

UNIVERSIDADE DO VALE DO TAQUARI - UNIVATES
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO *STRICTO SENSU*
MESTRADO EM BIOTECNOLOGIA

**PERFIL DE COMPOSTOS BIOATIVOS DE UVAS MANTIDAS COM E
SEM CONTROLE BIOLÓGICO DE ÁCAROS**

Grasciele Tamara Kemerich

Lajeado, dezembro de 2018

Grasciele Tamara Kemerich

**PERFIL DE COMPOSTOS BIOATIVOS DE UVAS MANTIDAS COM E
SEM CONTROLE BIOLÓGICO DE ÁCAROS**

Dissertação apresentada no Programa de Pós-Graduação em Biotecnologia, da Universidade do Vale do Taquari - Univates, como parte da exigência para a obtenção do grau de Mestre em Biotecnologia, na área de concentração Biotecnologia Agroalimentar.

Orientadora: Profa. Dra. Cláucia Fernanda Volken de Souza

Coorientador: Prof. Dr. Noeli Juárez Ferla

Lajeado, dezembro de 2018

AGRADECIMENTOS

A minha orientadora, professora Dra. Claucia Fernanda Volken de Souza, por todos os ensinamentos transmitidos desde a graduação, pela confiança depositada e disposição. Meu eterno agradecimento por todo o valioso conhecimento adquirido.

Ao meu coorientador, professor Dr. Noeli Juarez Ferla, por ter concedido confiança para poder participar da sua pesquisa, pelo tempo dedicado e conhecimento.

A professora Dra. Liana Johann, pelos auxílios no meu aperfeiçoamento durante todo o período da pesquisa, transmitido toda a sua competência para engrandecer o meu trabalho.

Aos colegas do laboratório de Acarologia, Kalebe, Rita e Darliane, pela ajuda nas coletas das uvas e auxílio nos procedimentos de triagem e identificação dos ácaros. Aos colegas do laboratório de biotecnologia por toda a ajuda prestada.

A minha amiga e colega Michele, por ter enfrentado juntas mais esse desafio, pelas conversas e risadas, e pelos auxílios no laboratório, minha gratidão.

A Martha da Tecnovates, por toda a ajuda nos procedimentos implantados, pela paciência e disponibilidade.

Aos meus pais, Leandra e Sérgio, e minha irmã Gabriele, por estarem ao meu lado nos momentos difíceis e felizes, pela força e motivação transmitidas, concretizando comigo mais um sonho. Amo vocês.

Ao meu namorado Octávio, que compartilhou comigo todos os momentos do mestrado. Obrigada pela paciência, pelo companheirismo e por acreditar em mim. Agradeço por ter essa pessoa maravilhosa no meu lado.

Aos meus amigos, que me deram força nessa fase da minha vida, que tiveram paciência para entender os longos dias ausentes estudando, e por estarem ao meu lado sempre.

O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) - Código de Financiamento 001. Minha gratidão à Tecnovates, Universidade do Vale do Taquari - Univates e Secretaria do Desenvolvimento

Econômico, Ciência e Tecnologia (SDECT) do Rio Grande do Sul por seus apoios financeiros.

RESUMO

A uva está entre as frutas com maior teor de compostos fenólicos, suas concentrações são determinantes para a qualidade do fruto, variando entre as diferentes porções das uvas, as quais conferem benefícios à saúde humana, associados à redução do risco de doenças crônicas. A produção desses metabólitos bioativos pelas videiras é influenciada por fatores relacionados ao *terroir*, o qual é dependente da interação entre o ambiente físico e biológico do local de cultivo, e das práticas vitícolas importantes para o desenvolvimento da planta e do fruto. O ecossistema agrícola é um ambiente de muitas inter-relações, em busca de sistemas que melhorem a qualidade de todo o processo, com programas aplicados na redução do uso de pesticidas. As parreiras são um ambiente passível para os ácaros fitófagos que são pragas de difícil gestão, pois desenvolvem resistência aos acaricidas e possuem alta fecundidade, estando entre eles o ácaro *Panonychus ulmi* (Koch) (Tetranychidae). O emprego de agentes biológicos, tais como do ácaro fitoseídeo *Neoseiulus californicus* (McGregor) (Phytoseiidae), um dos seus antagonistas, é uma alternativa para o controle destas pragas. Neste contexto, esse trabalho teve por objetivo avaliar comparativamente as características físico-químicas e o perfil dos compostos bioativos de uvas da varietal Merlot, ao longo do seu processo de maturação, mantidas em manejo convencional e sob controle biológico aplicado do *P. ulmi* por *N. californicus*, em uma mesma propriedade no município de Bento Gonçalves, Rio Grande do Sul, Brasil. Os tratamentos foram realizados em três áreas distintas do parreiral: área atacada com *P. ulmi* (AF), área com *N. californicus* controlando *P. ulmi* (AFP), e uma terceira área sem presença de ácaros (SA). Nas uvas foram determinados os teores de acidez, pH, açúcar, cor, textura, e os compostos bioativos, tais como fenóis totais, flavonoides, antocianinas, resveratrol, e antioxidantes. Em relação aos resultados de cor, as uvas das videiras dos tratamentos SA e AF apresentaram maior luminosidade e intensidade das cores vermelha e azul, comparadas aos frutos das videiras do tratamento AFP. O teor de açúcar das

uvas foi semelhante entre os tratamentos no final da maturação. Na avaliação da textura, a deformação na dureza das uvas coletadas na primeira semana foi semelhante entre os frutos dos três tratamentos, porém no final do amadurecimento houve uma maior deformação nas uvas dos tratamentos AFP e SA na ponta de prova tipo cilindro. Os frutos de videiras com controle biológico apresentaram níveis maiores de acidez e pH, e uma concentração expressiva de todos os compostos bioativos. O resveratrol foi encontrado principalmente na casca das uvas mantidas em AFP ao longo do período de amadurecimento do fruto, com menor valor no tratamento AF, indicando as consequências do ataque de ácaros fitófagos nas plantas. Os resultados mostram que a aplicação do controle biológico é uma alternativa adequada, no qual a presença de ácaros predadores auxilia na qualidade dos frutos das videiras, aumentando a concentração de bioativos das uvas, e mantendo as mesmas características físico-químicas dos demais tratamentos.

Palavras-chave: Compostos fenólicos. Antioxidantes. Controle biológico. Ácaros fitófagos. Ácaros predadores.

