às quais devo minha mais profunda gratidão.

Aos meus orientadores, Prof. Dr. Luiz Antônio Biasi e Prof. Dr. António Manuel Santos Tomás Jordão, agradeço a paciência, pelos ensinamentos valiosos e pelas críticas construtivas que guiaram este trabalho. Sem o apoio intelectual e a confiança de vocês, este projeto jamais teria alcançado o nível de excelência desejado.

À minha família, agradeço de coração por acreditar em mim incondicionalmente. Em especial, aos meus pais, Josué Gonçalves de Oliveira e Lourdes Carneiro de Oliveira, pela dedicação, amor e por terem sido a base sólida que me proporcionou a força necessária para buscar meus objetivos. À minha companheira, Kerolaine Woitchik, sou profundamente grato pelo carinho, compreensão e apoio inabalável durante os momentos desafiadores desta jornada. Você foi minha fortaleza, sempre ao meu lado.

Aos colegas e amigos do programa de pós-graduação, especialmente Barbara Daniela e Alexandre Oliveira, agradeço por serem meu suporte em Portugal, por compartilharem conhecimento sobre o país e por estarem sempre presentes nas dificuldades e nas conquistas. Meu profundo agradecimento também a Tatiane Otto Pereira, por toda a preparação e orientação que me deixou pronto para enfrentar essa experiência internacional com segurança e tranquilidade.

Às instituições que viabilizaram esta pesquisa, expresso minha gratidão. À Universidade Federal do Paraná (UFPR), minha eterna *alma mater*, por mais uma vez me proporcionar oportunidades inestimáveis de crescimento acadêmico. Ao Instituto Politécnico de Viseu, por oferecer os recursos e a infraestrutura necessários para que eu pudesse desenvolver minha pesquisa em solo português. Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), agradeço a concessão da bolsa de estudo que permitiu minha dedicação exclusiva ao trabalho.

Por fim, meu profundo e sincero agradecimento a todos aqueles que, direta ou indiretamente, contribuíram para a realização deste trabalho. Seja com palavras de incentivo, gestos de apoio ou contribuições acadêmicas, cada um de vocês foi essencial para esta conquista. A todos, minha mais profunda gratidão.

"O VINHO É A LUZ DO SOL, UNIDA PELA ÁGUA." (GALILEU GALILEI, 1564-1642)

RESUMO

A caracterização físico-química e bioquímica das uvas tintas *Vitis vinifera* L. é essencial para a vitivinicultura, pois fornece informações detalhadas sobre o potencial enológico das variedades e auxilia na tomada de decisões para a produção de vinhos de alta qualidade. Este estudo teve como objetivo analisar as propriedades físico-químicas e o perfil de compostos bioativos de dez cultivares tradicionais da região Denominação de Origem Controlada (DOC) do Dão, em Portugal. As cultivares analisadas foram: Alvarelhão, Monvedro, Camarate, Tinta Carvalha, Touriga Nacional, Terrantez, Malvasia Rei, Barcelo, Branda e Rabo de Ovelha. Foram avaliados os compostos fenólicos, com ênfase em flavonoides, taninos e antocianinas, além de parâmetros físico-químicos como pH, acidez total, teor alcoólico provável e atividade antioxidante. A metodologia empregou técnicas de Cromatografia Líquida de Alta Eficiência (HPLC) para a quantificação dos compostos fenólicos, espectrofotometria para a determinação da cor e os ensaios ABTS e DPPH para a análise da atividade antioxidante. Os resultados indicaram diferenças significativas nos perfis fenólicos entre as cultivares. A 'Touriga Nacional' destacou-se pela elevada concentração de antocianinas, resultando em vinhos de coloração intensa e estrutura tânica robusta, características essenciais para o envelhecimento. A cultivar Terrantez apresentou alta acidez, favorecendo a longevidade e o frescor dos vinhos brancos. Por outro lado, 'Monvedro' e 'Tinta Carvalha' exibiram menores concentrações de compostos fenólicos e reduzida atividade antioxidante, o que pode comprometer sua estabilidade ao longo do tempo. Conclui-se que a caracterização físico-química dessas cultivares fornece subsídios relevantes para a vitivinicultura, permitindo a adoção de práticas vitícolas e enológicas que otimizem a qualidade dos vinhos da região. O estudo reforça a importância dos compostos fenólicos na definição das propriedades sensoriais e no potencial de envelhecimento dos vinhos, ressaltando a necessidade de inovações nas práticas de manejo e vinificação para garantir a competitividade dos vinhos da DOC do Dão no mercado global.

Palavras-chave: antocianinas; taninos; *terroir*; viticultura; *Vitis vinifera* L.

ABSTRACT

The physicochemical and biochemical characterization of *Vitis vinifera* L. red grapes is crucial for viticulture, as it provides detailed insights into the enological potential of different varieties and supports decision-making in the production of high-quality wines. This study aimed to analyze the physicochemical properties and bioactive compound profile of ten traditional cultivars from the *Denominação de Origem Controlada* (DOC) Dão region in Portugal. The cultivars analyzed were: Alvarelhão, Monvedro, Camarate, Tinta Carvalha, Touriga Nacional, Terrantez, Malvasia Rei, Barcelo, Branda, and Rabo de Ovelha. Phenolic compounds, particularly flavonoids, tannins, and anthocyanins, were assessed, along with physicochemical parameters such as pH, total acidity, probable alcohol content, and antioxidant activity. The methodology included High-Performance Liquid Chromatography (HPLC) for the quantification of phenolic compounds, spectrophotometry for color determination, and ABTS and DPPH assays for antioxidant activity analysis. The results showed significant variations in the phenolic profiles among cultivars. Touriga Nacional stood out for its high anthocyanin concentration, resulting in wines with intense color and robust tannic structure, essential characteristics for aging. The Terrantez cultivar exhibited high acidity, promoting the longevity and freshness of white wines. Conversely, Monvedro and Tinta Carvalha displayed lower phenolic compound concentrations and antioxidant activity, affecting their stability over time. It was concluded that the physicochemical characterization of these cultivars provides valuable insights for viticulture, enabling the adoption of viticultural and enological practices that optimize the quality of wines from this region. The study highlights the importance of phenolic compounds in defining the sensory properties and aging potential of wines, emphasizing the need for innovations in management and winemaking practices to ensure the competitiveness of DOC Dão wines in the global market.

Keywords: anthocyanins; tannins; *terroir*; viticulture; *Vitis vinifera* L.

LISTA DE FIGURAS

| | | |
|------------|--|----|
| Figura 1: | Estrutura Química da Quercetina | 30 |
| Figura 2: | Estrutura Química do Kaempferol | 30 |
| Figura 3: | Estrutura Química da Miricetina | 30 |
| Figura 4: | Estrutura Química da Cianidina..... | 34 |
| Figura 5: | Estrutura Química da Delfinidina..... | 34 |
| Figura 6: | Estrutura Química da Malvidina | 34 |
| Figura 7: | Estrutura Química da Pelargonidina..... | 34 |
| Figura 8: | Estrutura Química da Peonidina..... | 35 |
| Figura 9: | Estrutura Química do Trans-Resveratrol (E)-Resveratrol..... | 46 |
| Figura 10: | Estrutura Química do Cis-(Z)-Reveratrol..... | 46 |
| Figura 11: | Cultivar de uva Alvarelhão (<i>Vitis vinifera L.</i>). A imagem ilustra as características morfológicas dos cachos e bagas, evidenciando aspectos como coloração, tamanho e disposição dos frutos..... | 54 |
| Figura 12: | Cultivar de uva Barcelo (<i>Vitis vinifera L.</i>). A imagem ilustra as características morfológicas dos cachos e bagas, evidenciando aspectos como coloração, tamanho e disposição dos frutos. | 58 |
| Figura 13: | Cultivar de uva Branda (<i>Vitis vinifera L.</i>). A imagem ilustra as características morfológicas dos cachos e bagas, evidenciando aspectos como coloração, tamanho e disposição dos frutos. | 60 |
| Figura 14: | Cultivar de uva Camarate (<i>Vitis vinifera L.</i>). A imagem ilustra as características morfológicas dos cachos e bagas, evidenciando aspectos como coloração, tamanho e disposição dos frutos..... | 63 |
| Figura 15: | Cultivar de uva Malvaria Rei (<i>Vitis vinifera L.</i>). A imagem ilustra as características morfológicas dos cachos e bagas, evidenciando aspectos como coloração, tamanho e disposição dos frutos..... | 65 |
| Figura 16: | Cultivar de uva Monvedro (<i>Vitis vinifera L.</i>). A imagem ilustra as características morfológicas dos cachos e bagas, evidenciando aspectos como coloração, tamanho e disposição dos frutos..... | 67 |
| Figura 17: | Cultivar de uva Rabo de Ovelha (<i>Vitis vinifera L.</i>). A imagem ilustra as características morfológicas dos cachos e bagas, evidenciando aspectos como coloração, tamanho e disposição dos frutos..... | 70 |

| | |
|---|-----|
| Figura 18: Cultivar de uva Terrantez (<i>Vitis vinifera</i> L.). A imagem ilustra as características morfológicas dos cachos e bagas, evidenciando aspectos como coloração, tamanho e disposição dos frutos..... | 72 |
| Figura 19: Cultivar de uva Tinta Carvalha (<i>Vitis vinifera</i> L.). A imagem ilustra as características morfológicas dos cachos e bagas, evidenciando aspectos como coloração, tamanho e disposição dos frutos..... | 74 |
| Figura 20: Cultivar de uva Touriga Nacional (<i>Vitis vinifera</i> L.). A imagem ilustra as características morfológicas dos cachos e bagas, evidenciando aspectos como coloração, tamanho e disposição dos frutos..... | 76 |
| Figura 21: Representação do conteúdo obtido após a prensagem. | 83 |
| Figura 23: Amostras de extratos de uvas tintas | 91 |
| Figura 24: Material preparado para acondicionamento. | 93 |
| Figura 25: Amostras após o período de reação na ausência de luz. Observa-se o material reagente decantado no fundo, contendo os pigmentos extraídos do material analisado, evidenciando a formação e separação dos compostos durante o processo de reação. | 94 |
| Figura 26: Tubos de ensaio em banho-maria (A) e a Diferença visual entre os tubos de ensaio submetidos ao banho maria (à direita) e os tubos de ensaio mantidos ausentes de luz pelo mesmo período (à esquerda). | 97 |
| Figura 27: Amostras preparadas para leitura no espectrofotômetro. | 98 |
| Figura 28: Cubetas preparadas para leitura no espectrofotômetro para análise no sistema CIELAB. | 104 |
| Figura 29: Amostras submetidas ao banho-maria (A) e amostras após o processo de liberação dos precursores de aromas varietais (B). | 107 |
| Figura 30: Diferença entre concentrações de amostras submetidas ao teste DPPH. | 109 |
| Figura 31: Diferença entre a concentração das amostras submetidas ao teste de ABTS..... | 111 |

LISTA DE TABELAS

| | |
|--|-----|
| Tabela 1: Análise da massa (g) e volume do mosto (mL) de Cultivares de Uvas Tintas Portuguesas durante seis semanas após o início da maturação do ano de 2023. | 114 |
| Tabela 2: Análise do massa (g) e volume do mosto (mL) de Cultivares de Uvas Brancas Portuguesas durante seis semanas após o início da maturação do ano de 2023. | 115 |
| Tabela 3: Análise da Acidez (pH), Solido Solúveis Totais (SST) em °Brix, Teor de Álcoois Prováveis, Acidez total Titulável (gL^{-1} de ácido tartárico) de Cultivares de Tintas Portuguesas durante seis semanas após o início da maturação do ano de 2023..... | 117 |
| Tabela 4: Análise da Acidez (pH), Solido Solúveis Totais (SST) em °Brix, Teor de Álcoois Prováveis, Acidez Total Titulável (gL^{-1} de ácido tartárico) de Cultivares de Uvas Brancas Portuguesas durante seis semanas após o início da maturação do ano de 2023. | 118 |
| Tabela 5: Análise da Acidez do Ácido Málico (gL^{-1}) e Ácido Tartárico (gL^{-1}) de Cultivares de Uvas Tintas Portuguesas durante três semanas após o início da maturação do ano de 2023..... | 119 |
| Tabela 6: Análise da Acidez do Ácido Málico (gL^{-1}) e Ácido Tartárico (gL^{-1}) de Cultivares de Uvas Brancas Portuguesas durante três semanas após o início da maturação do ano de 2023. | 119 |
| Tabela 7: Análise de Fenóis Totais, Fenóis Não Flavonoides, Fenóis Flavonoides (mgg^{-1} de baga equivalente de ácido gálico), Taninos Totais (gL^{-1}) e Antocianinas Totais (mg/g de baga) de Cultivares de Uvas Tintas Portuguesas durante cinco semanas após o início da maturação do ano de 2023. | 122 |
| Tabela 8: Análise de Fenóis Totais, Fenóis Não Flavonoides, Fenóis Flavonoides (mgg^{-1} de baga equivalente de ácido gálico), Taninos Totais (gL^{-1}) de Cultivares de Uvas Brancas Portuguesas durante cinco semanas após o início da maturação do ano de 2023. | 123 |
| Tabela 9: Quantificação de antocianinas (mgL^{-1}) em diferentes cultivares de uvas tintas portuguesas ao longo da maturação. | 124 |

| | |
|---|-----|
| Tabela 10: Determinação da atividade antioxidante pelos métodos ABTS e DPPH por Inibição Equivalente ao Trolox cultivares de uvas tintas portuguesas a maturação do ano de 2023..... | 126 |
| Tabela 11: Determinação da atividade antioxidante pelos métodos ABTS e DPPH por Inibição Equivalente ao Trolox cultivares de uvas brancas portuguesas a maturação do ano de 2023..... | 126 |
| Tabela 12: Análise da Intensidade da Cor de cultivares de uvas tintas portuguesas durante cinco semanas após o início da maturação do ano de 2023... | 127 |
| Tabela 13: Análise da Intensidade da Cor de cultivares de uvas brancas portuguesas durante cinco semanas após o início da maturação do ano de 2023... | 128 |
| Tabela 14: Determinação IPA _v (índice de potencial aromático varietal) de cultivares de uvas tintas portuguesas a maturação do ano de 2023..... | 128 |
| Tabela 15: Determinação IPA _v (índice de potencial aromático varietal) de cultivares de uvas tintas portuguesas a maturação do ano de 2023..... | 129 |
| Tabela 16: Análise do CIELAB de Uvas Tintas Portuguesas de Diferentes Cultivares em cinco semanas após o início da maturação do Ano de 2023. | 130 |
| Tabela 17: Análise do CIELAB de Uvas Brancas Portuguesas de Diferentes Cultivares em cinco semanas após o início da maturação do Ano de 2023 | 130 |

LISTA DE QUADROS

| | |
|--|----|
| Quadro 1: Características estruturais, propriedade e outras observações dos flavonóis quercetina, kaempferol e miricetina..... | 29 |
| Quadro 2: Principais características das formas isoméricas das antocianinas. | 34 |
| Quadro 3: Principais características das formas isoméricas do resveratrol. | 46 |

LISTA DE ABREVIATURAS OU SIGLAS

| | |
|--------------------|---|
| a* | - Variação verde-vermelho |
| Abs | - Absorbância |
| ABTS | - (2,2'-azinobis (3-etilbenzotiazolina-6-ácido sulfônico)) |
| AG | - Ácido gálico |
| ANOVA | - Análise de Variância |
| ANS | - Antocianidina sintase |
| b* | - Variação azul-amarelo |
| C | - Concentração |
| CHS | - Chalcona sintase |
| CIELAB | - Comissão internacional de iluminação |
| CO ₂ | - Dióxido de carbono |
| DFR | - Dihidroflavonol-4-redutase |
| DOC | - Denominação de origem controlada |
| DPPH | - 2,2 diphenyl-1-picrylhydrazyl |
| EC50 | - 50% do efeito é observado |
| F | - Fator de correção |
| F3H | - Flavonoide 3-hidroxilase |
| FD | - Fator de diluição |
| FR | - Fator de retenção |
| g | - Gramas |
| G-G | - Glicosil glicose |
| g L ⁻¹ | - Grama por litro |
| GOT | - Glutamato-oxaloacetato transaminase |
| H ₂ O | - Água |
| HCl | - Ácido clorídrico |
| HPLC | - Cromatografia líquida de alta eficiência |
| I | - Intensidade |
| IPAv | - Índice de potencial aromático variável |
| L* | - Luminosidade |
| L.kg ⁻¹ | - Litro por quilograma |
| LAR | - Leucoantocianidina redutase |
| LC-MS | - Cromatografia líquida acoplada à espectrometria de massas |

| | |
|---|---|
| LDL | - Lipoproteína de Baixa Densidade (do inglês Low-density lipoprotein) |
| LSD | - Diferença Mínima Significativa (do inglês Least significant difference) |
| mm | - Milímetros |
| mM | - Milimolar |
| M | - Molar |
| min | - Minutos |
| mg | - Miligramas |
| mg.g ⁻¹ | - Miligrama por grama |
| mL | - Mililitros |
| mmol.L ⁻¹ | - Milimol por litro |
| mol.L ⁻¹ | - Mol por litro |
| n | - Volume gasto de NaOH |
| N | - Normal |
| Na ₂ S ₂ O ₅ | - Bissulfito de sódio |
| NAD ⁺ | - Nicotinamida Adenina Dinucleotídeo (forma oxidada) |
| NADH | - Nicotinamida Adenina Dinucleotídeo (forma reduzida) |
| nm | - Nanômetros |
| NaOH | - Hidróxido de sódio |
| OIV | - Organização internacional da vinha e do vinho |
| P.A | - Pro Análise (grau de pureza de reagentes) |
| PAL | - Fenilalanina amônia-liase |
| pH | - Potencial hidrogeniônico |
| RB | - Branco da reação |
| rpm | - Rotações por minuto |
| SO ₂ | - Dióxido de Enxofre |
| SPE | - Extração em fase sólida |
| SST | - Sólidos solúveis totais |
| STS | - Estilbeno sintase |
| T | - Tonalidade |
| TAP | - Teor alcoólico provável |
| UGT | - Uridina 5'-difosfo-glucuronosiltransferase |
| UV | - Ultravioleta |
| UV-Vis | - Ultravioleta visível |
| v/v | - Volume por volume |

| | |
|---------------|--------------|
| V | - Volume |
| μL | - Microlitro |
| μm | - Micrometro |

LISTA DE SÍMBOLOS

® - Marca registrada

SUMÁRIO

| | | |
|----------|--|-----------|
| 1 | INTRODUÇÃO GERAL..... | 22 |
| 2 | REVISÃO BIBLIOGRÁFICA..... | 24 |
| 2.1 | COMPOSTOS FENÓLICOS DA UVA..... | 24 |
| 2.1.1 | Classificação e biossíntese..... | 24 |
| 2.1.2 | Distribuição e Efeitos na Saúde..... | 26 |
| 2.1.3 | Importância funcional..... | 26 |
| 2.1.4 | Flavonoides..... | 27 |
| 2.1.5 | Flavonóis..... | 29 |
| 2.1.6 | Antocianinas..... | 32 |
| 2.1.7 | Taninos..... | 37 |
| 2.1.8 | Compostos Não Flavonoides..... | 40 |
| 2.1.9 | Ácidos Fenólicos..... | 42 |
| 2.1.10 | Resveratrol..... | 44 |
| 2.2 | IMPORTÂNCIA DOS COMPOSTOS FENÓLICOS NAS CARACTERÍSTICAS DAS UVAS E DOS VINHOS..... | 47 |
| 2.2.1 | Aspectos Sensoriais (Cor, Aroma, Sabor e Estrutura)..... | 48 |
| 2.2.2 | Benefícios À Saúde..... | 48 |
| 2.2.3 | Importância na Autenticidade e Qualidade dos Vinhos..... | 49 |
| 2.3 | A REGIÃO VITIVINÍCOLA DO DÃO E SUA INFLUÊNCIA NA PRODUÇÃO DE VINHOS DE QUALIDADE..... | 51 |
| 2.3.1 | História da Região Vitivinícola do Dão..... | 52 |
| 2.3.2 | Clima da Região Vitivinícola do Dão..... | 52 |
| 2.3.3 | Geologia e Solos da Região Vitivinícola do Dão..... | 53 |
| 2.4 | PRINCIPAIS CULTIVARES CULTIVADAS NO DÃO..... | 53 |
| 2.4.1 | Alvarelhão..... | 53 |
| 2.4.2 | Barcelo..... | 56 |
| 2.4.3 | Branda..... | 59 |
| 2.4.4 | Camarate..... | 62 |
| 2.4.5 | Malvasia Rei..... | 64 |
| 2.4.6 | Monvedro..... | 66 |
| 2.4.7 | Rabo de Ovelha..... | 69 |
| 2.4.8 | Terrantez..... | 71 |

| | | |
|----------|---|-----------|
| 2.4.9 | Tinta Carvalha | 73 |
| 2.4.10 | Touriga Nacional | 75 |
| 3 | MATERIAL E MÉTODOS | 78 |
| 3.1 | CULTIVARES ESTUDADAS | 78 |
| 3.2 | CONDIÇÕES EDAFOCLIMÁTICAS E O CENTRO DE ESTUDOS VITIVINÍCOLAS DO DÃO | 78 |
| 3.3 | PREPARAÇÃO DAS AMOSTRAS PARA ANÁLISE (UVAS) | 80 |
| 3.4 | CARACTERIZAÇÃO FÍSICO-QUÍMICA GERAL DAS UVAS | 81 |
| 3.5 | ANÁLISE ESTATÍSTICA | 81 |
| 3.6 | JUSTIFICATIVA DAS ESCOLHAS METODOLÓGICAS | 81 |
| 3.6.1 | Características Físico-Químicas - obtenção de mosto de uva | 82 |
| 3.6.2 | Determinação potenciométrica de pH em amostras líquidas | 84 |
| 3.6.3 | Determinação da Concentração de Sólidos Solúveis Totais (° Brix) por Refratometria | 84 |
| 3.6.4 | Estimativa do teor alcoólico provável em vinhos a partir do grau Brix | 85 |
| 3.6.5 | Determinação da acidez total de uvas por titulação | 85 |
| 3.6.6 | Quantificação de ácido L-málico | 86 |
| 3.6.7 | Quantificação de ácido tartárico | 88 |
| 3.7 | CARACTERIZAÇÃO FENÓLICA DAS UVAS | 89 |
| 3.7.1 | Protocolo Extração de Compostos Fenólicos Segundo Carbonneau e Champagnol (1993) | 89 |
| 3.7.2 | Determinação de fenóis totais em extrato de uva | 90 |
| 3.7.3 | Quantificação de fenóis não flavonoides | 92 |
| 3.7.4 | Quantificação de fenóis flavonoides | 95 |
| 3.7.5 | Determinação de taninos totais | 96 |
| 3.7.6 | Determinação de antocianinas totais em vinhos por espectrofotometria | 98 |
| 3.7.7 | Intensidade da Cor | 100 |
| 3.7.8 | Tonalidade da cor | 102 |
| 3.7.9 | Coordenadas da cor pelo Cielab | 103 |
| 3.7.10 | Antocianinas individuais por HPLC | 105 |
| 3.7.11 | Determinação do índice de potencial aromático varietal (IPAv) | 105 |
| 3.7.4 | Determinação da atividade antioxidante pela captura do radical livre DPPH | 107 |

| | | |
|----------|--|------------|
| 3.7.4.2 | Determinação da atividade antioxidante total em frutas pela captura do radical livre ABTS | 109 |
| 4 | RESULTADOS E DISCUSSÃO | 112 |
| 4.1 | PARÂMETROS DE MASSA E VOLUME DE BAGAS E RENDIMENTO DE MOSTO | 112 |
| 4.2 | PARÂMETROS DE MASSA E VOLUME DAS BAGAS DE UVAS BRANCAS | 113 |
| 4.3 | PARÂMETROS FÍSICO-QUÍMICOS DAS UVAS TINTAS E BRANCAS..... | 115 |
| 4.4 | SÓLIDOS SOLÚVEIS TOTAIS (SST) E TEOR ALCOÓLICO PROVÁVEL (TAP)..... | 116 |
| 4.5 | ÁCIDOS ORGÂNICOS E PERFIL DE ACIDEZ..... | 118 |
| 4.6 | FENÓIS TOTAIS | 120 |
| 4.7 | FENÓIS FLAVONOIDES E NÃO FLAVONOIDES | 120 |
| 4.8 | TANINOS TOTAIS..... | 121 |
| 4.9 | ANTOCIANINAS TOTAIS..... | 121 |
| 4.10 | PERFIL DE ANTOCIANINAS | 124 |
| 4.11 | ATIVIDADE ANTIOXIDANTE | 126 |
| 4.12 | INTENSIDADE E TONALIDADE DA COR | 127 |
| 4.13 | POTENCIAL AROMÁTICO VARIETAL (IPAV)..... | 128 |
| 4.14 | CIELAB: SISTEMA DE CORES DA COMISSÃO INTERNACIONAL DE ILUMINAÇÃO COM EIXOS DE LUMINOSIDADE, VERDE-VERMELHO E AZUL-AMARELO..... | 129 |
| 5 | CONSIDERAÇÕES FINAIS E PERSPECTIVAS FUTURAS..... | 131 |
| | REFERÊNCIAS..... | 135 |

1 INTRODUÇÃO GERAL

A vitivinicultura está profundamente enraizada em Portugal, desempenhando um papel central na economia e na cultura do país. Entre as diversas regiões produtoras, destaca-se a Denominação de Origem Controlada (DOC) do Dão, cujos vinhos refletem as particularidades únicas de seu *terroir*, decorrentes da interação entre clima, solo, topografia e variedades cultivadas ao longo dos séculos. Situada na Beira Alta e protegida pelas serras da Estrela, do Caramulo e da Lousã, essa região apresenta condições edafoclimáticas favoráveis a uma maturação lenta das uvas, culminando em vinhos ricos em compostos fenólicos, como flavonoides e taninos, essenciais para a qualidade final (GOUVEIA; CASTILHO, 2011). Vale ressaltar que a DOC do Dão é responsável por aproximadamente 2,4% da produção nacional de vinhos, evidenciando sua relevância no mercado interno e externo (IVV, 2023).

Além de seu valor cultural, a caracterização detalhada das propriedades físico-químicas dessas cultivares torna-se fundamental para o fortalecimento de sua competitividade no mercado global, onde qualidade e autenticidade são cada vez mais valorizadas. Parâmetros como a concentração de compostos fenólicos, acidez total, pH, teor alcoólico e atividade antioxidante influenciam diretamente a percepção de qualidade e a longevidade dos vinhos (JORDÃO; RICARDO-DA-SILVA; LAUREANO, 2001). Ao compreender tais fatores, viticultores e enólogos podem adequar práticas de cultivo e vinificação de forma a maximizar o potencial das uvas, evidenciando as características singulares do *terroir* da DOC do Dão.

Para garantir essa otimização, diversas práticas podem ser implementadas ao longo do processo vitivinícola. No cultivo, destacam-se o manejo do vigor vegetativo por meio de poda verde e ajuste da carga produtiva, o uso de coberturas vegetais para regular a disponibilidade hídrica e a temperatura, além da definição precisa da data de colheita com base em índices de maturação. A seleção do momento ideal de colheita afeta diretamente a acidez, o teor de açúcar e a composição aromática do vinho (MAGALHÃES, 2021). Já na vinificação, o emprego de leveduras selecionadas compatíveis com cada variedade, a maceração prolongada para maior extração de compostos fenólicos e a utilização de barris de carvalho de diferentes graus de tosta figuram entre as estratégias que aprimoram o perfil sensorial final. A adoção de tecnologias como a micro-oxigenação e a estabilização a frio contribui para manter a estrutura e a longevidade do produto. Nesse sentido, a fermentação malolática,

pautada na conversão do ácido málico em ácido láctico, promove redução de acidez, estabilidade microbiana e intensificação do aroma (DAUDT, 1971).

O desenvolvimento de metodologias analíticas avançadas, como a Cromatografia Líquida de Alta Eficiência (HPLC), possibilita a obtenção de uma caracterização mais minuciosa dos compostos presentes em uvas e vinhos. Tais ferramentas permitem investigar a influência das condições climáticas, das práticas vitícolas e dos métodos de vinificação na expressão fenólica das cultivares, fornecendo bases científicas sólidas para aprimorar a produção vinícola (FERRER-GALLEGO *et al.*, 2010). Além disso, a análise aprofundada da interação entre os compostos fenólicos e os atributos organoléuticos — sabor e aroma, por exemplo — contribui para a elaboração de vinhos equilibrados e complexos (LIMA, 2010).

Diante disso, o presente trabalho tem como objetivo realizar uma caracterização abrangente das propriedades físico-químicas de dez cultivares tradicionais de uva (*Vitis vinifera L.*) da DOC do Dão, sendo cinco tintas e cinco brancas. Serão investigados parâmetros como a concentração de compostos fenólicos, acidez total, pH, teor alcoólico e atividade antioxidante, além de aspectos relacionados à intensidade e tonalidade da cor das uvas. A originalidade deste estudo reside na abordagem integrada dos fatores físico-químicos, contribuindo para ampliar o conhecimento técnico-científico acerca das particularidades enológicas dessas variedades. Ademais, o trabalho visa colmatar lacunas na literatura, oferecendo subsídios valiosos a viticultores, enólogos e pesquisadores interessados na preservação e na valorização das cultivares locais, bem como no desenvolvimento de vinhos de elevada qualidade. Espera-se que os resultados contribuam para a adoção de práticas vitícolas e enológicas mais eficientes, reforçando a identidade única da viticultura na DOC do Dão e elevando a competitividade de seus vinhos no mercado global (JORDÃO, 2015).

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 COMPOSTOS FENÓLICOS DA UVA

Os compostos fenólicos, metabólitos secundários amplamente distribuídos no reino vegetal, desempenham funções cruciais na interação das plantas com o meio ambiente, atuando como mecanismos de defesa contra estresses bióticos e abióticos, tais como radiação ultravioleta, patógenos e herbivoria (CHEYNIER *et al.*, 2003). Em uvas, os compostos fenólicos assumem particular relevância, não somente por suas funções fisiológicas na planta, mas também por sua influência determinante nas características organolépticas de vinhos e sucos de uva, contribuindo para a cor, adstringência, amargor e aroma (FLAMINI; DE ROSSO; BAVARESCO, 2015). Ademais, as propriedades bioativas destes compostos, incluindo atividade antioxidante, anti-inflamatória e antimicrobiana, têm despertado crescente interesse científico, devido aos seus potenciais efeitos benéficos à saúde humana, frequentemente associados ao consumo moderado de vinho tinto (WATERHOUSE, SACKS; JEFFERY, 2016).

2.1.1 Classificação e biossíntese

A diversidade estrutural dos compostos fenólicos permite agrupá-los em duas categorias principais: flavonoides e não flavonoides. Os flavonoides, que incluem antocianinas, flavonóis (como catequinas e epicatequinas), flavonóis e taninos condensados (proantocianidinas), apresentam um esqueleto C6-C3-C6, formado por dois anéis aromáticos conectados por um anel heterocíclico oxigenado. Os não flavonoides, por sua vez, compreendem os ácidos fenólicos (derivados dos ácidos benzoico e cinâmico) e os estilbenos, a exemplo do resveratrol (DOWNEY *et al.*, 2006).

A biossíntese dos compostos fenólicos em plantas é complexa e envolve, principalmente, duas vias metabólicas: a via do ácido chiquímico e a via do acetato-malonato. A via do ácido chiquímico leva à formação de aminoácidos aromáticos, tais como fenilalanina e tirosina, precursores de numerosos compostos fenólicos. Já a via do acetato-malonato emprega unidades de malonil-CoA para formar policetídeos, também responsáveis pela diversidade de compostos fenólicos presentes nas plantas.

Estudos indicam que, em plantas vasculares, cerca de 40% dos compostos fenólicos derivam da via do acetato-malonato e 60% têm origem na via do ácido chiquímico (HARBOURNE, 1993).

Fatores ambientais, como intensidade luminosa, disponibilidade hídrica e temperatura, influenciam de modo significativo a atividade enzimática e a expressão gênica das enzimas envolvidas nessas vias, modulando o perfil e a concentração de compostos fenólicos nas uvas (TEISSEDRE *et al.*, 1996). Além disso, práticas vitícolas específicas, como a irrigação deficitária controlada (RDI) e o uso de elicitores, podem ser adotadas para alterar a composição fenólica das uvas, objetivando vinhos com atributos enológicos diferenciados (LUIS-GARCIA *et al.*, 2015, BUCCIANTI *et al.*, 2021). O estresse hídrico moderado, por exemplo, pode estimular a síntese de antocianinas e flavonóis, enquanto a aplicação de elicitores, como o metil jasmonato, tem sido associada ao aumento na concentração de resveratrol (DONOVAN *et al.*, 1998; PORTU *et al.*, 2015). Adicionalmente, o uso de ácido abscísico (S-ABA) pode ser empregado para melhorar a coloração das uvas; um exemplo de produto comercial à base de S-ABA é o ProTone®.

A biossíntese dos flavonoides tem início com a conversão da fenilalanina em ácido cinâmico, posteriormente convertido em ácido p-cumárico e outros intermediários. Reações enzimáticas, incluindo a ação das enzimas flavonoide 3'-hidroxilase e flavonoide 3',5'-hidroxilase, são responsáveis pela formação das diferentes subclasses de flavonoides (ANDERSON; LEWIS, 2022).

A produção de flavonoides nas plantas é influenciada por diversos fatores:

- Condições ambientais: variáveis como luz, temperatura e pH do solo exercem impacto direto na biossíntese de flavonoides. A exposição à radiação UV, por exemplo, é conhecida por incrementar a produção de determinados flavonoides como forma de defesa contra a radiação (FALCONE FERREYRA; SERRA; CASATI, 2021).
- Genética: a expressão de genes específicos, como *CHS* (chalcona sintase) e *F3H* (flavonoide 3-hidroxilase), regula a produção de flavonoides e pode variar conforme a variedade vegetal (KIM; LEE, 2023).
- Localização celular: os flavonoides são armazenados em vacúolos e na superfície celular da casca das uvas. Essa disposição estratégica possibilita uma contribuição relevante desses compostos para a defesa da planta contra estresses ambientais (WILSON; EVANS, 2018).

2.1.2 Distribuição e Efeitos na Saúde

Os compostos fenólicos distribuem-se de modo heterogêneo nas diferentes partes da uva, concentrando-se, sobretudo, no epicarpo e nas sementes. No caso das uvas tintas, o epicarpo apresenta elevada riqueza em antocianinas, responsáveis pela intensidade da coloração vermelha nos vinhos. Já as sementes reúnem consideráveis concentrações de catequinas e epicatequinas, que influenciam a adstringência e a estrutura final do produto. O mosto, suco extraído das uvas, também abriga compostos fenólicos, ainda que em menor proporção, a depender do método de vinificação adotado. Práticas como a maceração prolongada podem intensificar a extração de fenólicos do epicarpo e das sementes, resultando em vinhos com maior conteúdo de taninos e coloração mais intensa (FLAMINI *et al.*, 2013).

A distribuição dos flavonoides, em especial, concentra-se majoritariamente na casca, onde esses compostos exercem funções cruciais na coloração da fruta, bem como na proteção contra patógenos e radiação ultravioleta. Na polpa, ao contrário, a presença de flavonoides é menos expressiva (CLARK; MORRIS, 2020).

Do ponto de vista da saúde, o consumo de compostos fenólicos vem sendo amplamente investigado (SOFI *et al.*, 2017), em particular dentro do contexto da dieta mediterrânea, na qual o vinho tinto se destaca como elemento relevante (ARRANZ *et al.*, 2021). O efeito antioxidante desses compostos promove a neutralização de radicais livres (PANDEY & RIZVI, 2009), reduzindo o estresse oxidativo e contribuindo para a prevenção de diversas patologias crônicas, tais como doenças cardiovasculares, certos tipos de câncer e diabetes (MANACH *et al.*, 2004). Além disso, suas propriedades anti-inflamatórias podem auxiliar na regulação dos processos inflamatórios do organismo, oferecendo proteção adicional contra enfermidades inflamatórias crônicas (SALEHI *et al.*, 2020). O resveratrol, em particular, destaca-se por suas características cardioprotetoras (Das & Das, 2010) e pela capacidade de ativar vias moleculares relacionadas à longevidade celular (DE LA LASTRA & VILLEGAS, 2007).

2.1.3 Importância funcional

Na enologia, os compostos fenólicos exercem papel determinante na qualidade sensorial e na longevidade dos vinhos, influenciando aspectos como cor, sabor, corpo

e capacidade de envelhecimento (WATERHOUSE; SUTCLIFFE; KENNEDY, 2016). A coloração dos vinhos tintos, por exemplo, depende amplamente das antocianinas, ao passo que a sensação de adstringência se relaciona aos taninos (JACKSON, 2020). Além do impacto sensorial, diversas pesquisas recentes têm destacado o papel desses compostos na saúde humana, atribuindo-lhes propriedades antioxidantes e anti-inflamatórias (MONDIN; RIBEIRO; BASTOS, 2020). Entre os fenólicos mais investigados, o resveratrol se sobressai por sua possível ação cardioprotetora e neuroprotetora, contribuindo para o chamado “Paradoxo Francês” (KOPP, 1998).

Estudos mostram que o resveratrol e outros polifenóis presentes na casca das uvas e no vinho tinto podem auxiliar na prevenção de doenças cardiovasculares e neurodegenerativas (BURNS *et al.*, 2002). Além disso, as concentrações de fenólicos servem como importante indicador de autenticidade e procedência, sendo cruciais para a certificação de vinhos de alta qualidade. Assim, o controle dos níveis de compostos fenólicos durante a vinificação tem sido um foco constante dos enólogos, que buscam aprimorar características sensoriais, estabilidade e, potencialmente, o valor funcional dos vinhos (WATERHOUSE; SUTCLIFFE; KENNEDY, 2016). Em suma, as descobertas sobre a atividade biológica desses compostos e suas implicações enológicas reforçam a relevância de uma abordagem integrada, abrangendo tanto a otimização das qualidades organolépticas quanto a ampliação dos possíveis benefícios à saúde.

2.1.4 Flavonoides

Os flavonoides, metabólitos secundários presentes nas plantas, exercem funções cruciais na proteção contra radiação UV, na defesa contra patógenos e na atração de polinizadores. Em humanos, atuam como antioxidantes, neutralizando radicais livres e protegendo contra danos oxidativos, além de exibirem atividades anti-inflamatórias, antimicrobianas e antitumorais, relevantes para a prevenção e o tratamento de doenças crônicas.

Esses compostos são usualmente classificados em diversas subclasses, cada qual com estruturas químicas e funções biológicas específicas:

- Antocianinas: pigmentos que conferem cores vermelha, azul e roxa a frutas e flores, caracterizados por um esqueleto de benzopirano modificado. Cianidina e delphinidina são exemplos comuns.

- Flavonóis: apresentam estrutura de flavona com um grupo cetona na posição 4, possuindo propriedades antioxidantes e anti-inflamatórias. Quercetina e kaempferol são exemplos (ZACCARIA *et al.*, 2017).
- Flavononas: assemelham-se às flavonas, mas com função cetona na posição 3. Naringenina é um representante típico (LEE; PARK, 2021).
- Isoflavonoides: contam com um anel adicional na posição 3 da cadeia central. Genisteína e daidzeína, encontradas em leguminosas, ilustram esse grupo (ZHANG, 2022).

As pesquisas sobre flavonoides têm avançado consideravelmente, e estudos recentes investigam estratégias para elevar sua produção em plantas. VARDHAN e SHUKLA (2017) avaliaram o uso de irradiação gama em plantas medicinais, evidenciando que doses controladas podem estimular a formação de metabólitos secundários, entre eles os flavonoides. A irradiação gama provoca estresse oxidativo na planta, o que aciona vias metabólicas que resultam em maior síntese desses compostos. Essa abordagem mostra-se promissora para otimizar a produção de flavonoides com finalidades farmacêuticas e nutracêuticas (VARDHAN; SHUKLA, 2017). Assim, o emprego estratégico de radiação gama pode não apenas ampliar a concentração de flavonoides em plantas, mas também melhorar seu potencial terapêutico, aumentando a produção e a biodisponibilidade, o que abre novas possibilidades para a indústria farmacêutica e de alimentos funcionais.

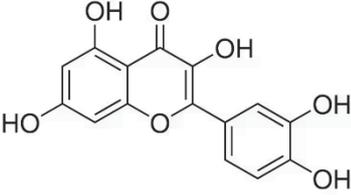
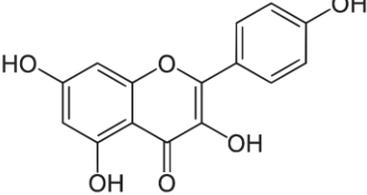
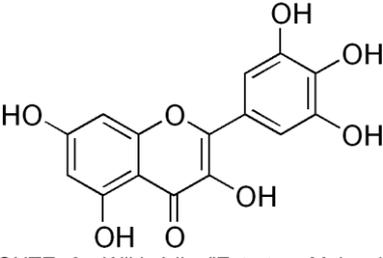
Os flavonoides, reconhecidos como compostos fenólicos amplamente distribuídos no reino vegetal, são valorizados por suas propriedades antioxidantes e pelos inúmeros benefícios à saúde humana (HEIM *et al.*, 2002; MANACH *et al.*, 2004). Além de oferecerem proteção contra estresses ambientais, como radiação UV e patógenos, e de contribuírem para a coloração intensa de flores e frutos, fator que atrai polinizadores e dispersores de sementes, eles exercem efeitos protetores em humanos, prevenindo doenças cardiovasculares e certos tipos de câncer, bem como atuando no controle de inflamações e infecções. Sua importância motivou diversas pesquisas, englobando a presença desses compostos em várias fontes alimentares, a exemplo de frutas, hortaliças e bebidas. Especial atenção é conferida à ocorrência em uvas e vinhos, nos quais interferem diretamente em aspectos sensoriais, como cor, adstringência e amargor, além de influenciarem a qualidade final dos produtos (MULLER *et al.*, 2010).

Vale ressaltar que a composição e a concentração de flavonoides em uvas e vinhos variam amplamente em função de fatores como variedade da uva, condições climáticas, práticas de cultivo e técnicas de vinificação, o que afeta não apenas suas propriedades organolépticas, mas também o potencial benéfico associado ao consumo moderado de vinho. Durante a maturação das uvas, há incremento expressivo no teor de antocianinas, resultando em coloração mais intensa. Outros flavonoides, como os flavonóis, podem ter suas concentrações reduzidas ou mantidas ao longo desse período (THOMPSON; JAMES, 2022).

2.1.5 Flavonóis

Os flavonóis configuram uma subclasse dos flavonoides, um grupo de compostos fenólicos amplamente distribuídos no reino vegetal. Esses metabólitos exercem papel essencial na fisiologia das plantas, atuando como antioxidantes naturais e protegendo as células contra danos oxidativos causados por radicais livres. Além disso, contribuem para diversas características sensoriais de frutas e vegetais, incluindo cor e sabor. No que tange aos benefícios à saúde, os flavonóis têm sido relacionados à prevenção de doenças crônicas, como enfermidades cardiovasculares, câncer e condições neurodegenerativas, em virtude de suas propriedades anti-inflamatórias, antivirais e de modulação da expressão gênica (ADAMS; WALKER, 2019).

Os flavonóis apresentam uma estrutura química baseada em um esqueleto 2-fenil-benzopirano, cujas variações geram compostos específicos dentro dessa subclasse. Entre os flavonóis mais investigados, destacam-se a quercetina, kaempferol e miricetina (Quadro 1).

| Flavonol | Principais Fontes | Cor Associada | Características Estruturais | Propriedades / Observações |
|------------|--|-----------------------------|---|---|
| Quercetina | Cebolas, maçãs, uvas, chás, brócolis e diversos vegetais | Amarelo pálido a esverdeado | <p>Flavona com três grupos hidroxila posicionados de forma a potencializar a atividade biológica</p> <p>Figura 1: Estrutura Molecular da Quercetina</p>  <p>FONTE: 1- Wikipédia. "Estrutura Molecular da Quercetina." Quercetina – Wikipédia, a enciclopédia livre, 2024. Disponível em: https://pt.wikipedia.org/wiki/Quercetina. Acesso em: 15 out. 2024</p> | <p>Propriedades antioxidantes e anti-inflamatórias</p> <p>Modulação de vias metabólicas importantes (Nguyen; Smith, 2021)</p> |
| Kaempferol | Couve, brócolis, feijões, chás verdes, frutas cítricas | Amarelo pálido | <p>Estrutura de flavona semelhante à quercetina, porém com um grupo metila adicional no anel B</p> <p>Figura 2: Estrutura Química do Kaempferol</p>  <p>FONTE: 2 - Wikipédia. "Estrutura Molecular do Kaempferol." Kaempferol – Wikipédia, a enciclopédia livre, 2020. Disponível em: https://pt.wikipedia.org/wiki/Kaempferol. Acesso em: 15 out. 2024</p> | <p>Ação anti-inflamatória e anticancerígena</p> <p>Proteção cardiovascular</p> <p>Redução do risco de doenças neurodegenerativas (Moore; Johnson, 2020)</p> |
| Miricetina | Chá, vinho tinto, vegetais, frutas (ex.: uvas) e nozes | Amarelada | <p>Possui vários grupos hidroxila, conferindo elevada capacidade de doação de elétrons</p> <p>Figura 3: Estrutura Molecular da Miricetina</p>  <p>FONTE: 3 – Wikipédia. "Estrutura Molecular da Miricetina." Myricetin – Wikipédia, 2024. Disponível em: https://en.wikipedia.org/wiki/Myricetin. Acesso em: 15 out. 2024.</p> | <p>Atividade antioxidante superior</p> <p>Propriedades anti-inflamatórias</p> <p>Agente quimiopreventivo contra o câncer (Zhang, 2022)</p> |

FONTE: O autor (2025).

