



**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOTECNOLOGIA  
MESTRADO PROFISSIONAL EM BIOTECNOLOGIA E  
GESTÃO VITIVINÍCOLA**

**DISSERTAÇÃO DE MESTRADO**

**APLICAÇÃO DE ÁCIDO ABSCÍSICO E ETEFOM NA QUALIDADE DE UVAS  
MERLOT PARA VINIFICAÇÃO**

**Acadêmica: ELIANE SUSIN  
Orientadora: Prof. Dra. CARINE COCCO**

**CAXIAS DO SUL  
2020**

**ELIANE SUSIN**

**APLICAÇÃO DE ÁCIDO ABSCÍSICO E ETEFOM NA QUALIDADE DE UVAS  
MERLOT PARA VINIFICAÇÃO**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Biotecnologia da Universidade de Caxias do Sul, para obtenção do grau de Mestre em Biotecnologia e Gestão Vitivinícola. Área de concentração: Gestão Estratégica em Vitivinicultura.

**Orientadora: Prof. Dra. CARINE COCCO**

**CAXIAS DO SUL**

**2020**

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)  
Universidade de Caxias do Sul  
Sistema de Bibliotecas UCS - Processamento Técnico

S964a Susin, Eliane

Aplicação de ácido abscísico e etefom na qualidade de uvas Merlot para vinificação [recurso eletrônico] / Eliane Susin. – 2020.

Dados eletrônicos.

Dissertação (Mestrado) - Universidade de Caxias do Sul, Programa de Pós-Graduação em Biotecnologia, 2020.

Orientação: Carine Cocco.

Modo de acesso: World Wide Web

Disponível em: <https://repositorio.ucs.br>

1. Vinho e vinificação. 2. Vitivinicultura. 3. Uva - Cultivo. 4. Vinho tinto.  
5. Plantas - Reguladores. I. Cocco, Carine, orient. II. Título.

CDU 2. ed.: 634.853

Catalogação na fonte elaborada pela(o) bibliotecária(o)  
Ana Guimarães Pereira - CRB 10/1460

**ELIANE SUSIN**

**APLICAÇÃO DE ÁCIDO ABSCÍSIKO E ETEFOM NA QUALIDADE DE UVAS  
MERLOT PARA VINIFICAÇÃO**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Biotecnologia da Universidade de Caxias do Sul, para obtenção do grau de Mestre em Biotecnologia e Gestão Vitivinícola. Área de concentração: Gestão Estratégica em Vitivinicultura.

Aprovada em \_\_ de \_\_\_\_\_ de 2020.

---

Prof. Dra. Carine Cocco - Orientadora  
Universidade de Caxias do Sul – UCS.

**Banca Examinadora**

---

Prof. Dr. Gabriel Fernandes Pauletti  
Universidade de Caxias do Sul – UCS

---

Prof. Dr. Leonardo Cury da Silva  
Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Rio Grande do Sul  
– IFRS – Bento Gonçalves.

---

Prof. Dr. Sérgio Echeverrigaray Laguna  
Universidade de Caxias do Sul – UCS

À memória de meu querido tio,  
José Toresan Filho  
(29/05/2020)  
Dedico.

## **AGRADECIMENTOS**

A Deus, pelo dom da vida, pela saúde e por sempre guiar meus passos.

Aos meus pais, pelo suporte e incentivo sempre. Agradeço por estarem comigo em todas as escolhas, pelo exemplo e esforço para educar os filhos. Obrigada pela paciência, preocupação e orações ao meu favor durante a jornada.

Aos meus irmãos, que mesmo sem entender minhas escolhas permaneceram unidos nessa caminhada, nossa união, mesmo diante a tantas dificuldades e opiniões distintas, faz a vida ter mais sentido.

À orientadora Carine Cocco, pela orientação e ensinamentos. Gratidão sempre.

Aos colegas Jorge Luiz Teixeira, Peblan Pilan, Tiago Zilio, Ronaldo Kaue Rocha, Crislaine Guerra Muterle e Patrícia Possamai, que me incentivaram, auxiliaram e multiplicaram o conhecimento. Vocês mesmo distantes seguem sendo minha inspiração.

Ao técnico do Laboratório de Estudos do Sistema Solo, Planta e Atmosfera e Metabolismo Vegetal (LESPA) Wendel Paulo Silvestre pela amizade e companheirismo. Obrigada por todos os conselhos, auxílios e iniciativas, pela dedicação quando as coisas ficaram difíceis.

À técnica do Laboratório de Biotecnologia Vegetal e Microbiologia Aplicada Luísa Vivian Schwark, pela paciência, ajuda conhecimento disposto e compartilhado neste período tão importante.

Aos professores Gabriel Pauletti, Roberto Birch, Sérgio Echeverrigaray Laguna, Ana Paula Delamare e Joséli Schwambach pelos constantes ensinamentos no Programa de Pós Graduação – Mestrado em Biotecnologia e Gestão Vitivinícola.

Ao Prof. Dr. Leonardo Cury da Silva do Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Rio Grande do Sul – IFRS – Bento Gonçalves por dedicar seu tempo ao ser banca deste trabalho.

À Vinícola Zanella, em especial ao Maicol Zanella, que ao receber nosso pedido cedeu à área experimental para que este trabalho se concretizasse.

Por fim, a todos que de alguma forma contribuíram para a realização deste trabalho, o meu muito obrigado.

“O vinho molha e tempera os espíritos e acalma as preocupações da mente... ele reaviva nossas alegrias e o óleo para a chama da vida que se apaga. Se você bebe moderadamente em pequenos goles de cada vez, o vinho gotejará em seus pulmões como o mais doce orvalho da manhã... Assim, então, o vinho não viola a razão, mas sim nos convida gentilmente a uma agradável alegria.”

Sócrates (470-399 a.C.)

## RESUMO

A uva Merlot é uma cultivar de origem francesa, proveniente da Região de Bordeaux. Na Serra Gaúcha, é a segunda variedade tinta com maior área de vinhedo implantado, com 472 ha. Atualmente, a viticultura vem utilizando reguladores vegetais como alternativa para promover um incremento na qualidade dos mostos. O ácido abscísico e o etefom são alternativas utilizadas para suprir a falta de cor das bagas causada por adversidade climática em regiões com baixa amplitude térmica e períodos chuvosos ou nublados na fase de maturação. Estes reguladores vegetais promovem acúmulo dos pigmentos que conferem coloração às bagas. Com o objetivo de verificar o efeito da aplicação de ácido abscísico (ABA) e etefom na qualidade final dos vinhos da cv. Merlot, o presente experimento foi executado em dois vinhedos comerciais, localizados nos municípios de Campestre da Serra, com coordenadas geográficas 28°40' S e 51°06' W, e Antônio Prado, com coordenadas geográficas 28°53' S 51°20' W, ambos localizados na Serra Gaúcha, Sul do Brasil. Os tratamentos foram aplicados em dois estágios: virada de cor (V) e 15 dias antes da colheita (15 DAC). Os seguintes tratamentos foram aplicados: T0 (testemunha); T1 (etefom 200 mg·L<sup>-1</sup> - V); T2 (etefom (200 mg·L<sup>-1</sup> - 15 DAC); T3 (etefom 200 mg·L<sup>-1</sup> - V + S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> - 15 DAC); T4 (S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> - V); T5 (S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> - 15 DAC); T6 (S-ABA 300 mg·L<sup>-1</sup> - V + S-ABA 300 mg·L<sup>-1</sup> - 15 DAC); T7 (S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> - V + etefom 200 mg·L<sup>-1</sup> - 15 DAC). Determinaram-se os seguintes parâmetros para as uvas: massa e diâmetro de bagas, teor de sólidos solúveis, pH do mosto, teor de compostos fenólicos e antocianinas. Para vinhos, foi avaliado o teor de álcool (etanol), coloração, densidade, acidez total, índice de cor e tonalidade. Os resultados mostraram que a localização dos vinhedos e o clima não influenciaram de forma significativa a eficiência dos fitormônios empregados. Os tratamentos T2, T3, T4 e T5 apresentaram comportamento semelhante em ambas às safras; no entanto, os tratamentos utilizando etefom (V e 15DAC) apresentaram variabilidade de resultados em ambas as safras. Observou-se que a aplicação de etefom na dose de 200 mg·L<sup>-1</sup> no momento de virada de coloração causou desgrane precoce, sensibilidade da epiderme e ruptura de bagas ainda em fase de maturação, em ambos os ciclos produtivos. A aplicação de ABA na concentração de 600 mg·L<sup>-1</sup> induziu maiores teores de sólidos solúveis nas bagas. Os vinhos produzidos com este tratamento apresentaram maiores teores de etanol e coloração mais intensa. Os vinhos produzidos com este mesmo tratamento também apresentaram redução da tonalidade e da acidez total dos mostos e vinhos. Desta forma, os resultados obtidos neste estudo mostraram que a aplicação de ABA 15 dias antes da colheita na concentração de 600 mg·L<sup>-1</sup> pode ser uma alternativa de manejo para incrementar os teores de compostos fenólicos e antocianinas nos vinhos e mostos de uvas cv. Merlot, cultivadas na Serra Gaúcha.

**Palavras-chave:** *Vitis vinífera*. Merlot. Qualidade. Vinho.



## ABSTRACT

The Merlot grape is a cultivar of French origin, from the Bordeaux Region. In Serra Gaúcha, it is the second variety of grape with the largest area of vineyard implanted, with 472 ha. Currently, viticulture has been using plant regulators as an alternative to promote an increase in the quality of musts. Abscisic acid and ethephon are alternatives used to supply the lack of color of the consequences caused by climatic adversity in regions with low thermal amplitude and rainy or cloudy periods in the maturation phase. These plant regulators promote the accumulation of pigments that give color to the berries. In order to verify the effect of the application of abscisic acid (ABA) and ethephon on the final quality of wines from cv. Merlot, the present experiment was obtained in two commercial vineyards, in the municipalities of Campestre da Serra, with geographical coordinates of 28 ° 40 'S and 51 ° 06' W and Antônio Prado with geographical coordinates of 28 ° 53 'S 51 ° 20' W, both occurring in the Serra Gaúcha, Southern Brazil. The treatments were mandatory in two stages: color change (V) and 15 days before harvest (15 DAC). As applied doses were: T0 (control); T1 (ethephon 200 mg·L<sup>-1</sup> - V); T2 (ethephon (200 mg·L<sup>-1</sup> - 15 DAC); T3 (ethephon 200 mg·L<sup>-1</sup> - V + S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> - 15 DAC); T4 (S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> - V); T5 (S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> - 15 DAC); T6 (S-ABA 300 mg·L<sup>-1</sup> - V + S-ABA 300 mg·L<sup>-1</sup> - 15 DAC); T7 (S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> V + ethephon 200 mg·L<sup>-1</sup> - 15 DAC) The following parameters were determined for grapes: mass and diameter of berries, content of soluble solids, pH of must, content of phenolic compounds and anthocyanins. For wines, the content of alcohol (ethanol), color, density, total acidity, color index, shade and residual sugar content were evaluated. The results induced by the location of the vineyards and climate do not reduce the efficiency of the phytohormones used in a reduced way. The treatments T2, T3, T4 and T5 showed similar behavior in both harvests; however, treatments using ethephon (V and 15DAC) showed high variability of results in both harvests. It was observed that the application of ethephon at a dose of 200 mg·L<sup>-1</sup> at the time of color change caused early degeneration, sensitivity of the epidermis and rupture of berries still in the ripening stage, in both production cycles. The application of ABA at a concentration of 600 mg·L<sup>-1</sup> induced higher levels of soluble solids in the berries. The wines produced with this treatment showed higher levels of ethanol and intense color. Wines produced with this same treatment also showed a reduction in the tonality and total acidity of musts and wines. Thus, the results obtained in this study showed that the application of ABA 15 days before harvest in the concentration of 600 mg·L<sup>-1</sup> can be a management alternative to increase the levels of phenolic compounds and anthocyanins in wines and grape musts cv. Merlot, grown in the Serra Gaúcha.

**Keywords:** *Vitis vinífera*. Merlot. Quality. Wine.

## LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Estrutura química dos flavanóis (+)-catequina e (-)-epicatequina. Fonte: Vitrac et al. (2002). .....	33
Figura 2 - Estrutura molecular do ácido abscísico, apresentando os isômeros cis (a) e trans (b) do isômero óptico '+'. Fonte: www.biologydiscussion.com (2019).37	37
Figura 3 - Estrutura das moléculas de etefom (A) e de etileno (B). .....	40
Figura 4 – Reação de decomposição etefom (A) em meio alcalino (B), gerando etileno (C), íon cloreto (D) e ácido fosfórico (E). Fonte: adaptado de De Wilde (1971). .....	41
Figura 5 - Controle hormonal do amadurecimento. Adaptado de Antonioli et al. (2003). .....	42
Figura 6 - Compilação dos parâmetros de temperatura (mínima, média e máxima) e precipitação para os meses dos ciclos produtivos estudados referentes às localidades de Campestre da Serra (A) e Antônio Prado (B). Fonte: adaptado de CPTEC, 2019/2020. ....	56
Figura 7 - Círculo de correlações (A,C) e dispersão (B,D) para os parâmetros de qualidade dos vinhos provenientes de uvas Merlot tratadas com etefom e ácido abscísico na safra 2018/2019 (A,B) e 2019/2020 (C,D). .....	71
Figura 8 - Aspecto visual dos cachos e tratados com etefom e S-ABA no momento de virada de coloração (v), comparados à testemunha, nas safras de 2018/2019 e 2019/2020 .....	76

## LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Detalhamento dos tratamentos empregados no presente estudo.	49
Tabela 2 - Diâmetro e massa de cem bagas de uvas Merlot, provenientes de uvas tratadas com etefom e ácido abscísico, nas safras 2018/2019 e 2019/2020....	59
Tabela 3 - Teor de sólidos solúveis, pH do mosto e acidez titulável de uvas Merlot submetidas à aplicação de etefom e ácido abscísico para as safras 2018/2019 e 2019/2020. ....	60
Tabela 4 - Teor de compostos fenólicos e antocianinas no mosto de uvas Merlot submetidas à aplicação de etefom e ácido abscísico para as safras de 2018/2019 e 2019/2020. ....	63
Tabela 5 - Teor de etanol, densidade e acidez titulável de vinhos provenientes de uvas Merlot tratadas com etefom e ácido abscísico, produzidos nas safras 2018/2019 e 2019/2020. ....	67
Tabela 6 - Índice de cor e tonalidade de vinhos provenientes de uvas Merlot tratadas com etefom e ácido abscísico, produzidos nas safras 2018/2019 e 2019/2020. ....	68
Tabela 7 - Coeficientes de correlação de Spearman (R) entre os parâmetros de qualidade dos mostos e vinhos provenientes das uvas tratadas com etefom e S-ABA na safra 2018/2019. ....	74
Tabela 8 - Coeficientes de correlação de Spearman (R) entre os parâmetros de qualidade dos mostos e vinhos provenientes das uvas tratadas com etefom e S-ABA na safra 2019/2020. ....	75

## LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

ABA	ácido Abscísico
AT	acidez titulável
Cfa	clima subtropical com verão quente
Cfb	clima temperado com verão ameno
Csa	clima mediterrânico de verão quente
Csb	clima mediterrânico de verão fresco
g·L <sup>-1</sup>	gramas por litro
IUPAC	União Internacional de Química Pura e Aplicada
°Brix	graus °Brix (gramas por cento de sólidos totais)
°GL	graduação alcoólica de líquidos
pH	potencial hidrogeniônico
ppm	partes por milhão (equivalente a miligramas por litro)
SST	sólidos solúveis totais
% v/v	porcentagem volume por volume

## SUMÁRIO

1.	INTRODUÇÃO.....	14
2.	REVISÃO BIBLIOGRÁFICA .....	16
2.1.	O BRASIL E O MUNDO FRENTE À PRODUÇÃO VITÍCOLA .....	16
2.1.1.	Chegada da videira ao Brasil .....	17
2.1.2.	A viticultura no Rio Grande do Sul .....	18
2.2.	CARACTERÍSTICAS DA FAMÍLIA VITACEAE .....	19
2.2.1.	Exigência climática das videiras.....	21
2.2.2.	Influencia do solo na qualidade das uvas e vinhos .....	24
2.3.	ASPECTOS DA VIDEIRA MERLOT .....	26
2.4.	MATURAÇÃO DAS UVAS .....	27
2.5.	COMPOSIÇÃO QUÍMICA DAS BAGAS .....	28
2.5.1.	Açúcares .....	29
2.5.2.	Ácidos orgânicos.....	30
2.5.3.	Compostos fenólicos.....	31
2.5.4.	Características dos vinhos da cultivar Merlot.....	34
2.5.5.	Características dos vinhos tintos jovens .....	35
2.6.	USO DE REGULADORES VEGETAIS NA VITICULTURA.....	35
2.6.1.	Propriedades químicas, síntese e transporte do ABA e etileno. ..	36
2.7.	Interação entre os hormônios vegetais .....	43
3.	MATERIAL E MÉTODOS .....	46
3.1.	LOCAL DO EXPERIMENTO .....	46
3.2.	MATERIAL VEGETAL.....	47
3.2.1.	Manejo do vinhedo.....	47
3.2.2.	Colheita das uvas.....	48
3.2.3.	Preparação das amostras, mosto e vinificação.....	48

3.3.	DELINEAMENTO EXPERIMENTAL E TRATAMENTOS.....	48
3.3.1.	Tratamentos.....	49
3.3.2.	Volume de calda utilizado e preparo da mesma .....	49
3.4.	AVALIAÇÕES DE PÓS-COLHEITA NA UVA E NO MOSTO.....	50
3.4.1.	Avaliações biofísicas das bagas .....	50
3.4.2.	Avaliação das características de maturação tecnológica.....	50
3.4.3.	Teor de compostos fenólicos totais e antocianinas.....	51
3.5.	ELABORAÇÃO E ANÁLISE DOS VINHOS.....	52
3.5.1.	Elaboração dos vinhos.....	52
3.5.2.	Análise dos vinhos .....	53
3.6.	ANÁLISE ESTATÍSTICA.....	54
4.	RESULTADOS E DISCUSSÃO .....	55
4.1.	CONDIÇÕES EDAFOCLIMÁTICAS NAS SAFRAS .....	55
4.2.	RESULTADOS ENTRE SAFRAS .....	58
4.2.1.	Parâmetros de qualidade das uvas e mostos .....	58
4.2.2.	Parâmetros de qualidade dos vinhos .....	66
4.3.	EFEITO DOS REGULADORES VEGETAIS NA UVA MERLOT .....	75
4.4.	CONSIDERAÇÕES GERAIS .....	78
3	CONCLUSÕES.....	80
	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	81
	APÊNDICE A – DADOS EDAFOCLIMÁTICOS HISTÓRICOS E DOS ANOS DE 2018 E 2019 .....	93
	APÊNDICE B – DADO CLIMÁTICOS REFERENTE AO PERÍODO DO EXPERIMENTO .....	94
	APÊNDICE C – PARÂMETROS DE QUALIDADE DOS SOLOS DOS VINHEDOS.....	95
	APÊNDICE D – CARACTERÍSTICAS FÍSICO-QUÍMICAS DOS VINHOS MERLOT PROVENIENTES DA SERRA GAÚCHA.....	96

## 1. INTRODUÇÃO

A viticultura é uma das atividades agrícolas de maior importância socioeconômica mundial. No Brasil, esta atividade é considerada recente, quando comparada a países produtores tradicionais. Mesmo assim, é uma atividade agrícola geradora de empregos diretos e indiretos, sendo em vinhedos ou cantinas, auxiliando no aumento da renda e diminuindo o êxodo rural, além de estimular e geração e desenvolvimento regiões ricas e consolidadas, como os polos vitícolas (BRASIL, 2016; ZANUS, 2015).

A Serra Gaúcha apresenta características próprias e distintas das demais regiões produtoras do Brasil, permitindo a elaboração de vinhos finos de alta qualidade enológica. A cultivar Merlot, originária da região de Bordeaux, na França, obteve sucesso desde o momento em que foi trazida para a Serra, pela Estação Agrônômica de Porto Alegre, em 1970 juntamente com outras cultivares viníferas. É a segunda vinífera tinta com maior área plantada no estado, sendo superada apenas pela cultivar Cabernet Sauvignon (IBRAVIN, 2018).

A versatilidade agrícola do cultivar, como a adaptação a diversos tipos de solos, bons níveis de maturação devido à precocidade, casca das bagas de média espessura, boa maturação de sementes e cachos não compactados justificam o sucesso da instalação desta casta, podendo ela ser utilizada para fabricação de vinhos para consumo jovem ou de guarda (MIELE; RIZZON, 2009).

No entanto, as condições climáticas que ocorreram no estado nos últimos ciclos produtivos não foram satisfatórias para a qualidade das uvas. Há forte influência do clima no desenvolvimento das culturas agrícolas, sejam frutíferas, hortaliças, oleaginosas ou grãos. Inúmeros são os fatores ambientais e climáticos que podem influenciar na duração dos estágios fenológicos da videira, no desenvolvimento de cachos e na maturação de bagas. Como consequência, a qualidade das uvas e a produtividade das videiras são afetadas. Podem-se citar como principais fatores de influência sobre a cultura da uva a temperatura, a umidade do ar, a precipitação e a radiação solar (GARDIN et al., 2012).

A incidência de chuvas em épocas de maturação, combinada à baixa amplitude térmica no momento de pós-virada de coloração (*verasion*), pode diminuir os índices de maturação desejados, reduzindo a coloração da epiderme e a concentração de compostos como polifenóis e antocianinas em uvas tintas (BURAN et al., 2012).

Como o acúmulo de antocianinas é regulado parcialmente pelo ácido abscísico e pelo etileno, as aplicações exógenas destes reguladores de crescimento podem induzir a um aumento das concentrações de antocianinas e compostos fenólicos nas cascas das uvas, influenciando as características organolépticas e visuais dos vinhos. Quanto mais intensa a cor, mais interessante o produto do ponto de vista funcional, devido à coloração mais escura indicar um maior teor de antocianinas e polifenóis, compostos que apresentam atividade antioxidante e nutracêutica (ABE et al., 2007).

Reguladores vegetais à base de etileno e ácido abscísico simulam os fitormônios que são sintetizados pelas plantas e que possuem relação direta com a síntese de antocianinas (KONDO et al., 2014). Para promover aumento de coloração de bagas, além do uso de ácido abscísico, alguns estudos têm empregado etefom com efeito positivo, porém as concentrações necessárias para que ocorra incremento do teor de pigmentos induzem a uma redução da firmeza dos frutos. Isso ocorre devido ao fato de que a biossíntese de antocianinas ocorre concomitantemente ao amolecimento das bagas, antecipando o momento de colheita (PEPPI; FIDELIBUS; DOKOOZLIAN, 2007).

Atualmente, considera-se que o volume de vinhos tintos produzidos na Serra Gaúcha, onde a cultivar Merlot está inserida, tem uma importante contribuição na economia regional e mesmo estadual. No entanto, pouca informação é encontrada sobre respostas fisiológicas na aplicação de reguladores de crescimento, indicando apenas a importância econômica; porém, os aspectos tecnológicos deste setor não vêm recebendo a devida atenção.

Considerando que é necessário identificar a forma, a época de aplicação e a concentração de cada regulador vegetal para a maturação de uvas viníferas, o presente trabalho teve como objetivo específico avaliar os efeitos da aplicação de diferentes doses de ABA e etefom sobre a maturação da uva Merlot e sua identidade varietal junto à caracterização regional na região da Serra Gaúcha.



## 2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

### 2.1. O BRASIL E O MUNDO FRENTE À PRODUÇÃO VITÍCOLA

Segundo dados da Organização Internacional do Vinho (OIV), os maiores produtores mundiais de uvas e vinhos são, em ordem decrescente: França, Itália, Espanha, Estados Unidos e Austrália. A soma da produtividade de vinhos chega a 220 milhões de hectolitros, em que França e Itália são responsáveis por um terço desta quantia (OIV, 2017).

O Brasil ocupa a 14ª posição no mapa mundial, com produção de 340 milhões de litros (OIV, 2017). A vitivinicultura brasileira é bem consolidada, sendo o Brasil o quinto maior produtor de vinhos do hemisfério sul e o maior produtor de uva da América Latina. A área dedicada à produção vitícola brasileira atual soma aproximadamente 85 mil hectares, com produção de 1,49 milhões de toneladas de uvas para consumo *in natura* e elaboração de vinhos. Segundo o Instituto Brasileiro do Vinho (IBRAVIN), o Brasil produziu, em 2016, 200 milhões de litros de vinho, atingindo, 370 milhões de litros em 2017 (IBRAVIN, 2018).

Em relação à produção vitícola brasileira, estima-se que 77,5% dos vinhedos brasileiros são ocupados por castas tintas e 22,4% são de castas brancas. Observa-se também que 55% das uvas produzidas são destinadas à produção de vinhos, sendo que 86% da totalidade dos vinhos brasileiros são tintos. Ainda, 35% das uvas são consumidas *in natura*, 6% são utilizadas para mostos, 2% para produção de uvas passas e 2% são destinadas para a produção de chás, infusões e essências (EMBRAPA UVA E VINHO, 2016).

Atualmente, a viticultura possui destaque nos estados do Rio Grande do Sul, São Paulo, Santa Catarina, Minas Gerais, Bahia e Pernambuco, sendo dividida principalmente em seis regiões. A região correspondente ao estado do Rio Grande do Sul está dividida nas regiões vitícolas da Serra Gaúcha, Campanha, Serra do Sudeste e Campos de Cima da Serra; a região de Santa Catarina corresponde ao Planalto Catarinense; a região Nordeste do país corresponde ao Vale do São Francisco (IBRAVIN, 2018).

O estado do Rio Grande do Sul é responsável por aproximadamente 90% da produção nacional de uvas para processamento, cultivando 138 variedades, considerando as espécies americanas e europeias (EMBRAPA UVA E VINHO, 2016).

### 2.1.1. Chegada da videira ao Brasil

As primeiras videiras trazidas para o Brasil chegaram por meio dos exploradores portugueses, em 1532. Martim Afonso de Souza, fundador da cidade de Santos (SP), trouxe consigo o primeiro cultivar. Por décadas, as decepções dos imigrantes na tentativa de cultivar cepas europeias acabaram por dar espaço ao cultivo de uvas americanas (PIEROZAN; MANFIO, 2016).

No Rio Grande do Sul, as videiras chegaram ao ano de 1742, com os colonizadores açorianos e madeirenses radicados em Rio Grande e Porto Alegre. Embora houvesse a necessidade da produção de vinhos para confraternizações e missas, a dificuldade na adaptação dos cultivares viníferos impediu a disseminação da vitivinicultura. Em 1840, a introdução da variedade americana Isabel, por Thomas Master, na Ilha dos Marinheiros, obteve grande sucesso devido à alta resistência e rusticidade, fazendo com que estas fossem instaladas, em preferência, nas regiões onde as cepas europeias não se desenvolviam, como São Leopoldo, habitada por alemães (ABE et al., 2007).

Em 1875, com a chegada dos imigrantes italianos, além do hábito de consumo de vinhos, os viajantes trouxeram consigo cepas de uvas europeias da região do Vêneto. No entanto, a tentativa de introdução de cultivares europeias na região foi outra vez malograda devido ao ataque de doenças fúngicas, que não eram comuns em sua região de origem. Contudo, a colonização italiana, que passava pela cidade de São Leopoldo, negociava com os alemães as mudas de videiras estabelecidas. Ganhando força, a cultivar Isabel (*V. vinífera* x *V. labrusca*) passou a ser implantada na encosta Superior do Nordeste, permitindo a continuidade da produção de uvas e vinhos (PIEROZAN; MANFIO, 2016).

Por volta de 1970, chegaram ao Brasil empresas estrangeiras de grande potencial vitícola, como Cinzano, Martini & Rossi, Moët & Chandon e Almadém, restabelecendo a confiança nas uvas europeias, trazendo consigo novas técnicas agrícolas, modificando o sistema de plantio de latada para espaldeira, iniciando e consolidando a produção nacional de uvas finas (IBRAVIN, 2018).

Algumas variedades ainda estão sendo avaliadas nas diversas regiões brasileiras, devido à baixa adaptabilidade. Com o retorno de cultivares como as Merlot e Riesling, iniciam os primeiros vinhos varietais no País (IBRAVIN, 2018).

### 2.1.2. A viticultura no Rio Grande do Sul

O Rio Grande do Sul, apesar de apresentar clima subtropical (Cfa e Cfb, conforme a classificação climática de Köppen), também apresenta invernos rigorosos, verões brandos e grande amplitude térmica, similares às condições do sul europeu, especialmente o mediterrâneo. Apesar disso, os primeiros viticultores, em sua maioria de origem italiana, depararam-se com clima parecido com o de seu país de origem, visto que o regime de chuvas é maior no Rio Grande do Sul ( $1.790 \text{ mm}\cdot\text{ano}^{-1}$ ) em relação à região do Vêneto, na Itália, onde a precipitação média anual é de  $1.049 \text{ mm}\cdot\text{ano}^{-1}$ . Além disso, a temperatura média na Itália é de  $25,6 \text{ }^\circ\text{C}$ , esta no RS é menor ( $20,5 \text{ }^\circ\text{C}$ ). Em ambos os países, as secas ocorrem frequentemente no verão, e as chuvas no inverno. O clima do norte italiano é classificado como Csa (clima de verão quente e seco) e Csb (clima de verão fresco), de acordo com Köppen e Geiger (CLIMATE, 2020). Apesar das diferenças climáticas que dificultavam a introdução do cultivo de videiras europeias na Serra Gaúcha, ainda havia esperança, uma vez que as terras brasileiras são mais férteis do que as terras europeias (ZANINI, 2005).

A região Sul do Brasil se destaca, principalmente, pelo cultivo de uvas destinadas à produção de vinhos, espumantes e mostos. Atualmente, no estado do Rio Grande do Sul, 161 municípios têm produção de uvas como principal fonte de renda (IBRAVIN, 2018).

O setor está presente em 28 das 35 microrregiões do estado, sendo a da Serra Gaúcha a mais expressiva. Esta também é conhecida como Região da Uva e Vinho, sendo uma rota turística brasileira, englobando os municípios com maior produção de uvas e vinhos do país, condição esta que transformou a região em um dos principais polos turísticos do estado. Nesta microrregião há o predomínio da agricultura familiar, que corresponde a 80,3% da área cultivada no estado, com 83 vinícolas de pequeno e grande porte (IBGE, 2018).

A Região da Serra Gaúcha é composta por 47 municípios, sendo que 16 possuem a viticultura como atividade principal, que são Antônio Prado, Bento Gonçalves, Campestre da Serra, Carlos Barbosa, Caxias do Sul, Farroupilha, Flores da Cunha, Garibaldi, Guaporé, Monte Belo do Sul, Nova Bassano, Nova Pádua, Nova Prata, Nova Roma do Sul, Pinto Bandeira e São Marcos. Nesta área são produzidas 77,4% das variedades americanas e 59,0% das uvas viníferas presentes no estado

(IBGE, 2018), instalados em 14.417 propriedades rurais, cuja área de cultivo de videiras é de 32.305 ha (MELLO, 2017).