ABSTRACT

The grape is among the fruits with the highest content of phenolic compounds, their quantity is determinant for the quality of the fruit, varying between the portions of the grapes, as they confer benefits to human health, are associated with the reduction of the risk of chronic diseases. The production of these bioactive metabolites by the vines is influenced by factors related to the crop, which is dependent on the interaction between the physical and biological environment of the local crop, and the vineyard important for the development of the plant and the fruit. The agricultural ecosystem is an environment of many interrelationships, in search of systems that improve the quality of the whole process, with programs to reduce the use of pesticides. The parasites are passive for phytotherapeutic mites that are conservation pests, since they develop resistance to acaricides and have high fecundity, among them the mite *Panonychus ulmi* (Koch) (Tetranychidae). The use of biological agents, such as the phytoseiid mite, *Neoseiulus californicus* (McGregor) (Phytoseiidae), is one of its antagonists, is an alternative for the control of these pests. This study, this study had to compare the physical-water-features characteristics and the profile of bioactive samples from grapes of Merlot varietal, the best-to-the-phase process of maturing conventional and under biological control applied from *P. ulmi* by *N. californicus*, in the same property in the municipality of Bento Gonçalves, Rio Grande do Sul, Brazil. The treatments were carried out in three distinct areas of the parreiral: area attacked with *P. ulmi* (AF), area with *N. californicus* controlling *P. ulmi* (AFP) and a third area without presence of mites (SA). The grapes were exposed to acidity, pH, sugar, color, texture, bioactive compounds, such as total phenols, flavonoids, anthocyanins, resveratrol and antioxidants. In relation to the results obtained, as the production of the vines of the SA and AF treatments, greater luminosity and intensity of the red and blue nuclei, compared to the fruit of the vines of the

AFP treatment. The sugar content of the empills between the end of the maturation. In the evaluation of the texture, the deformation in the harvest of grapes collected in the first week was similar between the fruits of the three treatments, but at the end of the maturation of a larger quantity of grapes in the AFP and SA life units in the cylinder type probe. The fruits of vines control the larger groups of acidity and pH, and an expressive concentration of all the bioactive compounds. Resveratrol was found mainly in the mucosa of grapes maintained in AFP, with the advent of phytophagous plant mite attack. The results show that the application of biological control is an adequate alternative, without the presence of auxiliary predatory mites on the quality of the fruits of the vines, increasing the biomass concentration in the grapes, and remaining as physical characteristics.

Keywords: Phenolic compounds. Antioxidants. Biological Control. Phytophagous Mites. Predatory mites.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 – Sistema de condução para videiras tipo latada.	18
Figura 2 – Sistema de condução para videiras tipo espaldeira.	18
Figura 3 – Sistema de coordenadas de cores CIELab	27
Figura 4 – Ácaro fitófago <i>Panonychus ulmi</i>	29
Figura 5 – Ácaro predador <i>Neoseiulus californicus</i>	30

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Estrutura química e substituintes das flavonas (flavonoides).....	21
Tabela 2 - Estrutura química e substituintes dos flavon-3-óis (flavonoides).....	21
Tabela 3 - Estrutura química e substituintes dos flavonóis (flavonoides).....	22
Tabela 4 - Estrutura química e substituintes dos flavonóis (flavonoides).....	22
Tabela 5 - Estrutura química e substituintes das antocianinas (flavonoides).....	23
Tabela 6 - Estrutura química e substituintes do ácido benzoico (não-flavonoides).....	23
Tabela 7 - Estrutura química e substituintes do ácido cinâmico (não-flavonoides)	23
Tabela 8 - Estrutura química e substituintes do Éster hidroxicinâmico (não-flavonoides).....	24
Tabela 9 - Estrutura química e substituintes do estilbenos (não-flavonoides).....	24
Tabela 10 - Informações das propriedades vitivinícolas avaliadas do Vale do Taquari.....	119
Tabela 11 - Parâmetro de textura das bagas de uvas das variedades <i>V. labrusca</i> mantidas em vinhedos no Vale do Taquari e Serra Gaúcha, Rio Grande do Sul.	122
Tabela 12 - Parâmetro de textura das bagas de uvas das variedades <i>V. vinifera</i> mantidas em vinhedos no Vale do Taquari e Serra Gaúcha, Rio Grande do Sul.....	123
Tabela 13 - Parâmetro de cor das bagas de uvas das variedades <i>V. labrusca</i> mantidas em vinhedos no Vale do Taquari e Serra Gaúcha, Rio Grande do Sul.....	124

Tabela 14 - Parâmetro de cor das bagas de uvas das variedades <i>V. vinifera</i> mantidas em vinhedos no Vale do Taquari e Serra Gaúcha, Rio Grande do Sul.....	125
Tabela 15 - Parâmetro de acidez, pH e açúcar das bagas de uvas das variedades <i>V. labrusca</i> mantidas em vinhedos no Vale do Taquari e Serra Gaúcha, Rio Grande do Sul.....	126
Tabela 16 - Parâmetro de acidez, pH e açúcar das bagas de uvas das variedades <i>V. vinifera</i> mantidas em vinhedos no Vale do Taquari e Serra Gaúcha, Rio Grande do Sul.....	127
Tabela 17 - Parâmetros de fenóis totais, flavonoides, antocianinas, resveratrol e antioxidante DPPH e ABTS na casca e polpa de uvas das variedades <i>V. labrusca</i> mantidas em vinhedos no Vale do Taquari e Serra Gaúcha, Rio Grande do Sul.....	129
Tabela 18 - Parâmetros de fenóis totais, flavonoides, antocianinas, resveratrol e antioxidante DPPH e ABTS na casca e polpa de uvas das variedades <i>V. vinifera</i> mantidas em vinhedos no Vale do Taquari e Serra Gaúcha, Rio Grande do Sul.....	131

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	13
2. OBJETIVOS	16
2.1 OBJETIVO GERAL	16
2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	16
3. REFERENCIAL TEÓRICO	17
3.1 Ecossistema vitícola	17
3.2 Varietais	19
3.3 Compostos fenólicos	20
3.4 Ácaros	28
3.4.1 Ácaros fitófagos	28
3.4.2 Ácaros predadores	29
3.4.3 Controle químico	31
3.5 Controle biológico de ácaros	31
3.6 Interação herbívoro <i>versus</i> planta	32
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO	34
5. RESULTADOS ADICIONAIS	118
5.1 Ambiente de ensaio	118
5.2 Preparação e extração das amostras	119
5.3 Análise das características físico-químicas e do perfil de compostos bioativos	120
5.4 Resultados obtidos	121
6. DISCUSSÃO GERAL	134
7. CONCLUSÃO	136