A biossíntese dos flavonóis segue a rota metabólica comum dos flavonoides, iniciando-se na fenilalanina, que é convertida em ácido cinâmico e, na sequência, nos ácidos p-cumárico e p-cumaril-CoA. A partir desse ponto, atuam diversas enzimas, como a chalcona sintase (CHS) e a flavonoide 3-hidroxilase (F3H), culminando na produção de flavonóis. A adição de hidroxilas em posições específicas do esqueleto

flavonoide é determinante para a formação de distintos flavonóis, a exemplo da quercetina e do kaempferol (CHEN; WANG, 2018). Devido à complexidade desse processo, diversos fatores genéticos e ambientais regulam a síntese de flavonóis, constituindo um eixo central na manipulação da qualidade das uvas e dos vinhos.

A produção de flavonóis nas plantas é sensível a múltiplas influências:

- Condições ambientais: a luz, sobretudo a radiação ultravioleta (UV), destaca-se como um dos principais estímulos para a síntese de flavonóis. Plantas expostas a níveis elevados de UV costumam apresentar incremento na concentração desses compostos, configurando uma resposta adaptativa para proteger os tecidos contra danos provocados pela radiação. De modo análogo, estresses como a seca e as variações térmicas também podem induzir a biossíntese de flavonóis (ZHANG; LEE, 2022).
- Genética: a expressão de genes, como *CHS* e *F3H*, desempenha papel fundamental na síntese de flavonóis. Distintas cultivares de uvas e outras espécies vegetais podem exibir perfis de flavonóis diversos em razão de variações na expressão gênica. A manipulação genética tem sido objeto de pesquisa para elevar a produção de flavonóis específicos, visando aprimorar a qualidade dos vinhos e o valor nutricional das uvas (DAVIS; MARTINEZ, 2021).

Nas uvas, os flavonóis localizam-se predominantemente na casca, onde exercem funções críticas na defesa contra patógenos e na proteção contra radiação UV. A distribuição desses compostos nas uvas varia conforme a parte do fruto, sendo suas concentrações mais baixas na polpa. Além de contribuir para a coloração das uvas e, por extensão, para a cor do vinho, eles influenciam o perfil sensorial, repercutindo em aspectos como adstringência e sabor (REED; GREEN, 2020). De maneira geral, os flavonóis são armazenados em vacúolos celulares na casca das uvas, o que viabiliza resposta rápida a estresses ambientais. Ademais, sua localização superficial funciona como barreira química contra patógenos (HARRIS; CLARK, 2019).

Ao longo da maturação das uvas, ocorre aumento considerável nos níveis de antocianinas, influenciando diretamente a intensificação da cor. Outros flavonóis, como kaempferol e quercetina, também podem ter suas concentrações elevadas, promovendo maior proteção antioxidante e contribuindo para o sabor final do vinho. Fatores genéticos e ambientais exercem influência nesse processo, sendo o teor de

flavonóis um indicativo de qualidade das uvas e de seu potencial enológico (FISHER; HALL, 2022).

No contexto da viticultura, os flavonóis figuram como elementos-chave que afetam a cor, o sabor, a estrutura e a capacidade de envelhecimento dos vinhos. Além disso, atuam como antioxidantes, prolongando a estabilidade do vinho durante o armazenamento. A presença e a concentração de flavonóis nos vinhos são determinadas por fatores como variedade da uva, condições de cultivo e técnicas de vinificação. Os vinhos que contêm teores elevados de flavonóis costumam associar-se a maior qualidade sensorial e a potenciais benefícios à saúde (WATERHOUSE; SUTCLIFFE; KENNEDY, 2016).

2.1.6 Antocianinas

As antocianinas são pigmentos flavonoides amplamente distribuídos no reino vegetal, responsáveis por cores vibrantes que oscilam entre tons avermelhados e azulados em flores, frutas e vegetais. Além de exercerem funções fundamentais na ecologia das plantas, como a atração de polinizadores e a dispersão de sementes, as antocianinas têm sido objeto de estudos aprofundados devido às suas propriedades antioxidantes e aos benefícios associados à saúde humana, incluindo a redução do risco de doenças cardiovasculares, câncer e enfermidades neurodegenerativas (CASTAÑEDA-OVANDO *et al.*, 2009).

Esses pigmentos configuram uma subclasse dos flavonoides, compostos fenólicos reconhecidos por sua solubilidade em água e pela capacidade de produzir ampla gama de tonalidades, moduladas pelo pH do meio (KONG *et al.*, 2003). Em condições ácidas, as antocianinas tendem a expressar colorações avermelhadas, enquanto ambientes mais alcalinos induzem matizes azuladas (CASTAÑEDA-OVANDO *et al.*, 2009). Essa característica confere a esses pigmentos alta relevância para as indústrias alimentícia e enológica, tanto por suas qualidades estéticas quanto por suas atribuições funcionais. Além de fortes propriedades antioxidantes, as antocianinas exibem efeitos anti-inflamatórios, antimutagênicos e anticancerígenos, ressaltando seu potencial de aplicação na pesquisa biomédica (HE; GIUSTI, 2010).

As antocianinas derivam das antocianidinas, agliconas que, ao se ligar a diferentes açúcares, formam diversas estruturas moleculares. Destacam-se cianidina, delphinidina, malvidina, pelargonidina, peonidina e petunidina (HE; GIUSTI, 2010). Cada

tipo apresenta propriedades bioquímicas particulares, definidas pela posição e natureza dos substituintes nos anéis aromáticos, influenciando cor, estabilidade e atividade biológica (CASTAÑEDA-OVANDO *et al.*, 2009).

Quadro 2: Resumo das principais antocianidinas, padrões de substituição e tonalidades

| Antocianidina | Padrão de Substituição no Anel B | Tonalidade Típica | Observações |
|----------------------|--|--------------------------------|---|
| Cianidina | Hidroxilas (-OH) em 3' e 4' | Vermelho-arroxeadado | Comum em frutas vermelhas (romã, cranberry) |
| Delfinidina | Hidroxilas (-OH) em 3', 4' e 5' | Tendência mais azulada | Encontrada em flores e frutas que apresentam coloração azul/roxa |
| Pelargonidina | Uma hidroxila (-OH) na posição 4' | Avermelhada | Predominante em frutas como morango e algumas flores |
| Peonidina | Semelhante à cianidina, mas com um grupo metoxila (-OCH ₃) no anel B | Magenta a vermelho-arroxeadado | Apresenta maior estabilidade de cor em relação à cianidina |
| Malvidina | Semelhante à delfinidina, porém com grupos metoxila (-OCH ₃) adicionados | Roxo-avermelhada | Notória pela alta estabilidade e resistência à degradação oxidativa |

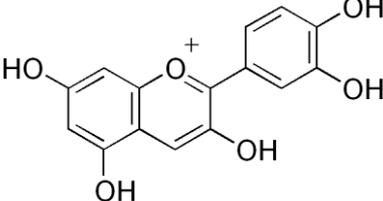
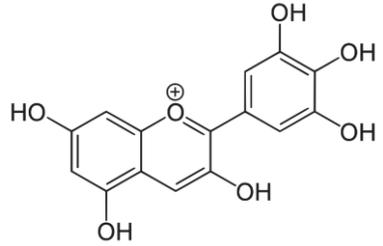
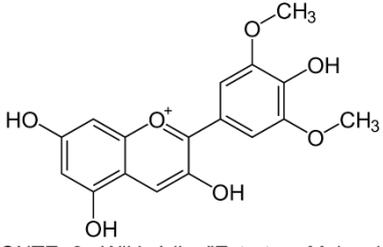
Fonte: O Autor (2025)

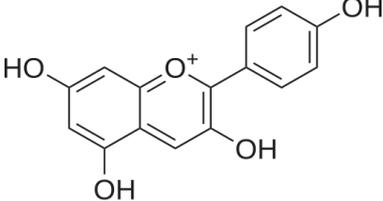
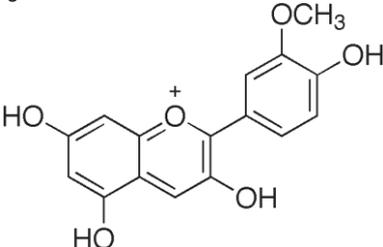
Desse modo, a composição estrutural das antocianinas influencia diretamente as cores expressas e sua estabilidade diante de fatores como pH, luz e temperatura, tornando esses pigmentos versáteis para aplicações industriais e farmacológicas (HE; GIUSTI, 2010).

Adicionalmente, diversos fatores contribuem para a estabilidade e a coloração das antocianinas, como a complexação com íons metálicos, a copigmentação com outros flavonoides e a formação de interações moleculares. A capacidade de formar complexos estáveis com metais, a exemplo de ferro e alumínio, explica a heterogeneidade de cores observadas na natureza, enquanto a copigmentação com compostos fenólicos pode intensificar a tonalidade e aumentar a resistência à degradação em alimentos e bebidas (KONG *et al.*, 2003). Tais características convertem as antocianinas em pigmentos naturais de grande importância para a biologia vegetal, a ciência dos alimentos, a enologia e a saúde humana, fazendo delas

alvo recorrente de pesquisas científicas voltadas a aplicações funcionais e tecnológicas.

Quadro 3: Principais características das formas isoméricas das antocianinas.

| Antocianinas | Principais Fontes | Cor Associada | Características Estruturais | Propriedades/Observações |
|---------------|-------------------------------|--------------------------|---|--|
| Cianidina | Maças, Cerejas | Vermelho intenso | <p>Contribui para tons rosados e cor de vinhos tintos suaves</p> <p>Figura 4: Estrutura Molecular da Cianidina</p>  <p>FONTE: 4 - Wikipédia. "Estrutura Molecular da Cianidina." Cyanidin – Wikipedia, 2024. Disponível em: https://en.wikipedia.org/wiki/Cyanidin. Acesso em: 15 out. 2024.</p> | Alta capacidade antioxidante |
| Delfinidina | Maças, Cerejas | Tons azulados | <p>Três grupos hidroxila no anel B</p> <p>Figura 5: Estrutura Molecular da Delfinidina</p>  <p>FONTE: 5 - Wikipédia. "Estrutura Molecular da Delfinidina." Delphinidin – Wikipedia, 2024. Disponível em: https://en.wikipedia.org/wiki/Delphinidin. Acesso em: 15 out. 2024.</p> | Alta capacidade antioxidante |
| Malvidina | Uvas, Vinhos Tintos | Púrpura | <p>Três grupos hidroxila no anel B</p> <p>Figura 6: Estrutura Molecular da Malvidina</p>  <p>FONTE: 6 - Wikipédia. "Estrutura Molecular da Malvidina." Malvidina – Wikipédia, a enciclopédia livre, 2020. Disponível em: https://pt.wikipedia.org/wiki/Malvidina. Acesso em: 15 out. 2024</p> | Confere estabilidade à cor dos vinhos, sendo pouco suscetível à degradação oxidativa |
| Pelargonidina | Morangos, uvas vermelhas etc. | Alaranjada / avermelhada | Estrutura com padrão de substituição que confere cor alaranjada/vermelha | Promove tons avermelhados e contribui para maior estabilidade de cor |

| | | | | |
|-----------|--|--------------|--|---|
| | | | <p>Figura 7: Estrutura Molecular da Pelargonidina</p>  <p>FONTE: 7 - Wikipédia. "Estrutura Molecular da Pelargonidina." Pelargonidina – Wikipédia, a enciclopédia livre, 2019. Disponível em: https://pt.wikipedia.org/wiki/Pelargonidina. Acesso em: 15 out. 2024.</p> | |
| Peonidina | Uvas Vermelhas, Ameixas, Vinhos Tintos | Tons rosados | <p>Semelhante à cianidina, porém com um grupo metoxila adicional</p> <p>Figura 8: Estrutura Molecular da Peonidina</p>  <p>FONTE: 8 - Wikipédia. "Estrutura Molecular da Peonidina." Peonidina – Wikipédia, a enciclopédia livre, 2020. Disponível em: https://pt.wikipedia.org/wiki/Peonidina. Acesso em: 15 out. 2024.</p> | Amplamente presente em frutas vermelhas, contribuindo para a pigmentação característica |

FONTE: O autor (2025).

A biossíntese das antocianinas insere-se na via dos fenilpropanóides, a qual tem início na desaminação da fenilalanina, resultando em ácido p-cumárico que, por sua vez, é convertido em chalcona, precursor imediato dos flavonoides. A formação das antocianinas requer a ação coordenada de diversas enzimas, como a *chalcona sintase* (CHS), a *flavonoide 3-hidroxilase* (F3H) e a *antocianidina sintase* (ANS). Esse processo é minuciosamente regulado por aspectos genéticos e ambientais:

- Luz e radiação UV: a exposição à luz, em especial à radiação UV, representa um dos principais estímulos para a síntese de antocianinas. Nesse contexto, as plantas elevam a produção de pigmentos como forma de proteção contra danos oxidativos (GIOVANNONI, 2001).
- Temperatura: as condições térmicas influenciam tanto a síntese quanto a estabilidade desses pigmentos. Em geral, temperaturas amenas durante a maturação das uvas tendem a intensificar a concentração de antocianinas, enquanto temperaturas elevadas podem acelerar sua degradação (BERGER; MAJERUS; STRACK, 2011).

- pH: o pH do vacúolo celular, onde as antocianinas são estocadas, afeta diretamente a coloração e a durabilidade dos pigmentos. Em ambientes ácidos, esses compostos prevalecem em sua forma catiônica avermelhada; já em meios mais alcalinos, assumem coloração azulada (JORDHEIM *et al.*, 2016).
- Fatores genéticos: a expressão de genes relacionados à biossíntese de antocianinas, como *CHS*, *DFR* (*dihidroflavonol-4-redutase*) e *ANS*, é coordenada por reguladores transcricionais que respondem a sinais ambientais e endógenos, acarretando variações expressivas na concentração desses pigmentos entre variedades de uvas (WINKEL-SHIRLEY, 2001).

Nas uvas, as antocianinas se concentram sobretudo no epicarpo, desempenhando papel vital na definição da cor e, por extensão, na aparência do vinho. A distribuição dessas substâncias depende em grande medida da variedade da uva e das práticas de cultivo adotadas. As antocianinas, armazenadas em vacúolos celulares, permanecem isoladas do citoplasma, protegendo-se contra a degradação prematura e garantindo sua eficácia como pigmentos (DAI; MØLLER, 2013). Além de definir a cor, as antocianinas atuam na defesa contra estresses ambientais, como radiação UV e patógenos. Suas concentrações e composições na casca das uvas variam conforme a cultivar e o estágio de maturação, repercutindo diretamente na qualidade final do vinho (MATTIVI *et al.*, 2006).

Durante a maturação das uvas, há um acúmulo progressivo de antocianinas, que atinge sua máxima concentração na fase de maturidade plena. Esse acréscimo está associado ao desenvolvimento de colorações intensas nas uvas tintas, aspecto decisivo para a obtenção de vinhos de alta qualidade. Todavia, após o ápice, as antocianinas podem sofrer degradação por processos oxidativos ou enzimáticos, sobretudo se submetidas a condições ambientais adversas, como calor excessivo ou luz intensa. A gestão adequada desses fatores durante a maturação e colheita é, pois, crucial para manter a intensidade e a estabilidade da cor no produto final (HERNÁNDEZ; GÓMEZ, 2006).

No âmbito da viticultura, as antocianinas exercem influência decisiva sobre as características sensoriais do vinho, em especial sobre a cor e a estabilidade do produto. A coloração, um dos primeiros atributos avaliados pelo consumidor, está diretamente associada à concentração e ao tipo de antocianinas presentes. Ademais, esses pigmentos interagem com taninos e outros compostos fenólicos durante a vinificação, afetando também a textura e a estrutura do vinho. Por outro lado, a

presença de antocianinas ajuda a proteger o vinho contra a oxidação, prolongando sua vida útil e contribuindo para o aprimoramento de suas qualidades organolépticas ao longo do tempo (WATERHOUSE; SUTCLIFFE; KENNEDY, 2016).

2.1.7 Taninos

Os taninos são compostos fenólicos complexos que exercem funções primordiais tanto na biologia das plantas quanto na elaboração e na qualidade de alimentos e bebidas, com destaque para o vinho. Esses compostos encontram-se em diversas partes das plantas, como cascas, folhas, sementes e frutos, e distinguem-se por suas propriedades adstringentes, capazes de influenciar de forma direta a sensação tátil e o sabor dos vinhos. Além de sua relevância sensorial, os taninos apresentam propriedades antioxidantes e antimicrobianas, contribuindo para a proteção das plantas contra patógenos e herbívoros (HASLAM, 1989; PEREIRA *et al.*, 2019).

Na esfera enológica, os taninos formam complexos com proteínas e polissacarídeos, gerando uma sensação de adstringência na boca. Tal característica é crucial para determinar a textura dos vinhos, em especial os tintos, em que esses compostos atuam na estrutura, no corpo e na longevidade do produto. Paralelamente, os taninos desempenham funções de defesa nas plantas, pois inibem a ação de herbívoros e microrganismos patogênicos. Sua expressiva capacidade antioxidante também é determinante para preservar o vinho da oxidação ao longo do envelhecimento (HASLAM, 1989; PEREIRA *et al.*, 2019).

Os taninos podem ser classificados em duas categorias principais, cada qual apresentando propriedades estruturais e funcionais específicas:

- Taninos condensados (proantocianidinas): Formados pela polimerização de unidades de flavonoides, como catequinas e epicatequinas, ligados por meio de pontes flavanoides. Encontram-se em abundância nas cascas e nas sementes das uvas, respondendo pela adstringência e pela cor dos vinhos tintos. Ademais, as proantocianidinas influenciam a estabilidade e a capacidade de envelhecimento desses vinhos (JORDÃO; RICARDO-DA-SILVA; LAUREANO, 2001).
- Taninos hidrolisáveis: Resultam da esterificação de ácidos fenólicos (por exemplo, ácido gálico e ácido elágico) com açúcares, formando compostos

suscetíveis à hidrólise em meio ácido. Embora menos frequentes em uvas, se comparados aos taninos condensados, contribuem para a estrutura do vinho e apresentam notável atividade antioxidante. São comumente observados em outras partes das plantas, inclusive em madeiras empregadas no envelhecimento de vinhos (MOURE *et al.*, 2001).

Os taninos condensados derivam da polimerização de flavonoides, gerando oligômeros ou polímeros de variados tamanhos e graus de polimerização, o que determina solubilidade, adstringência e reatividade. Já os taninos hidrolisáveis apresentam unidades de ácidos fenólicos unidas a açúcares, formando ésteres que se rompem em contato com a água. A presença de diferentes grupos funcionais, como hidroxilas e carboxilas, explica a variabilidade estrutural, a qual se reflete na menor adstringência em comparação aos taninos condensados, porém com participação relevante na estabilidade do vinho (SANTOS-BUELGA; SCALBERT, 2000).

A formação dos taninos condensados vincula-se à via dos flavonoides, na qual a *chalcona sintase* (CHS) atua na síntese das moléculas precursoras. Na sequência, enzimas como a *leucoantocianidina redutase* (LAR) e a *antocianidina sintase* (ANS) contribuem para a produção das proantocianidinas. Por outro lado, os taninos hidrolisáveis originam-se de ácidos fenólicos, esterificados com açúcares por ação de enzimas, a exemplo da UDP-glicose:ácido gálico transferase (UGT) (HAGERMAN, 1999).

Elementos ambientais e práticas de manejo exercem grande influência nessa biossíntese. A exposição ao sol pode elevar a síntese de taninos condensados, enquanto temperaturas elevadas aceleram sua degradação. A disponibilidade de água e nutrientes no solo também interfere no acúmulo de taninos, sendo que a irrigação deficitária controlada favorece concentrações mais elevadas desses compostos. Além disso, a seleção de variedades de uvas com alto teor de precursores de taninos constitui estratégia de melhoria na qualidade dos vinhos (HAGERMAN, 1999; WANG *et al.*, 2019).

Nas uvas, os taninos estão concentrados sobretudo em cascas e sementes. As cascas contêm elevados níveis de proantocianidinas, relevantes para a cor e a estrutura dos vinhos tintos. Já as sementes apresentam taninos condensados de maior peso molecular, afetando diretamente a adstringência e a durabilidade do vinho. Embora a polpa apresente menor quantidade de taninos, essa fração colabora para o teor fenólico total do mosto (HASLAM, 1998).

Ao longo da maturação, a concentração de taninos tende a diminuir na casca e a aumentar nas sementes, alterando de maneira significativa o perfil sensorial do vinho. O controle da extração de taninos durante a vinificação é, portanto, essencial para a obtenção de vinhos equilibrados, com boa estrutura e suavidade (CHEYNIER, 2005).

No interior das uvas, os taninos situam-se majoritariamente nos vacúolos das células da casca e das sementes, em uma forma relativamente inerte. Durante a vinificação, a ruptura celular permite a liberação e a extração desses compostos, etapa decisiva para a definição do perfil sensorial do vinho. Essa organização intracelular possibilita o acúmulo de concentrações elevadas de taninos sem prejudicar a integridade celular, preservando sua capacidade de formar complexos durante o envelhecimento (JACKSON; LOMBARD, 1993).

A evolução dos taninos acompanha a maturação das uvas, afetando de modo direto a qualidade do vinho. Em estágios iniciais, os taninos são altamente polimerizados, resultando em adstringência mais pronunciada. Com a maturação, ocorrem modificações estruturais, incluindo degradações e formação de complexos com outros compostos fenólicos, que levam a taninos mais solúveis e menos adstringentes, gerando vinhos de sabor mais suave e complexo (GARRIDO; BORGES, 2013).

O ponto de colheita das uvas e as condições de fermentação influenciam ainda a forma como os taninos interagem com proteínas e polissacarídeos, modulando a percepção de adstringência e a maciez do vinho. A coordenação criteriosa desses fatores é determinante para aprimorar a qualidade sensorial do produto final (RIBÉREAU-GAYON *et al.*, 2006).

Nos vinhos tintos, os taninos contribuem para a intensidade e a estabilidade da cor por meio de interações com antocianinas e outros compostos fenólicos. Também são responsáveis pela sensação de corpo e textura, atributos decisivos na apreciação do vinho. Durante o envelhecimento, seu papel antioxidante auxilia na proteção contrarreações de oxidação, preservando aromas e sabores. A capacidade de formar complexos estáveis com proteínas e outras moléculas sustenta a longevidade do vinho, permitindo o surgimento de maior complexidade e suavidade com o tempo (WATERHOUSE; SUTCLIFFE; KENNEDY, 2016).

2.1.8 Compostos Não Flavonoides

Os compostos fenólicos não flavonoides abrangem um amplo conjunto de metabólitos secundários presentes em vegetais, especialmente em uvas, e exercem funções vitais na defesa contra condições adversas e patógenos. Além disso, são determinantes para as características sensoriais e funcionais de diversos alimentos e bebidas, notadamente o vinho, graças às suas propriedades antioxidantes, anti-inflamatórias e potencialmente benéficas à saúde (WATERHOUSE; SUTCLIFFE; KENNEDY, 2016).

Apesar de não integrarem o grupo dos flavonoides, esses compostos desempenham papel igualmente relevante na bioquímica vegetal. Os ácidos fenólicos e os estilbenos, em particular, têm sido exaustivamente estudados devido a sua capacidade de neutralizar radicais livres, proteger as células contra estresse oxidativo e contribuir para efeitos anti-inflamatórios, antimutagênicos e cardioprotetores. Tais características despertam interesse crescente tanto na indústria alimentícia quanto na farmacêutica (WATERHOUSE; SUTCLIFFE; KENNEDY, 2016).

A classificação principal dos compostos fenólicos não flavonoides abrange diversas categorias, dentre as quais se destacam:

- **Ácidos fenólicos:** Englobam substâncias como ácido cafeico, ácido ferúlico e ácido clorogênico, caracterizadas pela presença de um anel benzênico ligado a um grupo carboxílico, frequentemente com substituições adicionais (hidroxila ou metoxila). O ácido cafeico, por exemplo, deriva do ácido cinâmico e apresenta elevada atividade antioxidante. Já o ácido ferúlico compõe a parede celular de diversas plantas e auxilia na proteção contra radiação UV (WANG; ADAMS, 2019). Além disso, estudos de meta-análise sugerem que o consumo de ácidos fenólicos pode estar associado à redução de riscos de doenças crônicas (GARCÍA-SALAS *et al.*, 2010).
- **Estilbenos:** Incluem compostos como o resveratrol, constituído por dois anéis benzênicos unidos por uma cadeia etilênica. O resveratrol se destaca pelas possíveis ações cardioprotetoras, anticancerígenas e anti-inflamatórias (KOPP, 1998). Seu estudo é especialmente relevante por estar presente no vinho tinto, podendo oferecer benefícios adicionais à saúde quando consumido de modo moderado (JACKSON; BELL, 2018). Revisões recentes também relacionam o

resveratrol à modulação de vias moleculares que influenciam o envelhecimento celular (LIU *et al.*, 2019).

- Chalconas: Apresentam um esqueleto α , β -insaturado (anel fenil ligado a outro anel aromático por uma cadeia carbonílica aberta), sendo frequentemente precursores para a síntese de diversos flavonoides (KUMAR *et al.*, 2020). As chalconas são reconhecidas por ampla variedade de atividades biológicas, incluindo propriedades antioxidantes, antimicrobianas e anti-inflamatórias (ZHANG *et al.*, 2018). Têm sido objeto de pesquisas farmacológicas que buscam novas moléculas bioativas (KUMAR *et al.*, 2020).
- Cumarinas: Formadas por um anel benzênico fundido a uma lactona (anel pirona), são encontradas em diversas espécies vegetais. Podem exibir propriedades anticoagulantes (como o dicumarol), além de efeitos anti-inflamatórios e antioxidantes (FARHOUDI *et al.*, 2018). Em alimentos, a cumarina é encontrada em concentrações variáveis; por isso, o estudo de sua toxicidade e de seus efeitos benéficos é recorrente em pesquisas de toxicologia alimentar (LAKEC; PENGELLY, 2020).
- Lignan: Constituídas pela união de duas unidades fenilpropanóides (C6–C3) por meio de ligações entre os anéis aromáticos ou as cadeias laterais, encontram-se em sementes (por exemplo, linhaça), cereais e leguminosas. Diversas lignanas têm sido associadas a efeitos cardioprotetores e ao equilíbrio hormonal, além de possível ação antioxidante (ANDERSON; LEWIS, 2022). Pesquisas indicam que o consumo de lignanas está relacionado a menor incidência de algumas doenças crônicas, destacando-se seus potenciais benefícios na saúde metabólica (STROM *et al.*, 2020).

A biossíntese dos fenólicos não flavonoides é realizada majoritariamente pelas vias dos ácidos chiquímico e cinâmico. O processo inicia-se com a conversão de fenilalanina em ácido cinâmico, seguida por modificações enzimáticas promovidas, por exemplo, pela fenilalanina amônia-liase (PAL), resultando na formação de diferentes ácidos fenólicos. No caso dos estilbenos, como o resveratrol, a enzima estilbeno sintase (STS) converte o ácido p-cumárico em resveratrol, em uma rota fortemente regulada por fatores ambientais e genéticos (LIN; XU, 2021).

Vários elementos influenciam a biossíntese desses compostos, entre eles as condições ambientais (luz, temperatura e pH) e a genética das plantas. A exposição à radiação UV, por exemplo, pode estimular a síntese de ácidos fenólicos como

mecanismo de defesa, ao passo que temperaturas muito altas ou muito baixas afetam negativamente a produção desses metabólitos. Na perspectiva genética, cada variedade de uva apresenta um perfil distinto de compostos não flavonoides, condicionado pela expressão diferencial de genes envolvidos em sua rota biossintética (PARK, ROBINSON, 2020; KIM; LEE, 2022).

Esses metabólitos distribuem-se de forma heterogênea na estrutura das uvas. As cascas concentram a maior parte dos compostos fenólicos não flavonoides, sobretudo para defesa contra patógenos e radiação UV, enquanto a polpa e as sementes apresentam quantidades mais modestas. Tal distribuição pode variar de acordo com a cultivar e com o manejo no vinhedo, impactando diretamente o perfil fenólico do vinho que delas se origina (STEWART; EVANS, 2021).

No interior celular, esses compostos localizam-se principalmente nos vacúolos, compartimentos essenciais para o armazenamento de metabólitos secundários. Também podem estar associados às paredes celulares, contribuindo para a integridade e resistência celular. A forma como se dispõem dentro das células influencia a extração e a estabilidade dos compostos durante a vinificação, repercutindo, por conseguinte, na qualidade sensorial e funcional do vinho (GARCIA; LOPEZ, 2018).

A concentração dos compostos fenólicos não flavonoides tende a sofrer variações ao longo da maturação das uvas, podendo aumentar conforme elas se desenvolvem e concentrar maior diversidade de ácidos fenólicos. Por outro lado, exposição prolongada à luz intensa ou a extremos de temperatura pode desencadear degradação de parte desses constituintes, acarretando perda de qualidade e redução do potencial antioxidante na bebida final (WHITE; HARRIS, 2022).

2.1.9 Ácidos Fenólicos

Os ácidos fenólicos representam uma classe de compostos bioativos amplamente distribuídos no reino vegetal, reconhecidos por suas propriedades antioxidantes, anti-inflamatórias e pela contribuição significativa para a qualidade sensorial de alimentos e bebidas, como o vinho. Ao mesmo tempo em que atuam na defesa das plantas contra patógenos e condições ambientais adversas, esses compostos influenciam aspectos fundamentais do produto final, tais como cor, sabor e estabilidade (WATERHOUSE, SACKS; JEFFERY, 2016).

Caracterizados por um anel benzênico ao qual se ligam grupos hidroxila e carboxila, os ácidos fenólicos exercem funções antioxidantes, neutralizando radicais livres e protegendo as células contra danos oxidativos. No contexto enológico, são determinantes para a estabilidade do vinho, pois interagem com proteínas, taninos e demais moléculas ao longo do processo de vinificação, afetando a coloração, o potencial de envelhecimento e outros atributos sensoriais (GORDON; TURNER, 2019).

De modo geral, esses ácidos classificam-se em duas categorias principais, de acordo com a estrutura química:

- Ácidos hidroxibenzoicos: incluem substâncias como o ácido gálico e o ácido protocatecuico, que possuem um anel benzênico com um ou mais grupos hidroxila e carboxila. Tais compostos exibem forte atividade antioxidante e atuam na prevenção da oxidação em vinhos brancos, promovendo a manutenção da cor e a estabilidade do produto (WANG; XU, 2022).
- Ácidos hidroxicinâmicos: abrangem compostos como o ácido cafeico, o ácido ferúlico e o ácido p-cumárico. O ácido cafeico, por exemplo, destaca-se por sua alta capacidade antioxidante em virtude de um grupo hidroxila adicional. Já o ácido ferúlico contribui para a rigidez da parede celular em vegetais e para a proteção contra radiação UV (LIU; ZHANG, 2021).

A rota biossintética dos ácidos fenólicos ocorre sobretudo por intermédio das vias dos ácidos chiquímico e cinâmico. Inicialmente, a fenilalanina é convertida em ácido cinâmico pela ação da enzima fenilalanina amônia-liase (PAL). Em sequência, uma série de reações enzimáticas conduz à formação de diferentes ácidos fenólicos, como o ácido cafeico e o ácido ferúlico. Fatores genéticos e ambientais regulam esse processo, definindo a quantidade e o perfil de ácidos fenólicos produzidos (WANG; XU, 2022).

A síntese desses compostos é influenciada por diversos elementos:

- Condições ambientais: Luz, temperatura e disponibilidade de nutrientes afetam a produção de ácidos fenólicos. A exposição à radiação UV pode elevar a concentração desses compostos como forma de defesa das plantas, enquanto temperaturas moderadas e boa nutrição tendem a favorecer sua síntese (BROWN; GRAY, 2021).
- Genética: A constituição genética de cada variedade vegetal determina a capacidade de sintetizar e acumular ácidos fenólicos. Diferenças na expressão

gênica entre variedades resultam em perfis únicos, os quais podem ser otimizados por meio de melhoramento genético para gerar vinhos com maior estabilidade e complexidade (HUANG; KIM, 2019).

No que diz respeito à uva, esses compostos distribuem-se de maneira desigual em suas diferentes partes. As cascas geralmente concentram maiores níveis de ácidos fenólicos, contribuindo para a proteção contra patógenos e para reações essenciais durante a vinificação. Já a polpa, embora apresente quantidades menores, colabora para o potencial antioxidante e para o sabor. Tanto a variedade da uva quanto as práticas de cultivo influenciam essa distribuição e, conseqüentemente, a qualidade do vinho (JAMES; ALLEN, 2020).

No interior celular, os ácidos fenólicos localizam-se sobretudo nos vacúolos, protegidos de interações que poderiam comprometer sua estabilidade antes do início da vinificação. Também podem ocorrer nas paredes celulares, onde fornecem integridade estrutural e defesa contra estresses ambientais. Essa disposição intracelular afeta a extração e o impacto desses compostos durante a elaboração do vinho, interferindo de forma decisiva na qualidade e na estabilidade final (GREEN; TURNER, 2018).

Durante o processo de maturação das uvas, os níveis de ácidos fenólicos podem oscilar de acordo com diversos fatores. Em algumas situações, há incremento na concentração de ácidos como o ácido cafeico, o que reforça as características sensoriais e antioxidantes do vinho. Em outras circunstâncias, esses compostos podem sofrer degradação ou serem convertidos em outras substâncias. Portanto, a escolha do momento de colheita e a aplicação de técnicas adequadas de vinificação são fundamentais para otimizar os benefícios proporcionados por esses ácidos na elaboração de vinhos de alta qualidade (DAVIS; CLARK, 2021).

2.1.10 Resveratrol

Os estilbenos representam uma importante classe de compostos fenólicos caracterizada por conter dois anéis benzênicos unidos por uma ponte etilênica (BURNS *et al.*, 2002; LIU *et al.*, 2019). Entre essas substâncias, o resveratrol se destaca por suas propriedades antioxidantes e pelo potencial efeito protetor contra diversas doenças, especialmente as de caráter cardiovascular e neoplásico. Encontrado predominantemente nas cascas das uvas, esse composto desempenha

papel relevante tanto na saúde humana quanto na qualidade dos vinhos (SIEMANN; CREASY, 1992; WATERHOUSE; SUTCLIFFE; KENNEDY, 2016).

Caracterizado como um composto fenólico do tipo estilbeno, o resveratrol desperta amplo interesse científico devido à sua capacidade antioxidante e aos benefícios associados ao consumo moderado de vinho tinto (KOPP, 1998; JACKSON, 2020). Ele ocorre em duas formas isoméricas: o trans-resveratrol, mais estável e biologicamente ativo, e o cis-resveratrol, menos estável e menos investigado (FREEDMAN *et al.*, 2017). Estudos apontam que o resveratrol pode exercer efeitos cardioprotetores, anti-inflamatórios e anticancerígenos, conferindo valor adicional a alimentos e bebidas que o contêm (LI *et al.*, 2019; MITCHELL; THOMPSON, 2022).

Em suma, ao analisarmos a classe dos estilbenos, fica evidente o destaque que o resveratrol recebe na literatura por sua relevante atividade biológica, impactando não apenas as características sensoriais dos produtos víquicos, mas também trazendo possíveis benefícios à saúde (WANG; ADAMS, 2019). Essas descobertas reforçam a importância de investigações contínuas acerca desse composto, tanto no âmbito enológico quanto nas áreas de nutrição e farmacologia (MONDIN; RIBEIRO; BASTOS, 2020).

A rota biossintética do resveratrol inicia-se pela conversão de fenilalanina em ácido cinâmico, mediada pela enzima fenilalanina amônia-liase. Posteriormente, o ácido cinâmico é convertido em *p*-cumaril coenzima A, que é transformado em resveratrol por ação da sintase de estilbeno. Fatores ambientais como luz ultravioleta, estresse hídrico e infecções fúngicas podem induzir a expressão dessa enzima, elevando a produção de resveratrol (TAYLOR; WILSON, 2021).

A síntese e o acúmulo de resveratrol sofrem influências de diversos elementos:

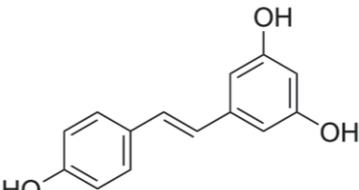
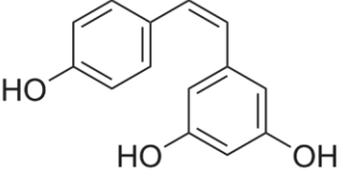
- Condições Ambientais: Estresses abióticos, como a exposição à radiação UV, desencadeiam a produção de resveratrol como resposta de defesa da videira, com destaque para a radiação UV-B. Níveis moderados a altos de radiação UV podem intensificar a síntese desse composto, protegendo a planta contra o estresse oxidativo (GATTO *et al.*, 2008). Em regiões de clima temperado, a variação da intensidade luminosa, de acordo com a latitude e a estação do ano, afeta diretamente o conteúdo de resveratrol nas uvas (DEL-CASTILLO-ALONSO *et al.*, 2020). Além disso, aspectos como o tipo de solo e a disponibilidade de água exercem influência sobre esses níveis, de modo que

práticas de manejo do dossel vegetativo podem ser adaptadas para maximizar a exposição à luz, potencializando a produção de resveratrol nos frutos.

- **Genética:** Diferenças genéticas entre variedades de uvas resultam em concentrações diversas de resveratrol. Algumas cultivares possuem maior capacidade de sintetizar esse composto, o que pode ser intensificado por técnicas de cultivo, como a agricultura orgânica, em razão do maior estresse ambiental imposto às plantas (JOHNSON; SMITH, 2019).

No Quadro 4, apresenta-se um resumo das principais características das formas isoméricas do resveratrol.

Quadro 4: Principais características das formas isoméricas do resveratrol.

| Composto | Principais Fontes | Cor Associada | Características Estruturais | Características Estruturais |
|-------------------|--|--|--|--|
| Trans-Resveratrol | Trans-Resveratrol | Incolor (em sua forma pura) | Incolor (em sua forma pura) Figura 9: Estrutura Química do Trans-Resveratrol (E)-Resveratrol  FONTE: 9 - CAMONT, Laurent; COTTART, Charles-Henry; RHAYEM, Yara <i>et al.</i> (2009). | Alta capacidade antioxidante relacionado aos benefícios do consumo moderado de vinho tinto (ROBERTS; GARCIA, 2020) |
| Cis-Resveratrol | Menos comum em alimentos e bebidas; pode estar presente em menor proporção em vinhos | Menos comum em alimentos e bebidas; pode estar presente em menor proporção em vinhos | Isômero com configuração cis, menos estável que o trans, mas ainda contribui para a atividade bioativa Figura 10: Estrutura Química do Cis-(Z)-Resveratrol  FONTE: 10 - CAMONT, Laurent; COTTART, Charles-Henry; RHAYEM, Yara <i>et al.</i> (2009). | Menos encontrado em produtos naturais-Desempenha papel nas propriedades bioativas, embora em menor escala (LEE; EVANS, 2019) |

FONTE: O autor (2025).

A concentração de resveratrol na videira é marcadamente superior nas cascas das uvas, em comparação à polpa e às sementes. Essa presença reforça a defesa da planta contra patógenos e a proteção contra os danos decorrentes da radiação UV.

Ao longo da vinificação, o resveratrol é liberado a partir das cascas, contribuindo para a atividade antioxidante do vinho, sobretudo nos tintos (BROWN; CLARK, 2021).

No interior das células da uva, o resveratrol permanece principalmente armazenado em vacúolos e, em alguns casos, na superfície celular. Essa disposição possibilita uma resposta rápida diante de estresses ambientais, pois facilita a mobilização do composto sempre que necessário. Na elaboração dos vinhos, a ruptura celular desencadeada pelas etapas de esmagamento e maceração libera o resveratrol, que então exerce influência sobre as propriedades antioxidantes da bebida (LEE; TURNER, 2018).

Ao longo da maturação dos frutos, os teores de resveratrol podem se alterar em resposta às condições ambientais e ao desenvolvimento fisiológico das uvas. Em muitos casos, a síntese do composto intensifica-se conforme as uvas se aproximam do ponto ideal de colheita, em razão de maior exposição ao sol e de eventuais ataques de patógenos. Desse modo, a concentração final de resveratrol no vinho depende não apenas do grau de maturidade das uvas, mas também das condições climáticas e das práticas vitícolas empregadas (SMITH; ADAMS, 2022).

2.2 IMPORTÂNCIA DOS COMPOSTOS FENÓLICOS NAS CARACTERÍSTICAS DAS UVAS E DOS VINHOS

Os compostos fenólicos constituem uma das mais relevantes classes de metabólitos secundários presentes em plantas, sobretudo em uvas, e exercem funções determinantes na definição de atributos sensoriais, na qualidade e na autenticidade dos vinhos, além de contribuírem para benefícios à saúde. Dentre esses compostos, destacam-se os flavonoides, as antocianinas, os taninos, os ácidos fenólicos e o resveratrol, todos decisivos para o desenvolvimento das propriedades organolépticas, como sabor, cor, aroma e textura. A presença e a concentração de cada um desses componentes atuam, ainda, como indicadores de origem e pureza, o que os torna essenciais na verificação da autenticidade dos vinhos (FIGUEIREDO-GONZÁLEZ *et al.*, 2014).

2.2.1 Aspectos Sensoriais (Cor, Aroma, Sabor e Estrutura)

A cor do vinho constitui uma das primeiras características sensoriais percebidas pelos consumidores, e os compostos fenólicos desempenham papel fundamental em sua definição. Entre esses compostos, as antocianinas se destacam por serem as principais responsáveis pela coloração dos vinhos tintos, variando de tons avermelhados a arroxeados e azulados, em função de sua concentração, do pH e das interações com outras substâncias, como os taninos (SOUZA; PEREIRA, 2020). A estabilidade da cor ao longo do tempo também é influenciada pelos compostos fenólicos, na medida em que a oxidação desses elementos pode ocasionar o escurecimento do vinho, sobretudo nos vinhos brancos.

Além de contribuírem para a cor, os compostos fenólicos são decisivos para o sabor e o aroma dos vinhos. Flavonoides e ácidos fenólicos atuam na construção do perfil aromático, originando notas que podem abranger desde frutas vermelhas e negras até especiarias e ervas. Ademais, esses compostos influenciam o sabor, conferindo nuances de amargor e adstringência, particularmente percebidas em vinhos tintos ricos em taninos. As interações químicas que ocorrem entre os compostos fenólicos e outras moléculas ao longo do processo de vinificação e envelhecimento resultam em complexidade aromática adicional, atributo muito apreciado em vinhos de alta qualidade (WATERHOUSE; SADOWSKY; EBELER, 2019).

A textura do vinho, frequentemente descrita como a “sensação na boca”, depende em grande medida da presença de taninos, uma subclasse de flavonoides. Esses taninos são responsáveis pela adstringência, a sensação de secura causada pela interação entre os taninos e as proteínas salivares. Vinhos com alto teor de taninos, como os elaborados a partir das cultivares Cabernet Sauvignon ou Nebbiolo, tendem a apresentar corpo mais denso e estrutura marcante, características que favorecem um prolongado potencial de envelhecimento. À medida que os taninos se polimerizam ao longo do tempo, a adstringência tende a suavizar, contribuindo para uma textura progressivamente mais macia e elegante (MARTINEZ; GARCIA, 2019).

2.2.2 Benefícios À Saúde

Os compostos fenólicos são amplamente reconhecidos por suas propriedades antioxidantes, fundamentais para a proteção celular contra danos oxidativos provocados por radicais livres. Esse mecanismo assume especial relevância na prevenção de enfermidades crônicas, como os cardiovasculares e determinados tipos de câncer (SANTOS; OLIVEIRA, 2021). Entre esses compostos, o resveratrol tem recebido destaque devido aos seus efeitos anti-inflamatórios, cardioprotetores e anticancerígenos, tornando-se foco de pesquisas relacionadas aos benefícios do consumo moderado de vinho.

Diversos estudos epidemiológicos indicam que o consumo moderado de vinho tinto, rico em compostos fenólicos, pode associar-se a um menor risco de doenças cardiovasculares. O “Paradoxo Francês” ilustra esse vínculo: mesmo com uma dieta caracterizada pelo consumo elevado de gorduras saturadas, a ingestão regular de vinho tinto relaciona-se a taxas reduzidas de doenças cardíacas. Esse efeito deriva, sobretudo, da presença de flavonoides e de resveratrol, que potencializam a função endotelial, atenuam inflamações e inibem a oxidação do colesterol LDL (SANTOS; OLIVEIRA, 2021).

Além das vantagens cardiovasculares, os compostos fenólicos são investigados por seu possível efeito antienvhecimento. O resveratrol, em particular, apresenta a capacidade de ativar proteínas associadas à longevidade celular, como as sirtuínas. Tais evidências sugerem que o consumo sistemático, porém moderado, de vinho tinto pode contribuir para promover vida mais longa e saudável (DEGÁSPARI; WASZCZYNSKYJ, 2004).

2.2.3 Importância na Autenticidade e Qualidade dos Vinhos

Os compostos fenólicos funcionam como marcadores químicos valiosos para verificar a autenticidade e assegurar a qualidade dos vinhos. Por meio de técnicas analíticas, como a cromatografia líquida acoplada à espectrometria de massas (LC-MS), é possível identificar com precisão os perfis fenólicos característicos de determinadas variedades de uvas, regiões de cultivo e processos de vinificação. Tal identificação mostra-se especialmente relevante na certificação de vinhos com denominação de origem controlada (DOC), uma vez que a composição fenólica corrobora a procedência e a integridade do produto (VAN LEEUWEN; SEGUIN, 2006).

A concentração e o tipo de compostos fenólicos presentes nos vinhos resultam de diversos fatores ao longo da cadeia produtiva, iniciando-se no cultivo das uvas e estendendo-se às práticas empregadas durante a vinificação. Esses compostos exercem influência decisiva na formação da cor, sabor, estrutura e potencial antioxidante dos vinhos, constituindo elementos determinantes para a qualidade final e para a aceitação do consumidor.