São cultivadas no estado 143 cepas diferentes de videiras, 99 destas são viníferas, em que 29 variedades representam 95% da área cultivada, conhecidas como uvas europeias. Dentre elas, as mais comuns são Cabernet Franc, Cabernet Sauvignon, Merlot, Carmenère, Chardonnay Moscato e Sauvignon Blanc. Para as uvas americanas e híbridas, destacam-se os cultivares Bordô, Concord, Isabel, Niágara Branca e Niágara Rosada (EMBRAPA, 2016).

O volume de vinhos produzidos na safra de 2018 foi de 417,75 milhões de litros, sendo que 38,71 milhões destes foram produzidos a partir de uvas viníferas, 218,38 milhões de litros a partir de uvas comuns e 160,67 milhões de quilogramas de uvas foram destinados para a produção de derivados de uva e vinho (IBRAVIN, 2018). Para a região de estudo em questão, a cidade de Bento Gonçalves se destaca, com área de 6.195 ha de vinhedo estabelecido, seguido por Flores da Cunha com 5.034 ha, Caxias do Sul com 4.020 ha, Farroupilha com 3.800 ha, Garibaldi com 2.400 ha, Monte Belo do Sul com 2.300 ha, Nova Pádua com 1.600 ha, Antônio Prado com 1.500 ha, Cotiporã com 1.180 ha e São Marcos com 1.130 ha (IBGE, 2018).

## 2.2. CARACTERÍSTICAS DA FAMÍLIA VITACEAE

A videira é uma planta do gênero *Vitis*, pertencente à família botânica *Vitaceae*. Alguns pesquisadores acreditam que essa videira seja nativa da região do Cáucaso, que corresponde ao noroeste da Turquia, norte do Irã e Iraque, Azerbaijão e Geórgia. Ao ser levada nas excursões de desbravamento pelos historiadores, houve difusão e miscigenação de cultivares por diversas regiões do mundo, originando híbridos naturais. Sua difusão ocorreu em duas principais direções, uma américo-asiática e outra euroasiática, originando as espécies de videira chamadas *Vitis labrusca* L. e *Vitis vinifera* L. Acredita-se que a videira foi se diversificando por meio de mutações somáticas ou por plantas originárias de sementes, adquirindo diversas formas e variações; com isso, estima-se que o gênero *Vitis* apresente aproximadamente 17 mil variedades (JACKSON, 2008).

A videira possui forma arbustiva, com habito trepador e caule sarmentoso, pertencendo à divisão Magnoliophyta e ao gênero *Vitis*, dividido em dois subgêneros, *Euvitis* ( $2n = 38$ ), com 46 espécies, e *Muscadinia* ( $2n = 40$ ), com três espécies, agrupadas de acordo com sua morfologia e origem geográfica (LEÃO; BORGES,

2009). As plantas apresentam raiz, caule, folhas, flores e frutos; estes, normalmente, apresentam de uma a quatro sementes. Sua inflorescência é formada pela união de várias flores, seus frutos são chamados de bagas e estas formam o cacho. A maioria das espécies realiza autopolinização, podendo ser entomófila ou anemófila (LEÃO, 2009).

Apesar de diversas espécies de videiras americanas serem resistentes à filoxera, apenas as que apresentavam facilidade de pega na enxertia, formação de raízes a partir de estacas dormentes e proteção contra filoxera, eram utilizadas como porta-enxerto, sendo as espécies *V. riparia* e *V. rupestris* as mais empregadas. No entanto, a sensibilidade a solos com alto teor de calcário causava clorose nas variedades de copa, surgindo à hibridização de porta-enxertos para contornar este problema (KELLER, 2010).

A partir dessa descoberta, os melhoristas passaram a realizar hibridizações, incorporando o gênero *Vitis*, ou híbridos resultantes entre espécies. Atualmente, a maioria da porta-enxertos são resultados da hibridização de três espécies: *V. riparia*, *V. rupestris* e *V. berlandieri*, híbridos simples - 101-14 Mgt, 3309 Couderc, SO4 e Paulsen 1103 - e híbridos de múltiplas espécies, sendo obtidos pelo cruzamento de *V. riparia*, *V. rupestris* e *V. berlandieri*, as espécies *V. rotundifolia*, *V. candicans*, *V. cinerea* e *V. cordifolia* (DRY, 2007).

O porta-enxerto Paulsen 1103 é muito utilizado na região da Serra Gaúcha por ser resistente à filoxera, por apresentar alto vigor e possuir ciclo vegetativo longo, que retarda a maturação dos frutos, permitindo que amadureçam lentamente, além de possuir sistema radicular profundo e desenvolvido. Também apresenta eficiência no uso de água e boa resistência à seca (DRY, 2007).

Cerca de 90 a 95% da constituição da videira é formada por carbono (C), hidrogênio (H) e oxigênio (O); estes constituintes são oriundos da água e do ar. Por sua vez, o solo contribui com cerca de 10% na constituição das plantas, fornecendo elementos para seu crescimento, desenvolvimento e produção, sendo o componente mais fácil para a modificação da fertilidade física, química e biológica (TECCHIO, 2005).

Os elementos considerados essenciais para a sobrevivência das videiras são distribuídos em dois grandes grupos: macronutrientes (N, P, K, Ca, Mg), onde a quantidade exigida é medida em quilogramas por hectare e os micronutrientes (S, Fe,

Cu, Zn, Mn, B, Al), onde as quantidades exigidas são mensuradas em gramas por hectare (TERRA, 2003).

### **2.2.1. Exigência climática das videiras**

O clima é um dos principais elementos que influenciam na adaptação e produção de uvas, seja em seu potencial vegetativo, comportamento fitossanitário ou na qualidade dos frutos (MOURA et al., 2009).

O conhecimento por parte dos viticultores do estágio fenológico é uma das etapas mais importantes para obter o sucesso esperado. Este possibilita a racionalização e otimização das práticas culturais desde a poda até à colheita. Para isto, deve-se conhecer a duração dos diferentes estágios fenológicos, que variam de acordo com o cultivar, forma de condução das vinhas, clima predominante e localização geográfica; estes estão relacionados à capacidade produtiva das plantas (BRIGHENTI et al., 2013).

A videira necessita de constante energia, expressa em graus-dia, que é a diferença acumulada entre a temperatura média ambiental e a temperatura base, onde não ocorre o desenvolvimento da planta, que corresponde à temperatura de 10 °C. O emprego desta metodologia possibilita o planejamento do calendário de manejo, podendo calcular épocas de poda e colheita, evitando janelas de incidência de doenças e evitando que a época de floração seja condizente com o período de chuvas (PEDRO JÚNIOR; SENTELHAS, 2003).

Caso o período de chuvas coincida com temperaturas elevadas, há possibilidade de as plantas estarem mais susceptíveis a ataque fúngico, dificultando a fecundação das flores e o incremento de coloração nas bagas. Esta combinação climática também pode induzir ruptura de bagas e podridão, além da perda de qualidade no mosto e, subsequentemente, dos vinhos (SENTELHAS, 1998).

As videiras adaptam-se desde regiões semiáridas (regime pluviométrico de até 200 mm·ano<sup>-1</sup>) até regiões com precipitação anual maior que 1.000 mm. A necessidade hídrica das videiras para brotação até o início da floração é de 94 mm, da floração à fecundação é de 25 mm, da fecundação ao início do amadurecimento é de 135 mm e do amadurecimento ao final da maturação é de 130 mm, totalizando 384 mm em seu ciclo (MANICA; POMMER, 2006).

As condições climáticas apresentadas em cada região influenciam na fisiologia da planta de forma direta, tanto em seu desenvolvimento vegetativo quanto em seu

produto final. O sabor e aroma do vinho em determinada localização é resultado da influência do clima, intensidade luminosa, precipitação, posição solar, nutrição de solo e altitude, sendo conhecido como *terroir*. Os fatores ambientais agem diretamente nas fases de desenvolvimento, crescimento, maturação de cachos, qualidade das bagas e na vinificação (FIORILLO et al. 2012; MARIANI, 2012).

Para a brotação uniforme das videiras, necessita-se de 50 a 400 h cuja temperatura fique abaixo de 7,2 °C, conhecido como 'horas de frio'. Este fator determina a saída do período de endodormência. A falta desse acumulado de temperaturas baixas influencia negativamente na brotação das gemas, ocasionando desuniformidade de polinização e desenvolvimento, afetando diretamente a maturação (DOKOOZLIAN, 1999).

Para o início do desenvolvimento vegetativo, na primavera, a temperatura média de 10 °C é considerada aceitável para o início da brotação, acentuando-se a 18 °C no período de floração. Porém, alta incidência solar e baixa umidade devem ser constantes. Para o início do verão, onde a frutificação e o desenvolvimento de bagas iniciam, a atividade fotossintética atinge sua eficiência máxima na faixa de 20-25 °C; temperaturas acima de 35 °C são consideradas excessivas (EMBRAPA, 2006).

Para os meses de janeiro e fevereiro, quando as temperaturas diurnas são amenas, a maturação é mais lenta, favorecendo a qualidade do vinho. Além disso, noites com temperaturas amenas, em torno de 15 °C, favorecem o acúmulo de polifenóis nos cultivares do tipo tinto e incrementa o aroma nas uvas brancas. Quando as temperaturas são elevadas durante o período diurno, especialmente por longos períodos, a acidez das bagas é reduzida, incrementando os teores de açúcares; esta relação de temperatura diurno-noturna é chamada de amplitude térmica, um dos fatores responsáveis pela qualidade das uvas (EMBRAPA, 2006).

A videira, sendo uma planta heliófila, ou seja, apresentando alta demanda de insolação, quando submetida à falta de luz, desenvolve problemas durante a floração e a maturação, influenciando negativamente a produção de vinhos para guarda. Quanto à radiação e à insolação, as videiras necessitam de alta luminosidade para concluir o processo fotossintético, finalizando a composição química das uvas. Anos de maior insolação produzem vinhos de melhor qualidade, devido ao fato de os teores de açúcares e acidez serem balanceados. No entanto, elevada insolação, aliada ao calor intenso durante o final do ciclo produtivo, é considerada prejudicial, pois provoca estresse na planta (PEDRO JÚNIOR; SENTELHAS, 2003).

A coloração das bagas e o acúmulo de açúcar também são dependentes do total de horas de insolação durante o período vegetativo; a faixa ideal se situa em torno de 1200-1400 h. Por exemplo, para uma concentração de 24 °Brix, cerca de 4 °Brix são formados pelas reservas da planta, os outros 20 °Brix são sintetizados nas folhas pela ação da luz solar no período de maturação das bagas. Mesmo em verões chuvosos, quando há altos índices de insolação na metade final do período de maturação e na época da colheita, os teores de açúcares se tornam satisfatórios, uniformizando e reduzindo a intensidade da podridão das uvas (MANICA; POMMER, 2006).

O estresse hídrico controlado é favorável na sanidade das bagas, produzindo vinhos de excelente qualidade devido a alterações na cor e sabor; no entanto, como citado anteriormente, diminui a produtividade e compromete o volume da safra. Já o excesso de água incrementa o crescimento vegetativo, incidência de doenças, disseminação de patógenos e diminui a qualidade das bagas quando ocorre na época de floração e de colheita ou quando ofertada por aspersão (RODRIGUES; SANTOS; RODRIGUES, 2008).

Em contrapartida, a seca pode alterar a qualidade dos vinhos, não somente pela diminuição da água ofertada à planta, mas pela combinação de altas temperaturas diurnas e temperaturas amenas noturnas, que auxiliam na transformação de carboidratos em açúcares. Assim, a restrição hídrica surge como estratégia potencial para aperfeiçoar a irrigação em cada variedade, visto que esse fator acarreta diminuição da produtividade quando ocasionada na floração, crescimento e enchimento de bagas (CHAVES et al., 2007).

Segundo Fidelibus e Peppi (2006), devido à oscilação de temperatura, é comum a ocorrência de problemas como coloração inadequada nas bagas de uvas tintas, que é ativada pela presença de antocianinas nas cascas, influenciada diretamente pela amplitude térmica e pela radiação solar. Alguns fatores influenciam a estabilidade das antocianinas e a estrutura das bagas, como o pH, insolação, temperatura e degradação enzimática.

A deficiência de coloração das bagas vermelhas e rosáceas reduz o valor econômico de uvas de mesa e prejudica a elaboração de vinhos tintos (PEPPI; FIDELIBU; DOKOOZLIAN, 2007). Para diminuir os prejuízos causados pelo clima, estudos demonstram que a desfolha, visando promover maior luminosidade no vinhedo, a redução de carga na planta com a retirada de ramos indesejados ou mal posicionados e a eliminação de cachos pequenos ou deformados podem aumentar a



qualidade das uvas. No entanto, estas são práticas na maioria das vezes insuficientes para promover incremento de coloração das bagas (DOMINGUES NETO et al., 2017a).

Outros fatores também apresentam influência sobre a qualidade dos vinhos, embora em menor intensidade. Quanto maior a umidade relativa do ar, maior o favorecimento de ataques fúngicos, ao mesmo tempo em que favorece o desenvolvimento vegetativo das videiras. Relativo aos ventos, brisa leve é favorável em períodos de floração, porque facilita a dispersão do pólen; ventos muito intensos danificam os ramos. A declividade e exposição solar trazem consigo diferentes situações, em maiores declividades os solos são menos férteis e a qualidade das uvas são melhores devido à insolação de sol leste. Quando analisados individualmente, esses fatores não ofertam efeitos significativos na qualidade das uvas, porém o conjunto destes evidencia as características organolépticas e *terroir* das videiras, promovendo frutos mais doces, menos ácidos e de maturação uniforme (CHAVES et al., 2007).

Na safra de 2015/2016, a perda de produtividade chegou a 57% quando comparado à de 2014/2015. Segundo o IBRAVIN (2018), no ano de 2016 foram colhidas 302,2 mil toneladas de uvas no Rio Grande do Sul, em relação a 2015, quando a safra foi de 702,9 mil toneladas. A principal causa desta quebra histórica, considerada a maior dos últimos 50 anos, foi uma sucessão de fatores climáticos: temperaturas elevadas durante o inverno, geadas no início da primavera e excesso de chuvas durante a floração, o que potencializa a incidência de doenças fúngicas, reduz a polinização, acarreta menor número de bagas e menor qualidade dos cachos colhidos (CALIARI, 2016).

Segundo Rizzon e Miele (2003), na Serra Gaúcha, algumas safras são caracterizadas pela colheita em estágio menos avançado de maturação, devido à ocorrência de excesso de precipitação no período de maturação, fato este que favorece o desenvolvimento de doenças fúngicas nos cachos. Segundo Mota et al. (2008), o ciclo produtivo médio para a região da Serra Gaúcha é de 150 a 160 dias pós-brotação; já para a região de Bordeaux (França), o ciclo varia entre 175 e 200 dias após o início da brotação.

### **2.2.2. Influencia do solo na qualidade das uvas e vinhos**

O solo sustenta as vinhas, fornecendo água e nutrientes minerais e regulando a influencia climática para seu desenvolvimento. Este é composto por diferentes

camadas horizontais o que afeta diretamente o desenvolvimento do sistema radicular por não ser homogêneo. As camadas superficiais são ricas em matéria orgânica, já as camadas profundas são ricas em compostos minerais (TERRA et al., 2003).

Entre os principais tipos de solos considerados aptos à fruticultura estão o aluvial, arenoso, argiloso, calcário, granítico, pedregoso, sílex, terra rossa, vulcânico e xistoso, onde cada um contribui de uma forma, caracterizando os vinhos ali produzidos (GÓMEZ-MIGUEL, 1999).

A diferenciação nas características dos solos que influenciam os vinhos é dada pela forma com que há retenção de água e calor no solo, podendo retardar ou antecipar a maturação das uvas, acarretando maior ou menor acidez no mosto. Uma mesma variedade comporta-se de forma diferente em solos diferentes como, por exemplo, amadurecendo mais cedo quando cultivadas em solos arenosos do que quando comparadas a solos argilosos (TONIETTO; FLORES, 2004).

Comumente as vinhas tendem a produzir melhores vinhos em solos do tipo calcário, xisto e granito por serem pobres em nutrientes, oferecem pouca resistência ao desenvolvimento das raízes, refletem melhor a luz solar e armazenando o calor absorvido durante o dia para ser usado à noite, o que favorece os vinhos brancos estruturados e complexos. Além disto, os solos com pH básicos, próximos a 7, possuem carência ou deficiência na disponibilidade de nutrientes como boro, zinco e manganês. Os solos muito ácidos, por sua vez, dificultam a absorção de nitrogênio, fósforo e potássio, necessários para incremento de vigor nas plantas. Solos de ardósia são ideais para produção de vinhos leves e aromáticos. Já os solos argilosos favorecem o acúmulo de água no solo, sendo indicado apenas para vinhos brancos doces. Solos vulcânicos, que apresentam grande teor de minerais diversos, são ideais para vinhos tintos encorpados e com aromas minerais intensos (FLORES et al., 2007).

O solo na Serra Gaúcha é caracterizado como basáltico argiloso, com característica de drenagem lenta das águas, menor aeração e pouca retenção de calor devido à maior porosidade, o que originaria vinhos de intensa coloração, boa concentração de compostos fenólicos e acidez levemente elevada devido à maturação lenta ocasionada pelo solo e noites frias (REINERT; REICHERT, 2006).

Para produção de uvas e vinhos de qualidade, há necessidade de interação entre vários fatores do meio e da atividade humana na produção e transformação de uvas e vinhos. Na definição dos solos, considera-se o resultado entre o clima e seres vivos que envolvem um tipo de rocha por certo tempo em determinado relevo, atuando

como regulador de elementos através de propriedades como granulometria, porosidade, espessura, capacidade de retenção, extração e evaporação de água (TONIETTO; FLORES, 2004).

A textura de solos ou granulometria é relacionada às propriedades químico-físicas, estadas sanitárias, temperatura e regime hídrico. Para isto, os solos devem ser caracterizados como profundo e com boa capacidade de retenção das águas devido ao desenvolvimento das videiras ocorrer melhor em solos de textura média, soltos e bem drenados. A pedregosidade, por sua vez, regula a umidade e temperatura do solo, melhorando a infiltração hídrica. Se solo possui maior ou menor permeabilidade e fertilidade, as características irão refletir na qualidade dos frutos e no caráter final dos vinhos (GÓMEZ-MIGUEL, 1999).

Melhores produtividades são obtidas em solos pobres e menos profundos devido ao sistema radicular ser raso, dificilmente ultrapassando 1,20 m, sendo que as raízes responsáveis pela nutrição se encontrarem entre 20 e 60 cm de profundidade. Sabe-se que, quanto maior o teor de matéria orgânica, menos recomendável para viticultura o solo se torna (FLORES et al., 2007).

### 2.3. ASPECTOS DA VIDEIRA MERLOT

A uva Merlot está entre as quatro cultivares viníferas consagradas como clássicas, junto a Cabernet Sauvignon, Pinot Noir e Syrah, sendo estas as variedades mais cultivadas mundialmente (CAMARGO, 2017). A maior escala de produção brasileira é encontrada nos estados do Rio Grande do Sul e de Santa Catarina devido à melhor adaptação a solos onde a argila é predominante. A cultivar Merlot uma cepa sensível a doenças e podridão, não tolera geada forte com solo seco; no entanto, se houver umidade, pouco ou nenhum dano é percebido (INFOVINI, 2008).

A cultivar Merlot apresenta folhas pequenas, pentalobadas e cuneiformes e seio peciolar em forma de “U” pouco fechado. Seus cachos são médios ou pequenos, cônicos, alados, compactos, apresentando pedúnculos longos, lenhosos e finos, bagas médias e esféricas. A baga possui diâmetro médio de 13,1 mm e massa média de 1,61 g, classificada como pequena. Normalmente são encontradas 122 bagas na formação de um cacho e estas apresentam resistência ao se desprender. As bagas possuem coloração preto-azulada a azul-violácea, com pele bastante fina; normalmente ocorre a formação de 2-3 sementes piriformes e grandes, com polpa mole, mostos, sabor e

aroma que remetem a frutas pretas. As uvas Merlot apresentam baixo nível de taninos e acidez e elevado teor de sólidos solúveis (SOUZA, 2002).

A constituição do ráquis apresenta massa média de 5,5 g, aproximadamente 3,5% da massa total do cacho. As sementes são responsáveis por 3,5% da massa das bagas (CASTINO, 1992).

#### 2.4. MATURAÇÃO DAS UVAS

A uva é um fruto não climatérico (o processo de maturação/amadurecimento cessa no momento da colheita), apresentando baixa taxa respiratória. Desta forma, os teores de açúcares e ácidos orgânicos (principalmente ácido tartárico) permanecem inalterados após a colheita (MANICA; POMMER, 2006).

O desenvolvimento das bagas está dividido em três fases. Na fase I, ocorre o crescimento das sementes, expansão do volume das bagas e acúmulo de solutos. Na fase II, intensifica-se o amadurecimento da semente, iniciando a síntese de açúcar, perda de clorofila e início da mudança de cor da baga. A fase III é caracterizada pela ocorrência da virada de coloração, que corresponde à mudança de coloração da epiderme, diminuição da acidez, aumento do pH da polpa da baga e acúmulo de açúcares, como a frutose e a glicose (MULLINS, 2007).

A maturação de uvas abrange o período entre o início da mudança de coloração das bagas até colheita dos cachos. Essa época é variável e sua duração depende do clima, da região e do cultivar, sendo que esse momento altera geralmente entre 30 a 80 dias (MOTTA, 2006). Neste espaço de tempo, diversos processos fisiológicos e bioquímicos ocorrem na planta e nos frutos, sendo influenciados por fatores genéticos, ambientais e nutricionais (RYBEREAU-GAYON, 2006).

A maturação ocorre no momento em que não há mais síntese significativa de açúcares e nem decréscimo do teor de acidez. Essa flutuação nos teores de ácidos e açúcares ocorre devido à diluição do mosto e dessecação das bagas, podendo ser ocasionado pela ocorrência de chuvas no final da maturação ou pela ocorrência de estiagens prolongadas (MOTA et al., 2006).

Segundo Rybereau-Gayon (2006), as bagas perdem a consistência firme quando iniciam o processo de coloração. Em uvas brancas, a coloração verde passa a amarelo pela produção de flavonoides; em uvas tintas, a cor verde evolui para vermelho-violáceo, devido à síntese de antocianinas.

Para Bonghi et al. (2012), a maturação das uvas pode ser monitorada pela variação dos teores de açúcares e de ácidos orgânicos presentes na polpa das bagas, estabelecendo assim, a maturação tecnológica. Já a maturação fenólica, considerada como ponto ideal de colheita, ocorre quando as bagas apresentam concentrações elevadas de antocianinas, responsáveis pela cor e pela estrutura dos vinhos.

A exposição dos cachos a radiação solar está relacionada a um maior acúmulo de sólidos solúveis, sendo este o fenômeno mais importante da maturação para uvas devido à transformação dos açúcares em álcool quando processadas para obtenção de vinho (MOURA; TEIXEIRA; SOARES, 2009).

Para que ocorra aumento do teor de sólidos solúveis nas bagas, é necessário que os cachos sejam expostos à radiação solar (MOURA; TEIXEIRA; SOARES, 2009). Contudo, Abe et al. (2007) afirmam que o acúmulo de açúcares é o maior fenômeno da maturação, não somente pela quantidade de álcool que destes deriva, mas também porque são o ponto de partida para a síntese de outros compostos, como antocianinas e polifenóis.

A fase fenológica de maturação está intimamente relacionada ao ácido abscísico. Ao contrário de hormônios de crescimento, que atuam no início do desenvolvimento das gemas, ramos e cachos, o ABA atua na fase final da curva de crescimento da baga, com início de acúmulo de pigmentos na casca, inibindo o processo mitótico, o que auxilia na transformação do amido em sólidos solúveis (PIRES et al., 2001; MAIA; CAMARGO 2012).

À medida que os frutos se desenvolvem, o teor de açúcares aumenta, dependendo diretamente da área foliar fotossinteticamente ativa, utilização da energia para manutenção do metabolismo da planta e da translocação dos fotoassimilados para os cachos. Para determinar o ponto de colheita, o teor de sólidos solúveis é analisado, sendo que os açúcares representam cerca de 90% deste índice (MALINOVSKI, 2013).

Devido à variabilidade genética, Dai et al. (2011) afirmam que há grande variabilidade na concentração de sólidos solúveis em *V. vinifera*, brancas ou tintas, e até mesmo entre cultivares, cujos teores podem variar de 18,7 a 27,0 °Brix.

## 2.5. COMPOSIÇÃO QUÍMICA DAS BAGAS

A baga é formada pela semente, polpa e casca, cada qual contribuindo de forma distinta para as características dos vinhos. A semente, que representa cerca de 4% da

massa total da baga, contribui na adstringência e no amargor do produto final por meio das procianidinas. Já a polpa, que corresponde a aproximadamente 78% da massa das bagas, é composta por água, açúcares, ácidos orgânicos, cátions minerais, compostos nitrogenados, substâncias pécticas e compostos fenólicos não flavonoides, que são incorporados ao vinho durante a vinificação. A casca representa de 5 a 10% da massa total da baga, sendo responsável pela cor, sabor e aroma; esta é composta por fibras, flavonoides, compostos fenólicos, antocianinas (uvas tintas) e resveratrol (MALINOVSKI, 2013).

### **2.5.1. Açúcares**

O sabor da uva é o resultado da concentração e combinação de açúcares, ácidos, taninos e compostos aromáticos como ésteres e álcoois. A mistura de todos estes componentes em concentrações diversas é que irá conferir o equilíbrio gustativo dos vinhos (MANFROI et al., 2004).

Os açúcares predominantes na uva são a glicose e a frutose. No início da maturação há predominância da glicose, no entanto, conforme aumenta a maturação da baga, a relação glicose/frutose diminui, até que os teores de ambos os açúcares sejam aproximadamente equivalentes (FAVERO, 2007).

Os açúcares são importantes na síntese de ácidos orgânicos, compostos aromáticos e fenólicos, além de serem fundamentais para a produção de álcool durante a fermentação dos mostos para fabricação de vinhos (DAI et al., 2011).

O teor de sólidos solúveis encontrado na baga é bastante variável, cujos valores podem mudar entre 18,7 a 27,0 °Brix, dependendo do cultivar. Esse parâmetro influencia diretamente na fermentação alcoólica, que transforma os açúcares em etanol (álcool etílico). Dessa forma, para que se obtenha 10,7 °GL de álcool potencial no vinho é necessário que as uvas apresentem um teor de sólidos solúveis mínimo de 18 °Brix (RYBEREAU-GAYON, 2006). Fatores ambientais e hormonais interferem na síntese de açúcares nas bagas, tais como a radiação solar, temperatura e disponibilidade hídrica. Segundo Watson (2003), o potencial alcoólico de um vinho pode ser calculado a partir do teor de sólidos solúveis totais, multiplicando-o por 0,55 para uvas tintas e por 0,60 para uvas brancas.

Rizzon e Miele (2006) descrevem que o acúmulo de açúcares nas bagas é dependente da fotossíntese e da importação de sacarose das folhas, posteriormente hidrolisadas em glicose e frutose nas bagas. No início da maturação, o baixo teor de

sólidos solúveis é dado pelos altos teores de ácidos orgânicos; este diminui com o amadurecimento das bagas ao passo que ocorre o aumento do teor de açúcares em decorrência da degradação dos ácidos tartáricos e málico.

Segundo Borghezán et al. (2011a), os açúcares são os principais constituintes dos sólidos solúveis presentes no mosto das uvas. Porém, durante a formação das bagas, parte destes carboidratos é metabolizada para a produção de energia, gerando novo acúmulo de açúcares novamente no início da maturação, concentrados nas células. Contudo, Gris et al. (2010) afirma que a faixa mais adequada de sólidos solúveis para vinhos tintos de qualidade é de 19 a 25 °Brix.

Na fermentação alcoólica, as leveduras presentes no mosto, sejam elas indígenas ou cultivadas em laboratório, transformam os açúcares do mosto em álcool etílico e gás carbônico. Os açúcares fermentáveis (glicose e frutose) são consumidos pelas leveduras; a sacarose somente é fermentável se esta sofrer primeiramente hidrólise química ou enzimática, gerando frutose e glicose, que são substratos para o processo fermentativo (FAVERO, 2007).

### **2.5.2. Ácidos orgânicos**

Os ácidos orgânicos presentes no mosto das bagas e vinhos são principalmente encontrados na película da uva. Estes contribuem de forma determinante na estabilidade microbiológica, físico-química e sensorial dos vinhos. Acredita-se que, depois da água e dos açúcares, os ácidos são os componentes em maior quantidade na baga de uva, quando madura (RYBEREAU-GAYON, 2006).

Os ácidos orgânicos são os compostos que conferem acidez à uva em sua fase de maturação; os ácidos tartárico e málico representam 90% da acidez total, enquanto que o ácido cítrico representa de 5 a 10%. O teor de acidez presente nas bagas diminui com o aumento do teor de açúcares na fase de maturação. A baixa nos teores de acidez ocorre devido à diluição dos ácidos pela entrada de água nas bagas e pela troca respiratória, em que as principais trocas ocorrem com os ácidos málico e tartárico, variando entre 5 e 9 g·L<sup>-1</sup> para a região Sul do Brasil (CONDE et al., 2007).

O ácido tartárico possui grande importância enológica por formar dois sais que são pouco solúveis: o bitartarato de potássio e o tartarato neutro de cálcio. Ambos podem afetar o pH e a acidez total dos vinhos. O ácido málico pode ser considerado um ácido fraco devido à sua concentração diminuir com a maturação das uvas, alcançando um teor mais baixo no pico do amadurecimento; isto ocorre pelo ácido

málico estar diretamente ligado à síntese de glicose na uva (RYBEREAU-GAYON, 2006).

Além da acidez do mosto influenciar a estabilidade e coloração dos vinhos, este componente é o que mais sofre influência de fatores naturais, como clima e solo por considerar todos os ácidos minerais, orgânicos e aminoácidos. Quando as uvas estão no final da maturação, é improvável prever a acidez que o vinho apresentará a partir deste mosto porque uma fração dos ácidos orgânicos é utilizada pelas leveduras e bactérias lácticas, que conferem a qualidade da fermentação malolática. Estes, por sua vez produzem ácidos, como o ácido succínico, que além de aumentar a graduação alcóolica, tornam os sais menos solúveis. Porém, pode ocorrer a formação de tartarato monopotássico, momento em que sua cristalização diminui a acidez total do vinho (FAVERO, 2007).