1. INTRODUÇÃO

As primeiras evidências da existência das videiras foram notadas na Georgia, região do Cáucaso, na Idade da Pedra, e o vinho por sua vez surgiu na Armênia 4000 a.C. Em 1532, Brás Cubas, inicia os primeiros cultivos da uva no Brasil, com cepas trazidas de Portugal (REVISTA ADEGA, 2016). As uvas (*Vitis spp.*: Vitaceae) correspondem a maior cultura de fruto do mundo, destacando-se *Vitis vinifera* L. (europeia) e *Vitis labrusca* L. (americana) em quantidade e área ocupada, utilizadas na produção de sucos e vinhos, e no consumo *in natura* (YALCIN et al., 2016). No Brasil, sua produção está concentrada na região sul, vinculada principalmente a regiões colonizadas por imigrantes europeus. As cultivares americanas representam 80% das uvas transformadas para a produção de suco, vinhos de mesa, vinagre, doces e compotas (TOALDO et al., 2013), já as europeias representam 20% das uvas produzidas no Brasil, destinadas a produção de vinhos de alta qualidade (FRAIGE et al., 2015).

Esta cultura é influenciada pelo *terroir*, isto é, por fatores ambientais de uma região, como o solo e o clima, incluindo o manejo agrícola (APOLINAR-VALIENTE et al., 2014). O solo é fundamental, pois a influência de fatores abióticos e bióticos de diversos organismos e a presença da matéria orgânica e dos nutrientes é essencial para o crescimento da planta e a qualidade dos frutos, inclusive as características sensoriais (FORONI et al., 2017). A água influencia no desenvolvimento dos frutos, e a sua escassez provoca redução do tamanho e peso das bagas, afetando a maturação e a composição química, como as antocianinas e os compostos fenólicos, importantes na qualidade da uva (VILLANGÓ et al., 2016). A temperatura é o fator climático que mais afeta a intensidade de cor das uvas, influenciando

principalmente na concentração de antocianinas (TARARA et al., 2008), e as intensas doses de radiação recebidas pelas videiras alteram a concentração dos compostos fenólicos. Em consequência desses fatores, uma mesma cultivar pode apresentar diferente *terroir* ou características distintas de acordo com a região onde é cultivada (SEBELA et al., 2017).

Os compostos bioativos são substâncias encontradas nas plantas e incluem os metabólitos secundários que conferem benefícios à saúde, na redução do desenvolvimento de doenças como câncer, diabetes, inflamatórias e cardiovasculares, principalmente devido às suas atividades antioxidantes (RIBEIRO et al., 2015). Dentre esses metabólitos, se encontram os polifenóis, que estão presentes nas uvas, tais como as antocianinas, flavonóis, flavonoides, flavan-3-ols, taninos e derivados do ácido hidroxicinâmico (GENOVA et al., 2016). Entre os compostos bioativos presentes na uva, os fenólicos são os constituintes mais abundantes, e determinam a qualidade da uva. Mas suas concentrações variam entre as diferentes partes da baga, por exemplo, na casca predominam as antocianinas, na polpa encontra-se em maior concentração o ácido hidroxicinâmico e nas sementes prevalecem os flavonoides (KARASU et al., 2016).

Interações simultâneas podem ocorrer na planta, como na obtenção de energia da luz solar, herbívoros obtém energia ao consumir as plantas, enquanto os predadores e parasitas obtém energia se alimentando de herbívoros. Ácaros herbívoros, ao se alimentar de folhas de plantas, causam lesões cloróticas esbranquiçadas, e o tecido foliar responde ao dano causado alterando a sua fisiologia. Em consequência dessa interação, plantas infestadas com ácaros produzem compostos secundários, como terpenos, oximas e nitrilos (ALBA et al., 2012). Os ácaros habitam plantas de diversas culturas, e muitas vezes se tornam pragas por serem transferidos dos seus ambientes naturais originais para outras áreas ou por dificultar o desenvolvimento de seus inimigos naturais no seu ambiente (DUARTE et al., 2015). Os ácaros fitófagos estão presentes em videiras e se alimentam das plantas, afetando a sua produção. Ácaros tetraniquídeos são reportados em todo mundo como organismos que podem alcançar o nível de pragas na cultura da videira, causando danos significativos. Entre esses se destaca o *Panonychus ulmi* (Koch) (Tetranychidae) (FERLA & BOTTON, 2008), interferindo na produção e causando danos econômicos, e caso suas populações não sejam mantidas abaixo do nível de dano, afetam a rentabilidade, quantidade e qualidade da produção agrícola (LEEUWEN et al., 2015).

O ataque de ácaros fitófagos em diversas culturas agrícolas normalmente é controlado com o uso de acaricidas. Porém, a capacidade deste grupo em rapidamente desenvolver resistência torna este processo de controle de pouca eficácia (DEMAEGHT et al., 2014). Os pesticidas afetam o equilíbrio natural do agroecossistema, causando impactos no ambiente e na saúde humana, e constituindo-se numa das maiores preocupações da agricultura. Para minimizar o uso de acaricidas tem se adotado o uso de medidas alternativas, como o controle biológico aplicado com uso de ácaros predadores (XIE et al., 2017). As plantas fornecem um ambiente adequado para os artrópodes em geral, podendo ser utilizados os ácaros predadores, como agentes de biocontrole, no manejo de ácaros fitófagos e outros artrópodes (DELISLE et al., 2015). As condições ambientais abióticas (chuva, temperatura, luz) e a interação com as presas são fatores que determinarão a eficácia dos agentes de controle biológico (GIGON et al., 2016). O *Neoseiulus californicus* (McGregor) (Phytoseiidae) é um fitoseiídeo com características de predador, de fácil criação, e com um bom potencial biológico em várias espécies de ácaros de diferentes culturas (SILVA et al., 2015).

A realização de trabalhos que venham a avaliar os teores de compostos bioativos em uvas comparando as videiras tratadas com ácaros fitófagos, com uso do método de controle convencional com acaricidas ou com ácaros predadores, gerarão importantes resultados sobre o controle biológico aplicado e o seu efeito sobre a composição do fruto.

2. OBJETIVOS

2.1 OBJETIVO GERAL

Avaliar comparativamente as características físico-químicas e o perfil dos compostos bioativos de uvas da varietal Merlot, ao longo do seu processo de maturação, mantidas em manejo convencional e sob controle biológico aplicado de *Panonychus ulmi* por *Neoseiulus californicus*, numa propriedade localizada no município de Bento Gonçalves, Rio Grande do Sul, Brasil.