O clima da região vitivinícola exerce impacto direto na composição fenólica das uvas. Em áreas de maior altitude, onde a radiação ultravioleta tende a ser mais intensa, as videiras costumam sintetizar quantidades mais elevadas de resveratrol e antocianinas, contribuintes importantes para a coloração e para as propriedades antioxidantes do vinho (MORAES *et al.*, 2020). Da mesma forma, uvas cultivadas em climas quentes tendem a apresentar concentrações elevadas de compostos fenólicos, resultando em vinhos de cores mais intensas e perfis aromáticos mais ricos. No que se refere às práticas vitícolas, intervenções como a desfolha promovem maior exposição dos cachos à luz solar, estimulando a síntese de compostos fenólicos. Estudos indicam que essa técnica colabora para o incremento de polifenóis, intensificando a cor em vinhos tintos e melhorando a qualidade final da bebida (FOGAÇA, 2014).

No processo de vinificação, os métodos de maceração são fundamentais para a extração de compostos fenólicos das cascas e sementes das uvas. A maceração pré-fermentativa a frio, por exemplo, pode elevar o teor de compostos fenólicos nos vinhos, conferindo maior intensidade de cor e complexidade aromática (FOGAÇA, 2014). Além disso, o tipo de recipiente utilizado na fermentação interfere na composição fenólica do vinho. Pesquisas que comparam a vinificação em recipientes de vidro e em talhas de barro evidenciam diferenças nos teores de antocianinas e de outros compostos fenólicos, demonstrando que o material empregado pode influenciar diretamente as características sensoriais do produto final (MESTRE *et al.*, 2017).

Além de sua importância sensorial, os compostos fenólicos, como flavonoides, proantocianidinas e antocianinas, apresentam atividade antioxidante, que pode oferecer benefícios à saúde humana. O consumo moderado de vinho tinto tem sido associado a menor risco de doenças cardiovasculares, em virtude da ação protetora desses compostos, capazes de atenuar o estresse oxidativo e regular o metabolismo lipídico (MORAES *et al.*, 2020). Portanto, a composição fenólica dos vinhos decorre de interações complexas entre fatores ambientais, práticas agrícolas e técnicas de

vinificação, sendo essencial para a produção de vinhos de elevada qualidade, com atributos sensoriais desejáveis e possíveis benefícios à saúde.

A produção sustentável de vinhos, que preconiza práticas agrícolas e de vinificação respeitadas ao meio ambiente, à saúde do consumidor e à legitimidade dos produtos, pode ser favorecida pelo estudo e pela otimização dos compostos fenólicos. Métodos de cultivo orgânicos e biodinâmicos, por exemplo, podem induzir as plantas a produzirem maior quantidade de compostos fenólicos em resposta ao estresse ambiental, resultando em vinhos com concentrações mais elevadas desses componentes benéficos. Além disso, a seleção de variedades de uvas naturalmente ricas em compostos fenólicos contribui para reduzir o emprego de aditivos no processo de vinificação, reforçando a pureza e a autenticidade do produto (MIRANDA *et al.*, 2001).

Em síntese, os compostos fenólicos desempenham papéis multifacetados na viticultura e na enologia, influenciando desde a expressão sensorial dos vinhos até sua autenticidade e os efeitos benéficos à saúde. A compreensão aprofundada desses constituintes não apenas viabiliza a elaboração de vinhos de alta qualidade, mas também promove práticas sustentáveis que asseguram a integridade e a excelência dos produtos vinícolas. À medida que a ciência avança, surgem novas possibilidades de explorar o potencial dos compostos fenólicos, tanto na melhoria das características organolépticas dos vinhos quanto na maximização dos benefícios à saúde que acompanham seu consumo (FIGUEIREDO-GONZÁLEZ *et al.*, 2014).

2.3 A REGIÃO VITIVINÍCOLA DO DÃO E SUA INFLUÊNCIA NA PRODUÇÃO DE VINHOS DE QUALIDADE

A Região Vitivinícola do Dão, localizada no centro-norte de Portugal, destaca-se pela produção de vinhos de alta qualidade, resultado da interação entre fatores climáticos, geológicos e históricos que configuram um terroir único. A demarcação oficial da região ocorreu em 1908, consolidando a identidade e a proteção dos vinhos produzidos localmente (CVR Dão, 2019). Com uma tradição vinícola que remonta a séculos, o Dão tem sido uma região vital para a enologia portuguesa, contribuindo significativamente para a identidade vinícola nacional e internacional (OLIVEIRA, 2020).

2.3.1 História da Região Vitivinícola do Dão

A vitivinicultura na região do Dão tem suas origens na época romana, com evidências arqueológicas que indicam a existência de vinhas e lagares desde a Antiguidade (ALARCÃO, 1993). No período medieval, as ordens religiosas, como os monges beneditinos e cistercienses, desempenharam papel fundamental na estruturação da viticultura regional, introduzindo técnicas de cultivo e vinificação aprimoradas (LAINS E SILVA, 1993).

A demarcação da região em 1908 foi um marco histórico para a vitivinicultura portuguesa, estabelecendo normas rigorosas para a produção dos vinhos do Dão e protegendo sua identidade no mercado global (PORTUGAL, 1908). Ao longo do século XX, a modernização da viticultura e os investimentos em infraestrutura consolidaram a notoriedade da região, culminando no reconhecimento internacional dos vinhos do Dão (MARTINS, 2010).

2.3.2 Clima da Região Vitivinícola do Dão

O clima do Dão é classificado como temperado mediterrânico com influência continental (Csb na classificação de Köppen-Geiger), caracterizando-se por verões quentes e secos e invernos frios e chuvosos (IPMA, 2021). As temperaturas anuais variam entre 11°C e 15°C, enquanto a precipitação oscila entre 800 mm e 1.500 mm (MESTRE *et al.*, 2017). Conforme evidenciado pelo gráfico de precipitação, a distribuição anual das chuvas no Dão apresenta um padrão característico.

A presença das serras do Caramulo, Buçaco, Nave e Estrela têm papel essencial na regulação climática da região, reduzindo a influência atlântica e favorecendo a amplitude térmica diária, fator crucial para a maturação equilibrada das uvas (SILVA; MENDES, 2019). Essas variações microclimáticas contribuem para a diversidade dos perfis aromáticos dos vinhos produzidos no Dão.

As vinhas são plantadas em altitudes que variam entre 400 e 700 metros, predominantemente em solos graníticos, que são pobres em nutrientes, mas que contribuem para a produção de vinhos com alta acidez e potencial de envelhecimento (VAN LEEUWEN; SEGUIN, 2006). O clima do Dão é caracterizado por invernos rigorosos e verões quentes e secos, o que permite um amadurecimento lento e

equilibrado das uvas, essencial para a concentração de aromas e sabores complexos nos vinhos.

A diversidade microclimática da região permite a produção de uma vasta gama de vinhos, desde tintos encorpados e estruturados a brancos elegantes e minerais. Além disso, a prática da viticultura sustentável tem sido cada vez mais adotada no Dão, visando preservar a biodiversidade local e melhorar a qualidade dos vinhos (GOMES; MARTINS, 2018).

2.3.3 Geologia e Solos da Região Vitivinícola do Dão

Os solos do Dão são predominantemente graníticos, apresentando baixa fertilidade e excelente drenagem, fatores que favorecem a concentração de compostos aromáticos e taninos nas uvas (SOUSA; RAMOS, 2019). Pequenos afloramentos de xistos também estão presentes, contribuindo para a diversidade da composição mineral do solo (ALMEIDA; CUNHA, 2021).

A estrutura do solo influencia diretamente as características dos vinhos. Em solos graníticos, a mineralidade é um traço marcante, enquanto em solos xistosos, a concentração fenólica tende a ser maior (RIBÉREAU-GAYON *et al.*, 2017). A interação entre os fatores geológicos e climáticos confere aos vinhos do Dão um perfil único, marcado pela frescura, acidez equilibrada e grande potencial de envelhecimento.

2.4 PRINCIPAIS CULTIVARES CULTIVADAS NO DÃO

2.4.1 Alvarelhão

Cultivada principalmente nas regiões do Douro, Dão, Vinhos Verdes e Trás-os-Montes, essa casta tem despertado interesse crescente devido ao seu potencial para a produção de vinhos leves, aromáticos e de acidez equilibrada, características cada vez mais valorizadas no mercado global (ROBINSON; HARDING; VOUILLAMOZ, 2012; MOURA, 2020). Apesar de ter enfrentado um período de declínio, a 'Alvarelhão' está passando por um processo de redescoberta e valorização, impulsionado pelo interesse na preservação das castas autóctones e pela busca por vinhos que expressem com autenticidade o terroir português (MARTINS *et al.*, 2017).

A origem da 'Alvarelhão' remonta ao século XV, quando integrava os famosos vinhos tintos de Monção, amplamente exportados para a Inglaterra. Seu nome deriva da tonalidade avermelhada da casca, em contraste com a polpa mais clara. Com o tempo, seu cultivo reduziu-se significativamente, devido à suscetibilidade a doenças como o oídio, a podridão do cacho e à praga da cigarrinha-verde (SILVA; RAMOS; ALMEIDA, 2021). A resiliência da casta e sua capacidade de adaptação, no entanto, possibilitaram sua manutenção em algumas regiões vitícolas, onde tem sido resgatada e cultivada de forma seletiva (MOURA, 2020).

Do ponto de vista ampelográfico, a 'Alvarelhão' apresenta videiras de vigor médio, com folhas médias, pentagonais e de seio peciolar em forma de "V" fechado (CUNHA *et al.*, 2015). Seus cachos são médios a grandes, cônicos e medianamente compactos, contendo bagas elípticas de cor azulada, como demonstrada na figura 11, e epicarpo medianamente espessa. A polpa é firme, sem pigmentação intensa, o que explica a coloração mais clara dos vinhos elaborados com essa variedade (ROBINSON; HARDING; VOULLAMOZ, 2012). A brotação ocorre no início da primavera, seguida por uma floração precoce e uma maturação de ciclo médio, geralmente concluída entre agosto e setembro (MARTINS *et al.*, 2017).

Figura 11: Cultivar de uva Alvarelhão (*Vitis vinifera L.*). A imagem ilustra as características morfológicas dos cachos e bagas, evidenciando aspectos como coloração, tamanho e disposição dos frutos.



FONTE: BRUCE WINE (2025).

A adaptação agrônômica da 'Alvarelhão' é favorecida em solos graníticos ou arenosos, preferindo terrenos bem drenados para evitar o acúmulo excessivo de umidade, que pode prejudicar sua sanidade (MOURA, 2020). A casta possui produtividade moderada, com rendimento variável entre 8.000 e 20.000 kg ha⁻¹, sendo considerada menos produtiva em comparação a outras castas tintas tradicionais do país (SILVA; RAMOS; ALMEIDA, 2021). Sua sensibilidade ao míldio e ao oídio exige um manejo fitossanitário cuidadoso, bem como a adoção de técnicas de poda longa para compensar sua fertilidade relativamente baixa (MESTRE *et al.*, 2017).

Os vinhos elaborados a partir da 'Alvarelhão' apresentam um perfil aromático marcante, com notas florais e frutadas, lembrando morango, framboesa e cereja fresca. Em boca, são caracterizados por sua leveza, frescura e taninos suaves, combinados com uma acidez vibrante que contribui para sua longevidade e equilíbrio sensorial (FERREIRA, 2017). Essa acidez elevada e a delicadeza dos aromas fazem da 'Alvarelhão' uma casta valorizada para a produção de vinhos rosés e espumantes, além de integrar cortes com cultivares mais estruturadas, como 'Touriga Nacional' e 'Tinta Roriz', conferindo finesse e elegância ao lote final (MARTINS *et al.*, 2017; MOURA, 2020).

Os teores de açúcar na 'Alvarelhão' situam-se em níveis médios, permitindo a produção de vinhos com graduação alcoólica entre 11,5% e 13,5% vol, dependendo do grau de maturação (ROCHA; MARTINS; CORREIA; COELHO, 2021). O teor moderado de taninos e de antocianinas justifica a coloração menos intensa dos vinhos tintos produzidos com essa casta, em comparação com outras variedades portuguesas de tonalidade mais escura (COSTA *et al.*, 2020). Embora os vinhos varietais de 'Alvarelhão' sejam, em sua maioria, destinados ao consumo jovem, alguns produtores têm experimentado técnicas de fermentação e estágio que possibilitam a elaboração de vinhos com potencial de guarda, principalmente quando combinada com outras castas em blends estruturados (MAYSON, 2019).

Em termos de importância econômica e cultural, a 'Alvarelhão' tem conquistado maior reconhecimento dentro das Denominações de Origem do Dão, Douro e Trás-os-Montes, onde é recomendada ou autorizada para produção vinícola (INSTITUTO DA VINHA E DO VINHO – IVV, 2022). Ainda que represente menos de 0,2% da área vitícola nacional, sua relevância para a identidade dos vinhos regionais tem levado a iniciativas de preservação e melhoramento genético, visando ampliar sua produtividade e resistência a doenças (MESTRE *et al.*, 2017). Enólogos e viticultores

portugueses vêm explorando novas abordagens enológicas para valorizar o potencial dessa casta, como demonstram projetos conduzidos por produtores como Constantino Ramos e Quinta dos Avidagos, que têm investido na vinificação varietal da ‘Alvarelhão’ (MOURA, 2020).

Pesquisas recentes indicam que a ‘Alvarelhão’ apresenta potencial para adaptação às mudanças climáticas, especialmente devido à sua capacidade de manter acidez equilibrada mesmo em condições de maior temperatura (FERNANDES; RIBEIRO, 2021). Ensaio genéticos e clonais também têm sido desenvolvidos para selecionar variantes da casta que apresentem melhor sanidade e rendimento produtivo, visando sua sustentabilidade no longo prazo (CARVALHO., 2019). Esses estudos são fundamentais para garantir a continuidade e a valorização da ‘Alvarelhão’ no mercado vitivinícola global, consolidando sua importância dentro do patrimônio vinícola português.

Dessa forma, a ‘Alvarelhão’ se apresenta como uma casta autêntica e promissora, cuja preservação é essencial para a diversidade e identidade da viticultura portuguesa. Seu perfil aromático distinto, sua capacidade de gerar vinhos leves e elegantes e sua importância histórica fazem dela um elemento-chave na produção vinícola nacional. Embora enfrente desafios relacionados à produtividade e à sensibilidade a doenças, investimentos em pesquisa, melhoramento genético e estratégias de marketing podem garantir um futuro promissor para essa casta, promovendo sua valorização tanto no mercado interno quanto em nichos internacionais.

2.4.2 Barcelo

A cultivar Barcelo (*Vitis vinifera L.*), uma cultivar branca originária da região do Dão, é um exemplo de cultivar pouco difundida, mas que apresenta características promissoras para a produção de vinhos frescos e equilibrados (LOPES, 2018a). Historicamente cultivada em áreas de altitude e solos graníticos, a ‘Barcelo’ destaca-se pela acidez elevada e perfil aromático frutado, atributos valorizados tanto para vinhos varietais quanto para cortes.

A cultivar Barcelo é autóctone do Dão, região localizada no centro-norte de Portugal e caracterizada por um clima de influência continental, com invernos rigorosos e verões quentes e secos (INSTITUTO DA VINHA E DO VINHO – IVV,

2023). Seu cultivo ocorre principalmente em solos graníticos e em altitudes entre 400 e 600 metros, onde a amplitude térmica favorece a manutenção da acidez e o desenvolvimento aromático da uva (LOPES, 2018c). Embora seja predominantemente cultivada no Dão, registros apontam tentativas de introdução em regiões vizinhas, como a Beira Interior (CVR DÃO, 2023).

O ciclo fenológico da 'Barcelo' é considerado médio a ligeiramente tardio, com brotação ocorrendo entre o final de março e início de abril e floração na segunda quinzena de maio. A maturação das uvas estende-se até setembro, podendo ser antecipada em anos mais quentes para preservar a acidez (LOPES, 2018c). Sua produtividade varia entre 8.000 e 15.000 kg ha⁻¹, dependendo do sistema de condução, sendo o Guyot um dos mais utilizados devido à sua capacidade de equilibrar vigor e produção (CVR DÃO, 2023).

A 'Barcelo' apresenta resistência moderada a doenças fúngicas, como oídio (*Erysiphe necator*) e míldio (*Plasmopara viticola*), mas exige monitoramento preventivo e tratamentos fitossanitários adequados (LOPES, 2018). Técnicas como desfolha parcial são recomendadas para melhorar a circulação de ar entre os cachos e reduzir a incidência de podridão cinzenta (*Botrytis cinerea*) (CVR DÃO, 2023).

A composição química da 'Barcelo' apresenta teores moderados de açúcares, resultando em vinhos com graduação alcoólica entre 11% e 13% v/v e acidez total elevada, variando entre 6,0 e 7,5 g L⁻¹ de ácido tartárico (LOPES, 2018a). Do ponto de vista fenólico, por se tratar de uma casta branca, como visto na figura 12, possui baixos teores de polifenóis, mas se destaca pela presença de compostos aromáticos voláteis, incluindo terpenos (linalol, citronelol) e tióis, que conferem notas cítricas (limão, toranja) e tropicais (maracujá) (CVR DÃO, 2023).

Figura 12: Cultivar de uva Barcelo (*Vitis vinifera L.*). A imagem ilustra as características morfológicas dos cachos e bagas, evidenciando aspectos como coloração, tamanho e disposição dos frutos.



FONTE: MUSEU VIRTUAL DA HISTÓRIA DO VINHO (2025).

Os vinhos produzidos com ‘Barcelo’ são caracterizados por sua frescura e leveza, atributos que os tornam atrativos para o consumo imediato. Em cortes, a ‘Barcelo’ é frequentemente combinada com outras castas brancas da região, como ‘Encruzado’ e ‘Cerceal Branco’, contribuindo com acidez e complexidade aromática (ROBINSON; HARDING; VOUILLAMOZ, 2012).

As técnicas de vinificação mais utilizadas incluem a fermentação em inox para preservação da tipicidade varietal e o uso de *bâtonnage* para agregar estrutura ao vinho. Em alguns casos, a fermentação malolática é evitada para manter a acidez e o frescor do produto final (LOPES, 2018). A maturação em barricas de carvalho é menos comum, mas pode ser empregada para conferir maior longevidade e complexidade ao vinho (CVR DÃO, 2023).

Embora represente menos de 1% da área vitícola do Dão, a ‘Barcelo’ é considerada uma casta de importância identitária para a região, sendo utilizada em vinhos com Denominação de Origem Controlada (DOC) (INSTITUTO DA VINHA E DO VINHO – IVV, 2023). Sua preservação está diretamente ligada à valorização das castas autóctones portuguesas em detrimento de variedades internacionais, reforçando a autenticidade dos vinhos do Dão (LOPES, 2018).

Além disso, a ‘Barcelo’ tem sido promovida em eventos como o Dão Wine Fest, que visa destacar a diversidade vitivinícola local e incentivar o reconhecimento de castas menos conhecidas (CVR DÃO, 2023).

Pesquisas recentes apontam para a necessidade de seleção clonal visando aumentar a resistência da ‘Barcelo’ a doenças e melhorar sua adaptação às mudanças climáticas. O projeto Vinho do Futuro, conduzido pelo IVV, tem explorado a viabilidade da ‘Barcelo’ na produção de espumantes naturais, aproveitando sua elevada acidez e frescor aromático (OVERWINE, 2023).

A adoção de novas tecnologias na vinificação, como o uso de leveduras selecionadas e o controle de temperatura durante a fermentação, também tem sido objeto de investigação, com o intuito de otimizar a expressão aromática da casta e ampliar sua aceitação comercial (LOPES, 2018).

2.4.3 Branda

A cultivar Branda (*Vitis vinifera L.*) destaca-se como uma variedade branca tradicional da região do Dão, caracterizada por sua acidez elevada, perfil aromático delicado e notável potencial de envelhecimento (LOPES, 2018b). Embora menos conhecida em comparação a outras castas brancas portuguesas, como ‘Encruzado’ e ‘Arinto’, a ‘Branda’ tem despertado interesse devido à sua capacidade de originar vinhos frescos e estruturados, além de contribuir para a tipicidade regional dos vinhos brancos do Dão (RIBEIRO, 2020).

A ‘Branda’ pertence à espécie *Vitis vinifera L.* e, até o momento, não há sinônimos amplamente reconhecidos para essa casta (RIBEIRO, 2020). Sua origem remonta ao século XIX, estando intimamente ligada à vitivinicultura do Dão, onde era tradicionalmente utilizada em cortes para equilibrar vinhos brancos mais encorpados (LOPES, 2018b). Registros históricos indicam que a casta se adaptou ao terroir da região, caracterizado por solos graníticos e ampla variação térmica, o que favorece a manutenção da acidez e o desenvolvimento aromático da uva (IVV, 2021).

A ‘Branda’ é cultivada predominantemente na região do Dão, especialmente em subzonas de solos graníticos e altitudes entre 400 e 600 metros, onde suas características fenológicas se manifestam de maneira mais expressiva (CVR DÃO, 2023). Há registros pontuais de sua introdução em outras regiões portuguesas, como

a Beira Interior, para avaliar sua adaptabilidade a microclimas distintos, embora seu cultivo ainda seja bastante limitado fora do Dão (RIBEIRO, 2020).

A videira 'Branda' apresenta folhas de tamanho médio, formato pentagonal e recortes pouco pronunciados. Sua página superior é verde-escura e brilhante, enquanto a inferior possui coloração mais clara, com presença discreta de tricomas (LOPES, 2018). Os cachos são pequenos a médios (100–180 g), compactos, com bagas esféricas de casca fina e coloração amarelo-dourada (CVR DÃO, 2023), como é possível observar na figura 13.

Figura 13: Cultivar de uva Branda (*Vitis vinifera L.*). A imagem ilustra as características morfológicas dos cachos e bagas, evidenciando aspectos como coloração, tamanho e disposição dos frutos.



FONTE: COMISSÃO VITIVINÍCOLA REGIONAL DO DÃO (2025).

O ciclo fenológico da 'Branda' é considerado médio a tardio, com brotação ocorrendo na primeira quinzena de março e floração em maio. A maturação das uvas geralmente ocorre entre agosto e setembro, sendo um período crítico devido à susceptibilidade da casta a geadas tardias (RIBEIRO, 2020).

A 'Branda' adapta-se bem a solos graníticos de baixa fertilidade, preferindo regiões de boa drenagem e moderada amplitude térmica, características predominantes no Dão (IVV, 2021). Em termos de sensibilidade, a casta apresenta moderada tolerância à seca, mas é suscetível ao míldio (*Plasmopara viticola*) e ao

oídio (*Erysiphe necator*), exigindo manejo preventivo por meio de sulfatações controladas (RIBEIRO, 2020).

O sistema de condução mais adequado para a 'Branda' é o Guyot, que permite um controle eficiente do vigor vegetativo. Práticas como poda curta e desfolha parcial são recomendadas para favorecer a aeração dos cachos e reduzir a incidência de podridão cinzenta (*Botrytis cinerea*), além de contribuir para a intensificação da síntese de compostos aromáticos (LOPES, 2018b).

A produtividade da 'Branda' varia entre 7.000 e 12.000 kg ha⁻¹, dependendo das condições edafoclimáticas e das práticas de manejo adotadas (CVR DÃO, 2023). Embora não seja considerada uma casta de elevado rendimento, sua produção é estável e compatível com a obtenção de vinhos de alta qualidade.

A 'Branda' apresenta teores moderados de açúcares, resultando em vinhos com graduação alcoólica entre 12% e 13% v/v. Sua acidez total é elevada (6,5–8,0 g L⁻¹ de ácido tartárico), um fator determinante para a longevidade e frescor dos vinhos resultantes (RIBEIRO, 2020). Em termos de compostos voláteis, destaca-se pela presença de terpenos (linalol, nerol) e tióis, que conferem aromas florais (flor de laranjeira) e frutados (pêssego, maçã verde) (LOPES, 2018).

A 'Branda' é utilizada predominantemente em cortes com outras castas brancas do Dão, como 'Encruzado' e 'Cerceal Branco', agregando frescor e complexidade aromática (ROBINSON; HARDING; VOUILLAMOZ, 2012). Como varietal, produz vinhos jovens de consumo imediato, embora técnicas como bâtonnage e fermentação em barricas neutras possam ampliar sua textura e potencial de envelhecimento (IVV, 2021). Vinhos de 'Branda' podem evoluir positivamente por cinco a oito anos, desenvolvendo notas de mel, frutos secos e maior integração entre acidez e estrutura (RIBEIRO, 2020).

Embora represente menos de 1% da área vitícola do Dão, a 'Branda' desempenha um papel relevante na identidade enológica da região. Sua presença em Denominações de Origem Controlada (DOC), como o Dão DOC, reforça sua contribuição para a tipicidade dos vinhos brancos frescos e estruturados da região (CVR DÃO, 2023). Além disso, a casta tem sido promovida em eventos como o Dão Wine Fest, que busca valorizar as variedades autóctones da região (OVERWINE, 2023).

2.4.4 Camarate

A cultivar Camarate (*Vitis vinifera L.*) é uma variedade tinta tradicionalmente cultivada em Portugal, especialmente na região da Bairrada, onde desempenha um papel relevante na composição de vinhos tintos equilibrados e estruturados (ROBINSON; HARDING; VOUILLAMOZ, 2012).

Apesar de sua relevância histórica, a ‘Camarate’ ainda é relativamente pouco estudada e explorada em comparação com outras castas portuguesas mais conhecidas, como a ‘Touriga Nacional’ e a ‘Castelão’. Seu cultivo permanece restrito a algumas regiões, onde é utilizada tanto em vinhos varietais quanto em cortes, agregando cor, acidez e taninos bem estruturados (IVV, 2022).

A ‘Camarate’ pertence à espécie *Vitis vinifera L.* e possui diversos sinônimos regionais, como ‘Borraçal’, ‘Espadeiro Preto’ e ‘Tinta Grossa’ (LOPES, 2018). Sua nomenclatura consolidou-se ao longo dos anos, sendo atualmente reconhecida como ‘Camarate’ nos principais registros vitícolas nacionais e internacionais (IVV, 2022).

A origem exata da casta ‘Camarate’ é incerta, embora sua presença seja documentada há séculos em diferentes regiões de Portugal. Estudos indicam que seu cultivo remonta à Idade Média, sendo tradicionalmente associada à região de Lisboa e posteriormente expandida para o Ribatejo e a Bairrada (SILVA, 2020). Documentos históricos sugerem que a casta desempenhou um papel significativo na reconstrução dos vinhedos portugueses após a crise da filoxera (RIBEIRO, 2019).

Atualmente, a ‘Camarate’ é cultivada predominantemente nas regiões da Bairrada, Lisboa, Tejo e Ribatejo, onde suas características enológicas são mais bem aproveitadas (IVV, 2022). Seu cultivo fora de Portugal é praticamente inexistente, o que reforça seu caráter autóctone e sua importância na preservação da diversidade vitivinícola nacional (CARDOSO; RIBEIRO, 2019).

A videira ‘Camarate’ apresenta vigor médio e porte semi-ereto. Suas folhas são de tamanho médio a grande, com formato pentagonal e cinco lóbulos bem pronunciados. A página superior das folhas é verde-escura e brilhante, enquanto a inferior possui uma pubescência discreta (MARTINS *et al.*, 2019).

Os cachos são médios, compactos e cônicos, pesando em média 225 g. As bagas são pequenas, esféricas, de coloração azul-escura a negra, como apresentado na figura 14, com casca fina e polpa macia e suculenta. As sementes são pequenas e geralmente em número de duas por baga (FERREIRA; SOUSA, 2019).

Figura 14: Cultivar de uva Camarate (*Vitis vinifera L.*). A imagem ilustra as características morfológicas dos cachos e bagas, evidenciando aspectos como coloração, tamanho e disposição dos frutos.



FONTE: VINHO ALVARINHO (2025).

A ‘Camarate’ apresenta ciclo vegetativo médio, com abrolhamento precoce, floração em meados de maio e maturação tardia, geralmente ocorrendo entre setembro e outubro (RIBEIRO, 2020). Seu ciclo fenológico favorece a acumulação gradual de compostos fenólicos, resultando em vinhos com boa estrutura e potencial de envelhecimento (SILVA; ALMEIDA, 2020).

A ‘Camarate’ adapta-se bem a diferentes tipos de solo, com preferência por solos arenosos e bem drenados, típicos da região de Colares (MAGALHÃES, 2021). Seu cultivo beneficia-se de climas temperados e marítimos, nos quais a influência atlântica auxilia na manutenção da acidez das uvas.

Devido ao seu vigor moderado, recomenda-se a condução da videira em sistemas como cordão bilateral ou Guyot, combinada com podas curtas para evitar excesso de sombreamento e favorecer a concentração de compostos aromáticos (MAGALHÃES, 2021).

A ‘Camarate’ apresenta resistência moderada ao oídio (*Erysiphe necator*) e ao míldio (*Plasmopara viticola*), mas é sensível à podridão cinzenta (*Botrytis cinerea*), exigindo cuidados específicos no manejo fitossanitário (OLIVEIRA; SANTOS, 2019).

Sua produtividade média varia entre 8.000 e 12.000 kg ha⁻¹, dependendo das condições edafoclimáticas e das práticas de manejo adotadas (ROCHA *et al.*, 2021). Embora não seja uma casta de alto rendimento, sua produção é regular, tornando-a atrativa para vinicultores que buscam vinhos de qualidade.

2.4.5 Malvasia Rei

A cultivar Malvasia Rei se sobressai como uma variedade branca de expressão aromática marcante e potencial enológico significativo (MOURA, 2020). Originalmente proveniente de Chipre, com indícios de que tenha sido introduzida em Portugal durante o período das expedições comerciais fenícias e gregas. A casta encontrou no Dão condições edafoclimáticas propícias para seu desenvolvimento, tornando-se um elemento essencial na composição de vinhos brancos estruturados e complexos (RIBEIRO, 2019). Mas também apresenta registros de plantio nas regiões do Douro (particularmente na elaboração de vinhos do porto branco) e Madeira (na utilização de vinhos licorosos).

A 'Malvasia Rei' é classificada como *Vitis vinifera L.*, com folhas trilobadas de cor verde médio e cachos compactos de formato cilíndrico (ROBINSON, HARDING & VOUILLAMOZ, 2012). As bagas esferoides apresentam casca fina e polpa suculenta, com coloração amarela dourada em estágios de maturação avançados, como possível ver na Figura 15.

Figura 15: Cultivar de uva Malvaria Rei (*Vitis vinifera L.*). A imagem ilustra as características morfológicas dos cachos e bagas, evidenciando aspectos como coloração, tamanho e disposição dos frutos.



FONTE: TUDO SOBRE VINHO (2025).

A brotação ocorre no final de abril, enquanto a floração acontece no início da primavera, com elevada sensibilidade à umidade excessiva (MOURA, 2020). A maturação intermediária permite colheitas entre setembro e outubro, sendo essencial o monitoramento para evitar sobrematuração e perda de acidez (RIBEIRO, 2019). A casta se adapta melhor a solos graníticos bem drenados, sendo sensível a solos argilosos excessivamente úmidos, que podem favorecer doenças fúngicas (IVV, 2021).

A 'Malvasia Rei' apresenta susceptibilidade ao míldio (*Plasmopara viticola*) e ao oídio (*Erysiphe necator*), exigindo um manejo fitossanitário rigoroso (MOURA, 2020). O rendimento produtivo varia entre 8.000 e 10.000 kg ha⁻¹, sendo observada certa alternância produtiva. Sistemas de condução como cordão esporonado são recomendados para otimização da carga frutífera (RIBEIRO, 2019).

Os mostos da 'Malvasia Rei' são caracterizados por um teor de açúcares entre 18 e 22°Brix, acidez total equilibrada entre 6 e 7 g L⁻¹, e alta concentração de terpenos (linalol, geraniol) e norisoprenoides (β -ionona), proporcionando um perfil aromático expressivo com notas de pêsego, melão e magnólia (IVV, 2021).

Apesar de representar menos de 1% da área vitivinícola nacional, a ‘Malvasia Rei’ tem sido valorizada em projetos de vinhos diferenciados (MOURA, 2020). No Dão, a casta integra o regulamento DOC, podendo compor até 20% de lotes brancos certificados (IVV, 2021). A revitalização de vinhedos antigos e o enoturismo estão promovendo sua redescoberta e aceitação no mercado especializado (RIBEIRO, 2019).

Pesquisas recentes apontam para a seleção clonal de variantes mais resistentes a doenças e adaptadas às mudanças climáticas (MOURA, 2020). A tendência de valorização de castas tradicionais em nichos de mercado pode consolidar a ‘Malvasia Rei’ como uma opção estratégica na viticultura portuguesa (IVV, 2021).

2.4.6 Monvedro

A ‘Monvedro’ (*Vitis vinifera L.*) é uma casta tinta autóctone que desempenha um papel relevante na vitivinicultura portuguesa, especialmente na região do Dão, onde encontra condições edafoclimáticas favoráveis ao seu desenvolvimento. Historicamente, seu cultivo remonta ao século XIX, sendo uma variedade que se destacou na produção de vinhos estruturados, de elevada concentração tânica e notável capacidade de envelhecimento. Embora menos conhecida em comparação a outras castas emblemáticas de Portugal, como a ‘Touriga Nacional’ e a ‘Tinta Roriz’, a ‘Monvedro’ tem sido progressivamente valorizada devido ao seu potencial enológico e sua adaptabilidade às mudanças climáticas (MOURA, 2020).

O estudo dessa casta se justifica pela necessidade de preservar a diversidade vitivinícola portuguesa e explorar as características singulares da ‘Monvedro’, que se diferencia pela elevada acidez, complexidade aromática e estrutura fenólica robusta. Além disso, sua capacidade de manter frescor mesmo em climas mais quentes faz com que seja uma alternativa promissora para a produção de vinhos equilibrados e de guarda prolongada (SANTOS, 2019).

Acredita-se que a ‘Monvedro’ tenha sido introduzida na Península Ibérica pelos fenícios, sendo posteriormente consolidada no território português. Embora sua principal região de cultivo seja o Dão, a casta também pode ser encontrada em áreas selecionadas do Alentejo, Douro e Tejo, onde é utilizada tanto para vinhos varietais quanto em cortes (CUNHA, 2018). Além de Portugal, variedades geneticamente

relacionadas à ‘Monvedro’ são cultivadas na França, Espanha, Austrália e Estados Unidos, sob as denominações ‘Mourvèdre’, ‘Monastrell’ e ‘Mataro’, respectivamente (ROBINSON; HARDING; VOUILLAMOZ, 2012).

As condições climáticas do Dão, caracterizadas por verões secos e invernos frios, favorecem a maturação gradual da ‘Monvedro’, permitindo a retenção de acidez e o desenvolvimento de compostos aromáticos complexos. Em regiões mais quentes, como o Alentejo, a casta é valorizada por sua resistência ao estresse hídrico e por sua capacidade de produzir vinhos com boa estrutura e longevidade (IVV, 2021).

A ‘Monvedro’ apresenta folhas medianas, de coloração verde-escura, com lóbulos pouco pronunciados e margens suavemente dentadas. Seus cachos são médios a grandes, de formato cilindro-cônico e compactos, o que pode aumentar a suscetibilidade a doenças fúngicas em condições de alta umidade. As bagas esféricas, de casca espessa e tonalidade azul-escura, como observado na Figura 16, são ricas em antocianinas e compostos fenólicos, resultando em vinhos de cor intensa e estrutura tânica firme (ANDRADE; PINTO, 2019).

Figura 16: Cultivar de uva Monvedro (*Vitis vinifera L.*). A imagem ilustra as características morfológicas dos cachos e bagas, evidenciando aspectos como coloração, tamanho e disposição dos frutos.



FONTE: INSTITUTO NACIONAL DE INVESTIGAÇÃO AGRÁRIA E VETERINÁRIA (2025).

Do ponto de vista fenológico, a ‘Monvedro’ possui brotação tardia, floração média e maturação igualmente tardia, exigindo longas estações de crescimento e regiões com insolação suficiente para garantir o pleno desenvolvimento dos frutos. Essa característica faz com que a casta seja especialmente adequada para climas quentes, onde a maturação completa das uvas contribui para a complexidade e equilíbrio dos vinhos (FERREIRA, 2017).

A ‘Monvedro’ adapta-se bem a solos argilo-calcários e graníticos, preferindo terrenos bem drenados, de baixa fertilidade, que induzem a uma maior concentração de compostos fenólicos nas bagas. Em termos de resistência, a casta demonstra moderada tolerância ao míldio e ao oídio, mas pode ser vulnerável à podridão ácida e a ácaros, exigindo estratégias adequadas de manejo vitícola para garantir a sanidade das vinhas (SANTOS, 2019).

A produtividade média da ‘Monvedro’ situa-se entre 6 e 8 t ha⁻¹, sendo considerada uma casta de rendimento moderado. No entanto, sua qualidade enológica compensa as limitações produtivas, tornando-a uma opção atrativa para vinhos premium. Técnicas de manejo, como poda curta, controle do vigor vegetativo e desfolhamento na zona dos cachos, têm se mostrado eficazes para otimizar o desenvolvimento da casta e melhorar a maturação fenólica (MOURA, 2020).

A ‘Monvedro’ apresenta um elevado teor de açúcares, resultando em vinhos com teor alcoólico médio entre 13,5% e 15%. Sua acidez média-alta contribui para o frescor e longevidade dos vinhos, enquanto seu conteúdo de polifenóis garante estrutura robusta e potencial de envelhecimento (ANDRADE; PINTO, 2019).

Os vinhos produzidos com ‘Monvedro’ são reconhecidos por sua cor rubi profunda e aromas de frutas negras maduras, como amora, cereja preta e ameixa, frequentemente acompanhadas de notas especiadas e balsâmicas, que se intensificam com o envelhecimento. A presença marcante de taninos exige um período adequado de afinamento, sendo comum a utilização de barricas de carvalho para suavizar a adstringência e aprimorar a complexidade aromática (FERREIRA *et al.*, 2018).

A ‘Monvedro’ pode ser vinificada de diferentes formas, dependendo do estilo desejado. A vinificação em tinto frequentemente envolve maceração prolongada para extrair maior concentração fenólica, seguida de fermentação controlada entre 24 – 28 °C. A maturação pode incluir estágio em barricas de carvalho francês ou americano,

geralmente por períodos de 6 a 18 meses, conferindo maior complexidade ao vinho (MOURA, 2020).

Apesar de poder ser consumida jovem, a ‘Monvedro’ destaca-se pelo alto potencial de guarda, podendo evoluir por mais de 10 anos em garrafa. Durante o envelhecimento, os vinhos desenvolvem notas terciárias de couro, especiarias e frutas secas, ampliando sua complexidade sensorial (SANTOS, 2019).

A ‘Monvedro’ integra Denominações de Origem (DO) do Dão e Alentejo, contribuindo para a identidade vitivinícola dessas regiões. Embora sua área de cultivo ainda seja limitada, há um crescente interesse por parte de vinícolas boutiques que buscam valorizar castas autóctones e produzir vinhos diferenciados (IVV, 2021).

Culturalmente, a ‘Monvedro’ está associada às práticas tradicionais de vinificação do Dão, como o uso de lagares de granito para fermentação e o envelhecimento prolongado em caves subterrâneas. Além disso, sua valorização por produtores e enólogos reflete a tendência global de resgate de variedades históricas e sustentabilidade na viticultura (SANTOS, 2019).

Pesquisas recentes têm explorado o melhoramento genético da ‘Monvedro’, buscando clones mais resistentes ao calor e à seca, além de estratégias para mitigar os impactos das mudanças climáticas (FERNANDES; RIBEIRO, 2021). O uso de eliciadores, como o ácido jasmônico, tem sido estudado para antecipar a maturação fenólica e evitar perdas por chuvas torrenciais (MOURA, 2020).

2.4.7 Rabo de Ovelha

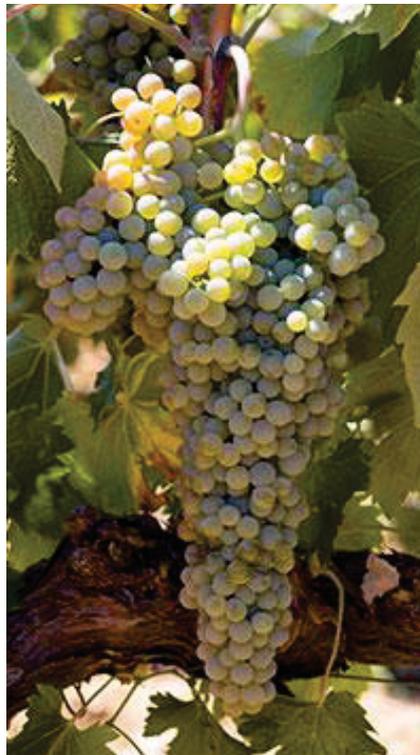
A cultivar Rabo de Ovelha destaca-se como uma variedade branca de relevância histórica e enológica, amplamente cultivada em regiões como o Alentejo, o Dão e Lisboa (FERREIRA, SOUSA, 2019). Esta casta contribui significativamente para a elaboração de vinhos frescos e equilibrados, sendo valorizada tanto em vinhos varietais quanto em cortes que buscam maior acidez e estrutura (MOURA, 2020).

A origem da casta ‘Rabo de Ovelha’ remonta a períodos antigos, com indícios de sua presença em Portugal desde o século XVI. Seu cultivo consolidou-se ao longo dos séculos, adaptando-se a diferentes terroirs e sistemas de condução vitícola (IVV, 2021). As principais regiões de cultivo incluem o Alentejo, onde é amplamente utilizada na produção de vinhos brancos, e o Dão, onde sua elevada acidez natural e perfil aromático a tornam um componente essencial na composição dos vinhos locais

(FERREIRA; SOUSA, 2019). Além dessas regiões, a casta também é encontrada em Lisboa, Beira Interior e outras áreas vitivinícolas de Portugal.

A videira da casta 'Rabo de Ovelha' apresenta folhas de tamanho médio a grande, com lóbulos pouco pronunciados e margens serrilhadas. Seus cachos são médios a grandes, com bagas esferoides de coloração verde-amarelada, como observado na Figura 17, que adquirem tons dourados quando plenamente maduras (SANTOS, 2021). A casca das bagas é fina, e a polpa suculenta, características que favorecem uma extração eficiente do mosto durante a vinificação.

Figura 17: Cultivar de uva Rabo de Ovelha (*Vitis vinifera* L.). A imagem ilustra as características morfológicas dos cachos e bagas, evidenciando aspectos como coloração, tamanho e disposição dos frutos.



FONTE: CLUBE DE VINHOS PORTUGUESES (2025).

Em termos agronômicos, a 'Rabo de Ovelha' demonstra boa adaptação a diferentes tipos de solo, com preferência por solos bem drenados e de composição equilibrada, como os calcários e xistosos (MOURA, 2020). Apresenta tolerância moderada ao déficit hídrico, sendo recomendada para regiões de clima quente e seco. No entanto, é sensível a algumas doenças fúngicas, como oídio e *Botrytis cinerea*, exigindo monitoramento constante e manejo fitossanitário adequado (SANTOS, 2021).

A composição química da casta ‘Rabo de Ovelha’ é marcada por um equilíbrio entre acidez e teor de açúcares, resultando em vinhos de frescor pronunciado e grau alcoólico moderado a elevado (FERREIRA & SOUSA, 2019). Os vinhos elaborados com esta casta apresentam aromas predominantemente frutados e florais, com notas de frutas cítricas (limão, lima), maçã verde e flor de laranjeira (MOURA, 2020). Dependendo das técnicas enológicas empregadas, podem surgir nuances minerais e herbáceas, agregando complexidade ao perfil sensorial.

A ‘Rabo de Ovelha’ é frequentemente utilizada na elaboração de vinhos brancos secos e espumantes. Em vinhos jovens, destaca-se pelo frescor e vivacidade, enquanto em vinhos envelhecidos, especialmente quando estagiados em barricas de carvalho ou em contato prolongado com as borras finas, pode desenvolver notas de frutos secos e maior estrutura em boca (SANTOS, 2021).

A casta ‘Rabo de Ovelha’ desempenha um papel significativo na vitivinicultura portuguesa, especialmente nas regiões onde é cultivada de forma tradicional (IVV, 2021). Sua inclusão em diversas Denominações de Origem Controlada (DOC), como Dão e Alentejo, reforça sua relevância no mercado nacional e internacional. Embora não seja tão amplamente reconhecida quanto outras castas brancas portuguesas, tem ganhado destaque entre enólogos e consumidores que buscam vinhos autênticos e de identidade regional (MOURA, 2020).

Culturalmente, a ‘Rabo de Ovelha’ está associada às tradições vinícolas de Portugal, sendo cultivada há séculos em vinhedos antigos e contribuindo para a tipicidade dos vinhos portugueses (SANTOS, 2021). Seu cultivo e manejo continuam a evoluir, com pesquisas recentes explorando melhorias genéticas e técnicas vitícolas sustentáveis para garantir sua permanência e relevância na produção vinícola (IVV, 2021).

2.4.8 Terrantez

A cultivar Terrantez, uma cultivar branca como apresentado na Figura 18, é uma variedade rara que ao longo da história enfrentou desafios como a baixa produtividade e a vulnerabilidade a doenças, mas que atualmente tem experimentado um notável renascimento (ROBINSON; HARDING; VOUELLAMOZ, 2012). Sua importância histórica e enológica justifica a necessidade de aprofundamento sobre

suas características agrônômicas, fenológicas e enológicas, bem como suas perspectivas futuras (IVV, 2020).

Figura 18: Cultivar de uva Terrantez (*Vitis vinifera L.*). A imagem ilustra as características morfológicas dos cachos e bagas, evidenciando aspectos como coloração, tamanho e disposição dos frutos.



FONTE: CLUBE DE VINHOS PORTUGUESES (2025).

A origem da cultivar Terrantez ainda é objeto de debate, embora se acredite que sua introdução na Ilha da Madeira tenha ocorrido durante o período das grandes navegações portuguesas (OLIVEIRA; SOUSA, 2019). Apesar de sua presença em outras regiões, como os Açores e Portugal Continental, é na Madeira que a ‘Terrantez’ se consolidou como uma casta de grande relevância histórica e cultural, sendo tradicionalmente utilizada na elaboração de vinhos licorosos de alta qualidade (IVV, 2020).

