



UNIVERSIDADE  
ESTADUAL DE LONDRINA

---

LUANA TAINÁ MACHADO RIBEIRO

**APLICAÇÃO DO ÁCIDO ABSCÍSIKO DURANTE A  
MATURAÇÃO NO DESENVOLVIMENTO DA COR DA UVA  
FINA DE MESA ‘RUBI’**

LUANA TAINÁ MACHADO RIBEIRO

**APLICAÇÃO DO ÁCIDO ABSCÍSICO DURANTE A  
MATURAÇÃO NO DESENVOLVIMENTO DA COR DA UVA  
FINA DE MESA ‘RUBI’**

Dissertação de mestrado apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia da Universidade Estadual de Londrina, como requisito para a obtenção do título de Mestre em Agronomia.

Orientador: Prof. Dr. Sergio Ruffo Roberto

Londrina  
2021

Ficha de identificação da obra elaborada pelo autor, através do Programa de Geração Automática do Sistema de Bibliotecas da UEL

R484a Ribeiro, Luana Tainá Machado.  
Aplicação do ácido abscísico durante a maturação no desenvolvimento da cor da uva fina de mesa 'Rubi' / Luana Tainá Machado Ribeiro. - Londrina, 2021. 55 f. : il.

Orientador: Sérgio Ruffo Roberto.  
Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Universidade Estadual de Londrina, Centro de Ciências Agrárias, Programa de Pós-Graduação em Agronomia, 2021. Inclui bibliografia.

1. Uva - Tese. 2. Uva - Cor - Tese. 3. Antocianina - Tese. 4. Plantas - Reguladores - Tese. I. Roberto, Sérgio Ruffo . II. Universidade Estadual de Londrina. Centro de Ciências Agrárias. Programa de Pós-Graduação em Agronomia. III. Título.

CDU 63

LUANA TAINÁ MACHADO RIBEIRO

**APLICAÇÃO DO ÁCIDO ABSCÍSICO DURANTE A  
MATURAÇÃO NO DESENVOLVIMENTO DA COR DA UVA  
FINA DE MESA ‘RUBI’**

Dissertação de Mestrado apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia da Universidade Estadual de Londrina, como requisito para a obtenção do título de Mestre em Agronomia.

**BANCA EXAMINADORA**

---

Orientador: Prof. Dr. Sergio Ruffo Roberto  
Universidade Estadual de Londrina – UEL

---

Prof. Dr. Alessandro Jefferson Sato  
Universidade Federal do Paraná – UFPR

---

Prof. Dr. Renato Vasconcelos Botelho  
Universidade Estadual do Centro-Oeste –  
UNICENTRO

Londrina, 26 de fevereiro de 2021.

## AGRADECIMENTOS

A Deus pelo dom da vida e por sempre ter me guiado e me dado forças para não desistir nos momentos de dificuldade.

À minha família por acreditar na minha capacidade e determinação, pelo apoio incondicional em todos os momentos, financeiro, moral e emocional, durante esse período, em especial meu irmão Maycon Diego, minha mãe Terezinha e meu pai Milton.

Ao meu orientador Sergio, por toda instrução, perseverança, paciência, acompanhamento e suporte durante esses dois anos.

Aos meus antigos e novos amigos por todo o suporte necessário durante esses anos.

À doutoranda Maíra pelo auxílio a campo e ajuda nas análises em laboratório.

Aos produtores Antônio e Willian pela área cedida e apoio durante o desenvolvimento da pesquisa.

À UEL, ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia por todo suporte durante o mestrado. A CAPES, pela bolsa concedida. Agradeço a estrutura e todo aprendizado que obtive.

Aos meus amigos de laboratório, por sempre me acompanharem e estarem próximos quando precisei.

Aos demais funcionários, professores, técnicos e servidores da Universidade Estadual de Londrina, mesmo que indiretamente vocês foram essenciais para esta conquista. E a todos que, de alguma maneira, colaboraram para a realização desse trabalho

RIBEIRO, Luana Tainá Machado. **Aplicação do ácido abscísico durante a maturação no desenvolvimento da cor da uva fina de mesa ‘Rubi’**. 2021. 55 f. Dissertação de Mestrado em Agronomia - Universidade Estadual de Londrina, Londrina, 2021.

## RESUMO

O objetivo deste trabalho foi determinar o efeito da aplicação do *S*-ABA em diferentes fases de maturação no desenvolvimento da cor da uva fina de mesa ‘Rubi’, visando o incremento e uniformização da cor dos seus cachos, tendo como referência o teor de sólidos solúveis (SS) das bagas. O experimento foi avaliado em dois ensaios a campo, em pomares comerciais. O primeiro ensaio foi realizado em Marialva, PR, durante a safra de verão (colheita em dezembro) de 2019. Os tratamentos foram constituídos da aplicação exógena de *S*-ABA na concentração de 400 mg L<sup>-1</sup>, em diferentes fases de maturação da ‘Rubi’, de acordo com o teor de SS das bagas, assim descritos: controle (sem aplicação); SS = 8-9 °Brix; SS = 10-11 °Brix; SS = 8-9 °Brix em duas aplicações, sendo a segunda realizada aos 10 dias após a primeira; e SS = 10-11 °Brix, em duas aplicações, sendo a segunda realizada aos 10 dias após a primeira. O segundo ensaio foi realizado em Cambira, PR, durante a safra temporã ou de outono (colheita em maio) de 2020. Os tratamentos foram constituídos da aplicação exógena de *S*-ABA na concentração de 400 mg.L<sup>-1</sup> em diferentes fases de maturação da uva ‘Rubi’, de acordo com o teor de SS das bagas, assim descritos: controle (sem aplicação); SS = 6-7 °Brix; SS = 7-8 °Brix; SS = 9-10 °Brix; SS = 6-7 °Brix em duas aplicações, sendo a segunda realizada aos 14 dias após a primeira; SS = 7-8 °Brix em duas aplicações, sendo a segunda realizada aos 14 dias após a primeira; e SS = 9-10 °Brix em duas aplicações, sendo a segunda realizada aos 14 dias após a primeira. O delineamento experimental de ambos foi em blocos casualizados em esquema de parcelas subdivididas no tempo, com 4 repetições, sendo que cada parcela foi composta por uma videira e marcados cinco cachos. As variáveis analisadas foram antocianinas totais, CIRG (índice de cor), *L*\*, *C*\*, *h*° e  $\Delta E$ . As avaliações quanto ao acúmulo de antocianinas totais e atributos de cor das bagas foram realizadas a cada 10 e 7 dias após a primeira aplicação do *S*-ABA até a colheita no primeiro e segundo experimento, respectivamente, e as demais variáveis foram avaliadas no momento da colheita. Na safra de verão, a aplicação exógena do *S*-ABA quando o teor de SS era de 8-11 °Brix aumentou significativamente a concentração de antocianinas totais das bagas, sendo 4 vezes maior que o controle, também houve um aumento para o CIRG e todos os atributos de cor. Na safra temporã, a aplicação exógena do *S*-ABA também propiciou incrementos significativos sobre a concentração de antocianinas totais, sendo de 2 a 3 vezes maior que o controle, para o CIRG e os atributos de cor também houve aumento, quando o teor de SS era 6-10 °Brix. Nas duas safras avaliadas, uma única aplicação do regulador vegetal foi suficiente para intensificar a cor das bagas.

**Palavras-chave:** antocianinas totais; cor; regulador vegetal; *Vitis vinifera* L.

RIBEIRO, Luana Tainá Machado. **Application of abscisic acid during ripening on color development of 'Rubi' table grape.** 2021. 55 p. Dissertation on Agronomy – State University of Londrina, Londrina. 2021.

## ABSTRACT

The objective of this work was to assess the effect of the exogenous application of *S*-ABA in different stages of ripening on the development of the color of 'Rubi' table grape, aiming at increasing and standardizing the bunch color using as reference the soluble solids (SS) content of the berries. The experiment was evaluated in two seasons in commercial vineyards. The first trial was carried out in Marialva, PR, during the summer season crop (harvest in december) of 2019. The treatments consisted of the exogenous application of *S*-ABA at 400 mg L<sup>-1</sup> in different stages of ripening of 'Rubi' table grape, according to the SS content of the berries, as follows: control (without application); SS = 8-9 °Brix; SS = 10-11 °Brix; SS = 8-9 °Brix in two applications, the second one applied 10 days after the first one; and SS = 10-11 °Brix, in two applications, the second one applied 10 days after the first one. The second trial was carried out in Cambira, PR, during the off-season or october crop (harvest in may) of 2020. The treatments consisted of the exogenous application of *S*-ABA at 400 mg.L<sup>-1</sup> at different stages of ripening of the 'Rubi' grape, according to the SS content of the berries, as follows: control (without application); SS = 6-7 °Brix; SS = 7-8 °Brix; SS = 9-10 °Brix; berries SS = 6-7 °Brix in two applications, the second one applied 14 days after the first one; SS = 7-8 °Brix in two applications, the second one applied 14 days after the first one; and SS = 9-10 °Brix in two applications, the second one applied 14 days after the first one. The randomized block design was used as a statistical model arranged in a split-plot along the time scheme, with 4 replications, each plot was made up of a vine and five bunches were marked. The variables analyzed were total anthocyanins, CIRG (color index), L \*, C \*, h ° and ΔE. The evaluations regarding the total anthocyanin accumulation and color attributes of the berries were performed every 10 and 7 days after the first application of *S*-ABA until the harvest in the first and second trials, respectively, and the other variables were evaluated at the time of harvest. In the summer season crop, the application of *S*-ABA when the SS content was 8-11 °Brix increased the concentration of the total anthocyanins in the berries, being 4 times greater than the control, there was also an increase, as well as the color development. In the off-season crop, the application of *S*-ABA also increased the concentration of total anthocyanins, being 2 to 3 times larger than the control, as well as the color attributes when the SS content was 6-10 °Brix. In the two evaluated season crops, a single application of the plant growth regulator was sufficient to intensify the color of the berries.

**Keywords:** total anthocyanins; color; plant growth regulator; *Vitis vinifera* L.

## LISTA DE FIGURAS

<b>Figura 2.4.1</b> – Cacho de uva fina de mesa ‘Rubi’ .....	17
<b>Figura 2.4.2</b> – Estrutura das principais antocianidinas. ....	20
<b>Figura 2.4.3</b> – Fórmulas estruturais de ABA. A: ( <i>S</i> ) <i>cis</i> -ABA; B: ( <i>R</i> ) <i>trans</i> -ABA. ....	22
<b>Figura 4.1.1</b> – Análise de regressão da evolução da concentração de antocianinas totais das bagas dos cachos de uva de mesa ‘Rubi’ submetidas à aplicação de <i>S</i> -ABA em diferentes fases de maturação em relação ao teor de sólidos solúveis (SS). 2×: duas aplicações de <i>S</i> -ABA.....	31
<b>Figura 4.1.2</b> – Análise de regressão da evolução do índice de cor (CIRG) das bagas dos cachos de uva de mesa ‘Rubi’ submetidas à aplicação de <i>S</i> -ABA em diferentes fases de maturação em relação ao teor de sólidos solúveis (SS). 2×: duas aplicações de <i>S</i> -ABA. ....	33
<b>Figura 4.1.3</b> – Cachos da uva fina de mesa ‘Rubi’ submetidos à aplicação de <i>S</i> -ABA em diferentes fases de maturação em relação ao teor de sólidos solúveis (SS). (A) controle; (B) SS 8-9 °Brix; (C) SS 10-11 °Brix; (D) SS 8-9 °Brix 2×; (E) SS 10-11 °Brix 2×.....	36
<b>Figura 4.2.1</b> – Análise de regressão da evolução da concentração de antocianinas totais das bagas dos cachos de uva de mesa ‘Rubi’ submetidas à aplicação de <i>S</i> -ABA em diferentes fases de maturação em relação ao teor de sólidos solúveis (SS). 2×: duas aplicações de <i>S</i> -ABA.....	39
<b>Figura 4.2.2</b> – Análise de regressão da evolução do índice de cor (CIRG) das bagas dos cachos de uva de mesa ‘Rubi’ submetidas à aplicação de <i>S</i> -ABA em diferentes fases de maturação em relação ao teor de sólidos solúveis (SS). 2×: duas aplicações de <i>S</i> -ABA. ....	41
<b>Figura 4.2.3</b> – Cachos da uva fina de mesa ‘Rubi’ submetidos à aplicação de <i>S</i> -ABA em diferentes fases de maturação em relação ao teor de sólidos solúveis (SS). (A) controle; (B) SS 6-7 °Brix; (C) SS 7-8 °Brix; (D) SS 9-10 °Brix; (E) SS 6-7 °Brix 2×; (F) SS 7-8 °Brix 2×; (G) SS 9-10 °Brix 2× .....	43

## LISTA DE TABELAS

<b>Tabela 4.1.1</b> – Análise de variância e comparação das médias para antocianinas totais das bagas dos cachos de uva de mesa ‘Rubi’ submetidas à aplicação de S-ABA em diferentes fases de maturação em relação ao teor de sólidos solúveis (SS).....	30
<b>Tabela 4.1.2</b> – Análise de variância e comparação das médias para índice de cor (CIRG) das bagas dos cachos de uva de mesa ‘Rubi’ submetidas à aplicação de S-ABA em diferentes fases de maturação em relação ao teor de sólidos solúveis (SS).....	32
<b>Tabela 4.1.3</b> – $L^*$ (luminosidade), $C^*$ (croma), $h^\circ$ (tonalidade) e a diferença de cor residual ( $\Delta E$ ) das bagas dos cachos de uva de mesa ‘Rubi’ submetidas à aplicação de S-ABA em diferentes fases de maturação em relação ao teor de sólidos solúveis (SS).....	34
<b>Tabela 4.2.1</b> – Análise de variância e comparação das médias para antocianinas totais das bagas dos cachos de uva de mesa ‘Rubi’ submetidas à aplicação de S-ABA em diferentes fases de maturação em relação ao teor de sólidos solúveis (SS).....	38
<b>Tabela 4.2.2</b> – Análise de variância e comparação das médias para índice de cor (CIRG) das bagas dos cachos de uva de mesa ‘Rubi’ submetidas à aplicação de S-ABA em diferentes fases de maturação em relação ao teor de sólidos solúveis (SS).....	40
<b>Tabela 4.2.3</b> – $L^*$ (luminosidade), $C^*$ (croma), $h^\circ$ (tonalidade) e a diferença de cor residual ( $\Delta E$ ) das bagas dos cachos de uva de mesa ‘Rubi’ submetidas à aplicação de S-ABA em diferentes fases de maturação em relação ao teor de sólidos solúveis (SS).....	42

## SUMÁRIO

<b>1</b>	<b>INTRODUÇÃO</b> .....	11
<b>2</b>	<b>REVISÃO BIBLIOGRÁFICA</b> .....	13
2.1	ORIGEM E CLASSIFICAÇÃO BOTÂNICA DA VIDEIRA.....	13
2.2	VITICULTURA MUNDIAL .....	14
2.3	VITICULTURA BRASILEIRA .....	15
2.4	A UVA FINA DE MESA ‘RUBI’ .....	16
2.5	A MATURAÇÃO DA UVA .....	17
2.6	O ÁCIDO ABCÍSIKO .....	21
<b>3</b>	<b>MATERIAL E MÉTODOS</b> .....	23
3.1	EXPERIMENTO 1 .....	23
3.1.1	Descrição Do Local .....	23
3.1.2	Tratamentos E Desenho Experimental .....	23
3.1.3	Avaliações.....	24
3.1.4	Análises Estatísticas.....	25
3.2	EXPERIMENTO 2.....	26
3.2.1	Descrição Do Local .....	26
3.2.2	Tratamentos E Desenho Experimental .....	26
3.2.3	Avaliações.....	27
3.1.4	Análises Estatísticas.....	28
<b>4</b>	<b>RESULTADOS E DISCUSSÃO</b> .....	29
4.1	EXPERIMENTO 1.....	29
4.2	EXPERIMENTO 2.....	37
<b>5</b>	<b>CONCLUSÕES</b> .....	44
<b>6</b>	<b>REFERÊNCIAS</b> .....	45
<b>7</b>	<b>ANEXOS</b> .....	54
7.1	ANEXO 1 .....	54
7.2	ANEXO 2 .....	55

## 1. INTRODUÇÃO

A vitivinicultura possui grande importância social e econômica no Brasil, com impacto na geração de empregos, renda e sustentabilidade de pequenas propriedades agrícolas, tanto no segmento de uva de mesa quanto para processamento, sendo que a uva é uma das principais frutas de clima temperado produzidas no País. Na safra de 2020/21 a produção nacional foi de 1,416 milhão de toneladas de frutas (ZANUS, 2015; CARVALHO; KIST; BELING, 2019; IBGE, 2021).

A produção de uvas vem aumentando devido ao consumo em todo o mundo pela busca de hábitos saudáveis, ressaltando que essa fruta é uma fonte importante de compostos fenólicos que neutralizam os radicais livres e melhoram a saúde humana (ORAK, 2007; RASTIJA; SRECNİK; SARIC, 2009; WILDMAN, 2016). Com esse aumento, os consumidores estão cada vez mais exigentes principalmente pelo aspecto visual das uvas de mesa, na qual os cachos coloridos e uniformes tem maior aceitação no mercado. Entretanto uvas cultivadas em regiões de clima subtropical podem ser afetadas por altas temperaturas durante a maturação, inibindo a formação da sua cor (PEPPI; FIDELIBUS; DOKGOZLIAN, 2006; ABE et al., 2007).