2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Comparar a concentração dos compostos bioativos e características físico-químicas em videiras da cultivar Merlot atacadas por *P. ulmi*, sob controle biológico aplicado do *P. ulmi* por *N. californicus* e sem a presença de ácaros;
- Quantificar os compostos bioativos, tais como fenóis totais, flavonoides, antocianinas, resveratrol, e o potencial antioxidante, na casca e polpa, da cultivar Merlot sobre os três tratamentos, ao longo do processo de maturação;
- Quantificar os valores de pH, acidez titulável e a concentração de açúcar na polpa da cultivar Merlot sob os três tratamentos, ao longo do processo de maturação;
- Verificar as propriedades de textura e cor das frutas ao longo de todo o processo de maturação, comparando videiras com e sem controle biológico.

3. REFERENCIAL TEÓRICO

3.1 Ecossistema vitícola

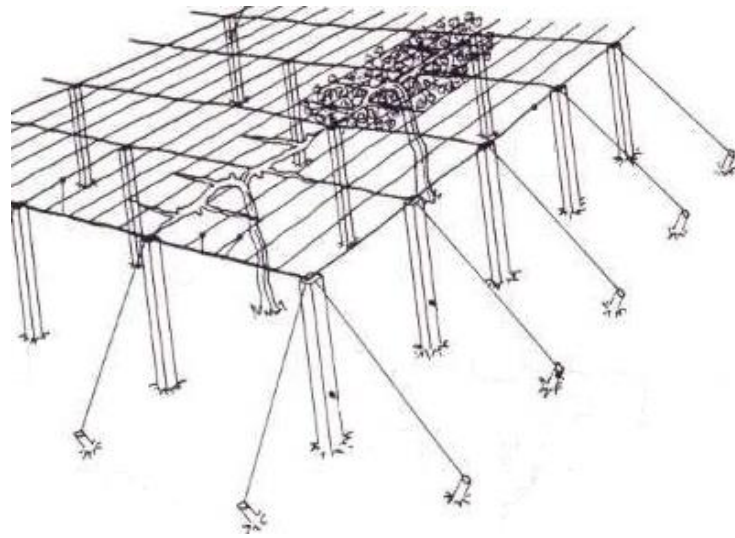
O ecossistema agrícola é um ambiente com diversas inter-relações que buscam sistemas e abordagens que estimulam a produção de cultivares, melhorando a qualidade de todo o processo, principalmente na redução de pesticidas. A biodinâmica na agricultura tem como objetivo estabelecer o equilíbrio no ecossistema agrícola nas plantas e animais, e prevenir a ocorrência de pragas (GUZZON et al., 2015).

Segundo a *International Organization of Vine and Wine*, o *terroir* vitivinícola relaciona-se a uma área de conhecimento coletivo das interações entre o ambiente físico e biológico das práticas vitivinícolas aplicadas, com características únicas para os produtos dessa prática, estando entre eles o solo, topografia, clima, características da paisagem e biodiversidade (OIV, 2010). Através de estudos do efeito do *terroir*, os fatores ambientais que mais diferenciam os vinhedos são os climáticos e pedoclimáticos, como também a variabilidade morfológica. Fatores econômicos e ambientais afetam também a produção vinícola, devendo haver um incentivo aos agricultores para o conhecimento e o cuidado da qualidade das terras da área vinícola (COSTANTINI et al., 2016).

No manejo vitivinícola, as culturas de cobertura são importantes para a estrutura do solo, controle da erosão, matéria orgânica e enriquecimento do nitrogênio, dando qualidade à uva e reduzindo o uso de produtos químicos. Com isso também altera a dinâmica das pragas, podendo reduzir o número destas. A cobertura acaba influenciando no crescimento da videira, rendimento e composição do mosto, melhorando a qualidade dos vinhos. A cultura será específica de cada local, solo e planta (MUSCAS et al., 2017). A videira necessita de um

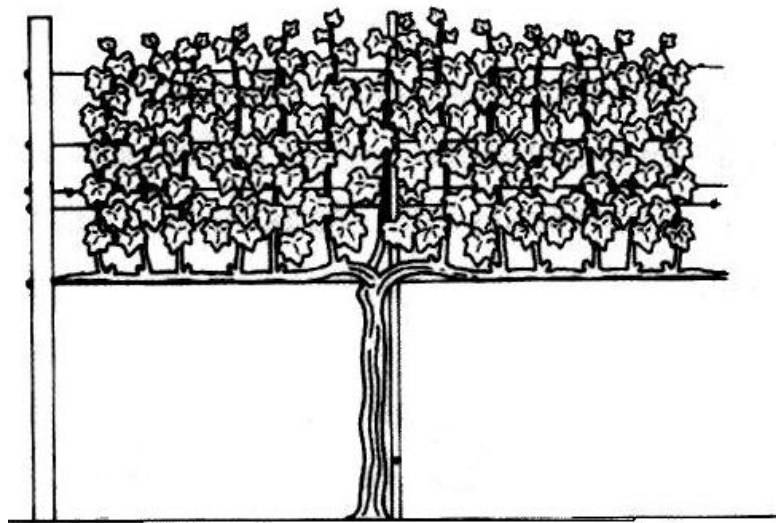
sistema de condução como suporte para manejar o dossel, para garantir uma melhor exposição de suas folhas à luminosidade, como a latada e espaldeira. No sistema latada (Figura 1) a copa das plantas é em um plano horizontal sobre uma rede de arames, com as videiras alinhadas em fileiras, possuindo uma maior expansão, proporcionando o desenvolvimento de videiras vigorosas, com uma alta produtividade e de fácil adaptação às regiões montanhosas. Na espaldeira (Figura 2) a copa é conduzida no plano vertical, com facilidade para mecanização dos parreirais (RODRIGUEZ, 2016).

Figura 1 – Sistema de condução para videiras tipo latada.



FONTE: Embrapa, 2003.

Figura 2 – Sistema de condução para videiras tipo espaldeira.



FONTE: Embrapa, 2003.

3.2 Varietais

As videiras apresentam cerca de 60 espécies e as mais cultivadas são *V. vinifera*, *V. labrusca*, *V. rupestris* (Scheele), *V. riparia* (Michaux) e *V. rotundifolia* (Michaux). São cultivadas em muitas regiões do mundo, onde se tornaram importantes para a agricultura e para a economia. Cultivadas em diferentes locais, apresentam colorações diversas relacionadas ao teor de antocianinas, variando suas estruturas químicas, fatores genéticos, ambientais e agronômicos. Estes fatores definirão a varietal adaptada ao local. No Brasil, as principais espécies cultivadas são *V. vinifera* e *V. labrusca* (RIBEIRO, 2016).