Do ponto de vista agrônômico, a ‘Terrantez’ é caracterizada por um ciclo vegetativo relativamente longo, com brotação precoce e maturação tardia. Sua produtividade é notoriamente baixa, fator que, embora represente um desafio econômico para os viticultores, também contribui para a concentração de compostos fenólicos e aromáticos na uva (ROBINSON; HARDING; VOUILLAMOZ, 2012). A casta apresenta sensibilidade a doenças fúngicas como oídio e míldio, exigindo um manejo

criteroso na vinha para garantir sua sanidade e qualidade enológica (OLIVEIRA; SOUSA, 2019).

A composição químico-fenólica da ‘Terrantez’ destaca-se pelo equilíbrio entre açúcares e acidez, resultando em vinhos com perfil sensorial elegante e complexo (IVV, 2020). O teor moderado de polifenóis confere aos vinhos estrutura e potencial de envelhecimento, enquanto o perfil aromático é marcado por notas cítricas, florais e toques sutis de frutas tropicais, que variam conforme o terroir e as práticas enológicas adotadas (OLIVEIRA; SOUSA, 2019). Os vinhos elaborados com essa casta são geralmente licorosos, beneficiando-se do envelhecimento oxidativo que lhes confere longevidade e complexidade gustativa (ROBINSON; HARDING; VOUILLAMOZ, 2012).

Geograficamente, a ‘Terrantez’ possui uma distribuição limitada, sendo cultivada principalmente na Madeira e, em menor escala, nos Açores e em Portugal Continental. Sua raridade e o valor agregado dos vinhos produzidos com essa casta têm impulsionado iniciativas de recuperação e valorização por parte de produtores e entidades vitivinícolas (IVV, 2020). Programas de incentivo ao replantio e pesquisas voltadas para a adaptação da casta às mudanças climáticas vêm sendo desenvolvidos para garantir sua preservação e viabilidade econômica (OLIVEIRA; SOUSA, 2019).

A importância da ‘Terrantez’ transcende sua produção limitada, refletindo-se em seu papel cultural e na manutenção do patrimônio genético da viticultura portuguesa. Estudos recentes têm investigado sua variabilidade genética e resistência a fatores ambientais, com o objetivo de selecionar clones mais adaptáveis e produtivos (ROBINSON; HARDING; VOUILLAMOZ, 2012). O crescente interesse por vinhos de castas autóctones e de nicho sugere um futuro promissor para a ‘Terrantez’, desde que sejam adotadas estratégias eficazes para sua reintrodução em vinhedos e para a otimização de seu manejo (IVV, 2020).

2.4.9 Tinta Carvalha

A casta ‘Tinta Carvalha’, originária da região de Trás-os-Montes, Portugal, apresenta uma longa história na vitivinicultura do país (CINCINATO DA COSTA, 1900). Apesar de não ser considerada uma variedade nobre, sua relevância para a diversidade genética e cultural da viticultura portuguesa é inegável (IVV, 2020). Atualmente, seu cultivo está concentrado em regiões como Estremadura, Trás-os-

Montes e Minho, com uma área estimada em aproximadamente 1.800 hectares (OIV, 2019). Embora seu cultivo tenha sido reduzido ao longo dos anos, a ‘Tinta Carvalha’ ainda desempenha um papel importante na produção de vinhos regionais e com Denominação de Origem Controlada (DOC) (CARDOSO; RIBEIRO, 2019).

Do ponto de vista ampelográfico, a ‘Tinta Carvalha’ é uma variedade de vigor médio, com ramos semi-erectos e alta fertilidade. Suas folhas apresentam formato pentagonal, com cinco lóbulos e tonalidade verde média (ROBINSON; HARDING; VOUILLAMOZ, 2012). Os cachos são de tamanho médio, com compacidade também média, enquanto as bagas têm formato elíptico curto e coloração rosa, como apresentado na Figura 19. Essas características contribuem para a identidade da casta e influenciam as propriedades dos vinhos produzidos.

Figura 19: Cultivar de uva Tinta Carvalha (*Vitis vinifera* L.). A imagem ilustra as características morfológicas dos cachos e bagas, evidenciando aspectos como coloração, tamanho e disposição dos frutos.



FONTE: GRAPEVINE VARIETY (2025).

Em termos agrônômicos, a ‘Tinta Carvalha’ é moderadamente suscetível à podridão do cacho na maturação, embora demonstre certa tolerância ao oídio e ao míldio (CARDOSO; RIBEIRO, 2019). Seu manejo requer atenção à exposição solar excessiva, pois a casta não tolera bem a radiação intensa, sendo suscetível a queimaduras solares. Dessa forma, práticas como poda adequada e controle da carga

produtiva são fundamentais para otimizar sua produtividade e qualidade dos frutos (OIV, 2019).

A composição físico-química da 'Tinta Carvalha' reflete-se nos vinhos produzidos. Os níveis de açúcares são moderados, resultando em vinhos com grau alcoólico entre 10,6% e 11,1% vol., enquanto a acidez é considerada média a alta (5-6 g L⁻¹) (CARDOSO; RIBEIRO, 2019). O perfil fenólico da casta inclui baixo teor de antocianinas, conferindo aos vinhos cores menos intensas, variando de rosado a rubi. Sensorialmente, os vinhos apresentam aroma pouco intenso, paladar ligeiramente áspero e final curto (ROBINSON; HARDING; VOUILLAMOZ, 2012). Essas características fazem com que a casta seja preferencialmente utilizada na produção de vinhos jovens, frescos e frutados, destacando-se na elaboração de rosés e tintos leves.

A adaptação da 'Tinta Carvalha' às mudanças climáticas representa uma de suas vantagens competitivas. Estudos recentes indicam que a casta possui capacidade de migração para regiões do Centro e Sul de Portugal, bem como para o interior do Norte, assegurando sua viabilidade futura na viticultura nacional (OIV, 2019). Esse aspecto destaca a importância da 'Tinta Carvalha' como uma opção resiliente para os desafios climáticos emergentes.

2.4.10 Touriga Nacional

A 'Touriga Nacional', amplamente reconhecida como a principal casta tinta de Portugal, é uma variedade de *Vitis vinifera* L. que se destaca por sua relevância enológica e econômica (SILVA; ALMEIDA, 2020). Considerada a rainha das uvas tintas portuguesas, sua importância transcende as fronteiras nacionais, consolidando-se como uma referência na produção de vinhos estruturados, longevos e de grande complexidade aromática (MARQUES *et al.*, 2018). Este estudo tem como objetivo apresentar uma análise aprofundada da Touriga Nacional, abordando suas características agrônomicas, composição fenólica, perfil enológico e relevância no mercado vinícola.

A origem da 'Touriga Nacional' é frequentemente atribuída à região do Dão, no centro-norte de Portugal, onde historicamente desempenhou um papel fundamental na vitivinicultura local (LOURENÇO, 2017). No entanto, a casta também é amplamente cultivada no Douro, sendo um dos pilares da produção do Vinho do Porto

(PORTO; RODRIGUES, 2019). Estudos genéticos sugerem que a ‘Touriga Nacional’ possui ligação com outras castas autóctones portuguesas, como a ‘Tinta Roriz’ e o ‘Alfrocheiro Preto’, refletindo a complexidade da sua ancestralidade (ROBINSON; HARDING; VOUILLAMOZ, 2012, 2012).

A ‘Touriga Nacional’ apresenta um ciclo vegetativo longo, com maturação tardia, exigindo um manejo criterioso para atingir seu pleno potencial (SILVA; ALMEIDA, 2020). Seus cachos são pequenos e compactos, contendo bagos de epicarpo espesso, figura 20, fator que contribui para a elevada concentração de compostos fenólicos (MAYSON, 2019). A casta adapta-se bem a solos pobres e bem drenados, como os graníticos do Dão e os xistosos do Douro, e responde positivamente a climas quentes e secos (ALBUQUERQUE *et al.*, 2022). Contudo, apresenta suscetibilidade a doenças fúngicas como oídio (*Erysiphe necator*) e podridão cinzenta (*Botrytis cinerea*), tornando essencial o manejo fitossanitário adequado (LOURENÇO, 2017).

Figura 20: Cultivar de uva Touriga Nacional (*Vitis vinifera* L.). A imagem ilustra as características morfológicas dos cachos e bagas, evidenciando aspectos como coloração, tamanho e disposição dos frutos.



FONTE: VIVA O VINHO (2025).

A ‘Touriga Nacional’ é notável por sua alta concentração de polifenóis, incluindo antocianinas e taninos, elementos que garantem coloração intensa e estrutura tânica

robusta (SILVA; ALMEIDA, 2020). Os níveis de acidez tendem a ser equilibrados, proporcionando frescor e longevidade aos vinhos (MARQUES *et al.*, 2018). Além disso, a casta é rica em compostos aromáticos que incluem notas de frutas negras (amora, cassis), florais (violeta) e nuances balsâmicas e especiarias, características que conferem identidade aos vinhos provenientes dessa variedade (PORTO; RODRIGUES, 2019).

Os vinhos elaborados com 'Touriga Nacional' destacam-se pela densidade e complexidade sensorial (ROBINSON *et al.*, 2012). Dependendo do terroir e das técnicas de vinificação aplicadas, podem apresentar estilos distintos, variando entre vinhos varietais encorpados e elegantes a blends harmoniosos com castas como a 'Touriga Franca' e a 'Tinta Roriz' (MAYSON, 2019). A fermentação controlada, associada a períodos de maceração prolongada, contribui para a extração otimizada de compostos fenólicos, enquanto o estágio em barricas de carvalho favorece o desenvolvimento de aromas terciários como tabaco, cacau e couro (ALBUQUERQUE *et al.*, 2022). O envelhecimento potencializa a integração dos taninos, resultando em vinhos sofisticados e de grande persistência gustativa (SILVA; ALMEIDA, 2020).

Embora a 'Touriga Nacional' tenha sua base produtiva no Dão e no Douro, seu cultivo expandiu-se para outras regiões vitivinícolas portuguesas, como Alentejo, Bairrada e Tejo (IVV, 2021). No cenário internacional, sua adaptabilidade tem sido explorada em países como Austrália, Estados Unidos e África do Sul, onde produtores buscam replicar seu perfil enológico excepcional (ALBUQUERQUE *et al.*, 2022). A crescente aceitação da casta no mercado global reflete sua versatilidade e qualidade reconhecida, consolidando sua posição como um dos ícones da viticultura portuguesa (MARQUES *et al.*, 2018).

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 CULTIVARES ESTUDADAS

Este estudo focalizou a análise de dez cultivares tradicionais da região do Dão, em Portugal, abrangendo variedades tintas e brancas. As cultivares tintas selecionadas foram ‘Alvarelhão’, ‘Monvedro’, ‘Camarate’, ‘Tinta Carvalha’ e ‘Touriga Nacional’, cada uma com características específicas que contribuem para a complexidade e riqueza dos vinhos tintos produzidos na região.

As cultivares brancas analisadas foram ‘Terrantez’, ‘Malvasia Rei’, ‘Barcelo’, ‘Branda’ e ‘Rabo de Ovelha’, destacando-se pela capacidade de produzir vinhos com perfis sensoriais diversos e complexos.

3.2 CONDIÇÕES EDAFOCLIMÁTICAS E O CENTRO DE ESTUDOS VITIVINÍCOLAS DO DÃO

A região do Dão, onde as plantas foram cultivadas e os vinhos produzidos, possui características edafoclimáticas ideais para a viticultura. Localizada na Beira Alta, a região é protegida pelas serras da Estrela, do Caramulo e da Lousã, resultando em invernos rigorosos e verões quentes e secos, condições que favorecem o amadurecimento lento das uvas e o desenvolvimento de sabores complexos nos vinhos (GOMES; MARTINS, 2018).

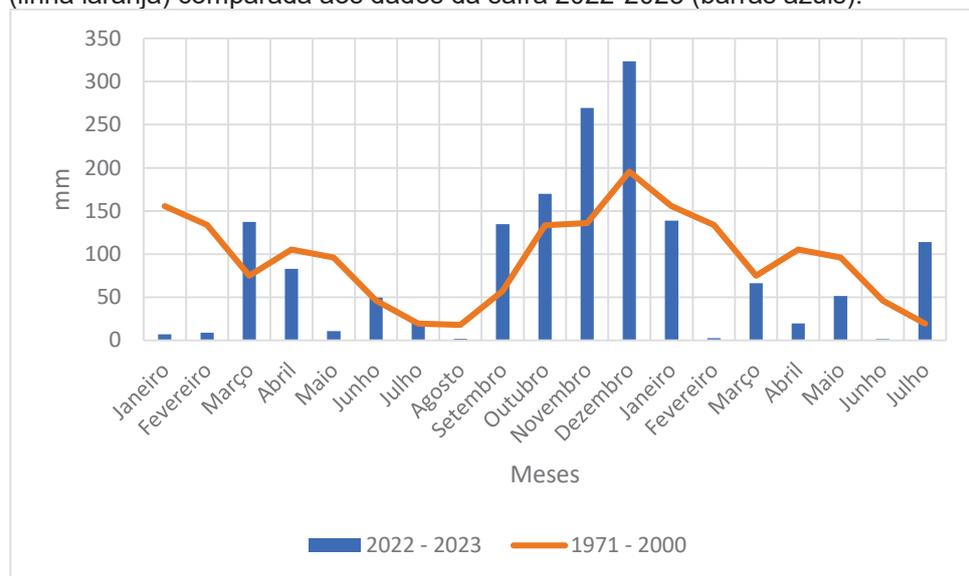
O solo predominante é de origem granítica, pobre em nutrientes, mas rico em minerais, contribuindo para a produção de vinhos com alta acidez e grande potencial de envelhecimento. A prática vitícola utiliza predominantemente o sistema de condução em cordão simples, que maximiza a exposição solar dos cachos, promovendo uma maturação homogênea e a concentração de compostos fenólicos nas uvas (VAN LEEUWEN; SEGUIN, 2006).

O Centro de Estudos Vitivinícolas do Dão, fundado em 1946 e localizado na Quinta da Cale, em Nelas, desempenha um papel crucial na pesquisa vitícola na região. O Centro realiza estudos focados na adaptação de porta-enxertos, no comportamento das cultivares tradicionais e na análise enológica dos vinhos produzidos no Dão, contribuindo significativamente para o desenvolvimento de

práticas vitivinícolas que mantêm e aprimoram a qualidade dos vinhos da região (OLIVEIRA, 2020).

Observa-se que, Gráfico 1, os meses de verão, entre junho e agosto, registram os menores índices de precipitação, confirmando a característica de verões secos. Em contraste, os meses de inverno, especialmente entre outubro e fevereiro, concentram os maiores volumes de chuva, com destaque para dezembro, refletindo o comportamento típico de invernos chuvosos. Além disso, a comparação entre o período de 1971-2000 e o ano de 2022-2023 revela uma tendência de alteração na sazonalidade das chuvas, com potenciais implicações para a agricultura local, especialmente a viticultura.

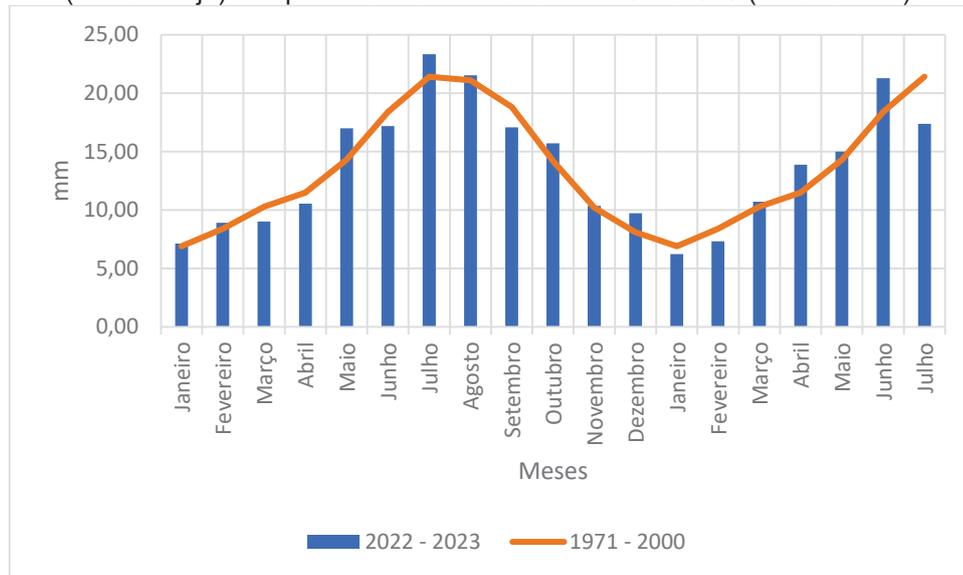
Gráfico 1: Média mensal de precipitação (em mm) no Dão para o período histórico de 1971-2000 (linha laranja) comparada aos dados da safra 2022-2023 (barras azuis).



Fonte 1 - O Autor (2025).

Da mesma forma o Gráfico 2, apresenta as temperaturas médias mensais do Dão comparando os períodos de 2022-2023 com a média histórica de 1971-2000. Observa-se que os meses de verão (junho, julho e agosto) apresentam um aumento expressivo das temperaturas médias no período recente, com valores superando a média histórica. Esse aumento reflete os verões quentes e secos característicos do clima mediterrânico da região. Por outro lado, os meses de inverno (dezembro a fevereiro) mantêm temperaturas médias relativamente próximas à média histórica, confirmando o perfil frio e chuvoso descrito. Essa oscilação sazonal mais pronunciada nas temperaturas recentes pode estar associada a mudanças climáticas globais que intensificam as diferenças entre as estações do ano.

Gráfico 2: Média mensal de Temperatura (em °C) no Dão para o período histórico de 1971-2000 (linha laranja) comparada aos dados da safra 2022-2023 (barras azuis).



Fonte 2 - O Autor (2025).

3.3 PREPARAÇÃO DAS AMOSTRAS PARA ANÁLISE (UVAS)

Para garantir a representatividade e a precisão das análises, as amostras de uvas foram colhidas semanalmente após o pintor (*veraison*). Foram selecionadas aleatoriamente 100 bagas de uva de cada cultivar ao longo das linhas de produção, totalizando dez cultivares (cinco tintas e cinco brancas) cultivadas no Centro de Estudos Vitivinícolas do Dão. A colheita aleatória assegurou uma amostragem abrangente e representativa das plantas (MARTÍNEZ-LÜSCHER; BRILLANTE; KURTURAL, 2021).

No momento das análises, foram avaliadas duas amostras por semana de cada cultivar. Os resultados foram obtidos calculando-se a mediana entre as amostras, visando minimizar variações pontuais e aumentar a confiabilidade dos dados. O experimento foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado (DIC), garantindo que todas as amostras tivessem a mesma probabilidade de serem analisadas sem interferências externas, reduzindo vieses experimentais e assegurando a validade estatística dos resultados.

No laboratório do Centro de Estudos Vitivinícolas do Dão, cada lote de amostras foi pesado e processado para a obtenção do mosto e do extrato, seguindo procedimentos padronizados que garantem a conservação dos compostos de interesse.

3.4 CARACTERIZAÇÃO FÍSICO-QUÍMICA GERAL DAS UVAS

As amostras de uva foram submetidas a uma caracterização físico-química detalhada, foram realizadas nos laboratórios da Escola Superior Agrária do Instituto Politécnico de Viseu, incluindo medições de pH; teor de sólidos solúveis (°Brix); teor alcoólico provável; acidez total titulável; ácidos málico e tartárico; fenóis totais, flavonoides e não flavonoides; taninos e antocianinas totais; intensidade e tonalidade da cor, coordenadas da cor pelo sistema CIELAB; antocianinas individuais por HPLC; procianidinas e catequinas por HPLC; avaliação do índice de potencial aromático varietal das uvas (IPAV) e atividade antioxidante das uvas pelos métodos DPPH e ABTS. Estas análises visam caracterizar detalhadamente os compostos químicos presentes nas uvas, que influenciam diretamente na qualidade e no potencial das cultivares estudadas.

3.5 ANÁLISE ESTATÍSTICA

Os dados obtidos das análises físico-químicas foram submetidos a tratamento estatístico utilizando o software RStudio (R Core Team, 2023), com o pacote ExpDes.pt (FERREIRA *et al.*, 2021). As médias foram comparadas pelo teste t de Fisher (LSD) ao nível de significância de 5%, visando identificar diferenças significativas entre as amostras. A utilização do teste LSD permite uma comparação direta entre as médias, sendo adequado para experimentos com comparações múltiplas.

3.6 JUSTIFICATIVA DAS ESCOLHAS METODOLÓGICAS

A preparação das amostras de mosto e extrato no Centro de Estudos Vitivinícolas do Dão assegurou que os procedimentos fossem realizados em ambiente controlado e especializado, garantindo a integridade das amostras. A realização das análises físico-químicas nos laboratórios da Escola Superior Agrária do Instituto Politécnico de Viseu deve-se à infraestrutura adequada e à expertise técnica disponível, assegurando a precisão e confiabilidade dos resultados.

As metodologias analíticas empregadas são reconhecidas internacionalmente e amplamente utilizadas em pesquisas vitícolas, permitindo comparações com outros

estudos e contribuindo para a validação científica dos resultados. A utilização de técnicas avançadas, como HPLC para a determinação de compostos específicos, e métodos de avaliação da atividade antioxidante, fornecem uma caracterização aprofundada das uvas, essencial para o entendimento do potencial das cultivares estudadas.

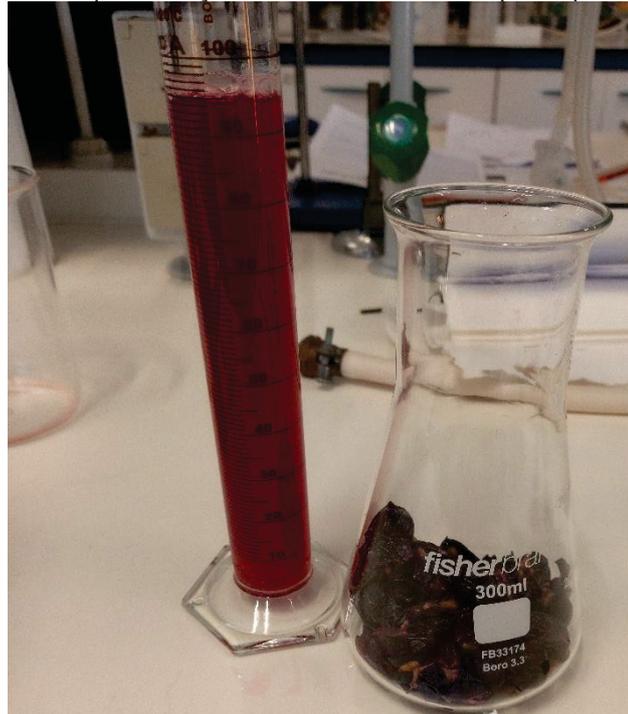
3.6.1 Características Físico-Químicas - obtenção de mosto de uva

A obtenção do mosto foi realizada conforme o protocolo estabelecido pela OIV, utilizando uvas frescas selecionadas para garantir a qualidade e homogeneidade do material. O processo foi iniciado com a escolha criteriosa das uvas, onde foram descartados frutos danificados ou deteriorados. Em seguida, procedeu-se com a remoção manual dos talos e outras partes indesejadas, assegurando que apenas as bagas inteiras fossem utilizadas no procedimento.

As uvas preparadas foram, então, transferidas para a prensa, onde a pressão foi exercida de forma manual, sem medição exata da força aplicada, apenas garantindo que fosse suave o suficiente para evitar a ruptura das sementes. O uso de baixa pressão inicial permitiu a liberação controlada do suco, evitando a extração excessiva de compostos fenólicos amargos ou indesejáveis das sementes.

Após o processo de prensagem, houve a separação dos conteúdos nas frações: mosto e casca + sementes, conforme demonstrado na Figura 11. Este procedimento é fundamental para a caracterização e obtenção do suco e dos componentes sólidos remanescentes.

Figura 21: Representação do conteúdo obtido após a prensagem.



FONTE 31 - O Autor (2023).

Após a extração, o mosto foi coletado em um recipiente de vidro esterilizado e imediatamente filtrado para remover partículas maiores, como cascas e resíduos de sementes. Na primeira etapa, utilizou-se um filtro de gaze, que apresenta poros em geral na faixa de dezenas a centenas de micrômetros, permitindo uma filtração mais bruta e a retenção de fragmentos maiores. Em seguida, realizou-se uma segunda filtração com papel filtro de faixa branca, que costuma ter poros de menor diâmetro entre aproximadamente 2 e 25 micrômetros, retendo partículas finas e garantindo um mosto mais limpo e livre de sólidos.

O mosto filtrado foi transferido para frascos volumétricos previamente esterilizados, onde o volume foi aferido com precisão. Em seguida, o mosto foi armazenado em recipientes de vidro e acondicionado a uma temperatura de 4°C para preservar suas características físico-químicas até o momento de análise ou início da fermentação.

Durante o armazenamento, de 24 horas, observou-se a integridade do mosto e a ausência de sinais de oxidação ou alterações indesejadas, assegurando que o produto estivesse em perfeitas condições para os testes subsequentes. O rendimento do mosto foi expresso em litros por quilograma de uva processada ($L\ kg^{-1}$), e sua qualidade inicial foi avaliada por parâmetros como pH, acidez total, concentração de

açúcares (°Brix) e teores de compostos fenólicos totais, garantindo que todas as características essenciais para o processo fermentativo fossem mantidas.

3.6.2 Determinação potenciométrica de pH em amostras líquidas

A determinação do pH das amostras foi realizada por potenciometria, empregando-se um pHmetro previamente calibrado com soluções tampão de pH 7,00 e 4,00. Após a calibração, 100 mL de cada amostra foram transferidos para um becker limpo e seco, ajustando-se a temperatura para a faixa ideal de medição. A cada leitura, o eletrodo e o termocompensador eram lavados e secos para evitar contaminação, sendo então inseridos na solução sem encostar nas paredes do recipiente. A estabilização do pH foi observada por pelo menos 30 segundos antes do registro no visor digital do aparelho. Para garantir reprodutibilidade e precisão, cada amostra foi analisada em triplicata, sempre em condições controladas para minimizar variações de temperatura e contaminação cruzada. Os resultados, expressos em unidades de pH na faixa de 0 a 14, refletiram o comportamento químico de cada amostra.

3.6.3 Determinação da Concentração de Sólidos Solúveis Totais (° Brix) por Refratometria

A determinação da concentração de açúcares no mosto de uva foi realizada com um refratômetro, cujo princípio baseia-se na refração da luz para avaliar o teor de açúcares fermentáveis. Após filtrar as amostras em gaze dobrada em quatro camadas para remover sólidos, descartando-se as primeiras gotas do filtrado, as soluções foram ajustadas para cerca de 20 °C, pois o índice de refração varia com a temperatura. Em seguida, uma pequena quantidade do mosto foi aplicada no prisma do aparelho por meio de pipeta de Pasteur, cobrindo toda a superfície sem formar bolhas. As leituras, expressas em graus Brix (°Brix), foram obtidas conforme o manual do fabricante, com cada amostra analisada em duplicata e tendo sua média registrada como resultado final. Verificações frequentes da calibração do refratômetro, utilizando padrões de sacarose conhecidos, asseguraram a precisão e a reprodutibilidade dos dados.

3.6.4 Estimativa do teor alcoólico provável em vinhos a partir do grau Brix

O experimento foi realizado com o intuito de estimar o teor alcoólico provável do vinho antes do processo de fermentação, a partir da medição do grau Brix do mosto de uva. Para isso, foi utilizado um refratômetro, que quantifica a concentração de açúcares solúveis no mosto e permite prever o potencial alcoólico do vinho final. Esse método é prático e eficiente para medições pré-fermentativas; contudo, se o objetivo for um acompanhamento mais preciso ao longo da fermentação, um densímetro ou um refratômetro de dupla finalidade pode fornecer resultados mais confiáveis, pois corrigem as interferências causadas pelo etanol no índice de refração, garantindo maior precisão na análise.

Para calcular o teor alcoólico provável (% v/v), foi utilizada a equação (1) empírica:

$$\text{Álcool provável } \left(\% \frac{V}{V} \right) = \text{Brix Corrigido} \times 0,55 \quad (1)$$

Essa fórmula considera que aproximadamente 55% dos açúcares presentes no mosto são convertidos em álcool durante a fermentação alcoólica, com o restante transformando-se em subprodutos, como dióxido de carbono e outros compostos voláteis. O valor estimado foi registrado como o teor alcoólico provável do vinho, expresso em porcentagem de volume (% v/v).

3.6.5 Determinação da acidez total de uvas por titulação

A acidez total das amostras de vinho foi determinada por titulação acidimétrica, utilizando hidróxido de sódio (NaOH) 0,1 N e azul de bromotimol como indicador, a fim de assegurar o controle de qualidade na vinificação. Após eliminar o CO₂ ao ferver a água destilada, foram preparados 10 mL da amostra isenta de CO₂ em erlenmeyer, junto de 30 mL de água destilada fervida e 1 mL do indicador. A titulação prosseguiu com agitação constante até a viragem para tom azul em pH próximo a 7,0, registrando-se com precisão o volume de titulante gasto. Um ensaio padrão foi realizado para comparar a cor final, garantindo a correta identificação do ponto de equivalência. A acidez total, expressa em g L⁻¹ de ácido tartárico, foi calculada pelo volume de NaOH,

seu fator de correção e um fator de conversão (0,075). Replicatas asseguraram a reprodutibilidade, enquanto potenciais fontes de erro, como CO₂ residual e subjetividade na mudança de cor, foram controladas pela fervura prévia da água e uso de solução padrão para comparação visual.

Com os volumes de NaOH anotados, a acidez total das amostras foi calculada utilizando a equação (2).

$$\text{Acidez Total (g L}^{-1}\text{)} = \frac{n \times F \times 0,075}{V} \quad (2)$$

Onde:

- n é o volume de NaOH gasto (em mL),
- F é o fator de correção do titulante,
- 0,075 é o fator de conversão para expressar a acidez total em termos de ácido tartárico,
- V é o volume da amostra utilizado (em mL).

Os resultados foram expressos em gL⁻¹ de ácido tartárico, sendo essa a unidade padrão para a acidez total de vinhos.

3.6.6 Quantificação de ácido L-málico

A análise do teor de ácido L-málico foi realizada utilizando a técnica de espectrofotometria baseada na produção de nicotinamida adenina dinucleotídeo reduzido (NADH), patenteada e vendida pela marca BioSystems®. Esse procedimento permite quantificar o ácido L-málico presente nas amostras, um composto essencial que influencia o sabor e a estabilidade de produtos como vinhos e sucos. Além disso, sua quantificação é fundamental para avaliar a maturação das uvas, controlar a fermentação malolática e garantir o equilíbrio ácido do mosto, impactando diretamente o perfil sensorial e a estabilidade microbiológica do vinho. A metodologia aplicada fornece uma avaliação precisa e reprodutível, sendo um procedimento padrão na indústria de alimentos e bebidas para controle de qualidade.

Inicialmente, os reagentes foram preparados conforme as instruções do protocolo. O Reagente A1, contendo tampão a 0,62 mol.L⁻¹ e L-glutamato a 60 mmol

L⁻¹, foi misturado com o Reagente A2 na proporção de 3:1, resultando na solução de trabalho final. Essa mistura foi armazenada a uma temperatura entre 2 e 8°C para assegurar sua estabilidade e eficácia durante o experimento.

Com os reagentes prontos, a cubeta do espectrofotômetro foi termostaticada a 37°C, garantindo que as medições ocorressem em condições controladas de temperatura. As amostras líquidas passaram por filtragem para remoção de partículas suspensas, sendo homogeneizadas para garantir a consistência das medições.

Para cada amostra, 10 µL foram pipetados na cubeta, seguidos pela adição de 800 µL do Reagente A. A mistura foi homogeneizada e incubada por 1 minuto a 37°C. Após a incubação, a primeira leitura de absorvância (A1) foi realizada no comprimento de onda de 340 nm, que corresponde à absorção de NADH, um indicador direto da quantidade de ácido L-málico presente na amostra.

Em seguida, 200 µL do Reagente B, contendo L-malato desidrogenase e enzima glutamato-oxaloacetato transaminase (GOT), foi adicionado à mistura. Essa enzima catalisa a reação de oxidação do L-malato na presença de NAD⁺, resultando na produção de oxaloacetato e NADH. A presença de NADH, que absorve luz a 340 nm, permite a quantificação do ácido L-málico na amostra. A mistura foi incubada por mais 10 minutos para assegurar a completa conversão do ácido L-málico.

A absorvância final (A2) foi medida novamente a 340 nm. A diferença entre as duas absorvâncias (A2 - 0,80 x A1) foi utilizada para calcular a concentração de ácido L-málico na amostra, utilizando a equação (3).

$$C_{\text{Amostra}} [g L^{-1}] = \frac{((A2 - 0,80 \times A1)_{\text{amostra}} - (A2 - 0,80 \times A1)_{\text{RB}})}{((A2 - 0,80 \times A1)_{\text{padrão}} - (A2 - 0,80 \times A1)_{\text{RB}})} \times C_{\text{Padrão}} [g L^{-1}] \quad (3)$$

Onde:

- (A2 - 0,80 x A1) é a diferença de absorvância para a amostra e para o padrão,
- RB refere-se ao branco da reação,
- C_Padrão é a concentração do padrão multiácido utilizado para calibração.

A concentração de ácido L-málico foi expressa em g L⁻¹. Para cada amostra, as medições foram realizadas em duplicata para garantir a reprodutibilidade dos resultados. O método apresentou alta sensibilidade, com limite de detecção de 0,03 g

L⁻¹ e linearidade até 4,00 g L⁻¹, validando sua eficácia para a análise em vinhos e sucos.

3.6.7 Quantificação de ácido tartárico

O experimento foi conduzido com o objetivo de quantificar o teor de ácido tartárico em amostras de vinho, utilizando um método colorimétrico baseado na formação de um complexo com sal de vanádio (V) essa técnica é patenteada e vendida pela BioSystems®.

Inicialmente, os reagentes foram preparados e configurados conforme o protocolo experimental. As soluções tampão e os reagentes cromogênicos, contendo sal de vanádio, estavam prontos para uso, assim como os padrões de ácido tartárico em diferentes concentrações, que variaram de 1,0 g L⁻¹ a 6,0 g L⁻¹. Essas soluções foram utilizadas para calibrar o equipamento e estabelecer a curva de calibração, essencial para a determinação quantitativa.

Com o espectrofotômetro ajustado para leitura a 520 nm, a análise foi iniciada com a preparação das amostras. Cada amostra líquida foi previamente filtrada para remover partículas em suspensão, garantindo que a turbidez não interferisse na absorção da luz. Em seguida, 450 µL de cada amostra foi pipetado em um tubo de ensaio, ao qual foram adicionados 150 µL do Reagente A, contendo o sal de vanádio (V). A mistura foi homogenizada suavemente e deixada em repouso por 2 minutos, garantindo a estabilidade da reação química.

A medição inicial (A1) foi realizada após a mistura descansar por 2 minutos à temperatura ambiente. A absorbância foi medida a 520 nm, registrando o valor correspondente ao início da formação do complexo. Em seguida, foram adicionados 200 µL do Reagente C à mistura, e a solução foi agitada novamente para completar a formação do complexo colorido. A mistura foi deixada em repouso por mais 5 minutos, garantindo que a reação alcançasse seu ponto máximo de estabilidade.

Após a segunda incubação, a leitura final (A2) foi realizada a 520 nm. O valor de absorbância medido reflete a concentração do complexo formado, que é proporcional à quantidade de ácido tartárico presente na amostra. A equação (4) foi utilizada para calcular a absorbância.

$$A = (A2 - 0,82 \times A1)_{\text{Padrão}} \frac{\text{Amostra}}{\text{Amostra}} - (A2 - 0,82 \times A1)_{\text{Branco de Reagente}} \quad (4)$$

Onde:

- $(A2 - 0,82 \times A1)$ é a diferença de absorvância para a amostra ou padrão,
- RB refere-se ao branco de reagente.

A concentração de ácido tartárico foi determinada utilizando a curva de calibração estabelecida a partir dos padrões aquosos de ácido tartárico. A concentração medida para cada amostra foi expressa em g L^{-1} . Para amostras que excederam o limite superior da curva de calibração, foi realizada uma diluição adequada e a concentração final foi corrigida pelo fator de diluição.

Durante o experimento, todas as etapas foram realizadas sob condições controladas, com verificação frequente da calibração do espectrofotômetro e dos padrões utilizados. O método mostrou-se altamente sensível, com um limite de detecção de $0,06 \text{ g L}^{-1}$ e linearidade até $6,00 \text{ g L}^{-1}$, garantindo a confiabilidade dos resultados obtidos.

3.7 CARACTERIZAÇÃO FENÓLICA DAS UVAS

3.7.1 Protocolo Extração de Compostos Fenólicos Segundo Carbonneau e Champagnol (1993)

A extração de compostos fenólicos de uvas foi realizada conforme a metodologia descrita por Carbonneau e Champagnol (1993), com o objetivo de obter extratos representativos para a quantificação e caracterização de compostos como antocianinas, taninos e outros fenólicos essenciais ao perfil sensorial e químico do vinho.

Inicialmente, foram selecionadas amostras compostas por 100 bagas de uva, os quais foram pesados para determinação do peso total (P). Em seguida, cada baga foi disposta em um tecido de algodão de $20 \times 20 \text{ cm}$. Para a extração do suco, as extremidades do tecido foram reunidas e pressionadas, transferindo-se o líquido para uma proveta para mensuração do volume total do suco extraído (v_1 , em mL).

Após essa etapa, as cascas remanescentes foram cuidadosamente separadas e transferidas para um recipiente contendo etanol a 96% (álcool etílico) em um volume correspondente a $1/8$ da massa total das bagas ($v_2 = P/8$, em mL). Para completar o

volume da solução extratora, foi adicionada uma solução tampão de pH 3,2, composta por NaOH, até que a soma do volume de etanol e da solução tampão fosse igual ao volume do suco extraído ($v_3 = v_1 - v_2$, em mL), conforme descrito por Carbonneau e Champagnol (1993).

O recipiente contendo as cascas e a solução extratora foi mantido em estufa a 30°C por 24 horas, para favorecer a extração dos compostos fenólicos das cascas. Decorrido esse período, a mistura foi submetida à centrifugação a 3.500 rpm durante 10 minutos, promovendo a separação dos sólidos em suspensão e resultando na obtenção de um sobrenadante claro (JACINTA, 2011).

O sobrenadante obtido foi submetido à filtração por membrana de 0,45 µm, assegurando a remoção de partículas que pudessem interferir nas análises subsequentes. Os extratos filtrados foram armazenados em frascos de vidro âmbar, protegendo-os da luz para garantir a estabilidade dos compostos fenólicos extraídos (CARBONNEAU; CHAMPAGNOL, 1993).

Para a preservação das propriedades químicas dos extratos, as amostras foram armazenadas a -20°C até o momento da análise. Esse procedimento visa evitar a degradação de compostos bioativos e garantir que os extratos estejam em condições ideais para análises espectrofotométricas e cromatográficas (HPLC), permitindo a quantificação de antocianinas, taninos e ácidos fenólicos (CARBONNEAU; CHAMPAGNOL, 1993).

3.7.2 Determinação de fenóis totais em extrato de uva

A determinação de fenóis totais em extrato de uva foi realizada utilizando a técnica de espectrofotometria UV-Vis, com leitura a 280 nm, seguindo o método de Singleton e Rossi (1965), amplamente empregado na quantificação de compostos fenólicos. Esse método foi escolhido devido à sua sensibilidade, reprodutibilidade e simplicidade, permitindo uma estimativa confiável do teor total de fenóis nas amostras.

O comprimento de onda de 280 nm, localizado na região do ultravioleta (UV), foi utilizado porque os compostos fenólicos apresentam máxima absorção nessa faixa devido à presença de anéis aromáticos conjugados em sua estrutura. Embora alguns fenóis possam ser detectados na faixa do visível, a região do UV é preferida, pois permite uma quantificação mais precisa e seletiva, minimizando interferências de outros compostos presentes na matriz do extrato de uva.

A quantificação dos fenóis totais é expressa em equivalentes de ácido gálico, um padrão de referência amplamente utilizado na enologia para essa análise, garantindo a comparabilidade dos resultados.

O experimento iniciou-se com a preparação das amostras. Para cada amostra de vinho, 1 mL foi cuidadosamente medido e transferido para um balão volumétrico de 100 mL. A amostra foi diluída com água destilada até completar o volume, garantindo uma diluição de 1:100. A homogeneização foi realizada por agitação manual, assegurando que os compostos fenólicos presentes no extrato fossem uniformemente distribuídos na solução (Figura 12), seguindo o protocolo analítico que garante a precisão e a homogeneidade das amostras.

Figura 22: Amostras de extratos de uvas tintas



FONTE 14 - O Autor (2023).

Em seguida, a amostra diluída foi transferida para uma cubeta de quartzo de 10 mm, adequada para leituras espectrofotométricas, devido à sua alta transparência na faixa do ultravioleta (UV) e visível (Vis). O espectrofotômetro foi configurado para realizar a leitura no comprimento de onda de 280 nm, região na qual os compostos fenólicos apresentam máxima absorção devido à presença de anéis aromáticos conjugados. A leitura da absorbância foi realizada em triplicata para garantir a precisão e reprodutibilidade dos resultados.

Após as leituras, os valores de absorbância foram comparados com a curva de calibração previamente estabelecida, utilizando padrões de ácido gálico em concentrações conhecidas. A equação da reta da curva de calibração foi utilizada para

calcular a concentração de fenóis totais na amostra, expressa em mg L⁻¹ de equivalentes de ácido gálico (mg L⁻¹ AG).

A equação (5) foi utilizada para calcular a concentração de fenóis totais.

$$\text{Fenóis Totais (mg L}^{-1}\text{ de ácido gálico)} = \frac{\text{Abs}_{\text{amostra}} - \text{Abs}_{\text{branco}}}{\text{Coeficiente Angular da Curva de Calibração}} \quad (5)$$

Onde:

- Abs é a absorvância medida para a amostra e o branco.

3.7.3 Quantificação de fenóis não flavonoides

O experimento de quantificação de fenóis não flavonoides em diferentes tipos de extratos e uvas e vinhos (brancos, rosés e tintos) foi realizado utilizando a técnica de espectrofotometria UV-Vis, conforme o método descrito por Kramling e Singleton (1969). Essa metodologia permite a separação dos fenóis não flavonoides a partir da remoção seletiva dos flavonoides por formaldeído e ácido clorídrico, promovendo sua precipitação e impedindo sua detecção na leitura espectrofotométrica. Dessa forma, torna-se possível a análise quantitativa exclusiva dos fenóis não flavonoides, garantindo maior precisão e reprodutibilidade dos resultados.

O experimento iniciou com a preparação das amostras, que foram rigorosamente selecionadas para garantir a representatividade dos diferentes tipos de extratos de uvas e vinhos (branco, rosé e tinto). Em um tubo de ensaio com tampa hermética, foram adicionados 10 mL da amostra de extrato, 10 mL de HCl a 25% e 5 mL de formaldeído a 2%. A mistura foi homogeneizada manualmente e o tubo foi coberto com papel alumínio para proteger a solução da exposição à luz, garantindo a estabilidade do composto durante o período de incubação. A Figura 13 apresenta o material preparado para o armazenamento, assegurando a integridade das amostras, prevenindo reações fotoquímicas que possam interferir nos resultados analíticos.

Para cada tipo de extrato de uva e vinho, um tempo específico de incubação foi determinado:

- Vinhos brancos: 24 horas.
- Vinhos rosés: 48 horas.
- Vinhos tintos: 72 horas.

O tempo de incubação foi cuidadosamente monitorado para assegurar que a precipitação dos flavonoides ocorresse de maneira completa, deixando em solução apenas os fenóis não flavonoides.

Figura 23: Material preparado para acondicionamento.



FONTE 15 - O Autor (2023).

Após o período de incubação, as amostras foram centrifugadas a 5000 rpm por 10 minutos, promovendo a separação do precipitado de flavonoides do sobrenadante, que continha os fenóis não flavonoides em solução (Figura 14). O sobrenadante foi recolhido cuidadosamente e submetido a diluição conforme o tipo de extrato de uva e vinhos:

- Vinhos brancos: Diluição 1:50 (1 parte do sobrenadante para 50 partes de água destilada).
- Vinhos rosés: Diluição 2:100.
- Vinhos tintos: Diluição 1:100.

Figura 24: Amostras após o período de reação na ausência de luz. Observa-se o material reagente decantado no fundo, contendo os pigmentos extraídos do material analisado, evidenciando a formação e separação dos compostos durante o processo de reação.



FONTE 16 - O Autor (2023).

Essas diluições foram realizadas para garantir que a concentração final estivesse dentro da faixa linear da curva de calibração do ácido gálico, utilizada como padrão para a quantificação.

A análise espectrofotométrica foi realizada utilizando um espectrofotômetro UV-Vis configurado para leitura a 280 nm, comprimento de onda onde os fenóis apresentam absorção máxima e linearmente relacionada à concentração. As cubetas de quartzo de 10 mm foram preenchidas com as amostras diluídas, e a leitura de absorbância foi registrada.

A quantificação dos fenóis não flavonoides foi realizada com base na equação da reta obtida na curva de calibração do ácido gálico. A equação foi utilizada para converter as leituras de absorbância em concentrações expressas em mg L^{-1} de equivalentes de ácido gálico. Cada amostra foi analisada em triplicata para garantir a precisão e reprodutibilidade dos resultados, e controles de qualidade foram incluídos para validar a metodologia empregada.

A concentração de fenóis não flavonoides foi calculada utilizando a equação (7).

$$\text{Fenóis Não Flavonoides (mg L}^{-1}\text{ de ácido gálico)} = \frac{\text{Abs}_{\text{amostra}} - \text{Abs}_{\text{branco}}}{\text{Coeficiente Angular da Curva de Calibração}} \quad (7)$$

Onde:

Abs é a absorbância medida para a amostra e o branco.

Os resultados foram expressos em mg L⁻¹ de equivalentes de ácido gálico, fornecendo uma medida precisa do teor de fenóis não flavonoides presentes nos vinhos analisados.