Dentre as principais cultivares de uvas finas coloridas de mesa produzidas no País destaca-se a ‘Rubi’ (*Vitis vinifera* L.), originada a partir na mutação somática da uva ‘Itália’ e descoberta em Santa Mariana, Paraná, sendo que a única diferença da cultivar que lhe deu origem é a coloração rosada da baga. A ‘Rubi’ está entre as uvas de mesa produzidas em regiões subtropicais do sudeste e sul do Brasil, como o Norte do Paraná (SOUSA, 1996; NACHTIGAL; CAMARGO; MAIA, 2005; KISHINO; MARUR; ROBERTO, 2019).

A cor das uvas é um dos principais indicadores de qualidade, devido ao aspecto visual, influenciando significativamente no processo de escolha do consumidor e no valor comercial do produto, visando que as uvas mais escuras e uniformes são as preferidas em comparação às uvas de tons claros. Desta forma, o desenvolvimento da cor nos cachos é de suma importância para a aparência atrativa (ABE et al., 2007; LIANG et al., 2009; MATTIUZ et al., 2009; MASCARENHAS et al., 2013; ROBERTO et al., 2013).

A cor das bagas está associada à quantidade e composição de antocianinas nas cascas, que são compostos fenólicos encontrado em vegetais, sendo responsáveis pelo azul, roxo e todos os tons de cores vermelha em frutas, flores, folhas e outras partes. O acúmulo dessas antocianinas em bagas começa no início da maturação (*véraison*) quando ocorrem vários processos fisiológicos e a baga começa a amolecer e a mudar de cor (RIBICHAUD; NOBLE, 1990). Sabe-se

que o ácido abscísico (ABA) desempenha um papel importante sobre estas mudanças de cor das bagas, sendo que o aumento dos seus níveis precedem essa fase fenológica (COOMBE; HALE, 1973; GAMBETTA et al., 2010; KOYAMA; SADAMATSU; YAMAMOTO, 2010; JIA et al., 2011).

Foi demonstrado por estudos que a aplicação exógena de ABA em uvas pode aumentar a concentração de antocianinas na sua casca, porém o custo para a síntese desse regulador vegetal era elevado, não justificando sua utilização na viticultura. Mais recentemente, foi desenvolvido um processo para produção biológica de ABA por meio de fungos (*Botrytis cinerea*), no qual tornou o custo viável (SIEWERS et al., 2006; OWEN et al., 2009). Posteriormente, foi possível demonstrar que as aplicações exógenas do enantiômero *S*-ABA no *véraison* aumentou a concentração de antocianinas na casca da baga, resultando em melhor distribuição e intensidade da cor dos cachos de diversas cultivares (PEPPI; FIDELIBUS; DOKGOZLIAN, 2006; ROBERTO et al., 2012, 2013; KOYAMA et al., 2014; FERRARA et al., 2015; SHAHAB et al., 2019).

Entretanto, uma dificuldade que vem sendo encontrada para a utilização dessa regulador vegetal é a determinação da época exata do início da maturação para cada uma das cultivares, uma vez que o início do aumento de sólidos solúveis, da cor e do amolecimento das bagas não ocorrem simultaneamente quando as uvas são cultivadas em regiões subtropicais (ROBINSON; DAVIES, 2000).

Dessa forma, o objetivo deste trabalho foi determinar o efeito da aplicação do *S*-ABA em diferentes fases de maturação no desenvolvimento da cor da uva fina de mesa 'Rubi', visando o incremento e uniformização da cor dos seus cachos, tendo como referência o teor de sólidos solúveis das bagas.

## 2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

### 2.1 ORIGEM E CLASSIFICAÇÃO BOTÂNICA DA VIDEIRA

A domesticação da videira está relacionada à descoberta do vinho, e as primeiras evidências foram encontradas no Irã há cerca de 7.000 a.C. (LEÃO, 2010). Entretanto, o centro de origem da videira é a Groelândia, onde há 300 mil anos surgiu a primeira espécie, a qual se dispersou após a era glacial em duas direções: américo-asiático e euro-asiático, e essas videiras foram colonizadas diferenciando-se em novas espécies, considerando atualmente três centros de dispersão da videira: América, Europa e Ásia (GIOVANNINI, 2014).

No Brasil a introdução da videira foi feita pelos colonizadores portugueses em 1532 por Martin Afonso de Souza no estado de São Paulo, região Sudeste, se espalhando posteriormente para outras regiões como Sul e Nordeste a partir da colonização do País. No Paraná a expansão da videira se deu em meados do século XIX, com variedades de uvas americanas (*Vitis labrusca* L.) trazidas do estado de São Paulo, fixadas nos arredores de Curitiba, e posteriormente se estabeleceu a partir da uva fina de mesa 'Itália' (*Vitis vinifera* L.) introduzida na região Norte do Paraná por imigrantes japoneses, substituindo os cafezais que eram destruídos pelas frequentes geadas (PROTAS; CAMARGO; MELO, 2006; BOTELHO; PIRES, 2009; LEÃO, 2010).

As videiras são da família Vitaceae que é composta por 11 gêneros vivos e dois gêneros fósseis, havendo aproximadamente 600 espécies dispersas em regiões tropicais, subtropicais e temperadas. Entre as espécies de maior interesse econômico estão as videiras europeias (*V. vinifera* L.), as americanas (*V. labrusca* L.) e as híbridas. Em quase todas as regiões de clima temperado e subtropical, predomina-se o gênero *Vitis*, o qual é constituído por 60 a 70 espécies (SOUZA; LORENZI, 2005; GIOVANNINI, 2014; KELLER, 2015.)

A videira é classificada como uma planta perene, lenhosa, sendo que a maior parte dos membros da família são espécies trepadeiras dotadas de gavinhas. Possuem folhas alternadas, pecioladas, cordiformes e com cinco lóbulos sinuados dentados. As flores geralmente são pequenas, de cor branco esverdeado, dispostas em ráculos. Os frutos são bagas agregadas em cachos, possuem de duas a três sementes, ou mesmo podem não apresentar sementes (apirenas) e sua cor varia de acordo com a cultivar (GIOVANNINI, 2014).

O conhecimento sobre a duração estágios fenológicos da videira é importante

para o manejo dos vinhedos, fornecendo informações como períodos de maior demanda de mão-de-obra, épocas de controle fitossanitário e prováveis datas para a colheita, apontando o potencial climático da região e a produção de uva. A fenologia permite que a duração de estágios de desenvolvimento seja caracterizada em relação ao clima, principalmente em relação a variação sazonal (FENNER, 1998; RIBEIRO et al., 2010; AHMED et al., 2019). Durante o ciclo da videira, as principais fases fenológicas são a poda, gema algodão, brotação, emergência da inflorescência, florescimento, início da maturação e colheita (JUBILEU; SATO; ROBERTO, 2010; AHMED et al., 2019).

Em condições de clima temperado, as videiras entram em dormência no fim de outono, e o novo ciclo inicia-se no fim do inverno, com posterior poda e colheita única no verão. Em condições subtropicais e tropicais, devido ao inverno ameno e ao uso de estimuladores de brotação das gemas, pode-se obter dois ciclos anuais (FÁVERO et al., 2011; ZHU et al., 2017; CHEN et al., 2017; AHMED et al., 2019). Para tanto, a dupla safra anual pode ser realizada nessas regiões, pois para obter-se a safra de verão, a poda é realizada no fim do inverno (junho/julho), sendo a colheita realizada em dezembro. Aproximadamente 30 dias após essa colheita, a poda de verão com posterior estímulo da nova brotação é realizada (janeiro), obtendo-se a colheita temporã no início do outono (março/abril). Durante a poda de verão, as videiras encontram-se ainda em atividade metabólica intensa, e dessa forma, a resposta da aplicação do estimulador de brotação é mais rápido, e conseqüentemente o ciclo da videira também (AHMED et al., 2019).

## 2.2 VITICULTURA MUNDIAL

A viticultura desempenha uma atividade econômica importante no consumo global de alimentos, e os seus produtos agregam valores também em confraternizações e ambientes de lazer. As uvas são uma das fruteiras mais produzidas no mundo, encontrada em mais de 100 países, com uma área de 7,4 milhões de hectares, e uma produção de 77,8 milhões de toneladas no ano de 2018. Os frutos são consumidos tanto como produtos frescos e processados, além de ser uma das frutas com maior entrada tecnológica, agregando valor ao produto final (FAO, 2016; OIV, 2019).

O mercado de uva desempenha um papel importante no consumo, cujo principais produtores de videiras são China, com 11,7 milhões de toneladas, seguida da Itália, Estados Unidos,

Espanha e França, das quais as produções em 2018 foram de 8,6; 6,9; 6,9 e 6,2 milhões de toneladas, respectivamente. Aproximadamente 57% da produção é destinada à elaboração de vinhos e sucos, 36% para uva de mesa e 7% para uva passa. A produção destinada a uva de mesa no mundo foi de 27,3 milhões de toneladas em 2018 (OIV, 2019).

### 2.3 VITICULTURA BRASILEIRA

A produção de uvas brasileiras vem se destacando nos últimos anos, sendo que o Brasil ocupa a décima quinta posição, com uma área plantada de 74.733 hectares, e sua produção na safra 2020/21 foi de aproximadamente 1,4 milhão de toneladas (IBGE, 2021). Desse total, cerca de 51,4% é destinado ao processamento para a elaboração de vinhos, sucos e outros derivados, e 48,6% é comercializado para consumo como fruta fresca (MELLO, 2019).

A produção da viticultura situa-se em sua maior parte na região Sul com cerca de 60%, sobretudo no Rio Grande do Sul, devido as características culturais presentes. A região foi colonizada por italianos a partir de 1875, sendo que a produção de uvas está fortemente atrelada ao processo de ocupação e povoamento, que desde as primeiras vinhas que foram plantadas na região mantém sua tradição vitivinícola, que vai passando em diferentes gerações de uma mesma família com o cultivo dos parreirais (PIEROZAN, 2020). Sendo que na safra de 2020 produziu 735.356 toneladas em uma área de 46.774 hectares (IBGE, 2021). Sua produção é destinada principalmente para suco e vinhos, enquanto nas regiões Sudestes e Nordeste predomina a produção para uva de mesa (BELING, 2018; MELLO, 2019).

O Brasil é definido pela viticultura subtropical e tropical, uma região importante é o Vale do São Francisco, situado no Nordeste, e também na região Sudeste (PROTAS; CAMARGO; MELLO, 2006). O Estado de Pernambuco é o segundo maior em área e produção com 338.837 toneladas colhidas em 8.299 hectares, seguido de São Paulo que ocupa o terceiro lugar com 8.022 hectares e 148.919 toneladas de uvas produzidas (IBGE, 2021). Essas regiões têm a produção voltada para o consumo de fruta fresca, sendo que a região Nordeste é conhecida pela produção direcionado ao mercado externo (MELLO, 2019). O Paraná tem uma área de 4.000 hectares e atingiu na última safra uma produção de 57.556 mil toneladas, ocupando a sexta posição em produção de uvas do país (IBGE, 2021). Destaca-se a região Norte do Estado com o cultivo de uvas finas para mesa, e a região Sul na qual prevalece variedades americanas e híbridas destinadas

ao processamento (PROTAS; CAMARGO, 2011).

Na região Norte do Paraná há um diferencial na produção de uvas finas de mesa, na qual devido às tecnologias e inverno pouco intenso, é possível a produção de duas safras por ano. A primeira safra, conhecida como safra de verão, ocorre entre os meses de dezembro a janeiro e a segunda chamada de safra temporã, é obtida entre maio e junho. As principais uvas de mesa produzidas nesta região são ‘Benitaka’, ‘Rubi’, ‘Itália’ e ‘Brasil’ (*V. vinifera* L.) (KISHINO; CARAMORI; ROBERTO; RICE, 2019; CAMARGO; TONIETTO; HOFFMANN, 2011; MELLO, 2012; AHMED et al., 2019). Com esse manejo é possível ter um escalonamento da colheita e comercialização dos cachos em períodos mais atrativos de preços e de fato aumentando o lucro do produtor (SILVA et al., 2006).

#### 2.4 A UVA FINA DE MESA ‘RUBI’

A videira ‘Rubi’ (*V. vinifera* L.) (Figura 2.4.1) é uma mutante natural da uva ‘Itália’, constatada em Santa Mariana, PR, em 1972 em um pomar comercial pelo fruticultor Kotaro Okuyama. Suas características são semelhantes à uva ‘Itália’, com exceção a cor da película da baga, que é rosada (NACHTIGAL; CAMARGO; MAIA, 2005).

Essa cultivar apresenta saber moscatel, cachos grandes variando entre 600 g e 800 g, muito compactos e cilindro-cônico, com ótima resistência ao transporte e armazenamento, além de apresentar resistência ao rachamento, por ter uma boa espessura de casca. Seu ciclo é de 175 a 185 dias, com poda longa dos ramos, e os porta-enxertos recomendados são: ‘IAC 766 Campinas’, ‘IAC 572 Jales’, ‘420-A’, ‘Kober 5BB’. Pode ser conduzida no sistema de dupla safra anual, e sua produtividade pode chegar a 30 t ha<sup>-1</sup> por ciclo produtivo (IAC, 1998; POMMER; TERRA; PIRES, 2003).

Para se obter cachos com boa coloração em tonalidade e uniformidade, a maturação deve ter períodos com amplitude térmica diária superior a 10 °C na fase de pós-amolecimento. Os cachos mais soltos são melhores, pois se o cacho for grande e compacto as bagas localizadas no seu interior permanecem mais esverdeadas e menos doces (KISHINO; MARUR; ROBERTO, 2019).



**Figura 2.4.1.** Cacho de uva fina de mesa ‘Rubi’.

## 2.5 A MATURAÇÃO DA UVA

O cacho de uva é constituído por duas partes bem distintas, o engaço e a baga. A baga é composta principalmente por água (80%), e o restante por polissacarídeos, ácidos orgânicos, compostos fenólicos, compostos nitrogenados, minerais, vitaminas, antocianinas, entre outros. A maturação se inicia quando esses compostos se modificam e começam a desenvolver a baga, promovendo o aumento do teor de sólidos solúveis (SS), a diminuição da acidez titulável (AT), o aumento dos compostos fenólicos, de aromas e de compostos nitrogenados (SILVA, 2006).

Um dos fatores importantes para a maturação, época de colheita e sabor da uva é o teor de SS, mais precisamente os açúcares (glicose e frutose) expressos em °Brix, e da AT (ácidos orgânicos tartárico e málico), expressos em %. Quando esses açúcares aumentam e os ácidos começam a diminuir, a baga está no processo de maturação, ainda neste processo de maturação as

uvas perdem firmeza, a casca se torna mais fina (CARVALHO; CHITARRA, 1984; GUERRA, 2002).

A videira é um fruto não-climatérico, devendo ser colhido no ponto desejável de consumo. Segundo Instrução Normativa n° 1 do Regulamento Técnico de Identidade e de Qualidade para a classificação da uva fina de mesa, deve ser colhida quando os cachos estiverem bem formados e as bagas maduras, com 14 °Brix ou mais (MAPA, 2002).

Outro fator é o início da formação de cor das bagas, que ocorre a partir do *véraison*, período no qual a cor das bagas varia de verde ao vermelho/roxo, e vem acompanhada de mudanças físicas, tornando a baga túrgida, adquirindo certa elasticidade e amolecendo conforme a maturação progride. Muitos produtores costumam acompanhar a maturação das uvas pela coloração das bagas e determinam a colheita pelo sabor (GUERRA, 2003; GOMES, 2006).

Com a maturação há um aumento de outros compostos fenólicos, os estibenos (resveratol), os ácidos fenólicos (derivados dos ácidos cinâmicos e benzóicos) e uma larga variedade de taninos. A quantidade desses compostos é diretamente influenciada de acordo com a cultivar e suas características, maturidade e condições climáticas, como temperatura, umidade, exposição ao sol (MAZZA, 1995; FRANCIS, 2000).

Os compostos fenólicos envolvem uma série de processos bioquímicos que são regulados por fatores de transcrição na qual controlam toda a atividade. Suas principais vias são a chiquimato e a malonato. A via chiquimato é a principal e atua nos cloroplastos convertendo precursores de carboidratos em derivados simples de glicose (KELLER, 2015).

Os compostos fenólicos são geralmente encontrados nos açúcares e ácidos orgânicos e classificados como flavonoides e não flavonoides, sendo os flavonoides com uma básica estrutura contendo dois anéis benzênicos ligados ao anel de pirano heterocíclico, e os não-flavonoides incluem grupos mais heterogêneos de compostos encontrados em grande quantidade e em várias formas de produtos químicos, incluindo compostos fenólicos simples, ácidos fenólicos (benzóico e ácido hidrocínâmico), cumarinas, estilbenos, taninos e lenhinas (ARAÚJO, 2011; GUERRA, 2012).

Os flavonoides têm como grupo mais comum as antocianinas que são responsáveis pela maioria das cores roxo, vermelho, rosa e azul. Elas são importantes para atrativos de polinizadores e dispersores de sementes, também são consideradas substitutas para corantes sintéticos por causa do seu brilho, cor e solubilidade na água, além de promoverem benefícios à

saúde (BORDIGNON-LUIZ et al., 2007; GIUSTI; JING, 2007; LOPES et al., 2007; TAIZ; ZEIGER, 2009).