As cultivares de *V. vinifera*, de origem europeia, são cultivadas para a produção de vinhos finos e para consumo *in natura*, enquanto as varietais de *V. labrusca* tem origem no continente americano e destinam-se à produção de vinhos de menor qualidade, sucos e néctar (GRANATO et al., 2016). *V. vinifera* se destaca entre todas as espécies do gênero *Vitis* por sua alta produtividade. Contudo é mais facilmente afetada pelos fatores bióticos, que são as relações ecológicas em um ecossistema, e os abióticos, que são os aspectos físicos e químicos do meio ambiente (LI et al., 2014).

O cultivo das videiras no Brasil se destaca nas regiões Sul e Sudeste, com clima temperado e um período de repouso no inverno. Em 2015 foram produzidos quase um milhão e meio de toneladas no Brasil, com uma área plantada de 50.743 hectares (MELLO, 2016). Em 2016, no estado do Rio Grande do Sul (RS) foram processados aproximadamente 300 milhões de quilos de uva e em 2015 702,9 milhões de quilos (IBRAVIN, 2016), demonstrando ser uma atividade de destaque econômico para o Estado. Em 2017, a quantidade de uvas processadas foi de 753,3 milhões de kg, superando as expectativas, devido ao bom desempenho, temperaturas mais altas no período da maturação e colheita, e chuva na metade de dezembro, diminuindo a irradiação solar. A quantidade de uvas processadas pelas empresas do RS (milhões de kg) em 2018 foi de 597,7 para uvas americanas e 65,5 para uvas viníferas, em um total de 663,2, 12% menor que o ano de 2017 (IBRAVIN, 2018). A uva proveniente dos parreirais brasileiros é destinada ao consumo *in natura* e a produção de vinhos de mesa e sucos.

Nos países produtores de uvas, as cultivares são selecionadas devido as condições locais características da fruta na produção de vinhos. O consumo de uva e os produtos das

uvas fornecem benefícios à saúde humana, devido aos antioxidantes e compostos polifenólicos. Os compostos fenólicos estão na casca, polpa e semente, protegendo o fruto, e ao serem ingeridos combatem os radicais livres do organismo humano, protegendo vasos e plaquetas, regulando a pressão arterial e perfil lipídico, reduzindo o stress oxidativo e consequentemente o risco de doenças crônicas, tais como cardíacas, aterosclerose, diabetes e câncer (SAMOTICHA et al., 2017).

3.3 Compostos fenólicos

Os metabólitos nas uvas se dividem em compostos orgânicos voláteis, como aldeídos, cetonas, álcoois, ésteres e terpenos, e os compostos orgânicos não voláteis, os quais são classificados em primários, como açúcares, ácidos orgânicos, aminoácidos, e em secundários, como antocianinas, flavonoides, ácidos fenólicos, flavan-3-ols, procianidinas, taninos poliméricos e estilbenos (ANESI et al., 2015). As substâncias fenólicas possuem um ou mais anéis aromáticos, com um ou mais substituintes hidroxílicos, e são classificados em flavonoides e não-flavonoides com base na sua estrutura de carbonos. Os flavonoides são sintetizados em todas as partes da planta, apresentam estrutura química C6-C3-C6, incluindo as flavonas (Tabela 1), flavan-3-óis (Tabela 2), flavonóis (Tabela 3), flavanonóis (Tabela 4) e antocianinas (Tabela 5). Entre os principais não-flavonoides encontram-se os ácidos fenólicos, se dividindo em ácidos hidroxibenzóico e ácidos hidroxiciâmicos, derivando o ácido benzóico (Tabela 6), ácido cinâmico (Tabela 7) e éster hidroxicinâmico (Tabela 8), e também os estilbenos (resveratrol) (Tabela 9) (QUEIROZ, 2015).

Tabela 1 - Estrutura química e substituintes das flavonas (flavonoides)

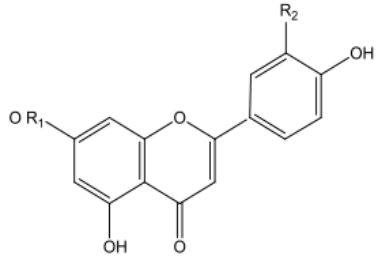
Grupo	Estrutura	Substituintes	Radicais	
			R1	R2
Flavonas		Apigenina	H	H
		Apigenina-7-O-glucósido	Gluc	H
		Luteolina	H	OH
		Luteolina-7-O-glucósido	Gluc	OH

Tabela 2 - Estrutura química e substituintes dos flavon-3-óis (flavonoides)

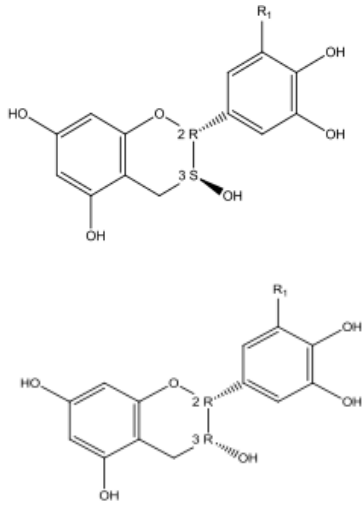
Grupo	Estrutura	Substituintes	Radicais		
			R1	2R	3S/3R
Flavan-3-óis		(+) Catequina	H	R	S
		(+) Galhocatequina	OH	R	S
		(-) Epicatequina	H	R	R
		(-) Epigalhocatequina	OH	R	R

Tabela 3 - Estrutura química e substituintes dos flavonóis (flavonoides)

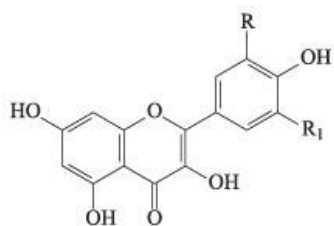
Grupo	Estrutura	Substituinte	Radicais	
			R	R1
Flavonóis		Quercetina	H	OH
		Caempferol	H	H
		Miricetina	OH	OH

Tabela 4 - Estrutura química e substituintes dos flavanonóis (flavonoides)