A acidez total dos mostos e vinhos leva em consideração todos os ácidos que compõem a amostra. A participação de cada ácido é determinada pelo caráter mais ou menos forte, sendo definido pela constante de dissociação e pelo grau de salificação. A acidez titulável e o pH podem ser alterados conforme os teores de potássio das uvas/mostos devido à insolubilização do ácido tartárico sob a forma de seus sais (CONDE et al., 2007).

O pH das uvas depende da força e da concentração dos ácidos orgânicos, especialmente na presença de potássio. Vinhos com pH elevado são mais susceptíveis a alterações oxidativas e microbiológicas devido ao teor de dióxido de enxofre dissolvido ser menor (MANFROI et al., 2004).

### **2.5.3. Compostos fenólicos**

A uva é considerada como um alimento de grande valor nutracêutico devido à presença de compostos fenólicos, que possuem característica antioxidante. A presença destes compostos é um dos fatores que torna o vinho uma bebida considerada benéfica e com propriedades cardioprotetoras. As antocianinas, responsáveis pela coloração das cascas das uvas tintas, são um grupo de compostos fenólicos de importância para a produção de vinhos finos (GRIS, 2010).

#### **2.5.3.1. Compostos fenólicos totais**

Quimicamente, os compostos fenólicos são definidos como substâncias com um ou mais anéis aromáticos ligados a hidroxilas (-OH), podendo também ser ligados a



grupos substituintes como ésteres (grupos metóxi e etóxi), metil-ésteres e glicosídeos (SILVA et al., 2010).

Em uvas viníferas, como a Merlot, é comum a ocorrência de elevadas concentrações de compostos fenólicos. A composição fenólica de uvas e vinhos varia conforme a safra, tempo de maturação, clima, solo, posição e forma de plantio. É importante ressaltar que o modo de vinificação, o tempo de fermentação e forma de extração empregada também podem influenciar na concentração e propriedades desta classe de compostos, resultando em vinhos com diferentes características (BURIN et al., 2011).

Em uvas, os compostos fenólicos estão presentes nas sementes em teores de 5 a 8% m/m, nas cascas e mosto de 1 a 2% m/m, e no engaço de 1 a 4% m/m. Para as uvas que são fermentadas com engaço, semente e cascas, as quantidades destes compostos são maiores (SILVA et al., 2010).

Os compostos fenólicos são os responsáveis pelo atributo sensorial das bagas, como cor, sabor e aroma, sendo encontrados principalmente nas cascas e em menor teor na polpa. A formação desses compostos ocorre por meio da fotossíntese. Os combinados fenólicos apresentam importância para o crescimento e para a reprodução das plantas, atuando como antioxidantes em condições de estresse, em infecções e ferimentos e como proteção contra a radiação ultravioleta (UV). Os compostos fenólicos também contribuem para a pigmentação, adstringência, aromas e estabilidade oxidativa das bagas, que incrementam a composição dos vinhos como cor, sabor e corpo (RUSJAN et al., 2012).

Os principais compostos fenólicos encontrados em uvas e vinhos são chamados de flavonoides e não flavonoides; os últimos compreendem os ácidos fenólicos e estilbenos, grupo ao qual pertence o resveratrol (CABRITA et al., 2003).

Os flavonoides apresentam considerável atividade antioxidante, sendo que os grupos mais comuns são flavonóis e antocianinas. Juntos, eles são responsáveis pelas características de cor e estrutura dos vinhos. Esses grupos correspondem aos pigmentos de azul, violeta e vermelho, encontrados em flores, frutos, caules e raízes, localizados nos vacúolos das células vegetais (CABRITA et al., 2003).

Na classe dos flavonóis, as catequinas e epicatequinas, presentes nas sementes das uvas, são os principais compostos fenólicos responsáveis pelo sabor e adstringência dos vinhos (Figura 1) (ABE et al., 2007).

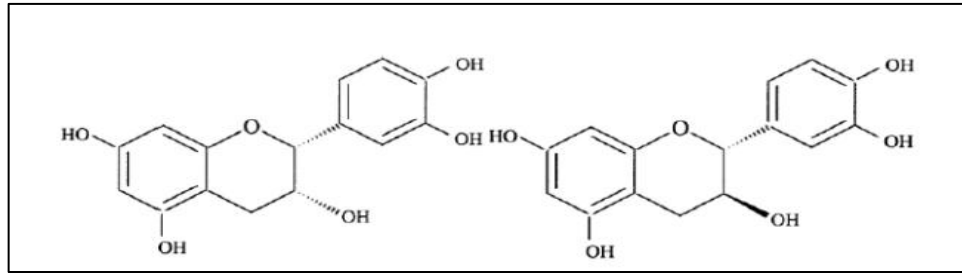


Figura 1 - Estrutura química dos flavanóis (+)-catequina e (-)-epicatequina. Fonte: Vitrac et al. (2002).

### 2.5.3.2. Antocianinas

As antocianinas, pertencentes ao grupo dos flavonoides, são pigmentos naturais amplamente distribuídos na natureza, conferindo colorações vermelho, vermelho-alaranjado, violeta, roxo e azul. A estabilidade da cor das antocianinas pode ser incrementada pela copigmentação, sendo os flavanóis os mais eficazes. Na videira, seu acúmulo é dado nas folhas durante a senescência, sendo responsáveis pela coloração das cascas das uvas tintas (LEE; RENNAKER; WROLSTAD, 2008).

As antocianinas estão localizadas nos vacúolos das células e da casca. Na fase de amadurecimento, o espaço ocupado por elas aumenta em detrimento do citoplasma. Há um gradiente de concentração positivo de fora para dentro, assim, as células mais próximas à polpa possuem menos pigmento que as mais próximas à superfície da casca (RYBEREAU-GAYON, 2006).

Em uvas, geralmente as antocianinas ocorrem como glicosídeos, devido à estabilidade que os açúcares conferem à molécula. Quando presentes na forma de agliconas, as antocianinas são chamadas de antocianidinas (KONG et al., 2003).

Relacionada à coloração de bagas, a produção de antocianinas caracteriza a elaboração dos vinhos, incrementando a densidade de coloração e a tonalidade ao produto. Quanto mais intensa a cor, mais interessante do ponto de vista funcional o vinho se torna por apresentar maior quantidade de compostos fenólicos, capacidade antioxidante, anticarcinogênica e antiviral (ABE et al., 2007). O acúmulo de antocianinas é regulado em partes pelo ácido abscísico.

Em uvas tintas finas, como a Merlot, as principais antocianinas são a cianidina, peonidina, malvidina, petunidina, delphinidina e malvidina-3-glicosídeo. Seus teores e composição variam entre os cultivares, estágio de maturação, fatores ambientais, prática cultural, incidência de luz, temperatura do ar, altitude, solo, disponibilidade hídrica e nutricional, incidência de doenças e idade das vinhas (OLLÉ et al., 2011).

As antocianinas são os principais compostos fenólicos determinantes na coloração dos vinhos tintos, extraídos das películas durante a fermentação. Seu acúmulo ocorre na última fase do desenvolvimento das bagas, caracterizada pelo amolecimento do pericarpo, expansão celular, aumento de diâmetro e mudança de coloração. Esta, por sua vez, parece estar ligada em partes ao ácido abscísico, sendo que aplicações exógenas de S-ABA aumentam as concentrações de antocianinas nas cascas, antecipando o desenvolvimento e a maturação das uvas, aumentando a qualidade sensorial dos vinhos (LA CAMPAGNE et al., 2010).

Segundo Koshita (2007), a expressão dos genes responsáveis pela biossíntese de antocianinas é induzida por baixas temperaturas e suprimida pelas altas temperaturas, podendo ser associado também à oscilação delas pela luz e pela tensão de água.

#### **2.5.4. Características dos vinhos da cultivar Merlot**

Para obter vinhos finos de qualidade, a maturação deve expressar seu melhor potencial junto à sanidade adequada dos cultivares, resultado obtido da interação de fatores biológicos, físicos, climáticos e culturais, como densidade de plantação, poda e raleio (RIZZON et al., 2006).

A sensação ácida de frescor em vinhos Merlot está relacionada ao valor do pH (geralmente entre 2,8 e 4,0) devido à presença do ácido tartárico ser relativamente forte. Quando os valores de pH se aproximam de 2,8; garantem ao vinho uma melhor estabilidade microbiológica e físico-química devido à sua influência sobre a solubilidade do sal tartarato, sendo o bitartarato de potássio o mais importante. Para pH próximos de 4,0; a estabilidade e a solubilidade são reduzidas, obtendo-se vinhos com poucas sensações gustativas, chamado de vinho mole (RIBÉREAU-GAYON et al., 1998). Para Jackson (2014), vinhos com pH entre 3,3 e 3,6 apresentam melhor estabilidade microbiológica e físico-química, fator que viabiliza o envelhecimento de vinhos como o Merlot, que facilmente atingem estes valores.

Segundo Rizzon e Miele (2003), a cultivar Merlot (*Vitis vinifera* L.) possui expressividade em seus produtos, sendo utilizados na produção de vinhos varietais, vinhos de corte com Cabernet Sauvignon ou Tannat e como base de espumantes. Sua maturação é precoce quando comparada às demais castas tintas, o que torna a bebida gustativa pelos taninos macios, maduros e arredondados, lembrando aromas de frutas escuras mesclada a especiarias quando envelhecidos em madeira. Geralmente

predomina coloração de vermelho-violáceo. O vinho não apresenta aroma pronunciado típico, geralmente apresenta paladar equilibrado entre a acidez e a maciez.

### **2.5.5. Características dos vinhos tintos jovens**

O mercado vitícola elenca a coloração e o teor de álcool dos vinhos como as duas variáveis de maior importância, produzindo bebidas de acordo com o interesse dos consumidores e apreciadores mais exigentes desta bebida (PUERTAS, 2008).

A coloração dos vinhos tintos jovens se deve principalmente a três fatores: antocianinas livres, auto associação e copigmentação de antocianinas com outros compostos fenólicos presentes no vinho. As características do mosto que afetam estes fatores são relacionadas ao pH e ao íon sulfito ( $S^{2-}$ ), que influenciam a coloração dos vinhos ao longo do tempo de maturação até seu consumo (CAVALCANTI; SANTOS; MEIRELES, 2011).

De acordo com Darias-Martín et al. (2006), uvas produzidas em zonas quentes apresentam maiores teores de pigmentos poliméricos (%P) e menores concentrações de antocianinas livres (%M), indicando a importância dos fatores edafoclimáticos nas regiões de cultivo para a qualidade dos vinhos produzidos.

As práticas utilizadas para vinificação influenciam e alteram a extração de compostos fenólicos presentes no mosto pelas reações químicas ocorridas no vinho, alterando a proporção de antocianinas e flavonóis; maiores períodos de maceração promovem uma extração mais eficiente e a concentração destes compostos nos vinhos (HERJAVEC et al., 2012).

## **2.6. USO DE REGULADORES VEGETAIS NA VITICULTURA**

Hormônios vegetais são substâncias orgânicas produzidas em baixas concentrações pelas plantas (na faixa de 10 a 100  $\mu$ M), que inibem, modificam ou promovem processos fisiológicos e morfológicos dos vegetais (CASTRO; KLUGE; PERES, 2001).

Os reguladores vegetais tem ação similar aos hormônios produzidos pelas plantas, porém são sintéticos e aplicados por via exógena. Esta classe de substâncias vem sendo utilizada em videiras para aumento e incremento da fixação de flores e bagas, supressão de sementes, aceleração ou retardo de maturação, enraizamento de estacas, uniformidade na brotação de gemas e aumento de fertilidade, controle de vigor

vegetativo e aumento do teor de sólidos solúveis nas bagas (RODRIGUES; GIRARDI; SCARPARE, 2010).

O efeito de hormônios vegetais em videiras começou a ser estudado na década de 1950. Desde então, o uso destas substâncias passou a ser direcionado buscando incremento de qualidade e rentabilidade (PIRES; BOTELHO, 2001).

Vários autores encontraram respostas positivas ao utilizar ácido abscísico (ABA) e etefom em diversos cultivares de uvas europeias, reportando incremento em massa de cachos, número de bagas, diâmetro, comprimento e largura de bagas e cachos em diferentes concentrações, épocas e formas de aplicação. Entretanto, alguns autores não observaram repostas positivas, como redução no teor de sólidos solúveis totais, aumento nos teores de acidez e redução no tamanho das bagas (VIEIRA et al., 2008).

O ABA é responsável parcialmente pela coloração das bagas em uvas tintas, o que proporciona importantes características na elaboração de vinhos tintos de qualidade, devido ao incremento dos teores de compostos fenólicos totais (ABE et al., 2007).

O etileno, por sua vez, é responsável pela degradação da clorofila na epiderme da baga e promove o amadurecimento de frutos, resultando em aumento do teor de sólidos solúveis e incremento de coloração, proporcionando melhoria nas características das uvas para processamento (FRACARO, 2000).

De acordo com a legislação, os reguladores vegetais são classificados como reguladores de crescimento, de forma que as formulações comerciais de ácido abscísico e etefom estão registradas no Ministério da Agricultura, no ano de 2020, sob os números 00993 e 31117, respectivamente (SEAB, 2020).

### **2.6.1. Propriedades químicas, síntese e transporte do ABA e etileno.**

Dentre alguns dos principais reguladores vegetais empregados na vitivinicultura para amadurecimento de bagas e incremento de coloração reportada pela literatura, pode-se citar o ácido abscísico e o etileno, que apresentam propriedades físico-químicas e efeitos fisiológicos na videira bastante distintos (MAILHAC; CHERVIN, 2006).

#### **2.6.1.1. Ácido abscísico (ABA)**

O ácido abscísico sintético (S-ABA) é um regulador vegetal que atua como regulador de diversos processos em plantas. Possui classe toxicológica III (faixa azul –

moderadamente tóxico), apresenta-se na forma líquida transparente, diluível em solventes polares, encontrado no Brasil com o nome comercial ProTone<sup>®</sup> (Sumitomo), vendido em embalagens de 250 mL até 200 L.

O ABA corresponde a uma molécula orgânica não aromática, apresentando fórmula molecular  $C_{15}H_{20}O_4$  e massa molar de  $264,3 \text{ g}\cdot\text{mol}^{-1}$  (ANDREI, 2013). Essa substância apresenta pouca solubilidade em água (aprox.  $3,2 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$ ). O ABA apresenta isomeria óptica e do tipo *cis/trans*, sendo os isômeros *cis* e *trans*, definidos pelo grupo carboxila no carbono '2'. Possui um átomo de carbono assimétrico na posição '1' do anel, resultando nos enantiômeros '+' e '-', conforme apresentado na Figura 2.

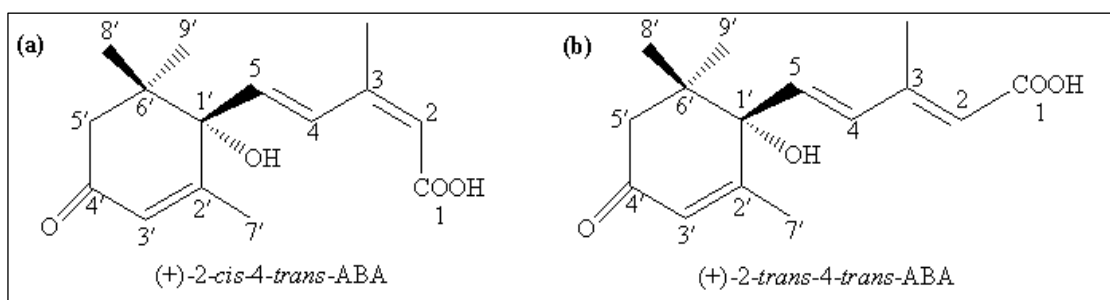


Figura 2 - Estrutura molecular do ácido abscísico, apresentando os isômeros *cis* (a) e *trans* (b) do isômero óptico '+'. Fonte: [www.biologydiscussion.com](http://www.biologydiscussion.com) (2019).

Presente em todas as células vivas dos vegetais, o ABA é encontrado do ápice à coifa. Sua concentração é baixa, sendo geralmente determinado pelo balanço entre biossíntese e degradação dos tecidos, o que envolve fatores ambientais pela interação de outros hormônios vegetais e pela fase de desenvolvimento das plantas (TAIZ; ZIEGUER, 1991). As enzimas envolvidas na síntese do ABA podem ser encontradas nos cloroplastos, cromoplastos, leucoplastos, aminoplastos e proplastídeos, podendo ocorrer em qualquer órgão ou tecido vivo dos vegetais (FAGAN et al., 2015).

Acredita-se que a síntese do ABA nos tecidos ocorre em duas rotas. A primeira rota tem pouca importância em plantas de sistema vascular, em que o terpenoide de 15 carbonos farnesil-difosfato origina o ABA de forma direta ou é convertido em compostos intermediários, como xantoxinas. A segunda rota, designada de 'via indireta', é dividida em três etapas. Na primeira ocorre a síntese de carotenoides não oxigenados, seguido da clivagem de xantofilas nos plastídios, por fim, o ABA é sintetizado no citosol. Esta rota é considerada a mais importante, pois utiliza carotenoides oxigenados de 40 carbonos como precursores (KERBAUY, 2012).

Acredita-se que o precursor do ABA seja o isopentenil-difosfato (IPP), molécula que também é precursora da giberelina e citocinina, ocorrendo em tecidos vegetais

adultos. O transporte do ABA ocorre através do xilema por corrente de transpiração ou pelo floema de forma conjugada. Quando ocorre sua translocação pelas raízes, o transporte é dado pelo xilema, utilizando a corrente de transpiração junto à regulação da perda de água via controle estomático. Sua translocação é considerada rápida, devido à sua velocidade média variar entre 24 a 36  $\text{mm}\cdot\text{h}^{-1}$ , enquanto que o transporte das auxinas é de 4 a 9  $\text{mm}\cdot\text{h}^{-1}$  (FAGAN et al., 2015).

O modo de ação do regulador vegetal inicia nos receptores de ABA, que estão localizados nas membranas plasmáticas, nas membranas de organelas e no citoplasma, atuando na expressão de genes em resposta a ele. O tempo de resposta fisiológica da planta é de curta duração, envolvendo a alteração no fluxo de íons e no balanço hídrico, incrementando em minutos o conteúdo do ABA, como no fechamento dos estômatos. O mecanismo de ação envolvido nesse processo possui respostas de longa duração, envolvendo alterações de expressão gênica, podendo levar horas ou dias para se manifestar completamente (KERBAUY, 2012).

Quando o ABA se liga a uma proteína receptora na membrana plasmática, ocorre a abertura dos canais de entrada de cálcio na planta, interferindo no fechamento estomático. O efeito contrário também pode ocorrer quando o ABA ativa as enzimas responsáveis pelo fechamento estomático (FAGAN et al., 2015).

Pires e Botelho (2001) e Maia et al. (2012) citam que o ABA possui maior atuação na fase final de crescimento das bagas, com início no período de acúmulo de antocianinas nas cascas. Sua função é inibir o processo mitótico para que a baba seja transformada em órgão maduro, com acúmulo de nutrientes. Quando ocorre a mudança de coloração das bagas, as moléculas de ABA das folhas e sementes migram para a casca das bagas, provocando a acumulação de glicídios. Acredita-se que a presença de ABA impede a redistribuição dos açúcares presentes nas bagas para outros órgãos da planta devido à ativação da enzima invertase; esta é responsável pelo transporte de açúcares e pela hidrólise da sacarose na região do pedicelo (FAGAN et al., 2015). Em relação ao efeito hormonal do ABA na planta, este também atua no desenvolvimento e proteção de sementes e gemas contra a desidratação, mantendo a eficiência germinativa e reprodutiva das mesmas. Em condições favoráveis, o ABA regula a abertura estomática, reduzindo a perda de água por transpiração, sendo transportado pelo floema, xilema e células parenquimáticas. Quanto à sua presença na planta, o ABA é responsável por promover o acúmulo de pigmentos e reservas. Como resultado, há uma concentração de antocianinas nas cascas devido ao efeito auxiliar

deste na transcrição da proteína MYB1A, que é responsável pela regulação e transcrição dos genes que compõem a rota biossintética das antocianinas das uvas tintas (JEONG et al., 2004).

Segundo La Campagne (2010), trabalhos sugerem a aplicação de S-ABA para induzir a maturação de sementes, para promover aumento no teor de antocianinas nas cascas das uvas, antecipando a maturação, a colheita e a aclimatação de plantas em condições desfavoráveis, como estresse, secas, baixas temperaturas por período prolongado e solos salinos, entre outros. Além disso, quando combinado ao etefom, o S-ABA incrementa o teor de antocianinas e promove aumento do teor de proantocianinas, melhorando a coloração e a uniformidade das bagas.

A literatura apresenta resultados da aplicação de S-ABA em diversos cultivares de uvas, sejam elas para consumo *in natura*, ou para a produção de mostos e vinhos. Em geral, as concentrações de S-ABA empregadas são 100, 200, 300 e 400 mg·L<sup>-1</sup> e as épocas de aplicação variam entre o início da maturação das bagas e de 15 a 25 dias antes da colheita, podendo ser realizadas uma a três aplicações no período de maturação. Os melhores resultados ocorreram com duas aplicações; a primeira com uso de 400 mg·L<sup>-1</sup> no início de maturação, e a segunda com 200 mg·L<sup>-1</sup> aos 25 dias após a primeira aplicação. Dados obtidos neste perfil de tratamento resultaram em maiores teores de antocianinas nas bagas e mostos, além do aumento da relação teor de sólidos solúveis e redução da acidez total (NETO et al., 2017).

Estudos sobre a época de aplicação geralmente abordam duas aplicações distintas, a primeira ocorrendo na virada de coloração, e a segunda entre 15 e 25 dias após a primeira aplicação. Os melhores resultados foram obtidos com o uso de 400 mg·L<sup>-1</sup> na virada de coloração + 200 mg·L<sup>-1</sup> aos 25 dias após a primeira aplicação (KOYAMA et al., 2014). Segundo Antonioli et al. (2003), o ABA apresenta uma maior faixa de ocorrência que tem origem no início da maturação e é incrementado até o final do amadurecimento, permitindo que sua aplicação seja mais efetiva.

#### 2.6.1.2. Etefom

Classificado como regulador vegetal, o etefom é uma fonte sintética de etileno. A nomenclatura IUPAC do etefom é ácido 2-cloroetilfosfônico. Possui classe toxicológica III (faixa azul – moderadamente tóxico), apresentado na forma líquida transparente, solúvel em solventes polares, encontrado em embalagens de 1 a 20 L (ANDREI, 2013). A Figura 3 apresenta as estruturas químicas do etefom e do etileno.



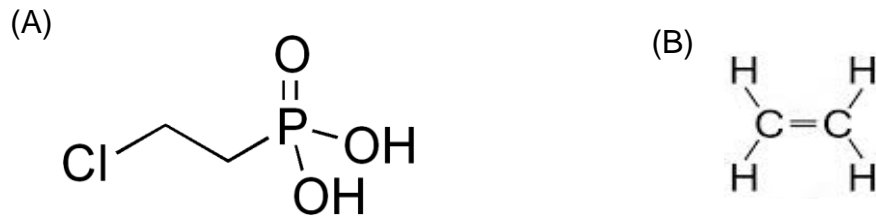


Figura 3 - Estrutura das moléculas de etefom (A) e de etileno (B).

Fonte: <https://en.wikipedia.org/wiki/Ethephon>; <https://pt.wikipedia.org/wiki/Etileno> (2020).

O etefom vem sendo utilizado para antecipar a maturação e intensificar a coloração das bagas através da produção de etileno, enfatizando a expressão gênica de enzimas responsáveis pela produção de antocianinas e polifenóis. Outras aplicações incluem induzir a abscisão de folhas e frutos, controlar vigor vegetativo excessivo, estimular e viabilizar gemas, raízes, estacas e sementes (CASTRO et al., 2005). Entretanto, Peppi, Fidelibus e Dokoozlian (2007), em estudos realizados com o cultivar Cabernet Sauvignon, observaram que, além do maior acúmulo de antocianinas, ocorreu o amolecimento das bagas.

As concentrações recomendadas de etefom variam de 100 a 1000 mg·L<sup>-1</sup>, porém não há indicação de cultivar, idade do vinhedo e clima ideal para o uso desse produto. Segundo Fracaro (2000), a absorção do etefom ocorre com maior ação na cutícula que nos estômatos; esta influência ocorre pela quantidade de cera no tecido das plantas e pela temperatura na aplicação.

Ao ser absorvido pela planta, o etefom é translocado aos tecidos-alvos, sendo bioquimicamente convertido a etileno, que é o hormônio vegetal de fato. Dessa forma, o etefom é caracterizado como um pró-hormônio, que se torna ativo ao ser convertido a etileno no interior das células da planta (FRACARO, 2000).

A conversão do etefom em etileno foi identificada pela primeira vez em 1901. Taiz e Ziegler (1991) escreveram sobre o etileno, classificando-o como “composto do metabolismo das plantas”, encontrado na forma gasosa. Devido à dificuldade de aplicação do produto, por sua difusão durante a aplicação, apenas com o surgimento do etefom, utilizado por pulverização em forma líquida como solução aquosa, é que os estudos utilizando o etileno puderam ser retomados.

Taiz e Ziegler (1991) descobriram que, após a aplicação do etefom de forma exógena nas plantas, para que ocorra a conversão em etileno, são necessários altos valores de pH no tecido vegetal. Isso ocorre devido ao fato de que o processo de absorção carregar o hormônio até o citoplasma das células, que possuem pH acima de 4, fragmentando a molécula em etileno e íons fosfato e cloreto para então o etileno ser

absorvido pelas células. A Figura 4 apresenta a reação de decomposição do etefom gerando, entre outros produtos, a molécula de etileno.

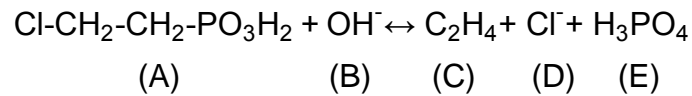


Figura 4 – Reação de decomposição etefom (A) em meio alcalino (B), gerando etileno (C), íon cloreto (D) e ácido fosfórico (E). Fonte: adaptado de De Wilde (1971).

O modo de ação do etileno é dependente do local, síntese, tecido aplicado e do nível de ação do composto, bem como sua interação e a interrelação funcional de diferentes reguladores vegetais. Nas células, o etileno se liga a um complexo proteico enzimático receptor o que ativa um mensageiro secundário chamado de calmodulina que, por processo de transdução quando no núcleo, modifica a expressão genica que origina um novo RNA mensageiro. Este, por sua vez, ativa enzimas ribossomais responsáveis pela quebra de amido, celulose e pectina, iniciando o processo de amadurecimento dos frutos (KORBAN, 1998).

O etileno é considerado como o hormônio do amadurecimento para frutos climatéricos e não climatéricos devido à síntese desse composto aumentar conforme o fruto amadurece naturalmente. A produção de etileno inicia e termina na fase de amadurecimento das frutas, sendo incrementada por condições de estresse causado por produtos químicos, radiação, danos ou ataque de insetos, entre outras fontes de estresse. Este é produzido por células metabolicamente ativas, podendo sofrer influência da fotossíntese e da transpiração (CASTRO et al., 2005).

Para frutos não climatéricos, a curva de etileno possui uma faixa estreita entre seu crescimento e o início da diminuição, o que dificulta a aplicação de produtos que necessariamente devem agir como precursor de etileno na tentativa de obter melhor resposta como mostrado na Figura 5 (ANTONIOLLI et al., 2003).

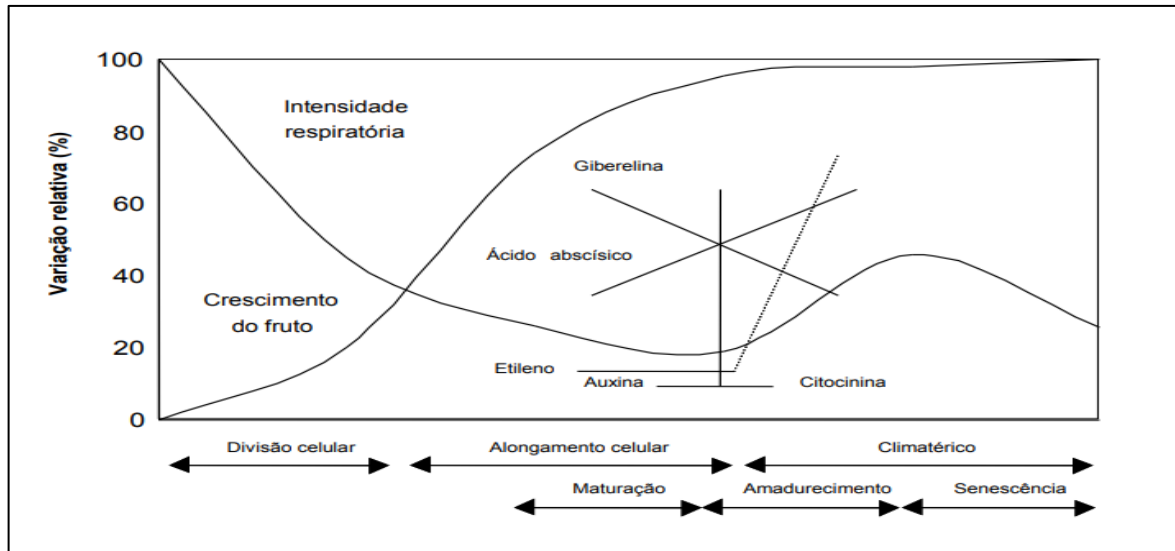


Figura 5 - Controle hormonal do amadurecimento. Adaptado de Antonioli et al. (2003).

A biossíntese do etileno inicia com a metionina, conhecida como precursor primário que será transformado em S-adenosilmetionina (SAM) pela ação da S-adenosilmetionina sintase. O SAM, por sua vez, sofre ação da AACsintase, se transformando em ácido aminociclopropoanocarboxílico (ACC), que irá sofrer ação da ACCoxidase na presença de oxigênio. Assim, o ACC se transforma em etileno, que por vez irá agir na célula promovendo o amadurecimento. Porém, neste processo, o etileno pode se reciclar pelo Ciclo de Yang, aonde o SAM irá se converter em Metiltioadenosina (MTA) e Metiltiorribose (MTR), que irá originar a metionina novamente pelo processo de transaminação (ANTONIOLLI et al., 2003).

Com isto, a aplicação do etefom nos cachos acaba por depositá-lo na película externa das bagas, não sendo absorvido pela cutícula. O etefom, ao decompor, gera o gás etileno, que é absorvido pela planta e translocado para o interior do fruto, induzindo à quebra do amido e produzindo glicose. Da mesma forma, o etileno também induz a degradação da clorofila, provocando mudanças na coloração dos frutos e, por fim, promovendo a ação de enzimas que hidrolisam as fibras que dão rigidez à casca das bagas, levando ao amadurecimento das mesmas e favorecendo a abscisão natural. Todos os processos citados são necessários para conferir o gosto doce e ácido e permitir a palatabilidade das uvas (SPOTO, 2015).