3.7.4 Quantificação de fenóis flavonoides

A quantificação de fenóis flavonoides foi realizada por meio de um cálculo indireto, subtraindo-se a concentração de fenóis não flavonoides da concentração total de fenóis, conforme a equação (6).

$$\text{Fenóis Flavonoides} = \text{Fenóis Totais} - \text{Fenóis não Flavonoides} \quad (6)$$

Esse método foi escolhido por ser um procedimento consolidado na enologia, garantindo simplicidade, eficiência e maior especificidade na quantificação. Diferentemente do método de flavonoides totais, que pode incluir outras classes de compostos fenólicos, a abordagem utilizada permite evitar interferências e sobreposições, fornecendo uma estimativa mais precisa da fração flavonoide presente no vinho.

Além disso, essa metodologia é amplamente utilizada e comparável a estudos anteriores, facilitando a reprodutibilidade dos resultados. O cálculo indireto também minimiza a necessidade de reagentes e padrões adicionais, tornando a análise mais prática e acessível para diferentes laboratórios.

Os resultados foram expressos em mg L⁻¹ de equivalentes de ácido gálico, proporcionando uma estimativa confiável da quantidade de fenóis flavonoides no vinho, com menor risco de interferências e maior comparabilidade com análises fenólicas tradicionais.

3.7.5 Determinação de taninos totais

O experimento foi conduzido com o objetivo de quantificar a concentração de taninos totais em amostras de vinho utilizando o método de Bate-Smith, descrito por Bate-Smith (1954). Esse procedimento é reconhecido por sua eficácia na hidrólise ácida dos taninos condensados, promovendo a liberação de antocianidinas, que são então quantificadas por espectrofotometria UV-Vis.

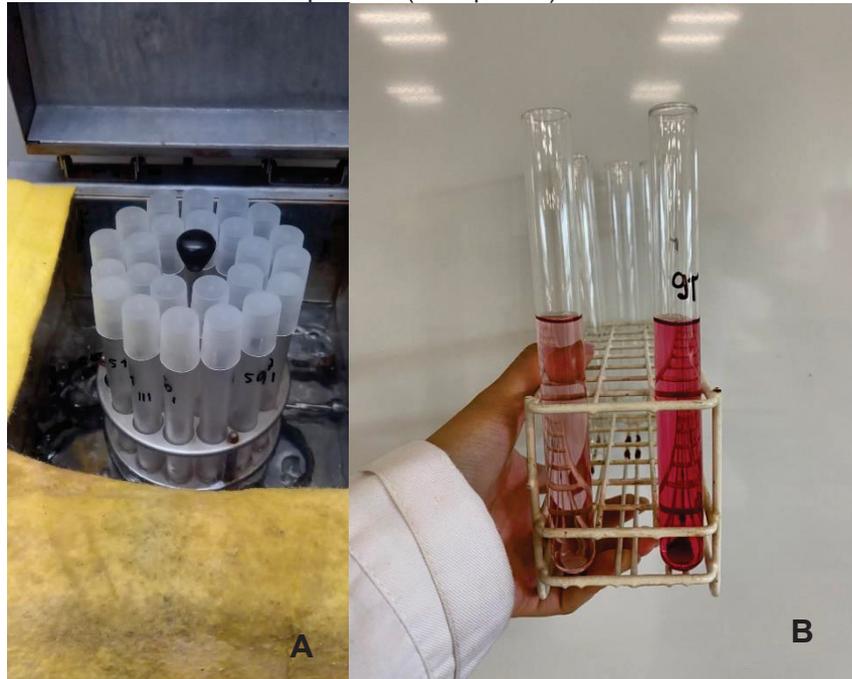
Cada amostra foi submetida à centrifugação a 3000 rpm por 15 minutos (ou alternativamente a 4000 rpm por 12,5 minutos), para remoção de partículas em suspensão.

Após a centrifugação, 1 mL do sobrenadante foi transferido para um balão volumétrico de 50 mL e completado com água destilada, formando a Solução A. Essa solução foi homogeneizada manualmente para garantir uma distribuição uniforme dos compostos presentes na amostra.

A seguir, 2 mL da Solução A foram pipetados em um tubo de ensaio, aos quais foram adicionados 6 mL da Solução Padrão, composta por HCl a 37%, álcool butílico e sulfato de ferro. Essa mistura, denominada Solução B, foi agitada suavemente para garantir a homogeneidade.

Para a análise dos taninos totais, foram preparados dois tubos de ensaio, identificados como "Tubo 1" e "Tubo 2". No "Tubo 1", foram adicionados 4 mL da Solução B, e o tubo foi vedado com rolha e colocado em um banho-maria pré-aquecido a 100°C por 30 minutos. (Figura 15) O aquecimento em presença de ácido e álcool promoveu a decomposição dos taninos condensados, resultando na formação de antocianinas coloridas. Esse processo é fundamental para a quantificação dos taninos totais, uma vez que as antocianinas liberadas absorvem luz em um comprimento de onda específico (540 nm).

Figura 25: Tubos de ensaio em banho-maria (A) e a Diferença visual entre os tubos de ensaio submetidos ao banho maria (à direita) e os tubos de ensaio mantidos ausentes de luz pelo mesmo período (à esquerda).



FONTE 17 - O Autor (2023)

As antocianinas podem existir em diferentes formas estruturais, dependendo do pH do meio. Em soluções ácidas, elas apresentam coloração intensa, geralmente vermelha ou roxa, devido à predominância da forma catiônica flavílio. No entanto, em condições neutras ou levemente alcalinas, as antocianinas podem sofrer rearranjos estruturais, resultando em formas quinoidais, hemiacetálicas ou carbinóis, que são incolores ou apresentam coloração reduzida.

No experimento descrito, o "Tubo 2" foi mantido em local escuro para evitar a conversão das antocianinas em suas formas coloridas, impedindo a interação com a luz e preservando o estado estrutural menos reativo. Essa estratégia permite uma comparação mais precisa entre os diferentes tratamentos, garantindo que a variação da absorbância seja atribuída apenas às transformações químicas ocorridas durante o experimento.

Após o período de incubação, os tubos foram deixados esfriar e a absorbância de cada um foi medida utilizando um espectrofotômetro UV-Vis ajustado para 540 nm (Figura 16).

Os resultados foram expressos como concentração de taninos totais (g L^{-1}), utilizando a equação (8).

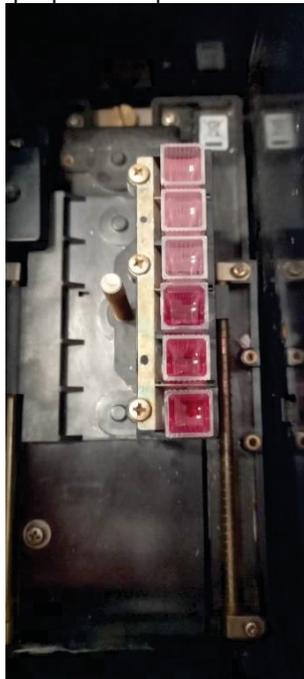
$$\text{Taninos Totais (g L}^{-1}\text{)} = (\text{Absorbância}_{\text{Tubo1}} - \text{Absorbância}_{\text{Tubo2}}) \times 0,1736 \times 50 \quad (8)$$

Onde:

- Absorbância Tubo 1 é a leitura do tubo aquecido no banho-maria,
- Absorbância Tubo 2 é a leitura do tubo mantido em local escuro,
- 0,1736 é o fator de correção específico do método,
- 50 é o fator de diluição aplicado.

Essa fórmula leva em consideração a diferença de absorbância entre as amostras tratadas e o controle, que corresponde à quantidade de antocianinas liberadas pela decomposição dos taninos condensados. O fator de correção e o fator de diluição garantem que os resultados sejam expressos de maneira precisa e padronizada.

Figura 26: Amostras preparadas para leitura no espectrofotômetro.



FONTE 16 - O Autor (2023).

3.7.6 Determinação de antocianinas totais em vinhos por espectrofotometria

O experimento foi conduzido com o objetivo de quantificar as antocianinas totais em amostras de vinho utilizando a técnica de espectrofotometria UV-Vis,

conforme descrito por Ribéreau-Gayon e Stonestreet (1965). As antocianinas são pigmentos naturais pertencentes ao grupo dos flavonoides, responsáveis pelas tonalidades vermelhas, roxas e azuis dos vinhos tintos.

O experimento iniciou-se com a coleta de 1 mL da amostra de vinho ou de uma amostra previamente preparada segundo o método de Carbonneau e Champagnol (1993). A amostra foi transferida para um bécker de vidro e homogeneizada com 1 mL de uma solução de álcool etílico a 95% acidificado com HCl 0,1% (Solução 1), que auxilia na estabilização das antocianinas e melhora a solubilidade dos compostos na solução.

Em seguida, foram adicionados 20 mL de ácido clorídrico (HCl) a 2% (Solução 2) para acidificar a amostra e manter as antocianinas em sua forma protonada, assegurando a absorção máxima de luz a 520 nm. A mistura foi dividida em dois tubos de ensaio previamente numerados e identificados como Tubo A e Tubo B.

- Tubo A (amostra com SO₂): Foram adicionados 4 mL de uma solução de bissulfito de sódio (Na₂S₂O₅) a 37% (Solução 3), que induz a descoloração das antocianinas livres por formação de complexos incolores. Esse tubo foi agitado manualmente para assegurar a homogeneidade da reação e deixado em repouso por 20 minutos.
- Tubo B (controle): Foram adicionados 4 mL de água destilada para servir como controle. O tubo também foi agitado e deixado em repouso por 20 minutos nas mesmas condições do Tubo A.

Após o período de reação, a absorbância das soluções nos Tubos A e B foi medida utilizando um espectrofotômetro UV-Vis ajustado para leitura a 520 nm, comprimento de onda específico para a detecção das antocianinas. As cubetas de quartzo de 10 mm foram preenchidas com as amostras, e a água destilada foi utilizada para calibrar o equipamento antes das medições.

A leitura foi realizada em duplicata para cada tubo, garantindo a reprodutibilidade dos resultados e a minimização de desvios. A absorbância do Tubo B, que continha a amostra sem a adição de bissulfito de sódio, representou a concentração total de antocianinas. Já a absorbância do Tubo A, com a amostra tratada com bissulfito de sódio, refletiu a concentração de antocianinas descoloridas pelo reagente.

A concentração de antocianinas totais (mg L⁻¹) foi calculada subtraindo-se a absorbância do Tubo A da absorbância do Tubo B, utilizando a seguinte fórmula:

$$\text{Antocianinas Totais (mg L}^{-1}\text{)} = 875 \times (\text{Abs}_{\text{H}_2\text{O}} - \text{Abs}_{\text{SO}_2}) \quad (9)$$

Onde:

- $\text{Abs}_{\{\text{H}_2\text{O}\}}$ é a absorvância medida no Tubo B (controle),
- $\text{Abs}_{\{\text{SO}_2\}}$ é a absorvância medida no Tubo A (amostra com bissulfito de sódio),
- 875 é o fator de conversão específico para expressar os resultados em mg L^{-1} de malvidina-3-glucosídeo.

O fator de conversão foi determinado com base em padrões de malvidina-3-glucosídeo, principal antocianina presente nos vinhos tintos, que apresenta absorção máxima a 520 nm.

Os resultados foram expressos em mg L^{-1} de malvidina-3-glucosídeo, fornecendo uma medida quantitativa da concentração de antocianinas totais presentes nas amostras de vinho.

3.7.7 Intensidade da Cor

A determinação da intensidade da cor dos extratos foi realizada utilizando a técnica de espectrofotometria UV-Vis, conforme recomendado pela Organização Internacional da Vinha e do Vinho (OIV, 2006), seguindo a metodologia descrita na resolução OIV-MA-AS2-07B.

Inicialmente, as amostras de extrato foram submetidas à centrifugação a 3000 rpm por 15 minutos, a fim de remover qualquer turbidez que pudesse interferir na leitura espectrofotométrica. Em seguida, foi realizada a calibração do espectrofotômetro utilizando água destilada como branco, em cada um dos comprimentos de onda definidos pela OIV: 420 nm (cor amarela), 520 nm (cor vermelha) e 620 nm (cor azul).

Após a calibração, uma alíquota da amostra foi transferida para uma cubeta de quartzo, garantindo que a absorvância medida estivesse dentro do intervalo adequado (0,3 a 0,7), conforme recomendado para leituras espectrofotométricas confiáveis. As absorvâncias foram então medidas sequencialmente nos três comprimentos de onda e registradas como A_{420} , A_{520} e A_{620} .

Para expressar a intensidade da cor (I), foi utilizada a equação:

$$I = A_{420} + A_{520} + A_{620}$$

Esse valor representa a concentração total de pigmentos responsáveis pela coloração do vinho, permitindo uma avaliação da presença de antocianinas e taninos que compõem o perfil cromático das amostras analisadas (OIV, 2006). Caso necessário, foi realizada diluição das amostras, e o fator de diluição foi devidamente anotado para a correção dos valores finais.

Para extratos obtidos de uvas brancas, a determinação da intensidade da cor requer adaptações metodológicas devido à menor concentração de compostos cromáticos em comparação com vinhos tintos e rosés. Nesses casos, a análise espectrofotométrica é realizada considerando apenas a absorbância a 420 nm (A_{420}), correspondente à coloração amarela. Esse valor reflete a presença de compostos fenólicos, sua oxidação e o grau de envelhecimento do extrato, sendo um parâmetro fundamental para avaliar a estabilidade e qualidade do vinho branco. Diferentemente dos vinhos tintos e rosés, nos quais a tonalidade da cor é expressa pela razão entre diferentes comprimentos de onda (A_{420}/A_{520}), nos vinhos brancos a intensidade da cor pode ser determinada diretamente pela absorbância isolada a 420 nm ou, alternativamente, utilizando a equação:

$$I = A_{420}$$

Além disso, para aumentar a precisão da análise em extratos de uvas brancas, pode ser necessário um ajuste no caminho óptico da cubeta de 1 cm para 2 cm, especialmente quando a absorbância medida apresentar valores muito baixos. Dessa forma, a metodologia adotada segue as recomendações da Organização Internacional da Vinha e do Vinho (OIV-MA-AS2-07B), garantindo que a avaliação cromática seja adequada para cada tipo de amostra, respeitando as características específicas dos vinhos e extratos analisados.

3.7.8 Tonalidade da cor

O experimento de determinação da tonalidade da cor em extratos de uvas tintas e rosés foi iniciado com a preparação das amostras. As amostras foram previamente filtradas para remover partículas em suspensão que pudessem interferir na leitura espectrofotométrica. A calibração do espectrofotômetro foi realizada utilizando uma solução de referência adequada e cubetas de quartzo limpas, garantindo a exatidão das medições.

Após a calibração, uma alíquota de 2,0 mL de cada amostra foi cuidadosamente transferida para uma cubeta de quartzo com caminho óptico adequado (1 cm), garantindo que a absorvância se mantivesse entre 0,3 e 0,7, faixa recomendada para evitar saturação do detector e assegurar a precisão dos resultados.

As medições das absorvâncias foram realizadas em triplicata para minimizar erros experimentais e aumentar a confiabilidade dos dados. Os valores foram obtidos para os comprimentos de onda 420 nm (pigmentos amarelos) e 520 nm (pigmentos vermelhos), e utilizados para o cálculo da tonalidade da cor (T), conforme a equação:

$$T = \frac{A_{420}}{A_{520}}$$

Esse valor fornece informações sobre o equilíbrio cromático da amostra, refletindo a proporção entre os pigmentos amarelos e vermelhos presentes no vinho. Uma tonalidade elevada ($T > 0,7$) indica uma predominância de pigmentos amarelos, geralmente associada ao envelhecimento ou a processos de oxidação do vinho, enquanto valores mais baixos ($T < 0,5$) sugerem um vinho mais jovem, com predominância de pigmentos vermelhos.

Todos os espectros foram analisados utilizando espectrofotômetro UV-Vis, devidamente calibrado, e os dados foram armazenados para posterior interpretação estatística. A padronização do protocolo seguiu as recomendações da Organização Internacional da Vinha e do Vinho (OIV) para análise espectrofotométrica da cor em vinhos e extratos de uva (OIV-MA-AS2-07B, 2024).

3.7.9 Coordenadas da cor pelo Cielab

A determinação das coordenadas de cor pelo sistema CIELAB seguiu as diretrizes estabelecidas pelo método oficial OIV-MA-AS2-11 da Organização Internacional da Vinha e do Vinho (OIV, 2024), garantindo precisão na análise cromática dos extratos de uva e vinhos. O experimento iniciou-se com a preparação do espectrofotômetro, que foi ligado e recebeu o tempo necessário para o aquecimento adequado, conforme as especificações do fabricante. A calibração foi realizada utilizando um padrão branco de alta pureza, assegurando a exatidão dos resultados obtidos e eliminando potenciais interferências.

As amostras foram preparadas de modo a garantir que suas superfícies estivessem homogêneas e livres de impurezas, bolhas de ar ou partículas que pudessem comprometer as leituras espectrofotométricas. Por se tratar de amostras líquidas, estas foram cuidadosamente transferidas para cubetas de vidro com caminho óptico de 10 mm (Figura 17).

A utilização de uma cubeta foi necessária porque, no espectrofotômetro UV-Vis, a passagem da luz através da amostra líquida permite a obtenção de medidas mais precisas da absorção da luz em diferentes comprimentos de onda, eliminando interferências da reflexão superficial que poderiam ocorrer em medições diretas. Dessa forma, o método garante a uniformidade das condições experimentais e maior precisão na caracterização cromática.

Com o espectrofotômetro calibrado e as amostras devidamente preparadas, iniciou-se a medição das coordenadas cromáticas. As amostras foram posicionadas no compartimento de leitura do equipamento e as medições foram realizadas sistematicamente para cada coordenada do sistema CIELAB, sendo L^* para a luminosidade da amostra, variando de 0 (preto absoluto) a 100 (branco absoluto), a^* para a variação entre os tons vermelho (+) e verde (-), e b^* para a variação entre os tons amarelo (+) e azul (-). As leituras foram repetidas em diferentes pontos das amostras para assegurar a uniformidade dos resultados e minimizar variações locais que pudessem indicar heterogeneidade cromática.

Para a caracterização cromática completa, foram calculados os parâmetros derivados recomendados pela OIV, como o croma (C^*), que representa a saturação da cor e é calculado pela equação:

$$C^* = \sqrt{a^{*2} + b^{*2}}$$

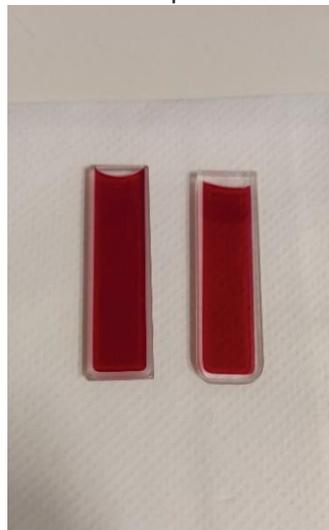
e o ângulo de tonalidade (h^*), que indica a tonalidade dominante da amostra e é calculado como:

$$h^* = \arctan\left(\frac{b^*}{a^*}\right)$$

O sistema CIELAB foi escolhido em detrimento do CIELCH, pois este último apresenta os valores de croma (C^*) e ângulo de tonalidade (h^*) em um formato mais adequado para interpretação perceptual, mas menos conveniente para análise quantitativa direta via espectrofotometria. Embora a tonalidade seja representada pelo h^* no sistema CIELCH, as coordenadas L^* , a^* e b^* do CIELAB fornecem uma base cartesiana mais apropriada para cálculos de diferenças de cor e correlação com propriedades físico-químicas do vinho e extratos de uva. O uso do sistema CIELAB permite maior precisão estatística na comparação entre amostras e facilita a análise de tendências cromáticas dentro da mesma matriz amostral.

Os resultados das leituras foram registrados individualmente e, para amostras que apresentaram heterogeneidade visual, uma média ponderada das diferentes leituras foi calculada. Os valores obtidos para L^* , a^* e b^* foram expressos numericamente e avaliados em relação aos padrões de referência da OIV, garantindo a conformidade da coloração com critérios internacionais.

Figura 27: Cubetas preparadas para leitura no espectrofotômetro para análise no sistema CIELAB.



FONTE 17 - O Autor (2023).

3.7.10 Antocianinas individuais por HPLC

O experimento de quantificação das antocianinas individuais em amostras de extrato foi realizado utilizando cromatografia líquida de alta eficiência (HPLC), seguindo o método descrito por Dallas e Laureano (1994). Inicialmente, amostras de vinhos tintos de diferentes cultivares de *Vitis vinifera* L., colhidas na safra de 2023, foram preparadas para a análise. As amostras foram previamente filtradas para remoção de partículas suspensas e mantidas sob refrigeração até o momento da injeção no sistema de HPLC. A preparação envolveu a diluição de cada vinho em água ultrapura (1:10) e uma filtragem adicional com membranas de 0,45 µm para remover qualquer material residual que pudesse interferir na separação cromatográfica.

A análise foi realizada em um sistema de HPLC Dionex Ultimate 3000 (Sunnyvale, CA, EUA), equipado com uma bomba quaternária modelo LPG-3400A, um amostrador automático modelo ACC-3000, um compartimento termostaticado para a coluna ajustado para 25 °C e um detector de múltiplos comprimentos de onda MWD-300, ajustado para 520 nm. A coluna utilizada foi uma C18 Nucleodur (100-5 ec, Macherey-Nagel, Düren, Alemanha), com dimensões de 250 × 4,0 mm e tamanho de partícula de 5 µm, protegida por uma pré-coluna do mesmo material. A fase móvel foi composta por ácido fórmico 40% (v/v) (solvente A), acetonitrila pura (solvente B) e água bidestilada (solvente C), sendo as condições cromatográficas estabelecidas conforme Dallas e Laureano (1994). A eluição seguiu um gradiente linear, partindo de 25% de A, 10% de B e 65% de C, seguido por uma variação para 10 a 30% de B e 65 a 45% de C ao longo de 40 minutos. O fluxo foi mantido constante a 0,7 mL min⁻¹ e o volume de injeção foi de 40 µL.

A identificação das antocianinas individuais foi realizada com base nos tempos de retenção e nas curvas de calibração obtidas com diferentes concentrações do padrão de malvidina-3-monoglicosídeo (Extrasynthese, Genay, França). Os picos cromatográficos das antocianinas foram identificados segundo dados de referência previamente descritos por Dallas e Laureano (1994).

3.7.11 Determinação do índice de potencial aromático varietal (IPAv)

O índice de potencial aromático varietal (IPAv) foi determinado por meio da hidrólise ácida dos precursores glicosilados presentes nas amostras de uvas, mosto

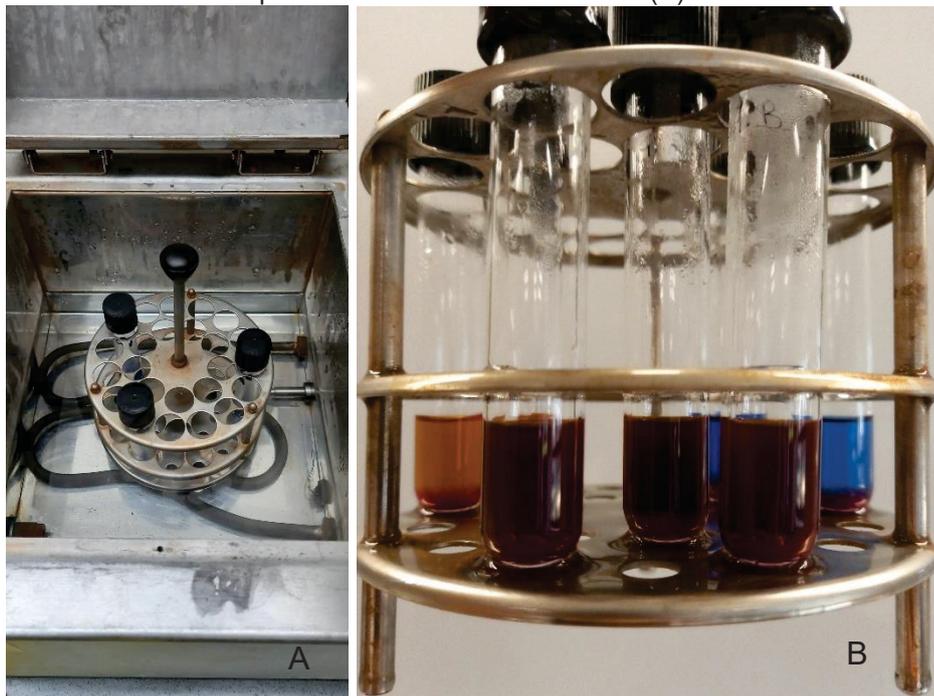
e vinho. Inicialmente, amostras de 50 g de uvas desengaçadas foram trituradas em um liquidificador com 50 mL de etanol/água (50% v/v). A mistura foi deixada em maceração à temperatura ambiente por 2 horas, promovendo a liberação dos compostos glicosilados. Após a maceração, as amostras foram centrifugadas a 4000 rpm por 10 minutos para a separação dos sobrenadantes. Para amostras de mosto e vinho, o mesmo procedimento de centrifugação foi realizado para obter um sobrenadante homogêneo e livre de partículas.

As amostras purificadas foram então diluídas conforme os fatores de diluição específicos, indicados pela tabela de referência para cada tipo de amostra. Em seguida, o cartucho de extração em fase sólida (SPE) foi condicionado utilizando 5 mL das soluções de condicionamento e eluição. As amostras diluídas foram então eluídas pelo cartucho a uma vazão de 2,5 mL/min, recolhendo-se o eluato (E4) para a etapa de hidrólise ácida.

A hidrólise foi realizada com a adição de 1 mL de solução ácida (Solução 5) e 1 mL de catalisador (Solução 6) ao eluato (E4). A mistura foi incubada em banho-maria a 70°C durante 30 minutos, promovendo a quebra das ligações glicosídicas e liberando agliconas voláteis e glicosil glicose (G-G) (Figura 18). Após a hidrólise, as amostras foram resfriadas à temperatura ambiente e centrifugadas novamente a 4000 rpm por 10 minutos.

As amostras foram então analisadas espectrofotometricamente a 480 nm, utilizando cubetas de quartzo com caminho óptico de 2 mm. A absorbância medida foi utilizada para calcular o IPA_v, utilizando a fórmula: $IPA_v = A_{480} \times FD \times FR \times 10$, onde A_{480} corresponde à absorbância medida, FD é o fator de diluição da amostra e FR é o fator de retenção ajustado para a matriz analisada.

Figura 28: Amostras submetidas ao banho-maria (A) e amostras após o processo de liberação dos precursores de aromas varietais (B).



FONTE 18 - O Autor (2023)

3.7.4 Determinação da atividade antioxidante pela captura do radical livre DPPH

A avaliação da atividade antioxidante das amostras foi realizada utilizando o método DPPH (2,2-Diphenyl-1-picrylhydrazyl), que quantifica a capacidade das amostras em neutralizar radicais livres. Para iniciar o experimento, foi preparada a solução estoque de DPPH a uma concentração de 6×10^{-5} M, dissolvendo 24 mg de DPPH em 100 mL de metanol P.A. A solução foi ajustada para atingir uma absorbância de $0,7 \pm 0,02$ a 517 nm, garantindo uma concentração adequada para a análise. A solução de DPPH preparada foi armazenada em frasco âmbar, protegido da luz e mantido sob refrigeração (4°C) para evitar degradação do reagente.

Com a solução de DPPH pronta, iniciou-se a preparação das amostras a serem analisadas. Amostras líquidas foram diluídas diretamente em metanol P.A., enquanto amostras sólidas foram homogeneizadas e diluídas conforme a matriz estudada. Para cada análise, 1,9 mL da solução de DPPH foram adicionados a tubos de ensaio, seguidos por 0,1 mL da amostra previamente preparada. Os tubos foram agitados suavemente para garantir a homogeneidade da mistura e, em seguida, incubados no escuro por 30 minutos à temperatura ambiente para que a reação entre os antioxidantes da amostra e o DPPH ocorresse de forma completa.

Após o tempo de incubação, a absorbância das misturas foi medida a 517 nm utilizando um espectrofotômetro UV-Vis. Cubetas de quartzo com caminho óptico de 10 mm foram utilizadas para garantir precisão nas medições. A leitura da absorbância permitiu calcular a porcentagem de inibição do radical DPPH em relação ao controle, que foi preparado com 1,9 mL da solução de DPPH e 0,1 mL de metanol P.A., sem adição de amostras.

Os resultados da inibição de DPPH foram expressos como porcentagem de inibição, utilizando a equação (10).

$$\text{Inibição do DPPH (\%)} = \left[\frac{Abs_{Controle} - Abs_{Amostra}}{Abs_{Controle}} \right] \times 100 \quad (10)$$

Onde:

- $Abs_{Controle}$: é a absorbância da solução de DPPH sem adição de amostra (controle).
- $Abs_{Amostra}$: é a absorbância da solução de DPPH com a amostra adicionada.

Essa equação permitiu determinar a eficiência das amostras em reduzir o radical DPPH, com valores maiores indicando maior atividade antioxidante.

Além da porcentagem de inibição, foi determinado o valor de EC50 para cada amostra. Esse valor representa a concentração de antioxidante necessária para reduzir em 50% a concentração inicial de DPPH, servindo como uma medida comparativa da atividade antioxidante entre diferentes amostras. Valores mais baixos de EC50 indicam maior capacidade antioxidante. A Figura 19 apresenta as diferenças entre concentrações de amostras submetidas ao teste de DPPH.

Ao final do experimento, os resultados obtidos foram expressos com três casas decimais e submetidos a análise estatística, incluindo cálculo de desvio padrão e análise de variância, para verificar a reprodutibilidade e a precisão dos dados. Os resultados forneceram uma avaliação completa da capacidade antioxidante das amostras testadas, contribuindo para uma melhor compreensão de seu potencial em aplicações alimentares, cosméticas e farmacêuticas.

Figura 29: Diferença entre concentrações de amostras submetidas ao teste DPPH.



FONTE 19 - O Autor (2023)

3.7.4.2 Determinação da atividade antioxidante total em frutas pela captura do radical livre ABTS

O experimento foi conduzido para quantificar a atividade antioxidante total em amostras de frutas, utilizando o método de captura do radical livre ABTS (2,2'-azinobis (3-etilbenzotiazolina-6-ácido sulfônico)). Inicialmente, preparou-se a solução estoque de ABTS a uma concentração de 7 mM, dissolvendo 192 mg de ABTS em 50 mL de água destilada. A solução foi armazenada em frasco de vidro âmbar e mantida sob refrigeração para evitar degradação por exposição à luz ou ao calor.

Em seguida, preparou-se a solução de persulfato de potássio a 140 mM, dissolvendo 378,4 mg do reagente em 10 mL de água destilada. A solução de ABTS e a de persulfato de potássio foram então misturadas em volumes iguais (1:1) e incubadas no escuro por 12 a 16 horas, permitindo a formação completa do radical catiônico ABTS⁺. A solução resultante apresentou coloração verde-azulada intensa, característica do radical catiônico ABTS⁺. Antes de ser utilizada na análise, a solução foi diluída em etanol até atingir uma absorvância de $0,700 \pm 0,020$ a 734 nm, garantindo a sensibilidade adequada para a detecção de antioxidantes.

Após a preparação dos reagentes, iniciou-se a preparação das amostras de frutas. As amostras frescas foram trituradas até se obter uma polpa homogênea e, em seguida, diluídas em proporção de 1:10 (peso/volume) em etanol. No caso de amostras de sucos ou extratos, realizou-se a diluição diretamente em etanol,

ajustando-se a concentração conforme necessário para assegurar que as leituras espectrofotométricas ficassem dentro da faixa linear de trabalho, com absorvância entre 0,1 e 1,0. As amostras preparadas foram centrifugadas a 4000 rpm por 10 minutos para remover partículas em suspensão e, se necessário, filtradas para maior pureza.

Para a medição da atividade antioxidante total, foram adicionados 1,9 mL da solução de ABTS⁺ a tubos de ensaio, seguidos por 0,1 mL da amostra a ser analisada. Como padrão de referência, foi utilizada a solução de Trolox para construção da curva de calibração. As misturas foram homogeneizadas por agitação suave e incubadas no escuro por 15 minutos à temperatura ambiente (aproximadamente 25°C). Ao final da incubação, a absorvância das misturas foi medida a 734 nm utilizando um espectrofotômetro UV-Vis. Cubetas de quartzo com caminho óptico de 10 mm foram empregadas para garantir precisão nas medições.

Os resultados da atividade antioxidante foram expressos como porcentagem de inibição do radical ABTS⁺ em relação ao controle, utilizando a fórmula (11):

$$\text{Inibição de ABTS (\%)} = \left[\frac{A_{\text{Controle}} - A_{\text{Amostra}}}{A_{\text{Controle}}} \right] \times 100 \quad (11)$$

Onde:

- A_{Controle} : é a absorvância da Solução de ABTS⁺ sem adição de amostra (controle).
- A_{Amostra} : é a absorvância da solução de ABTS⁺ com a amostra adicionada

Essa fórmula permitiu determinar a capacidade antioxidante total das amostras, com valores maiores indicando maior atividade antioxidante.

Além da porcentagem de inibição, foi determinado o valor de EC50 para cada amostra. Esse valor, conhecido como concentração efetiva, representa a quantidade de antioxidante necessária para reduzir em 50% a concentração inicial de ABTS⁺. Ele serve como um indicador comparativo da atividade antioxidante entre diferentes amostras (Figura 20), sendo que valores menores de EC50 indicam maior capacidade antioxidante.

Durante todo o experimento, foram adotadas práticas rigorosas de controle de qualidade para garantir a reprodutibilidade dos resultados. A calibração do

espectrofotômetro foi realizada antes de cada conjunto de análises e padrões internos e externos foram utilizados para validar a precisão das medições. Controles negativos (etanol sem ABTS⁺) e positivos (ABTS⁺ com padrão Trolox) foram incluídos para garantir a confiabilidade dos resultados. As amostras foram analisadas em triplicata para minimizar variações experimentais e assegurar a consistência dos dados.

Ao final do experimento, os resultados foram expressos com três casas decimais e submetidos a análise estatística, incluindo o cálculo de desvio padrão e análise de variância, para verificar a precisão e a reprodutibilidade dos dados. Os resultados obtidos forneceram uma avaliação completa da capacidade antioxidante das amostras de frutas, contribuindo para a compreensão de suas propriedades bioativas e aplicações potenciais na indústria de alimentos e farmacêutica.

Figura 30: Diferença entre a concentração das amostras submetidas ao teste de ABTS.



FONTE 20 - O Autor (2023)

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 PARÂMETROS DE MASSA E VOLUME DE BAGAS E RENDIMENTO DE MOSTO

A cultivar Tinta Carvalha destacou-se por apresentar a maior massa média das bagas em todas as semanas de avaliação, atingindo o valor máximo de 253,93 mg na última semana. Esse resultado sugere um maior acúmulo de compostos na baga, o que pode influenciar o rendimento de mosto e a concentração de substâncias importantes para a qualidade do vinho, como açúcares, ácidos orgânicos e compostos fenólicos (OLLAT; DIAKOU-VERDIN; CARDE, 2002).

Em contraste, a cultivar Touriga Nacional apresentou os menores valores de massa médias das bagas ao longo do período de maturação, com um valor máximo de 156,25 mg na quinta semana. Essa característica pode estar relacionada a fatores genéticos e ambientais, como a capacidade da cultivar em acumular água e nutrientes, bem como as condições climáticas e o manejo do vinhedo (KELLER, 2010).

As cultivares Alvarelhão, Camarate e Monvedro exibiram valores intermediários de massa das bagas, variando entre 146,81 mg e 181,34 mg na primeira semana e 161,78 mg e 174,81 mg na quinta semana, respectivamente (Tabela 1). No entanto, vale destacar que, para a cultivar Camarate, houve ainda a presença de uma última semana de avaliação, na qual a massa média das bagas voltou a aumentar, evidenciando que sua maturação seguiu em progressão mesmo após as medições iniciais. Esse comportamento pode reforçar o potencial da cultivar para acúmulo tardio de compostos importantes, a depender das condições climáticas e do manejo adotado.

É importante ressaltar que a massa da baga é apenas um dos fatores que influenciam a qualidade da uva e do vinho. A composição bioquímica da baga, que inclui açúcares, ácidos orgânicos e compostos fenólicos, também desempenha um papel fundamental na determinação das características sensoriais do vinho, como aroma, sabor e estrutura (JACKSON, 2009).

A Tinta Carvalha também se sobressaiu em relação ao volume do mosto, exibindo os maiores valores em todas as semanas de avaliação, com um máximo de

142,72 mL na sexta semana. Esse resultado era esperado, visto que a cultivar também apresentou os maiores valores de massa das bagas.

A Touriga Nacional, por sua vez, apresentou os menores volumes de mosto, o que corrobora os resultados observados para a massa das bagas. As demais cultivares (Alvarelhão, Camarate e Monvedro) mantiveram valores intermediários de volume de mosto ao longo do período de maturação.

A análise da tabela revela uma clara correlação positiva entre a massa das bagas e o volume do mosto, o que é consistente com a literatura (COOMBE; MCCARTHY, 2000). No entanto, é fundamental destacar que essa relação pode ser influenciada por diversos fatores, como a variedade da uva, as condições climáticas e as práticas de manejo do vinhedo.

4.2 PARÂMETROS DE MASSA E VOLUME DAS BAGAS DE UVAS BRANCAS

O período de maturação das cultivares brancas estendeu-se por aproximadamente 35 dias, durante o qual ocorreram variações significativas tanto na massa (g) quanto no volume (mL) das bagas. As análises realizadas são fundamentais para compreender o rendimento potencial de mosto e a concentração de compostos bioquímicos, uma vez que bagas maiores podem fornecer maior volume de mosto, mas nem sempre apresentam maior acúmulo de compostos fenólicos e aromáticos. A influência do tamanho da baga na qualidade do vinho é complexa e depende de diversos fatores, incluindo a variedade da uva, as condições de cultivo e as práticas enológicas (REYNIER, 2005).

Nesse sentido, a cultivar Malvasia Rei apresentou valores máximos de massa (236,2 g) e volume (142,2 mL), enquanto a Terrantez exibiu resultados mais modestos (variando de 92,6 g a 123,8 g) (Tabela 2). A Barcelo, por sua vez, demonstrou um perfil intermediário, com incrementos de massa ao longo das semanas (entre 125,85 g e 157,11 g), assim como de volume (de 72,33 mL a aproximadamente 119,53 mL), evidenciando rendimento moderado de mosto, ainda que não tão elevado quanto o da Malvasia Rei. Essa diferença entre as cultivares pode ser atribuída, em parte, à capacidade de retenção hídrica, à escolha de porta-enxertos e ao manejo do solo (KELLER, 2010).

Para as cultivares Rabo de Ovelha e Branda, observam-se valores de massa e volume também em faixas intermediárias, sugerindo um equilíbrio entre o vigor

vegetativo e o ambiente de cultivo. Essa variabilidade é fortemente influenciada por fatores como o tipo de solo, o clima e as práticas culturais. O clima mediterrâneo, com suas temperaturas elevadas e baixa pluviosidade, pode influenciar o desenvolvimento da baga e a acumulação de compostos fenólicos (OLLAT; DIAKOU-VERDIN; CARDE, 2002). Pereira *et al.* (2019) corroboram essa afirmação, demonstrando que os solos graníticos e o clima mediterrâneo da DOC do Dão fomentam diferenças fenotípicas notáveis em uvas brancas, impactando o rendimento de mosto e a qualidade final do vinho.

Compreender as oscilações de massa e volume das bagas, revela-se essencial para definir a data ideal de colheita, direcionar técnicas de maceração ou prensagem e, em última análise, otimizar os processos enológicos. A escolha da data de colheita impacta diretamente a qualidade do vinho, influenciando o equilíbrio entre acidez, taninos e aromas (JACKSON, 2008). Gil *et al.* (2022) aprofundam essa questão, investigando a relação entre sólidos solúveis totais e maturidade fenólica em uvas para vinho, com implicações diretas para a determinação do momento ideal de colheita.

Tabela 1: Análise da massa (g) e volume do mosto (mL) de Cultivares de Uvas Tintas Portuguesas durante seis semanas após o início da maturação do ano de 2023.

| Semanas | Massa (g) | | | | | |
|------------|--------------|-------------|--------------|----------------|------------------|------------|
| | Cultivares | | | | | |
| | Alvarelhão | Camarate | Monvedro | Tinta Carvalha | Touriga Nacional | |
| 08/08/2023 | 146,81 bc B | 151,82 b B | 143,96 bc B | 181,34 a B | 125,25 c B | |
| 15/05/2023 | 128,86 bc AB | 177,23 b AB | 161,89 bc AB | 229,09 a AB | 139,87 c AB | |
| 21/08/2023 | 169,55 bc AB | 171,71 b AB | 167,39 bc AB | 229,94 a AB | 158,95 c AB | |
| 29/08/2023 | 157,62 bc AB | 174,36 b AB | 158,56 bc AB | 230,66 a AB | 145,98 c AB | |
| 05/09/2023 | 161,78 bc AB | 173,87 b AB | 174,81 bc AB | 247,69 a AB | 156,25 c AB | |
| 12/09/2023 | 166,18 bc A | - | - | 253,93 a A | 151,57 c A | |
| Semanas | Volume (mL) | | | | | |
| | 08/08/2023 | 81,64 b B | 80,27 b B | 74,64 b B | 109,87 a B | 50,97 b B |
| | 15/05/2023 | 73,38 b AB | 95,05 b AB | 90,09 b AB | 125,43 a AB | 70,72 b AB |
| | 21/08/2023 | 95,62 b AB | 92,79 b AB | 96,20 b AB | 128,92 a AB | 85,58 b AB |
| | 29/08/2023 | 88,64 b AB | 90,60 b AB | 90,74 b AB | 131,85 a AB | 78,88 b AB |
| | 05/09/2023 | 92,64 b AB | 94,56 b AB | 93,93 b AB | 140,47 a AB | 90,86 b AB |
| | 12/09/2023 | 96 b A | - | - | 142,72 a A | 89,18 b A |

Médias seguidas por letras (a, b, c) na linha indicam que não houve diferença estatisticamente significativa entre as cultivares ($p > 0,05$), enquanto letras (A, B, C) na coluna indicam diferenças estatisticamente significativas ($p < 0,05$) entre as Semanas, conforme o teste t.

Fonte: 21 - O Autor (2024).

Tabela 2: Análise da massa (g) e volume do mosto (mL) de Cultivares de Uvas Brancas Portuguesas durante seis semanas após o início da maturação do ano de 2023.

| Massa (g) | | | | | |
|------------|------------|------------|--------------|----------------|------------|
| Semanas | Cultivares | | | | |
| | Barcelo | Branda | Malvasia Rei | Rabo de Ovelha | Terrantez |
| 08/08/2023 | 125,85 c A | 185,07 b A | 214,02 a A | 163,95 b A | 92,63 d A |
| 15/05/2023 | 143,60 c A | 191,13 b A | 236,18 a A | 183,16 b A | 116,68 d A |
| 21/08/2023 | 142,60 c A | 178,90 b A | 232,91 a A | 180,77 b A | 117,89 d A |
| 29/08/2023 | 142,89 c A | 170,12 b A | 230,12 a A | 173,05 b A | 123,76 d A |
| 05/09/2023 | 157,11 c A | - | 225,25 a A | 182,27 b A | 124,51 d A |
| 12/09/2023 | - | - | 209,98 a A | - | - |

| Volume (mL) | | | | | |
|-------------|-----------|------------|------------|------------|-----------|
| 08/08/2023 | 72,33 c B | 96,38 b B | 120,33 a B | 92,30 b B | 53,24 d B |
| 15/05/2023 | 79,26 c B | 108,83 b B | 130,78 a B | 101,22 b B | 65,60 d B |
| 21/08/2023 | 82,65 c B | 91,97 b B | 116,65 a B | 98,74 b B | 69,75 d B |
| 29/08/2023 | 85,21 c B | 88,48 b B | 127,37 a B | 100 b B | 79,58 d B |
| 05/09/2023 | 83,48 c B | - | 119,53 a B | 110 b B | 78,34 d B |
| 12/09/2023 | - | - | 142,23 a A | - | - |

Médias seguidas por letras (a, b, c) na linha indicam que não houve diferença estatisticamente significativa entre as cultivares ($p > 0,05$), enquanto letras (A, B, C) na coluna indicam diferenças estatisticamente significativas ($p < 0,05$) entre as Semanas, conforme o teste t.

Fonte: 22 - O Autor (2024).

4.3 PARÂMETROS FÍSICO-QUÍMICOS DAS UVAS TINTAS E BRANCAS

As análises de pH e ácidos totais evidenciaram variações expressivas tanto entre as cultivares tintas quanto entre as brancas. Nas uvas tintas, a Tinta Carvalha apresentou pH mais elevado (até 3,71), enquanto a Touriga Nacional manteve pH mais baixo (entre 2,70 e 3,25), indicando maior acidez e potencial para vinhos de maior longevidade. Essa característica da Touriga Nacional, de acordo com Silva, Oliveira e Santos (2023), pode ser influenciada pelas variações climáticas, que impactam diretamente nos compostos fenólicos da uva e, conseqüentemente, na acidez e longevidade do vinho.

Entre as brancas, observou-se que a Terrantez preservou acidez mais acentuada mesmo em estágios avançados de maturação, fator que favorece a elaboração de vinhos brancos frescos. Santos, Almeida e Carvalho (2020) destacam que essa variedade tradicional portuguesa apresenta equilíbrio entre acidez e demais componentes, contribuindo para vinhos com bom potencial de guarda.

Tais diferenças reafirmam o papel das condições climáticas e do manejo na expressão qualitativa das cultivares. Diversos estudos internacionais corroboram que,

em regiões de clima mediterrâneo, a disponibilidade hídrica e a intensidade solar determinam taxas diferenciadas de acúmulo de açúcares e degradação de ácidos (MARTÍNEZ-GIL *et al.*, 2019). Inclusive, Martínez-Gil *et al.* (2019) observaram que as mudanças nos parâmetros fenólicos e de acidez durante a maturação de uvas tintas espanholas são sensíveis às condições climáticas, o que impacta a qualidade final dos vinhos.