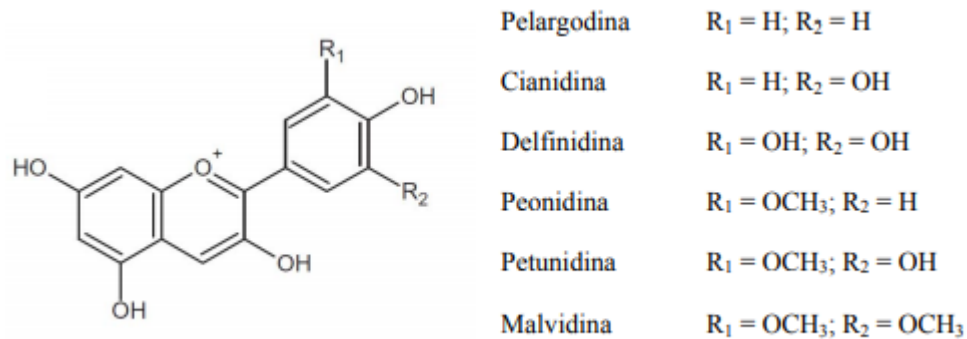
As antocianinas são sintetizadas pelas vias fenilpropanoide e flavonoide, assim o mecanismo de biossíntese das antocianinas em nível de mRNA requer a participação de dois tipos de genes. Os genes estruturais codificam diretamente os genes envolvidos na síntese de acúmulo de antocianinas, contendo fenilalanina amônia-liase (*PAL*), chalcona sintase (*CHS*), flavonoide 3'-hidroxilase (*F3'H*), flavonóide 3', 5'-hidroxilase (*F3'5'H*), flavonol-4-redutase (*DFR*) e flavonóides 3-O-glucosiltransferase (*UFGT*) (SPARVOLI et al., 1994; SUN et al., 2019), sendo o gene *UFGT* considerado o principal que determina a cor da uva, pois em casca de uvas brancas esse gene é expresso muito menor comparado com as uvas coloridas (BOSS; DAVIES; ROBINSON, 1996; KOYAMA et al., 2018; SUN et al., 2019).

Por outro lado, os genes reguladores, que incluem os fatores de transcrição, normalmente são proteínas induzidas a serem expressas durante situações específicas de desenvolvimento ou interação com o ambiente (CASAGRANDE et al., 2001). Os fatores de transcrição *MYB*, *bHLH* e *WD40* se ligam ao promotor do gene estrutural para regular a expressão temporal e espacial de genes na via biossintética das antocianinas. Os genes reguladores de *MYB* regulam principalmente a expressão de genes *UFGT*, além disso, o *MybA1* é considerado o principal fator que inicia a síntese de genes de antocianinas em uvas. Vários fatores podem afetar a síntese de antocianinas, sendo o principal o genético, e os outros são as condições ambientais que afetam o nível de acúmulo de açúcar, amadurecimento dos frutos, temperatura, luz e reguladores vegetais (BOSS; DAVIES; ROBINSON, 1996; AGEORGES et al., 2006; KOYAMA et al., 2018; SUN et al., 2019).

As antocianinas estão localizadas principalmente na casca e seu acúmulo atua diretamente na mudança da cor da baga, atingindo o seu pico na maturação plena. As antocianinas podem coincidir seu pico de acumulação com os teores de SS e AT, mas também podem adiantar ou atrasar, dependendo da safra e das condições climáticas (RIBÉREAU-GAYÓN et al., 2006).

As antocianinas possuem estrutura planar, possuindo dois anéis benzênicos separados pelo anel heterocíclico (Figura 2.4.2). Atualmente mais de 600 antocianinas são conhecidas e encontradas na forma heterosídica, sendo que os açúcares mais comuns são glicose, ramanose, xilose, galactose e arabinose. A forma aglicona é chamada antocianina, e sua estrutura básica é o núcleo flavilium. Entre as 20 antocianidinas que ocorrem naturalmente existem seis que

são mais comuns: cianidina, delphinidina, pelargonidina, malvidina, petunidina e peonidina. Entre estas, pelargonidina não é encontrada em uvas (COULTATE, 2004; RIBEIRO; SERAVALLI, 2004; ARAÚJO, 2011).



**Figura 2.4.2.** Estrutura das principais antocianidinas.

A diferença entre as várias antocianinas se dá por diversas formas, como pelo número de grupos hidroxilas esterificadas na molécula, grau de metoxilação, natureza, número de posição de glicosilação, e natureza, número de ácidos alifáticos e aromáticos ligados aos resíduos glicosídeos (RIBEIRO; SERAVALLI, 2004). O aumento das hidroxilas resulta da mudança de cor vermelha para a azul, enquanto a os glicosídeos e a metoxilação são responsáveis pela cor vermelha, e essas estruturas nas antocianinas afetam diretamente a intensidade e estabilidade de cor da baga (BELITZ; GROSCH; SCHIEBERLE, 2009).

A composição, estrutura e as concentrações das antocianinas são importantes para a qualidade das uvas, apresentando características em relação a cor e estabilidade, agregando valor no seu produto final (MORI et al., 2005). Entretanto, no mesmo cacho pode ter uma assincronia da maturação de bagas, especialmente sobre a coloração das bagas, por isso não se pode afirmar o início e final da maturação, outros fatores podem influenciar o desenvolvimento da videira, sob controle genético que pode ser modulado pelo meio ambiente principalmente o fator climático (KELLER, 2015).

A falta de cor nos cachos é comum em algumas uvas cultivadas em regiões tropicais e subtropicais devido às condições climáticas, como a falta de amplitude térmica durante a maturação. A temperatura e luminosidade alta ou baixa durante a maturação dos frutos são desfavoráveis, podendo causar a degradação das antocianinas. Outros fatores como estrutura química, pH, degradação enzimática, presença de oxigênio e algumas interações com outros

componentes, tais como ácido ascórbico, íons metálicos, copigmentos e presença de açúcares também podem influenciar na inibição das antocianinas (FRANCIS, 2000).

A condição ideal para se obter um bom desenvolvimento da planta e uma boa coloração é ter o material genético livre de vírus, condições climáticas com amplitude térmica de 10 °C ou mais, boa insolação nos frutos durante a maturação, carga bem distribuída sem excesso de frutos, chuva com volume adequado e bem distribuída durante o ciclo, entre outros (KISHINO; MARUR; ROBERTO, 2019).

A cor das uvas tem um papel importante no valor comercial do produto devido ao aspecto visual, atuando no processo de escolha dos consumidores, responsáveis pela qualidade comercial dos frutos (ABE et al., 2007; LIANG et al., 2009; MATTIUZ et al., 2009). A intensidade da cor das bagas tem relação com a concentração de antocianinas e seu acúmulo no *véraison*, na qual em parte é regulado pelo ácido abscísico - ABA (HIRATSUKA et al., 2001; BAN et al., 2003; OWEN et al., 2009).

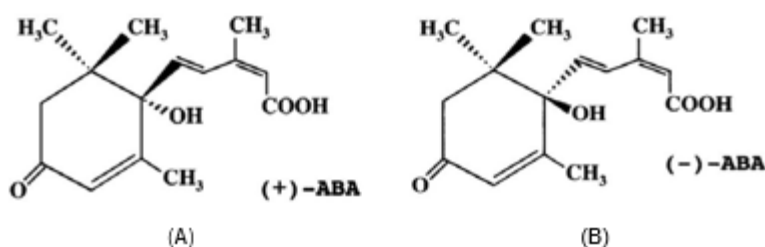
## 2.6 O ÁCIDO ABSCÍSICO

O ácido abscísico (ABA), juntamente com os demais reguladores vegetais, desempenha várias funções durante o ciclo das plantas, agindo em nível molecular, celular, e na planta como todo como sinalizador (KERBAUY, 2004; RATTANAKON et al., 2016).

O ABA é constituído por 15 carbonos e pertence à classe dos terpenoides, apresentando configurações *cis* ou *trans* dependendo da orientação do grupo carboxila ligado ao carbono 2 de sua cadeia lateral. O isômero *cis* (*S*-ABA) é a única forma que oferece atividade biológica e corresponde a quase toda totalidade do ABA produzido pelos tecidos vegetais. O isômero *trans*-ABA, por sua vez, é inativo, mas pode ser convertido na forma *cis* por isomeração espontânea (KERBAUY, 2012).

O ABA tem um átomo de carbono assimétrico na posição 1' do anel, resultando nos enantiômeros *S* e *R* (Figura 2.4.3). O ABA sintético (*R*-ABA) é a mistura racêmica de quantidades aproximadamente iguais desses enantiômeros, que não podem ser interconvertidos no tecido

vegetal, encontrados comercialmente (TAIZ; ZEIGER, 2009).



**Figura 2.4.3.** Fórmulas estruturais de ABA. A: (*S*) *cis*-ABA; B: (*R*) *trans*-ABA.

Pelos primeiros estudos realizados a campo com esse regulador vegetal foi possível constatar que a aplicação exógena do ABA sintético nos cachos de uva, aumentaram a quantidade de antocianinas encontradas na casca (TOMANA; UTSUNOMIYA; KATAOKA, 1979; MATSUSHIMA et al., 1989; HAN et al., 1996; LEE et al., 1997), contudo, possuía um alto custo não justificando sua utilização na agricultura. Mais recentemente foi desenvolvido um método de produção biológica por fungos do isômero (*S*)-*cis*-ácido abscísico (*S*-ABA), tornando-se economicamente viável e com alto potencial de uso na viticultura. Sendo assim ficou comprovado que a aplicação de *S*-ABA avigora o acúmulo de antocianinas, portanto, intensifica e melhora a distribuição da cor nas bagas, sobretudo de uvas finas de mesa (PEPPI; FIDELIBUS; DOKGOZLIAN, 2006; ROBERTO et al., 2012, 2013; KOYAMA et al., 2014; FERRARA et al., 2015; SHAHAB et al., 2019). O produto comercial (Protone<sup>®</sup>) contendo 10% do ingrediente ativo (*S*-ABA) foi lançado oficialmente no Brasil em 2018.

Demonstrou-se que a aplicação desse regulador deve ser realizada no início do *véraison* de algumas cultivares (KOYAMA et al., 2014; FERRARA et al., 2015; SHAHAB et al., 2019), porém, a identificação correta dessa fase nem sempre é precisa, sendo que nesse período as principais mudanças como aumento do teor de SS, amolecimento das bagas e início da cor das cascas não ocorrem simultaneamente para todas as cultivares. Assim, é necessário determinar para as principais uvas de mesa coloridas como a ‘Rubi’, um referencial que facilite a tomada de decisão para a aplicação desse regulador. Entre os possíveis referenciais do início do *véraison* está a fase em que se inicia o aumento do teor de SS nas bagas, pois esse ocorre mesmo quando a cor das bagas e o amolecimento é ainda de difícil percepção.

### 3. MATERIAL E MÉTODOS

O efeito da aplicação do ácido abscísico (*S*-ABA) em diferentes fases de maturação no desenvolvimento da cor da uva fina de mesa ‘Rubi’ foi avaliado em dois experimentos consecutivos de campo, descritos a seguir.

#### 3.1 EXPERIMENTO 1

##### 3.1.1 Descrição do local

O experimento foi conduzido em um vinhedo comercial de uvas finas de mesa ‘Rubi’ (*Vitis vinifera L.*) enxertadas sobre o porta-enxerto ‘IAC 766 Campinas’ de 11 anos de idade, localizado em Marialva, PR, Brasil (23°29'52"8 S, 51°47'58"0 W, elevação 570 m), durante a safra de verão de 2019 (julho à dezembro). As temperaturas do ar durante o experimento encontram-se no Anexo 1. Segundo a classificação de Köppen, o clima da região é do tipo Cfa, ou seja, subtropical, com temperatura média abaixo de 18 °C no inverno, e temperatura média acima de 22 °C no verão. A precipitação média anual na área é de 1.596 mm, sendo que ocorrem precipitações em todos os meses do ano, embora, o maior volume de chuvas seja registrado no verão (CAVIGLIONE et al., 2000). O solo desta região é classificado como latossolo vermelho distroférico (BHERING; SANTOS, 2008).

As videiras foram conduzidas em sistema latada, cobertas por tela plástica preta com retenção luminosa de 18%, em espaçamento 3,0 × 9,0 m. A poda longa de frutificação com 7-8 gemas por vara foi realizada no fim do repouso hibernar, seguida da aplicação de cianamida hidrogenada 3,0% somente nas duas gemas terminais para a brotação e desenvolvimento uniforme. Os demais tratamentos culturais aplicados nos vinhedos foram os usuais adotados na região para as uvas finas de mesa (ROBERTO et al., 2012; SHAHAB et al., 2019).

##### 3.1.2 Tratamentos e desenho experimental

O isômero *cis*-ácido abscísico (*S*-ABA), empregado nesse trabalho, foi fornecido pela Valent BioSciences® Corporation e Sumitomo Chemical (Illinois, EUA), contendo 100 g.L<sup>-1</sup> do ingrediente ativo, cujo nome comercial é Protone®. O delineamento experimental foi em blocos casualizados em esquema de parcelas subdivididas no tempo, com cinco tratamentos e quatro repetições, sendo que cada parcela foi composta por uma videira e foram marcados cinco

cachos representativos de cada planta, para posteriormente serem analisados.

Os tratamentos foram constituídos da aplicação exógena de *S*-ABA na concentração de 400 mg.L<sup>-1</sup> (ROBERTO et al., 2012, 2013) em diferentes fases de maturação da uva fina de mesa ‘Rubi’, tendo como referência o teor de sólidos solúveis (SS) das bagas, assim descritos: controle (sem aplicação); bagas com teor de SS = 8-9 °Brix; bagas com teor de SS = 10-11 °Brix; bagas com teor de SS = 8-9 °Brix em duas aplicações, sendo a segunda realizada aos 10 dias após a primeira; e bagas com teor de SS = 10-11 °Brix, em duas aplicações, sendo a segunda realizada aos 10 dias após a primeira (ROBERTO et al., 2012, 2013).

Para identificar o teor de SS das bagas, que foi o referencial para a aplicação dos tratamentos, foram colhidas amostras aleatórias de 50 bagas do vinhedo antes das aplicações. Uma vez determinado o momento de cada aplicação, utilizou-se um pulverizador costal a uma pressão de 568,93 psi (39,22 bar), com bicos de pontas de jato cone oco JA1, proporcionando cobertura completa e uniforme, sendo empregado volume de calda de 800 L ha<sup>-1</sup>, e a solução foi aplicada sobre os cachos até o ponto de escorrimento. Foi adicionado à calda de todos os tratamentos o espalhante não-iônico Break Thru® (0,3 mL.L<sup>-1</sup>).

Após a aplicação de cada tratamento foram coletadas a cada 10 dias amostras de cada parcela para a avaliação das variáveis antocianinas totais e índice de cor (CIRG) descritas detalhadamente no item 3.1.3, com o objetivo de serem caracterizadas cada fase de aplicação do regulador vegetal.

### 3.1.3 Avaliações

As avaliações foram realizadas aos 10, 20 e 30 dias após a primeira aplicação, sendo a última na colheita quando o teor de SS estabilizou-se. Para tanto, amostras de 10 bagas foram coletadas em cada parcela a partir dos 5 cachos marcados, sendo 2 bagas da parte mediana do cacho.

Para a avaliação do teor de antocianinas totais das bagas em cada amostragem, foram utilizadas 10 bagas por parcela, cujas cascas foram retiradas usando-se uma pinça cirúrgica, tomando-se o cuidado de retirar apenas a pele sem polpa. As cascas foram lavadas uma vez com água, e posteriormente com água destilada e secadas com papel absorvente. Em seguida, uma amostra de 3 g de casca foi colocada em um tubo de poliestireno com 30 mL de metanol acidificado (HCl 1% + 99% de metanol), e mantidas no escuro a temperatura ambiente por 48

horas. Após esse período, os tubos foram removidos do escuro e agitados manualmente durante 5 s. A absorbância de cada amostra foi determinada em espectrofotômetro (modelo Genesys 10S Spectrophotometer, UV-VIS<sup>®</sup>) a 520 nm, usando como “branco” apenas o solvente. Os resultados foram expressos em mg de malvidina-3-glicosídeo por grama de casca (mg g<sup>-1</sup>) (PEPPI; FIDELIBUS; DOKGOZLIAN, 2006).

Para a avaliação dos atributos de cor das bagas, foram utilizadas 10 bagas por parcela, empregando-se o colorímetro Minolta CR-10 Plus<sup>®</sup>, sendo obtidas as variáveis de sua porção equatorial:  $L^*$  (luminosidade),  $C^*$  (croma) e  $h^\circ$  (tonalidade). Os valores de  $L^*$  variam de 0 (preto) a 100 (branco). O  $C^*$  indica a pureza ou intensidade da cor, a distância a partir de cinza (acromática) em direção a uma cor pura, e é calculada a partir dos valores de  $a^*$  e  $b^*$  do sistema de escala CIELab, variando de 0 para uma cor completamente neutra, e não tem um fim arbitrário, mas a intensidade aumenta com a magnitude. O  $h^\circ$  refere-se à roda de cores e é medido em ângulos; verde, amarelo e vermelho, e corresponde a 180°, 90° e 0°, respectivamente (LANCASTER et al., 1997; ORAK, 2007). A partir da avaliação dos atributos de cor, foi calculado o índice de cor das bagas empregando-se a fórmula  $CIRG = (180-h^\circ) / (L^*+C^*)$  (CARREÑO et al., 1995).

A diferença de cor residual ( $\Delta E$ ) das bagas foi utilizada para calcular a disparidade de cor entre os tratamentos e o controle da última amostragem, calculada utilizando-se a equação:  $\Delta E = \sqrt{[(\Delta h^\circ)^2 + (\Delta C^*)^2 + (\Delta L^*)^2]}$  (LUCAS et al., 2008).