A sensibilidade dos frutos ao etileno ocorre conforme a resposta das células em produzir secreção de celulose e enzimas hidrolíticas, que degradam as paredes celulares, incrementando a peroxidase e favorecendo a perda de cálcio e pectinas, permitindo a degradação das células. A degradação do amido, causado pela ação de

etileno, ocasiona a desintegração parcial das paredes celulares, o que é acompanhado pelo aumento do tamanho das células, produzindo uma tensão mecânica que facilita a ruptura das bagas (OLLAURI, 2014).

Observa-se que há relação direta entre a concentração de etileno nos tecidos e a abscisão dos frutos; no entanto, esta é dependente do estágio de maturação das bagas. Devido ao fato de as auxinas reduzirem a sensibilidade das bagas ao etileno, aplicações exógenas podem atrasar a abscisão de frutos de forma natural, sendo influenciados pelas sementes. Cultivares que possuem sementes são considerado fontes de auxinas, apresentando maior tolerância ao etileno (HILT; BESSIS, 2003). Contudo, o aumento das concentrações de etefom consideradas toleráveis pelas videiras estimulam a produção de etileno; este age como agente desfolhante e bloqueia a síntese de giberilinas, citocininas e auxinas (TAIZ; ZIEGER, 2013).

Segundo Baiano et al. (2015), as vias biossintéticas responsáveis pelos compostos fenólicos são regulados por enzimas influenciadas pela luz, temperatura e mudança de condições microclimáticas responsáveis pelo acúmulo destes compostos nas uvas. Já a concentração de compostos fenólicos nos vinhos está intimamente relacionada à qualidade das uvas e à fermentação.

Porém, ao promover a aceleração da maturação de folhas e fruto, o etefom influencia o metabolismo responsável pelas reservas nutricionais como a redução da mobilização do nitrogênio fazendo com que o fluxo de carboidratos seja reduzido (SCHENATO et al., 2007).

## 2.7. INTERAÇÃO ENTRE OS HORMONIOS VEGETAIS

O conjunto de reações químicas que ocorre de forma constante nas células é denominado de metabolismo. Este é indispensável para síntese de compostos químicos considerados essenciais para o desenvolvimento dos organismos animais e vegetais. Algumas enzimas são indispensáveis para o decurso das reações que garantem o processo catalítico das mesmas e vias metabólicas. Os produtos formados nestas reações são reencaminhados para outras vias metabólicas, desencadeando uma rede de ações e reações sincronizadas que ativam e inibem a atividade e expressão genica que codificam as enzimas responsáveis pela manutenção de vias, obtendo o metabolismo primário (MOYNA; MENÉNDEZ, 2001).

O metabolismo primário presente nas células vegetais tem como função principal a síntese de compostos para perpetuação das espécies pelo processo fotossintético,

originando a formação de ácidos carboxílicos do ciclo de Krebs, ácidos graxos, ácidos nucléicos,  $\alpha$ -aminoácidos e proteínas, considerados essenciais no processo vital das plantas (SANTOS, 2001).

Por sua vez, o metabolismo secundário tem como origem o processo de conversão de energia luminosa em energia química, favorecendo que a planta responda aos fatores ambientais, sendo físicos ou biológicos, comunicando ou interagindo com diferentes organismos, atraindo ou repelindo, sustentando ou destruindo. O metabolismo secundário é dividido em três classes, sendo os terpenoides, alcalóides e compostos fenólicos (PAL; KAMTHANIA; KUMAR, 2016).

O metabolismo secundário possui grande importância na viticultura devido a suas funções determinantes para a planta, onde o acúmulo de reservas e pigmentos estão relacionados, podendo ser gerados pelo clima ou por patógenos. Quando relacionados ao clima e a incidência elevada de luz ultravioleta direta sobre os frutos, pode provocar maior acúmulo de metabólitos devido à ativação de genes responsáveis pela sua rota sintética metabólica (CHITARRA; CHITARRA, 2005).

As variações hormonais das videiras são responsáveis por fenômenos metabólicos que finalizam uma etapa vegetativa e iniciam a maturação das bagas, onde o metabolismo secundário das pentoses passa a ser utilizado para a síntese fenólica, via fenilalanina para formação de compostos fenólicos, antocianinas, taninos de polpa e epiderme e flavonoides. A partir disto, ocorrem reações de degradação concentradas na polpa das bagas (CASTRO et al., 2005).

Para compreensão da influência do metabolismo secundário na videira é possível correlacionar as condições do meio com as características químicas das uvas e as propriedades sensoriais dos vinhos (ILC; WERCK-REICHHART; NAVROT, 2016).

Na primeira fase de crescimento das bagas, a divisão e expansão celular são evidenciadas. Na segunda fase, os níveis de etileno e ácido abscísico parecem estar diretamente ligados às regulações de forma associada e intensa na degradação dos ácidos orgânicos e no acúmulo de açúcares, amolecimento de bagas, incremento de aromas, compostos fenólicos e transformações bioquímicas. As características de etileno durante a maturação das uvas parecem reduzir conforme avança a maturação, sendo característica respiratória própria do padrão de frutos não climatéricos (FORTES; TEIXEIRA; AGUDELO-ROMERO, 2015).

Na segunda fase de crescimento das bagas é onde ocorre o incremento de antocianinas, localizadas principalmente na película das bagas, sendo responsável

pelo pigmento vermelho das uvas e vinhos, tendo capacidade de combinação com taninos, estabilizando a coloração (SERGHEI, 2013).

Desta forma, a ação sinérgica entre etefom e ácido abscísico pode ocorrer devido ao etileno ter a capacidade de antecipar a maturação e intensificar a coloração dos frutos, aumentando o conteúdo de antocianinas (HIRAI, 2001). Já o ácido abscísico, segundo Domingues Neto et al. (2017), é utilizado por aumentar a síntese de compostos do metabolismo secundário, o que inclui os polifenóis e antocianinas encontrados na película das uvas.

Gardin et al. (2012) observou sinergismo quando etefom + S-ABA foram aplicados juntos para aumentar o teor compostos fenólicos em uvas Cabernet Sauvignon na Estação Experimental da Epagri de Videira, SC. Segundo Vaccaro et al. (2019), ao utilizar etileno e ABA nesta ordem, observou-se ação sinérgica entre os produtos nos em relação aos teores de polifenóis totais e intensidade de coloração dos vinhos.

De acordo com Colli e Purgat (2008), o ácido abscísico pode atuar como promotor da síntese de etileno, explicando o maior desenvolvimento da pigmentação e da concentração de fenóis. Este é resultante do aumento nos processos de síntese em ciclos bioquímicos, sendo potencializado pelo adiantamento da maturação e melhor condicionamento das plantas em processos de sobre maturação das bagas (BLOUIN; GUIMBERTEAU, 2004).

Isto confirma o pretendido neste estudo com a utilização de S-ABA e etefom, que visa incrementar o teor compostos fenólicos pela uniformização de coloração e antecipação da colheita (LA CAMPAGNE et al., 2010).

O S-ABA induz o fator de transcrição da proteína MYB1A, que é encarregada de regular a transcrição de genes que compõem a rota biossintética das uvas tintas (JEONG et al., 2004). Já o etefom induz o aumento da expressão gênica de enzimas envolvidas na biossíntese de antocianinas, como a UDP-flavonoide, concomitante ao aumento no acúmulo de antocianinas (EI-KEREAMY et al., 2003).

### 3. MATERIAL E MÉTODOS

Em função da necessidade de adotar medidas de manejo diferentes em cada safra por questões edafoclimáticas e/ou culturais, o manejo/tratamento empregado em cada safra foi descrito e citado separadamente.

#### 3.1. LOCAL DO EXPERIMENTO

O experimento realizado no ciclo 2018/2019, foi executado em vinhedo comercial, utilizando a cultivar de videira Merlot (*Vitis vinifera* L.), localizado no município de Campestre da Serra, Serra Gaúcha, RS. A área do experimento apresenta as coordenadas geográficas de 28°40' S e 51°06' W, com altitude de 756 m.

O local possui clima subtropical de verões amenos (clima tipo Cfb pela classificação de Köppen). Em fevereiro, mês mais quente do ano, a temperatura média varia entre 16,0 e 24,9 °C e junho, considerado o mês mais frio, apresenta temperatura entre 8,6 e 16,3 °C (a normal climatológica – 1988 a 2018 –, bem como os dados do ano de 2019 para a região estão apresentados no Apêndice A). A precipitação média anual é de 1.790 mm, com umidade relativa média do ar de 83,3%.

O solo do vinhedo é considerado Nitossolo Bruno, com textura classe 1 e relevo suave ondulado (EMBRAPA, 2006). Os resultados completos da análise da fertilidade do solo estão apresentados no Apêndice C. Até o ano de 1999, a área foi utilizada como integração lavoura/pecuária, sistema característico na região até o início dos anos 2000.

O experimento realizado no ciclo 2019/2020 foi executado em vinhedo comercial, utilizando a cultivar de videira Merlot (*Vitis vinifera* L.), localizado no município de Antônio Prado, Serra Gaúcha, RS. A área do experimento apresenta as coordenadas geográficas de 28°53' S 51°20' W, com altitude de 658 m.

O local possui clima subtropical de verões amenos (clima tipo Cfb pela classificação de Köppen). Fevereiro é o mês mais quente do ano, com temperaturas que variam entre 16,4 e 25,1°C e junho, considerado o mês mais frio, apresenta temperatura entre 8,1 e 16,0 °C (normal climatológica – 1988 a 2018 –, bem como os dados para o ano de 2019 para a região estão apresentados no Apêndice A e B). A precipitação média anual é de 1.835 mm, com umidade relativa do ar de 79%.

O solo do vinhedo é considerado franco argiloso, com classe textural 2, bem drenado e apresentando declive acentuado (CISGA, 2013). Os resultados completos

da análise da fertilidade do solo estão apresentados no Apêndice C. Até 2008, a área foi utilizada no cultivo de hortifrutigranjeiros.

### 3.2. MATERIAL VEGETAL

Para a safra 2018/2019, o vinhedo cultivar Merlot foi implantado em dezembro de 1998, correspondendo à idade aproximada de 22 anos. As plantas foram enxertadas sobre o porta-enxerto “Paulsen 1103” (*Vitis berlandieri* × *Vitis rupestris*) sendo conduzidas em sistema de espaldeira. O espaçamento era de 1,5 m entre plantas e 3,5 m entre linhas, orientadas no sentido Leste-Oeste.

Para a safra 2019/2020, o vinhedo cultivar Merlot foi implantado em 2009, com idade correspondente a 11 anos. As plantas foram enxertadas sobre o porta-enxerto “Paulsen 1103” (*Vitis berlandieri* × *Vitis rupestris*), sendo conduzidas em sistema de espaldeira. O espaçamento era de 1,2 m entre plantas e 2,2 m entre fileiras, orientadas no sentido Norte-Sul. Para ambos os vinhedos a poda hiberna foi realizada na forma de Guyot duplo.

#### 3.2.1. Manejo do vinhedo

Para ambos os vinhedos, foram realizados os tratamentos nutricionais e fitossanitários, como a aplicação de fungicidas, inseticidas, acaricidas e herbicidas, conforme o monitoramento das plantas e as necessidades da cultivar. Os tratamentos com reguladores vegetais foram aplicados no intuito de aperfeiçoar a qualidade, não interferindo nos manejos habituais.

Para a safra 2018/2019, a média de precipitação e temperatura foram similares à normal climatológica dos últimos 30 anos, segundo dados compilados no apêndice A. Durante o ciclo de 202 dias entre a poda, realizada em 12 de agosto de 2018 e colheita, em 03 de março de 2019, o clima foi condizente com as expectativas climáticas da região, conforme apresentado no Apêndice B.

Para a safra 2019/2020, a média de precipitação e temperatura não diferiu da normal climatológica dos últimos 30 anos, segundo dados do Apêndice A. Durante o ciclo de 213 dias entre a poda, realizada em 02 de agosto de 2019 e a colheita, ocorrida em 01 de março de 2020, o clima foi condizente com as expectativas climáticas da região, conforme o Apêndice B.



### 3.2.2. Colheita das uvas

A colheita da safra 2018/2019 foi realizada em 03 de março de 2019; a colheita da safra 2019/2020 foi realizada em 01 de março de 2020. O momento de colheita foi caracterizado pela maturação tecnológica, quando o pedúnculo (haste que sustenta a inflorescência ao ramo da planta) apresenta coloração marrom-avermelhada e o teor de sólidos solúveis não incrementa com o passar dos dias. Foram colhidos todos os cachos das três plantas centrais de cada parcela, totalizando 12 plantas por tratamento.

### 3.2.3. Preparação das amostras, mosto e vinificação

Após a coleta das uvas, as amostras foram armazenadas em câmara fria, com umidade relativa de 95% e temperatura de 10 °C, permanecendo por 12 h. Posteriormente utilizando a infraestrutura do Laboratório de Ecofisiologia da Universidade de Caxias do Sul, foram contabilizados os cachos, pesadas as amostras, retiradas as bagas de todos os cachos que compunham a amostra, em que houve a separação manual retirando bagas murchas, podres e verdes.

Para a microvinificação das uvas Merlot foi utilizada a infraestrutura do Laboratório de Pesquisas Enológicas e Bebidas, pertencente à Universidade de Caxias do Sul. Utilizou-se 10 kg de uva de cada tratamento, sendo provenientes 2,5 kg de uva de cada repetição experimental. A vinificação ocorreu em 04 de março de 2019, para a safra 2018/2019 resultando em quatro amostras por tratamento para avaliação e em 02 de março de 2020 para a safra 2019/2020.

## 3.3. DELINEAMENTO EXPERIMENTAL E TRATAMENTOS

O experimento foi realizado a campo, com delineamento em blocos casualizados (DBC), com quatro repetições, sendo cada repetição composta por cinco plantas. As duas plantas das extremidades de cada parcela foram consideradas como bordadura; nestas plantas não foi aplicado nenhum tratamento. As três plantas centrais foram consideradas como plantas úteis, recebendo a aplicação dos reguladores vegetais, como apresentado no Quadro 1.

Quadro 1 - Croqui do experimento.

TEST.	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7
T5	T2	T6	TEST.	T1	T3	T7	T4

T3	T7	T4	T6	T2	TEST.	T1	T5
T6	T1	T5	T3	T7	T4	TEST.	T2

Fonte: autora (2020).

### 3.3.1. Tratamentos

Os tratamentos foram constituídos em diferentes momentos de aplicação (virada de cor e 15 dias antes da colheita) dos reguladores vegetais etefom e ácido abscísico (S-ABA). A execução do experimento ocorreu em dois estádios fenológicos, com intervalo de duas semanas. O primeiro foi no momento de virada de coloração, quando as bagas passam de verde a roxo claro, com 50% do cacho visivelmente mesclado; o segundo momento de aplicação foi 15 dias antes da data prevista para colheita (15 DAC). Os tratamentos empregados estão descritos na Tabela 1.

Tabela 1 - Detalhamento dos tratamentos empregados no presente estudo.

Tratamento	Dose etefom (mg·L <sup>-1</sup> )	Dose S-ABA (mg·L <sup>-1</sup> )	Período de aplicação (etefom/S-ABA)
T0- Testemunha	0	0	-
T1- ETF (V)	200	0	V
T2- ETF (15DAC)	200	0	15 DAC
T3- ETF (V) + S-ABA (15DAC)	200	600	V/15 DAC
T4- S-ABA (V)	0	600	V
T5- S-ABA (15DAC)	0	600	15 DAC
T6- S-ABA (V) + S-ABA (15DAC)	0	300+300	V/15 DAC
T7- S-ABA (V) + ETF (15DAC)	200	600	15 DAC/V

Nota: V: virada de coloração; 15 DAC: 15 dias antes da colheita.

Como fonte de etefom, utilizou-se o produto comercial Ethrel<sup>®</sup> (Bayer Corpscience, Alemanha), que contém 24% m/m de etefom. Como fonte de S-ABA, utilizou-se o produto comercial Protone<sup>®</sup> (Sumitomo Chemical Corporation Ltda, Japão), que contém 10% m/m de ingrediente ativo.

### 3.3.2. Volume de calda utilizado e preparo da mesma

A quantidade de calda utilizada foi de 500 L·ha<sup>-1</sup> para todos os tratamentos. Considerando que cada tratamento foi composto por quatro repetições e cada repetição foi composta por três plantas, utilizou-se 200 mL de calda por planta. Isto correspondeu a uma dose equivalente de etefom de 0,04 mg (40 µg) por planta. Tendo em mente que a proporção molar de etefom e etileno é 1:1 (Figura 4), 40 µg de etefom correspondem a 7,8 µg de etileno por planta.

Em relação à dose de S-ABA, também se utilizou 200 mL de calda por planta, com o mesmo delineamento, da mesma forma que o etefom. No entanto, se utilizou

duas doses de S-ABA, 300 e 600 mg·L<sup>-1</sup>, que correspondem às doses equivalentes de 6,48 e 12,96 mg de ABA por planta.

Para a aplicação de ambos os produtos foi utilizado o espalhante adesivo não iônico siliconado Break-Thru<sup>®</sup> (Evonik Goldschmidt Chemical Corp., EUA), composto por um copolímero poliéter-polimetilsiloxano 1000 g·L<sup>-1</sup> na concentração de 0,1% v/v.

As aplicações das soluções de etefom e S-ABA foram realizadas pela manhã, entre 08:30 e 10:00 h, com uso de pulverizador costal com capacidade de 10 L. O ponto de aplicação utilizado foi até o escorrimento, sendo aplicado diretamente nos cachos. O volume aplicado em cada tratamento foi anotado para o cálculo de absorção de etileno.

### 3.4. AVALIAÇÕES DE PÓS-COLHEITA NA UVA E NO MOSTO

A metodologia de avaliação das uvas e do mosto pós-colheita foi à mesma para ambas as safras. A descrição detalhada dos procedimentos empregados segue a seguir.

#### 3.4.1. Avaliações biofísicas das bagas

Para as avaliações biofísicas, foram avaliados os parâmetros de diâmetro das bagas e massa de cem bagas.

Para a determinação do diâmetro de bagas, coletou-se quatro bagas de cinco cachos por repetição, somando 80 bagas por tratamento. As bagas foram medidas com auxílio de paquímetro digital da marca MTX, com capacidade de medição de 0 a 150 mm e resolução de 0,01 mm. Os resultados foram expressos em milímetros (mm).

A massa de cem (100) bagas foi determinada pela coleta de 100 bagas, escolhidas aleatoriamente. As bagas foram pesadas conjuntamente em balança analítica da marca Marte, modelo AL500C, com capacidade de medição de 1,0 kg e resolução de 0,01 g. Os resultados foram expressos em gramas (g).

#### 3.4.2. Avaliação das características de maturação tecnológica

Avaliou-se o teor de sólidos solúveis, potencial de hidrogênio e acidez titulável das bagas. O teor de sólidos solúveis foi determinado utilizando o mosto, previamente homogeneizado, obtido de 20 bagas, sendo colocada uma gota sobre o prisma de um refratômetro manual, fabricante Incoterm, com resolução de 0,25 °Brix e faixa de medição de 0 a 30 °Brix. Os resultados foram expressos em °Brix.

O potencial de hidrogênio (pH, também denominado 'acidez livre') do mosto foi determinado utilizando um pHmetro, fabricante Digimed, modelo DM-22, utilizando um eletrodo de Ag/AgCl. Este equipamento mede a concentração de íons  $H_3O^+$  (hidrônio), presentes na solução. As medições foram realizadas de acordo com a metodologia de Carvalho (1990).

O aparelho foi calibrado com a solução tampão de pH 7,0 à temperatura de 20 °C. O eletrodo foi lavado com água destilada e, na sequência, introduzido o eletrodo na solução tampão de pH 4,0 à temperatura de 20 °C, indicando o mesmo valor da solução para calibração. Após, o suco de uva foi inicialmente colocado em um copo de bquer de 100 mL, tendo o cuidado de agitar levemente com o auxílio de um agitador magnético e introduzido o eletrodo no líquido. Quando estabilizada a medição, foi efetuada a leitura do pH do suco no aparelho.

A acidez titulável foi determinada utilizando uma alíquota de 10 mL de mosto de uva, titulado com hidróxido de sódio 0,1 N até mudança de cor, utilizando fenolftaleína 0,1% m/v como indicador, segundo o método 310/IV, proposta pelo Instituto Adolfo Lutz (IAL, 2008). O resultado foi expresso em equivalente-grama de ácido tartárico por 100 mL de mosto (% m/v).

### **3.4.3. Teor de compostos fenólicos totais e antocianinas**

A determinação dos teores de antocianinas e compostos fenólicos totais foram realizadas a partir de 100 bagas de cada parcela, selecionadas logo após a colheita e congeladas a -20 °C, sendo descongeladas um dia antes das análises. Estas análises foram realizadas no Laboratório de Estudos do Sistema Solo, Planta e Atmosfera e Metabolismo Vegetal (LESPA).

Para o preparo dos extratos utilizados na determinação do teor de compostos fenólicos e antocianinas, utilizou-se aproximadamente 15 g de bagas, pesadas com auxílio de balança analítica, fabricante Marte, modelo AL500C, com resolução de 0,001 g e capacidade de medição de 0,001 a 500 g. O material foi transferido para gral de porcelana, sendo adicionado cerca de 30 mL de solução hidroalcoólica (70% v/v etanol). A amostra foi macerada a frio por 2 min usando um pistilo de porcelana. Após a maceração, a mistura foi transferida para Erlenmeyer de 125 mL e o volume completado a 100 mL de solução hidroalcoólica, utilizando uma proveta de 100 mL. Os extratos permaneceram em repouso por 24 h a temperatura ambiente ( $20 \pm 2$  °C) e

protegidos da luz solar. Utilizou-se o sobrenadante límpido para a realização das análises.

O teor de compostos fenólicos foi determinado pelo método de Folin-Ciocalteu, conforme procedimento descrito por Pereira et al. (2018), utilizando ácido gálico como padrão de referência para construção da curva de calibração. Os resultados foram expressos como miligramas de equivalente de ácido gálico por 100 g de amostra.

O teor de antocianinas foi determinado por meio do método do pH diferencial, segundo o método 2005.02 da AOAC (AOAC INTERNATIONAL, 2006), empregando soluções-tampão com pH 1,0 e 4,5 e comprimentos de onda de 520 e 700 nm, utilizando um espectrofotômetro UV/Visível fabricante Micronal, modelo B-542, com resolução de 0,001 abs e capacidade de medição de 0,000 a 3,000 abs. Os resultados foram expressos como miligramas de equivalente de cianidina-3-glicosídeo por quilograma de amostra.

### 3.5. ELABORAÇÃO E ANÁLISE DOS VINHOS

#### 3.5.1. Elaboração dos vinhos

Para a fabricação dos vinhos, utilizaram-se todos os cachos colhidos das três plantas centrais de cada repetição, também totalizando 12 plantas por tratamento. Os cachos foram contabilizados e pesados em balança analítica da marca Marte, modelo MA30K, com capacidade de medição de 30 kg e resolução de 0,1 g. Os resultados foram expressos em gramas (g). Estas foram realizadas no Laboratório de Biotecnologia Vegetal e Microbiologia Aplicada.

Após estarem limpas e homogeneizadas, as amostras foram esmagadas manualmente em bandejas plásticas. Estas foram então acondicionadas em pequenos fermentadores de aço inoxidável com capacidade de 12 L. Adicionou-se ao mosto e cascas metabissulfito de potássio na concentração  $0,3 \text{ g}\cdot\text{kg}^{-1}$  de uva, dissolvido em água. A levedura utilizada foi da Empresa Lalvin (Canadá), EC1118, estirpe de *Saccharomyces cerevisiae*. A fermentação alcoólica ocorreu por 8 dias com controle de temperatura a  $20 \text{ }^\circ\text{C}$ . O processo de fermentação foi acompanhado por meio de medição da densidade de mosto diariamente, junto à remontagem do mosto com as bagas.

Após o final da fermentação alcoólica, ocorreu a descuba (separação da casca com o mosto), realizando duas trasfegas. Quando se verificou a finalização da fermentação malolática, o produto foi engarrafado em garrafas de vidro de cor verde,

com capacidade de 780 mL cada. Foram armazenadas quatro delas como replicatas de cada tratamento; estas foram identificadas pela sequência 1 a 4, ainda, mantidas em posição horizontal e ao abrigo da luz, conservadas a 20 °C por 90 dias; posteriormente realizaram-se as análises químicas. Os vinhos foram examinados, conforme as normas da Organização Internacional do Vinho (OIV, 2017).

### 3.5.2. Análise dos vinhos

Para os vinhos, analisou-se os parâmetros de teor de etanol (% v/v), densidade ( $\text{g}\cdot\text{mL}^{-1}$ ), acidez total (% m/v), índice de cor e tonalidade.

#### 3.5.2.1. Teor de etanol

Para a determinação do teor de etanol, mediu-se 50 mL de vinho em béquer com capacidade de volume 100 mL, na temperatura de 20 °C, transferindo-o para um balão destilatório. Acrescentou-se 10 mL de uma solução de óxido de cálcio  $3,0 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$  para neutralizar a acidez dos vinhos, cuja presença aumentaria a densidade e diminuiria o grau alcoólico. Na saída do balão condensador foi colocado um béquer de 2 mL para receber o destilado, que foi utilizado para amostragem alcoólica. A concentração final de álcool dos vinhos foi dada por destilação a vapor, medindo-se a densidade do destilado utilizado um densímetro, conforme descrito pelo método da Organização Internacional de Vinhos (OIV, 2017). Os resultados foram expressos em graus Gay-Lussac (°GL; % v/v).

#### 3.5.2.2. Acidez total

A acidez total foi determinada utilizando um Erlenmeyer de 250 mL. Nele, adicionou-se 5 mL de vinho, 100 mL de água destilada e 3 gotas do indicador de fenolftaleína. A amostra foi titulada com solução de hidróxido de sódio 0,1 N até a mudança da coloração, de acordo com o Método 310/IV do Manual de Métodos Físico-Químicos para Análise de Alimentos do Instituto Adolfo Lutz (IAL, 2008). A acidez total foi calculada por meio da equação 1.

$$AT = \frac{100 \times n \times N \times E}{V} \quad (1)$$

Sendo 'AT' a acidez titulável (em equivalente-grama de ácido tartárico por 100 mL de vinho, ou % m/v), 'n' o volume (em mililitros) de hidróxido de sódio gasto na

titulação; 'N' a normalidade (N) do hidróxido de sódio, 'E' o equivalente-grama do ácido tartárico ( $75,044 \text{ eq}_g \cdot \text{N}^{-1}$ ) e 'V' o volume (em mililitros) de amostra (vinho) empregada na determinação.

### 3.5.2.3. Coloração e tonalidade

Foram empregados dados de absorvância para a determinação dos índices de cor e tonalidade. Utilizou-se um espectrofotômetro, fabricante Hitachi, modelo 2800 e cubeta de quartzo com caminho óptico de 1 cm. As análises foram realizadas de acordo com o método proposto por Iland et al. (2004).

Mediu-se a absorvância das amostras a 420, 520 e 620 nm, utilizando água destilada como branco. A soma dos valores de absorvância corresponde à intensidade da cor dos vinhos, conforme a equação 2.

$$I = A_{420} + A_{520} + A_{620} \quad (2)$$

'I' corresponde à intensidade de cor, e 'A', aos valores de absorvância em cada respectivo comprimento de onda. A relação entre os valores de absorvância a 420 e 520 nm representa a tonalidade do vinho, dada pelo quociente entre as absorvâncias, conforme a equação 3.

$$T = \frac{A_{420}}{A_{520}} \quad (3)$$

Onde 'T' corresponde à tonalidade da amostra, e 'A', aos valores de absorvância em cada respectivo comprimento de onda.

## 3.6. ANÁLISE ESTATÍSTICA

Os resultados obtidos foram submetidos à análise de variância (ANOVA), e as médias dos tratamentos foram submetidas ao Teste de Tukey a 5% de probabilidade. Os parâmetros de qualidade dos vinhos foram analisados por Análise de Componentes Principais (PCA – *Principal Component Analysis*) e pela determinação do coeficiente de correlação de Spearman. As análises foram realizadas utilizando o *software* Statistica 12.5 (Statsoft, EUA).

## 4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os resultados e discussões estão divididos em três seções principais; a primeira apresenta e discute os dados edafoclimáticos de ambas as safras, posteriormente são apresentados os resultados e discussões relativos às uvas e mosto e, por fim, dos vinhos das safras de 2018/2019 e 2019/2020, respectivamente.

### 4.1. CONDIÇÕES EDAFOCLIMÁTICAS NAS SAFRAS

Para o ano de 2018, o município de Campestre da Serra acumulou o equivalente a 268 h de frio abaixo de 7,2 °C, quantidade esta inferior à necessidade das videiras, considerando que a cultivar Merlot necessita de 300 h de frio para atingir de forma satisfatória a superação de dormência. Para a safra de 2019, o acumulado de horas frio foi de 322 h, suprimindo a necessidade das plantas (CPTEC, 2020).

As temperaturas entre os meses de dormência responsáveis pelas reservas nutricionais da planta para a nova safra até a colheita apresentaram-se dentro da normal climatológica para a região de Campestre da Serra e Antônio Prado quando comparadas às médias históricas dos últimos 30 anos (CPTEC, 2020). Os dados completos das condições climáticas durante o período experimental estão apresentados no Anexo B.

A temperatura média diária foi semelhante entre as safras avaliadas (2018/2019 e 2019/2020). Em agosto, momento em que foram podadas as plantas, a temperatura média se manteve em torno de 10,7 e 9,6 °C, respectivamente, na primeira e segunda safras. Em novembro, época de desenvolvimento de cachos, a temperatura média atingida foi de 18,4 e 19,1 °C. Em fevereiro, momento de incremento de coloração e do teor de sólidos solúveis, a temperatura média atingiu 19,8 e 22,5°C. No mês de fevereiro, que antecede a colheita, a amplitude térmica foi de aproximadamente 11,3 e 11,0 °C para as safras de 2018/2019 e 2019/2020, respectivamente (CPTEC, 2020).

A precipitação, em ambos os locais, se apresentou dentro dos volumes estabelecidos pela normal climatológica. Os meses de outubro e novembro acumularam médias acima da necessidade hídrica nos dois anos. Este período é considerado o mais crítico por coincidir com o momento de floração e formação dos cachos. O total acumulado neste período foi de 512 mm para a safra 2018/2019 e 459 mm para a safra 2019/2020. Para os meses de janeiro e fevereiro da safra 2018/2019, momento em que as bagas mudam a coloração e incrementam teores de sólidos solúveis, houve acúmulo de precipitação de 313 mm. Para o mesmo período de



2019/2020, o acumulado foi de 206 mm. Ambos os locais apresentaram precipitação global acima da necessidade das videiras, que, segundo Manica e Pommer (2006), é de 384 mm.