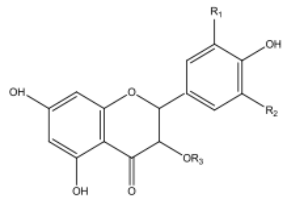
Grupo	Estrutura	Substituinte	Radicais		
			R1	R2	R3
Flavanonóis		2,3-Dihidrocaempferol	H	H	H
		2,3-Dihidrocaempferol-3-O-ramnosido	H	H	Rha
		2,3-Dihidrocaempferol-3-O-glucosido	H	H	Gluc
		2,3-Dihidroquercetina	OH	H	H
		2,3-Dihidroquercetina-3-O-ramnosido	OH	H	Rha
		2,3-Dihidroquercetina-3-O-glucosido	OH	H	Gluc
		2,3-Dihidroquercetina-3'-O-glucosido	O gluc	H	H
		2,3-Dihidroquercetina-3-O-xilosido	OH	H	Xyl
		2,3-Dihidromiricetina-3-O-ramnosido	OH	OH	Rha

Tabela 5 - Estrutura química e substituintes das antocianinas (flavonoides)

	Petunidina	Pelargonidina	Cianidina
Antocianinas			
	Malvidina	Delfinidina	Peonidina

Tabela 6 - Estrutura química e substituintes do ácido benzóico (não-flavonoides)

Grupo	Estrutura	Substituinte	Radicais			
			R1	R2	R3	R4
Ácido benzóico		p-Hidroxibenzóico	H	H	OH	H
		Protocatecuico	H	OH	OH	H
		Vanílico	H	OCH ₃	OH	H
		Gálico	H	OH	OH	OH
		Siríngico	H	OCH ₃	OH	OCH ₃
		Salicílico	OH	H	H	H
Gentísico	OH	H	H	OH		

Tabela 7 - Estrutura química e substituintes do ácido cinâmico (não-flavonoides)

Grupo	Estrutura	Substituinte	Radicais	
			R1	R2
Ácido cinâmico		p-Cumárico	H	OH
		Cafeico	OH	OH
		Ferúlico	OCH ₃	OH
		Sinápico	OCH ₃	OH

Tabela 8 - Estrutura química e substituintes do éster hidroxicinâmico (não-flavonoides)

Grupo	Estrutura	Substituinte	Radicais		
			R1		
Éster hidroxicinâmico		Ácido <i>Trans</i> -cafeiol tartárico	OH		
		Ácido <i>Trans</i> - p-cumaroil tartárico	H		
		Ácido <i>Trans</i> -feruliltártárico	OCH ₃		

Tabela 9 - Estrutura química e substituintes do estilbenos (não-flavonoides)

Grupo	Estrutura	Substituinte	Radicais		
			R1	R2	R3
Estilbenos		<i>Trans</i> -resveratrol	H	H	H
		<i>Trans</i> -resveratrol-3-O-glucósido	H	glc	H
		<i>Trans</i> -resveratrol-2-C-glucósido	H	H	glc
		<i>Trans</i> -astringina	OH	glc	H

Os compostos fenólicos da uva são responsáveis pelas características sensoriais e pelas propriedades antioxidantes, removendo os radicais livres e íons metálicos. E estima-se que as sementes contenham 65% dos polifenóis, caule 22%, casca 12% e 1% na polpa da fruta. Fatores como crescimento, variedade, condições ambientais, doenças, tratamentos nas parreiras, temperatura de maceração do vinho, presença de SO₂, pH, entre outros, afetam a concentração de fenólicos. A composição fenólica dependerá também da matéria-prima, fenômenos físicos, químicos e bioquímicos (MULERO et al., 2015). Pela interferência dos fatores do *terroir* e das práticas da agricultura nos compostos das uvas, a quantidade e a estrutura dos compostos fenólicos afetam o potencial das videiras e a qualidade do vinho. Os flavonóis, que se encontram na casca da uva, agem como protetor solar, protegendo as células contra a radiação ultravioleta (UV), já a quercetina, um dos flavonóis, tem efeito protetor UV e co-pigmentação juntamente com as antocianinas (PANTELÍC et al., 2016). Estudos

mostram a relação entre o consumo de suco de uva e a redução de doenças crônicas, doenças de Alzheimer e redução do colesterol de baixa densidade e ação antibacteriana (GENOVA et al., 2016).

As ações biológicas dos flavonoides são atribuídas às suas capacidades antioxidantes e redutoras, determinadas pelo anel aromático, estando envolvidos na prevenção de doenças alérgicas, inflamações, artrites, cardiovasculares, degenerativas e câncer. Possibilitam a inibição das lipoproteínas de baixa densidade, formação de óxido nítrico, sequestram os radicais peroxila, hidroxila e radical livre 2,2-difenil-1-picrilhidrazil (DPPH), e inibem enzimas responsáveis pela formação do ânion superóxido. Flavonoides como a catequina, quercetina e o kaempferol são capazes de inibir a oxidação do ácido linoleico (SOUSA, 2014). Flavonóis pertencem aos flavonoides e encontram-se principalmente na casca das uvas. Em uvas vermelhas os flavonóis estão em menor quantidade que as antocianinas (HILBERT et al., 2015).

As antocianinas constituem a maior porcentagem de compostos fenólicos em uvas (LOPES, 2016) e são responsáveis pela cor azul, violeta e vermelho nas frutas e flores, com maior proporção na casca das frutas. As antocianinas começam a se acumular no início do amadurecimento das uvas (YAMAMOTO et al., 2015) e são sensíveis a fatores ambientais como pH, temperatura, luz, oxigênio, íons metálicos, dióxido de enxofre, ácido ascórbico e enzimas (HE et al., 2016). Nos tecidos vegetais, as antocianinas protegem contra a exposição solar e radiação ultravioleta (UV), ataque de patógenos, danos oxidativos e ação de radicais livres (CASTILLO-MUÑOZ et al., 2009).

Além destes compostos bioativos, nas uvas também está presente o resveratrol, que atua no organismo humano, protegendo contra tumores intestinais e diminuindo a acumulação de lipídeos (DUMITRIU et al., 2015). O resveratrol, ou trans-resveratrol, é um polifenol da família dos estilbenos, essencial para a indústria, com uso limitado devido à fraca solubilidade em água, instabilidade química e baixa biodisponibilidade. Além disso, apresenta benefícios para a saúde, com efeito cardio-protetor, neuro-protetor, antioxidante, anti-inflamatório, anti-carcinogênico e anti-obesidade (DAVIDOV-PARDO & McCLEMENTS, 2015). O resveratrol é um antioxidante encontrado em uvas vermelhas, principalmente na casca, a uma concentração de 50-100 µg/g. A irradiação UV e a ozonização das uvas demonstram aumentar o conteúdo de resveratrol (SINGH et al., 2015).