### 3.1.4 Análises estatísticas

Os dados foram submetidos à análise de variância de efeitos fixos considerando o modelo de parcelas subdivididas no tempo. Os pressupostos de normalidade dos erros e homogeneidade das variâncias foram testados por Shapiro-Wilk e Bartlett, respectivamente ( $p > 0,05$ ). Se significativo para interação ou para o fator tratamento, as médias foram comparadas pelo teste de Tukey ( $p < 0,05$ ). Quando observou-se efeito de interação entre os fatores, as médias foram ajustadas por meio de regressões polinomiais ( $p < 0,05$ ). Todas as análises foram realizadas com o auxílio do software R (R Core Team, 2020).

Para os atributos de cor das bagas  $C^*$ ,  $L^*$ ,  $h^\circ$  e  $\Delta E$ , considerou-se para comparação entre os tratamentos os resultados obtidos no momento da colheita, quando as bagas

atingiram a plena maturação.

## 3.2 EXPERIMENTO 2

### 3.2.1 Descrição do local

O experimento foi conduzido em um vinhedo comercial de uvas finas de mesa 'Rubi' (*Vitis vinifera* L.) enxertadas sobre o porta-enxerto 'IAC 766 Campinas' de 11 anos de idade, localizado em Cambira, PR, Brasil (23°35' S, 51°34' O, altitude de 1.017 m), durante a safra temporã ou de outono de 2020 (janeiro à junho). As temperaturas do ar durante o experimento encontram-se no Anexo 2. Segundo a classificação de Köppen, o clima da região é do tipo Cfa, ou seja, subtropical, com temperatura média anual de 20,7 °C e com precipitação média anual na área de 1.600 mm (CAVIGLIONE et al., 2000). O solo desta região é classificado como latossolo vermelho distroférico (BHERING; SANTOS, 2008).

As videiras foram conduzidas em sistema latada e protegidas por tela preta de 18% de sombreamento, com um espaçamento de 2,5 × 3,5 m. A poda longa de frutificação com 7-8 gemas por vara, foi realizada no verão seguida da aplicação de cianamida hidrogenada 3,0% somente nas duas gemas terminais para a brotação e desenvolvimento uniforme. Os demais tratamentos culturais aplicados nos vinhedos foram os usuais adotados na região para as uvas finas de mesa (ROBERTO et al., 2012; SHAHAB et al., 2019).

### 3.2.2 Tratamentos e desenho experimental

O isômero *cis*-ácido abscísico (*S*-ABA), empregado nesse trabalho, foi fornecido pela Valent BioSciences® Corporation e Sumitomo Chemical (Illinois, EUA), contendo 100 g.L<sup>-1</sup> do ingrediente ativo, cujo nome comercial é Protone®. O delineamento experimental foi em blocos casualizados em esquema de parcelas subdivididas no tempo, com sete tratamentos e quatro repetições, sendo que cada parcela foi composta por uma videira e foram marcados cinco cachos representativos de cada planta, para posteriormente serem analisados.

Os tratamentos foram constituídos da aplicação exógena de *S*-ABA na concentração de 400 mg.L<sup>-1</sup> (ROBERTO et al., 2012, 2013) em diferentes fases de maturação da uva 'Rubi', tendo como referência o teor de sólidos solúveis (SS) das bagas, assim descritos: controle (sem aplicação); SS = 6-7 °Brix; SS = 7-8 °Brix; SS = 9-10 °Brix; SS = 6-7 °Brix em

duas aplicações, sendo a segunda realizada aos 14 dias após a primeira; SS = 7-8 °Brix em duas aplicações, sendo a segunda realizada aos 14 dias após a primeira; e SS = 9-10 °Brix em duas aplicações, sendo a segunda realizada aos 14 dias após a primeira (ROBERTO et al., 2012, 2013).

Para identificar o teor de SS das bagas, que foi o referencial para a aplicação dos tratamentos, foram colhidas amostras aleatórias de 40 bagas do vinhedo antes das aplicações. Uma vez determinado o momento de cada aplicação, utilizou-se um pulverizador costal a uma pressão de 568,93 psi (39,22 bar), com bicos de pontas de jato cone oco JA1, proporcionando cobertura completa e uniforme, sendo empregado volume de calda de 800 L ha<sup>-1</sup>, e a solução foi aplicada sobre os cachos até o ponto de escorrimento. Foi adicionado à calda de todos os tratamentos o espalhante não-iônico Break Thru<sup>®</sup> (0,3 mL.L<sup>-1</sup>).

Após a primeira aplicação foram coletadas amostras semanais de cada parcela até a colheita para a avaliação das variáveis antocianinas totais e índice de cor (CIRG), descritas detalhadamente no item 3.2.3, com o objetivo de serem caracterizadas cada fase de aplicação do regulador vegetal.

### 3.2.3 Avaliações

As avaliações foram realizadas semanalmente desde a primeira aplicação do S-ABA até a colheita quando o teor de SS estabilizou-se. Para tanto, amostras de 10 bagas foram coletas em cada parcela, a partir dos 5 cachos marcados, sendo coletas 2 bagas da parte mediana do cacho, por 8 semanas consecutivas.

Para a avaliação do teor de antocianinas totais das bagas em cada amostragem, foram utilizadas 10 bagas por parcela, cujas cascas foram retiradas usando-se uma pinça cirúrgica, tomando-se o cuidado de retirar apenas a pele sem polpa. As cascas foram lavadas uma vez com água, e posteriormente com água destilada e secadas com papel absorvente. Em seguida, uma amostra de 3 g de casca foi colocada em um tubo de poliestireno com 30 mL de metanol acidificado (HCl 1% + 99% de metanol), e mantidas no escuro a temperatura ambiente por 48 horas. Após esse período, os tubos foram removidos do escuro e agitados manualmente durante 5 segundos. A absorbância de cada amostra foi determinada em espectrofotômetro (modelo Genesys 10S Spectrophotometer, UV-VIS<sup>®</sup>) a 520 nm, usando como “branco” apenas o solvente. Os resultados foram expressos em mg de malvidina-3-glicosídeo por grama de casca (mg g<sup>-1</sup>) (PEPPI; FIDELIBUS; DOKGOZLIAN, 2006).

Para a avaliação dos atributos de cor das bagas, foram utilizadas 10 bagas por parcela, empregando-se o colorímetro Minolta CR-10 Plus<sup>®</sup>, sendo obtidas as variáveis de sua porção equatorial:  $L^*$  (luminosidade),  $C^*$  (croma) e  $h^\circ$  (ângulo de tonalidade). Os valores de  $L^*$  variam de 0 (preto) a 100 (branco). O  $C^*$  indica a pureza ou intensidade da cor, a distância a partir de cinza (acromática) em direção a uma cor pura, e é calculada a partir dos valores de  $a^*$  e  $b^*$  do sistema de escala CIELab, variando de 0 para uma cor completamente neutra, e não tem um fim arbitrário, mas a intensidade aumenta com a magnitude. O  $h^\circ$  refere-se à roda de cores e é medido em ângulos; verde, amarelo e vermelho, e corresponde a  $180^\circ$ ,  $90^\circ$  e  $0^\circ$ , respectivamente (LANCASTER et al., 1997; ORAK, 2007). A partir da avaliação dos atributos de cor, foi calculado o índice de cor das bagas empregando-se a fórmula  $CIRG = (180-h^\circ) / (L^*+C^*)$  (CARREÑO et al., 1995).

A diferença de cor residual ( $\Delta E$ ) das bagas foi utilizada para calcular a disparidade de cor entre os tratamentos e o controle da última amostragem, calculada utilizando-se a equação:  $\Delta E = \sqrt{[(\Delta h^\circ)^2 + (\Delta C^*)^2 + (\Delta L^*)^2]}$  (LUCAS et al., 2008).

#### 3.1.4 A análises estatísticas

Os dados foram submetidos à análise de variância de efeitos fixos considerando o modelo de parcelas subdividas no tempo. Os pressupostos de normalidade dos erros e homogeneidade das variâncias foram testados por Shapiro-Wilk e Bartlett, respectivamente ( $p > 0,05$ ). Se significativo para interação ou para o fator tratamento, as médias foram comparadas pelo teste de Tukey ( $p < 0,05$ ). Quando observou-se efeito de interação entre os fatores, as médias foram ajustadas por meio de regressões polinomiais ( $p < 0,05$ ). Todas as análises foram realizadas com o auxílio do software R (R Core Team, 2020).

Para os atributos de cor das bagas  $C^*$ ,  $L^*$ ,  $h^\circ$  e  $\Delta E$ , considerou-se para comparação entre os tratamentos os resultados obtidos no momento da colheita, quando as bagas atingiram a plena maturação.

## 4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

### 4.1 EXPERIMENTO 1

A aplicação de *S*-ABA aumentou significativamente a concentração de antocianinas totais nas cascas das bagas da uva ‘Rubi’ durante a safra de verão de 2019. Verificou-se que as uvas que receberam a aplicação exógena de *S*-ABA quando o teor de sólidos solúveis (SS) era de 10-11 °Brix apresentaram médias superiores aos 10 e 20 dias após a aplicação (DAA), enquanto que aos 30 DAA, todos os tratamentos em as uvas que receberam *S*-ABA foram estatisticamente superiores à testemunha, e não diferiram significativamente entre si, independentemente da época e do número de aplicações (Tabela 4.1.1), sendo que o acúmulo de antocianinas foi aproximadamente quatro vezes maior nos tratamentos com a aplicação de *S*-ABA.

As maiores médias observadas aos 10 e 20 DAA para as uvas que receberam *S*-ABA quando o teor de SS era de 10-11 °Brix podem estar relacionadas ao fato de que nessa fase de maturação, a recepção ou o mecanismo de sinalização para o ABA eram maiores (VILLALOBOS-GONZÁLEZ et al., 2016), pois o maior teor de SS nas bagas pode ter proporcionado maior quantidade de substrato para iniciar o processo de metabolitos secundários, como das antocianinas, responsáveis pela cor vermelha da casca (JACKSON, 2008; SOUZA et al., 2020). Entretanto, fica evidente que aos 30 DAA houve uma equiparação entre os tratamentos, uma vez que o teor de antocianinas totais da uva ‘Rubi’ foi de aproximadamente 4,2 mg g<sup>-1</sup> (Tabela 4.1.1).

Os resultados do presente estudo corroboram com as afirmações de Keller (2015), que relata que o início da ativação dos genes envolvidos na síntese de antocianinas ocorre quando algumas cultivares apresentam entre 9 e 10 °Brix, intervalo semelhante ao realizado neste trabalho. Sabe-se também que aplicações tardias de *S*-ABA podem ter o efeito insuficiente, uma vez que esse estágio fisiológico da baga pode não ser o mais adequado para uma boa resposta do regulador vegetal (FERRARA et al., 2015), sendo assim saber a época correta é fundamental para melhor atuação da aplicação do ABA exógeno (GIRIBALDI; HARTUNG; SCHUBERT, 2010). Essas informações são de primordial importância para os viticultores, uma vez que, com base nos resultados obtidos, pode-se considerar essencial o uso de *S*-ABA para o desenvolvimento do acúmulo de antocianinas na uva de mesa ‘Rubi’, visando que a falta de cor nos cachos é comum

em algumas uvas cultivadas em regiões tropicais e subtropicais devido às condições climáticas, sendo a cor responsável pela qualidade comercial dos frutos (FRANCIS, 2000; MATTIUZ et al., 2009). Além disso, é possível que se realize a sua aplicação a partir do momento em que o teor de SS das bagas seja ao redor de 8 °Brix e se prolongue até os 11 °Brix, ou seja, permite a sua aplicação em um período mais amplo, e conseqüentemente, otimiza o uso de mão-de-obra, pois em função do tamanho da área a ser aplicada, um maior tempo é requerido para que toda a área seja tratada.

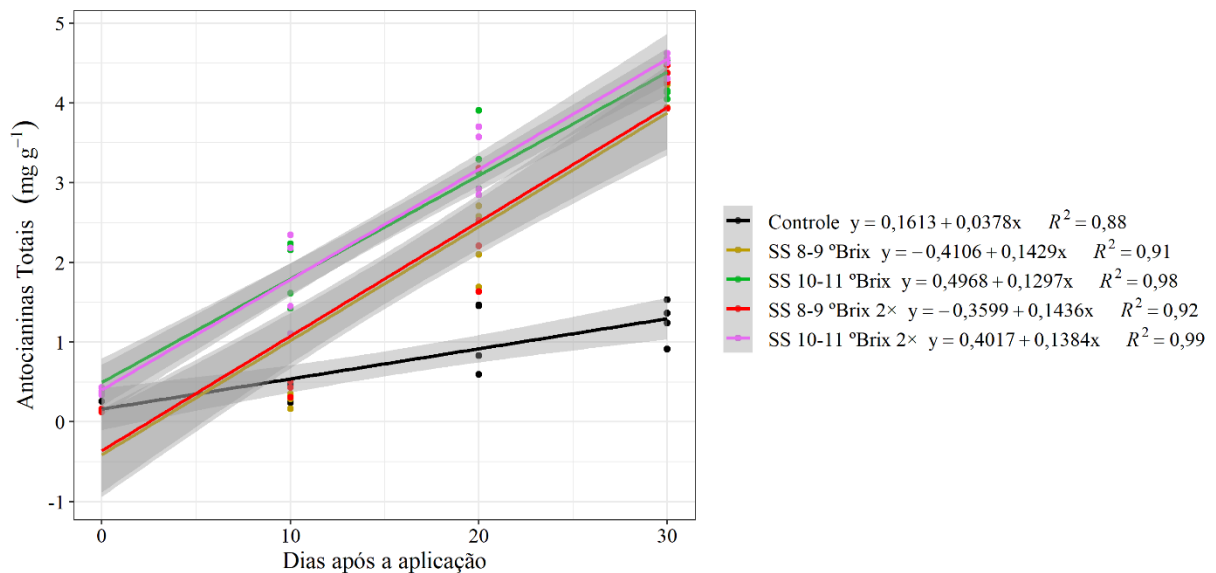
**Tabela 4.1.1.** Análise de variância e comparação das médias para antocianinas totais das bagas dos cachos de uva de mesa ‘Rubi’ submetidas à aplicação de *S*-ABA em diferentes fases de maturação em relação ao teor de sólidos solúveis (SS).

Fontes de variação	GL	Antocianinas totais (mg.g <sup>-1</sup> )			
Tratamentos (T)	4	8,07*** <sup>z</sup>			
Dias (D)	3	47,81**			
T × D	12	1,80**			
Erro A	12	0,14			
Erro B	45	0,09			
<i>Médias</i>		Dias após a aplicação			
Tratamentos	0	10	20	30	
Controle	0,2 <sup>ns</sup>	0,3 b	1,0 b	1,2 b	
SS 8-9 °Brix	0,1	0,2 b	2,2 b	4,2 a	
SS 10-11 °Brix	0,3	1,8 a	3,3 a	4,2 a	
SS 8-9 °Brix 2×	0,1	0,3 b	2,3 b	4,2 a	
SS 10-11 °Brix 2×	0,3	1,7 a	3,2 a	4,5 a	

2×: duas aplicações de *S*-ABA . GL: graus de liberdade; <sup>z</sup>: quadrados médios; <sup>ns</sup>: não significativo; \*\*: significativo ( $p < 0,01$ ). Médias seguidas pelas mesmas letras minúsculas nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey ( $p < 0,05$ ).

Todavia, sabe-se que a fase ideal para a aplicação do *S*-ABA pode variar de acordo com a cultivar e a região de cultivo, uma vez que algumas cultivares respondem bem à

uma única aplicação, enquanto outras podem exigir múltiplas aplicações, além do fato da concentração de antocianinas ser influenciada pelas condições climáticas (YAMAMOTO et al., 2015). Para este estudo observou-se que uma aplicação para ‘Rubi’ na safra de verão de 2019 foi suficiente para incrementar o acúmulo de antocianinas, no entanto, é importante salientar que as condições climáticas durante a condução do experimento foram favoráveis, e na maioria dos dias a amplitude térmica foi maior que 10°C (Anexo 1). Portanto, por mais que uma aplicação tenha apresentado resultados satisfatórios, ressalta-se a importância de considerar a realização da segunda aplicação do regulador vegetal, principalmente em períodos em que maturação das uvas não ocorre de forma uniforme (SOUZA et al., 2020).



**Figura 4.1.1.** Análise de regressão da evolução da concentração de antocianinas totais das bagas dos cachos de uva de mesa ‘Rubi’ submetidas à aplicação de *S*-ABA em diferentes fases de maturação em relação ao teor de sólidos solúveis (SS). 2x: duas aplicações de *S*-ABA.

Com relação à evolução do teor de antocianinas ao longo do tempo, verificou-se que houve crescimento linear e progressivo para todos os tratamentos (Figura 4.1.1). Entretanto, observou-se que os cachos que receberam a aplicação exógena do *S*-ABA apresentaram maiores incrementos ao longo do tempo (0,1297 à 0,1436 mg.g<sup>-1</sup> de antocianinas totais ao dia) quando comparada ao controle (0,0378 mg.g<sup>-1</sup> de antocianinas totais ao dia), ou seja, o desenvolvimento das antocianinas da casca das bagas foi mais rápido para os tratamentos com

a aplicação exógena do *S*-ABA. Apesar disso, aos 30 DAA, os resultados nos tratamentos com *S*-ABA se igualaram entre si, uma vez que os intervalos de confiança se sobrepõem, exceto para o controle, que apresentou a menor média. Esse acúmulo superior de antocianinas totais observado nos tratamentos que receberam a aplicação exógena de *S*-ABA pode ser explicado pelo fato que esse regulador vegetal é um sinalizador, no qual desencadeia a maturação dos frutos, estimulando a expressão do gene *UFGT* responsável pela biossíntese de antocianinas (YANG; FENG, 2015).