Os dados de temperatura e pluviosidade para os meses de agosto a fevereiro das safras de 2018/2019 e 2019/2020 estão compilados na Figura 6.

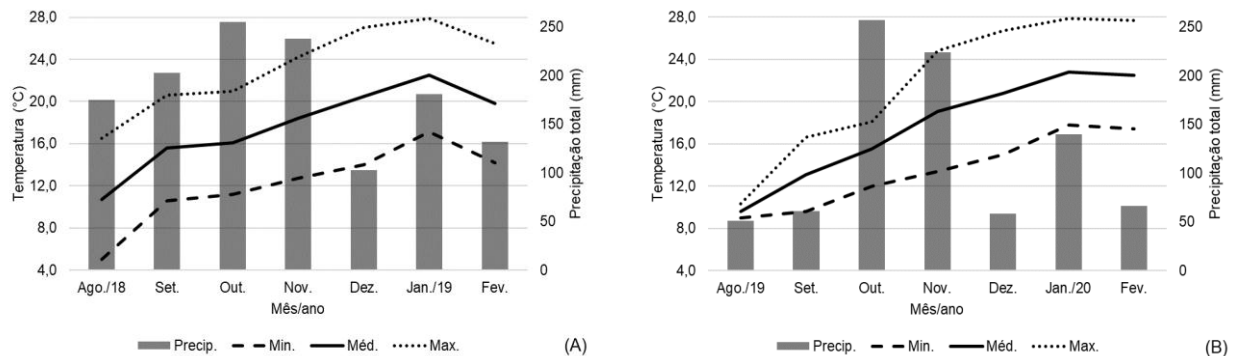


Figura 6 - Compilação dos parâmetros de temperatura (mínima, média e máxima) e precipitação para os meses dos ciclos produtivos estudados referentes às localidades de Campestre da Serra (A) e Antônio Prado (B). Fonte: adaptado de CPTEC, 2019/2020.

Segundo Jungues et al. (2020), para o Sul do Brasil, as principais regiões produtoras de uvas são caracterizadas pelo ciclo inicial da viticultura em setembro, onde ocorre o início da brotação, estendendo-se até março, com o final da maturação dos cultivares tardio e sua colheita. Neste período, as condições climáticas correspondem ao maior volume de chuvas, semelhante ao ocorrido nas duas safras, onde as precipitações no mês de janeiro e fevereiro foram superiores à necessidade da cultura.

Os altos volumes de precipitação no período que antecede à colheita, no qual as bagas estão em estágio final de maturação, e associado a temperaturas elevadas no verão, diminuem o teor de sólidos solúveis totais, aumentando a acidez do mosto (JUNGUES et al., 2020).

Na maioria dos anos, atrasos na finalização da maturação das bagas ocasionam diminuição da qualidade dos frutos pela menor incidência de radiação solar. Isso é devido à ocorrência de períodos de estiagem associados a dias nublados. Nesse quadro, quando ocorrem chuvas, são intensas, aumentando a incidência de doenças fúngicas devido ao forte impacto das gotas nas cascas sensíveis (GARDIN et al., 2012). Segundo Rocha e Guerra (2008), a radiação solar é um dos fatores climáticos mais importantes para o desenvolvimento das bagas, influenciando a composição química por meio de enzimas relacionadas com a síntese de compostos, como a

fenilalanina amonioliase (PAL), enzima chave para a produção e acumulação de compostos fenólicos nas frutas.

Conforme análise de solo apresentada no apêndice C, os parâmetros de maior importância para o desenvolvimento do vinhedo estão dentro do considerado adequado para a cultura da videira para os dois locais conforme a Comissão de Química e Fertilidade do Solo (2016), como o índice SMP (6,0), tido como ideal para o desenvolvimento da cultura. Observou-se que em Campestre da Serra o índice SMP ficou abaixo do esperado (5,7) enquanto que em Antônio Prado o pH apresentou-se acima da faixa (6,7), apresentando assim o primeiro perfil de solo mais adequado à cultura devido a valores de pH próximos a 7,0 dificultarem a absorção de nutrientes, como boro, fósforo e zinco, considerados essenciais ao cultivo das videiras.

Em relação aos teores nutricionais no solo para macronutrientes, observou-se que o teor de matéria orgânica (e, conjuntamente, o teor de nitrogênio), em ambos os vinhedos encontraram-se na faixa de 2,6 a 5,0% m/v (4,8 e 3,4% m/v para Campestre da Serra e Antônio Prado, respectivamente), sendo considerados adequados.

Para teores de fósforo, o valor ficou acima do recomendado para o vinhedo de Antônio Prado devido à textura do solo ser classe 3; para esta textura os teores considerados ideais seriam 8,1 a 12,0 mg·L<sup>-1</sup>, enquanto que o teor determinado foi de 45 mg·L<sup>-1</sup>. No vinhedo de Campestre da Serra, o valor determinado foi de 4,6 mg·L<sup>-1</sup>, sendo considerado adequado devido à textura do solo ser classe 1, cujo teor considerado ideal situa-se na faixa de 4,1 a 6,0 mg·L<sup>-1</sup>.

Para teores de potássio, os valores obtidos para o vinhedo de Antônio Prado apresentaram-se altos (123 cmol<sub>c</sub>·L<sup>-1</sup>), considerando que a faixa ótima varia de 61 a 90 cmol<sub>c</sub>·L<sup>-1</sup>. O vinhedo de Campestre da Serra apresentou teor de potássio adequado (84 cmol<sub>c</sub>·L<sup>-1</sup>).

Os teores de cálcio considerados ideais para o cultivo da videira variam de 2,1 a 4,0 cmol<sub>c</sub>·L<sup>-1</sup>; ambos os experimentos apresentaram valores considerados altos (9,0 cmol<sub>c</sub>·L<sup>-1</sup> para o vinhedo de Campestre da Serra e 11,3 cmol<sub>c</sub>·L<sup>-1</sup> para o de Antônio Prado). Em relação aos teores de magnésio, o solo de ambos os vinhedos apresentou teores considerados altos (3,9 e 2,5 cmol<sub>c</sub>·L<sup>-1</sup> para Campestre da Serra e Antônio Prado, respectivamente), sendo que a faixa adequada é de 0,6 a 1,0 cmol<sub>c</sub>·L<sup>-1</sup>.

Os teores de enxofre de ambos os cultivos ficaram acima da faixa considerada adequada (2,1 a 5,0 mg·L<sup>-1</sup>); o teor determinado para campestre de Serra foi de 13,3 mg·L<sup>-1</sup>, enquanto que para Antônio Prado este foi de 6,0 mg·L<sup>-1</sup>.

Em relação aos teores de boro, a faixa considerada adequada varia de 0,6 a 1,0 mg·L<sup>-1</sup>; o teor deste elemento em ambos os vinhedos era de 1,2 mg·L<sup>-1</sup> (ou seja, excessivo) na profundidade de 0-20 cm.

Os teores de manganês em ambos os vinhedos foram considerados altos, posto que a faixa considerada ideal situa-se entre 2,5 e 5,0 mg·L<sup>-1</sup>. O teor de manganês encontrado em Antônio Prado foi de 18,0 mg·L<sup>-1</sup>, enquanto que o teor para o solo de Campestre da Serra foi de 37,3 mg·L<sup>-1</sup>.

Para os teores de zinco, ambos os solos apresentaram teores considerados como altos (15,7 mg·L<sup>-1</sup> para Campestre da Serra e 31,4 mg·L<sup>-1</sup> para Antônio Prado), uma vez que a faixa considerada adequada deste elemento no solo varia de 0,2 a 0,5 mg·L<sup>-1</sup>. Em relação ao cobre, os teores encontrados também foram considerados altos quando comparados à faixa de referência (0,2 a 0,4 mg·L<sup>-1</sup>); o teor no solo de Campestre da Serra foi de 49,8 mg·L<sup>-1</sup>, enquanto que em Antônio Prado o teor foi de 38,6 mg·L<sup>-1</sup>.

Ambos os solos apresentam teores adequados de alumínio. Para Campestre da Serra o teor encontrado foi 0,1 cmol<sub>c</sub>·L<sup>-1</sup>; para Antônio Prado este foi 0,0 cmol<sub>c</sub>·L<sup>-1</sup>. Considerando que os solos da Região Nordeste do RS são naturalmente mais ácidos que os do Sul do estado, o valor encontrado está dentro do limite considerado aceitável para a cultura da videira, posto que teores de 0,1 cmol<sub>c</sub>·L<sup>-1</sup> de alumínio no solo podem ser considerados desprezíveis.

## 4.2. RESULTADOS ENTRE SAFRAS

### 4.2.1. Parâmetros de qualidade das uvas e mostos

Em relação aos parâmetros biofísicos das uvas na safra 2018/2019, não se observou diferenças estatísticas entre os tratamentos para o diâmetro das bagas e para a massa de cem bagas. O mesmo comportamento foi observado para o diâmetro de bagas na safra 2019/2020, conforme compilado em detalhes na Tabela 2.

Já para a massa de 100 bagas na safra 2019/2020, o tratamento ETF (V) + S-ABA (15DAC) apresentou diferença estatística, com o valor de 191,0 g, apresentando-se superior quando comparado à testemunha, que cuja média foi de 164,0 g. É também importante observar que o tratamento S-ABA (V) + S-ABA (15DAC) também diferiu da testemunha, apresentando, por sua vez, o menor valor entre os tratamentos (125,0 g), de acordo com a Tabela 2.

Tabela 2 - Diâmetro e massa de cem bagas de uvas Merlot, provenientes de uvas tratadas com etefom e ácido abscísico, nas safras 2018/2019 e 2019/2020.

Safra	2018/2019		2019/2020	
Tratamento	Diâmetro de bagas (mm)	Massa de 100 bagas (g)	Diâmetro de bagas (mm)	Massa de 100 bagas (g)
T0 - Testemunha	13,8 a	174,6 a	13,53 a	164,0 bc
T1 - ETF (V)	13,8 a	195,5 a	13,14 a	155,0 cd
T2 - ETF (15DAC)	13,8 a	186,3 a	13,35 a	144,0 cde
T3 - ETF (V) + S-ABA (15DAC)	13,8 a	185,7 a	12,77 a	191,0 a
T4 - S-ABA (V)	13,5 a	182,8 a	12,90 a	134,5 de
T5 - S-ABA (15DAC)	13,9 a	190,7 a	12,50 a	181,3 ab
T6 - S-ABA (V) + S-ABA (15DAC)	13,5 a	188,8 a	12,45 a	125,0 e
T7 - S-ABA (V) + ETF (15DAC)	13,3 a	187,7 a	12,79 a	139,5 de
C.V. (%)	3,16	8,07	3,58	6,04

Nota: ETF(V): etefom 200 mg·L<sup>-1</sup> na troca de coloração; ETF (15DAC): etefom 200 mg·L<sup>-1</sup> 15 dias antes da colheita; ETF (V) + S-ABA (15DAC): etefom 200 mg·L<sup>-1</sup> na troca de coloração + S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> 15 dias antes da colheita; S-ABA (V): S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> na troca de coloração; S-ABA (15DAC): S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> 15 dias antes da colheita; S-ABA (V) + S-ABA (15DAC) S-ABA 300 mg·L<sup>-1</sup> na troca de coloração + S-ABA 300 mg·L<sup>-1</sup> 15 dias antes da colheita; S-ABA (V) + ETF (15DAC): S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> na troca de coloração + etefom 200 mg·L<sup>-1</sup> 15 dias antes da colheita. Médias em coluna seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo Teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Confirmando os dados obtidos neste trabalho para a safra 2018/2019, ao avaliar diferentes doses de S-ABA na cv. Primitivo no município de Água Doce (SC), Pessenti (2017) verificou que a massa das bagas não foi influenciada pelo uso de reguladores vegetais. O mesmo resultado foi observado por Koyama et al. (2015), que avaliaram diferentes épocas de aplicação e concentrações de S-ABA em uvas Isabel na cidade de Londrina (PR). Ambos os autores explicam que variáveis físicas dos frutos são influenciadas pelo ambiente e pelas condições climáticas que o envolvem, sendo pouco influenciados pela aplicação de indutores de maturação. Da mesma forma, Fracaro (2000), ao utilizar etefom em uvas de mesa cv. Rubi em Jales (SP) nas concentrações de 0, 720, 960 e 1.200 mg·L<sup>-1</sup>, não observou diferença estatística em relação à testemunha para o diâmetro e a massa de bagas.

Concernente à safra 2018/2019, todos os tratamentos nos quais se aplicou S-ABA na virada de coloração, como S-ABA (V); S-ABA (V) + S-ABA (15DAC) e S-ABA (V) + ETF (15DAC), apresentaram as menores massas de bagas. Por outro lado, os tratamentos ETF (V) + S-ABA (15DAC) e S-ABA (15DAC) apresentaram os maiores valores pra massa de bagas, respectivamente.

Para a safra 2019/2020, todos os tratamentos nos quais o S-ABA foi aplicado, indiferentemente do estágio de maturação, apresentaram os menores diâmetros de baga. Observou-se na safra de 2019/2020 que o momento de aplicação dos reguladores vegetais apresentou influência considerável sobre os parâmetros das uvas. A aplicação dos reguladores vegetais na sequência ETF (V) + S-ABA (15DAC)

influenciou positivamente a massa de bagas (média de 191,0 g). Quando aplicadas as mesmas doses, porém em períodos inversos [S-ABA (V) + ETF (15DAC)], a massa de cem bagas reduziu para 139,5 g, um dos menores valores observados entre todos os tratamentos.

Segundo Miele e Rizzon (2003), a massa das bagas está relacionada com o acúmulo de açúcares, porém, também pode ser influenciada pelos teores de umidade do solo e da atmosfera; no entanto isto não foi avaliado neste trabalho. Pessenti (2017), ao utilizar S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> na virada de coloração na cv. Primitivo, observou incremento da massa de bagas quando comparado à testemunha. No entanto, esta tendência não foi observada no presente trabalhos em ambas as safras. Isto pode ser devido à diferença das cultivares, que podem responder de forma distinta em função de efeitos sinérgicos entre os diversos fatores edafoclimáticos e bioquímicos aos quais estão sujeitas. Carvalho (2000) e Vilas Boas (2000) afirmam que a perda de massa entre a aplicação e a colheita é causada pela aplicação do ABA, posto que este regulador vegetal induz a deterioração, murchamento e enrugamento das bagas. No entanto, este comportamento foi observado em ambas as safras nos tratamentos que utilizaram etefom na virada de coloração [ETF (V)].

A **Erro! Autoreferência de indicador não válida.** compila os resultados referentes aos teores de sólidos solúveis, pH do mosto e acidez titulável dos tratamentos utilizando etefom e S-ABA para ambas as safras.

Tabela 3 - Teor de sólidos solúveis, pH do mosto e acidez titulável de uvas Merlot submetidas à aplicação de etefom e ácido abscísico para as safras 2018/2019 e 2019/2020.

Safr	2018/2019			2019/2020		
	SS (°Brix)	pH (adim.)	AT (% m/v) <sup>*</sup>	SS (°Brix)	pH (adim.)	AT (% m/v) <sup>*</sup>
T0 - Testemunha	20,5 ab	2,98 c	0,57 a	21,88 d	3,39 cd	0,55 a
T1 - ETF (V)	20,3 ab	2,99 c	0,39 b	23,97 a	3,57 a	0,48 b
T2 - ETF (15DAC)	20,5 ab	3,07 b	0,38 b	23,05 b	3,42 bcd	0,48 b
T3 - ETF (V) + S-ABA (15DAC)	21,1 a	3,11 ab	0,55 a	21,72 d	3,47 b	0,51 ab
T4 - S-ABA (V)	21,05 ab	3,10 b	0,54 a	22,92 bc	3,43 bc	0,51 ab
T5 - S-ABA (15DAC)	20,2 b	3,11 ab	0,51 a	22,97 b	3,28 e	0,55 a
T6 - S-ABA (V) + S-ABA (15DAC)	21,0 ab	3,17 a	0,56 a	22,30 cd	3,28 e	0,56 a
T7 - S-ABA (V) + ETF (15DAC)	21,0 ab	3,11 ab	0,54 a	22,87 bc	3,35 de	0,49 b
C.V. (%)	1,86	0,90	8,07	1,25	0,88	4,97

Nota: ETF(V): etefom 200 mg·L<sup>-1</sup> na troca de coloração; ETF (15DAC): etefom 200 mg·L<sup>-1</sup> 15 dias antes da colheita; ETF (V) + S-ABA (15DAC): etefom 200 mg·L<sup>-1</sup> na troca de coloração + S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> 15 dias antes da colheita; S-ABA (V): S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> na troca de coloração; S-ABA (15DAC): S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> 15 dias antes da colheita; S-ABA (V) + S-ABA (15DAC) S-ABA 300 mg·L<sup>-1</sup> na troca de coloração + S-ABA 300 mg·L<sup>-1</sup> 15 dias antes da colheita; S-ABA (V) + ETF (15DAC): S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> na troca de coloração + etefom 200 mg·L<sup>-1</sup> 15 dias antes da colheita. Médias em coluna seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo Teste de Tukey a 5% de probabilidade. \* - equivalente-grama de ácido tartárico por 100 g de mosto.

Para a safra 2018/2019 o valor máximo de sólidos solúveis (21,1 °Brix) foi obtido na combinação da aplicação de ETE (V) + S-ABA (15 DAC). Já no tratamento S-ABA (V) + ETF (15DAC), o teor de sólidos solúveis foi de 21,0 °Brix, sendo considerado como intermediário entre os valores obtidos. Isto indica que pode ter ocorrido interferência do etefom, quando aplicado na virada de coloração, no incremento dos teores de sólidos solúveis das bagas.

Observou-se na safra 2018/2019, variação entre os tratamentos, sendo que o menor teor de sólidos solúveis foi de 20,2 °Brix e o maior teor encontrado foi de 21,1 °Brix. Cabe salientar que ambos os tratamentos que apresentaram resultados (máximo e mínimo) tiveram como característica comum à aplicação de S-ABA (15DAC).

Para a safra 2019/2020, os tratamentos nos quais foram aplicados apenas etefom destacaram-se positivamente em relação aos demais. O melhor tratamento foi ETF (V), cujo teor médio de sólidos solúveis foi de 23,97 °Brix, ao contrário ao tratamento ETF (V) + S-ABA (15DAC), que apresentou teor de 21,72 °Brix, valor abaixo da testemunha (21,88 °Brix).

Pires e Botelho (2001) afirmam em seus estudos que em nenhuma situação a aplicação de etefom influenciou a concentração de sólidos solúveis, mas apenas provocou redução dos teores de acidez titulável em testes realizados com uvas cv. Merlot. Os mesmos autores também afirmam que a ação do etefom, quando aplicado em cachos com 15% de cor, acentua e antecipa a coloração geral das bagas; por outro lado, quando aplicado no amolecimento de bagas, antecipa o momento de maturação. Os resultados obtidos na safra 2018/2019, apresentaram a mesma tendência; porém, esta se repete na safra 2019/2020, onde a aplicação de etefom causou aumento na concentração de sólidos solúveis quando comparado à testemunha e à aplicação de S-ABA.

Para a safra 2018/2019, os valores de pH dos tratamentos apresentaram-se acima do pH da testemunha, com exceção do tratamento ETF (V) (Tabela 3). O tratamento S-ABA (V) + S-ABA (15 DAC) apresentou diferença significativa frente à testemunha e aos demais tratamentos, cujo mosto foi menos ácido do que os mostos provenientes dos demais tratamentos.

Considerando os valores de pH do mosto na safra 2019/2020, todos os tratamentos apresentaram valores na faixa de 3,2 a 3,6. É importante considerar que o

maior valor (3,57) ocorreu no tratamento ETF (V), sendo considerado o menos ácido entre todos os tratamentos em termos de acidez livre.

Segundo a legislação brasileira, não há valor máximo estipulado para pH de vinhos, mas apenas pH mínimo, cujo valor é 2,9 (BRASIL, 1998). Todos os tratamentos, em ambas as safras, apresentaram valores de pH acima do estipulado pela legislação.

Em relação à acidez titulável para a safra 2018/2019, apenas os tratamentos T1 [ETF (V)] e T2 [ETF (15DAC)] apresentaram-se estatisticamente inferiores à testemunha; os demais tiveram desempenho similar, não diferindo estatisticamente desta. Entre os tratamentos, a menor acidez titulável ocorreu no tratamento ETF (15DAC), com 0,38% m/v, enquanto que a maior acidez ocorreu com a testemunha, com 0,57% m/v.

Referente à safra 2019/2020, a acidez titulável apresentada pela testemunha apresentou teor de 0,55 % m/v, diferenciando-se estatisticamente dos tratamentos compostos por etefom, seja aplicado isolado ou 15 DAC junto ao S-ABA. Conforme a Tabela 3, pode-se verificar menores teores de acidez titulável para os tratamentos ETF (V) e ETF (15DAC), ambos apresentando teor de acidez titulável de 0,48 % m/v, e o tratamento S-ABA (V) + ETF (15DAC) com acidez titulável de 0,49 % m/v.

Em relação aos dados de pH e acidez titulável na safra 2019/2020, observa-se que houve sinergismo entre os reguladores de crescimento, respondendo às características relacionadas ao paladar ácido dos vinhos.

Pessenti (2017), em experimento com uvas cv. Primitivo e utilização de S-ABA ( $600 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ ), apresentou como possível justificativa para o comportamento observado neste trabalho que a relação entre a acidez titulável e o teor de sólidos solúveis é inversamente proporcional, ou seja, com o aumento do teor de sólidos solúveis ocorre diminuição da acidez titulável.

Segundo Lerin (2014), não foi observado diferença estatística para sólidos solúveis, pH e acidez total no mosto de bagas com aplicações de S-ABA nas doses de 200, 400, 600 e  $800 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  na virada de coloração em uvas Cabernet Sauvignon cultivadas nas regiões de Bento Gonçalves e Vacaria (RS) nas safras de 2011/2012 e 2012/2013, tendência esta também observada neste trabalho.

Miele e Rizzon (2003) afirmam que bagas de tamanho menor favorecem a liberação de minerais, influenciando na salificação dos ácidos e, conseqüentemente, diminuindo os valores de pH e aumentando os teores de acidez. Tendência semelhante

foi observada neste trabalho na safra 2019/2020 quando relacionados os dados dos tratamentos S-ABA (15DAC) e S-ABA (V) + S-ABA (15DAC), que apresentaram os menores diâmetros de baga (12,50 e 12,45 mm, respectivamente); ambos os tratamentos apresentaram os menores de teores de pH (ambos 3,28) e os maiores teores de acidez titulável, com 0,55 e 0,56% m/v. Pires e Botelho (2001) também afirmaram que a ação do etefom induziria a uma redução dos teores de acidez titulável, comportamento semelhante ao observado neste trabalho.

Fregoni (1998) afirma que há uma relação entre o aumento do pH com a diminuição da acidez titulável, posto que ambos sofrem influência dos mesmos fatores e são parâmetros correlacionados. Isto pode ser observado nos tratamentos ETF (V) e S-ABA (V) + S-ABA (15DAC), referentes à safra 2019/2020. Para ETF (V), o pH obtido foi de 3,57; a acidez titulável foi de 0,48% m/v, sendo, respectivamente, o maior teor de pH e o menor teor de acidez total dentre todos os tratamentos. Por outro lado, o tratamento S-ABA (V) + S-ABA (15DAC) apresentou o menor pH (3,28) e a maior acidez titulável (0,56% m/v) quando comparado aos demais tratamentos.

A Tabela 4 apresenta os resultados referentes aos teores de compostos fenólicos e antocianinas dos tratamentos com etefom e S-ABA para as duas safras.

Tabela 4 - Teor de compostos fenólicos e antocianinas no mosto de uvas Merlot submetidas à aplicação de etefom e ácido abscísico para as safras de 2018/2019 e 2019/2020.

Safr	2018/2019		2019/2020	
	Comp. fenólicos (mg·100 g <sup>-1</sup> ) <sup>1</sup>	Antocianinas (mg·kg <sup>-1</sup> ) <sup>2</sup>	Comp. fenólicos (mg·100 g <sup>-1</sup> ) <sup>1</sup>	Antocianinas (mg·kg <sup>-1</sup> ) <sup>2</sup>
T0 - Testemunha	81,4 b	532,1 bc	56,57 a	432,08 abc
T1 - ETF (V)	81,7 b	546,0 bc	56,80 a	478,05 a
T2 - ETF (15DAC)	82,7 b	506,1 bc	41,76 bc	393,30 bc
T3 - ETF (V) + S-ABA (15DAC)	71,5 c	501,3 bc	32,93 c	362,68 c
T4 - S-ABA (V)	74,7 bc	514,7 bc	47,60 ab	458,70 ab
T5 - S-ABA (15DAC)	76,6 bc	470,8 c	38,21 bc	464,12 ab
T6 - S-ABA (V) + S-ABA (15DAC)	80,1 bc	588,5 b	37,41 bc	391,14 bc
T7 - S-ABA (V) + ETF (15DAC)	102,0 a	719,3 a	46,78 ab	420,01 abc
C.V. (%)	5,13	8,69	10,93	7,59

Nota: ETF(V): etefom 200 mg·L<sup>-1</sup> na troca de coloração; ETF (15DAC): etefom 200 mg·L<sup>-1</sup> 15 dias antes da colheita; ETF (V) + S-ABA (15DAC): etefom 200 mg·L<sup>-1</sup> na troca de coloração + S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> 15 dias antes da colheita; S-ABA (V): S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> na troca de coloração; S-ABA (15DAC): S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> 15 dias antes da colheita; S-ABA (V) + S-ABA (15DAC) S-ABA 300 mg·L<sup>-1</sup> na troca de coloração + S-ABA 300 mg·L<sup>-1</sup> 15 dias antes da colheita; S-ABA (V) + ETF (15DAC): S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> na troca de coloração + etefom 200 mg·L<sup>-1</sup> 15 dias antes da colheita. Médias em coluna seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo Teste de Tukey a 5% de probabilidade. <sup>1</sup> – miliequivalente-grama de ácido gálico por 100 g de mosto; <sup>2</sup> – miliequivalente-grama de cianidina-3-glicosídeo por quilograma de mosto.

Pode-se observar que na safra 2018/2019 o tratamento que recebeu a aplicação de S-ABA (600 mg·L<sup>-1</sup>) no momento do virada de coloração, combinado à aplicação de etefom (200 mg·L<sup>-1</sup>) 15 dias antes da colheita, apresentou os maiores teores de



compostos fenólicos e antocianinas totais quando comparado à testemunha e aos demais tratamentos, podendo-se considerar que há sinergismo entre os dois produtos quando nesta ordem de aplicação.

Para o teor de compostos fenólicos na safra 2018/2019, o tratamento S-ABA (V) + ETF (15DAC) apresentou o maior teor ( $102,0 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$ ); o menor teor ( $71,5 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$ ) ocorreu no tratamento ETF (V) + S-ABA (15DAC). Em relação às antocianinas, o tratamento S-ABA (V) + ETF (15DAC) apresentou teor de  $719,3 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ , enquanto que o menor teor ocorreu no tratamento S-ABA (15DAC), com  $470,8 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ .

A eficiência da aplicação do tratamento S-ABA (V) + ETF (15 DAC) (Tabela 4) pode ser resultado da combinação dos reguladores de crescimento. Segundo Domingues Neto et al. (2017), o S-ABA é responsável pela promoção, síntese e acúmulo de antocianinas nas bagas. Gardin et al. (2012), em estudos com a cv. Cabernet Sauvignon no município de Videira (SC), reportaram que, quando S-ABA e etefom são aplicados juntos, o S-ABA potencializa o efeito do etefom, aumentando a capacidade deste de liberar etileno, sendo possível antecipar o amadurecimento das uvas, intensificando a coloração das bagas.

Para o teor de compostos fenólicos na safra 2019/2020, observou-se que a testemunha apresentou o maior teor ( $56,7 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$ ), seguido da aplicação de etefom (V) ( $56,80 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$ ). O menor resultado foi de  $32,93 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$ , correspondente ao tratamento ETF (V) + S-ABA (15DAC).

Para os teores de antocianinas totais na safra 2019/2020, o tratamento ETF (V) foi o que apresentou o maior teor ( $478,05 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ ). Por outro lado, o tratamento ETF (V) + S-ABA (15DAC) foi o que teve o menor teor de antocianinas ( $362,68 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ ); porém, os tratamentos não diferiram estatisticamente da testemunha ( $432,08 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ ).

Apresentando o mesmo comportamento dos dados do presente trabalho referentes à safra 2018/2019 para compostos fenólicos e antocianinas, Gardin et al. (2012) comentaram que tratamentos contendo etefom, quando associados ao S-ABA, apresentaram melhores resultados em relação ao teor de compostos fenólicos quando comparados à testemunha ou a reguladores vegetais aplicados isolados. Resultados semelhantes também foram obtidos por Vaccaro et al. (2019) em testes com cv. Cabernet Sauvignon em Garibaldi (RS), onde a ação sinérgica entre S-ABA e etefom promoveram melhores resultados quando comparados aos valores obtidos com a aplicação de fitorreguladores de forma isolada.

O efeito sinérgico se deve, principalmente, porque o S-ABA atua na síntese de antocianinas e o etefom influencia o amadurecimento das bagas pela síntese de etileno. Colli e Purgat (2008) afirmam que o S-ABA também pode atuar como promotor de síntese de etileno quando aplicado, o que explicaria o comportamento observado neste trabalho. Os valores obtidos no tratamento S-ABA (V) + ETF (15 DAC) evidenciam que, quando associados, S-ABA e etefom podem potencializar o efeito dos produtos nas bagas de forma sinérgica, incrementando a pigmentação e concentrando maiores quantidades de antocianinas, podendo, conseqüentemente, antecipar a maturação. La Campagne et al. (2010) afirmaram que o S-ABA é um corregulador da leucoantocianidina redutase (LAR) e da antocianidinas redutase (ANR), enzimas responsáveis pela formação de (+)-catequinas e (-)-epicatequinas nas uvas.

Em estudos realizados em Garibaldi (RS) no ano de 2018 com o cv. Cabernet Sauvignon com os reguladores vegetais etefom e S-ABA, Vaccaro et al. (2019) obtiveram resultados satisfatórios em relação ao teor de compostos fenólicos nos tratamentos contendo etefom e etefom + S-ABA, com aumentos significativos quando comparados à testemunha, de 41,0 e 48,2% respectivamente.