Os compostos antioxidantes, que atuam contra os radicais livres, são responsáveis pela qualidade do vinho, contribuindo nas características organolépticas, como cor, adstringência e sabor (GRIS et al., 2013). Os antioxidantes naturais se encontram na uva e em vinhos provenientes de uvas vermelhas, com alta concentração e variedade de compostos fenólicos. A análise de atividade antioxidante avalia o potencial bioativo de vegetais. Variações na atividade antioxidante das uvas se deve a composição fenólica, tanto em concentração quanto em tipos de compostos presentes (LINGUA et al., 2016). Os princípios das técnicas de quantificação dos teores de antioxidantes são baseados em dois modelos de mecanismos: na transferência de um átomo de hidrogênio ou de um único elétron, conhecidos como os métodos 2,2'-azino-bis (3-etilbenzotiazolin) 6-ácido sulfônico (ABTS) e 2,2-difenil-1-picrilhidrazilo (DPPH) (PACIFICO et al., 2011).

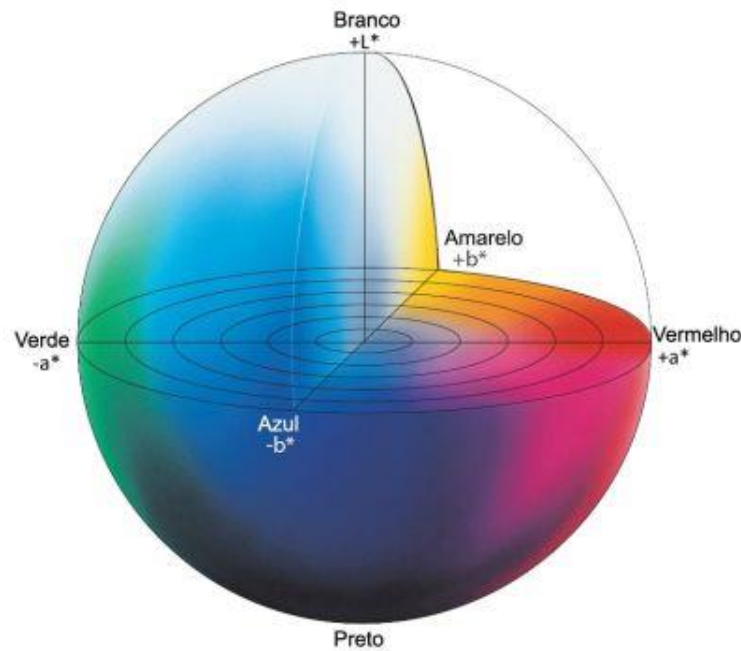
A qualidade do vinho é influenciada pela maturação da uva, ou seja, a maturidade tecnológica referente aos parâmetros físico-químicos da uva, tais como o teor de açúcar, acidez e pH, os quais são essenciais para a qualidade da uva e do produto a ser obtido a partir do fruto. A concentração de açúcar da uva, ao ser fermentado, determina o teor de álcool, por sua vez a acidez e o pH controlam a qualidade e a cor do vinho (NOGALES-BUENO et al., 2015). As concentrações de antocianinas e acidez total alteram à medida que as bagas amadurecem, definidos pelos teor de sólidos solúveis totais (expresso em °Brix). As concentrações desses componentes são afetadas pelos fatores climáticos e são fundamentais na fabricação de vinhos (BARNUUD et al., 2014).

As frutas são conhecidas como alimentos ácidos, com valores de pH baixos, e por isso a maior parte são resistentes a deterioração microbiana, porém os fungos podem crescer nessas condições (BOZKURT et al., 2016). A polpa da uva é um produto não fermentado e não diluído, a parte comestível da *Vitis*, com sólidos solúveis (em °Brix) de no mínimo 14, pH de no mínimo 2,9 e acidez total de no mínimo 0,41 gramas de ácido tartárico por 100 gramas (BRASIL, 2000).

A cor é um dos componentes de qualidade mais importantes nos frutos, está associada ao seu amadurecimento, no qual as etapas da maturação influenciam nas alterações da textura, cor, sabor e aroma das uvas (PATHARE et al., 2013). Para análise de cor, os eixos a^* e b^* formam um ângulo reto, representando a tonalidade de cor, a^* indica a variação de vermelho (+) para o verde (-), e b^* indica a variação de amarelo (+) para azul (-), e o eixo L^* é

perpendicular ao plano a^*b^* , indicando a luminosidade de escura a clara, variando de 0 a 100, respectivamente (Figura 3) (Commission Internationale de l'Eclairage, 1996).

Figura 3 – Sistema de coordenadas de cores CIELab



FONTE: Konica Minolta Sensing, 1998.

A textura é uma propriedade estrutural, mecânica e superficial dos alimentos, a qual depende das propriedades físicas e físico-químicas. A análise de textura consiste em verificar em um alimento suas características mecânicas, aplicando de maneira instrumental sucessivas forças deformantes, em uma simulação da ação de compressão e cortes. A textura, juntamente com as características sensoriais, é considerada um atributo de qualidade que caracteriza as frutas (CHEN & OPARA, 2013). Um dos parâmetros mais recorrentes entre os atributos de textura é a dureza, sendo uma característica textural mecânica, na qual uma força é aplicada de maneira linear para comprimir a amostra, sendo a medida da resistência do material a uma deformação localizada. A deformação é a diferença entre o deslocamento e as dimensões iniciais de um corpo (DI MONACO et al., 2008).

3.4 Ácaros

3.4.1 Ácaros fitófagos

As invasões biológicas atingem muitos ambientes agrícolas, fatores como mudança climática, alteração ecológica dos ambientes, perda da biodiversidade, afetam as culturas e a economia na agricultura, causado por insetos, ácaros e outros organismos (SACCAGGI et al., 2016). A defesa das plantas no ataque de artrópodes é ativada por vias controladas de ácidos, e ao identificar o ataque, respondem pela síntese de proteínas, que desempenham papéis metabólicos fundamentais nos ferimentos. Miraculinas e lectina são proteínas derivadas de plantas, e quando ingeridas pelos artrópodes degradam os seus nutrientes essenciais, porém esses efeitos podem ocorrer lentamente. As plantas podem liberar substâncias voláteis, que tem como função acionar mecanismos de defesa, atrair outros artrópodes e agir como repelentes para espécies fitófagas. Os ácaros causam danos nas células vegetais das folhas, cujo efeito pode aumentar com o estresse hídrico, cicatrizando e degradando a fruta, causando prejuízos à agricultura (AGUT et al., 2014).