**Tabela 4.1.2.** Análise de variância e comparação das médias para índice de cor (CIRG) das bagas dos cachos de uva de mesa ‘Rubi’ submetidas à aplicação de *S*-ABA em diferentes fases de maturação em relação ao teor de sólidos solúveis (SS).

Fontes de variação	GL	CIRG
Tratamentos (T)	4	6,94** <sup>z</sup>
Dias (D)	3	38,83**
T × D	12	1,09**
Erro A	12	0,02
Erro B	45	0,05

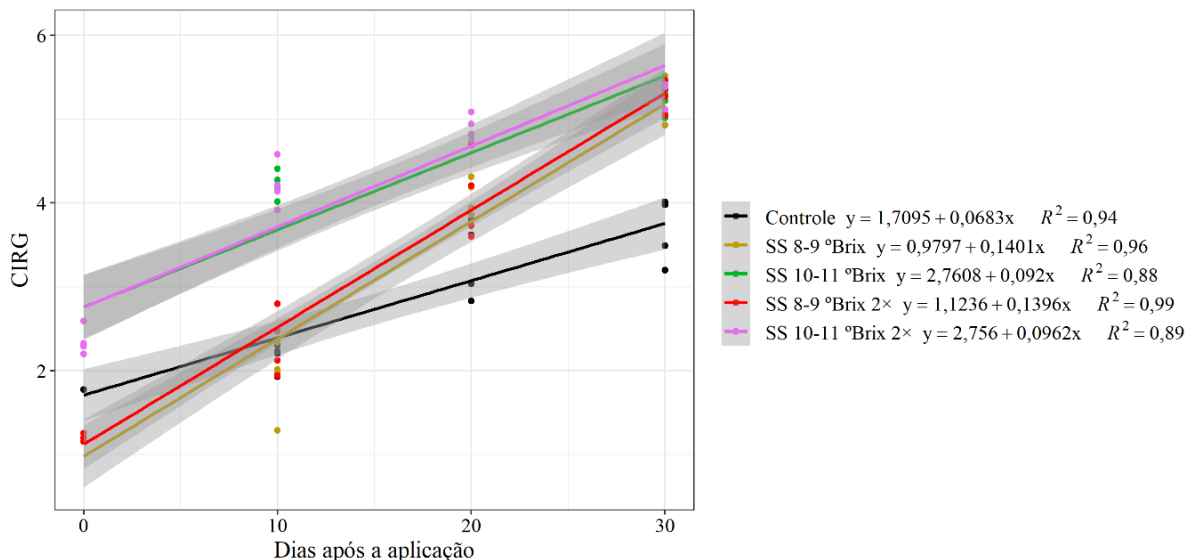
  

Médias	Dias após a aplicação			
	0	10	20	30
Tratamentos				
Controle	1,7 b	2,1 b	3,3 c	3,6 b
SS 8-9 °Brix	1,2 c	1,9 b	4,0 b	5,1 a
SS 10-11 °Brix	2,3 a	4,2 a	4,7 a	5,2 a
SS 8-9 °Brix 2×	1,2 c	2,3 b	4,0 b	5,2 a
SS 10-11 °Brix 2×	2,3 a	4,2 a	4,8 a	5,3 a

2×: duas aplicações de *S*-ABA. GL: graus de liberdade; <sup>z</sup>: quadrados médios; <sup>ns</sup>: não significativo; \*\*: significativo ( $p < 0,01$ ). Médias seguidas pelas mesmas letras minúsculas nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey ( $p < 0,05$ ).

Para o índice de cor das bagas (CIRG), da mesma forma como observado para o teor de as antocianinas totais, as uvas que receberam *S*-ABA quando o teor de SS era de 10-11 °Brix resultaram nas maiores médias aos 10 e 20 DAA. Entretanto, no momento da colheita, em

que a última avaliação foi realizada, as médias dos tratamentos em que o regulador vegetal foi aplicado de forma exógena foram semelhantes entre si e superiores ao controle (Tabela 4.1.2). De acordo com a classificação de CIRG proposta por Carreño et al. (1996), as bagas do controle apresentaram na colheita cor rosa, enquanto as bagas tratadas com *S*-ABA, com uma ou duas aplicações, apresentaram cor vermelho escuro (Figura 4.1.3), comprovando a eficácia dos tratamentos com o regulador vegetal, levando em consideração que um dos principais fatores de escolha dos consumidores é a cor das uvas, ou seja, o aspecto visual, no qual sua coloração mais escura e uniforme agrega valor comercial ao cacho e aumenta o lucro do produtor (ABE et al., 2007; LIANG et al., 2009; MATTIUZ et al., 2009).



**Figura 4.1.2.** Análise de regressão da evolução do índice de cor (CIRG) das bagas dos cachos de uva de mesa ‘Rubi’ submetidas à aplicação de *S*-ABA em diferentes fases de maturação em relação ao teor de sólidos solúveis (SS). 2×: duas aplicações de *S*-ABA.

As médias de CIRG de todos os tratamentos em que foi realizada a aplicação exógena de *S*-ABA foram superiores às do controle, sendo que resultados semelhantes foram observados por Roberto et al. (2012, 2013) e Shahab et al. (2019) em uvas finas de mesa ‘Benitaka’ e ‘Rubi’. Contudo, no presente estudo, os tratamentos com *S*-ABA não apresentaram diferenças entre si quando considerado o número de aplicações, enquanto para Roberto et al. (2013) em uvas ‘Rubi’, duas aplicações foram superiores à uma única aplicação. Essa diferença

nas respostas entre os trabalhos, ainda que na mesma cultivar, pode ser explicado devido a uma série de fatores, entre eles, idade das plantas, níveis de produção, arquitetura e manejo do dossel, insolação nos cachos, entre outros (YAMAMOTO et al., 2015; SOUZA et al., 2020).

Pela análise de regressão, assim como nas antocianinas totais, o ajuste linear simples explicou o comportamento da evolução do CIRG ao longo do tempo (Figura 4.1.2), sendo que os tratamentos em que foi realizada a aplicação exógena do *S*-ABA apresentaram maiores incrementos ao longo do tempo (0,092 à 0,1401 de CIRG ao dia) quando comparado ao controle (0,0683 de CIRG ao dia), resultando assim em um maior desenvolvimento de cor das bagas tratadas. Contudo, aos 30 DAA, as médias dos tratamentos em que foi realizada a aplicação exógena de *S*-ABA igualaram-se entre si, com intervalos de confiança sobrepostos.

**Tabela 4.1.3.**  $L^*$  (luminosidade),  $C^*$  (croma),  $h^\circ$  (tonalidade) e a diferença de cor residual ( $\Delta E$ ) das bagas dos cachos de uva de mesa ‘Rubi’ submetidas à aplicação de *S*-ABA em diferentes fases de maturação em relação ao teor de sólidos solúveis (SS).

Tratamentos	$L^*$	$C^*$	$h^\circ$	$\Delta E$
Controle	31,8 a	8,1 a	36,9 a	-
SS 8-9 °Brix	25,9 b	6,7 b	13,2 b	24,5 <sup>ns</sup>
SS 10-11 °Brix	25,7 b	6,8 ab	9,9 b	27,7
SS 8-9 °Brix 2×	25,3 b	6,4 b	13,7 b	24,1
SS 10-11 °Brix 2×	25,3 b	6,7 b	10,3 b	29,6
F	24,1	4,8	20,9	4,3
CV (%)	4,2	8,8	29,5	9,4

2×: duas aplicações de *S*-ABA. Médias seguidas pelas mesmas letras minúsculas nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey ( $p < 0,05$ ). ns: não significativo ( $p < 0,05$ ). CV: coeficiente de variação.

Em relação aos atributos de cor das bagas avaliados no momento da colheita (Tabela 4.1.3), verificou-se que para a luminosidade ( $L^*$ ) os tratamentos em que o *S*-ABA foi aplicado, independente da fase em que as uvas se encontravam quanto ao teor de SS, em uma ou duas aplicações, resultaram nas menores médias comparadas com o controle, o que demonstra o efeito do regulador vegetal na cor das bagas, pois quanto menor o  $L^*$  mais escura é a superfície baga (ROBERTO et al., 2012; DOMINGUES NETO et al., 2017; TECCHIO et al., 2017). Observações semelhantes foram relatadas por Peppi, Fidelibus e Dokoozlian (2007), Peppi,

Fidelibus e Dokoozlian (2008) e Koyama et al. (2014) nas uvas ‘Red Globe’, ‘Crimson Seedless’ e ‘Isabel’, respectivamente.

Em relação à variável  $C^*$  (croma), que define a saturação de cor da superfície das bagas, observou-se que todos os tratamentos em que foi realizada aplicação exógena de *S*-ABA apresentaram as menores médias quando comparadas ao controle, exceto o tratamento realizado quando o teor de SS das bagas era de 10-11 °Brix (Tabela 4.1.3). Segundo Piva, Lopez e Morgan (2006) e Cantín, Fidelibus e Crisosto (2007), os valores cromáticos inferiores dos cachos tratados com *S*-ABA representam a cor com menor saturação, ou seja, que tende ao cinza, uma vez que o  $C^*$  se aproxima mais ao zero, entretanto esses valores não afetam o valor de mercado das uvas (OLIVARES et al., 2017). Em outros trabalhos com as uvas ‘Flame Seedless’, ‘Crimson Seedless’ e ‘Isabel’ também foram observadas menores médias de  $C^*$  decorrente da aplicação exógena do *S*-ABA (PEPPI; FIDELIBUS; DOKOOZLIAN, 2006; PEPPI; FIDELIBUS; DOKOOZLIAN, 2008; KOYAMA et al., 2014).

Para o ângulo de cor ou tonalidade ( $h^\circ$ ) das bagas, as menores médias foram observadas nos tratamentos em que foi realizada a aplicação exógena do *S*-ABA, diferindo estatisticamente em relação ao controle, porém sem diferenças entre si (Tabela 4.1.3). Dessa forma, a aplicação do regulador vegetal estimulou o desenvolvimento da cor vermelha das bagas, visto que, quanto menor o  $h^\circ$ , mais avermelhada é a cor da baga (LIMA; MELO; GUERRA, 2007; OLIVARES et al., 2017; MACHADO; MONTEIRO; TIECHER, 2019). Observações semelhantes foram relatadas por Olivares et al. (2017) e Shahab et al. (2019), no qual o  $h^\circ$  diminui durante o desenvolvimento das bagas com aplicação de *S*-ABA. Não houve diferença entre os tratamentos em que o *S*-ABA foi aplicado quanto à diferença da cor residual ( $\Delta E$ ), sendo que quanto mais o  $\Delta E$  se aproxima ao zero, mais idênticas são as superfícies tintas (LUCAS et al., 2008). Constatou-se que as médias do teor de sólidos solúveis (SS) na última avaliação, ou seja, no momento da colheita não diferiram entre os tratamentos.

Com base no exposto, pôde-se verificar que a aplicação exógena de *S*-ABA quando o teor de SS da uva de mesa ‘Rubi’ era de 8-11 °Brix exerceu efeito sobre a melhoria na concentração de antocianinas e no CIRG das bagas na safra de verão de 2019, sendo que não houve diferenças entre uma ou duas aplicações do regulador vegetal. Desse modo, o uso do *S*-ABA é uma alternativa promissora para a produção de uvas de mesa coloridas cultivadas em região subtropical, pois as uvas com melhor uniformidade e intensidade das bagas obtêm

melhores valores no mercado, além de ter uma boa aceitação pelos consumidores (MATTIUZ et al., 2009; LEÃO et al., 2015; SOUZA et al., 2020).



**Figura 4.1.3.** Cachos da uva fina de mesa ‘Rubi’ submetidos à aplicação de *S*-ABA em diferentes fases de maturação em relação ao teor de sólidos solúveis (SS). (A) controle; (B) SS 8-9 °Brix; (C) SS 10-11 °Brix; (D) SS 8-9 °Brix 2×; (E) SS 10-11 °Brix 2×.

## 4.2 EXPERIMENTO 2

Na safra temporã de 2020, a aplicação exógena do ácido abscísico (*S*-ABA) aumentou a concentração total de antocianinas nas cascas de bagas da uva ‘Rubi’. Os cachos que receberam a aplicação exógena do *S*-ABA quando o teor de SS era de 6-7 °Brix, em uma ou duas aplicações, apresentaram aos 42 dias após a aplicação (DAA) médias superiores ao controle, mas sem diferenças estatísticas entre os demais tratamentos. Todavia, aos 49 DAA, todos os tratamentos que receberam a aplicação exógena do *S*-ABA foram estatisticamente semelhantes e superiores ao controle, independentemente da época e do número de aplicações (Tabela 4.2.1), sendo que o acúmulo de antocianinas foi aproximadamente três vezes maior nos tratamentos com a aplicação de *S*-ABA.

Aos 42 DAA, as maiores médias foram observadas para os cachos que receberam o *S*-ABA quando o teor de SS era de 6-7 °Brix, e isso pode ser explicado pelo fato de nessa fase de maturação já haver resposta à aplicação do regulador vegetal, e as bagas desse tratamento teve maior tempo para acumular as antocianinas quando comparados aos dos tratamentos em que a aplicação foi realizada posteriormente (GIRIBALDI; HARTUNG; SCHUBERT, 2010), sendo que o aumento da concentração de antocianinas pode ou não coincidir com o pico de acúmulo dos seus teores de SS e AT, dependendo da safra e das condições climáticas (RIBÉREAU-GAYÓN et al., 2006). Resultados semelhantes foram encontrados por VILLALOBOS-GONZÁLEZ et al. (2016) em uvas ‘Carménère’, que mesmo após 40 DAA, o acúmulo de antocianinas continuou alto nas bagas que receberam aplicação do *S*-ABA.

Contudo, o acúmulo de antocianinas pode variar de acordo com a cultivar, doses e época de aplicação, além do aumento da síntese de antocianinas também ser influenciado pelas condições climáticas (YAMAMOTO et al., 2015). Dentre os vários fatores ambientais estão a temperatura, radiação solar e a interação entre ambos (TARARA et al., 2008). Segundo Ryu et al. (2020), temperaturas acima de 30°C constantes ou mesmo intermitente inibem o acúmulo de antocianinas nas cascas das bagas, além disso amplitude térmica inferior a 10°C na fase de pós-amolecimento podem prejudicar a uniformidade e coloração dos cachos de ‘Rubi’ (KISHINO; MARUR; ROBERTO, 2019). Para este estudo observou-se que as condições climáticas durante a condução do experimento foram em partes favoráveis, pois na maioria dos dias a amplitude térmica foi acima de 10°C (Anexo 1).

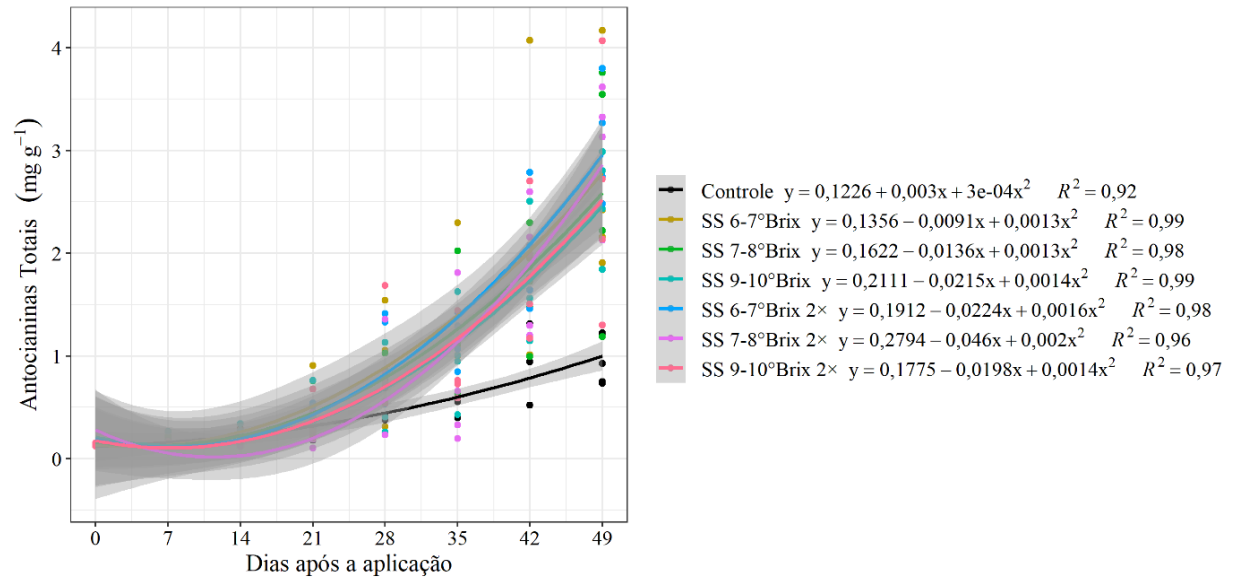
**Tabela 4.2.1.** Análise de variância e comparação das médias para antocianinas totais das bagas dos cachos de uva de mesa ‘Rubi’ submetidas à aplicação de S-ABA em diferentes fases de maturação em relação ao teor de sólidos solúveis (SS).