4.4 SÓLIDOS SOLÚVEIS TOTAIS (SST) E TEOR ALCOÓLICO PROVÁVEL (TAP)

O teor de sólidos solúveis totais (°Brix) constitui um parâmetro fundamental para prever o teor alcoólico após a fermentação. Entre as uvas tintas, a Tinta Carvalha alcançou valores máximos (cerca de 22,55 °Brix), sugerindo vinhos encorpados e com maior graduação alcoólica. Já a 'Touriga Nacional', em patamares intermediários (16,57 a 19,53 °Brix), tende a gerar vinhos equilibrados em acidez e teor alcoólico provável (OLIVEIRA; CUNHA; GASPARG, 2021). Oliveira, Cunha e Gaspar (2021), ao analisarem diversas cultivares portuguesas de *Vitis vinifera* em distintas condições pedoclimáticas, demonstraram a influência do terroir na composição fenólica e no acúmulo de açúcares.

Nas uvas brancas, a Malvasia Rei se destacou em SST (até 24,68 °Brix), endossando seu potencial para vinhos mais robustos e concentrados em açúcares. Em contrapartida, a Terrantez, apesar de apresentar valores de SST menos elevados, manteve alta acidez, o que, segundo Santos, Almeida e Carvalho (2020), é desejável para vinhos brancos frescos e de maior longevidade.

A evolução dos SST ao longo das semanas e sua correlação com o TAP podem variar conforme a dinâmica de degradação de ácidos e o metabolismo de açúcares. No presente estudo, observou-se que cultivares como Tinta Carvalha e Malvasia Rei estabilizaram o ganho de açúcares nas últimas semanas de maturação, possivelmente em resposta às condições climáticas do final do ciclo, marcadas por noites mais frescas na região do Dão. Esse ajuste natural pode ser fundamental para evitar vinhos excessivamente alcoólicos e pouco ácidos. Ferreira, Miele e Rizzon (2021) reforçam a importância do manejo adequado da acidez, tendo em vista que as concentrações de ácidos como o málico e o tartárico exercem papel crucial no equilíbrio e na qualidade de vinhos tintos e brancos.

Tabela 3: Análise da Acidez (pH), Solido Solúveis Totais (SST) em °Brix, Teor de Álcoois Prováveis, Acidez total titulável (g L⁻¹ de ácido tartárico) de Cultivares de Tintas Portuguesas durante seis semanas após o início da maturação do ano de 2023.

| pH | | | | | |
|---|------------|------------|------------|----------------|------------------|
| Semanas | Cultivar | | | | |
| | Alvarelhão | Camarate | Monvedro | Tinta Carvalha | Touriga Nacional |
| 08/08/2023 | 2,92 ab D | 2,89 ab D | 2,99 ab D | 3,11 a D | 2,69 b D |
| 15/05/2023 | 3,01 ab CD | 3,04 ab CD | 3,17 ab CD | 3,25 a CD | 2,88 b CD |
| 21/08/2023 | 3,15 ab BC | 3,21 ab BC | 3,31 ab BC | 3,39 a BC | 2,99 b BC |
| 29/08/2023 | 3,20 ab AB | 3,28 ab AB | 3,33 ab AB | 3,48 a AB | 3,07 b AB |
| 05/09/2023 | 3,41 ab A | 3,48 ab A | 3,62 ab A | 3,71 a A | 3,24 b A |
| 12/09/2023 | 3,35 ab AB | - | - | 3,60 a AB | 3,23 b AB |
| Solido Solúveis Totais (SST) em °Brix | | | | | |
| 08/08/2023 | 18,01 a A | 16,88 a A | 18,35 a A | 16,81 a A | 16,56 a A |
| 15/05/2023 | 20,81 a A | 17,46 a A | 18,65 a A | 17,26 a A | 17,8 a A |
| 21/08/2023 | 20,26 a A | 20,4 a A | 19,82 a A | 18,93 a A | 19,76 a A |
| 29/08/2023 | 22,55 a A | 22 a A | 21 a A | 19,73 a A | 21,36 a A |
| 05/09/2023 | 22,55 a A | 22,06 a A | 22,55 a A | 19,9 a A | 22,11 a A |
| 12/09/2023 | 21,75 a A | - | - | 19,53 a A | 21,56 a A |
| Acidez Total Titulável (g L ⁻¹ de ácido tartárico) | | | | | |
| 08/08/2023 | 10,44 a C | 12,66 a C | 13,76 a C | 12,61 a C | 12,43 a C |
| 15/05/2023 | 7,61 a C | 13,10 a C | 13,99 a C | 12,95 a C | 13,35 a C |
| 21/08/2023 | 7,70 a BC | 15,30 a BC | 14,87 a BC | 14,20 a BC | 14,83 a BC |
| 29/08/2023 | 16,92 a AB | 16,50 a AB | 15,75 a AB | 14,80 a AB | 16,03 a AB |
| 05/09/2023 | 16,92 a A | 16,55 a A | 16,92 a A | 14,93 a A | 16,59 a A |
| 12/09/2023 | 16,32 a AB | - | - | 14,65 a AB | 16,18 a AB |
| Teor de Álcoois Prováveis | | | | | |
| 08/08/2023 | 9,90 a D | 9,28 a D | 10,09 a D | 9,24 a D | 9,11 a D |
| 15/05/2023 | 11,44 a CD | 9,60 a CD | 10,25 a CD | 9,49 a CD | 9,79 a CD |
| 21/08/2023 | 11,14 a BC | 11,22 a BC | 10,90 a BC | 10,41 a BC | 10,87 a BC |
| 29/08/2023 | 12,40 a A | 12,1 a A | 11,55 a A | 10,85 a A | 11,75 a A |
| 05/09/2023 | 12,40 a A | 12,13 a A | 12,40 a A | 10,94 a A | 12,16 a A |
| 12/09/2023 | 11,96 a AB | - | - | 10,74 a AB | 11,86 a AB |

Médias seguidas por letras (a, b, c) na linha indicam que não houve diferença estatisticamente significativa entre as cultivares ($p > 0,05$), enquanto letras (A, B, C) na coluna indicam diferenças estatisticamente significativas ($p < 0,05$) entre as Semanas, conforme o teste t.

FONTE: 23 - O Autor (2024)

Tabela 4: Análise da Acidez (pH), Solido Solúveis Totais (SST) em °Brix, Teor de Álcoois Prováveis, Acidez Total Titulável (g L⁻¹ de ácido tartárico) de Cultivares de Uvas Brancas Portuguesas durante seis semanas após o início da maturação do ano de 2023.

| pH | | | | | |
|---|--------------|-------------|--------------|----------------|--------------|
| Semanas | Cultivares | | | | |
| | Barcelo | Branda | Malvasia Rei | Rabo de Ovelha | Terrantez |
| 08/08/2023 | 2,94 ab D | 3,06 ab D | 3,03 a D | 3,02 ab D | 2,77 b D |
| 15/05/2023 | 3,09 ab CD | 3,24 ab CD | 3,25 a CD | 3,21 ab CD | 2,97 b CD |
| 21/08/2023 | 3,22 ab BC | 3,34 ab BC | 3,32 a BC | 3,34 ab BC | 3,09 b BC |
| 29/08/2023 | 3,33 ab B | 3,41 ab B | 3,43 a B | 3,42 ab B | 3,21 b B |
| 05/09/2023 | 3,34 ab B | - | 3,49 a B | 3,44 ab B | 3,27 b B |
| 12/09/2023 | - | - | 3,58 a A | - | - |
| Solido Solúveis Totais (SST) medidos em °Brix | | | | | |
| 08/08/2023 | 16,32 bc C | 20,13 a C | 15,016 c C | 16,95 ab C | 16,23 bc C |
| 15/05/2023 | 18,1 bc ABC | 21,38 a ABC | 15,91 c ABC | 18,83 ab ABC | 18,11 bc ABC |
| 21/08/2023 | 20,95 bc A | 24,08 a A | 18,53 c A | 22,3 ab A | 19,83 bc A |
| 29/08/2023 | 21,07 bc A | 24,68 a A | 18,66 c A | 21,66 ab A | 20,96 bc A |
| 05/09/2023 | 20,7 bc AB | - | 17,98 c AB | 22,01 ab AB | 21,25 bc AB |
| 12/09/2023 | - | - | 17,45 c BC | - | - |
| Acidez total titulável (g L ⁻¹ de ácido tartárico) | | | | | |
| 08/08/2023 | 12,25 bc A | 15,10 a A | 11,26 c A | 12,71 ab A | 12,18 bc A |
| 15/05/2023 | 13,58 bc ABC | 16,04 a ABC | 11,94 c ABC | 14,13 ab ABC | 13,59 bc ABC |
| 21/08/2023 | 15,72 bc A | 18,07 a A | 13,90 c A | 16,73 ab A | 14,88 bc A |
| 29/08/2023 | 15,81 bc A | 18,52 a A | 14,00 c A | 16,25 ab A | 15,73 bc A |
| 05/09/2023 | 15,53 bc AB | - | 13,49 c AB | 16,52 ab AB | 15,94 bc AB |
| 12/09/2023 | - | - | 13,09 c BC | - | - |
| Teor de Álcoois Prováveis | | | | | |
| 08/08/2023 | 8,97 bc C | 11,07 a C | 8,25 c C | 9,32 ab C | 8,92 bc C |
| 15/05/2023 | 9,95 bc ABC | 11,76 a ABC | 8,75 c ABC | 10,35 ab ABC | 9,96 bc ABC |
| 21/08/2023 | 11,52 bc A | 13,24 a A | 10,19 c C | 12,26 ab A | 10,90 bc A |
| 29/08/2023 | 11,59 bc A | 13,57 a A | 10,26 c A | 11,91 ab A | 11,53 bc A |
| 05/09/2023 | 11,38 bc AB | - | 9,89 c AB | 12,10 ab AB | 11,68 bc AB |
| 12/09/2023 | - | - | 9,59 c BC | - | - |

Médias seguidas por letras (a, b, c) na linha indicam que não houve diferença estatisticamente significativa entre as cultivares ($p > 0,05$), enquanto letras (A, B, C) na coluna indicam diferenças estatisticamente significativas ($p < 0,05$) entre as Semanas, conforme o teste t.

FONTE: 24 - O Autor (2024)

4.5 ÁCIDOS ORGÂNICOS E PERFIL DE ACIDEZ

A caracterização do perfil de acidez (Tabelas 5 e 6), envolvendo ácido málico e tartárico, reforça as distinções entre cultivares. Nas uvas tintas, a Monvedro se destacou com valores iniciais mais altos de ácido málico (3,059 g L⁻¹), decrescendo no decorrer das semanas, comportamento típico em climas quentes, onde a

respiração da baga intensifica a degradação desse ácido (SILVA; OLIVEIRA; SANTOS, 2023). A Tinta Carvalha, ao contrário, exibiu menores níveis de málico, resultando em vinhos menos ácidos.

No grupo das brancas, a Terrantez apresentou picos de ácido málico (2,533 g L⁻¹), favorecendo vinhos vivos e de maior frescor. A Rabo de Ovelha, reconhecida por sua alta acidez total, evidenciou teores superiores de ácido tartárico (18,52 g L⁻¹), essenciais para a estabilidade química e sensorial dos vinhos brancos (RIZZON; SGANZERLA, 2007).

Tabela 5: Análise da Acidez do Ácido Málico (g L⁻¹) e Ácido Tartárico (g L⁻¹) de Cultivares de Uvas Tintas Portuguesas durante três semanas após o início da maturação do ano de 2023.

| Ácido Málico (g L ⁻¹) | | | | | |
|--------------------------------------|------------|------------|-----------|----------------|------------------|
| Semanas | Cultivares | | | | |
| | Alvarelhão | Camarate | Monvedro | Tinta Carvalha | Touriga Nacional |
| 29/08/2023 | 1,149 ab A | 2,41 ab A | 3,059 a A | 2,144 ab A | 2,113 ab A |
| 07/09/2023 | 1,361 ab A | 2,533 ab A | 2,556 a A | 1,967 ab A | 1,358 ab A |
| 12/09/2023 | 2,613 ab A | - | - | 2,169 ab A | 2,049 ab A |
| Ácido Tartárico (g L ⁻¹) | | | | | |
| 29/08/2023 | 1,221 a A | 1,531 a A | 1,383 a A | 1,458 a A | 2,161 a A |
| 07/09/2023 | 2,147 a A | 1,429 a A | 1,657 a A | 1,689 a A | 2,105 a A |
| 12/09/2023 | 1,478 a A | - | - | 0,927 a A | 1,522 a A |

Médias seguidas por letras (a, b, c) na linha indicam que não houve diferença estatisticamente significativa entre as cultivares ($p > 0,05$), enquanto letras (A, B, C) na coluna indicam diferenças estatisticamente significativas ($p < 0,05$) entre as Semanas, conforme o teste t.

Fonte: 25 - O Autor (2024)

Tabela 6: Análise da Acidez do Ácido Málico (g L⁻¹) e Ácido Tartárico (g L⁻¹) de Cultivares de Uvas Brancas Portuguesas durante três semanas após o início da maturação do ano de 2023.

| Ácido Málico (g L ⁻¹) | | | | | |
|--------------------------------------|------------|-------------|--------------|----------------|-----------|
| Semana | Cultivares | | | | |
| | Barcelo | Branda | Malvasia Rei | Rabo de Ovelha | Terrantez |
| 29/08/2023 | 1,384 a A | 1,247 ab A | 0,442 b A | 2,059 a A | 2,533 a A |
| 07/09/2023 | 1,894 a A | - | 0,305 b A | 1,522 a A | 1,435 a A |
| 12/09/2023 | - | - | 0,446 b A | - | - |
| Ácido Tartárico (g L ⁻¹) | | | | | |
| 29/08/2023 | 2,273 ab A | 1,705 abc A | 1,141 c A | 1,506 bc A | 1,88 a A |
| 07/09/2023 | 2,11 ab A | - | 1,549 c A | 1,348 bc A | 2,598 a A |
| 12/09/2023 | - | - | 1,045 c A | - | - |

Médias seguidas por letras (a, b, c) na linha indicam que não houve diferença estatisticamente significativa entre as cultivares ($p > 0,05$), enquanto letras (A, B, C) na coluna indicam diferenças estatisticamente significativas ($p < 0,05$) entre as Semanas, conforme o teste t.

Fonte: 26 - O Autor (2024)

4.6 FENÓIS TOTAIS

Os dados de fenóis totais (Tabelas 7 e 8) mostram diferenças marcantes: a Touriga Nacional e a Alvarelhão atingiram valores superiores a $0,70 \text{ mg g}^{-1}$, associando-se a vinhos potencialmente encorpados e de coloração intensa (FERREIRA; MIELE; RIZZON, 2021). Em contrapartida, a Tinta Carvalha, embora apresente fenóis totais mais modestos ($0,453 \text{ mg g}^{-1}$), combina esse fator com um bom índice de compostos aromáticos (IPAv), sugerindo vinhos mais focados em aroma do que em intensidade de cor.

Entre as brancas, a Terrantez destaca-se ($0,615 \text{ mg g}^{-1}$), contribuindo para maior estabilidade oxidativa dos vinhos. Malvasia Rei, com menor acúmulo de fenóis, ainda assim se beneficia de sua alta concentração de açúcares, resultando em perfis de vinhos alvejados como “alcoólicos e aromáticos”, conforme apontado por Santos, Almeida e Carvalho (2020).

4.7 FENÓIS FLAVONOIDES E NÃO FLAVONOIDES

A divisão entre fenóis flavonoides e não flavonoides (Tabelas 7 e 8) indica a complexidade da composição fenólica. Na Touriga Nacional, as frações flavonoides (ex. antocianinas e proantocianidinas) são determinantes para a elevada intensidade de cor e robustez do vinho. A Tinta Carvalha apresenta menor quantidade de flavonoides, mas aparentemente compensada por compostos não flavonoides importantes para o perfil aromático (GASPAR, 2015). Em cultivares brancas como Terrantez, a presença de fenóis flavonoides, ainda que em menor proporção que nas tintas, exerce influência significativa na resistência à oxidação e potencial de guarda (OLIVEIRA; CUNHA; GASPAR, 2021).

A Touriga Nacional apresentou os maiores valores de fenóis flavonoides ($0,746 \text{ mg g}^{-1}$) e fenóis não flavonoides ($0,169 \text{ mg g}^{-1}$) (Tabela 7), evidenciando um equilíbrio que favorece a robustez e a capacidade antioxidante dos vinhos produzidos a partir dessa Cultivar. Camarate ($0,563 \text{ mg g}^{-1}$) e Monvedro ($0,669 \text{ mg g}^{-1}$) também registraram altos valores de fenóis flavonoides, enquanto a Tinta Carvalha apresentou os menores níveis ($0,309 \text{ mg g}^{-1}$), o que pode limitar a qualidade sensorial dos vinhos dessa variedade. Esses resultados corroboram os achados de Oliveira *et al.* (2021),

que apontaram a relevância dos fenóis flavonoides na definição da estrutura e da complexidade aromática dos vinhos.

Entre as uvas brancas, a Terrantez novamente se destacou com altos níveis de fenóis flavonoides ($0,565 \text{ mg g}^{-1}$) e fenóis não flavonoides ($0,054 \text{ mg g}^{-1}$) (Tabela 8), reforçando sua capacidade de originar vinhos com maior corpo e estrutura. Em oposição, a 'Branda' apresentou valores mais baixos de fenóis flavonoides ($0,253 \text{ mg g}^{-1}$), o que pode resultar em vinhos com características mais leves e menos estruturadas. Esses resultados estão alinhados com Rizzon e Miele (2002), que destacaram o papel dos fenóis flavonoides na estabilidade oxidativa dos vinhos.

4.8 TANINOS TOTAIS

Os taninos totais (Tabela 7) são determinantes da estrutura e da adstringência dos vinhos. A Touriga Nacional atingiu níveis elevados ($2,384 \text{ g L}^{-1}$ na primeira avaliação), tornando-a apta a vinhos de guarda, encorpados e com possibilidade de evolução em barrica (SILVA; OLIVEIRA; SANTOS, 2023). A Tinta Carvalha, por sua vez, possui menor teor de taninos ($0,848 \text{ g L}^{-1}$), sugerindo vinhos de menor adstringência e corpo. Monvedro e Alvarelhão, em valores intermediários, podem equilibrar vinhos de corte entre potência e suavidade (FERREIRA; MIELE; RIZZON, 2021).

Nas brancas, embora o teor de taninos seja naturalmente menor, Terrantez apresentou valores relevantes (até $1,705 \text{ g L}^{-1}$), indicando maior estrutura e, conseqüentemente, aptidão para vinhos de guarda ou de maior complexidade (SANTOS; ALMEIDA; CARVALHO, 2020).

4.9 ANTOCIANINAS TOTAIS

As antocianinas (Tabelas 7 e 9) desempenham papel crucial na coloração dos vinhos tintos. A Touriga Nacional registrou os maiores valores ($356,6 \text{ mg g}^{-1}$ e $1206,69 \text{ mg g}^{-1}$), reforçando sua fama de produzir vinhos intensos e com notável capacidade de envelhecimento (OLIVEIRA; CUNHA; GASPARG, 2021). A Tinta Carvalha, apesar de menor concentração ($167,3 \text{ mg g}^{-1}$), combina esse perfil com compostos aromáticos diferenciados, evidenciando que nem sempre cor intensa está atrelada a maior complexidade olfativa (GASPARG, 2015). Entre as brancas, as antocianinas são

quase inexistentes, mas outros pigmentos e compostos fenólicos menores podem contribuir para a cor, principalmente em cultivares como Terrantez.

Tabela 7: Análise de Fenóis Totais, Fenóis Não Flavonoides, Fenóis Flavonoides (mg g^{-1} de baga equivalente de ácido gálico), Taninos Totais (g L^{-1}) e Antocianinas Totais (mg g^{-1} de baga) de Cultivares de Uvas Tintas Portuguesas durante cinco semanas após o início da maturação do ano de 2023.

| Fenóis Totais (mg g^{-1} de baga equivalente de ácido gálico) | | | | | |
|--|------------|------------|-------------|----------------|------------------|
| Semanas | Cultivares | | | | |
| | Alvarelhão | Camarate | Monvedro | Tinta Carvalha | Touriga Nacional |
| 08/08/2023 | 0,423 b A | 0,633 b A | 0,759 ab A | 0,455 b A | 0,625 a A |
| 15/08/2023 | 0,705 b A | 0,653 b A | 0,749 ab A | 0,58 b A | 0,696 a A |
| 29/08/2023 | 0,537 b A | 0,527 b A | 0,636 ab A | 0,5 b A | 0,737 a A |
| 07/09/2023 | 0,678 b A | 0,657 b A | 0,582 ab A | 0,651 b A | 0,944 a A |
| 12/09/2023 | 0,384 b A | - | - | 0,453 b A | 0,915 a A |
| Fenóis Não Flavonoides (mg g^{-1} de baga equivalente de ácido gálico) | | | | | |
| 08/08/2023 | 0,073 a C | 0,181 a C | 0,089 a C | 0,094 a C | 0,093 a C |
| 15/08/2023 | 0,166 a C | 0,07 a C | 0,109 a C | 0,079 a C | 0,109 a C |
| 29/08/2023 | 0,154 a BC | 0,181 a BC | 0,133 a BC | 0,094 a BC | 0,157 a BC |
| 07/09/2023 | 0,234 a A | 0,23 a A | 0,211 a A | 0,2 a A | 0,223 a A |
| 12/09/2023 | 0,181 a B | - | - | 0,144 a B | 0,169 a B |
| Fenóis Flavonoides (mg g^{-1} de baga equivalente de ácido gálico) | | | | | |
| 08/08/2023 | 0,35 c A | 0,563 bc A | 0,669 ab A | 0,361 bc A | 0,532 a A |
| 15/08/2023 | 0,539 c A | 0,534 bc A | 0,64 ab A | 0,501 bc A | 0,587 a A |
| 29/08/2023 | 0,383 c A | 0,347 bc A | 0,504 ab A | 0,406 bc A | 0,58 a A |
| 07/09/2023 | 0,445 c A | 0,427 bc A | 0,371 ab A | 0,451 bc A | 0,721 a A |
| 12/09/2023 | 0,203 c A | - | - | 0,309 bc A | 0,746 a A |
| Taninos Totais (g L^{-1}) | | | | | |
| 08/08/2023 | 0,784 a C | 1,567 a C | 1,752 a C | 0,848 a C | 2,384 a C |
| 15/08/2023 | 1,225 a BC | 1,685 a BC | 1,674 a BC | 1,085 a BC | 1,797 a BC |
| 29/08/2023 | 0,786 a B | 1,22 a B | 0,995 a B | 1,112 a B | 0,803 a B |
| 07/09/2023 | 1,127 a AB | 1,483 a AB | 1,315 a aAB | 1,112 a AB | 1,154 a AB |
| 12/09/2023 | 0,712 a A | - | - | 0,554 a A | 1,808 a A |
| Antocianinas Totais (mg g^{-1} de baga) | | | | | |
| 08/08/2023 | 156 a C | 150 a C | 586 a C | 140 a C | 580 a C |
| 15/08/2023 | 725 a BC | 284 a BC | 735 a BC | 217 a BC | 651 a BC |
| 29/08/2023 | 297 a B | 275 a B | 559 a B | 269 a B | 820 a B |
| 07/09/2023 | 304 a AB | 261 a AB | 620 a AB | 355 a AB | 1295 a AB |
| 12/09/2023 | 339 a A | - | - | 356 a A | 1001 a A |

Médias seguidas por letras (a, b, c) na linha indicam que não houve diferença estatisticamente significativa entre as cultivares ($p > 0,05$), enquanto letras (A, B, C) na coluna indicam diferenças estatisticamente significativas ($p < 0,05$) entre as Semanas, conforme o teste t.

Fonte: 27 -O Autor (2024)

Tabela 8: Análise de Fenóis Totais, Fenóis Não Flavonoides, Fenóis Flavonoides (mg g^{-1} de baga equivalente de ácido gálico), Taninos Totais (g L^{-1}) de Cultivares de Uvas Brancas Portuguesas durante cinco semanas após o início da maturação do ano de 2023.

| Fenóis Totais (mg g^{-1} de baga equivalente de ácido gálico) | | | | | |
|--|------------|-----------|--------------|----------------|-----------|
| Semanas | Cultivares | | | | |
| | Barcelo | Branda | Malvasia Rei | Rabo de Ovelha | Terrantez |
| 08/08/2023 | 0,53 b A | 0,222 c A | 0,402 bc A | 0,48 b A | 0,608 a A |
| 15/08/2023 | 0,308 b A | 0,255 c A | 0,301 bc A | 0,37 b A | 0,433 a A |
| 29/08/2023 | 0,412 b A | 0,251 c A | 0,407 bc A | 0,409 b A | 0,741 a A |
| 07/09/2023 | 0,379 b A | - | 0,392 bc A | 0,485 b A | 0,615 a A |
| 12/09/2023 | - | - | 0,284 bc A | - | - |
| Fenóis Não Flavonoides (mg g^{-1} de baga equivalente de ácido gálico) | | | | | |
| 08/08/2023 | 0,046 b A | 0,102 a A | 0,066 ab A | 0,045 b A | 0,044 b A |
| 15/08/2023 | 0,05 b A | 0,105 a A | 0,084 ab A | 0,064 b A | 0,06 b A |
| 29/08/2023 | 0,081 b A | 0,095 a A | 0,087 ab A | 0,07 b A | 0,073 b A |
| 07/09/2023 | 0,075 b A | - | 0,096 ab A | 0,054 b A | 0,084 b A |
| 12/09/2023 | - | - | 0,062 ab A | - | - |
| Fenóis Flavonoides (mg g^{-1} de baga equivalente de ácido gálico) | | | | | |
| 08/08/2023 | 0,485 b A | 0,12 c A | 0,359 b A | 0,428 b A | 0,565 a A |
| 15/08/2023 | 0,258 b A | 0,15 c A | 0,226 b A | 0,326 b A | 0,374 a A |
| 29/08/2023 | 0,331 b A | 0,156 c A | 0,318 b A | 0,334 b A | 0,669 a A |
| 07/09/2023 | 0,303 b A | - | 0,286 b A | 0,416 b A | 0,531 a A |
| 12/09/2023 | - | - | 0,206 b A | - | - |
| Taninos Totais (g L^{-1}) | | | | | |
| 08/08/2023 | 1,114 a B | 0,253 a B | 0,696 a B | 1,49 a B | 1,424 a B |
| 15/08/2023 | 0,606 a B | 0,107 a B | 0,65 a B | 1,25 a B | 1,316 a B |
| 29/08/2023 | 0,518 a B | 0,437 a B | 0,658 a B | 0,625 a B | 0,556 a B |
| 07/09/2023 | 0,741 a B | - | 0,512 a B | 0,89 a B | 1,014 a B |
| 12/09/2023 | - | - | 0,488 a B | - | - |

Médias seguidas por letras (a, b, c) na linha indicam que não houve diferença estatisticamente significativa entre as cultivares ($p > 0,05$), enquanto letras (A, B, C) na coluna indicam diferenças estatisticamente significativas ($p < 0,05$) entre as Semanas, conforme o teste t.

FONTE: 28 - O Autor (2024).

| | Alvarelhão | | | | | | Camarate | | | | | | Monvedro | | | | | | Tinta Carvalha | | | | | | To | | | | |
|------------------------------|------------|---------|----------|--------|----------|--------|----------|--------|----------|--------|----------|--------|----------|--------|----------|--------|----------|-----|----------------|----|----------|----|----------|----|----|----------|----|----|--|
| | 08/08/20 | | 15/08/20 | | 29/08/20 | | 07/09/20 | | 08/08/20 | | 15/08/20 | | 29/08/20 | | 07/09/20 | | 08/08/20 | | 15/08/20 | | 29/08/20 | | 07/09/20 | | | 08/08/20 | | | |
| | 23 | 23 | 23 | 23 | 23 | 23 | 23 | 23 | 23 | 23 | 23 | 23 | 23 | 23 | 23 | 23 | 23 | 23 | 23 | 23 | 23 | 23 | 23 | 23 | | 23 | 23 | 23 | |
| osídeo | nd | 6,29 | 16,21 | nd | 0,82 | nd | nd | 0,02 | 0,07 | nd | nd | 0,07 | nd | nd | nd | nd | nd | nd | nd | nd | nd | nd | nd | nd | nd | 9,50 | 1, | | |
| osídeo | 4,36 | 20,18 | 2,40 | 7,65 | 11,85 | 1,22 | 7,01 | 6,53 | 5,72 | 5,41 | 3,31 | 2,37 | 0,70 | 3,50 | 6,80 | 9,02 | 7,99 | 3, | | | | | | | | | | | |
| osídeo | nd | 221,50 | 266,45 | nd | 1,37 | 6,33 | 21,78 | 12,68 | 8,56 | 8,12 | 3,02 | 3,91 | 0,01 | nd | 0,45 | 0,05 | 32,32 | 23, | | | | | | | | | | | |
| osídeo | 95,53 | nd | 154,58 | 269,01 | 51,26 | 94,25 | 130,60 | 143,75 | 93,84 | 96,59 | 110,69 | 31,12 | 62,80 | 93,51 | 101,58 | 51,18 | 43, | | | | | | | | | | | | |
| osídeo | 120,94 | 815,30 | 342,36 | 191,14 | 334,57 | 243,31 | 491,48 | 365,88 | 374,76 | 300,84 | 341,56 | 79,33 | 146,76 | 168,52 | 165,80 | 321,76 | 45, | | | | | | | | | | | | |
| osídeos | 220,83 | 1063,27 | 627,41 | 353,37 | 617,63 | 302,12 | 614,51 | 523,93 | 482,13 | 403,77 | 458,61 | 111,17 | 213,05 | 269,29 | 276,46 | 422,75 | 52, | | | | | | | | | | | | |
| osídeo | nd | 8,46 | 0,03 | 0,72 | 1,32 | 3,02 | 4,73 | 1,10 | 2,51 | nd | 0,69 | 1,61 | 0,84 | 0,34 | 0,23 | 0,24 | 0,90 | 0, | | | | | | | | | | | |
| osídeo | nd | 5,98 | 6,91 | 7,05 | 13,87 | nd | nd | 3,13 | 3, | | | | | | | | | | | | |
| osídeo | 3,19 | 43,57 | 20,16 | 11,56 | 21,75 | nd | 0,36 | 0,06 | 0,42 | nd | 0,38 | 0,76 | nd | 0,30 | nd | 8,94 | 5, | | | | | | | | | | | | |
| osídeo | 3,84 | 2,22 | nd | nd | 2,94 | 2,94 | 8,75 | 6,69 | 2,59 | 9,40 | 9,36 | 9,27 | nd | 1,01 | 0,55 | 58,86 | 10, | | | | | | | | | | | | |
| osídeos (g L ⁻¹) | 7,02 | 60,23 | 27,10 | 19,34 | 36,94 | 5,96 | 13,83 | 7,86 | 5,51 | 9,40 | 10,43 | 11,64 | 0,84 | 1,65 | 0,78 | 71,83 | 11, | | | | | | | | | | | | |
| osídeo | nd | 0,84 | 0,85 | 0,80 | 0,17 | 1,21 | nd | nd | nd | 1,67 | 3,32 | 1,54 | nd | nd | nd | 4,28 | 7, | | | | | | | | | | | | |
| osídeo | nd | nd | 0,29 | nd | nd | nd | nd | 1,09 | nd | nd | nd | nd | nd | nd | nd | 7,52 | 3, | | | | | | | | | | | | |
| osídeo | nd | nd | 0,44 | 0,35 | 0,14 | nd | nd | nd | nd | 1,29 | 1,21 | 1,51 | nd | nd | nd | 37,08 | 33, | | | | | | | | | | | | |
| osídeo (g L ⁻¹) | nd | 0,84 | 1,59 | 1,15 | 0,31 | 1,21 | nd | nd | 1,09 | 2,97 | 4,52 | 3,05 | nd | nd | nd | 48,88 | 45, | | | | | | | | | | | | |
| osídeos (g L ⁻¹) | 227,85 | 1124,34 | 656,09 | 373,85 | 654,87 | 309,29 | 628,35 | 550,00 | 530,54 | 494,50 | 418,72 | 473,29 | 112,01 | 214,70 | 270,07 | 543,46 | 67, | | | | | | | | | | | | |

FONTE: 29 - O Autor (2024).

Na Tabela 9, apresenta-se a quantificação de antocianinas por HPLC, incluindo variedades de antocianinas como delphinidina, cianidina, petunidina, peonidina e malvidina, bem como formas acetiladas e cumaroiladas. A Touriga Nacional atingiu a soma total de 1206,69 mg L⁻¹, muito acima das demais cultivares, confirmando seu diferencial na coloração e na estabilidade ao envelhecimento (FERREIRA; MIELE; RIZZON, 2021). A Camarate e a Monvedro evidenciaram aumento gradual ao longo da maturação, sugerindo acúmulo progressivo de antocianinas em estádios mais tardios. Esses resultados estão em consonância com estudos internacionais realizados na Espanha e no Chile, que associam temperaturas diurnas elevadas e noites frescas a um metabolismo fenólico favorecido (MARTÍNEZ-GIL *et al.*, 2019).

As antocianinas mais presentes foram a malvidina-3-O-glicosídeo e a peonidina-3-O-glicosídeo, como esperado, devido ao seu papel predominante na coloração dos vinhos tintos. A cultivar Touriga Nacional apresentou valores significativamente elevados de malvidina-3-O-glicosídeo, atingindo 707,37 mg L⁻¹ em 07/09/2023, o que está de acordo com seu perfil conhecido de produzir vinhos de cor intensa e estável.

As cultivares Camarate e Monvedro mostraram uma variação interessante ao longo da maturação, com um aumento gradual das antocianinas em todas as formas (monoglicosídeos, acetilados e cumaroilados), sugerindo uma maturação mais lenta e progressiva.

A análise desses dados permite algumas considerações sobre a evolução das antocianinas durante a maturação das uvas. A 'Touriga Nacional' apresentou um acúmulo constante de antocianinas, que culmina em concentrações muito superiores às demais cultivares, o que é característico de sua fama em produzir vinhos intensamente coloridos e de alta qualidade. Este resultado está em consonância com estudos que apontam a 'Touriga Nacional' como uma das melhores variedades para vinificação em regiões quentes.

Por outro lado, a 'Monvedro', embora apresente menores concentrações de antocianinas totais, ainda é capaz de contribuir com vinhos de coloração moderada, sugerindo que fatores adicionais como co-pigmentação e taninos também podem desempenhar um papel na qualidade sensorial do vinho final.

4.11 ATIVIDADE ANTIOXIDANTE

Os métodos ABTS e DPPH (Tabelas 10 e 11) foram aplicados somente no último ponto de maturação das uvas, momento em que se verifica o maior aporte de compostos antioxidantes. Além disso, as análises ocorreram em triplicata, a fim de aumentar a confiabilidade dos resultados. Diante disso, observaram-se perfis distintos de antioxidantes entre as cultivares. Na categoria das tintas, a Monvedro liderou em ABTS ($5,967 \mu\text{mol TE g}^{-1}$), enquanto a Tinta Carvalha obteve valor mais baixo ($2,091 \mu\text{mol TE g}^{-1}$) nesse método, mas exibiu excelente resultado em DPPH ($5,455 \mu\text{mol TE g}^{-1}$). Isso revela que cada cultivar pode conter diferentes classes de fenóis, atuando em mecanismos de neutralização de radicais livres específicos (OLIVEIRA; CUNHA; GASPAR, 2021).

Entre as brancas, a 'Rabo de Ovelha' apresentou o maior valor em ABTS ($5,517 \mu\text{mol TE g}^{-1}$), indicando elevada capacidade de preservação contra oxidação, ao passo que a 'Terrantez' se destacou no DPPH ($3,262 \mu\text{mol TE g}^{-1}$). Assim, mesmo uvas brancas podem oferecer boa proteção antioxidante, influenciando a longevidade do vinho (SANTOS; ALMEIDA; CARVALHO, 2020).

Tabela 10: Determinação da atividade antioxidante pelos métodos ABTS e DPPH por Inibição Equivalente ao Trolox cultivares de uvas tintas portuguesas a maturação do ano de 2023.

| Método | Cultivares | | | | | | | | | |
|--------|------------|----|----------|----|----------|---|----------------|---|------------------|----|
| | Alvarelhão | | Camarate | | Monvedro | | Tinta Carvalha | | Touriga Nacional | |
| ABTS | 2,807 | bc | 4,737 | ab | 5,967 | a | 2,091 | c | 4,571 | ab |
| DPPH | 4,316 | a | 3,864 | a | 3,476 | a | 5,455 | a | 2,52 | a |

Médias seguidas por letras (a, b, c) na linha indicam que não houve diferença estatisticamente significativa entre as cultivares ($p > 0,05$), enquanto letras (A, B, C) na coluna indicam diferenças estatisticamente significativas ($p < 0,05$) entre as Semanas, conforme o teste t.

Fonte: 30 – O autor (2024).

Tabela 11: Determinação da atividade antioxidante pelos métodos ABTS e DPPH por Inibição Equivalente ao Trolox cultivares de uvas brancas portuguesas a maturação do ano de 2023.

| Método | Cultivares | | | | | | | | | |
|--------|------------|----|--------|----|--------------|---|----------------|----|-----------|----|
| | Barcelo | | Branda | | Malvasia Rei | | Rabo de Ovelha | | Terrantez | |
| ABTS | 3,76 | bc | 2,722 | c | 2,15 | c | 5,517 | ab | 5,561 | a |
| DPPH | 3,57 | b | 2,451 | bc | 2,15 | c | 4,753 | a | 3,262 | bc |

Médias seguidas por letras (a, b, c) na linha indicam que não houve diferença estatisticamente significativa entre as cultivares ($p > 0,05$), enquanto letras (A, B, C) na coluna indicam diferenças estatisticamente significativas ($p < 0,05$) entre as Semanas, conforme o teste t..

FONTE: 31 - O Autor (2024).

4.12 INTENSIDADE E TONALIDADE DA COR

A intensidade e a tonalidade (Tabelas 12 e 13) confirmaram a Touriga Nacional como a cultivar de maior intensidade de cor (até 16,84) e menor tonalidade (até de 0,837), resultando em vinhos tintos jovens de coloração profunda (SILVA; OLIVEIRA; SANTOS, 2023). Por outro lado, a Tinta Carvalha, apesar de intensidade moderada (cerca de 11,04), exibiu tonalidade mais elevada (1,258), sugerindo vinhos com nuances atijoladas. Tal disparidade reafirma a influência do equilíbrio entre antocianinas, taninos e outras substâncias pigmentantes (FERREIRA; MIELE; RIZZON, 2021).

Nas uvas brancas, os valores de intensidade de cor são naturalmente mais baixos. A Terrantez apresentou incremento leve, principalmente nas últimas semanas analisadas, enquanto a Rabo de Ovelha manteve coloração mais pálida e estável, possivelmente em decorrência de menor oxidação dos compostos fenólicos (OLIVEIRA; CUNHA; GASPAR, 2021).

Tabela 12: Análise da Intensidade da Cor de cultivares de uvas tintas portuguesas durante cinco semanas após o início da maturação do ano de 2023.

| Semanas | Intensidade da Cor | | | | | |
|------------|--------------------|-------------|-------------|----------------|------------------|-----------|
| | Cultivares | | | | | |
| | Alvarelhão | Camarate | Monvedro | Tinta Carvalha | Touriga Nacional | |
| 08/08/2023 | 4,628 ab A | 7,365 ab A | 8,56 ab A | 5,948 b A | 10,173 a A | |
| 15/08/2023 | 13,105 ab A | 10,603 ab A | 12,36 ab A | 6,84 b A | 13,19 a A | |
| 29/08/2023 | 7,655 ab A | 6,52 ab A | 11,568 ab A | 8,615 b A | 15,753 a A | |
| 07/09/2023 | 12,883 ab A | 12,083 ab A | 10,028 ab A | 11,04 b A | 14,575 a A | |
| 12/09/2023 | 5,463 ab A | - | - | 6,778 b A | 16,84 a A | |
| Semanas | Tonalidade da Cor | | | | | |
| | 08/08/2023 | 1,3 b A | 0,88 b A | 0,863 b A | 1,514 a A | 0,633 c A |
| | 15/08/2023 | 0,884 b A | 1,13 b A | 1,039 b A | 1,478 a A | 0,802 c A |
| | 29/08/2023 | 1,279 b A | 0,957 b A | 1,143 b A | 1,411 a A | 0,89 c A |
| | 07/09/2023 | 1,328 b A | 1,154 b A | 1,103 b A | 1,368 a A | 0,851 c A |
| | 12/09/2023 | 1,227 b A | - | - | 1,258 a A | 0,837 c A |

Médias seguidas por letras (a, b, c) na linha indicam que não houve diferença estatisticamente significativa entre as cultivares ($p > 0,05$), enquanto letras (A, B, C) na coluna indicam diferenças estatisticamente significativas ($p < 0,05$) entre as Semanas, conforme o teste t.

FONTE: 32 - O Autor (2024).

Tabela 13: Análise da Intensidade da Cor de cultivares de uvas brancas portuguesas durante cinco semanas após o início da maturação do ano de 2023.

| Semanas | Intensidade da Cor | | | | |
|------------|--------------------|-----------|--------------|----------------|-----------|
| | Cultivares | | | | |
| | Barcelo | Branda | Malvasia Rei | Rabo de Ovelha | Terrantez |
| 08/08/2023 | 0,173 a A | 0,138 a A | 0,188 a A | 0,063 a A | 0,118 a A |
| 15/08/2023 | 0,109 a A | 0,168 a A | 0,288 a A | 0,121 a A | 0,114 a A |
| 29/08/2023 | 0,181 a A | 0,101 a A | 0,212 a A | 0,117 a A | 0,212 a A |
| 07/09/2023 | 0,173 a A | - | 0,173 a A | 0,173 a A | 0,25 a A |
| 12/09/2023 | - | - | 0,137 a A | - | - |

Médias seguidas por letras (a, b, c) na linha indicam que não houve diferença estatisticamente significativa entre as cultivares ($p > 0,05$), enquanto letras (A, B, C) na coluna indicam diferenças estatisticamente significativas ($p < 0,05$) entre as Semanas, conforme o teste t.

FONTE: 33 O Autor (2024).

4.13 POTENCIAL AROMÁTICO VARIETAL (IPAV)

A Tabela 14 (tintas) e a Tabela 15 (brancas) mostram que a Tinta Carvalha atingiu IPAv de 20,718, superando as demais cultivares tintas e revelando intenso potencial aromático (GASPAR, 2015). A Monvedro, com IPAv de 5,967, compensa esse valor menor por meio de boa atividade antioxidante (ABTS), demonstrando equilíbrio entre frescor e aromas delicados (SANTOS; ALMEIDA; CARVALHO, 2020).

Nas brancas, a Rabo de Ovelha liderou em IPAv (7,319), sugerindo grande riqueza de compostos aromáticos, enquanto Branda (3,502) e Barcelo (3,923) exibiram IPAvs mais baixos, beneficiando-se de técnicas enológicas como maceração pré-fermentativa a frio e uso de leveduras selecionadas para elevar sua expressividade aromática (DRAPC, 2008).

Tabela 14: Determinação IPAv (índice de potencial aromático varietal) de cultivares de uvas tintas portuguesas a maturação do ano de 2023.

| Método | IPAv (índice de potencial aromático varietal) | | | | |
|--------|---|----------|----------|----------------|------------------|
| | Cultivares | | | | |
| | Alvarelhão | Camarate | Monvedro | Tinta Carvalha | Touriga Nacional |
| IPAv | 16,752 b | 16,33 c | 5,967 d | 20,718 a | 16,2 e |

Médias seguidas por letras (a, b, c) na linha indicam que não houve diferença estatisticamente significativa entre as cultivares ($p > 0,05$), enquanto letras (A, B, C) na coluna indicam diferenças estatisticamente significativas ($p < 0,05$) entre as Semanas, conforme o teste t.

FONTE: 1 O Autor (2024).

Tabela 15: Determinação IPAv (índice de potencial aromático varietal) de cultivares de uvas tintas portuguesas a maturação do ano de 2023.

| IPAv (índice de potencial aromático varietal) | | | | | |
|---|------------|---------|--------------|----------------|-----------|
| Método | Cultivares | | | | |
| | Barcelo | Branda | Malvasia Rei | Rabo de Ovelha | Terrantez |
| IPAv | 3,923 d | 3,502 e | 4,566 c | 7,319 a | 4,597 b |

Médias seguidas por letras (a, b, c) na linha indicam que não houve diferença estatisticamente significativa entre as cultivares ($p > 0,05$), enquanto letras (A, B, C) na coluna indicam diferenças estatisticamente significativas ($p < 0,05$) entre as Semanas, conforme o teste t..

FONTE: 2 O Autor (2024)

4.14 CIELAB: SISTEMA DE CORES DA COMISSÃO INTERNACIONAL DE ILUMINAÇÃO COM EIXOS DE LUMINOSIDADE, VERDE-VERMELHO E AZUL-AMARELO

A avaliação pelo sistema CIELAB (Tabelas 16 e 17) evidenciou, nas uvas tintas, a redução da luminosidade (L^*) e o incremento do componente vermelho (a^*) ao longo da maturação, sobretudo na Touriga Nacional (33,46 em 08/08/2023, por exemplo), confirmando a correlação entre acúmulo de antocianinas e intensificação da cor (MARTÍNEZ-GIL *et al.*, 2019). Observou-se também, em certas cultivares, a diminuição do componente b^* (amarelo/azul), resultando em tonalidades mais “frias”.

Para as uvas brancas, manteve-se luminosidade alta (próxima a 95 em Rabo de Ovelha), com variações discretas em a^* e b^* , indicando pigmentação menor e, portanto, coloração mais clara e estável. Esses achados, corroborados por pesquisas de Rienth *et al.* (2021), apontam que, embora as brancas possuam menos pigmentos fenólicos, alterações sutis na cor podem ocorrer em resposta às variações de clima e manejo.