Rodrigues; Giradi e Scarpate (2010) verificaram que o uso de etefom melhorou a coloração de uvas Rubi, mesmo em condições ambientais não favoráveis ao desenvolvimento das bagas de sua coloração. Segundo Ruiz-Garcia et al. (2012), em estudos realizados com a cultivar Sauvignon Blanc na região de Villaverde de Medina (Espanha), os mostos procedentes de uvas tratadas com etefom tendem a apresentar maior teor de compostos fenólicos do que uvas não tratadas, quando o etefom é aplicado até nos dias que antecedem a colheita. Esses dados apresentam tendência convergente com os do presente trabalho quando aplicados em dose única no momento de virada de coloração ou 15 dias antes da colheita (15 DAC).

Rufato et al. (2016) verificaram aumento do teor de compostos fenólicos na casca de uvas da cultivar Isabel tratada com S-ABA  $600 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  na virada de coloração no município de Pinto Bandeira (RS). Sandhu et al. (2011) estudaram efeitos de duas aplicações de  $300 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  de S-ABA em uvas “Alachua” de mesa e “Noble” vinífera na cidade de Apopka (EUA), em que foi verificado que o S-ABA promoveu maior acúmulo de polifenóis em uvas “Noble” quando aplicado duas vezes; para o cv. “Alachua” não houve diferença significativa.

De acordo com Almeida et al. (2016), luz e temperatura são fatores de extrema importância para a biossíntese de antocianinas, cuja influência sobre a produção é

preponderante. Sabe-se que a luz aumenta os teores de açúcares na película das bagas, induzindo ao acúmulo de antocianinas. Para as variedades *Vitis vinífera* L. (uvas europeias), as antocianinas são produzidas durante o período de fase pintor, caracterizadas pela mudança de cor e textura das bagas devido à concentração de antocianinas na película. Concomitantemente, há incremento no teor de compostos fenólicos e na densidade da coloração dos vinhos.

No entanto, é importante ressaltar que a concentração de antocianinas nas bagas pode estar sendo subestimada devido à metodologia aplicada. Esta prevê a utilização das películas e não das bagas. Devido à alta concentração de antocianinas no mesocarpo, os valores obtidos na extração de antocianinas e compostos fenólicos obtidos quando *in natura*, podem diferir grandemente, conforme observado por Tardaguila et al. (2010), estudando o cultivar Grenache na região de Rioja (Espanha).

Para os dados obtidos na safra 2019/2020, observou-se comportamento semelhante ao descrito no estudo de Pessenti (2017), que utilizou S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> no momento de virada de coloração no cv. Primitivo, afirmando que não houve incremento nos teores de compostos fenólicos quando comparado à testemunha. Semelhante a isto, foi observado neste experimento que o tratamento S-ABA (V), apresentou 47,60 mg·100 g<sup>-1</sup> em relação à testemunha, que apresentou 56,7 mg·100 g<sup>-1</sup>.

Pessenti (2017) reportou que os teores de antocianinas totais nos tratamentos com S-ABA foram superiores à testemunha. O regulador vegetal S-ABA apresentou tendência semelhante à observada neste trabalho quando aplicado sozinho e em dose única de S-ABA na virada de coloração, cujo tratamento apresentou teor de antocianinas de 458,70 mg·kg<sup>-1</sup>; a testemunha apresentou 432,08 mg·kg<sup>-1</sup>. O mesmo autor, ao utilizar S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> na virada de coloração no cv. Malbec em 2015, não observou diferença significativa entre o tratamento com S-ABA e a testemunha. No entanto, para a safra de 2016, o tratamento S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> na virada de coloração apresentou o maior teor de antocianinas, porém não diferiu dos tratamentos S-ABA 200 e 400 mg·L<sup>-1</sup>.

#### **4.2.2. Parâmetros de qualidade dos vinhos**

Devido à influência da estiagem na Serra Gaúcha durante os meses de janeiro e fevereiro de 2020, não houve produção suficiente de frutos para a realização de duas fermentações de cada tratamento, inviabilizando a análise estatística clássica

(ANOVA). Desta forma, utilizou-se uma análise multivariada de componentes principais (PCA – *Principal Component Analysis*) para observar as diferenças e possíveis relações entre os parâmetros de qualidade dos vinhos produzidos em função de cada tratamento.

A Tabela 5 apresenta os dados de teor alcoólico, densidade e acidez titulável dos vinhos provenientes das uvas tratadas com etefom e S-ABA para ambas as safras. Observou-se que, independentemente da dose e do produto, todos os tratamentos tiveram maior graduação alcoólica do que a testemunha em ambos os ciclos produtivos.

Tabela 5 - Teor de etanol, densidade e acidez titulável de vinhos provenientes de uvas Merlot tratadas com etefom e ácido abscísico, produzidos nas safras 2018/2019 e 2019/2020.

Tratamento	2018/2019			2019/2020		
	Etanol (% v/v)	Densidade (g·mL <sup>-1</sup> )	Acidez titulável (% m/v)*	Etanol (% v/v)	Densidade (g·mL <sup>-1</sup> )	Acidez titulável (% m/v)*
T0 - Testemunha	9,10 c	0,992 a	0,68 a	11,9	0,9906	0,63
T1 - ETF (V)	10,35 b	0,993 a	0,63 a	13,3	0,9908	0,67
T2 - ETF (15DAC)	10,50 b	0,993 a	0,65 a	12,5	0,9908	0,84
T3 - ETF (V) + S-ABA (15DAC)	10,80 ab	0,992 a	0,66 a	12,4	0,9909	0,66
T4 - S-ABA (V)	10,45 b	0,993 a	0,63 a	12,7	0,9901	0,69
T5 - S-ABA (15DAC)	10,75 ab	0,993 a	0,68 a	12,0	0,9909	0,67
T6 - S-ABA (V) + S-ABA (15DAC)	11,50 a	0,992 a	0,60 a	12,7	0,9916	0,67
T7 - S-ABA (V) + ETF (15DAC)	10,55 b	0,992 a	0,62 a	12,0	0,9909	0,57
C.V. (%)	2,07	0,03	5,07	-	-	-

Nota: ETF(V): etefom 200 mg·L<sup>-1</sup> na troca de coloração; ETF (15DAC): etefom 200 mg·L<sup>-1</sup> 15 dias antes da colheita; ETF (V) + S-ABA (15DAC): etefom 200 mg·L<sup>-1</sup> na troca de coloração + S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> 15 dias antes da colheita; S-ABA (V): S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> na troca de coloração; S-ABA (15DAC): S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> 15 dias antes da colheita; S-ABA (V) + S-ABA (15DAC) S-ABA 300 mg·L<sup>-1</sup> na troca de coloração + S-ABA 300 mg·L<sup>-1</sup> 15 dias antes da colheita; S-ABA (V) + ETF (15DAC): S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> na troca de coloração + etefom 200 mg·L<sup>-1</sup> 15 dias antes da colheita. Médias em coluna seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo Teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Os dados para o teor de etanol na safra 2018/2019 mostram que todos os tratamentos diferiram estatisticamente da testemunha, que obteve teor alcoólico de 9,10% v/v. O maior teor alcóólico foi obtido com o tratamento S-ABA (V) + S-ABA (15DAC) com 11,50% v/v, porém, este não diferiu dos demais tratamentos em que foi aplicado S-ABA (15DAC), seja isolado ou combinado ao etefom.

Para os valores obtidos nos tratamentos da safra 2019/2020, a testemunha também apresentou o menor valor (11,9 % v/v). O maior teor alcóólico ocorreu no tratamento ETF (V), com 13,3 % v/v. Para os tratamentos em que S-ABA (V) foi aplicado sozinho ou combinado, o teor alcoólico variou de 12,0 a 12,7 % v/v.

Pessenti (2017), ao aplicar S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> no estágio de virada de coloração em uvas Malbec, verificou que ocorreram diferenças nos teores de álcool dos vinhos quando comparados à testemunha.

A densidade do vinho é influenciada pelo processo fermentativo e, conseqüentemente, pelo teor de graduação alcoólica, pela quantidade de material dissolvido e pela quantidade de açúcares residuais. Em relação a este parâmetro, não ocorreu diferença estatística em nenhum dos tratamentos em ambas as safras.

Para os dados de acidez titulável dos vinhos na safra 2018/2019, não houve diferença significativa quando comparados à testemunha. Estes valores apresentaram-se dentro do limite estipulado pela legislação brasileira (IBRAVIN, 2019), que estipula uma variação de 55 a 130 meq·L<sup>-1</sup> (aprox. 0,40 a 1,00% m/v), caracterizando a maturação adequada de colheita para elaboração dos vinhos.

Referente aos teores de acidez titulável dos vinhos para a safra 2019/2020, os tratamentos variaram de 0,57 a 0,84 % m/v, também estando dentro do limite de 55 a 130 meq·L<sup>-1</sup> (aprox. 0,40 a 1,00% m/v), estipulado pela legislação brasileira (IBRAVIN, 2019), indicando que as uvas estavam em estado de maturação adequada para colheita e elaboração dos vinhos.

Para a safra 2019/2020 é possível observar que o momento de aplicação do S-ABA pode ter influenciado a acidez do mosto. Nos tratamentos em que foi realizada a aplicação de ETF (V) + S-ABA (15 DAC) observou-se valores de acidez titulável similares aos tratamentos S-ABA (15DAC) e S-ABA (V) + S-ABA (15DAC), cujos valores de acidez titulável foram 0,66 e 0,67 % m/v, respectivamente.

Rizzon e Miele (2003) estudaram a composição físico-química de vinhos Merlot provenientes da Serra Gaúcha. Pode-se verificar que os vinhos obtidos neste trabalho nas duas safras apresentaram parâmetros físico-químicos semelhantes aos dados reportados pelos autores anteriormente citados, enquadrando-se nos requisitos da legislação brasileira (BRASIL, 1998) e também às normas do MERCOSUL (1996), cujos parâmetros e faixas de valores detalhados estão apresentados no apêndice D.

A Tabela 6 apresenta os resultados de índice de cor e tonalidade dos vinhos produzidos em ambas as safras, tratados com diferentes doses de etefom e S-ABA em dois estágios de desenvolvimento das videiras.

Tabela 6 - Índice de cor e tonalidade de vinhos provenientes de uvas Merlot tratadas com etefom e ácido abscísico, produzidos nas safras 2018/2019 e 2019/2020.

Safr a	2018/2019		2019/2020		
	Tratamento	Índice de cor	Tonalidade	Índice de cor	Tonalidade
T0 - Testemunha		0,707 c	0,74 a	1,189	0,613
T1 - ETF (V)		0,876 abc	0,69 a	1,612	0,643
T2 - ETF (15DAC)		0,812 abc	0,65 a	1,407	0,597
T3 - ETF (V) + S-ABA (15DAC)		0,838 abc	0,63 a	1,341	0,656
T4 - S-ABA (V)		1,058 a	0,64 a	1,239	0,633
T5 - S-ABA (15DAC)		0,807 bc	0,62 a	1,295	0,593

T6 - S-ABA (V) + S-ABA (15DAC)	1,050 ab	0,69 a	1,006	0,626
T7 - S-ABA (V) + ETF (15DAC)	0,898 abc	0,65 a	1,257	0,620
C.V. (%)	7,07	6,64	-	-

Nota: ETF(V): etefom 200 mg·L<sup>-1</sup> na troca de coloração; ETF (15DAC): etefom 200 mg·L<sup>-1</sup> 15 dias antes da colheita; ETF (V) + S-ABA (15DAC): etefom 200 mg·L<sup>-1</sup> na troca de coloração + S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> 15 dias antes da colheita; S-ABA (V): S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> na troca de coloração; S-ABA (15DAC): S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> 15 dias antes da colheita; S-ABA (V) + S-ABA (15DAC) S-ABA 300 mg·L<sup>-1</sup> na troca de coloração + S-ABA 300 mg·L<sup>-1</sup> 15 dias antes da colheita; S-ABA (V) + ETF (15DAC): S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> na troca de coloração + etefom 200 mg·L<sup>-1</sup> 15 dias antes da colheita. Médias em coluna seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo Teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Em relação ao índice de cor, o tratamento que apresentou maior índice na safra 2018/2019 foi S-ABA (V) (1,058); a testemunha apresentou o menor índice de cor (0,707). Observou-se que a aplicação de etefom diminuiu o potencial de coloração, observado nos tratamentos em que foi aplicado isolado ou associado ao S-ABA.

Para a safra 2019/2020 em relação ao índice de cor, o tratamento que apresentou o maior valor foi ETF (V) (1,612), o menor valor ocorreu no tratamento S-ABA (V) + S-ABA (15DAC) (1,006), enquanto que a testemunha apresentou índice de cor 1,189 (Tabela 6).

Em relação à tonalidade dos vinhos da safra 2018/2019, nenhum tratamento diferiu significativamente entre si, incluindo a testemunha. Para a safra 2019/2020, os valores de tonalidade variaram entre 0,613 para a testemunha, que apresentou o menor valor, até 0,656, que ocorreu no tratamento ETF (V) + S-ABA (15 DAC) apresentando o maior valor. Para os tratamentos usando S-ABA, observou-se que, quando realizados no momento de virada de coloração, estes induziram maior tonalidade, sendo: S-ABA (V) (0,633), S-ABA (V) + S-ABA (15DAC) (0,626) e S-ABA (V) + ETF (15DAC) (0,620).

Observou-se também que a aplicação de etefom na safra 2019/2020 aumentou o potencial de coloração dos vinhos, podendo ser observado nos tratamentos em que o etefom foi aplicado isolado [ETF (V) e ETF (15DAC)] e quando aplicado com o ABA [ETF (V) + S-ABA (15DAC)]. Para o S-ABA, aplicado sozinho ou em conjunto com etefom, os índices de coloração foram intermediários, com S-ABA (V) + S-ABA (15DAC) apresentando índice de cor de 1,006 e S-ABA (V) + ETF (15DAC) apresentando índice de 1,257.

Pessenti (2017), ao utilizar S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> na virada de coloração em uvas do cv. Primitivo, não obteve diferença significativa quando comparado à testemunha para a safra de 2015. Porém, ao repetir o experimento em 2016, todos os tratamentos compostos por S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> no momento de virada de coloração induziram maior índice de cor. É digno de nota comentar que todos os tratamentos que apresentaram

incremento no índice de cor ao utilizar S-ABA 600 mg·L<sup>-1</sup> neste estágio também apresentaram maior teor de antocianinas totais quando comparados à aplicação de etefom.

Gardin et al. (2012) reportaram resultados de coloração de uvas semelhantes aos obtidos neste trabalho em relação à aplicação de S-ABA e etefom no cv. Cabernet Sauvignon no município de Videira (SC). Os autores citaram que a associação dos dois produtos apresentou melhores resultados em relação à coloração quando comparados à testemunha ou a reguladores vegetais aplicados isolados. Resultados semelhantes também foram obtidos por Vaccaro et al. (2019) em testes com cv. Cabernet Sauvignon em Garibaldi (RS), onde a ação sinérgica entre S-ABA e etefom promoveram melhores resultados quando comparados aos valores obtidos com tratamentos isolados.

A cor dos vinhos é uma das observações no momento da degustação; ela determina a qualidade do vinho perante seu poder de armazenagem. Devido à alta incidência solar no sistema espaldeira, a exposição dos cachos aos raios solares é facilitada, promovendo acúmulo de flavonóis nas uvas, incrementando a coloração final dos vinhos (FOGAÇA; DAUTH, 2012).

Fogaça e Dauth (2012) analisaram a coloração de vinhos jovens da cv. Merlot, sem aplicação de reguladores vegetais para incremento de coloração, oriundos da Campanha e Serra Gaúcha (RS), nos anos de 2009 e 2010. Os autores reportaram valores de coloração variando de 0,606 a 1,030 em 2009 e de 0,394 em 2010 para vinhos produzidos em Dom Pedrito e valores de tonalidade de 0,555 e 0,809 para vinhos produzidos em Bento Gonçalves no ano de 2010.

Ao analisar os dados obtidos neste trabalho, pode-se observar que os vinhos apresentaram maior coloração quando comparado aos dados obtidos por Fogaça e Dauth (2012). Porém, deve-se destacar que o vinho produzido com uvas não tratadas com hormônios vegetais (testemunha) apresentou índice de cor mais elevado do que os resultados reportados pelos autores citados, de forma que provavelmente já existia naturalmente uma maior concentração de pigmentos nas uvas utilizadas neste trabalho, indicando uma provável não influência da aplicação dos hormônios.

As figuras 7a e 7c apresentam o círculo de correlações entre os parâmetros de qualidade dos vinhos produzidos com as uvas tratadas, provenientes das safras 2018/2019 e 2019/2020, cultivadas na região de Campestre da Serra e Antônio Prado. As Figuras 7b e 7d apresentam a dispersão dos vinhos de acordo com o grau de

similaridade de seus parâmetros de qualidade em função dos tratamentos aplicados nestas safras.

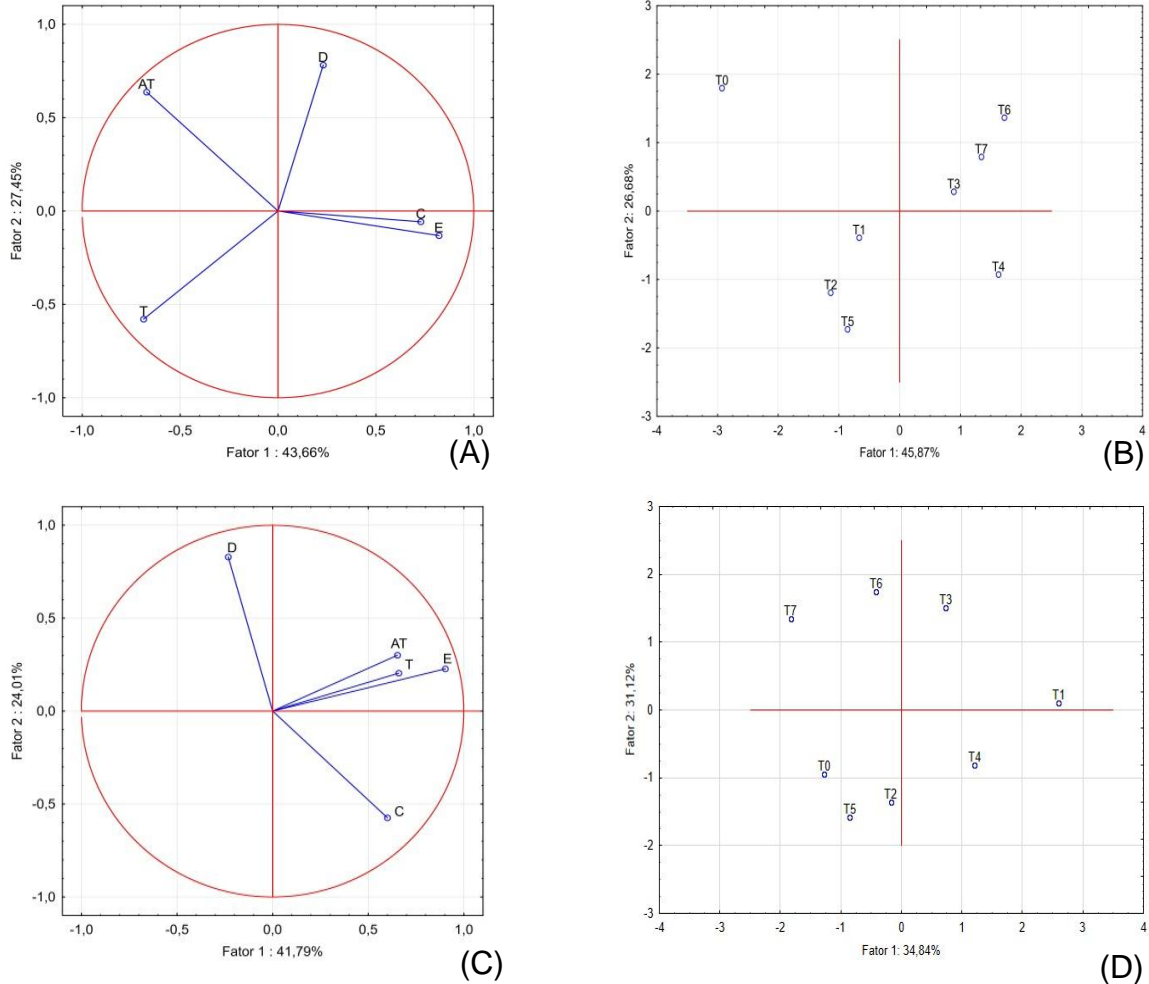


Figura 7 - Círculo de correlações (A,C) e dispersão (B,D) para os parâmetros de qualidade dos vinhos provenientes de uvas Merlot tratadas com etefom e ácido abscísico na safra 2018/2019 (A,B) e 2019/2020 (C,D).

T: tonalidade; AT: acidez titulável; D: densidade; E: etanol; C: coloração. T0: testemunha; T1: ETF(V): etefom  $200 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  na virada de cor; T2: ETF (15DAC): etefom  $200 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  15 dias antes da colheita; T3: ETF (V) + S-ABA (15DAC): etefom  $200 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  na virada de cor + S-ABA  $600 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  15 dias antes da colheita; T4: S-ABA (V): S-ABA  $600 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  na virada de cor; T5: S-ABA (15DAC): S-ABA  $600 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  15 dias antes da colheita; T6: S-ABA (V) + S-ABA (15DAC) S-ABA  $300 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  na virada de cor + S-ABA  $300 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  15 dias antes da colheita; T7: S-ABA (V) + ETF (15DAC): S-ABA  $600 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  na virada de cor + etefom  $200 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  15 dias antes da colheita.

A PCA (Figura 7A) representava 72,55% da variação total observada, permitindo identificar os fatores que apresentaram as maiores influências nas características finais dos vinhos. Puertas et al. (2008) citam que a coloração e o teor de etanol os principais fatores considerados em relação à qualidade dos vinhos. Tendo em vista isto, pode-se perceber a relação direta (ângulo agudo) entre a coloração (C) e o teor de etanol (E). A densidade (D) dos vinhos, devido à quase ortogonalidade com C e E, não apresentou



relação nenhuma. Os parâmetros de tonalidade (T) e acidez titulável (AT) apresentaram-se negativamente correlacionados (ângulo obtuso) com C e E, indicando uma relação inversamente proporcional de T e AT com C e E.

De acordo com o gráfico de dispersão na figura 7B, que representou 65,80% da variação total dos dados avaliados, foi possível classificar os tratamentos em quatro quadrantes, com grupos distintos de resultados. O quadrante superior direito (grupo 1) foi composto pelos tratamentos T3, T6 e T7. O quadrante inferior direito (grupo 2) foi composto pelo tratamento T4. O quadrante superior esquerdo (grupo 3) foi composto pela testemunha. O quadrante inferior esquerdo (grupo 4) foi composto pelos tratamentos T1, T2 e T5.

Referente ao quadrante superior direito, representado pelos tratamentos T3 - ETF (V) + S-ABA (15 DAC); T6 - S-ABA (V) + S-ABA (15 DAC); e T7 - S-ABA (V) + ETF (15DAC), este apresentou como características principais os maiores teores de sólidos solúveis e a alta acidez titulável, sendo que estes três tratamentos não diferiram entre si estatisticamente. Todos os tratamentos deste quadrante receberam aplicação de S - ABA em alguma fase de maturação. Para o quadrante inferior direito, observamos que o T4 [S-ABA (V)], se manteve isolado dos demais tratamentos devido aos altos valores de pH e o baixo teor de compostos fenólicos e antocianinas totais.

Observamos que, para o quadrante superior esquerdo, a testemunha (T0) manteve-se isolada dos demais tratamentos por apresentar teor de sólidos solúveis, pH e antocianinas em valores intermediários aos demais tratamentos, porém, esta apresentou baixa concentração de compostos fenólicos e alta acidez titulável.

O quadrante inferior esquerdo, representado pelos tratamentos T1 - ETF (V); T2 - ETF (15DAC) e T5 - S-ABA (15 DAC), apresentaram como características o baixo teor de sólidos solúveis, baixos valores de pH, acidez titulável, compostos fenólicos e antocianinas.

Observamos, ao comparar os tratamentos, que T1, T2 e T5 não difeririam estatisticamente entre si, da mesma forma que os tratamentos T3, T6 e T7 também não apresentaram diferenças entre si na safra 2018/2019.

Para a safra 2019/2020, a Figura 7C apresenta o círculo de correlações entre os parâmetros de qualidade dos vinhos obtidos. A Figura 7D apresenta a dispersão dos vinhos produzidos na safra em função da similaridade dos parâmetros de qualidade, avaliando as uvas tratadas com etefom e S-ABA.

O círculo de correlações (Figura 7C) representou 71,11% da variação total dos dados, permitindo identificar quais relações poderiam existir entre as características finais dos vinhos. Considerando a proposição de Puertas et al. (2008), que citam a coloração e o teor de etanol como os principais parâmetros de importância para a qualidade dos vinhos, pode-se observar que o teor de etanol (E) e a coloração (C) apresentaram-se positivamente correlacionados, embora não tão fortemente. A tonalidade (T) esteve mais correlacionada com o teor de etanol do que com a coloração; a acidez titulável (AT) apresentou uma correlação mais forte com a coloração. A densidade (D) dos vinhos não esteve relacionada com o teor de etanol, e esteve negativamente relacionada com a coloração; no entanto, esta relação é muito fraca.

De acordo com o gráfico de dispersão na figura 7 D, que representava 65,96% da variação total dos dados avaliados, foi novamente possível classificar os tratamentos em quatro quadrantes, com grupos distintos de resultados. O quadrante superior direito (grupo 1) foi composto pelos tratamentos T1 e T3. O quadrante inferior direito (grupo 2) foi composto pelo tratamento T4. O quadrante superior esquerdo (grupo 3) foi composto pelos tratamentos T6 e T7. O quadrante inferior esquerdo (grupo 4) foi composto pela testemunha (T0) e pelos tratamentos T2 e T5.

Referente aos tratamentos do quadrante superior direito, estes não apresentam semelhanças, mas sim dados opostos. T1 [ETF (V)] apresentou menor massa de cem bagas, alto teor de sólidos solúveis e alto teor de compostos fenólicos. Já o T3 [ETF (V) + S-ABA (15 DAC)], apresentou alta massa de cem bagas, baixo teor de sólidos solúveis e baixo teor de compostos fenólicos.

Observamos que, para o quadrante inferior direito, o T4 [S-ABA (V)], apresentou baixo teor de sólidos solúveis, teores intermediários de pH e compostos fenólicos e alto teor de antocianinas, mantendo-se no mesmo quadrante nas duas safras.

Os tratamentos do quadrante superior esquerdo, T6 [S-ABA (V) + S-ABA (15 DAC)] e T7 [S-ABA (V) + ETF (15DAC)], apresentaram menor peso de cem bagas, menor pH, altos valores de antocianinas e valor intermediário de compostos fenólicos.

Referentes aos tratamentos do quadrante inferior esquerdo, que foram a testemunha (T0), T2 [ETF (15DAC)] e T5 [S-ABA (15 DAC)], estes apresentaram como características principais valores intermediários de sólidos solúveis e de pH.

Observamos, ao comparar os tratamentos T1 e T3, que estes não difeririam estatisticamente entre si; o mesmo aconteceu com a testemunha e os tratamentos T2 e

T5. Da mesma forma, os tratamentos T6 e T7 também não apresentaram diferença entre si na safra 2019/2020.

Observamos que os tratamentos T2, T3, T4 e T5 responderam da mesma forma em ambas as safras, permanecendo nos mesmos quadrantes. Já os tratamentos T6 e T7 mudaram de quadrante, porém mantiveram-se juntos em ambas as safras.

A Tabela 7 compila os coeficientes de correlação de Spearman, para as safras de 2018/2019 e 2019/2020, podendo determinar os principais parâmetros de qualidade do mosto que apresentaram influência sobre a qualidade dos vinhos obtidos neste trabalho.

Tabela 7 - Coeficientes de correlação de Spearman (R) entre os parâmetros de qualidade dos mostos e vinhos provenientes das uvas tratadas com etefom e S-ABA na safra 2018/2019.

	Parâmetro	Vinhos				
		Etanol	Densidade	AT	Cor	Tom
Mostos	Diâmetro	-0,1149	0,4096	<b>0,8337</b>	-0,6130	-0,2650
	Massa de cem bagas	0,3095	0,3273	-0,3133	0,0238	-0,0843
	SS	0,3374	-0,4969	-0,3598	0,6266	-0,1646
	pH	<b>0,9515</b>	-0,3354	-0,4321	0,3660	-0,4568
	AT	0,1437	<b>-0,8232</b>	0,0061	-0,0359	-0,3333
	Fenólicos	-0,3333	0,0000	-0,3133	-0,2381	-0,5181
	Antocianinas	-0,1190	-0,4364	<b>-0,7711</b>	0,2381	-0,6988

Os coeficientes marcados em negrito apresentaram diferença estatística significativa a 5% de probabilidade ( $\alpha = 0,05$ ).

Para a safra 2018/2019, de acordo com os coeficientes de correlação observados, podemos verificar que as correlações se apresentaram estatisticamente significativas entre o pH dos mostos e o teor de etanol dos vinhos; o teor de antocianinas dos mostos e o diâmetro de bagas; e o teor de sólidos solúveis e pH dos mostos.

Dentre as correlações significativas, as que apresentaram relação direta (positiva) foram para o diâmetro de bagas e acidez titulável dos vinhos; pH dos mostos e teor de etanol nos vinhos. Uma relação inversa (negativa) foi observada entre a AT do mosto e a densidade dos vinhos e o teor de antocianinas do mosto e a AT dos vinhos. Dentre estas, pode-se observar a correlação bastante forte entre o pH do mosto e o teor de etanol do vinho, com 0,9515; considerando que, quanto mais próximo de 1, mais forte é a correlação.

A Tabela 8 compila os coeficientes de correlação de Spearman referentes à safra 2019/2020 para os parâmetros do mosto e dos vinhos produzidos.

Tabela 8 - Coeficientes de correlação de Spearman (R) entre os parâmetros de qualidade dos mostos e vinhos provenientes das uvas tratadas com etefom e S-ABA na safra 2019/2020.

Parâmetro	Vinhos					
	Etanol	Densidade	AT	SS	Cor	Tom
Diâmetro	-0,1205	<b>-0,8225</b>	-0,3660	-0,3095	0,2620	-0,1190
Massa de cem bagas	-0,4670	-0,0123	-0,2196	-0,2381	0,4762	-0,0238
SS	0,4820	-0,2578	0,3172	-0,4524	0,5952	-0,2619
pH	0,4606	-0,5310	0,1473	0,1796	0,6228	0,6946
AT	-0,3190	0,3500	0,2112	-0,0970	<b>-0,8123</b>	-0,1818
Fenólicos	0,1205	<b>-0,7365</b>	-0,0244	-0,1667	0,1190	0,0000
Antocianinas	0,1325	-0,4788	0,3660	-0,4524	0,2381	-0,1905

Os coeficientes marcados em negrito apresentaram diferença estatística significativa a 5% de probabilidade ( $\alpha = 0,05$ ).