Fontes de variação	GL	Antocianinas totais (mg.g <sup>-1</sup> )							
Tratamentos (T)	7	1,62** z							
Dias (D)	7	20,61**							
T × D	42	0,31**							
Erro A	18	0,54							
Erro B	147	0,14							
<i>Médias</i>		<i>Dias após a aplicação</i>							
Tratamentos		0	7	14	21	28	35	42	49
Controle		0,1 <sup>ns</sup>	0,1 <sup>ns</sup>	0,2 <sup>ns</sup>	0,2 <sup>ns</sup>	0,5 <sup>ns</sup>	0,5 <sup>ns</sup>	0,9 b	0,9 b
SS 6-7 °Brix		0,1	1,1	0,2	0,4	0,8	1,3	2,2 a	2,6 a
SS 7-8 °Brix		0,1	0,1	0,2	0,4	0,7	1,4	1,6 ab	2,6 a
SS 9-10 °Brix		0,1	0,1	0,2	0,4	0,6	1,0	1,7 ab	2,5 a
SS 6-7 °Brix 2×		0,1	0,1	0,2	0,4	1,0	1,1	1,9 a	3,0 a
SS 7-8 °Brix 2×		0,1	0,1	0,1	0,2	0,7	0,7	1,8 ab	3,0 a
SS 9-10 °Brix 2×		0,1	0,1	0,1	0,3	0,9	0,8	1,8 ab	2,5 a

2×: duas aplicações de S-ABA. GL: graus de liberdade; z: quadrados médios; <sup>ns</sup>: não significativo; \*\*: significativo ( $p < 0,01$ ). Médias seguidas pelas mesmas letras minúsculas nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey ( $p < 0,05$ ).

Conforme a análise de regressão (Figura 4.2.1), o ajuste quadrático explicou o comportamento do teor de antocianinas ao longo do tempo, sendo que todos os tratamentos que receberam a aplicação exógena do S-ABA apresentaram maior acúmulo de antocianinas, quando comparado ao controle, embora até os 35 DAA esse acúmulo tenha sido semelhante. Contudo, a partir dos 42 DAA os tratamentos que receberam o S-ABA apresentaram maior incremento diário do teor de antocianinas, diferenciando-se do controle, que continuou com o acúmulo baixo (0,1226 mg.g<sup>-1</sup> de antocianinas ao dia). No momento da colheita aos 49 DAA, os tratamentos que

receberam a aplicação exógena do *S*-ABA não diferenciaram entre si, uma vez que os intervalos de confiança se sobrepõem, exceto para o controle.



**Figura 4.2.1.** Análise de regressão da evolução da concentração de antocianinas totais das bagas dos cachos de uva de mesa ‘Rubi’ submetidas à aplicação de *S*-ABA em diferentes fases de maturação em relação ao teor de sólidos solúveis (SS). 2x: duas aplicações de *S*-ABA.

Para o índice de cor das bagas (CIRG) as maiores médias foram observadas nos tratamentos em que os cachos foram tratados com *S*-ABA exógeno, independentemente da época e do número de aplicações (Tabela 4.2.2). Entretanto, diferenças estatísticas entre os tratamentos foram observadas a partir dos 28 DAA, sendo que os cachos tratados quando o teor de SS era de 9-10 °Brix em duas aplicações, apresentou a maior média, diferindo estatisticamente do controle. Aos 35 DAA, se destacaram as aplicações realizadas quando o teor de SS era de 6-7 °Brix e 7-8 °Brix (em uma aplicação) e 9-10 °Brix (em uma ou duas aplicações). Resultados similares foram encontrados por Yamamoto et al. (2015), Tecchio et al. (2017) e Shahab et al. (2019), em que os cachos das uvas ‘Isabel’, ‘Niágara Rosada’ e ‘Benitaka’ que receberam a aplicação exógena do *S*-ABA apresentaram maior CIRG, respectivamente.

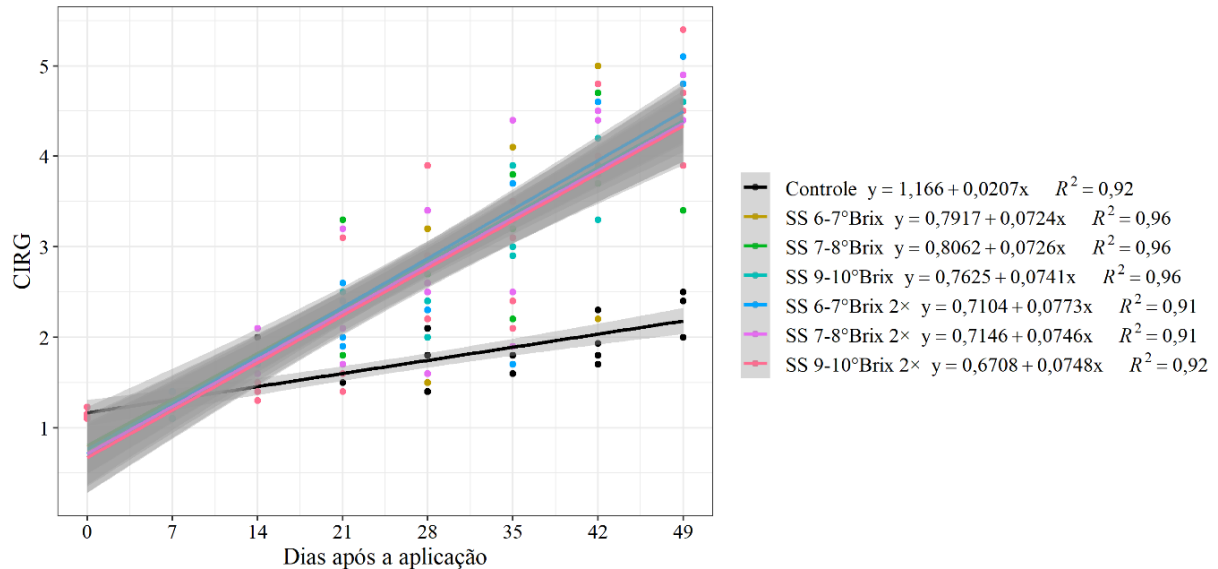
**Tabela 4.2.2.** Análise de variância e comparação das médias para índice de cor (CIRG) das bagas dos cachos de uva de mesa ‘Rubi’ submetidas à aplicação de *S*-ABA em diferentes fases de maturação em relação ao teor de sólidos solúveis (SS).

Fontes de variação	GL	CIRG							
Tratamentos (T)	7	3,65** z							
Dias (D)	7	38,24**							
T × D	42	0,62**							
Erro A	18	0,63							
Erro B	147	0,15							
<i>Médias</i>		<i>Dias após a aplicação</i>							
Tratamentos		0	7	14	21	28	35	42	49
Controle		1,2 <sup>ns</sup>	1,2 <sup>ns</sup>	1,5 <sup>ns</sup>	1,6 <sup>ns</sup>	1,7 b	1,7 b	1,9 b	2,3 b
SS 6-7 °Brix		1,2	1,2	1,6	2,1	2,5 ab	3,4 a	3,9 a	4,4 a
SS 7-8 °Brix		1,2	1,2	1,5	2,3	2,6 ab	3,0 a	4,2 a	4,4 a
SS 9-10 °Brix		1,2	1,2	1,7	2,1	2,5 ab	3,2 a	4,1 a	4,5 a
SS 6-7 °Brix 2×		1,2	1,3	1,5	2,2	2,6 ab	2,7 ab	4,5 a	4,7 a
SS 7-8 °Brix 2×		1,2	1,2	1,6	2,1	2,5 ab	2,7 ab	4,3 a	4,6 a
SS 9-10 °Brix 2×		1,2	1,2	1,3	1,9	2,8 a	2,7 a	4,1 a	4,6 a

2×: duas aplicações de *S*-ABA. GL: graus de liberdade; z: quadrados médios; ns: não significativo; \*\*: significativo ( $p < 0,01$ ). Médias seguidas pelas mesmas letras minúsculas nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey ( $p < 0,05$ ).

Em relação a evolução do CIRG ao longo do tempo, observou que houve crescimento linear e progressivo para todos os tratamentos (Figura 4.2.2). Contudo, os tratamentos que receberam a aplicação exógena do *S*-ABA apresentaram maior incremento diário (0,0724 a 0,0773 de CIRG ao dia) quando comparados ao controle (0,0207 de CIRG ao dia), ou seja, o desenvolvimento do CIRG nas bagas foi mais rápido para os tratamentos com aplicação exógena do *S*-ABA. No momento da colheita, aos 49 DAA, as médias dos tratamentos com *S*-ABA se igualaram entre si, uma vez que os intervalos de confiança se sobrepõem, exceto para o

controle.



**Figura 4.2.2.** Análise de regressão da evolução do índice de cor (CIRG) das bagas dos cachos de uva de mesa ‘Rubi’ submetidas à aplicação de S-ABA em diferentes fases de maturação em relação ao teor de sólidos solúveis (SS). 2x: duas aplicações de S-ABA.

Para os valores de  $L^*$  (luminosidade), as menores médias foram para os tratamentos com a aplicação exógena do S-ABA, independente do teor de SS e do número de aplicações (Tabela 4.2.3), uma vez que quanto menor o valor de luminosidade a baga tende a ficar com a casca mais escura (ROBERTO et al., 2012; DOMINGUES NETO et al., 2017; TECCHIO et al., 2017). Em uvas ‘Red Globe’, ‘Flame Seedless’, ‘Crimson Seedless’ e ‘Isabel’ tratadas com S-ABA também foram observadas menores médias de  $L^*$ , conforme relatado por Peppi, Fidelibus e Dokoozlian (2006); Peppi, Fidelibus e Dokoozlian (2007); Peppi, Fidelibus e Dokoozlian (2008) e Koyama et al. (2014), respectivamente. Para o croma ( $C^*$ ), não houve diferenças estatísticas entre os tratamentos (Tabela 4.2.3), sendo que essa variável define a saturação de cor, ou seja, quanto menor o valor, a baga tende para a cor cinza (OLIVARES et al., 2017). Esses resultados assemelham-se aos descritos por Roberto et al. (2012) para uva ‘Benitaka’ e Tecchio et al. (2017) para uvas ‘Niágara Rosada’, no qual o  $C^*$  não se diferiu entre os tratamentos.

**Tabela 4.2.3.**  $L^*$  (luminosidade),  $C^*$  (croma),  $h^\circ$  (tonalidade) e a diferença de cor residual ( $\Delta E$ ) das bagas dos cachos de uva de mesa ‘Rubi’ submetidas à aplicação de *S*-ABA em diferentes fases de maturação em relação ao teor de sólidos solúveis (SS).

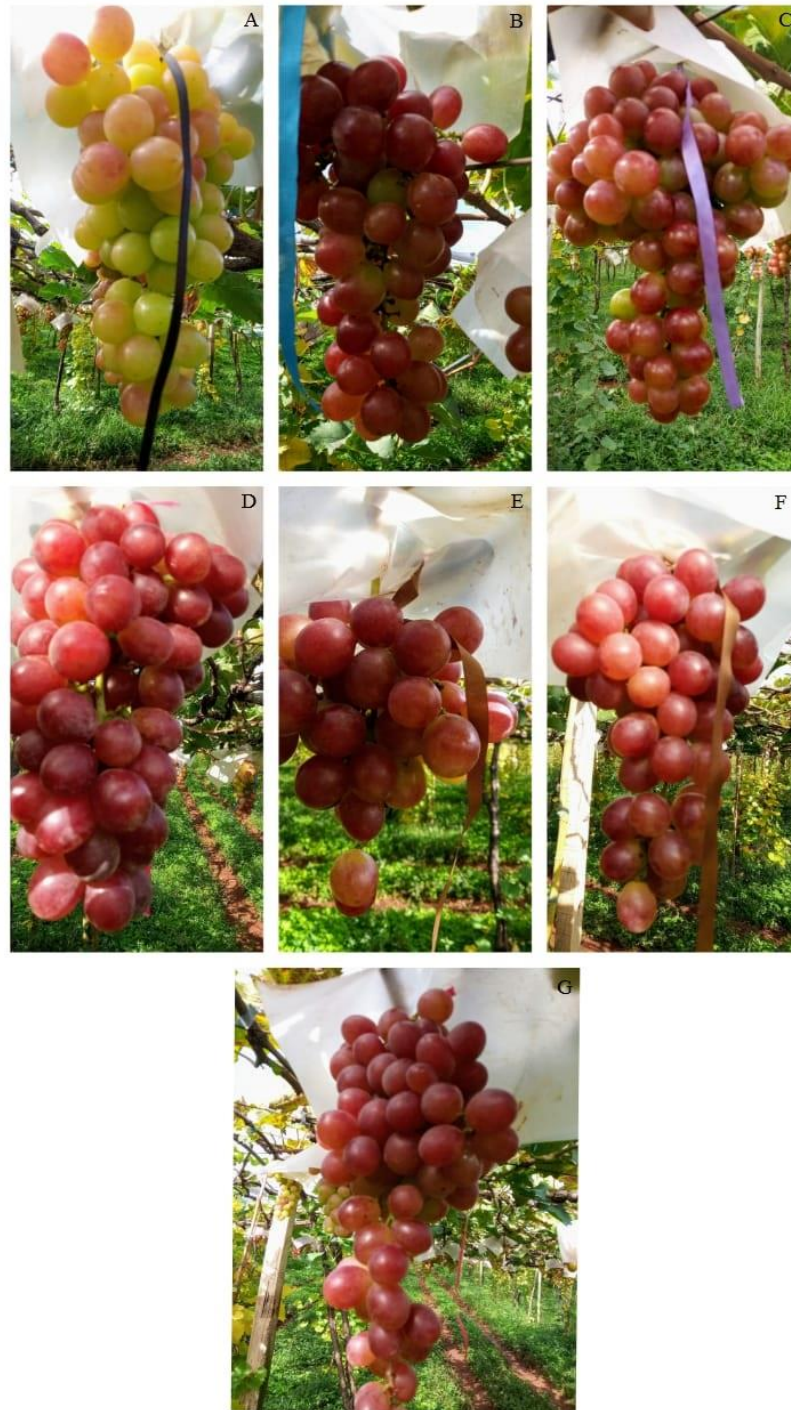
Tratamentos	$L^*$	$C^*$	$h^\circ$	$\Delta E$
Controle	35,3 a	8,5 <sup>ns</sup>	81,0 a	-
SS 6-7 °Brix	27,7 b	7,5	25,3 b	56,2 <sup>ns</sup>
SS 7-8 °Brix	27,9 b	7,2	28,2 b	53,3
SS 9-10 °Brix	27,7 b	7,3	22,5 b	58,9
SS 6-7 °Brix 2×	26,8 b	7,6	16,8 b	64,7
SS 7-8 °Brix 2×	27,0 b	7,9	18,7 b	62,8
SS 9-10 °Brix 2×	26,5 b	7,7	20,2 b	61,4
F	15,9	2,1	18,9	0,6
CV (%)	5,4	7,8	34,2	17,3

2×: duas aplicações de *S*-ABA. Médias seguidas pelas mesmas letras minúsculas nas colunas não diferem entre si pelo teste de Tukey ( $p < 0,05$ ). ns: não significativo ( $p < 0,05$ ). CV: coeficiente de variação.

Para a tonalidade de cor ( $h^\circ$ ), observou-se que os tratamentos com a aplicação exógena do *S*-ABA resultaram nas menores médias, diferindo significativamente do controle (Tabela 4.2.3), sendo que quanto menor o valor de  $h^\circ$ , mais avermelhada a cor da baga tende a ser (LIMA; MELO; GUERRA, 2007; OLIVARES et al., 2017; MACHADO; MONTEIRO; TIECHER, 2019). Observações semelhantes foram relatadas por Olivares et al. (2017) e Shahab et al. (2019), que obtiveram menores valores de  $h^\circ$  em uvas ‘Crimson Seedless’ e ‘Benitaka’, respectivamente, tratadas com *S*-ABA. Para a diferença de cor residual ( $\Delta E$ ) não houve diferença estatística entre os tratamentos com *S*-ABA, sendo que quanto mais o  $\Delta E$  se aproxima ao zero, mais idênticas são as superfícies tintas (LUCAS et al., 2008). Constatou-se que não houve diferenças das médias do teor de sólidos solúveis (SS) na última avaliação entre os tratamentos.

De modo geral, pôde-se verificar que a aplicação exógena de *S*-ABA na uva ‘Rubi’ na safra temporã de 2020 quando o teor de SS se encontrava entre 6 e 10 °Brix aumentou a concentração de antocianinas das bagas, e melhorou os seus atributos de cor quando comparados ao controle. A possibilidade de aplicação do regulador vegetal em um período mais amplo permite uma aplicação escalonada, otimizando o uso de mão-de-obra e maquinários, sendo uma boa alternativa para a produção de uvas de mesa fora de época, agregando valor ao produto final

(MATTIUZ et al., 2009; LEÃO et al., 2015; SOUZA et al., 2020).



**Figura 4.2.3.** Cachos da uva fina de mesa ‘Rubi’ submetidos à aplicação de S-ABA em diferentes fases de maturação em relação ao teor de sólidos solúveis (SS). (A) controle; (B) SS 6-7 °Brix; (C) SS 7-8 °Brix; (D) SS 9-10 °Brix; (E) SS 6-7 °Brix 2×; (F) SS 7-8 °Brix 2×; (G) SS 9-10 °Brix 2×

## 5. CONCLUSÕES

Na safra de verão, a aplicação exógena do *S*-ABA nos cachos de uvas ‘Rubi’ quando o teor de sólidos solúveis era de 8-11 °Brix aumentou significativamente o teor de antocianinas totais das bagas, bem como o desenvolvimento da sua cor.