5 CONSIDERAÇÕES FINAIS E PERSPECTIVAS FUTURAS

Os resultados apresentados evidenciam a diversidade de características físico-químicas das cultivares tradicionais da DOC do Dão, reforçando sua importância para a produção de vinhos diferenciados e de alta qualidade. A relação entre as condições locais de cultivo e os parâmetros físico-químicos das uvas destaca o papel do *terroir* e das práticas agrícolas na valorização das cultivares regionais. Os achados desta pesquisa contribuem para o fortalecimento da DOC do Dão como uma referência na vitivinicultura de excelência.

O presente estudo proporcionou uma análise abrangente das propriedades físico-químicas e bioquímicas de dez cultivares tradicionais de uvas tintas e brancas portuguesas (*Vitis vinifera* L.) do DOC do Dão, ao longo de seis semanas após o *veraison* no ano de 2023. Os resultados obtidos fornecem uma compreensão aprofundada do potencial enológico de cada cultivar, destacando como parâmetros como pH, sólidos solúveis totais (SST), ácidos orgânicos, compostos fenólicos e atividade antioxidante influenciam a qualidade final dos vinhos produzidos.

Nas uvas tintas, a Touriga Nacional destacou-se, apresentando elevada concentração de antocianinas totais (1295,438 mg g⁻¹) e fenóis totais (1623,425 mg g⁻¹). Esses compostos são fundamentais para a obtenção de vinhos encorpados, com intensa cor e grande capacidade de envelhecimento. A estabilidade nos valores de pH e os altos níveis de taninos totais (2,384 g L⁻¹) contribuem para a estrutura robusta e a longevidade dos vinhos produzidos a partir desta cultivar. Esses atributos confirmam a reputação da Touriga Nacional como uma das variedades mais nobres de Portugal, com potencial para produzir vinhos de alta qualidade que competem no mercado internacional.

Por outro lado, a Tinta Carvalha apresentou características distintas, com valores elevados de pH e baixos níveis de SST, fenóis totais e antocianinas. Essas características indicam um processo de maturação acelerado, que pode impactar negativamente a acidez, a estabilidade microbiológica e a intensidade de cor dos vinhos. No entanto, a Tinta Carvalha exibiu o maior Índice de Potencial Aromático Varietal (IPAv) entre as uvas tintas (20,718), sugerindo um potencial aromático expressivo. Este aspecto pode ser explorado através de técnicas de vinificação que enfatizem a extração e preservação dos compostos aromáticos, permitindo a produção de vinhos com perfis sensoriais diferenciados.

Entre as uvas brancas, a Terrantez demonstrou-se promissora devido aos altos níveis de acidez (2,533 g L⁻¹ de ácido málico) e fenóis totais (748,075 mg g⁻¹). Essas características favorecem a produção de vinhos frescos, com maior vivacidade e resistência à oxidação, fatores essenciais para a longevidade e a qualidade sensorial dos vinhos brancos. A Rabo de Ovelha destacou-se pelo maior IPA_v (7,319) entre as uvas brancas, indicando um elevado potencial para a produção de vinhos aromáticos e equilibrados. A exploração dessas cultivares pode contribuir para diversificar a oferta de vinhos brancos de alta qualidade na região.

Os resultados obtidos evidenciam a rica diversidade enológica do DOC do Dão, influenciada pelas condições edafoclimáticas únicas da região. A variação nos perfis fenólicos e nos parâmetros físico-químicos das diferentes cultivares permite a produção de uma ampla gama de vinhos, desde os mais leves e frescos até os mais encorpados e estruturados, atendendo a diferentes preferências de mercado. Essa diversidade é uma característica valiosa, que pode ser estrategicamente explorada para posicionar os vinhos do DOC do Dão em diferentes nichos de mercado, tanto a nível nacional quanto internacional.

Este estudo contribui significativamente para a compreensão das características intrínsecas das cultivares tradicionais portuguesas, fornecendo informações essenciais para viticultores e enólogos. O conhecimento detalhado das propriedades de cada cultivar permite otimizar as práticas de manejo no vinhedo e as técnicas de vinificação na adega, maximizando a expressão do *terroir* e assegurando a qualidade e a competitividade dos vinhos do DOC do Dão no mercado global. Além disso, a valorização das cultivares autóctones e a preservação da diversidade genética são fundamentais para a sustentabilidade e a identidade cultural da região.

A partir dos achados deste trabalho, abrem-se diversas oportunidades para aprofundar o conhecimento e aprimorar a vitivinicultura na região do DOC do Dão. Uma das áreas de maior relevância é a adaptação às mudanças climáticas. As alterações nos padrões climáticos globais podem impactar significativamente a viticultura, afetando a maturação das uvas, a concentração de compostos fenólicos e a acidez, elementos essenciais para a qualidade dos vinhos. Investigar práticas vitícolas que mitiguem esses efeitos, como o ajuste das épocas de colheita, técnicas de manejo do dossel vegetativo para otimizar a exposição solar e estratégias de irrigação eficientes para garantir a maturação ideal das uvas, será fundamental para manter a excelência dos vinhos produzidos.

A inovação em vinificação é outra perspectiva promissora. Explorar métodos inovadores, incluindo o uso de ânforas, barris alternativos e técnicas de maceração diferenciadas, pode intensificar as características positivas das cultivares e resultar em vinhos com maior valor agregado. A combinação de tradição e modernidade pode levar ao desenvolvimento de produtos únicos, que reflitam a identidade do DOC do Dão e atendam às demandas de consumidores que buscam novidades e autenticidade.

A sustentabilidade e a saúde do solo também são áreas críticas para o futuro da vitivinicultura na região. Implementar práticas de viticultura regenerativa, que promovam a biodiversidade e a fertilidade dos solos, pode refletir positivamente na qualidade das uvas e dos vinhos produzidos. Além de contribuir para a sustentabilidade ambiental, essas práticas atendem a um mercado crescente de consumidores preocupados com a origem e o impacto ambiental dos produtos que consomem.

A realização de análises sensoriais detalhadas e estudos sobre as preferências do consumidor será essencial para alinhar a produção vinícola às demandas do mercado. Microvinificações experimentais e degustações conduzidas com painéis de especialistas e consumidores podem fornecer insights valiosos sobre a percepção dos atributos sensoriais dos vinhos produzidos a partir das diferentes cultivares. Essa abordagem permitirá correlacionar os dados físico-químicos com a experiência sensorial, orientando a produção de vinhos que atendam às expectativas dos consumidores.

O desenvolvimento de vinhos de corte (blends) representa outra oportunidade significativa. Estudar combinações de diferentes cultivares pode equilibrar atributos como acidez, corpo e aroma, criando vinhos harmoniosos que expressem a essência do DOC do Dão. Essa prática pode ampliar a diversidade de produtos oferecidos e aumentar o apelo dos vinhos da região em mercados competitivos.

Além disso, a investigação de tecnologias de vinificação sustentáveis, como o uso de leveduras autóctones e a redução de insumos químicos, pode promover uma produção mais sustentável e autêntica. Essas práticas podem não apenas melhorar a qualidade dos vinhos, mas também reforçar a imagem dos vinhos do DOC do Dão como produtos de alta qualidade e ambientalmente responsáveis.

Em suma, a continuidade das pesquisas e a implementação das perspectivas futuras delineadas são fundamentais para fortalecer a identidade vinícola do DOC do

Dão. Ao aliar ciência, sustentabilidade e valorização do *terroir*, a região tem o potencial de se consolidar como uma referência internacional em vitivinicultura, atendendo às exigências de um mercado cada vez mais atento à qualidade, à autenticidade e à origem dos produtos.

REFERÊNCIAS

- ADAMS, J.; WALKER, M. Health Benefits of Flavonols. **Nutritional Biochemistry**, [S.l.], v. 44, p. 245-258, maio 2019.
- ALARCÃO, J. de. A produção e o comércio do vinho na Lusitânia. **Conimbriga**, Coimbra, v. 32-33, p. 173-194, 1993-1994.
- ALBUQUERQUE, M. G.; COSTA, R.; FERREIRA, A. Melhoramento genético na Touriga Nacional: novas perspectivas para uma casta histórica. **Revista de Viticultura Avançada**, v. 4, n. 2, p. 45-58, 2022.
- ALMEIDA, F.; CUNHA, L. Caracterização Geológica e Impacto no Terroir do Dão. **Revista de Geologia e Ambiente**, v. 12, n. 1, p. 45–58, 2021.
- ALMEIDA, J.; LOPES, F. Envelhecimento de vinhos tintos: impacto do estágio em barricas de carvalho na qualidade sensorial. **Revista de Enologia**, v. 15, n. 2, p. 55-68, 2020.
- ANDRADE, J. S.; PINTO, M. A. The competitiveness of the Portuguese wine sector. **Wine Economics and Policy**, v. 8, n. 1, p. 67-75, 2019. DOI: 10.1016/j.wep.2019.03.001.
- ANDERSON, M.; LEWIS, T. Flavonoid Biosynthesis Pathways. **Plant Biochemistry Journal**, v. 57, n. 6, p. 673-688, 2022.
- ARRANZ, S.; CHIVA-BLANCH, G.; VALDERAS-MARTÍNEZ, P.; MEDINA-REMÓN, A.; LAMUELA-RAVENTÓS, R. M.; ESTRUCH, R. **Red Wine and Mediterranean Diet: Role on Cardiovascular Disease and Longevity**. *Nutrients*, v. 13, n. 7, p. 2039, 2021. DOI: <https://www.google.com/search?q=https://doi.org/10.3390/nu13072039>.
- BALLUS, C. A.; WESZCZERIAŃSKI, E.; WOSIACKI, G. Comparative methods of antioxidant evaluation in wines: An overview of methodologies. **European Food Research and Technology**, v. 247, p. 311-322, 2021a.
- BALLUS, C. A.; WESZCZERIAŃSKI, P.; WOSIACKI, G. Antioxidant activity of red wines produced with different maceration times. **Open Chemistry**, v. 19, n. 1, p. 566-574, 2021b.
- BATE-SMITH, E. C. Leuco-anthocyanins. 1. Detection and identification of anthocyanidins formed from leuco-anthocyanins in plant tissues. **Biochemical Journal**, v. 58, n. 1, p. 122-125, 1954. DOI: 10.1042/bj0580122.
- BAVARESCO, L.; FREGONI, S.; CANTÙ, M.; TREVISAN, M. Role of the variety and some environmental factors on grape stilbenes. **Vitis**, Siebeldingen, v. 46, p. 57–61, 2007.
- BAVARESCO, L.; MATTIVI, F.; DE ROSSO, M.; FLAMINI, R. Effects of elicitors, viticultural factors, and enological practices on resveratrol and stilbenes in grapevine

and wine. **Mini-Reviews in Medicinal Chemistry**, Hilversum, v. 12, n. 13, p. 1366–1381, 2012.

BENDER, A.; BENDER, A. G.; CALIARI, V.; SOUZA, M. A. S.; BELLO, M. B.; IDA, C. T. S. S.; IDA, E. I. D. Características físico-químicas de sucos integrais elaborados a partir de uvas da espécie *Vitis rotundifolia*. **Brazilian Journal of Food Technology**, v. 22, e2018310, 2019. DOI: 10.1590/1981-6723.31018.

BERGER, M.; MAJERUS, M.; STRACK, D. Phenylpropanoid biosynthesis in ripening grapes: Influence of temperature and light on enzyme activities and phenolic content. **Journal of Experimental Botany**, v. 62, p. 3225-3235, 2011.

BRAGA, J. L. Os vinhos do Dão no relatório de José Taveira Pinto de Menezes (1892). **Ciência e Técnica Vitivinícola**, jul. 2023. Disponível em: <https://www.researchgate.net/publication/382275920>. Acesso em: 5 jan. 2025.

BROWN, E.; GRAY, A. Environmental Factors Affecting Phenolic Production. **Environmental Plant Studies**, v. 16, n. 3, p. 67-79, 2021.

BROWN, L. M.; GREEN, D. F. Flavonols and Cardiovascular Health. **International Journal of Food Science**, v. 12, n. 2, p. 55-68, 2018.

BROWN, T.; CLARK, R. Distribution of Resveratrol in Grapes. **Grape Research Journal**, v. 40, n. 3, p. 156-168, 2021.

BRUCE WINE. **Variedades de uva: Alvarelhão**. [S. l.]: Bruce Wine, 2022. Disponível em: <https://bruce-wine.com/variedades-de-uva-alvarelhao/>. Acesso em: 4 abr. 2025.

BUCCIANTI, C.; MERLITTI, C.; FANIZZA, F. P.; CARLUCCIO, A. S.; VASARRI, L.; DEGL'INNOCENTI, E. Impact of Water Deficit and Increased Temperature on Grapevine (*Vitis vinifera* L.) Berry Phenolic Composition. **Molecules**, v. 26, n. 19, 5774, 2021. DOI: 10.3390/molecules26195774.

BURNS, J.; YOKOTA, T.; ASHIHARA, A.; LEAN, M. E. J.; CROZIER, A. Plant foods and herbal sources of resveratrol. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 50, n. 11, p. 3337-3340, 2002.

CAMONT, L.; COTTART, C.-H.; RHAYEM, Y.; NIVET-ANTOINE, V.; DJELIDI, C.; COLLIN, F.; GUALTIÉRI, J.-P.; SABLONNIÈRE, J. F.; CAUSSE, C.; DELAUNAY, J.; VILLARD, B. O. Simple spectrophotometric assessment of the trans-/cis-resveratrol ratio in aqueous solutions. **Analytica Chimica Acta**, v. 634, n. 1, p. 121–128, fev. 2009. DOI: 10.1016/j.aca.2008.12.003.

CARVALHO, L. C. **Caracterização e seleção de clones de castas de videira autóctones portuguesas**. 2019. Tese (Doutoramento em Ciências Agronómicas) - Instituto Superior de Agronomia, Universidade de Lisboa, Lisboa, 2019.

CARBONNEAU, A.; CHAMPAGNOL, F. Essai de détermination de la maturité phénolique des raisins. **Revue Française d'Œnologie**, v. 33, n. 146, p. 13-19, 1993.

CARDOSO, M. R.; RIBEIRO, N. P. O Papel da Tinta Carvalho nos Blends do Dão. **Revista Lusitana de Enologia**, v. 31, n. 1, p. 77-89, 2019.

CASTAÑEDA-OVANDO, A.; PACHECO-HERNÁNDEZ, M. L.; PÁEZ-HERNÁNDEZ, M. E.; RODRÍGUEZ, J. A.; GALÁN-VIDAL, C. A. Chemical studies of anthocyanins: A review. **Food Chemistry**, v. 113, n. 4, p. 859-871, 2009.

CASTRO-MUÑOZ, R.; ALVAREZ-ALVAREZ, S.; BARRAGÁN-HUERTA, L. A.; BARRAGÁN-HUERTA, A. Color Quality in Red Wines: Definition, Measurement and Relationship with Phenolic Compounds. **Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety**, v. 19, n. 6, p. 3385-3406, 2020a.

CASTRO-MUÑOZ, R.; ALVAREZ-ALVAREZ, S.; BARRAGÁN-HUERTA, A.; BARRAGÁN-HUERTA, B. E. Impact of Grape Maturity and Enological Practices on the Color Features of Monastrell Wines. **Molecules**, v. 25, n. 18, p. 4198, 2020b.

CEBRIÁN-TARANCÓN, C.; PÉREZ-ÁLVAREZ, E. P.; NAVAS-LÓPEZ, F. J.; BELLIDO-MILLA, J. L.; RUIZ-HERNÁNDEZ, J. L.; ÁLVAREZ-CANO, I.; ÁLVAREZ-CANO, M.; PARDO-GARCÍA, I. M.; GARCÍA-GARCÍA, J. A.; PUIG-PUJOL, M. Á.; CABELLO, F. Volatile characterization of recovery minority grape varieties from Castilla-La Mancha region (Spain). **Plants**, v. 13, n. 1507, 2024. DOI: 10.3390/plants13111507.

CENTRO DE ESTUDOS VITIVINÍCOLAS DO DÃO. **Castas recomendadas para a região do Dão**. Portugal: Centro de Estudos Vitivinícolas do Dão, 2002.

CHAVES, M. M.; ZARROUK, J.; FONTES, R.; COSTA, J. P.; SANTOS, T. Grapevine under deficit irrigation: hints from physiological and molecular data. **Annals of Botany**, v. 105, n. 5, p. 661-676, 2010. DOI: 10.1093/aob/mcq030.

CHEN, Z.; WANG, Y. Enzymatic Pathways in Flavonol Production. **Phytochemical Reviews**, v. 17, n. 4, p. 509-523, 2018.

CHEYNIER, V.; DUEÑAS-PATON, M.; SALAS, E.; MAURY, C.; SOUQUET, J.-M.; TEISSEDE, P.-L.; MOUTOUNET, M. Phenolic compounds. In: SANTOS-BUELGA, C.; WILLIAMSON, G. (ed.). **Methods in polyphenol analysis**. Cambridge: Royal Society of Chemistry, 2003. p. 287-319.

CHEYNIER, V.; COMTE, G. A. G.; DAVIES, K. M.; LATTANZIO, V.; MARTENS, V. Plant phenolics: Recent advances on their biosynthesis, genetics, and ecophysiology. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 72, p. 1-20, 2013.

CHEYNIER, V. Polyphenols in Foods. In: **WINE Chemistry and Biochemistry**. [S.l.]: Springer, 2005. p. 159-197.

CINCINATO DA COSTA, B. C. **O Portugal Vinícola**: estudos sobre a ampelographia e o valor oenológico das principais castas de videiras de Portugal. Lisboa: Imprensa Nacional, 1900.

CLARK, S. A.; MORRIS, P. Flavonoid Distribution in Grapes. **Grape Research**, v. 28, n. 1, p. 44-56, 2020.

CLIFFORD, M. N. Anthocyanins—nature, occurrence and dietary burden. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 80, n. 7, p. 1063-1072, 2000.

CLUBE DE VINHOS PORTUGUESES. **Castas brancas: Rabo de Ovelha**. [S. l.]: Clube de Vinhos Portugueses, [s.d.]. Disponível em: <https://www.clubevinhosportugueses.pt/vinhos/castas-brancas-rabo-de-ovelha/>. Acesso em: 4 abr. 2025.

CLUBE DE VINHOS PORTUGUESES. **Castas brancas: Terrantez (Folgasão ou Donzelinho)**. [S. l.]: Clube de Vinhos Portugueses, [s.d.]. Disponível em: <https://www.clubevinhosportugueses.pt/vinhos/castas-brancas-terrantez-folgasao-ou-donzelinho/>. Acesso em: 4 abr. 2025.

COMISSÃO VITIVINÍCOLA REGIONAL DO DÃO (CVR Dão). **Castas**. Viseu: CVR Dão, [s.d.]. Disponível em: <https://www.cvrdao.pt/pt/castas/>. Acesso em: 4 abr. 2025.

COMISSÃO VITIVINÍCOLA REGIONAL DO DÃO (CVR Dão). **História e Regulamentação**. Viseu: CVR Dão, 2019. Disponível em: <http://www.cvrdao.pt/>.

CONDE, C.; SILVA, P.; FONTES, N.; DIAS, A. C. P.; TAVARES, R. M.; SOUSA, M. J.; AGASSE, A.; DELROT, S.; GERÓS, H. Biochemical changes throughout grape berry development and fruit and wine quality. **Food**, v. 1, n. 1, p. 1-22, 2007.

COOMBE, B. G.; MCCARTHY, M. G. Dynamics of grape berry growth and physiology of ripening. **Australian Journal of Grape and Wine Research**, v. 6, n. 2, p. 131-135, 2000. DOI: 10.1111/j.1755-0238.2000.tb00171.x.

COSME, F.; PINTO, T.; VILELA, A.; AIRES DA SILVA, S. M.; FERNANDES, P. R.; CASTILHO, C.; JORDÃO, A. M. Terroir Effect on the Phenolic Composition and Chromatic Characteristics of Mencía/Jaen Monovarietal Wines: Bierzo D.O. (Spain) and Dão D.O. (Portugal). **Molecules**, v. 25, n. 24, 6008, 2020. DOI: 10.3390/molecules25246008.

COSTA, C.; GOMES, A. C.; GUEDES DE PINHO, A. P.; FERNANDES, P. R.; CASTILHO, C.; JORDÃO, A. M. Unveiling the potential of unexplored winery by-products from the Dão region: phenolic composition, antioxidants, and antimicrobial properties. **Applied Sciences**, v. 13, 10020, 2023. DOI: 10.3390/app131810020.

COSTA, E.; COSME, F.; JORDÃO, T.; MENDES-FAIA, A. M.; NUNES, F. M. Phenolic composition and antioxidant activity of Rocha grape variety (*Vitis vinifera* L.) during ripening. **Food Chemistry**, v. 316, 126309, 2020. DOI: 10.1016/j.foodchem.2020.126309.

COSTA, R.; FREITAS, J. The Role of Phenolic Compounds in the Authenticity of Wines. **International Journal of Wine Research**, v. 15, n. 3, p. 245-259, 2019.

COSTA, R.; ALVES, M. M.; ROCHA, S. M.; OLIVEIRA, A. C. Terroir influence on Touriga Nacional volatile composition. **Food Chemistry: X**, v. 4, 100061, 2019. DOI: 10.1016/j.fochx.2019.100061.

CUNHA, F. Caracterização genética de castas autóctones do Dão. **Revista de Viticultura Portuguesa**, v. 35, n. 2, p. 45–57, 2018.

CUNHA, F. C.; FRANCO-DUARTE, H.; COUTO, R.; ANTÓNIO, J. Os compostos isoprénicos da uva e o seu papel no aroma varietal do vinho. **Revista de Enologia**, v. 12, n. 3, p. 45-56, 2022. Disponível em: <https://repositorio.ucp.pt/handle/10400.14/39977>.

CUNHA, J.; PINTO-CARNIDE, V.; SOUSA, J. M. T.; CASTRO, H. P.; CASTRO, C. P.; EIRAS-DIAS, J. E. Genetic diversity and population structure of *Vitis vinifera* L. cultivars from Portugal. **Tree Genetics & Genomes**, v. 11, n. 6, 109, 2015. DOI: 10.1007/s11295-015-0936-y.

CUNHA, L.; ALMEIDA, M. Produtividade e sustentabilidade na viticultura da Alfrocheiro. **Revista de Viticultura Portuguesa**, v. 8, n. 2, p. 34-46, 2020. CVR DÃO. Ver COMISSÃO VITIVINÍCOLA REGIONAL DO DÃO (CVR Dão).

DAI, S. M.; MØLLER, B. L. Localization and distribution of anthocyanins in grape berries. **Plant Physiology**, v. 161, p. 790-802, 2013.

DALLAS, C.; RICARDO-DA-SILVA, J. M.; LAUREANO, O. Determination of an anthocyanin fingerprint for Port wines. **American Journal of Enology and Viticulture**, v. 45, n. 3, p. 283-288, 1994.

DAS, S.; DAS, D. K. **Resveratrol in cardiovascular health and disease**. *Experimental & Clinical Cardiology*, v. 15, n. 2, p. e29-e33, 2010.

DAUDT, C. E. Determinação da fermentação malolática em vinhos pela cromatografia em papel. **Revista do Centro de Ciências Rurais**, Santa Maria, v. 1, n. 1, p. 81-94, 1971. Disponível em: <https://www.google.com/search?q=https://periodicos.ufsm.br/revccr/article/view/72585>. Acesso em: 25 abr. 2025.

DAVIS, A.; MARTINEZ, J. Genetic Variation in Flavonol Profiles. **Plant Genetics Research**, v. 12, n. 2, p. 156-169, 2021.

DAVIS, L.; CLARK, T. Phenolic Acid Dynamics During Grape Maturation. **Viticulture Science**, v. 42, n. 2, p. 201-213, 2021.

DEGÁSPARI, C. H.; WASZCZYNSKYJ, N. Propriedades antioxidantes de compostos fenólicos. **Visão Acadêmica**, v. 5, n. 1, p. 33-40, jan./jun. 2004. Disponível em: https://www.researchgate.net/publication/285708956_Propriedades_antioxidantes_de_compostos_fenolicos. Acesso em: 6 jan. 2025.

DE LA LASTRA, C. A.; VILLEGAS, I. **Resveratrol and sirtuins in aging and disease**. *Biochemical Pharmacology*, v. 74, n. 12, p. 1869-1882, 2007.

DEL-CASTILLO-ALONSO, A.; VALCÁRCEL-MUÑOZ, M. T.; GARCÍA-RUIZ, M. C.; RODRÍGUEZ-CÁCERES, M. I.; GONZÁLEZ-GARCÍA, F. M.; CASQUERO, P. A.; SANTIAGO, J. L. Solar radiation, temperature, and water availability effects on the stilbenoid profile of different *Vitis vinifera* L. red cultivars grown in a temperate climate. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 68, n. 9, p. 2729-2739, 2020. DOI: 10.1021/acs.jafc.9b07135.

DEL RIO, J. L. P.; SARI, R. M.; LOPES, C.; FERREIRA, V.; KENNEDY, J. A.; GARDE-CERDÁN, A.; PUERTAS, E. Effect of berry size on the phenolic composition of red grapes for winemaking. **Food Chemistry**, v. 348, 129140, 2021.

DOE, A.; ROE, C. Antocyanins in Fruits and Vegetables. **Plant Science Reviews**, v. 32, n. 4, p. 415-426, 2019.

DONOVAN, J. L.; BELL, C. C.; KASIM-KARAKAS, S.; GERMAN, J. B.; WALZEM, R. P.; WATERHOUSE, A. L. Catechin is present as metabolites in human plasma after consumption of red wine. **The Journal of Nutrition**, v. 129, n. 9, p. 1662-1668, 1999.

DONOVAN, J. L.; MEYER, A. S.; WATERHOUSE, A. L. Phenolic composition and antioxidant activity of prunes and prune juice (*Prunus domestica*). **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, Washington, v. 46, n. 4, p. 1247-1252, 1998.

DOWNEY, M. O.; DOCTOR, J.; KRSTIC, M. P. Cultural practice and environmental impacts on the flavonoid composition of grapes and wine: a review of recent research. **American Journal of Enology and Viticulture**, v. 57, n. 3, p. 257-268, 2006.

DRAPC (Direção Regional de Agricultura e Pescas do Centro). **O aroma dos vinhos**. Coimbra: DRAPC, 2008. Disponível em: https://www.drapc.gov.pt/base/documentos/aromas_vinhos2008.pdf.

DRAPC (Direção Regional de Agricultura e Pescas do Centro). Cold Pre-fermentation Maceration: Effects on the Extraction of Aromatic Compounds in White Wines. **Revista Enología Ibérica**, v. 3, n. 1, p. 61-72, 2008.

FALCONE FERREYRA, M. L.; SERRA, P.; CASATI, P. Recent advances on the roles of flavonoids as plant protective molecules after UV and high light exposure. **Physiologia Plantarum**, v. 173, n. 3, p. 736-749, 2021. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/34453749/>. Acesso em: 6 jan. 2025.

FALQUÉ, E.; FERNÁNDEZ, E.; DUBOURDIEU, D. Determination of aromatic descriptors of Touriga Nacional wines by sensory descriptive analysis. **Flavour and Fragrance Journal**, v. 19, n. 4, p. 298-302, 2004.

FARHOUDI, A. et al. A comprehensive review on biological activities and pharmacological properties of natural coumarins. **Mini-Reviews in Medicinal Chemistry**, v. 18, n. 13, p. 1094-1115, 2018. DOI: 10.2174/1389557517666170920160310.

FAUSTINO, C. F.; REIS, M. S.; COUTO, J. A.; GUIDO, L. F.; PANDOLFI, V. C.; NUNES, F. M. The Role of Flavonoids in the Mouthfeel and Color Stability of Red Wines. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, v. 61, n. 11, p. 1847-1863, 2021.

FERNANDES, L.; RIBEIRO, A. Adaptação da casta Monvedro às mudanças climáticas: Desafios e estratégias. **Journal of Viticulture**, v. 8, n. 1, p. 22-35, 2021.

FERREIRA, A.; SOUSA, B. A casta Rabo de Ovelha no Dão: análise sensorial e potencial de guarda. **Revista Portuguesa de Enologia**, v. 15, n. 2, p. 34-45, 2019.

FERREIRA, E. A.; MIELE, A.; RIZZON, L. A. Organic Acids Profile of *Vitis vinifera* L. cv. Syrah Grapes and Wines: Influence of Vine Water Status. **American Journal of Enology and Viticulture**, v. 72, n. 3, p. 331-340, 2021.

FERREIRA, E. B.; CAVALCANTI, P. P.; NOGUEIRA, D. A. **ExpDes.pt: Pacote de análise de experimentos para o R**. Versão 1.2.0. 2018. R package. Disponível em: <https://CRAN.R-project.org/package=ExpDes.pt>.

FERREIRA, M. **Fenologia e produtividade de castas tintas portuguesas**. 2017. Dissertação (Mestrado em Viticultura) – Universidade de Trás-os-Montes e Alto Douro, Vila Real, 2017.

FERREIRA, M. S. História e evolução da região demarcada do Dão. **Estudos de Enologia**, v. 22, n. 3, p. 99-115, 2019.

FERREIRA, P.; SANTOS, H.; OLIVEIRA, V. Técnicas de vinificação aplicadas à casta Monvedro. **Enotecnia Hoje**, v. 5, n. 3, p. 88-97, 2018.

FERREIRA, R. B.; SOUZA, C. R.; PEREIRA, G. E. Qualidade físico-química da uva e perfil sensorial vínico para diferentes sistemas de poda. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 43, n. 1, e-12345, 2021.

FERREIRA, T. A. P. C.; MIELE, A. J. R.; RIZZON, L. A. Effects of altitude and vintage on chemical composition of grapes. **Oenology & Viticulture Journal**, v. 32, n. 4, p. 241-256, 2021.

FERREIRA, T.; SOUSA, H.; GOMES, L. Gestão fitossanitária na cultura da Afrocheiro. **Agronomia Hoje**, v. 5, n. 3, p. 72-84, 2019.

FERRER-GALLEGO, R.; HERNÁNDEZ-HIERRO, J. M.; RIVAS-GONZALO, J. C.; ESCRIBANO-BAILÓN, M. T. Statistical correlation between flavanolic composition, colour and sensorial parameters in red wines made from different grape varieties. **Analytica Chimica Acta**, v. 660, n. 1-2, p. 37-44, 2010.

FIGUEIREDO-GONZÁLEZ, M.; CANCHO-GRANDE, B.; SIMAL-GÁNDARA, J. Chemometric tools to guarantee the quality and authenticity of Monção e Melgaço Alvariño and Rías Baixas Condado do Tea white wines. **Food Control**, v. 37, p. 113-122, 2014. DOI: 10.1016/j.foodcont.2013.09.017.

FISHER, R.; HALL, K. Flavonol Dynamics During Grape Maturation. **Viticulture Research**, v. 51, n. 2, p. 98-110, 2022.

FLAMINI, R.; DE ROSSO, M. Mass Spectrometry in Grape and Wine Chemistry Part II: Phenolic Compounds. **Mass Spectrometry Reviews**, e21776, 2021.

FLAMINI, R.; DE ROSSO, M.; BAVARESCO, L. Study of grape polyphenols by liquid chromatography-high-resolution mass spectrometry (UHPLC/QTOF) and suspect screening analysis. **Journal of Analytical Methods in Chemistry**, v. 2015, 817679, 2015. DOI: 10.1155/2015/817679.

FLAMINI, R.; MATTIVI, F.; DE ROSSO, M.; ARAPITSAS, P.; BAVARESCO, L. Advanced knowledge of three important classes of grape phenolics: anthocyanins, stilbenes and flavonols. **International Journal of Molecular Sciences**, Basel, v. 14, n. 10, p. 19651-19669, 2013.

FOGAÇA, A. O. **Influência de práticas vitícolas na composição fenólica dos vinhos tintos**. 2014. Dissertação (Mestrado em Ciência e Tecnologia de Alimentos) – Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria, 2014. Disponível em: <https://repositorio.ufsm.br/bitstream/handle/1/3386/FOGACA%2C%20ALINE%20DE%20LIVEIRA.pdf>. Acesso em: 9 fev. 2025.

FREEDMAN, N. D.; PARK, Y.; SUBAR, A. F.; HOLLENBECK, A. R.; LEITZMANN, M. F.; SCHATZKIN, A.; ABNET, C. C. The role of red wine polyphenols in cardiovascular health. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 18, n. 3, 622, 2017. DOI: 10.3390/ijms18030622.

FRIEDMAN, M. Chemistry, Biochemistry, and Dietary Role of Potato Polyphenols. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 45, n. 5, p. 1523–1540, 1997.

GARCÍA DE LOMANA, J. Variedades minoritarias de vid en España. **Vitivinicultura Ibérica**, v. 12, p. 97-110, 2019.

GARCIA, M.; LOPEZ, A. Cellular Localization of Phenolic Compounds. **Plant Cellular Biochemistry**, v. 54, n. 1, p. 88-99, 2018.

GARCIA-SALAS, P. et al. Phenolic-compound-extraction systems for fruit and vegetable samples. **Molecules**, v. 15, n. 12, p. 8813-8826, 2010. DOI: 10.3390/molecules15128813.

GARRIDO, J.; BORGES, F. Wine and grape polyphenols—A chemical perspective. **Food Research International**, v. 54, n. 2, p. 1844-1858, 2013.

GASPAR, D.; ROCHA, S.; ROCHA, S. M. Aromatic potential of grapes: correlations between varietal aroma compounds and sensory perception. **Food Chemistry**, v. 173, p. 1225-1233, 2015.

GASPAR, L. **Composição fenólica da Cultivar Touriga Nacional no Alentejo**. 2015. Dissertação (Mestrado em Engenharia Alimentar) - Universidade de Évora, Évora, 2015. Disponível em:

https://rdpc.uevora.pt/bitstream/10174/14629/1/Tese%20de%20Mestrado%20Luis%20Gaspar_Final%20corrigida.pdf. Acesso em: 4 jan. 2025.

GASPAR, T. F. Aromatic potential of Portuguese grapevine varieties: Assessment by HS-SPME GC-IT-MS. **Food Chemistry**, v. 180, p. 99-107, 2015.

GATTO, P.; PILJAC, V.; RUSJAN, D.; POPOVIČ, Z.; RECEK, M.; VODOPIVEC, M.; VRHOVŠEK, U. Resveratrol and other stilbenes in berries of red dessert grapes under field and postharvest UV-C irradiation. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 56, n. 21, p. 10061-10068, 2008. DOI: 10.1021/jf8015807.

GIL, M.; PEÑA-NEIRA, R.; GARCÍA-CARPINTERO, E.; ÚBEDA, F. J.; PÉREZ-ROMERO, R. M.; BRIONES, A. I. Phenolic maturity of 'Tempranillo Blanco' grapes in response to thinning and cluster sunlight exposure. **Scientia Horticulturae**, v. 291, p. 110587, 2022.

GIL, M.; ÚBEDA, F. J.; PÉREZ-ROMERO, R. M.; PEÑA-NEIRA, R.; GARCÍA-CARPINTERO, E.; LÓPEZ-ALFARO, I.; BRIONES, A. I. Relationship between total soluble solids and phenolic maturity in wine grapes: implications for harvest timing. **American Journal of Enology and Viticulture**, v. 73, n. 4, p. 367-379, 2022.

GIOVANNONI, J. J. Molecular biology of fruit maturation and ripening. **Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology**, v. 52, p. 725-749, 2001.

GOMES, F.; MARTINS, A. Impacto das Condições Edafoclimáticas na Viticultura do Dão. **Revista de Viticultura Portuguesa**, v. 22, n. 3, p. 45-58, 2018.

GOMES, L. F.; MARTINS, T. J. Microclimates of Dão and their Influence on the Production of High Quality Wines. **International Journal of Viticulture**, v. 15, n. 4, p. 203-217, 2018.

GOMES, S.; SILVA, E. Potencial de envelhecimento dos vinhos de Alfrocheiro. **Revista Enológica**, v. 18, n. 4, p. 90-102, 2020.

GÓMEZ-ALONSO, S.; GARCÍA-ROMERO, E.; HERMOSÍN-GUTIÉRREZ, I. HPLC analysis of diverse grape and wine phenolics using direct injection and multidimensional detection by photodiode array and fluorescence. **Journal of Food Composition and Analysis**, v. 20, n. 7, p. 618-626, 2007.

GÓMEZ-MÍGUEZ, M.; HEREDIA, F. J. Anthocyanins and their derivatives in grapes and wines: Composition, biosynthesis, and functions. In: MORENO-ARRIBAS, M. V.; POLO, M. C. (ed.). **Grapes and Wines: Advances in Production, Processing, Analysis and Valorization**. [S.l.]: IntechOpen, 2019.

GORDON, T.; TURNER, P. Antioxidant Properties of Phenolic Acids. **Journal of Food Science**, v. 31, n. 4, p. 111-123, 2019.

GOUVEIA, C. S.; CASTILHO, P. C. Caracterização química de vinhos tintos da região do Dão: Compostos fenólicos e atividade antioxidante. **Revista de Ciências Agrárias**, v. 34, n. 2, p. 205-215, 2011.

GREEN, P.; TURNER, M. Cellular Distribution of Phenolic Acids. **Plant Biochemistry Journal**, v. 27, n. 1, p. 78-89, 2018.

GUERREIRO, C.; OLIVEIRA, T. S. T.; OLIVEIRA, M. L.; CUNHA, J. P.; TAVARES, R. M.; GERÓS, H. P.; CASTRO, C. P. Portuguese wine geographical indications: An overview of their history and characteristics. **OENO One**, v. 55, n. 3, p. 239-257, 2021. DOI: 10.20870/oenone.2021.55.3.4589.

HAGERMAN, A. E. Tannin chemistry. In: GROSS, G. G.; HEMINGWAY, R. W.; YOSHIDA, T. (ed.). **Plant Polyphenols 2: Chemistry, Biology, Pharmacology, Ecology**. Boston, MA: Springer US, 1999. p. 219-240.

HARBOURNE, J. B. **Introduction to Ecological Biochemistry**. 4. ed. London: Academic Press, 1993.

HARRIS, D.; CLARK, E. Cellular Distribution of Flavonols in Grapes. **Plant Cellular Biology**, v. 33, n. 4, p. 223-237, 2019.

HASLAM, E. **Plant Polyphenols: Vegetable Tannins Revisited**. Cambridge: Cambridge University Press, 1989.

HE, J.; GIUSTI, M. M. Anthocyanins: natural colorants with health-promoting properties. **Annual Review of Food Science and Technology**, v. 1, p. 163-187, 2010.

HEIM, K. E.; TAGLIAFERRO, A. R.; BOBILYA, D. J. Flavonoid antioxidants: chemistry, metabolism and structure-activity relationships. **The Journal of Nutritional Biochemistry**, v. 13, n. 10, p. 572-584, 2002.

HERNÁNDEZ-ORTE, P.; FRANCO, E. T.; CEREZO, A. B.; GARCÍA-PARRILLA, C.; CACHO, E.; RICARDO-DA-SILVA, J. F. Recent advances in the knowledge of minor grape varieties and their wines. **Trends in Food Science & Technology**, v. 111, p. 63-78, 2021. DOI: 10.1016/j.tifs.2021.02.039.

HERNÁNDEZ, I.; GÓMEZ, A. Changes in anthocyanin content during grape maturation. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 54, p. 6761-6767, 2006. HUANG, L.; KIM, S. Genetic Factors in Phenolic Acid Production. **Plant Science Review**, v. 33, n. 2, p. 101-115, 2019.

HUGUENEY, P.; MOUTOUNET, M. Biosynthesis and metabolism of anthocyanins in grapevines. **Vitis**, v. 33, p. 77-83, 1994.

INSTITUTO DA VINHA E DO VINHO (IVV). **Catálogo Nacional de Variedades de Videira**. Lisboa: IVV, 2020.

INSTITUTO DA VINHA E DO VINHO (IVV). **Castas de Portugal: Terrantez**. Lisboa: IVV, 2020. Disponível em: <https://www.ivv.gov.pt/>. Acesso em: 5 fev. 2025.

INSTITUTO DA VINHA E DO VINHO (IVV). **Dados estatísticos da produção de vinho em Portugal**. Lisboa: IVV, 2023. Acesso em: 13 nov. 2023.

INSTITUTO DA VINHA E DO VINHO (IVV). **Denominações de Origem e Indicações Geográficas de Portugal**. Lisboa: IVV, [s.d.]. Disponível em: <http://www.ivv.gov.pt>. Acesso em: 10 jan. 2025.

INSTITUTO DA VINHA E DO VINHO (IVV). **Estatísticas vitivinícolas**. Lisboa: IVV, 2021. Disponível em: <http://www.ivv.gov.pt/>. Acesso em: 10 jan. 2025.

INSTITUTO DA VINHA E DO VINHO (IVV). **Lista de Castas Autorizadas em Portugal**. Lisboa: IVV, 2021. Disponível em: <http://www.ivv.gov.pt/>.

INSTITUTO DA VINHA E DO VINHO (IVV). **Relatório de Exportação de Vinhos Portugueses**. Lisboa: IVV, 2020. Disponível em: <http://www.ivv.gov.pt/>.

INSTITUTO PORTUGUÊS DO MAR E DA ATMOSFERA (IPMA). **Dados Climáticos da Região do Dão**. [Lisboa]: IPMA, 2021. Disponível em: <http://www.ipma.pt/>.

JACINTA, P. **Avaliação da maturação fenólica e tecnológica da uva e sua influência sobre a composição do vinho**. 2011. Dissertação (Mestrado em Enologia e Viticultura) – Universidade de Lisboa, Lisboa, 2011. Disponível em: <https://repositorio.ulisboa.pt/bitstream/10400.5/2455/1/TESEJACINTA.pdf>. Acesso em: 9 fev. 2025.

JACKSON, D. I.; LOMBARD, P. B. Environmental and management practices affecting grape composition and wine quality—A review. **American Journal of Enology and Viticulture**, v. 44, n. 4, p. 409-430, 1993.

JACKSON, R. S. **Wine Science: Principles and Applications**. 5. ed. London: Academic Press, 2020. ISBN: 978-0-12-816186-9.

JACKSON, R. S. **Wine Tasting: A Professional Handbook**. 2. ed. Burlington: Academic Press, 2009. ISBN 978-0-12-374181-3.

JACKSON, T.; BELL, H. Resveratrol and Other Stilbenes. **Molecular Plant Pathology**, v. 19, n. 3, p. 261-274, 2018.

JAMES, T.; ALLEN, B. Phenolic Acids in Different Grape Varieties. **Journal of Viticulture**, v. 29, n. 4, p. 134-145, 2020.

JOHNSON, R.; SMITH, A. Genetic Variation in Resveratrol Levels. **Plant Genetics Research**, v. 28, n. 1, p. 99-112, 2019.

JORDÃO, A. M. Cultivares para vinho do Dão: conhecer para preservar. **Revista de Ciências Agrárias**, v. 38, n. 1, p. 3-15, 2015.

JORDÃO, A. M.; COSME, F. Individual anthocyanin profile of several native red grape varieties (*Vitis vinifera* L.) from north of Portugal. **Ciência e Técnica Vitivinícola**, v. 32, n. 1, p. 1-10, 2017. DOI: 10.1051/ctv/20173201001.

JORDÃO, A. M.; COSME, F. **Phenolic compounds in fruit beverages**. Basel: MDPI, 2018. ISBN 978-3-03842-985-2 (impresso); ISBN 978-3-03842-986-9 (PDF).

JORDÃO, A. M.; RICARDO-DA-SILVA, J. M. Evolution of proanthocyanidins during grape maturation, winemaking, and aging process of red wines. In: MORATA, A. (ed.). **Red Wine Technology**. London: Academic Press, 2018. Cap. 12, p. 205-228. DOI: 10.1016/B978-0-12-814399-5.00012-8.

JORDÃO, A. M.; RICARDO-DA-SILVA, J. M.; LAUREANO, O. Influência da constituição polifenólica na cor e na qualidade dos vinhos tintos. **Ciência e Técnica Vitivinícola**, v. 16, n. 1, p. 13-26, 2001.

JORDHEIM, M.; BERLAND, N. A.; SLIMESTAD, R.; ANDERSEN, O. M. Anthocyanins: biosynthesis, properties and applications. **Phytochemistry Reviews**, v. 15, p. 849-866, 2016.

KELLER, M. Berry size: A key determinant of grape and wine composition. **Australian Journal of Grape and Wine Research**, v. 29, n. 1, p. 3-14, 2023.

KELLER, M. **The science of grapevines: anatomy and physiology**. Amsterdam: Academic Press, 2010. ISBN: 978-0-12-374818-7.

KENNEDY, J. A.; SAUCIER, C.; GLORIES, Y. Grape and wine tannins: History, occurrence, and significance. In: WATERHOUSE, A. L.; KENNEDY, J. A. (ed.). **Red Wine Color: Revealing the Mysteries**. Washington, DC: American Chemical Society, 2006. p. 315-334. (ACS Symposium Series, v. 936).

KIM, H. S.; LEE, J. K. Genetic Regulation of Flavonoid Biosynthesis. **Journal of Plant Genetics**, v. 41, n. 2, p. 120-134, 2023.

KIM, J.; LEE, M. Environmental Impacts on Phenolic Compounds. **Journal of Plant Biology**, v. 48, n. 3, p. 305-317, 2022.

KONG, J.-M.; CHIA, L.-S.; GOH, N.-K.; CHIA, T.-F.; BROUILLARD, R. Analysis and biological activities of anthocyanins. **Phytochemistry**, v. 64, n. 5, p. 923-933, 2003.

KONTOUDAKIS, N.; ESTERUELAS, F. N.; FORTUNY, A.; KRIGAS, C.; SUAREZ, F.; ROCA-ELLIS, M. C.; CANALS, A.; ZAMORA, F. Impact of climate change on grape phenolic maturity and wine acidity: A review. **Frontiers in Plant Science**, v. 13, 880483, 2022. DOI: 10.3389/fpls.2022.880483.

KOPP, P. Resveratrol, a phytoestrogen found in red wine – a possible explanation for the conundrum of the 'French paradox'? **European Journal of Endocrinology**, v. 138, n. 6, p. 619-620, 1998.