Para a safra 2019/2020, podemos verificar que ocorreu significância estatística entre o diâmetro das bagas e o teor de compostos fenólicos dos mostos e a densidade dos vinhos e entre a acidez titulável dos mostos e a coloração dos vinhos. Todas as correlações estatisticamente significativas foram negativas. É digno de nota comentar que as correlações podem ser consideradas fortes, cujos valores (em módulo) variaram de 0,7365 a 0,8225.

#### 4.3. EFEITO DOS REGULADORES VEGETAIS NA UVA MERLOT

Quando aplicados de maneira inadequada, qualquer produto considerado seguro pode causar fitotoxicidade, cujos efeitos podem atingir qualquer parte da planta, como ramos, folhas ou frutos. Estes danos podem acontecer por vários motivos, sendo os mais comuns dosagens muito altas, misturas incompatíveis entre produto e espalhante, pH inadequado da calda, condições ambientais não propícias ao tratamento (extremos de temperatura e umidade), aplicação em estádios sensíveis da planta ou sensibilidade do cultivar (WILCOX et al., 2015).

Do ponto de vista fisiológico, a sensibilidade das bagas e o rachamento das películas pode ser dado pelo avanço da maturação junto à variação de volume das células, que não possuem elasticidade suficiente para suportar as reações ocasionadas pelo fluxo de água inconstante que ocorre conforme a disponibilidade hídrica do solo. O rachamento de bagas é um dos problemas mais comuns das espécies frutíferas com casca fina, como cereja, maçã e tomate, diferenciando apenas a resistência e susceptibilidade sendo caracterizada por baixa, média ou alta (BORGES et al., 2012).

Para a cultura da videira, danos que expõem a polpa e sementes podem influenciar negativamente a qualidade do mosto no momento do processamento e vinificação. Diversos estudos relatam a sensibilidade e resistência por componentes genéticos entre as variedades, devidas também à influencia do meio onde estão

estabelecidas, como ocorrência de chuvas em época de colheita e disponibilidade de água no solo após períodos de estiagem (LULU et al., 2005).

Na execução deste trabalho, observou-se, nas duas safras, a ocorrência de possível fitotoxidez nas bagas quando aplicado etefom no momento de virada de coloração. A aplicação de ETF (15DAC) ou quando combinado aos tratamentos ETF (V) + S-ABA (15DAC) ou S-ABA (15 DAC) + ETF (V) não demonstrou quaisquer alterações morfológicas ou danos físicos em bagas, pedicelos ou ráquis. Os sintomas visíveis nas bagas para o tratamento de ETF (V) foram ráquis e pedicelos escurecidos, bagas murchas, polpa e sementes expostas, fácil desgrane e folhas com sintomas de senescência.

A Figura 8 apresenta o aspecto visual dos cachos tratados com etefom e S-ABA na virada de coloração nas safras de 2018/2019 e 2019/2020, respectivamente.

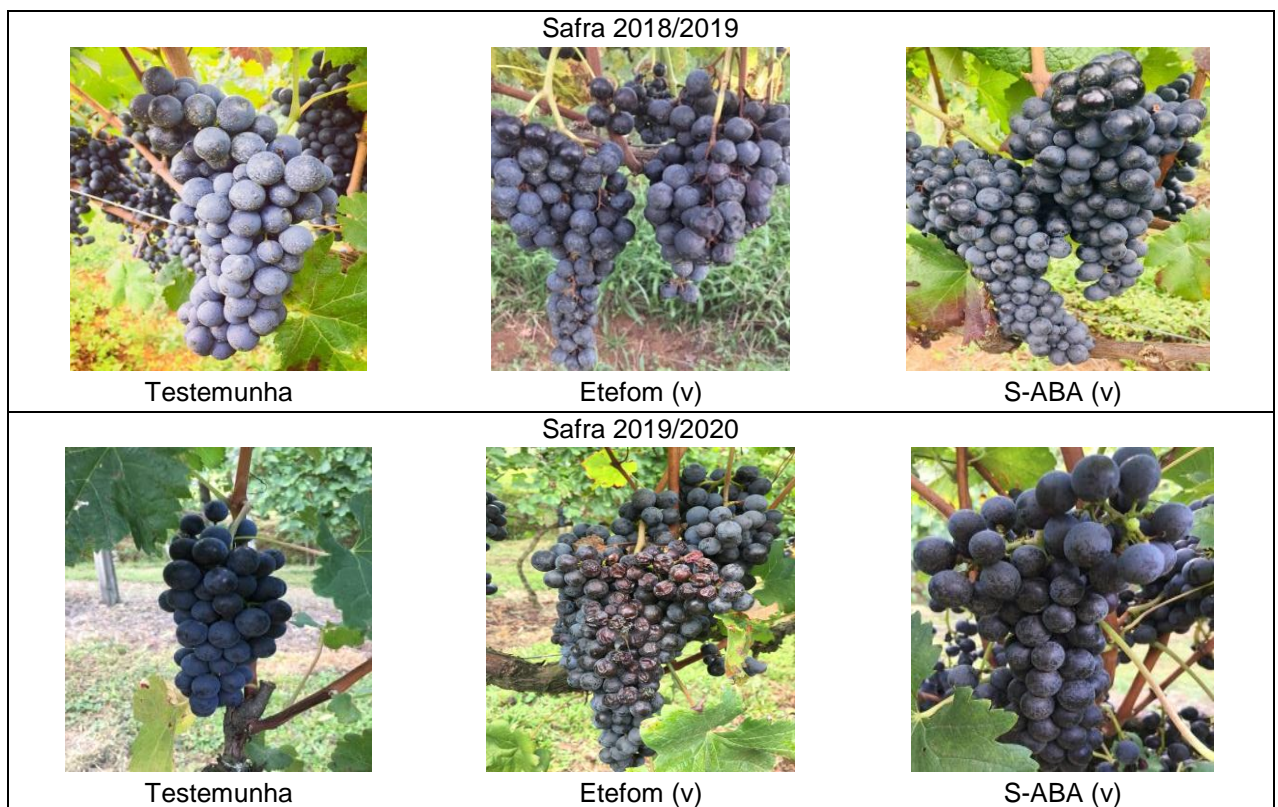


Figura 8 - Aspecto visual dos cachos e tratados com etefom e S-ABA no momento de virada de coloração (v), comparados à testemunha, nas safras de 2018/2019 e 2019/2020

Pantano (2002) reportou que a aplicação de etefom em uva rubi induziu a um aumento da abscisão dos frutos em pós-colheita (24 h), amolecimento de bagas e adiantamento na colheita. Phatak et al. (1980), que analisaram o efeito da aplicação de etefom em uvas 'Muscadínea' em Clemson, Carolina do Sul (EUA), nas concentrações de zero, 570, 1000 e 2000 mg.L<sup>-1</sup> aplicados um, dois ou três dias antes da colheita,

verificaram aumento na abscisão dos frutos, desgrane dos cachos e amolecimento de bagas.

Castro e Vieira (2011) afirmam que o uso de etileno pode estar envolvido em processos de desidratação de bagas, escurecimento de ráquis e degrane devido à reação enzimática ocorrentes em tecidos vegetais. Fracaro (2000) observou que, após a aplicação de etefom em folhas e frutos de videiras cv. Rubi nas concentrações de 720, 960 e 1.200 mg·L<sup>-1</sup>, o amarelecimento iniciou em cinco dias; após nove dias iniciou-se a queda de folhas e, após quinze dias, os ramos apresentavam 34% de desfolhamento.

Sartori et al. (2007), ao utilizar etefom 400 mg·L<sup>-1</sup> foliar em pomar de tangerinas cv. Montenegrina no município de Butiá (RS), observou queda de folhas das plantas, indicando que houve efeito de fitotoxicidade nesta concentração, apresentando comportamento semelhante ao descrito por Sartori et al. (2007) ao utilizar etefom via foliar em tangerineiras na cidade de Porto Alegre (RS). Segundo Domingues et al. (2017), o etefom é considerado efetivo na indução da queda de folhas e de frutos em espécies cítricas quando aplicado doses acima de 500 mg·L<sup>-1</sup>.

Szyjewicz et al. (1984), iniciando estudos com etefom na Argentina para facilitar o desprendimento das bagas do ráquis para colheita mecanizada, afirmaram que os efeitos do etefom são muito variáveis em função do momento de aplicação, dose, cultivar, vigor vegetativo e clima. Os mesmos autores observaram que concentrações de 400 e 800 mg·L<sup>-1</sup>, aplicadas entre 8 e 20 dias antes da colheita, promoviam a abscisão por cicatrização da zona de inserção do ráquis com a baga. Também foi observada a queda precoce de bagas antes do final da maturação, O etefom foi testado e aprovado como promotor de abscisão para mirtilo, oliveiras, cereja, laranja e por último, em uvas no cultivar Concord pelos mesmos autores.

Fidelibus et al. (2007a) afirmam que o desprendimento das bagas pode ser um dos efeitos negativos do uso de etefom por este ser agente de abscisão, ainda que sendo influenciado pelo clima e momento de aplicação. Soares e Leão (2009) afirmam que a utilização de etefom em videiras condiciona a desgrana de bagas e diminui a resistência delas, não sendo recomendada sua utilização em cultivares sensíveis à exposição climática, evitando sua utilização em períodos de estresse quando sua resistência é naturalmente reduzida.

Leão e Borges (2009) afirmam que, ao utilizar etefom na dose de 1,5 mL·L<sup>-1</sup> no Submédio do Vale do São Francisco, houve promoção no amadurecimento de ramos e

bagas, causando senescência de folhas precocemente em uvas de mesa das cultivares Benitaka, Red Globe e Crimson Seedless. Contudo, os mesmos autores indicam que, devido ao produto ser utilizado como desfolhante, a calda deve ser aplicada em pulverizações dirigidas aos cachos no início da mudança de coloração para que este não induza a abscisão de folhas e frutos. Desta forma, deve-se evitar a aplicação do etefom em períodos chuvosos, onde sua resistência é diminuída.

Os produtos podem causar fitotoxicidade por diferentes mecanismos de ação, podendo ser sistêmicos (absorção e translocação) ou por contato direto com o tecido. Os sintomas variam de acordo com o produto e a sensibilidade da planta. De modo geral, as folhas jovens são as que apresentam danos mais visíveis, que podem ser clorose, necrose encurtamento de ramos e atrofia ou má formação, causando o secamento e queda de folhas. Em bagas, estas podem apresentar escoriações, fissuras ou cicatrizes devido à sensibilidade da película que protege as bagas ou à secagem do ráquis por estresse da planta, como quando são aplicados adubos foliares com altos teores de potássio (EMBRAPA, 2016). A aplicação de etefom pode causar efeitos indesejáveis nas videiras e nas bagas. Os comportamentos observados neste trabalho indicam que, ao utilizar etefom no estágio de virada de coloração em uvas Merlot, a aplicação deste fitormônio pode acarretar no desgrane das bagas e manchas necróticas em folhas.

#### 4.4. CONSIDERAÇÕES GERAIS

Neste estudo, foi possível observar a influência da aplicação de etefom e ácido abscísico em uvas Merlot, conduzidas em sistema de espaldeira, sendo que o efeito dos reguladores de crescimento variou entre os dois locais de produção e as condições climáticas de cada safra para os municípios de Campestre da Serra e Antônio Prado.

De acordo com os resultados observados, seria equivocado afirmar que um produto é melhor que o outro devido às características próprias de sua formulação e sua função. Da mesma forma, não pode assegurar que ambos reguladores vegetais alcançaram a máxima eficiência esperada, mesmo com o manejo do vinhedo sendo realizado conforme as recomendações técnicas, devido à influência das condições edafoclimáticas.

Os resultados obtidos aqui para os mostos indicaram concentração de sólidos solúveis, acidez titulável dos vinhos e teor alcoólico acima do nível considerado

aceitável para produção de vinhos finos de qualidade em ambas as safras, independente das doses utilizadas.

A aplicação exógena de etefom na concentração de  $200 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  15 dias antes da colheita, quando aplicado isolado, não altera as características físicas das bagas da cultivar Merlot. Já a aplicação de etefom, na mesma concentração, no período de virada de coloração promoveu danos as bagas em ambos os ciclos. O ABA apresentou-se mais eficiente para aumento do teor alcoólico de vinhos e menor tonalidade quando aplicado na concentração de  $600 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  em 15 dias antes da colheita.

Pelos resultados observados neste trabalho, é possível considerar que a utilização de reguladores vegetais, como ABA e etefom, agregam valor à produção do vinhedo em safras com comportamento climático adverso, ressaltando-se que, para cada tipo de vinho, há uma necessidade diferente em relação aos níveis de pH, acidez titulável e coloração.

Observamos que as condições da safra 2018/2019 não foram ideais para a viticultura devido ao baixo acúmulo de horas-frio, não suprimindo a necessidade das videiras e o alto volume de precipitação entre a floração e colheita, ficando acima de 800 mm, fatores estes que evidenciaram o efeito positivo de S-ABA nesta safra.

Para a safra de 2019/2020, as condições foram consideradas ideais para a produção de uvas destinada a vinhos, podendo ser relacionado ao acúmulo de horas-frio, suprimindo a necessidade das videiras, e o menor volume acumulado de chuvas entre a floração e colheita, ficando abaixo de 700 mm. Neste caso, a forte estiagem pode ter influenciado a ação dos produtos, onde o stress causado nas plantas pode ter suprimido a aplicação de S-ABA devido a este ser o hormônio do stress, o que ressaltou positivamente a aplicação de etefom, apresentando maior incremento na qualidade das uvas.

Pode-se enfatizar que a utilização do ácido abscísico e etefom proporcionaram bons resultados em uvas quando relacionados às características de maturação tecnológica, sendo uma alternativa promissora a viticultura na Serra Gaúcha.



### 3 CONCLUSÕES

A localização dos vinhedos e o clima pareceram não influenciar de forma significativa a eficiência dos fitormônios empregados, visto que nos dois anos os tratamentos T2 [ETF (15DAC)], T3 [ETF (V) + S-ABA (15DAC)], T4 [S-ABA (V)] e T5 [S-ABA (15DAC)] permaneceram nos mesmos quadrantes na PCA em função da similaridade entre os parâmetros de qualidade dos vinhos (Figuras 7 e 9).

Outros estudos de cunho mais aprofundado devem ser realizados para avaliar o efeito dos fatores climáticos sobre o desenvolvimento de uvas da cv. Merlot sob aplicação de etefom. Os tratamentos empregando etefom (tanto na virada de coloração quanto 15 dias antes da colheita) apresentaram alta variabilidade nos resultados em ambas as safras.

A aplicação de etefom na concentração de  $200 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  no estágio de virada de coloração pode causar efeitos indesejáveis nas bagas, como desbagoamento precoce, sensibilidade da epiderme e ruptura de bagas ainda em fase de maturação.

A aplicação de S-ABA na concentração de  $600 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$  na *virada de coloração* induziu maiores teores de sólidos solúveis nas uvas, resultando em vinhos com maior volume de etanol e coloração. Este mesmo tratamento também apresentou redução da tonalidade e da acidez total dos mostos e vinhos.

Os resultados obtidos neste estudo mostraram que o uso de S-ABA 15 dias antes da colheita pode auxiliar no incremento dos teores de compostos fenólicos e antocianinas em uvas da cv. Merlot, cultivadas na região da Serra Gaúcha.

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABE L.T.; MOTA, R.V.; LAJOLO, F.M.; GENOVESE, M.I. **Compostos fenólicos e capacidade antioxidante de cultivares de uvas *Vitis labrusca* L. e *Vitis vinifera* L.** Ciência e Tecnologia de Alimentos, v.27, p.394-400, 2007.

**A História do Vinho no Brasil.** Associação Brasileira de Enologia. 2017. Disponível em: <https://www.enologia.org.br/curiosidade/a-historia-do-vinho-no-brasil>. Acesso em: 11 abr. 2020.

ALMEIDA, M. B.; ONO, E. O. **Efeitos de diferentes níveis de desfolha sobre a fisiologia, a produção e a qualidade das uvas e dos vinhos da variedade Syrah em condições tropicais semiáridas brasileiras.** Revista Semiárido de Visu, Petrolina, v. 4, n. 3, p.160-175, 2016.

ANDREI, E. (Ed.) **Compêndio de defensivos agrícolas.** 9. Ed. São Paulo: Andrei, 2013. 1618 p.

ANTONIOLLI, L.R.; CASTRO, P.R. de C. e; KLUGE, R.A.; FILHO, J.A.S. **Utilização de embalagem de polietileno na conservação de caquis 'Giombo' durante o armazenamento refrigerado.** Revista Brasileira de Fruticultura, Jaboticabal, v. 25, n.1, p. 77 – 80 2003.

AOAC international, 2016 **Official Methods of Analysis of AOAC** (OMA) Online. Disponível em: <http://www.eoma.aoac.org>. Acesso em: 23 mar. 2020.

BAIANO, A.; GIANNI, A. de; PREVITALI, M. A.; NOBILE, M. A. Del; NOVELLO V.; PALMA L. de. **Effects of defoliation on quality attributes of Nero di Troia (*Vitis vinifera* L.) grape and wine.** Food Research International. v. 75, p.260-269, set. 2015.

BLOUIN, J.; GUIMBERTEAU, G. **Maduración y madurez de la uva.** Madrid: Mundi-Prensa Libros. 157p. 2004

BORGES, R.S.; ROBERTO, S.R.; YAMASHITA, F.; OLIVATO, J.B.; ASSIS. A.M.; **sensibilidade ao rachamento de bagas das videiras 'concord', 'isabel' e 'brs rúbea'.** Revista Brasileira Fruticultura, Jaboticabal - SP, v. 34, n. 3, p. 814-822, Setembro 2012

BONGHI, C.; RIZZINI, F.M.; GAMBUTI, A.; MOIO, L.; CHKAIBAN, L.; TONUTTI, P. **Phenol compound metabolism and gene expression in the skin of wine grape (*Vitis vinifera* L.) berries subjected to partial postharvest dehydration.** Postharvest Biology and Technology, v. 67, p.102–109, 2012.

BORGHEZAN, M.; GAVIOLI, O.; PIT, F.A.; SILVA, A.L. da. **Comportamento vegetativo e produtivo da videira e composição da uva em São Joaquim, Santa Catarina.** Pesquisa Agropecuária Brasileira, v.46, p.398-405, 2011a.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Portaria no . 283, de 18 de junho de 1998. **Diário Oficial da República Federativa do Brasil**. Brasília, DF, 22 jun. 1998. Secção 1, n.106. Acesso em 18 jul.2020

BRASIL. Instituto Brasileiro de geografia e estatística - IBGE. (Org.). Levantamento sistemático da produção agrícola: **Pesquisa Mensal de Previsão e Acompanhamento das Safras Agrícolas no Ano Civil**. Rio de Janeiro: IBGE, v. 29, n.12, 82 p, 2016. Disponível em: [ftp://ftp. IBGE. gov.br/Producao\\_Agricola/Levantamento\\_Sistematico\\_da\\_Producao\\_Agricola\[mensal\]/Fascículo/2016/lspa\\_201612\\_20170222\\_133000.pdf](ftp://ftp.ibge.gov.br/Producao_Agricola/Levantamento_Sistematico_da_Producao_Agricola[mensal]/Fascículo/2016/lspa_201612_20170222_133000.pdf). Acesso em: 24 mai. 2020.

BRIGHENTI, A.F.; BRIGHENTI, E; BONIN, V.; RUFATO, L. **Caracterização fenológica e exigência térmica de diferentes variedades de uvas viníferas em São Joaquim, Santa Catarina** – Brasil. *Ciência Rural*, Santa Maria, v. 43, n.7, 2013.

BURAN, T. J; SANDHU, A. K; AZEREDO, A. M.; BENT, A. H.; WILLIAMSON, J. G.; GU, L. 2012. **Effects of exogenous abscisic acid on fruit quality, antioxidant capacities, and phytochemical contents of southern high bush blueberries**. *Food Chemistry* 132, 1375–1381.

BURIN, V. M. **Cabernet Sauvignon wines from two different clones, characterization and evolution during bottle ageing**. *LWT – Food Science and Technology*, London, v. 44, n. 9, p. 1931-1938, 2011.

CABRITA, M. J.; RICARDO-DA-SILVA, J.; LAUREANO, O. **Os compostos polifenólicos das uvas e dos vinhos**. In: I SEMINÁRIO INTERNACIONAL DE VITIVINICULTURA. Anais... Ensenada, México, 2003.

CALIARI, V. Uva e Vinho. In. EPAGRI/CEPA. **Síntese Anual da Agricultura de Santa Catarina**, Florianópolis, v. 1, ISSN 1677-5953. 191f, 2016.

CAMARGO, U. A. **Árvore do conhecimento – Uva para processamento**. AGEITEC (Agência Embrapa de Informação Tecnológica) 2017.

CARVALHO, A. V. **Avaliação da qualidade de kiwis cv. “Haryward”, minimamente processados**. 2000. 86f. Dissertação (Mestrado em Ciência de Alimentos)-Universidade Federal de Lavras, Lavras, MG, 2000.

CASTRO, P.R.C., KLUGE, R.A., PERES, L.E.P. **Manual de Fisiologia**. São Paulo: Agronômica Ceres Ltda, 2005. 640 p.

CASTRO, P.R.C.; VIEIRA, E.L. Aplicações de reguladores vegetais na agricultura tropical. Guaíba: Livraria e Editora agropecuária, 2001. 132p.

CÀSTINO, M. **La qualità dell’uva**. *Vini d’Italia*, Brescia, v.34, n.5, p.23-40, 1992

CAVALCANTI, RN; SANTOS, DT; MEIRELES, MA **Mecanismos de estabilização não térmicos de antocianinas em modelos e sistemas alimentares - Uma visão geral**. *Food Research International*, v. 44, n. 2, p. 499-509, 2011.

CHITARRA MIF & CHITARRA AB. **Pós-colheita de frutos e hortaliças: Fisiologia e manuseio**. 2 ed. Lavras, UFLA. 785 p. 2005

CHAVES MM, SANTOS TP, SOUZA CR **Deficit irrigation in grapevine improves water-use efficiency while controlling vigour and production quality**. *Annals of Applied Biology*. 2007.150: 237–252.

CLIMATE-DATA.ORG. Disponível em: <https://pt.climate-data.org/europa/italia-2/>. Acesso em: 11 abr. 2020.

COLLI, P.; PURGATT, E. Etileno. In: KERBAUY, G. B. **Fisiologia vegetal**. 2.ed. Rio de Janeiro: Guanabara, 2008. p.271-295.

COMISSÃO DE QUÍMICA E FERTILIDADE DO SOLO – CQFS RS/SC. **Manual de adubação e de calagem para os Estados do Rio Grande do Sul e de Santa Catarina**. Porto Alegre, Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 2016. 376p

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

CPTEC- Centro de previsão do tempo e estudos climáticos. **Instituto nacional de pesquisas espaciais**. Disponível em: <https://www.cptec.inpe.br/previsao-tempo/rs/vacaria> Acesso em: 13 dez. 2019.

DAI, Z. W.; OLLAT, N.; GOMÈS, E.; DECROOCQ, S.; TANDONNET, J. P.; BORDENAVE, L.; PIERI, P.; HILBERT, G.; KAPPEL, C.; LEEUWEN, C. V.; VIVIN, P.; DELROT, S. **Ecophysiological, genetic, and molecular causes of variation in grape berry weight and composition: A review**. *American Journal of Enology and Viticulture*, v.62, n 4, p.413-425, 2011.

DARIAS-MARTÍN, J. **A magnitude da copigmentação na cor dos vinhos tintos envelhecidos produzidos nas Ilhas Canárias**. *Pesquisa e Tecnologia Europeia de Alimentos*, v. 224, n. 5, p. 643-648, 2006.

DE SOUZA, M. A. A. **Essencial e avaliação do metabolismo de *Mentha arvensis* L. sob diferentes condições de cultivo**. Tese submetida como requisito parcial para Estudo das Vias Metabólicas das Plantas na Síntese de Pigmentos Naturais. Área de Concentração em Química Agrária. Seropédica, R J.: Instituto de Ciências Exatas. 2010

DE WILDE, RC **Aplicações práticas do ácido (2-cloroetil) fosfônico na produção agrícola**. *HortScience*, Mount Vernon, v. 6, n. 4, p. 364-70, 1971.

DOMINGUES NETO, F.J.; PIMENTEL JUNIOR, A.; BORGES, C.V.; CUNHA, S.R.; CALLILI, D.; LIMA, G.P.P.; ROBERTO, S.R.; LEONEL, S.; TECCHIO, M.A. **The exogenous application of abscisic acid induces accumulation of anthocyanins and pHenolic compounds of the Rubi grape**. *African Journal of Plant Sciences*, v.8, p. 2422-2432, 2017.

DRY, N. **Grapevine Rootstocks: Selection and Management For South Australian Vineyard**. Adelaide: Lythrum Press, 2007. 85 p.

EL KEREAMY, A.; CHERVIN, C.; ROUSTAN, J. P.; CHEYNIER, V.; SOUQUET, J. M.; MOUTOUMET, M.; RAYNAL, J.; FORD, C. M.; LATCHÉ, A.; PECH, J. C.; BOUZAYEN, M. **Exogenous ethylene stimulates the long-term expression of genes related to anthocyanin biosynthesis in grape berries**. *PHysiologia Plantarum*, Copenhagen, v.119, n.2, p.175-182, 2003.

EMBRAPA, **Sistema de Produção de uva e vinhos**. Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária - Bento Gonçalves, Embrapa Uva e Vinho – 2016.

EMBRAPA. **Sistema brasileiro de classificação de solos**. 2.ed. Empresa brasileira de pesquisa agropecuária. Rio de Janeiro: Embrapa Solos, 2006. 306 p.

Ethrel - **Regulador vegetal**. Agro Bayer Brasil. Disponível em: <https://www.agro.bayer.com.br/produtos/ethrel/ethrel>. Acesso em: 11 abr. 2020.

FAGAN, E. B.; ONO, E. O.; RODRIGUES, J. D.; CHALFUN JUNIOR, A.; DOURADO NETO, D. **Fisiologia vegetal: reguladores vegetais**. Andrei, 2015. 300 p.

FAVERO, A.C. **Viabilidade de produção da videira ‘Syrah’ em ciclos de verão e inverno no Sul de Minas Gerais**. 2007. 124f. Tese (Mestrado em Agronomia). Universidade Federal de Lavras. Lavras, 2007.

FIDELIBUS M.W., CATHLINE K.A. y BURNS J.K. 2007a. **Potential abscission agents for raisin, table and wine grapes**. *HortScience*, 42:1626-1630.

FIDELIBUS, M. W.; PEPPI, M. C. **Abscissic acid: a potencial tool for improving the color of table grapes**. *Proceedings 33rd Plant Growth Regulation Society of America (PGRSA) Annual Meeting, Canadá, 2006*.

FOGAÇA, A.O.; DAUDT, C.E.; **Copigmentation and color of brazilian merlot wines i. Influence of skin contact time**. Departamento de Tecnologia e Ciência dos Alimentos, Federal University of Santa Maria / *Journal International des Sciencies de la Vigne et du Vin*, 2012, 46, n°1, 51-56, Bordeaux , France.

FORTES A.M., TEIXEIRA R.T., AGUDELO-ROMERO P. **Complex interplay of hormonal signals during grape berry ripening**. *Molecules*, 20, 9326-9343, 2015

FLORES, C. A.; PÖTTER, R. O.; FASOLO, P. J.; HASENACK, H.; WEBER, E. **Levantamento semidetalhado de solos: Região da Serra Gaúcha - Estado do Rio Grande do Sul**. Porto Alegre: Editora da UFRGS. 2007.

FRACARO, A. A. **Efeito de doses crescentes de Etefom em videira ‘rubí’ (*Vitis vinifera* L.), cultivada na Região Noroeste do estado de São Paulo**. 2000. 79 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Faculdade de Engenharia de Ilha Solteira da Universidade Estadual Paulista Julio de Mesquita Filho. Ilha Solteira, 2000.

FREGONI, P. **Viticultura di qualità**. Lungodige Galtorossa: Informatore Agrário, 1998. 707p.

GARDIN, J.P.P; SCHUMACHER, R.L.; BETTONI, J.C.; PETRI, J.L.; SOUZA, E.L. **Ácido abscísico e Etefom: influência sobre a maturação e qualidade das uvas Cabernet Sauvignon**. Revista Brasileira de Fruticultura, v.34, n.2, p.321-327, 2012.

GÓMEZ-MIGUEL, V. **Influencia de los factores edafoclimáticos em la calidad del vino**. UNED. Zamora 26. Gómez, P. (Desarrollo de uma metodologia edafoclimática para zonificación vitícola. Tesis Doctoral. Universidad Politécnica de Madrid, 1999.

GRIS, E.F.; BURIN, V.M.; BRIGHENTI, E.; VIEIRA, H.; BORDIGNON-LUZ, M.T. **PHenology and ripening of Vitis vinifera L. grape varieties in São Joaquim, southern Brazil: a new South American wine growing region**. Investigación Agraria, v.37, n.2, p.61-75, 2010.

HERJAVEC, S. et al. **Influência de diferentes tempos de maceração na composição e nas propriedades sensoriais da antocianina dos vinhos Blatina**. Agriculturae Conspectus Scientificus , v. 77, n. 1, p. 41-44, 2012.

HILT, C. y BESSIS, R. 2003. **Abscission of grapevine fruitlets in relation to ethylene biosynthesis**. Vitis, 42: 1-3.

HIRAI, R.D. **Mais produtividade na uva**. Revista Cultivar Hortalças e Frutas, n.7, p.35-26, 2001.

IBGE. **Levantamento Sistemático da Produção Agrícola** - agosto 2018. Disponível em: [https:// sidra.ibge.gov.br/home/lspa/brasil](https://sidra.ibge.gov.br/home/lspa/brasil). Acesso em: 09 mai. 2020.

ILAND, P.; BRUER, N.; EDWARDS, G.; WEEKS, S.; WILKES, E. **Chemical analyses of grapes and wine: techniques and concepts**. Australia: Campbelltown, 2004. 48 p.

ILC T., WERCK-REICHHART D., NAVROT N. **Meta-analysis of the core aroma components of grape and wine aroma**. Front. Plant Sci., 7, 1-15., 2016.

INFOVINI. **Produzir viticultura**. Videira. Porta-enxerto. Versão eletrônica, 2008.

INSTITUTO ADOLFO LUTZ. **Normas Analíticas do Instituto Adolfo Lutz. v. 1: Métodos químicos e físicos para análise de alimentos**, 3. ed. São Paulo: IMESP, 2008. p. 25-26.

INSTITUTO BRASILEIRO DO VINHO (IBRAVIN). **Panorama geral**. 2019. Disponível em: <http://www.ibravin.org.br/Panorama-Geral>. Acesso em: 13 mar. 2020.