Na safra temporã, a aplicação exógena do *S*-ABA também propiciou incrementos significativos sobre a concentração de antocianinas totais, bem como nos atributos de cor, quando o teor de sólidos solúveis das bagas era 6-10 °Brix.

Nas duas safras avaliadas, uma única aplicação do regulador vegetal é suficiente para intensificar a cor das bagas.

## 6. REFERÊNCIAS

- ABE, L. T.; MOTA, R. V.; LAJOLO, F. M.; GENOVESE, M. I. Compostos fenólicos e capacidade antioxidante de uvas *Vitis labrusca* e *Vitis vinifera* L. **Revista Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v. 27, n. 2, p. 394 - 400, 2007.
- AGEORGES, A.; FERNANDEZ, L.; VIALET, S.; MERDINOGLU, D.; TERRIER, N.; ROMIEU, C. Four specific isogenes of the anthocyanin metabolic pathway are systematically co-expressed with the red colour of grape berries. **Plant Science**, v. 170, n. 2, p. 372-383, 2006.
- AHMED, S.; ROBERTO, S. R.; SHAHAB, M.; COLOMBO, R. C.; SILVESTRE, J. P.; KOYAMA, R.; De SOUZA, R.T. Proposal of double-cropping system for 'BRS Isis' seedless grape grown in subtropical area. **Scientia Horticulturae**, v. 251, p. 118-126, 2019.
- ARAÚJO, J. M. A. **Química de alimentos: teoria e prática**. Viçosa: UFV, p. 601, 2011.
- BAN, T.; KOBAYASHI, S.; GOTO-YAMAMOTO, N.; HORIUCHI, S. Abscisic acid and 2, 4-dichloroethoxyacetic acid affect the expression of anthocyanin biosynthetic pathway genes in 'Kyoho' grape berries. **Journal of Horticultural Science and Biotechnology**, Kent, v. 78, n. 4, p. 586–589, 2003.
- BELING, R. R. Anuário brasileiro da uva 2018. Santa Cruz do Sul: **Gazeta**, p. 15-17, 2018. Disponível em: <[http://www.editoragazeta.com.br/sitewp/wp-content/uploads/2018/10/UVA-E-VINHO\\_2018\\_DUPLA.pdf](http://www.editoragazeta.com.br/sitewp/wp-content/uploads/2018/10/UVA-E-VINHO_2018_DUPLA.pdf)>. Acesso em: 23 jun. 2019.
- BELITZ, H. D.; GROSCHE, W.; SCHIEBERLE, P. **Food Chemistry**. Berlin: Springer. Ed 4, 2009.
- BHERING, S. B.; SANTOS, H. G. **Mapa de solos do estado do Paraná: legenda atualizada**. Rio de Janeiro: IAPAR, p. 74, 2008.
- BORDIGNON-LUIZ T. M.; GAUCHE C.; GRIS E. F; FALCÃO L. D. Colour stability of anthocyanin from Isabel grapes (*Vitis labrusca* L.) in model systems. **Swiss Society of Food Science and Technology**, v. 40, p. 594-599, 2007.
- BOSS, P. K.; DAVIES, C.; ROBINSON, S. P. Expression of anthocyanin biosynthesis pathway genes in red and white grapes. **Plant Molecular Biology**, v. 32, n. 3, p. 565-569, 1996.
- BOTELHO, R. V.; PIRES, E. J. P. Viticultura como opção de desenvolvimento para os Campos gerais. In: II Encontro de fruticultura dos Campos Gerais, 2009, Ponta Grossa. **Anais...** Ponta Grossa: Universidade Estadual de Ponta Grossa, 2009. p. 40-54
- CAMARGO, U. A.; TONIETTO, J.; HOFFMANN, A. Progressos na viticultura brasileira. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. especial, p. 144-149, 2011.
- CANTÍN, C. M.; FIDELIBUS, M. W.; CRISOSTO, C. H. Application of abscisic acid (ABA) at *véraison* advanced red color development and maintained postharvest quality of 'Crimson

Seedless' grapes. **Postharvest Biology and Technology**, v. 46, n. 3, p. 237-241, 2007.

CARVALHO, V. D. de.; CHITARRA, M. I. F. Aspectos qualitativos da uva. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 10, n. 117, 1984. p. 75-79.

CARVALHO, C.; KIST B. B.; BELING, R. R. Anuário Brasileiro de Horti&Fruti 2019. Santa Cruz do Sul: **Gazeta**, p. 48-49, 2019. Disponível em: <[http://www.Editoraga.zeta.com.br/sitewp/wp-content/uploads/2020/05/HORTIFRUTI\\_2020.pdf](http://www.Editoraga.zeta.com.br/sitewp/wp-content/uploads/2020/05/HORTIFRUTI_2020.pdf)>. Acesso em: 29 jul. 2020.

CARREÑO, J.; MARTÍNEZ, A.; ALMELA, L.; FERNÁNDEZ-LÓPEZ, J.Á. Proposal of an index for the objective evaluation of the color of red table grapes. **Food Research International**, Monticello, v.28, n.4, p. 373-377, 1995.

CARREÑO, J.; MARTÍNEZ, A.; ALMELA, L.; FERNÁNDEZ-LÓPEZ, J. A. Measuring the color of table grapes. **Color Research & Application**, v. 21, n. 1, p. 50-54, 1996.

CASAGRANDE, E. C.; FARIAS, J. R. B.; NEUMAIER, N.; OYA, T.; PEDROSO, J.; MARTINS, P. K.; BRETON, M. C.; NEPOMUCENO, A. L. Expressão gênica diferencial durante déficit hídrico em soja. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, v. 13, n. 2, p. 168-184, 2001.

CAVIGLIONE, J. H.; KIIHL, L. R. B.; CARAMORI, P. H.; OLIVEIRA, D. **Cartas climáticas do Paraná**. Londrina: IAPAR, 2000.

CHEN, W. K.; BAI, X. J.; CAO, M. M.; CHENG, G.; CAO, X. J.; GUO, R. R.; WANG, Y.; HE, L.; YANG, X. H.; HE, F.; DUAN, C. Q.; WANG J. Dissecting the variations of ripening progression and flavonoid metabolism in grape berries grown under double cropping system. **Frontiers in Plant Science**, v. 8, p. 1912, 2017.

COOMBE, B. G.; HALE, C. R. The hormone content of ripening grape berries and the effects of growth substances treatments. **Plant Physiology**, v. 51, p. 629-634, 1973.

COULTATE, T. P. **Alimentos: a química de seus componentes**. Porto Alegre: Artmed, 2004. p. 368.

DOMINGUES-NETO, F. J.; JUNIOR, S. P.; BORGES, C. V.; CUNHA, S. R.; CALLILI, D.; LIMA, G. P. P.; ROBERTO, S. R.; LEONEL, S.; TECCHIO, M. T. The Exogenous Application of Abscisic Acid Induce Accumulation of Anthocyanins and Phenolic Compounds of the 'Rubi' Grape. **American Journal of Plant Sciences**, v. 8, n. 10, p. 2422-2432, 2017.

FÁVERO A. C.; AMORIM D. A.; MOTA R.; SOARES A. M.; SOUZA C.; REGINA M. A. Double-pruning of 'Syrah' grapevines: a management strategy to harvest wine grapes during the winter in the Brazilian Southeast. **Vitis**, v. 50, n. 4, p. 151-158, 2011.

FAO - FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS. **TABLE AND DRIED GRAPES**. 2016. Disponível em < <http://www.fao.org/3/a-i7042e.pdf>>

Acesso em: 29 de Jun. 2020.

FERRARA, G.; MAZZEO, A.; MATARRESE, A. M. S.; PACUCCI, C.; PUNZI, R.; FACCIA, M.; TRANI, A.; GAMBACORTA, G. Application of abscisic acid (*S*-ABA) and sucrose to improve color, anthocyanin content and antioxidant activity of cv. Crimson Seedless grape berries. **Australian Journal of Grape and Wine Research**, Adelaide, v. 21, n.1, p. 18–29, 2015.

FENNER, M. The phenology of growth and reproduction in plants. **Perspectives in Plant Ecology, Evolution and Systematics**, v. 1, n. 1, p. 78-91, 1998.

FRANCIS, F. J. Anthocyanins and betalains: compositions and applications. **Cereal Foods World**, St. Paul, v. 45, p. 208-213, 2000.

GAMBETTA, G. A.; MATTHEWS, M. A.; SHAGHASI, T. H.; MCELRONE, A. J.; CASTELLARIN, S. D. Sugar and abscisic acid signaling orthologs are activated at the onset of ripening in grape. **Planta**, Nova York, v. 232, n.1, p. 219-234, 2010.

GIOVANNINI, E. **Manual de Viticultura**. Porto Alegre: Bookman, 2014. p. 264.

GIRIBALDI, M.; HARTUNG, W.; SCHUBERT, A. The effects of abscisic acid on grape berry ripening are affected by the timing of treatment. **Journal International des Sciences de la Vigne et du Vin**, v. 44, p. 9-15, 2010.

GIUSTI, M. M.; JING, P. Natural pigments of berries: Functionality and application. In: ZHAO, Y. **Berry fruit: Value-added products for health promotion**. CRC Press: Boca Raton. 2007. p. 105-146.

GOMES, D. Efeito da vibração na qualidade da uva Niágara Rosada, 2006. 84f. Tese de Doutorado. Dissertação. FEAGRI, Universidade Estadual de Campinas–UNICAMP, 2006.

GUERRA C. C. Colheita e destino da produção. Uva para processamento e produção. Bento Gonçalves. **Embrapa uva e vinho**. Brasília. Informação tecnológica, 2003. p. 123-125.

GUERRA, C. C. Maturação da uva e condução da vinificação para a elaboração de vinhos finos. In: SIMPÓSIO MINEIRO DE VITICULTURA E ENOLOGIA. Andradas. **Anais...** Viticultura e enologia: atualizando conceitos. Caldas: EPAMIG-FECD, 2002. p. 179-192.

GUERRA, C. C. Polifenóis da uva e do vinho. **Revista Brasileira de Viticultura e Enologia**. Bento Gonçalves, v. 4, n. 4, p. 90-100, 2012.

HAN, D. H.; LEE, S. M.; LEE, C. H.; KIM, S. B. Effects of ABA and ethephon treatments on coloration and fruit quality in Kyoho grape. **Journal of the Korean Society for Horticultural Science**, Gyeonggi-do, v. 37, p. 416–420, 1996.

HIRATSUKA, S.; ONODERA, H.; KAWAI, Y.; KUBO, T.; ITOH, H.; WADA, R. ABA and sugar effects on anthocyanin formation in grape berry cultured *in vitro*. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, v. 90, n. 1-2, p. 121-130, 2001.

IAC. Instituto Agrônômico. **Centro de frutas**. Boletim, 200, 1998. Disponível em: <[http://www.iac.sp.gov.br/areasdepesquisa/frutas/frutiferas\\_cont.php?nome=Uvas](http://www.iac.sp.gov.br/areasdepesquisa/frutas/frutiferas_cont.php?nome=Uvas)>. Acesso em: 23 jun. 2019.

IBGE. **Tabela 1618**: área plantada, área colhida e produção, por ano da safra e produto das lavouras. 2021. Disponível em: <<https://sidra.ibge.gov.br/tabela/1618>>. Acesso em: 05 jan. 2021.

JACKSON, R. S. **Wine science**: principles and applications. Amsterdam: Elsevier. 3 ed. P. 751, 2008.

JIA, H. F.; CHAI, Y. M.; LI, C. L.; LU, D.; LUO, J. J.; QIN, L. Abscisic acid plays an important role in the regulation of strawberry fruit ripening. **Plant Physiology**, v. 157, p. 188-199, 2011.

JUBILEU, B. D. S.; SATO, A. J.; ROBERTO, S. R. Caracterização fenológica e produtiva das videiras ‘Cabernet Sauvignon’ e ‘Alicante’ (*Vitis vinifera* L.) produzidas fora de época, no norte do Paraná. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 32, n. 2, p. 451-462, 2010.

KELLER, M. **The Science of Grapevines**: Anatomy and Physiology. Ed. 2, Amsterdam: Elsevier Academic Press. 2015. p. 509.

KERBAUY, G. B. **Fisiologia Vegetal**: Fatores endógenos. Ed. 1, Rio de Janeiro: Guanabara Koogan S.A., 2004. p. 430.

KERBAUY, G. B. **Fisiologia Vegetal**: Ácido abscísico. Ed. 2, Rio de Janeiro: Guanabara Koogan S. A., 2012. p. 254-269.

KISHINO, A. Y.; MARUR, C. J.; ROBERTO, S. R. Características da Planta. Videira ideal. In: KISHINO, A. Y.; CARVALHO, S. L. C.; ROBERTO, S. R. **Viticultura Tropical**: o sistema de produção de uva de mesa do Paraná. Londrina: IAPAR, 2019. p. 187-192; 208-209.

KISHINO, A. Y.; CARAMORI P. H.; ROBERTO, S. R.; RICCE W. S. Fatores Climáticos e o Desenvolvimento da Videira. In: KISHINO, A. Y.; CARVALHO, S. L. C.; ROBERTO, S. R. **Viticultura Tropical**: o sistema de produção de uva de mesa do Paraná. Londrina: IAPAR, 2019. p. 118-123.

KOYAMA, K.; SADAMATSU, K.; YAMAMOTO, N. G. Abscisic acid stimulated ripening and gene expression in berry skins of the Cabernet Sauvignon grape. **Functional and Integrative Genomics**, Lisboa, v. 10, n.3, p. 367-381, 2010.

KOYAMA, R.; ASSIS, A. M.; YAMAMOTO, L. Y.; BORGES, W. F.; BORGES, R. S.; PRUDÊNCIO, S. H.; ROBERTO, S. R. Exogenous abscisic acid increases the anthocyanin concentration of berry and juice from ‘Isabel’ grapes (*Vitis labrusca* L.). **HortScience**, Alexandria, v. 49, n. 4, p. 460-464, 2014.

KOYAMA, R.; ROBERTO, S. R.; DE SOUZA, R. T.; BORGES, W. F.; ANDERSON, M.; WATERHOUSE, A. L.; CANTU, D.; FIDELIBUS M. W.; BLANCO-ULATE, B. Exogenous

abscisic acid promotes anthocyanin biosynthesis and increased expression of flavonoid synthesis genes in *Vitis vinifera* × *Vitis labrusca* table grapes in a subtropical region. **Frontiers in Plant Science**, v. 9, p. 323, 2018.

LANCASTER, J. E.; LISTER, C. E.; REAY, P. F. Y.; TRIGGS, C. M. Influence of pigment composition on skin color in a wide range of fruits and vegetables. **Journal of American Society of Horticultural Science**, Amsterdam, v. 122, p. 594-598, 1997.

LEÃO, P. C. S. Breve histórico da vitivinicultura e a sua evolução na região semiárida brasileira. **Anais da Academia Pernambucana. Ciência Agronômica**, Recife, v. 7, 2010. p. 81-85.

LEÃO, P. C. de S.; LIMA, M. A. C.; COSTA, J. P. D.; TRINDADE, D. C. G. da. Abscisic acid and ethephon for improving red color and quality of Crimson seedless grapes grown in a tropical region. **American Journal of Enology and Viticulture**, Davis, v. 66, n. 1, p. 37-45, 2015.

LEE, K. S.; LEE, J. C.; HWANG, Y. S.; HUR, I. B. Effects of natural type (S)-(+)-abscisic acid on anthocyanin accumulation and maturity in ‘Kyoho’ grapes. **Journal of the Korean Society for Horticultural Science**, v. 38, p. 717-721, 1997.

LIANG, Z.; YANG, C.; YANG, J.; WU, B.; WANG, L.; CHENG, J.; LI, S. Inheritance of anthocyanins in berries of *Vitis vinifera* grapes. **Euphytica**, Wageningen, v.167, n.1, p.113–125, 2009.

LIMA, V. L. A. G. de; MELO, E. de A.; GUERRA, N. B. Correlação entre o Teor de Antocianinas e Caracterização Cromática de Polpas de Diferentes Genótipos de Aceroleira. **Brazilian Journal of Food Technology**, Campinas, v.10, p.51–55, 2007.

LOPES, T.; XAVIER, M; QUADRI, M. G.; QUADRI, M. Antocianinas: uma breve revisão das características estruturais e da estabilidade. **Revista Brasileira de Agrociência**, Pelotas, v.13, n.3, p.291-297, 2007.

LUCAS, M.; JEREMIAS, P. F. P. T.; ANDREAUS, J.; BARCELLOS, O.; QUÍMICA, D.; BLUMENAU, U. R.; ANTÔNIO, R. B.; PERALTA-ZAMORA, P. Reutilização de efluente de tingimentos de fibras acrílicas pós-tratamento foto-eletróquímico. **Química Nova**, São Paulo, v.31, n.6, p.1362–1366, 2008.

MACHADO, T. F.; MONTEIRO, E. R.; TIECHER, A. Estabilidade química, físico-química e antioxidante de polpa de *Physalis* pasteurizada e não pasteurizada sob congelamento. **Brazilian Journal of Food Technology**, v. 22, 2019.

MAPA (Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento). **Instrução Normativa N.1**, de 1 de fevereiro de 2002. Regulamenta a classificação e padronização de uvas rústicas e híbridas de mesa. Brasília: Secretaria de Apoio Rural e Cooperativismo, 2002.