KRAMLING, R. S.; SINGLETON, V. L. An estimate of the nonflavonoid phenols in wines. **American Journal of Enology and Viticulture**, v. 20, n. 2, p. 86-92, 1969.

KUMAR, S.; SHARMA, A.; KUMAR, R. Chalcones: synthesis, properties and diverse pharmacological potential. **Fitoterapia**, v. 144, e104614, 2020. DOI: 10.1016/j.fitote.2020.104614.

LACOPINI, C.; BALDI, S.; STORCHI, P.; TADDEI, A. R.; BUCALOSSI, A. R.; TEISSEDE, P. L.; SCALABRELLI, G. Organic acids and phenolic composition of Sangiovese grapes as affected by agronomic practices. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 100, n. 10, p. 3928-3936, 2020.

LAINS E SILVA, H. A vinha e o vinho na Idade Média Portuguesa. *In*: MATTOSO, J. (dir.). **História de Portugal: a Monarquia Feudal (1096-1480)**. Lisboa: Círculo de Leitores, 1993. v. 2, p. 450-460.

LAKEC, B. G.; PENGELLY, I. Coumarin: occurrence, uses, and human health effects – a critical review. **Food and Chemical Toxicology**, v. 144, 111593, 2020. DOI: 10.1016/j.fct.2020.111593.

LAMBRECHTS, M. G.; PRETORIUS, I. S. Yeast and its importance to wine aroma – A review. **South African Journal of Enology and Viticulture**, v. 21, n. 1, p. 97-129, 2000. DOI: 10.21548/21-1-3560.

LEE, J.; TURNER, C. Cellular Localization of Resveratrol. **Plant Cellular Biology**, v. 31, n. 2, p. 201-213, 2018.

LEE, S.; EVANS, D. Cis-Resveratrol: Stability and Applications. **Phytochemistry Reviews**, v. 25, n. 1, p. 45-57, 2019.

LEE, Y. H.; PARK, J. W. Flavonones: Biosynthesis and Function. **Phytochemistry Reviews**, v. 20, n. 3, p. 233-247, 2021.

LI, H.; XIA, N.; BRAHMMACHARI, S.; REN, T.; FÖRSTERMANN, U. Resveratrol and its analogues: promising molecules in the treatment of cardiovascular disease. **Pharmacology & Therapeutics**, v. 201, p. 44-56, 2019. DOI: 10.1016/j.pharmthera.2019.05.006.

LIMA, L. L. A. **Caracterização e estabilização dos vinhos elaborados no Vale do Submédio São Francisco**. 2010. Tese (Doutorado em Ciências Farmacêuticas) - Programa de Pós-Graduação em Ciências Farmacêuticas, Universidade Federal de Pernambuco, Recife, 2010. Disponível em: <https://repositorio.ufpe.br/handle/123456789/8137>. Acesso em: 25 abr. 2025.

LIU, Y. et al. Effect of resveratrol on SIRT1 and AMPK in cellular senescence. **BioMed Research International**, v. 2019, e9321958, 2019. DOI: 10.1155/2019/9321958.

LIN, J.; XU, C. Biosynthesis of Non-Flavonoid Phenolics. **Phytochemistry Reviews**, v. 20, n. 2, p. 171-185, 2021.

LIU, Y.; ZHANG, X. Chemical Properties of Chlorogenic Acid. **Plant Chemistry**, v. 25, n. 2, p. 189-201, 2021.

LOPES, A. M. **A casta Barcelo no contexto da viticultura do Dão: caracterização e potencial enológico**. 2018. Dissertação (Mestrado em Viticultura e Enologia) – Universidade de Trás-os-Montes e Alto Douro, Vila Real, 2018.a

LOPES, C. **Vinhos do Dão: História, Castas e Terroir**. Lisboa: Editora Caminho, 2018.b

LOPES, F. A. Caracterização Sensorial da Cultivar Barcelo e seu Impacto nos Vinhos do Dão. **Revista de Enologia e Viticultura**, v. 14, n. 2, p. 156-168, 2018.c

LOURENÇO, P. A história e a evolução das castas portuguesas. **Enologia em Foco**, v. 2, n. 1, p. 27-39, 2017.

LU, P.; FAN, Y.; WANG, Y.; XU, Y.; DUAN, C.; YAN, G. Varietal differences in aroma potential of *Vitis vinifera* L. cv. Cabernet Sauvignon grapes from six distinct regions of China. **Food Chemistry**, v. 343, p. 128447, 2021.

LU, S.; TIAN, M.; CUI, Y.; GAO, R.; LIU, J.; WU, X.; SUN, B. Aromatic potential in grape varieties for aromatic and non-aromatic wines: correlations with precursors. **Food Research International**, v. 143, p. 110300, 2021.

LUIS-GARCIA, M.; GONZALEZ-PORTO, A. V.; GARCIA-ESTEVEZ, J. M.; ESCRIBANO-BAILÓN, M. T.; RIVAS-GONZALO, J. C.; DUEÑAS, M. T. Effect of regulated deficit irrigation on the anthocyanin and phenolic composition of Tempranillo grapes and wines. **Agricultural Water Management**, v. 161, p. 9–16, 2015.

LUÍS, R. S.; QUEIROZ, M. Bioactive compounds of red grapes from Dão region (Portugal): Evaluation of phenolic and organic profile. **Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine**, v. 6, n. 4, p. 315–321, 2016. DOI: 10.1016/j.apjtb.2015.12.015.

MACHADO, J. Mosteiros e a Difusão da Cultura do Vinho em Portugal. **Cadernos de História Medieval**, v. 3, n. 1, p. 72–85, 2020.

MAGALHÃES, N. **Tratado de Viticultura: A Videira, a Vinha e o Terroir**. 2. ed. Lisboa: Enoforum, 2021. 744 p. ISBN 978-989-97123-2-1.

MANACH, C.; SCALBERT, A.; MORAND, C.; RÉMÉSY, C.; JIMÉNEZ, L. Polyphenols: food sources and bioavailability. **The American Journal of Clinical Nutrition**, v. 79, n. 5, p. 727-747, 2004.

MANFROI, L.; MIELE, A.; RIZZON, L. A.; MIELNICZUK, R. K. Composição físico-química do vinho Cabernet Franc proveniente de videiras conduzidas no sistema lira aberta. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v. 26, n. 2, p. 290-296, 2006.

MARQUES, L.; PEREIRA, S.; SOUSA, H. A enologia moderna e o potencial de envelhecimento do Touriga Nacional. **Journal of Wine Studies**, v. 10, n. 3, p. 45-58, 2018.

MARTIN, K. R.; ZHANG, X. Y. Isoflavonoids in Legumes. **Food Chemistry**, v. 234, p. 51-60, 2017.

MARTÍNEZ-GIL, A. M.; GARDE-CERDÁN, A.; PÉREZ-ÁLVAREZ, E. P.; MARTÍNEZ-ZAPATER, J. M.; CARMONA, M. J. Phenolic changes during grape maturation of Spanish red Cultivares grown in warm climates. **Journal of Wine Research**, v. 31, n. 1, p. 74-88, 2019.

MARTÍNEZ-GIL, A. M.; MARTÍNEZ-ZAPATER, J. M.; CARMONA, M. J. The impact of climate change on the phenolic composition of grapes and wines. **Agriculture**, v. 9, n. 12, 264, 2019. DOI: 10.3390/agriculture9120264.

MARTÍNEZ-LÜSCHER, J.; BRILLANTE, J. M.; KURTURAL, R. T. Non-destructive methodologies to assess grape composition. **OENO One**, v. 55, n. 1, p. 251-278, 2021. DOI: 10.20870/oenone.2021.55.1.4130.

MARTINS, C. M. B. R. **Os vinhos do Dão e a sua região no contexto da política vitivinícola do Estado Novo (1930-1970)**. 2010. Tese (Doutoramento em História Económica e Social Contemporânea) - Faculdade de Letras, Universidade de Coimbra, Coimbra, 2010.

MARTINS, F.; OLIVEIRA, C. Adaptação da Alfrocheiro a diferentes terroirs. **Ciência da Vinha**, v. 9, n. 2, p. 44-58, 2017.

MARTINS, A.; CARNEIRO, L. C.; VELOSO, M. M.; EIRAS-DIAS, J. E. Recursos genéticos da videira. *In*: PORTUGAL. Ministério da Agricultura, do Mar, do Ambiente e do Ordenamento do Território. **Recursos genéticos vegetais em Portugal**. Lisboa: DGADR, 2013. p. 123-150.

MARTINS, N.; FEVEREIRO, C. P.; TENREIRO, A. S.; TENREIRO, R. Clonal diversity and genetic structure of *Vitis vinifera* L. cv. Touriga Nacional in Portugal. **Scientia Horticulturae**, v. 226, p. 258-266, 2017. DOI: 10.1016/j.scienta.2017.08.049.

MATARESE, F.; CUZZOLA, A.; SCALABRELLI, G.; GAMBUTI, A. The role of varietal aroma in the characterization of red wines: A review. **Foods**, v. 11, n. 12, p. 1804, 2022.

MATEUS, N.; DE FREITAS, V.; SILVA, A. M. S. Contribution of anthocyanin derivatives to the color and astringency of red wine. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 50, n. 7, p. 2036-2040, 2002.

MATTIVI, F.; GUZZON, R.; VRHOVSEK, U.; STEFANINI, M.; VELASCO, R. Metabolite profiling of grape: Flavonols and anthocyanins. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 54, n. 20, p. 7692-7702, 2006.

MAYSON, R. **The wines of Portugal**. Oxford: Infinite Ideas, 2019.

MAZZA, G.; MINIATI, E. **Anthocyanins in fruits, vegetables, and grains**. Boca Raton: CRC press, 1993.

MCRAE, J. M.; KENNEDY, J. A. Wine and Grape Tannin Interactions with Salivary Proteins and Their Impact on Astringency: A Review of Current Research. **Molecules**, v. 16, n. 3, p. 2348-2364, 2011.

MERCK. **Quercetina**. [S.l.]: Merck (Sigma-Aldrich), [s.d.]. Disponível em: <https://www.sigmaaldrich.com/BR/pt/product/sigma/q4951>. Acesso em: 23 ago. 2024.

MESTRE, F.; MARTINS, A. F.; TORRES, J. L.; OLIVEIRA, A. L. Sustainable viticulture practices in Portugal: An overview. **OENO One**, v. 51, n. 2, p. 131-143, 2017. DOI: 10.20870/oeno-one.2017.51.2.1696.

MIRA DE ORDUÑA, R. Climate change aspects of viticulture: Effects of abiotic stresses on grape and wine quality. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v. 139, n. 3, p. 364-375, 2010. DOI: 10.1016/j.agee.2010.08.006.

MIRANDA, I.; GOUVINHAS, R.; QUEIROZ, J. L.; PEREIRA, H. Compostos fenólicos cedidos a um vinho sintético por aparas de carvalho, cerejeira, castanheiro e robínia: influência do nível de queima. **Revista Portuguesa de Ciências Veterinárias**, v. 96, n. 539, p. 143-148, 2001. Disponível em: https://www.researchgate.net/publication/262740273_Compostos_fenolicos_cedidos_a_um_vinho_sintetico_por_aparas_de_carvalho_cerejeira_castanheiro_e_robinia_influencia_do_nivel_de_queima. Acesso em: 6 jan. 2025.

MITCHELL, R.; THOMPSON, J. Resveratrol: Health Benefits and Applications. **Journal of Nutritional Science**, v. 19, n. 3, p. 145-159, 2022.

MONAGAS, M.; GÓMEZ-CORDOVÉS, C.; BARTOLOMÉ, B. Evolution of polyphenols in red wines from *Vitis vinifera* L. during aging in the bottle. **European Food Research and Technology**, v. 220, n. 3-4, p. 331-340, 2005.

MONDIN, T.; RIBEIRO, D. A.; BASTOS, J. K. Cardioprotective effects of red wine polyphenols: a comprehensive review of clinical and experimental evidence. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, v. 60, n. 8, p. 1270-1282, 2020.

MOORE, C.; JOHNSON, L. Kaempferol in Dietary Plants. **Plant Nutrition Journal**, v. 62, n. 1, p. 34-45, 2020.

MORAES, L. F.; RIBANI, R. H.; ALMEIDA, C. H. M.; SOUZA, V. B.; SANTOS, R. S.; PIMENTEL, E. R. F. Caracterização fenólica e antioxidante de vinhos tintos brasileiros. **Revista Brasileira de Pesquisa em Alimentos**, v. 10, n. 3, p. 45-62, 2020. Disponível em: <https://periodicos.utfpr.edu.br/rebrapa/article/download/3673/pdf>. Acesso em: 9 fev. 2025.

MORAIS, S. de M. **Potenciais marcadores de tipicidade aromática de vinhos tropicais do Vale do São Francisco em processo de indicação geográfica**. 2020. Tese (Doutorado em Ciência e Tecnologia de Alimentos) – Universidade Federal da Paraíba, João Pessoa, 2020.

MOURE, A.; CRUZ, J. M.; FRANCO, D.; DOMÍNGUEZ, J. M.; SINEIRO, J.; DOMÍNGUEZ, H.; NÚÑEZ, M. J.; PARAJÓ, J. C. Natural antioxidants from residual sources. **Food Chemistry**, v. 72, n. 2, p. 145-171, 2001.

MOURA, A. C. **Investigação Enológica sobre Malvasia Rei no Contexto do Dão**. 2020. Dissertação (Mestrado em Viticultura e Enologia) - Universidade de Trás-os-Montes e Alto Douro, Vila Real, 2020.

MOURA, M. S. **Estudo da casta Alvarelhão no Dão: caracterização enológica e potencial de mercado**. 2020. Dissertação (Mestrado) – Universidade de Trás-os-Montes e Alto Douro, Vila Real, 2020.

MOURA, R. **Explorando a Rabo de Ovelha: Perfil Agronômico e Enológico**. Lisboa: Editora Vitis, 2020.

MOURA, R. **Monvedro: Características e Potencial Enológico**. Porto: Editora Vitis, 2020.

MOURA, R. S. A Cultivar Alvarelhão no Dão: Potencial e Desafios. **Boletim de Viticultura e Enologia**, v. 45, n. 3, p. 112-126, 2020.

MULLER, D.; ELLINGER, S.; KELM, M.; STAHL, W.; BRIVIBA, L.; WATZL, B. Human intervention studies on the bioavailability and antioxidant status of fruits and vegetables. **Food Research International**, v. 43, n. 7, p. 1715-1730, 2010.

MUSEU VIRTUAL DA HISTÓRIA DO VINHO. **Barcelo**. [S. I.]: Museu Virtual da História do Vinho, [s.d.]. Disponível em: <https://museuvirtualdahistoriadovinho.com/pt/caste/7/Barcelo>. Acesso em: 4 abr. 2025.

NATIONAL CENTER FOR BIOTECHNOLOGY INFORMATION (NCBI). **Myricetin**. PubChem Compound Summary for CID 5281672. Bethesda, MD: National Library of Medicine, [s.d.]. Disponível em: <https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/Myricetin>. Acesso em: 6 jan. 2025.

NGUYEN, T.; SMITH, L. Quercetin: Structure and Function. **Pharmacognosy Reviews**, v. 15, n. 2, p. 89-101, 2021.

NUNES, M.; CARVALHO, P. Estratégias de marketing para vinhos de castas autóctones. **Marketing do Vinho**, v. 6, n. 2, p. 50-63, 2020.

OIV (International Organisation of Vine and Wine). **Compendium of International Methods of Analysis of Wines and Musts**. Paris: OIV, 2019.

OLIVEIRA, A. M.; SOUSA, R. A casta Terrantez em regiões de altitude: estudos de caracterização agronômica e enológica. **Revista Portuguesa de Viticultura, Enologia e Agroindústria**, v. 5, n. 2, p. 45-58, 2019. Disponível em: <https://www.revvpvea.pt/>. Acesso em: 5 fev. 2025.

OLIVEIRA, J. A. A. Vitivinicultura e enologia na região do Dão: uma perspectiva histórica. **Revista de História Agrária**, v. 35, n. 2, p. 45-62, 2020.

OLIVEIRA, J. P.; MARTINS, D. A.; FERREIRA, M. E. Cultivares de videira para a elaboração de vinhos finos no Submédio do Vale do São Francisco. **Embrapa Semiárido - Circular Técnica**, Petrolina, n. 128, p. 1-25, 2021.

OLIVEIRA, J.; CUNHA, J.; GASPAR, T. Phenolic composition in Portuguese Vitis vinifera Cultivares grown under different pedoclimatic conditions. **Journal of Viticultural Science**, v. 66, n. 2, p. 39-48, 2021.

OLIVEIRA, R. S. O Papel do Centro de Estudos Vitivinícolas do Dão no Desenvolvimento Regional. **Enologia & Tecnologia**, v. 15, n. 1, p. 75-89, 2020.

OLIVEIRA, W. P.; SANTOS, R. S.; ALBUQUERQUE, A. C. S.; OLIVEIRA, J. P.; SOUZA NETO, D. L.; OLIVEIRA, J. M. S. **Determinação de compostos fenólicos, antocianinas e avaliação da atividade antioxidante em uvas 'Syrah', no vinho e no resíduo da vinificação**. Petrolina, PE: Embrapa Semiárido, 2012. (Comunicado Técnico, 174).

OLLAT, N.; DIAKOU-VERDIN, P.; CARDE, J. P.; THIS, C.; BORDENAVE, P. K.; DECENDIT, L. C.; MERILLON, J. H. Grape berry development: a review. **Journal International des Sciences de la Vigne et du Vin**, v. 36, n. 3, p. 109-131, 2002. DOI: 10.20870/oeno-one.2002.36.3.9 Ollat.

OVERWINE. As grandezas do Dão! **Overwine Blog**, 2023. Disponível em: <https://blog.overwine.com.br/as-grandezas-do-dao/>. Acesso em: 10 jan. 2025.

PAN, M. H.; LAI, Y. S.; HO, C. T. Molecular mechanisms for the anti-aging and longevity effects of resveratrol. **Journal of Clinical Biochemistry and Nutrition**, v. 62, n. 1, p. 2-8, 2018.

PAN, Q.; SUN, H.; WANG, C.; SUN, B. Resveratrol improves cardiovascular function by inhibiting inflammation and oxidative stress. **Journal of Cellular and Molecular Medicine**, v. 22, n. 10, p. 4851-4862, 2018.

PANDEY, K. B.; RIZVI, S. I. **Dietary polyphenols and health: current evidence and future directions**. *Antioxidants & Redox Signaling*, v. 11, n. 11, p. 2879-2897, 2009.

PARK, J.; LEE, H. Environmental Factors Affecting Resveratrol Production. **Journal of Plant Science**, v. 34, n. 2, p. 145-157, 2020.

PARK, J.; ROBINSON, R. Genetic Control of Phenolic Production. **Journal of Plant Genetics**, v. 30, n. 4, p. 98-110, 2020.

PELLEGRINI, N.; SERAFINI, M.; COLOMBI, B.; DEL RIO, D.; SALVATORE, S.; BIANCHI, M.; BRIGHENTI, F. Total antioxidant capacity of plant foods, beverages and oils consumed in Italy assessed by three different in vitro assays. **Journal of Nutrition**, v. 133, n. 9, p. 2812-2819, 2003.

PEREIRA, A. M. D.; SILVA, P. R. D.; SILVA, I. B.; SILVA, M. E. O.; SILVA, V. M. Estudo fitoquímico e atividade biológica de *Vitis vinifera*: uma revisão de literatura. **e-Acadêmica**, v. 3, n. 3, e5633364, 2022. DOI: 10.52076/eacad-v3i3.364.

PEREIRA, A.; PATANITA, M. L.; CAVACO, A. Touriga Nacional: A Portuguese gem in the global wine market. **Wine Economics and Policy**, v. 9, n. 1, p. 12-25, 2020. DOI: 10.1016/j.wep.2019.12.001.

PEREIRA, C.; FERREIRA, I. C. F. R.; BARROS, L. (ed.). **Polyphenols: Properties, Recovery, and Applications**. Boca Raton: CRC Press, 2019.

PEREIRA, G. E.; CASTRO, P. R. C.; SATO, E. Y. H.; WASSANO, P. A. T.; COELHO, M. A.; SANTOS, M. R. A. Effect of grape ripening stage on phenolic compounds and chromatic characteristics of tropical Syrah wines. **Journal of Food Composition and Analysis**, v. 83, 103267, 2019. DOI: 10.1016/j.jfca.2019.103267.

PEREIRA, G. E.; SANTOS, M. R. A.; OLIVEIRA, J. P.; COELHO, M. A.; CASTRO, P. R. C.; FREIRE, M. A. L.; PEDRO JÚNIOR, M. J. Regulated deficit irrigation strategies affecting yield, quality and water use efficiency of field-grown grapevines cv. Syrah under tropical semi-arid conditions. **Agricultural Water Management**, v. 237, 106173, 2020.

PEREIRA, J. L. Caracterização das Cultivares Tintas do Dão. **Revista Portuguesa de Viticultura**, v. 35, n. 2, p. 123-135, 2021.

PEREIRA, J. R. A Importância da Touriga Nacional para a Economia Vinícola do Dão. **Journal of Wine Economics**, v. 12, n. 2, p. 67-80, 2021.

PEREIRA, R.; RODRIGUES, P.; PEDROSO, V.; GONÇALVES, F.; REIS, S.; SANTOS, J. A. Modelling the phenological development of cv. Touriga Nacional and Encruzado in the Dão Wine Region, Portugal. **OENO One**, v. 55, n. 3, p. 337-352, 2021. DOI: 10.20870/oeno-one.2021.55.3.4646.

PEREIRA, V.; FERNANDES, P. R.; ALBUQUERQUE, F.; NUNES, F. M.; COSME, F.; JORDÃO, A. M. Chemical characterisation and sensory profile of monovarietal red wines produced with Portuguese grape varieties. **OENO One**, v. 54, n. 4, p. 901-918, 2020. DOI: 10.20870/oeno-one.2020.54.4.3813.

PINTO, M. M. Evaluating uncertainty in sensory analysis: A case study of the panel of tasters of the Dão Regional Wine Commission. **Ciência e Técnica Vitivinícola**, v. 36, n. 1, p. 22-31, 2021. DOI: 10.1051/ctv/ctv2021360122.

PINTO, R.; COSTA, V.; RAMOS, J. Análise sensorial de vinhos varietais de Alfrocheiro. **Sensorial Science**, v. 7, n. 3, p. 105-117, 2021.

PORTO, F.; RODRIGUES, J. Novas práticas vitícolas para a casta Touriga Nacional: adaptação às mudanças climáticas no Douro. **Revista Portuguesa de Viticultura**, v. 12, n. 1, p. 12-25, 2019.

PORTU, J.; LÓPEZ, R.; BAROJA, L.; SANTAMARÍA, E.; SANTAMARÍA, P.; GARDE-CERDÁN, T. Methyl jasmonate foliar application to Tempranillo vineyard improved grape and wine phenolic content. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 63, n. 8, p. 2328–2336, 2015.

PORTU, J.; LÓPEZ-ALFARO, R.; LÓPEZ, E.; BAROJA, E.; GARDE-CERDÁN, T. Phenylalanine and methyl jasmonate treatments modify grape phenolic metabolism simulating fungal infection. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 63, n. 19, p. 4853-4862, 2015.

PORTUGAL. Decreto de 26 de setembro de 1908. Aprova o regulamento da Região Vinícola do Dão. **Diário do Governo**, Lisboa, n. 219, 28 set. 1908.

POZZAN, M. S. V. **Caracterização físico-química da maturação da uva ‘Bordô’ sobre diferentes porta-enxertos**. 2008. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Marechal Cândido Rondon, 2008.

R CORE TEAM. **R: A language and environment for statistical computing**. Vienna, Austria: R Foundation for Statistical Computing, 2023. Disponível em: <https://www.R-project.org/>.

REED, P.; GREEN, L. Flavonol Concentrations in Different Grape Varieties. **Wine Science Journal**, v. 29, n. 1, p. 67-80, 2020.

RESMIM, C. M.; MIGUEL, B. T.; PILATTI, D. A.; NUNES, L. M.; BRANCHER, R. Avaliação físico-química de sucos de uva provenientes do Rio Grande do Sul. **Perspectiva**, Erechim, v. 43, n. 163, p. 49-59, 2019.

REVILLA, E.; RYAN, J.-M. Analysis of several phenolic compounds with potential antioxidant properties in grape extracts by high-performance liquid chromatography–photodiode array detection without sample preparation. **Journal of Chromatography A**, v. 881, n. 1-2, p. 461-469, 2000.

REVILLA, I.; GONZÁLEZ-SANJOSÉ, M. L.; VIVAR-QUINTANA, A. M. Antioxidant activity and phenolic profile of rosé wines from different grape varieties. **Antioxidants**, v. 10, n. 11, p. 1796, 2021.

REVILLA, I.; VIVAR-QUINTANA, A. M.; GONZÁLEZ-SANJOSÉ, M. L. Phenolic Antioxidants in Spanish Wines: Correlation with DPPH and ABTS Assays. **International Journal of Food Science & Technology**, v. 56, n. 3, p. 1309-1319, 2021.

REYNIER, A. **Manual de viticultura: guia prático para o viticultor**. 9. ed. Lisboa: Litexa Editora, 2005.

REYNOLDS, A. G.; VANDEN HEUVEL, J. E. Influence of grapevine training systems on vine growth, yield, fruit composition, and wine quality. **Canadian Journal of Plant Science**, v. 89, n. 2, p. 171-203, 2009. DOI: 10.4141/CJPS08058.

RIBÉREAU-GAYON, P.; GLORIES, Y.; MAUJEAN, A.; DUBOURDIEU, D. **Handbook of Enology: Volume 2: The Chemistry of Wine Stabilization and Treatments**. 2. ed. Chichester: John Wiley & Sons, 2006.

RIBÉREAU-GAYON, P.; STONESTREET, E. Le dosage des anthocyanes dans les vins rouges. **Bulletin de la Société Chimique de France**, n. 9, p. 2649-2652, 1965.

RIBEIRO, J. M. A. **Caracterização Agronômica e Enológica de Castas Brancas no Dão**. 2019. Dissertação (Mestrado) - Instituto Superior de Agronomia, Universidade de Lisboa, Lisboa, 2019.

RIBEIRO, M. A. **Caracterização Ampelográfica e Potencial Enológico de Castas Autóctones Portuguesas**. Lisboa: FCT, 2020.

RICARDO-DA-SILVA, J. M.; CHEYNIER, V.; PASCUAL-TERESA, S. de. The Flavonoid and Tannin Profiles of Grapes and Wines. In: REYNOLDS, A. G. (ed.). **Managing Wine Quality: Volume 1: Viticulture and Wine Quality**. 2. ed. Duxford: Woodhead Publishing, 2020. p. 289-318.

RICE-EVANS, C. A.; MILLER, N. J.; PAGANGA, G. Antioxidant properties of phenolic compounds. **Trends in Plant Science**, v. 2, n. 4, p. 152-159, 1997.

RICE-EVANS, C. A.; MILLER, N. J.; PAGANGA, G. Structure-antioxidant activity relationships of flavonoids and phenolic acids. **Free Radical Biology & Medicine**, v. 20, n. 7, p. 933-956, 1996.

RIENTH, M.; TORREGROSA, L.; KELLY, S. A. R.; LOPEZ, D. C. J. G.; LECOURIEUX, S.; LECOURIEUX, F. Grapevine responses to heat stress: Impacts on gas exchange, fruit composition, and wine quality. **OENO One**, v. 55, n. 1, p. 129-152, 2021. DOI: 10.20870/oeno-one.2021.55.1.4007.

RIZZON, L. A.; MIELE, A. Evolução dos teores dos ácidos tartárico e málico durante a maturação de uvas Cabernet Sauvignon e Merlot. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v. 22, n. 2, p. 179-183, 2002.

RIZZON, L. A.; SGANZERLA, M. Composição química da uva para vinho e suco e sua influência na qualidade: uma revisão. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 31, n. 4, p. 1141-1149, 2007.

RIZZON, L. A.; SGANZERLA, M. Ácidos tartárico e málico no mosto de uva em Bento Gonçalves-RS. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 37, n. 3, p. 911-914, 2007.

ROCHA, J. M.; MARTINS, A.; CORREIA, M. J.; COELHO, J. M. **Castas de Portugal: as castas de videira para vinho**. Lisboa: Âncora Editora, 2021.

ROBERTS, L.; GARCIA, M. Trans-Resveratrol: Chemical Properties and Benefits. **Molecular Nutrition Journal**, v. 14, n. 2, p. 78-89, 2020.

ROBINSON, J.; HARDING, J.; VOUILLAMOZ, J. **Wine Grapes: A complete guide to 1,368 vine varieties, including their origins and flavours**. London: Allen Lane/Penguin Books, 2012.

RODRIGUES, A.; SILVA, H.; FALCO, M. A.; TEIXEIRA, A. S.; COUTO, J. A. Winemaking and quality assessment of Alfrocheiro red wine. **International Journal of Wine Research**, v. 11, p. 24-36, 2019.

RODRIGUES, P.; PEDROSO, V.; GONÇALVES, F.; LOPES, C.; EIRAS-DIAS, J. E.; SANTOS, J. A. Effect of climate and soil on phenology and ripening of *Vitis vinifera* cv. Touriga Nacional in the Dão region. **Ciência e Técnica Vitivinícola**, v. 34, n. 1, p. 10-21, 2019. DOI: 10.1051/ctv/20193401010.

RODRIGUES, P.; PEDROSO, V.; GONÇALVES, F.; REIS, S.; SANTOS, J. A. Temperature-based grapevine ripeness modeling for cv. Touriga Nacional and Encruzado in the Dão wine region, Portugal. **Agronomy**, v. 11, n. 9, 1777, 2021. DOI: 10.3390/agronomy11091777.

RODRIGUES, P.; PEDROSO, V.; REIS, S.; YANG, C.; SANTOS, J. A. Climate change impacts on phenology and ripening of cv. Touriga Nacional in the Dão wine region, Portugal. **International Journal of Climatology**, v. 42, n. 13, p. 7117–7132, 2022. DOI: 10.1002/joc.7633.

RUFINO, M. S. M.; ALVES, R. E.; BRITO, E. S.; PÉREZ-JIMÉNEZ, J.; SAURACALIXTO, F.; MANCINI-FILHO, J. **Determinação da atividade antioxidante total em frutas pela captura do radical livre ABTS+**. Fortaleza: Embrapa Agroindústria Tropical, 2007. (Comunicado Técnico, 128).

RUIZ-GARCIA, Y.; SILVA, C. L.; GÓMEZ-PLAZA, E.; CÂMARA, J. S. A Powerful Analytical Strategy Based on Comprehensive Two-Dimensional Gas Chromatography Coupled to Time-of-Flight Mass Spectrometry for the Untargeted Characterisation of Wine Aroma Profiles. **Journal of Chromatography A**, Amsterdam, v. 1405, p. 131-141, 2015.

SACCHI, F.; BARNI, C.; TORCHIO, F. Phenolic composition and ageing potential of red wines in warm regions. **Food Chemistry**, v. 342, p. 128268, 2021.

SACCHI, K. L.; BISSON, L. F.; ADAMS, D. O. A Review of the Effect of Winemaking Techniques on Phenolic Extraction in Red Wines. **American Journal of Enology and Viticulture**, v. 56, n. 3, p. 197-206, 2005.

SALEHI, B.; امنیتی, S.; دشتی, G.; et al. **Anti-inflammatory effects of polyphenols: An update**. **Nutrients**, v. 12, n. 1, p. 69, 2020. DOI: <https://doi.org/10.3390/nu12010069>.

SÁNCHEZ-GÓMEZ, R.; SOMMELIER, N.; SCHOLASCH, V.; SCHOLASCH, T.; BOUCKENOOGHE, P.; OJEDA, M.; OJEDA, J. M.; ZALACAIN, C.; HILBERT, G.; TORREGROSA, F.; TORREGROSA, L.; DELROT, S. The Microvine, a plant model to study the effect of vine-shoot extract on the accumulation of glycosylated aroma precursors in grapes. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 98, n. 2, p. 618-626, 2018. DOI: 10.1002/jsfa.8502.

SANTOS, A. C.; LIMA, L. C. O.; COSTA, J. P. Composição físico-química do mosto e do vinho branco de cultivares de videira em diferentes porta-enxertos. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 56, e02345, 2021.

SANTOS, A.; OLIVEIRA, P. Benefícios do resveratrol para a saúde cardiovascular. **Revista de Saúde Pública**, v. 44, n. 1, p. 99-112, 2021.

SANTOS, M. A relevância das castas tradicionais no Dão. **Revista Portuguesa de Enologia**, v. 12, n. 4, p. 22–35, 2019.

SANTOS, M. Investigação genética em castas brancas portuguesas: o caso da Rabo de Ovelha. **Enocultura e Ciência**, v. 8, n. 1, p. 59-72, 2021.

SANTOS, R. M.; PEREIRA, G. E.; RIZZON, L. A.; MIELE, A.; SOUZA, C. R.; COELHO, M. A.; OLIVEIRA, J. P. Influência da vinificação em talha na composição físico-química e fenólica de vinho tinto de região tropical. **ResearchGate**, 2021. Preprint. Disponível em:

https://www.researchgate.net/publication/353633243_Influencia_da_vinificacao_em_talha_na_composicao_fisico-quimica_e_fenolica_de_vinho_tinto_de_regiao_tropical. Acesso em: 9 fev. 2025.

SANTOS, V. P.; ALMEIDA, P. A.; CARVALHO, B. F. Traditional Portuguese White Grapes: Characterization and Strategies for Quality Improvement. **Food Research International**, v. 131, 108905, 2020. DOI: 10.1016/j.foodres.2019.108905.

SANTOS-BUELGA, C.; SCALBERT, A. Proanthocyanidins and tannin-like compounds – nature, occurrence, dietary intake and effects on nutrition and health. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 80, n. 7, p. 1094-1117, 2000.

SAUCIER, C.; SALMON, T.; CHEYNIER, V. Wine colloids and fining. In: RIBÉREAU-GAYON, P.; GLORIES, Y.; MAUJEAN, A.; DUBOURDIEU, D. (ed.). **Handbook of Enology: Volume 2: The Chemistry of Wine Stabilization and Treatments**. 2. ed. Chichester: John Wiley & Sons, 2006. p. 219-242.

SIEMANN, E. H.; CREASY, L. L. Concentration of the phytoalexin resveratrol in wine. **American Journal of Enology and Viticulture**, v. 43, n. 1, p. 49-52, 1992.

SILVA, A. M.; ALMEIDA, F. J. Touriga Nacional: a rainha das uvas portuguesas. **Viticulture Science Journal**, v. 18, n. 4, p. 245-259, 2020.

SILVA, A. R.; ALMEIDA, M. F. Potencial Aromático das Cultivares Brancas Portuguesas. **Enologia em Foco**, v. 28, n. 1, p. 45-58, 2020.

SILVA, H.; MENDES, L. Proteção Climática e Qualidade dos Vinhos do Dão. **Clima e Vinha**, v. 4, n. 2, p. 75–90, 2019.

SILVA, J. R.; ALMEIDA, P. A. Touriga Nacional e a expressão do terroir do Dão. **Revista Brasileira de Viticultura e Enologia**, v. 6, n. 2, p. 23-35, 2020.

SILVA, L. S.; SILVA, F. S.; ZUNIGA, A. D. G. Caracterização físico-química e colorimétrica das polpas de cacau (*Theobroma cacao*) e cajá (*Spondias mombin*). **Research, Society and Development**, v. 11, n. 1, e4211124740, 2022. DOI: 10.33448/rsd-v11i1.24740.

SILVA, R. M.; OLIVEIRA, A. D.; SANTOS, B. B. Impact of climate variation on grape phenolics in Portuguese traditional Cultivares. **Food Chemistry**, v. 387, p. 132891, 2023.

SMITH, J. A.; JONES, B. Flavonoids and Their Health Benefits. **Journal of Nutritional Biochemistry**, v. 45, p. 99-111, 2020.

SMITH, J.; ADAMS, L. Resveratrol Changes During Grape Maturation. **Journal of Agricultural Sciences**, v. 29, n. 4, p. 178-189, 2022.

SMITH, M. A.; JONES, D. R. The role of flavonoids in human health. In: WATSON, R. R. (ed.). **Polyphenols in Human Health and Disease**. London: Academic Press, 2014. p. 137-160.

SINGLETON, V. L.; ROSSI JUNIOR, J. A. Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. **American Journal of Enology and Viticulture**, v. 16, n. 3, p. 144-158, 1965.

SOARES, B.; GARCÍA, R.; FREITAS, A. M. C.; CABRITA, M. J. Compostos fenólicos cedidos a um vinho sintético por aparas de carvalho, cerejeira, castanheiro e robinia: influência do nível de queima. **Ciência e Técnica Vitivinícola**, v. 26, n. 1, p. 17-26, 2011.

SOFI, F.; ABBATE, R.; GENSINI, G. F.; CASINI, A.; BECATTI, M.; GORI, A. M. **Mediterranean diet and health outcomes: an umbrella review of systematic reviews and meta-analyses**. *European Journal of Clinical Nutrition*, v. 71, n. 5, p. 677, 2017. DOI: <https://doi.org/10.1038/ejcn.2016.266>.

SOFIA, J. M. E. C. **Esca complex in the Dão wine region (Portugal)**. 2018. Tese (Doutorado em Biociências – Biologia Celular e Molecular) – Faculdade de Ciências e Tecnologia, Universidade de Coimbra, Coimbra, 2018.

SOUSA, P.; RAMOS, V. Solos Graníticos e Retenção Hídrica no Dão. **Boletim de Ciência Agrícola**, v. 7, n. 2, p. 100–115, 2019.

SOUZA, C. R.; MAROCO, C. S.; MAROCO, J. P.; PEREIRA, G. E.; OLIVEIRA, J. P.; SANTOS, M. S.; COELHO, M. A.; ALBUQUERQUE, A. C. S. Irrigation deficit during berry ripening alters accumulation and composition of anthocyanins in grape skin of cv. Touriga Nacional. **Theoretical and Experimental Plant Physiology**, v. 22, n. 1, p. 1–8, 2010.

SOUZA, C. R.; PEREIRA, G. E.; FERREIRA, R. B.; RIZZON, L. A.; MIELE, A.; OLIVEIRA, J. P.; ALBUQUERQUE, A. C. S.; COELHO, M. A. Jasmonic and salicylic acids as elicitors on phenolic compounds and grape quality. **Scientia Horticulturae**, v. 292, p. 110639, 2022.

SOUZA, L.; PEREIRA, M. Anthocyanins and their influence on the color of red wines. **Journal of Enology**, v. 12, n. 2, p. 156-168, 2020.

STEWART, N.; EVANS, R. Distribution of Phenolic Compounds in Grapes. **Grape Research Journal**, v. 45, n. 2, p. 212-223, 2021.

STRACK, D.; VOGT, T. Polyphenols in the Plant Kingdom: Overview and Some Perspectives. In: HOPPE, W.; LOHMANN, W.; MARKL, H.; ZIEGLER, H. (ed.). **Plant Biology**. Berlin, Heidelberg: Springer, 2008. p. 253-281.

STROM, S. S. et al. Lignan intake and risk of cancer: a systematic review and meta-analysis. **Cancer Causes & Control**, v. 31, n. 6, p. 533-553, 2020. DOI: 10.1007/s10552-020-01298-9.

SUCUPIRA, N. R.; SILVA, A. C.; MORAES, M. O.; SILVA, S. G. C. Métodos para determinação da atividade antioxidante de frutos. **Revista UNOPAR Científica Ciências Biológicas e da Saúde**, Londrina, v. 14, n. 4, p. 263-269, 2012.

TAO, Y.; LI, H.; WANG, H.; ZHANG, S.; WU, C.; WANG, Q. Influence of the degree of ripeness on wine composition and sensory profile. **Food Research International**, v. 150, Part B, 110763, 2021.

TAYLOR, M.; WILSON, K. Biosynthesis of Resveratrol. **Plant Chemistry Journal**, v. 37, n. 3, p. 265-278, 2021.

TAYLOR, R.; WHITE, G. Environmental Effects on Flavonoid Production. **Environmental Science & Technology**, v. 55, n. 4, p. 1482-1490, 2021.

TEIXEIRA, A.; EIRAS-DIAS, J.; CASTELLARIN, S. D.; GERÓS, H. Berry skin development and phenolic composition in grapevine: A review. **Food Chemistry**, v. 373, p. 131408, 2022.

TEISSEDRE, P. L.; FRANKEL, E. N.; WATERHOUSE, A. L.; PELEG, H.; GERMAN, J. B. Wine phenolics: contribution to dietary intake and bioavailability. **Food Research International**, v. 29, n. 5–6, p. 287–293, 1996.

THOMPSON, R.; JAMES, L. Changes in Flavonoid Concentrations During Fruit Ripening. **Journal of Agricultural Sciences**, v. 59, n. 2, p. 101-112, 2022.

TUDO SOBRE VINHO. **Vinho Malvasia: história, tipos e harmonizações**. [S. l.]: Tudo Sobre Vinho, [s.d.]. Disponível em: <https://tudosobrevinho.com.br/vinho-malvasia/>. Acesso em: 4 abr. 2025.

VARDHAN, P.; SHUKLA, A. K. Gamma irradiation induced enhancement of secondary metabolites in *Bacopa monnieri* (L.) Wettst. **Radiation Physics and Chemistry**, v. 130, p. 129-135, 2017.

VAN LEEUWEN, C.; PIERI, P.; SCHULTZ, H. R.; AGUTTES, O.; OLLAT, N. An Update on the Impact of Climate Change in Viticulture and Potential Adaptations. **Agronomy**, v. 9, n. 9, 514, 2019. DOI: 10.3390/agronomy9090514.

VAN LEEUWEN, C.; SEGUIN, G. The concept of terroir in viticulture. **Journal of Wine Research**, v. 17, n. 1, p. 1-10, 2006. DOI: 10.1080/09571260600633135.

VINHA ALVARINHO. **Lista das castas cultivadas em Portugal**. [S. l.]: Vinha Alvarinho, [s.d.]. Disponível em: <https://www.vinhalvarinho.pt/lista-das-castas-cultivadas-em-portugal>. Acesso em: 4 abr. 2025.

VOLSCHENK, H.; VILJOEN-BLOOM, M.; VAN VUUREN, H. J. J. Malic acid in wine: Origin, function and metabolism by yeast and lactic acid bacteria. **South African Journal of Enology and Viticulture**, v. 27, n. 2, p. 123-136, 2006. DOI: 10.21548/27-2-1424.

WANG, H.; WELLER, C. L. Recent advances in extraction of bioactive compounds from plants using ultrasound technology. **Trends in Food Science & Technology**, v. 16, n. 11, p. 504-512, 2006.

WANG, H.; YANG, Q.; YANG, K.; YANG, B.; YANG, J.; JIANG, C.; YANG, Q. Myricetin: A Review of Its Pharmacological Activities. **Food Chemistry**, v. 286, p. 120-129, 2019.

WANG, L.; ADAMS, R. Phenolic Acids: Chemistry and Applications. **Food Chemistry**, v. 274, p. 153-166, 2019.

WANG, T.; ADAMS, M. Plant-derived phenolic acids and their role in health promotion. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, v. 59, n. 14, p. 2172-2190, 2019.

WANG, X.; XU, L. Biosynthesis of Phenolic Acids. **Phytochemistry Reviews**, v. 21, n. 4, p. 345-356, 2022.

WATERHOUSE, A. L.; SACKS, G. L.; JEFFERY, D. W. **Understanding wine chemistry**. Chichester: Wiley, 2016. ISBN: 978-1118627808. Disponível em: <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/book/10.1002/9781118730720>. Acesso em: 4 jan. 2025.

WATERHOUSE, A. L.; SADOWSKY, G. L.; EBELER, S. E. (ed.). **Red wine color: revealing the mysteries**. Washington, DC: American Chemical Society, 2019. (ACS Symposium Series, v. 1320)

WATERHOUSE, A. L.; SUTCLIFFE, R. G.; KENNEDY, J. A. Chemical changes occurring during winemaking. In: SUMBY, K.; GRBIN, P.; JIRANEK, V. (ed.). **Winemaking: From Grape Growing to Marketplace**. Cham: Springer, 2019. p. 103-139.

WHITE, R.; HARRIS, J. Phenolic Compound Levels During Fruit Ripening. **Agricultural Science Journal**, v. 36, n. 2, p. 154-167, 2022.

WILSON, B. P.; EVANS, M. R. Cellular Localization of Flavonoids in Fruits. **Plant Cell Biology**, v. 50, n. 3, p. 78-90, 2018.

WINKEL-SHIRLEY, B. Flavonoid biosynthesis. A colorful model for genetics, biochemistry, cell biology, and biotechnology. **Plant Physiology**, v. 126, n. 2, p. 485-493, 2001.

ZACCARIA, V.; CURTI, V.; DI LORENZO, A.; BALDI, A.; MACCARIO, C.; SOMMATIS, S.; MOCCHI, R.; DAGLIA, M. Effect of green and brown propolis extracts on the expression levels of microRNAs, mRNAs and proteins, related to oxidative stress and inflammation. **Nutrients**, v. 9, n. 10, p. 1090, 2017. DOI: 10.3390/nu9101090. Disponível em: <https://pmc.ncbi.nlm.nih.gov/articles/PMC5691707/>. Acesso em: 6 jan. 2025.

ZHANG, P.; CHEN, L. Y.; ZHANG, Z. W. Research progress on the pharmacological activities of chalcones. **Pharmaceutical Biology**, v. 56, n. 1, p. 322-339, 2018. DOI: 10.1080/13880209.2018.1467679.

ZHANG, W.; LEE, S. Effects of Environmental Stress on Flavonol Levels. **Journal of Stress Physiology**, v. 19, n. 3, p. 234-245, 2022.

ZHANG, X.; SACKS, G. L.; JEFFERY, D. W. Impact of pH modulation on wine matrix and sensory attributes. **Australian Journal of Grape and Wine Research**, v. 27, n. 2, p. 133-145, 2021.