INSTITUTO BRASILEIRO DO VINHO (IBRAVIN) **Instrução Normativa nº 14**, de 8 de fevereiro de 2018 - Diário Oficial da União - Imprensa Nacional, Edição: 47, Seção: 1, Página: 4-5-6, Publicado em: 09/03/2018

JACKSON, R. S. **Wine Science: principles and applications**. 751p. Elsevier Academic Press, , 4. ed., 2014.

JEONG, S. T.; UOTO, N. G.; KOBAYASHI, S.; ESAKA, M. **Effects of plant hormones and shading on the accumulation of an-and the expression of anthocyanin biosynthetic genes iberry skins.** Plant Science, London, v. 167, n. 2, p. 247-252, 2004.

JUNGUES, A.H.; VARONE,F.;TAZZO,I.F.; CARDOSO,L.S.; Comunicado Agrometeorológico “Estiagem” 2019/2020. Publicação extra da equipe do Laboratório de Agrometeorologia e Climatologia Agrícola (LACA) do Departamento de Diagnóstico e Pesquisa Agropecuária (DDPA) da Secretaria da Agricultura, Pecuária e Desenvolvimento Rural (SEAPDR). 2020. 6p.

KELLER, M. **The science of grapevines: anatomy and pHysiology**, 1st ed. Burlington, MA, USA: Elsevier Academic Press, 2010. 377 p.

KERBAUY, G. B. **Fisiologia Vegetal.** 2. ed. Rio de Janeiro: Guanagbara Koogan, 2012. 431p.

KODUR, S. **Regulation of berry quality parameters in ‘Shiraz’grapevines through rootstocks (Vitis).** Vitis, v. 52, n. 3, p. 125-128, 2013. ISSN 0042-7500.

KONDO, S.; TOMIYAMA, H.; RODYOUNG, A.; OKAWA, K.; OHARA, H.; SUGAYA, S.; TERAHARA, N.; HIRAI, N. **Abscisic acid metabolism and anthocyanin synthesis in grape skin ate affected by light emitting diode (LED) irradiation at night.** Journal of Plant PHysiology, v.171, p. 823-829, 2014.

KONG, J. M. et al. **Analysis and biological activities of anthocyanins.** **Phytochemistry**, Oxford, v. 64, n. 5, p. 923-933, 2003.

KORBAN, S.S. **Influence of grow on fruit plantgrowth and developmend.** In: **congresso brasileiro de fruticultura**, 15, 1998. Poços de Caldas. Anais... Lavras: SBF,1998. p.56-81.

KOSHITA, Y.; T. ASAKURA; H. FUKUDA; Y. TSUCHIDA. **Nighttime temperature treatment of fruit clusters of ‘Aki Queen’ grapes during maturation and its effect on the skin color and abscisic acid content.** Vitis, Siebeldingen, v.46, p.208-209, 2007.

KOYAMA, R.; YAMAMOTO, L.Y.; BORGES, W. F. da S.; PASCHOLATI, M.B.; BORGES, R. de S.; ASSIS, A. M. de; ROBERTO, S.R. **Épocas de aplicação e concentrações de ácido abscísico no incremento da cor da uva 'Isabel'.** Semina: Ciências Agrárias, v. 35, p.1697-1706, 2014a.

LA CAMPAGNE, S.; GAGNÉ, S.; GÉNY, L. **Involvement of abscisic acid in aontrolling the proanthocyanidin biosynthesis pathway in grape skin: New elements regarding the regulation of tanin composition and leucoanthocyanidin reductase (LAR) and anthocyanidin reductase (ANR) activities and expression.** Journal Plant Growth Regulation, New York, v.28, p.81- 90, 2010.

LEÃO, P. S. C.; BORGES, R. M. E. **Melhoramento Genético da Videira**. Petrolina: Embrapa Semiárido, 2009. Disponível em: <<https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/17927/1/SDC224.pdf>> Acesso em: 22/07 abr. de 2020.

LEÃO, P. S. C.; **Reguladores de crescimento**. Petrolina: Embrapa Semiárido, 2009. Disponível em: [https://www.agencia.cnptia.embrapa.br/gestor/uva\\_de\\_mesa/arvore/CONT000g5la1eoy02wx5ok01edq5s6acuwel.html](https://www.agencia.cnptia.embrapa.br/gestor/uva_de_mesa/arvore/CONT000g5la1eoy02wx5ok01edq5s6acuwel.html) Acesso em: 22/07/2020.

LEE, J.; RENNAKER, C.; WROLSTAD, R. E. **Correlation of two anthocyanin quantification methods: HPLC and spectrophotometric methods**. Food Chemistry, Kidlington, v. 110, n. 3, p. 782-786, 2008.

LERIN, S. **Ácido abscísico em três cultivares de videira**. Dissertação (Mestrado) - Curso de Agronomia, Universidade do Estado de Santa Catarina, Lages, 102p, 2014.

LULU, J.; CASTRO, J.; PEDRO JÚNIOR, M. J. **Efeito do microclima na qualidade da uva de mesa 'Romana' (A 1105) cultivada sob cobertura plástica**. Revista Brasileira de Fruticultura, Jaboticabal, v.27, n.3, p.422-425, 2005.

MAIA, J. D. G.; CAMARGO, U. A. **O cultivo de videira Niágara no Brasil**. Brasília, DF, Embrapa, 2012. 301p.

MAILHAC, N. y CHERVIN, C. **Ethylene and grape berry ripening**. Stewart Postharvest Review 2, 2006. 1-5.

MALIEN - AUBERT, C.; DANGLES, O.; AMIOT, M. J. **Color stability of commercial anthocyanin - based extract in relation of the pHenolic composition**. Journal of Agricultural and Food Chemistry, Washington, v. 49, p.170-176, 2001.

MALINOVSKI, L. I. **Comportamento viti-enológico da videira (*Vitis vinifera* L.) de variedades autóctones italianas na região dos Campos de Palmas em Água Doce SC – Brasil**. 2013. 255 f. Doutorado (Programa de Pós-graduação em Recursos Genéticos Vegetais) - Universidade Federal de Santa Catarina. Florianópolis, 2013.

MANFROI, L.; MIELE, A.; RIZZON, L.A.; BARRADAS, C.I.N.; SOUZA, P.V. de. **Evolução da maturação da uva Cabernet Franc conduzida no sistema lira aberta**. Ciência e Agrotecnologia, Lavras, v. 28, n. 2, p. 306-313, 2004.

MANICA, I.; POMMER, C.V. **Uva: do plantio a produção, pós-colheita e mercado**. Porto Alegre: Cinco Continentes, 2006. 185 p.

MARIANI, L. **Cambiamento climatico e coltura della vite**. Rivista il Consenso, Bergamo, v.26, n.3. p.1-6, 2012.

MERCOSUL. Resolução 45/1996 do GMC. **Regulamento Vitivinícola do Mercosul**. In: Ibravin. Legislação vitivinícola. Bento Gonçalves: Ibravin, 2002.

MELLO, L. M. R. **Cadastro Vitícola do Rio Grande do Sul, 2013 a 2015**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2017.



MIELE, A.; RIZZON, L.A. **Características analíticas de vinhos Merlot da Serra Gaúcha**. Ciência Rural, Santa Maria, v. 39, n. 6, set. 2009.

MOTA, C.S.; AMARANTE, C.V.T.; SANTOS, H.P. dos; ZANARDI, O.Z. **Comportamento vegetativo e produtivo de videiras 'cabernet sauvignon' cultivadas sob cobertura plástica**. Revista Brasileira de Fruticultura, v.30, p.148-153, 2008.

MOTA, R. V.; REGINA, M. DE A.; AMORIM, D. A.; FAVERO, A. C. **Fatores que afetam a maturação e a qualidade da uva para vinificação**. Informe Agropecuário, Belo Horizonte: EPAMIG, v.27, n. 234, p. 56-64, 2006.

MOURA, M.S.B.de; TEIXEIRA, A.H.C.; SOARES, J.M. Exigências climáticas. **A viticultura no semiárido brasileiro**. Embrapa Informação Tecnológica. Capítulo 2, p.37-69. Petrolina, 2009.

MOYNA, P. E MENÉNDEZ, P. **Biotransformação de produtos naturais**. In: Serafini, L. A.; Barros, N. M. e Azevedo, J. L. (2001). Biotecnologia na agricultura e na agroindústria. Agropecuária, pp. 201-226. 2001.

MULLINS, M. G.; BOUQUET, A.; WILLIAMS, L. E. **Biology of the grapevine**. New York: University of Cambridge, 2007. 239 p.

NETO, F.J.D.; JUNIOR, A.P.; FONTANA, L.F., CORREIA, E.C.S.S.; TECCHIO, M.A. **Efeitos fisiológicos do ácido abscísico em uvas: uma revisão**. Revista Mirante, Anápolis (GO), v. 10, n. 5, dez. 2017.

OIV - International Organization of Vine and Wine. Databases and Statistics. 2017

OLLAURI, L.U; **Utilización de agentes de abscisión de la uva para optimizar la vendimia mecanizada**. Tese para optar al grado de doctora por la Universidad de Valladolid, 114 p., Espanha, 2014

OLLÉ, D.; GUIRAUD, J.L.; SOUQUET, J.M.; TERRIER, N.; AGEORGES, A.; CHEYNIER, V.; VERRIES, C. **Effect of pre- and post-v water deficit on proanthocyanidin and anthocyanin accumulation during Shiraz berry development**. Australian Journal of Grape and Wine Research, v.17, p.90-100, 2011.

ORGANIZAÇÃO INTERNACIONAL DO VINHO (OIV). **Compendium of International Analysis of Methods**. Resolution Oeno, 566, 2016. Disponível em: <http://www.oiv.int/public/medias/5158/oiv-ma-as312-01a.pdf>. Acesso em: 11 abr. 2020.

PAL, A. KAMTHANIA,M.C.; KUMAR.A. **Bioactive Compounds and Properties of Seaweeds - A Review**. Open Access Library Journal, 1, pp. 752-769. 2014.

PANTANO, S.C. **Níveis e épocas de aplicação de Etefom sobre a coloração e a qualidade dos frutos da uva 'rubí' (*Vitis vinifera* L.), cultivada na região noroeste do estado de São Paulo**. 2002. 66 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Faculdade de Ciências Agrônômicas da UNESP-Campus de Botucatu. Botucatu, 2002.

PEDRO JÚNIOR, M.S., SENTELHAS, P.C. Clima e Produção. In: Pommer, C.V. (Ed) **Uva: tecnologia de produção, pós-colheita, mercado**. Porto Alegre: Cinco Continentes, 2003. 778 p.

PEPPI, F. M.; FIDELIBUS, M. W.; DOKOOZLIAN, N. **Abscisic acid application timing and concentration affect firmness, pigmentation, and color of 'Flame Seedless' grapes**. HortScience, Alexandria, v.41, p.1440-1445, 2006.

PEPPI, M.C.; FIDELIBUS, M.W.; DOKOOZLIAN, N.K. **Application timing and concentration of abscisic acid affect the quality of 'Redglobe' grapes**. Journal of Horticultural Science and Biotechnology, United Kingdom, v. 82, p. 304–310, 2007.

PESENTI, I.L. **Desfolha, aplicação de ácido abscísico e de extratos vegetais na qualidade de uvas para vinificação**. 2017. 76 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Universidade Estadual de Ponta Grossa, Setor de Ciências Agrárias e de Tecnologia, Programa de Pós-graduação em Agronomia. Ponta Grossa, 2017.

PIEROZAN, V. L.; MANFIO, V. A **Viticultura orgânica no Rio Grande do Sul: o caso da transformação de espaço agrário de Cotiporã e Dom Pedrito**. In: ENCONTRO NACIONAL DE GEOGRAFIA AGRÁRIA, ENGA, XXIII., 2016, São Cristóvão, de 09 a 13 de nov., 2016. Anais...São Cristóvão: UFSE, 2016.

PIRES, E.J.P., BOTELHO, R.V. **Uso de reguladores vegetais na cultura da videira**. In: BOLIANI, A.C., CORRÊA, L.S. Cultura de uvas de mesa do plantio à comercialização. Piracicaba: ALGRAF, 2001, p. 129-48.

PHATAK,S.C, AUSTIN,M.E. MASON,J.S. **Ethephon as harvest-aid for muscadine grapes**. Hortiscience,v.15,n3,p.267-8,1980

PLANO DE GERENCIAMENTO INTEGRADO DE RESÍDUOS SÓLIDOS – CISGA, disponível em <http://www.cisga.com.br/fotos/educacao/arquivos/982ae52190a9e75d271ff0961e104f01.pdf> , acesso em 17 mai. 2020

PUERTAS, B. **Avaliação de processos alternativos de vinificação para aprimoramento da cor do vinho tinto**. Food Science Technology International, v. 14, p. 21-27, 2008.

REINERT, D.J. E REICHERT, J.M. 2006. **Propriedades físicas do solo**. Santa Maria: Departamento de solos,UFSM.18 p.

RIZZON, L.A.; MIELE, A. **Avaliação da cv. Merlot para elaboração de vinho tinto**. Ciência e Tecnologia de Alimentos, v.23, p.156-161, 2003.

RIZZON, L.A.; MIELE, A. **Efeito da safra vitícola na composição da uva, do mosto e do vinho Isabel da Serra Gaúcha, Brasil**. Ciência Rural, Santa Maria, v.36, n.3, p.959-964, 2006.

- ROCHA, H. A.; GUERRA, N. B. **Polifenóis em vinhos tintos: fatores envolvidos, propriedades funcionais e biodisponibilidade** Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha, México, v. 9, n.2, 2008, p.93-105.
- RODRIGUES ML, SANTOS T, RODRIGUES AP, **Hydraulic and chemical signalling in the regulation of stomatal conductance and plant water use of field grapevines growing under deficit irrigation.** Functional Plant Biology 35: 565–579. 2008.
- RODRIGUES, A.; GIRARDI, E. A.; SCARPARE FILHO, J.A. **Aplicação de Ethepon e qualidade da uva 'Rubi' em Porto Feliz-SP.** Revista Brasileira de Fruticultura, v.32, n.3, p. 925-930, 2010.
- RUFATO, L.; LERIN, S.; ALLEBRANDT, R.; FAGHERAZZI, A.F.; MARIO, A.E.; BOFF, C.E.; KRETZSCHMAR, A.A. **Abscisic acid applications increases color in grapes and juice of 'Isabel'.** Acta Horticulturae. 1115, p. 217-224, 2016.
- RUIZ-GARCIA, Y., ROMENO-C, I., GIL-MUÑOZ R., FERNANDEZ, J.I., LÓPEZ- R, J.M., GÓMEZ,P, E. (2012). **Improving grape pHenolic contente and wine chromatic characteristics through the use of two diferente elicitors: Methyl jasmonate versus benzothiadiazole.** Journal Agriculture Food Chermistry. 60:1283 – 1290.
- RUSJAN, D.; VEBERIC, R.; MIKULIC-PETKOVSEK, M. **The response of pHenolic compounds in grapes of the variety 'Chardonnay' (Vitis vinifera L.) to the infection by phytoplasma Bois noir.** European journal of plant pathology, 1-10, 2012.
- RYBÉREAU-GAYON, P.; DUBOURDIEU, D.; DONÈCHE, B.; LONVAUD, A. **Handbook of Enology: The microbiology of Wine and Vinifications.** John Wiley Sons Ltd, West Sussex, England. Edition, v. 1, 497 p. 2006.
- SANDHU, A. K.; GRAY, D. J.; LU, J.; GU, L. &. **Effects of exogenous abscisic acid on antioxidant capacities, anthocyanins, and flavonol contents of muscadine grape (Vitis rotundifolia) skins.** Food Chemistry, v. 126, n. 3, p. 982-988, 2011.
- SANTOS, R. **Metabolismo básico e origem dos metabólitos secundários.** In: Simões, C. M. O et al. Farmacognosia: da planta ao medicamento. 3.ed. Porto Alegre/Florianópolis: Ed. Universidade/UFRGS/Ed. UFSC, 2001.
- SARTORI, I.A.; KOLLER, O.C.; THEISEN, S.; SOUZA, P.V.D.; BENDER, R.B.; MARODIN, G.A.B. **Efeito da poda raleia de frutos e uso de reguladores vegetais na produção de tangerineiras (Citrus deliciosa Tenore) cv. Montenegrina.** Revista Brasileira Fruticultura. Jaboticabal - SP, v. 29, n. 1, p. 005-010, 2007.
- SCHENATO, P. G.; MELO, G. W.; SANTOS, H. P.; FIALHO, F. B.; FURLANETTO, V.; BRUNETTO, G.; DORNELES, L. T. **Influência do etefon na distribuição de nutrientes e carboidratos e sobre o crescimento em videiras jovens.** Revista Brasileira de Fruticultura, Jaboticabal, v. 29, n.2, p. 217-221, 2007.
- SEAB. Secretaria da Agricultura e do Abastecimento do Paraná. Lista de agrotóxicos. Disponível em: <http://www.agricultura.pr.gov.br/arquivos/File/defis/DFI/Lista.pdf> acessado em 05 de julho de 2020.

- SERGHEI, S. Ensaio com alternativas de madeira e taninos enológicos em vinho tinto. 2013. 61p. **Dissertação** (Mestrado em Viticultura e Enologia), Universidade de Lisboa, Faculdade de Ciências, Lisboa, 2013.
- SENTELHAS, P.C. **Aspectos climáticos para a viticultura tropical**. Informe Agropecuário, Belo Horizonte, v.19, n.194. p.9-14, 1998.
- SILVA, M. L. C.; COSTA, R. S.; SANTANA, A. dos S.; KOBILIZ, M. G. B.. **Compostos fenólicos, carotenóides e atividade antioxidante em produtos vegetais**. Ciências Agrárias, Londrina, v. 31, n. 3, p. 669-682, jul./set. 2010.
- SOUZA, J.S.I.; MARTINS, F.P. **Viticultura brasileira: principais variedades e suas características**. Piracicaba: FEALQ, 2002. 368p.
- SPOTO, M. H. F; **Introdução – Fisiologia Pós-colheita de Frutas e Hortaliças**. Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz". Disponível em: <[https://edisciplinas.usp.br/pluginfile.php/300384/mod\\_resource/content/1/Aula%201%20Fisiologia%20P%C3%B3scolheita%20Mat%20did%C3%A1tico%202015.pdf](https://edisciplinas.usp.br/pluginfile.php/300384/mod_resource/content/1/Aula%201%20Fisiologia%20P%C3%B3scolheita%20Mat%20did%C3%A1tico%202015.pdf)> Acesso em 13 jul.2020
- SZYJEWICZ, E., ROSNER, N. y KLIENER, W.M. 1984. **Etephon (2-cloroethylphosphonic acid, Ethrel, CEPA) in Viticulture**. American Journal of Enology and Viticulture, 35: 117-123.
- TAIZ, L., ZEIGER, E. **Ethylene and abscisic acid**. In: **Plant Physiology**. Redwood: The Benjamin/Cummings, 1991. p.473-1.
- TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia Vegetal**. 5. ed. Porto Alegre: Artmed, 2013. 918p
- TARDAGUILA, J.; MARTINEZ de TODA, F.; PONI, S.; DIAGO, M.P. **Impact of early leaf removal on yield and fruit and wine composition of Vitis vinifera L**. Graciano and Carignan. American Journal of Enology and Viticulture, v.61, p.372-381, 2010.
- TECCHIO, M.A. **Levantamento nutricional e diagnóstico agrônomo da videira 'Niagara Rosada' em Jundiaí e Louveira-SP**. 2005. 109 f. Tese (Doutorado em Horticultura) – Faculdade de Ciências Agrônômicas, Universidade Estadual Paulista, Botucatu, 2005.
- TERRA, M.M. Nutrição, calagem e adubação. In: POMMER, C.V. **Uva: Tecnologia de produção, pós-colheita, mercado**. Porto Alegre: Cinco Continentes, 2003. cap. 7, p. 405-476.
- TONIETTO, J.; FLORES, C. A. **Zoneamento edafoclimático da videira no Brasil**. In: ENCONTRO NACIONAL SOBRE FRUTICULTURA DE CLIMA TEMPERADO – ENFRUTE, 7., 2004, Fraiburgo. **Anais...** Caçador: Epagri, 2004. p. 53-58
- VACCARO, W.S.; RUPP, L.C.; SILVA.L.C.; GARDIN.J.P.P. **Aplicação de Etefom e ácido abscísico na maturação da uva Cabernet Sauvignon**. Revista Brasileira de Viticultura e Enologia, n. 11, p.38-46, 2019.

VALENT BIOSCIENCES CORPORATION. **Protone: Plant Growth Regulator**, 2010.

VIEIRA, C.R.Y.I.; PIRES, E.J.O; TERRA, M.M.; TECCHIO, M.A.; BOTELHO, R.V. **Efeitos do ácido giberélico e do thidiazuron sobre as características dos frutos e do mosto da uva 'Niagara Rosada'**. Revista Brasileira de Fruticultura, Jaboticabal, v. 30, n. 1, p. 012- 019, 2008.

VILAS BOAS, E. V. B. **Perdas pós-colheita**. Lavras: UFLA/FAEPE, 64 p., 2000.

VITRAC, X. **Direct liquid chromatographic analysis of resveratrol derivatives and flavonols in wines with absorbance and fluorescence detection**. Analytica Chimica Acta, Amsterdam, v. 458, n. 1, p. 103-110, apr. 2002.

WATSON, B. **Evolution of grapevine maturity**. In: Hellman, E. W. (Ed). Oregon viticulture. Corvallis, Oregon: Oregon State University Press, p. 235-245, 2003.

WILCOX, W. F.; GUBLER, W. D.; UYEMOTO J. K. **compendium of grape diseases, disorders, and pests**. 2 ed. Saint Paul; American Phytopathological Society, 2015.

ZANINI, M. C. C. **O Estado Novo e os descendentes de imigrantes italianos: entre feridas, fatos e interpretações**. In: C. Dalmolin (org.), Mordação verde e amarela. Santa Maria: Palotti, p.113-128, 2005

ZANUS, M. C. **Panorama da vitivinicultura brasileira**. In: Congresso Latino Americano de Viticultura e Enologia, 15., Congresso Brasileiro de Viticultura e Enologia, 2015, Bento Gonçalves. Anais. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho: Associação Brasileira de Enologia, 2015. p. 1-3.

## APÊNDICE A – DADOS EDAFOCLIMÁTICOS HISTÓRICOS E DOS ANOS DE 2018 E 2019

Tabela A1. Dados históricos de 1988 a 2018 (últimos 30 anos) de temperatura e precipitação mensais comparados com as médias mensais de 2018 para o município de Campestre da Serra (RS),

Mês	Temperatura mínima (°C)		Temperatura máxima (°C)		Precipitação (mm)	
	Histórica	2018	Histórica	2018	Histórica	2018
Jan.	15,8	14,9	24,8	25,5	163,3	178,0
Fev.	16,0	13,5	24,9	25,2	162,5	98,0
Mar.	15,0	14,2	23,7	25,0	107,7	172,0
Abr.	12,5	13,1	20,9	24,2	120,9	49,0
Mai.	9,9	9,0	17,4	19,0	140,7	153,0
Jun.	8,6	6,1	16,3	16,2	158,6	206,0
Jul.	7,7	7,3	16,0	17,7	192,2	185,0
Ago.	8,7	5,0	18,1	16,5	144,9	175,0
Set.	9,2	10,6	18,5	20,6	163,8	203,0
Out.	11,6	11,2	20,6	21,0	183,1	255,0
Nov.	13,0	12,7	22,7	24,2	151,5	238,0
Dez.	14,6	14,0	24,2	27,0	146,7	103,0
Média	11,8	11,0	20,6	21,8	152,9	168,0

Fonte: CPTEC, 2019.

Tabela A2. Dados históricos de 1988 a 2018 (últimos 30 anos) de temperatura e precipitação mensais comparados com as médias mensais de 2019 para o município de Antônio Prado (RS).

Mês	Temp. mínima(°C)		Temp. máxima (°C)		Precipitação (mm)	
	Histórica	2019	Histórica	2019	Histórica	2019
Jan.	16,2	18,3	25,0	26,3	161	190
Fev.	16,4	19,2	25,1	28,1	159	227
Mar.	15,3	17,4	23,8	27,3	109	109
Abr.	12,9	12,3	21,0	23,4	120	203
Mai.	10,3	11,4	17,5	20,6	143	220
Jun.	9,0	9,3	16,4	18,2	158	99
Jul.	8,1	9,8	16,0	19,3	190	33
Ago.	9,0	10,3	18,1	19,4	146	51
Set.	9,6	12,6	18,5	21,3	166	61
Out.	12,0	13,1	20,8	22,4	187	257
Nov.	13,4	14,8	22,8	22,5	153	224
Dez.	15,0	16,7	24,4	25,8	143	58
Média	12,3	13,8	20,8	22,9	153	144

Fonte: CPTEC, 2020 e fieldclimate, 2020.

## APÊNDICE B – DADO CLIMÁTICOS REFERENTE AO PERÍODO DO EXPERIMENTO

Tabela B1. Dados climáticos durante a execução do experimento (ciclo de 202 dias), ocorrido de 12 de agosto de 2018 a 03 de março de 2019, no município de Campestre da Serra (RS).

Ano	Mês	Temperatura (°C)			Precipitação		Horas de frio*
		Mínima	Máxima	Média	Dias	mm	
2018	Ago.	5,0	16,5	10,7	7	175	229
	Set.	10,6	20,6	15,6	11	203	31
	Out.	11,2	21,0	16,1	8	255	8
	Nov.	12,7	24,2	18,4	8	238	0
	Dez.	14,0	27,0	20,5	7	103	9
2019	Jan.	17,1	27,9	22,5	13	181	0
	Fev.	14,2	25,5	19,8	8	132	0
Total		-	-	-	62	1287	268
Médias		13,5	23,2	17,6	-	183,0	-

\* - considerando a temperatura como inferior a 7,2 °C. Fonte: Estação Experimental de Fruticultura de Clima Temperado (EFCT) - Embrapa. Vacaria (RS), 2019.

Tabela B2. Dados climáticos durante a execução do experimento (ciclo de 213 dias), ocorrido de 02 de agosto de 2019 a 01 de março de 2020, no município de Antônio Prado (RS).

Ano	Mês	Temperatura (°C)			Precipitação		Horas de frio*
		Mínima	Máxima	Média	Dias	mm	
2019	Ago.	9,0	10,3	9,6	4	51	186
	Set.	9,6	16,6	13,1	5	61	132
	Out.	12,0	18,1	15,5	13	257	4
	Nov.	13,4	24,8	19,1	11	224	0
	Dez.	15,0	26,7	20,8	5	58	0
2020	Jan.	17,8	27,9	22,8	16	140	0
	Fev.	17,4	27,7	22,5	8	66	0
	Mar.	17,2	28,2	22,7	1	32	0
Total		-	-	-	46	889	322
Médias		13,9	22,53	18,26	-	111,1	-

\* - considerando a temperatura como inferior a 7,2 °C. Fonte: fieldclimate, 2020.

## APÊNDICE C – PARÂMETROS DE QUALIDADE DOS SOLOS DOS VINHEDOS

Tabela C1. Resultados da avaliação de parâmetros de fertilidade dos solos de Campestre da Serra<sup>1</sup> e Antônio Prado<sup>2</sup>, RS, onde as videiras foram cultivadas, cujas amostras foram coletadas na profundidade de 0 a 20 cm.

Parâmetro	unid.	Campestre da Serra		Antônio Prado	
		Valor	Interpretação	Valor	Interpretação
pH em água	adim.	5,7	Ideal	6,7	Ideal
MO	% m/v	4,8	Média	3,4	Média
Argila	% m/v	63,0	-	30,0	-
Textura	Classe	1	-	3	-
CTC a pH 7	cmol <sub>c</sub> /L	18,0	Alta	15,9	Alta
CTC efetiva	cmol <sub>c</sub> /L	13,2	-	14,1	-
Ca	cmol <sub>c</sub> /L	9,0	Alto	11,3	Alto
Mg	cmol <sub>c</sub> /L	3,9	Alto	2,5	Alto
Al	cmol <sub>c</sub> /L	0,1	Adequado	0,0	Adequado
S	mg/L	13,3	Alto	6,0	Alto
Cu	mg/L	49,8	Alto	38,6	Alto
Zn	mg/L	15,7	Alto	31,4	Alto
B	mg/L	1,2	Alto	1,2	Alto
Mn	mg/L	37,3	Alto	18,0	Alto
P	mg/L	4,6	Médio	45,0	Muito alto
K	cmol <sub>c</sub> /L	84,0	Médio	123,0	Alto

\* - Matéria Orgânica. Fonte: Relatório de ensaio químico do solo realizado pelo Laboratório de Química e Fertilidade do Solo da Universidade de Caxias do Sul (UCS), registrado com o relatório 1537/2019 para análise de Campestre da Serra e sob número de relatório 00107/2020 para Antônio Prado (RS), para as profundidades de 0 a 20 cm.



## APÊNDICE D – CARACTERÍSTICAS FÍSICO-QUÍMICAS DOS VINHOS MERLOT PROVENIENTES DA SERRA GAÚCHA

Tabela D1. Características analíticas das uvas e dos vinhos Merlot da Serra Gaúcha.

Produto	Parâmetro	Unidade	Média	Faixa de variação
Mosto	Massa de cem bagas	g	166,0	156,0 - 177,0
	Diâmetro de bagas	mm	13,3	1,26 - 1,40
	Sólidos solúveis	°Brix	21,2	19,0 - 25,0
	Acidez titulável	% m/v	0,78	0,62 - 0,84
	pH	-	3,21	3,12 - 3,32
	Densidade a 20°C	g·mL <sup>-1</sup>	1,078	1,071 - 1,088
Vinhos	Acidez titulável*	% m/v	0,58	0,55 - 79,5
	Teor de etanol	% v/v	11,95	11,64 - 12,30
	Densidade a 20°C	g·mL <sup>-1</sup>	0,9946	0,9947 - 0,9962
	Intensidade de cor	-	0,655	0,565 - 0,746
	Coloração	-	0,717	0,626 - 0,857

\* - Considerando equivalente-grama de ácido tartárico. Fonte: Adaptado de Miele e Rizzon (2003; 2009).

Tabela D2. Faixas de variação de alguns parâmetros de qualidade de mostos e vinhos de acordo com a legislação nacional vigente.

Produto	Variável	Unidade	Mínimo	Máximo	Referencia
Mosto	Sólidos solúveis	°Brix	14,0	-	IN n°01 07/01/00
	Acidez titulável	% m/v	0,41	-	IN n°01 07/01/00
Vinhos	Acidez titulável	% m/v	0,30	0,98	Port. nº 229 25/10/88
	Teor de etanol	% v/v	8,6	14,0	Lei nº 7678 08/11/88

\* - Considerando equivalente-grama de ácido tartárico. Fonte: adaptado de Brasil (1998).