MASCARENHAS, R. D. J.; GUERRA, N. B.; AQUINO, J. D. S.; LEÃO, P. C. D. S. Qualidade sensorial e físico-química de uvas finas de mesa cultivadas no submédio São Francisco. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 35, n. 2, p. 546-554, 2013.

- MATSUSHIMA, J.; HIRATSUKA, S.; TANIGUCHI, N.; WADA, R.; SUZAKI, N. Anthocyanin accumulation and sugar content in the skin of grape cultivar Olympia treated with ABA. **Journal of the Japanese Society for Horticultural Science**, v.58, p.551–555, 1989.
- MATTIUZ, B. H.; MIGUEL, A. C. A.; GALATI, V. C.; NACHTIGAL, J. C. Effect of stored temperature in minimally processed seedless table grapes. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 31, n. 1, p. 44-52, 2009.
- MAZZA, G. Anthocyanins in grape and grape products. **Critical Review of Food Science and Nutrition**, Boca Ratón, v. 35, p. 341-371, 1995.
- MELLO, L. M. R. **Vitivinicultura brasileira**. Comunicado técnico, 115. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2012. p. 4.
- MELLO, L. M. R. de; Uvas - Desempenho do setor em 2018. In: Anuário HF 2019. **Revista Campo & Negócios**, [S.l.], 2019. p. 112-116.
- MORI, K.; SAITO, H.; YAMAMOTO, N. G.; KITAYAMA, M.; KOBAYASHI, S.; SUGAYA, S.; HASHIZUME, K. Effects of abscisic acid treatment and night temperatures on anthocyanin composition in Pinot Noir grapes. **Vitis - Journal of Grapevine Research**, Siebeldingen, v.44, n.4, p.161-165, 2005.
- NACHTIGAL, J. C.; CAMARGO, U. A.; MAIA, J. D. G. Sistema de produção de uva de mesa no norte do Paraná: implantação do vinhedo. Embrapa Uva e Vinho. **Sistema de produção**, v.13, n. 10, p.2012, 2005.
- OIV, INTERNATIONAL ORGANISATION OF VINE AND WINE. **Statistical Report on World Vitiviniculture**. 2019. Disponível em:<<http://www.oiv.int/public/medias/6782/oiv-2019-statistical-report-on-world-vitiviniculture.pdf>> Acesso em: 27 jul. 2020.
- OLIVARES, D., CONTRERAS, C., MUÑOZ, V., RIVERA, S., GONZÁLEZ-AGÜERO, M., RETAMALES, J., DEFILIPPI, B. G. Relationship among color development, anthocyanin and pigment-related gene expression in ‘Crimson Seedless’ grapes treated with abscisic acid and sucrose. **Plant Physiology and biochemistry**, v. 115, p. 286-297, 2017.
- ORAK, H. H. Total antioxidant activities, phenolics, anthocyanins, polyphenoloxidase activities of selected red grape cultivars and their correlations. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, v. 111, n. 3, p. 235–241, 2007.
- OWEN, S. J.; LAFOND, M. D.; BOWEN, P.; BOGDANOFF, C.; USHER, K.; ABRAMS, S.R. Profiles of abscisic acid and its catabolites in developing Merlot grape (*Vitis vinifera*) berries. **American Journal of Enology and Viticulture**, Davis, v. 60, p. 277-284, 2009.
- PEPPI, M. C.; FIDELIBUS, M.W.; DOKGOZLIAN, N. K. Abscisic acid application timing and concentration affect firmness, pigmentation and color of ‘Flame Seedless’ grapes. **HortScience**, Alexandria, v. 41, n.6, p. 1449-1445, 2006.

PEPPI, M. C.; FIDELIBUS, M. W.; DOKOOZLIAN, N. K. Application timing and concentration of abscisic acid affect the quality of 'Red globe' grapes. **The Journal of Horticultural Science and Biotechnology**, v. 82, n. 2, p. 304-310, 2007.

PEPPI, M. C.; FIDELIBUS, M. W.; DOKOOZLIAN, N. K. Timing and concentration of abscisic acid applications affect the quality of 'Crimson Seedless' grapes. **International Journal of Fruit Science**, v. 7, n. 4, p. 71-83, 2008.

PIEROZAN, V. L. A uva orgânica na região de colonização italiana do nordeste do Rio Grande do Sul. **Revista Tocantinense de Geografia**, v. 9, n. 18, p. 22-39, 2020.

PIVA, C. R.; LOPEZ G. J. L.; MORGAN, W. The ideal table grapes for the Spanish market. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 28, n. 2, p. 258-261, 2006.

PROTAS, J. F. S.; CAMARGO, U. A.; MELLO, L. M. R. **Viticultura brasileira**: regiões tradicionais e pólos emergentes. Belo Horizonte: Informe Agropecuário, v. 27, n. 234, 2006. p. 7-15.

PROTAS, J. F. da S.; CAMARGO, U. A. **Viticultura Brasileira**. Panorama Setorial em 2010. Brasília: SEBRAE, 2011. 109 p.

POMMER, C. V.; TERRA, M. M.; PIRES, E. J. P. Cultivares, melhoramento e fisiologia. **Uva**: tecnologia de produção, pós-colheita, mercado. Porto Alegre: Cinco Continentes, 2003. p. 109-294.

RASTIJA, V.; SRECNIK, G.; SARIC, M. Polyphenolic composition of Croatian wines with different geographical origins. **Food Chemistry**, v. 115, p. 54-60, 2009.

RATTANAKON, S.; GHAN, R.; GAMBETTA, G. A.; DELUC, L. G.; SCHLAUCH, K. A.; CRAMER, G. R. Abscisic acid transcriptomic signaling varies with grapevine organ. **BMC Plant Biology**, v. 16, n. 1, p. 1-14, 2016.

R Core Team (2020). **R: A language and environment for statistical computing**. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. URL <<https://www.R-project.org/>>.

RIBEIRO, E. P.; SERAVALLI, E. A. G. **Química de alimentos**. São Paulo: Edgard Blücher, 2004. p. 184.

RIBEIRO, D. P.; CORSATO, C. E.; FRANCO, A. A. N.; LEMOS, J. P.; PIMENTEL, R. M. D. A. Fenologia e exigência térmica da videira 'Benitaka' cultivada no norte de Minas Gerais. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 32, n. 1, p. 296-302, 2010.

RIBÉREAU-GAYÓN, P.; GLORIES, Y.; MAUJEAN, A.; DUBOURDIEU, D. **Handbook of Enology**: The Chemistry of Wine. Stabilization and Treatments. Inglaterra: John Wiley & Sons, v. 2, p. 450, 2006.

RIBICHAUD, J. L.; NOBLE, A. C. Astringency and bitterness of selected phenolic in wines.

**Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 53, n. 3, p. 343-353, 1990.

ROBERTO, S. R.; ASSIS, A. M. de; YAMAMOTO, L. Y.; MIOTTO, L. C. V.; SATO, A. J.; KOYAMA, R.; GENTA, W. Application timing and concentration of abscisic acid improve color of 'Benitaka' table grape. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, v.142, p.44–48, 2012.

ROBERTO, S. R.; ASSIS, A. M. de; YAMAMOTO, L. Y.; KOYAMA, R.; SATO, A. J.; BORGES, R. S. de. Ethephon use and application timing of abscisic acid for improving color of 'Rubi' table grape. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 48, n. 7, p. 797-800, 2013.

ROBINSON, S. P.; DAVIES, C. Molecular biology of grape berry ripening. **Australian Journal of Grape and Wine Research**, Adelaide, v. 6, p. 175-188, 2000.

RYU, S., HAN, J. H., CHO, J. G., JEONG, J. H., LEE, S. K., LEE, H. J. High temperature at *véraison* inhibits anthocyanin biosynthesis in berry skins during ripening in 'Kyoho' grapevines. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 157, p. 219-228, 2020.

SHAHAB, M.; ROBERTO, S. R.; AHMED, S.; COLOMBO, R. C.; SILVESTRE, J. P.; KOYAMA, R.; SOUZA, R. T. Anthocyanin Accumulation and Color Development of 'Benitaka' Table Grape Subjected to Exogenous Abscisic Acid Application at Different Timings of Ripening. **Agronomy**, v. 9, n. 4, p. 164, 2019.

SIEWERS, V.; KOKKELINK, L.; SMEDSGAARD, J.; TUDZYNSKI, P. Identification of an abscisic acid gene cluster in the grey mold *Botrytis cinerea*. **Applied and Environmental Microbiology**, Baltimore, v. 72, p. 4619-4626, 2006.

SILVA J. M. R. **Composição da uva, do mosto e do vinho**. Curso Intensivo de Vinificação, 2006. Disponível em: < [http://www.drapc.min-agriculturapt/base/geral/files/composicao\\_uva\\_mosto\\_vinho.pdf](http://www.drapc.min-agriculturapt/base/geral/files/composicao_uva_mosto_vinho.pdf)>. Acesso em: 23 jun. 2019.

SILVA, R. P.; DANTAS, G. G.; NAVES, R. V.; CUNHA, M. G. Da. Comportamento Fenológico de videira, cultivar Patrícia em diferentes épocas de poda de frutificação em Goiás. **Bragantia**, Campinas, v. 65, n. 3, p. 399-406, 2006.

SIMEPAR. Sistema Meteorológico do Paraná. Dados meteorológicos. 2019/20. Disponível em: < <http://www.simepar.br>>. Acesso em: 27 nov. 2020.

SOUSA, J. S. I. Uvas para o Brasil. Ed. 2. **Rev. Aum**. Piracicaba: FEALQ, p. 791, 1996.

SOUZA, V. C.; LORENZI, H. **Botânica sistemática**: guia ilustrado para identificação das famílias de angiospermas da flora brasileira, baseado em APGII. Instituto Plantarum, São Paulo: Nova Odessa, 2005. p. 640.

SOUZA, R. T.; ROBERTO, S. R.; KOYAMA, R., SHAHAB, M. Uso de reguladores vegetais para intensificar e distribuir a cor de uvas de mesa cultivadas em regiões subtropicais. **Embrapa Uva e Vinho-Circular Técnica (INFOTECA-E)**, 2020.

SPARVOLI, F.; MARTIN, C.; SCIENZA, A.; GAVAZZI, G.; TONELLI, C. Cloning and molecular analysis of structural genes involved in flavonoid and stilbene biosynthesis in grape (*Vitis vinifera* L.). **Plant molecular biology**, v. 24, n. 5, p. 743-755, 1994.

SUN, Y.; LIU, Q.; XI, B.; DAI, H. Study on the regulation of anthocyanin biosynthesis by exogenous abscisic acid in grapevine. **Scientia Horticulturae**, v. 250, p. 294-301, 2019.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. Porto Alegre: Artmed, p. 819, 2009.

TARARA, J.; LEE, J.; SPAYD, S.; SCAGEL, S. Berry temperature and solar radiation alter acylation, proportion, and concentration of anthocyanin in Merlot grapes. **American Journal of Enology and Viticulture**, v. 59, n. 3, p. 235-247, 2008.

TECCHIO, M. A.; NETO, F. J. D.; JUNIOR, A. P.; DA SILVA, M. J. R.; ROBERTO, S. R.; SMARSI, R. C. Improvement of color and increase in anthocyanin content of 'Niágara Rosada' grapes with application of abscisic acid. **African Journal of Biotechnology**, v. 16, n. 25, p. 1400-1403, 2017.

TOMANA, T.; UTSUNOMIYA, N.; KATAOKA, I. The effect of environmental temperatures on fruit ripening on the tree. The effect of temperature around whole vines and clusters on the coloration of Kyoho grapes. **Journal of the Japanese Society for Horticultural Science**, v. 48, p. 261-266, 1979.

VILLALOBOS-GONZÁLEZ, L.; PEÑA-NEIRA, A.; IBÁÑEZ, F.; PASTENES, C. Long-term effects of abscisic acid (ABA) on the grape berry phenylpropanoid pathway: Gene expression and metabolite content. **Plant Physiology and Biochemistry**, Paris, v.105, n.1, p.213–223, 2016.

WILDMAN, R. E. C. **Handbook of nutraceuticals and functional foods**. Ed. 2. New York, London: CRC press Tylor and Francis Group, 2016. p. 104.

YAMAMOTO, L. Y.; KOYAMA, R.; DE ASSIS, A. M.; BORGES, W. F. S.; DE OLIVEIRA, I. R.; ROBERTO, S. R. Color of berry and juice of 'Isabel' grape treated with abscisic acid in different ripening stages. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 50, n. 12, p. 1160-1167, 2015.

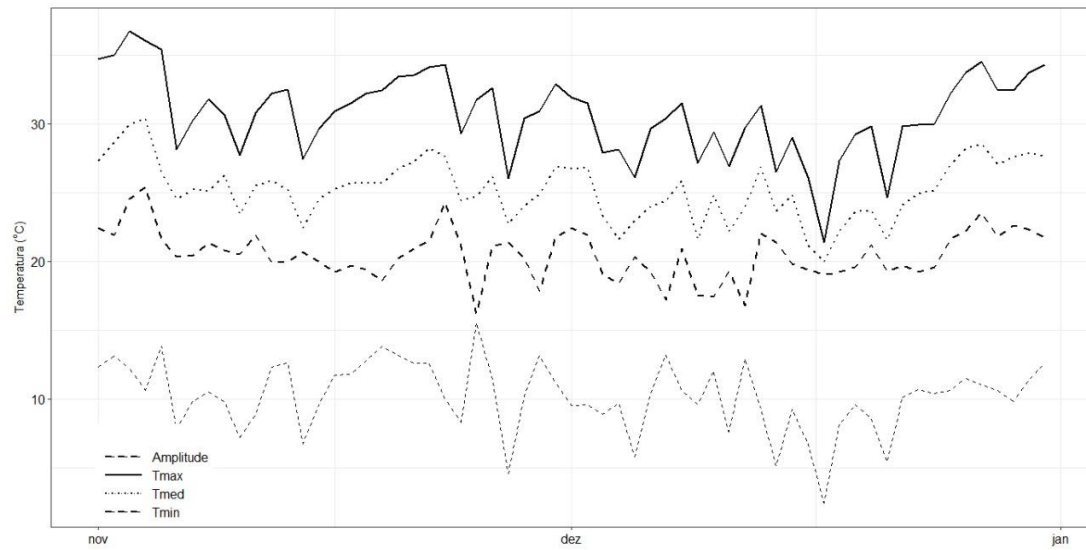
YANG, F. W.; FENG, X. Q. Abscisic acid biosynthesis and catabolism and their regulation roles in fruit ripening. **Phyton**, Buenos Aires, v.84, n.2, p.444–453, 2015.

ZANUS, M.C. **Panorama da vitivinicultura brasileira**. EMBRAPA, 2015. Disponível em <<http://www.alice.cnptia.embrapa.br/alice/handle/doc/1033264>>. Acesso em: 28 jun. 2019.

ZHU, L.; HUANG, Y.; ZHANG, Y.; XU, C.; LU, J.; WANG, Y. The growing season impacts the accumulation and composition of flavonoids in grape skins in two-crop-a-year viticulture. **Journal of food science and technology**, v. 54, n. 9, p. 2861-2870, 2017.

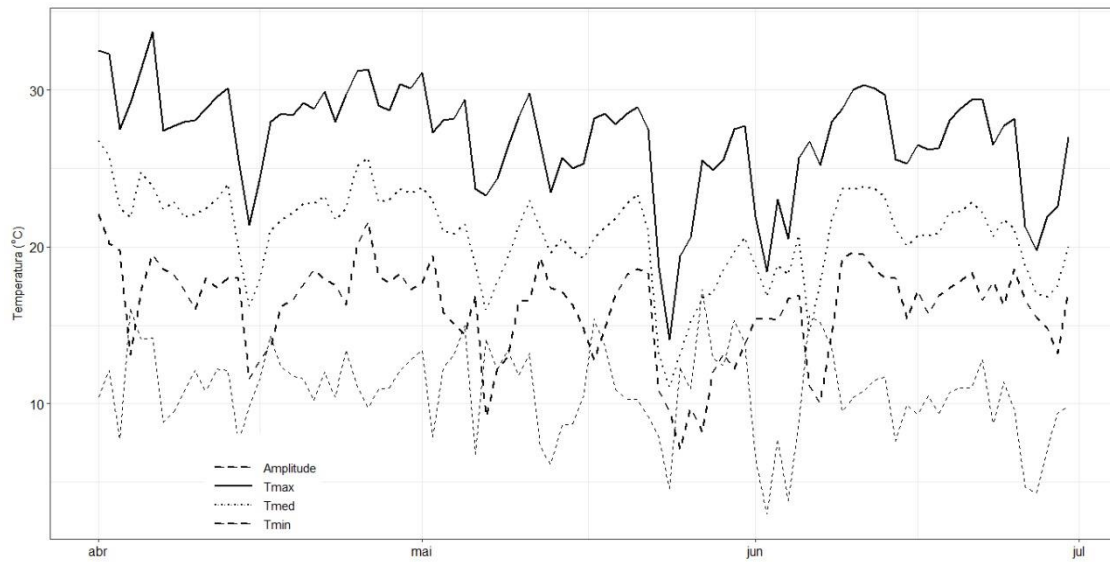
## 7. ANEXOS

### 7.1. ANEXO 1



**Figura 7.1.1.** Variações das temperaturas máxima, média, mínima e amplitude térmica, durante o experimento na safra de verão de 2019 (SIMEPAR, 2019).

## 7.2. ANEXO 2



**Figura 7.2.1.** Variações das temperaturas máxima, média e mínima e amplitude térmica, durante o experimento na safra temporã de 2020 (SIMEPAR, 2020).