Ácaros fitófagos são organismos que podem alcançar o *status* de pragas, ameaçando afetar economicamente a agricultura, devendo ser mantidos sob controle. Estes ácaros podem desenvolver resistência a pesticidas, devido ao curto ciclo de vida, alta fecundidade e características reprodutivas diferenciadas (LEEUWEN et al., 2015). Os ácaros fitófagos tendem a se dispersar quando a planta hospedeira entra em colapso, no qual as populações são altas em um ambiente com escassez de alimentos e restrições climáticas para poderem sobreviver. Vivem nas plantas em grupos populosos, e ao esgotar a planta hospedeira, migram para outra planta. Sua distribuição varia de acordo com a espécie e ao grupo a que pertencem e fatores como superfície das folhas, disponibilidade de alimentos, predação, densidade de ácaros, temperatura, luz e umidade podem alterar essa dispersão dos ácaros no interior das plantas (AZANDÉMÈ-HOUNMALON et al., 2014).

Panonychus ulmi (Figura 4), conhecido comumente ácaro vermelho europeu, reportado na cultura da videira (FERLA & BOTTON, 2008), perfura os tecidos das folhas para sugar seu conteúdo, resultando em manchas e interrompendo a passagem de água e nutrientes, podendo chegar a causar a queda das folhas. Muitos acaricidas são usados para o

seu controle, porém acabam criando resistência, devido ao seu uso frequente (BADJA et al., 2015). *P. ulmi* causa danos expressivos e precisa ser controlado com o uso de estratégias que protejam as culturas. Entre as formas de controle destacam-se os pesticidas sintéticos e o controle biológico aplicado com *Neoseiulus californicus*, um predador natural. O uso contínuo de acaricida causa sérios danos ao ambiente e elimina populações de *N. californicus*. A partir deste fenômeno faz-se necessário o uso de métodos alternativos para o controle dos ácaros fitófagos (RIBEIRO et al., 2016).

Figura 4 – Ácaro fitófago *Panonychus ulmi*.



3.4.2 Ácaros predadores

Espécies de ácaros podem partilhar o mesmo habitat, competindo entre si, nas quais os ácaros predadores da família Phytoseiidae utilizam como presas os ácaros fitófagos. A predação sobre os estágios de vida heteroespecíficos é comum entre esses ácaros, podendo influenciar a dominância relativa de uma espécie sobre a outra (AHMAD et al., 2015). Os fitoseídeos podem ser encontrados em pomares e vinhedos, desempenhando papel importante no controle de tetraniquídeos e eriofiídeos e podem ser dominantes em comunidades de ácaros predadores. Ácaros predadores são usados para controle biológico aplicado em pragas agrícolas e as espécies do gênero *Neoseiulus* são comumente utilizadas na agricultura. Sua ação predatória é afetada por fatores ambientais como temperatura, umidade, chuva, luz, presas, alimentação e fungicidas. Entre esses, a temperatura é o principal fator e cada ácaro

tem sua temperatura ideal para se desenvolver e reproduzir, sendo um fator essencial para avaliar o potencial dos ácaros (LI et al., 2015).

Ácaros fitoseídeos são os principais inimigos naturais de *P. ulmi*, importantes agentes no controle biológico. Seu potencial é devido à alta taxa de reprodução e desenvolvimento, regulado pela temperatura e pela quantidade de presas. O papel dos fitoseídeos é essencial na dinâmica populacional das espécies de pragas herbívoras, mais eficiente com o manejo correto aplicado na agricultura (FUNAYAMA et al., 2015). *Neoseiulus californicus* (Figura 5) introduzida em videiras no Irã, controlaram *Tetranychus urticae* Koch em altas temperaturas e baixa umidade relativa, e *Typhlodromus bagdasarjani* Wainstein & Arutunjan, espécie do oriente Médio e agente biológico com alta taxa de crescimento, são ácaros predadores que atacam outros tipos de ácaros, controlando tetraniquídeos, eriofídeos e insetos da ordem Thysanoptera (FARAZMAND et al., 2014).

Figura 5 – Ácaro predador *Neoseiulus californicus*.



O uso do controle biológico aplicado tem como objetivo a melhora da qualidade ambiental e conseqüentemente dos produtos advindos deste ambiente. No campo, alguns fatores, que variam entre as espécies, podem interferir nos ácaros predadores, tais como, alterações no desenvolvimento, reprodução e biocontrole, como a temperatura, umidade, radiação solar, pesticidas, canibalismo, escassez de alimentos, patógenos, entre outros, (GHAZY et al., 2016).

3.4.3 Controle químico

Os pesticidas podem afetar o inimigo natural de um organismo, provocando aumento populacional, chegando a alcançar o *status* de praga. Este evento pode ser explicado, pois logo após a aplicação de pesticidas ocorre a diminuição da praga e eliminação do inimigo natural. A partir desta situação ocorre um fenômeno denominado de ressurgimento, onde as populações da praga aumentam exponencialmente devido a presença de farto alimento e ausência do inimigo natural. Muitas vezes o uso de pesticidas para controlar insetos voadores, acaba mais tarde no surgimento de ácaros fitófagos, como *T. urticae* e *P. ulmi*. O dano do pesticida aos ácaros fitófagos é menor do que aquele provocado aos predadores. Para evitar o uso de pesticidas, os agricultores podem fazer uso de gestão integrada de pragas (LI & YANG, 2015).

O intenso uso de inseticidas causa danos toxicológicos e ambientais, afetando a fauna, a flora e o ser humano. Muitos pesticidas em função dos seus efeitos são proibidos em alguns países. Na viticultura, devido às pragas e os problemas que causam na cultura, o uso de acaricidas, inseticidas e fungicidas são frequentes, tornando-se uma preocupação. Os fabricantes de pesticidas têm buscado o desenvolvimento de produtos com substâncias ativas, gerando menor risco para o ambiente e para a saúde humana (PERTOT et al., 2017).

3.5 Controle biológico de ácaros

O controle biológico aplicado é a introdução de inimigos naturais em uma determinada área, afetando outra espécie, a fim de reduzir suas populações e conseqüentemente controlando-a. O uso excessivo de pesticidas causa grande impacto ambiental, uma alternativa para evitar esse efeito é o controle biológico, no qual são utilizados artrópodes para controlar as pragas (HAJEK et al., 2016).

Entre os ácaros predatórios encontra-se o *Kampimodromus aberrans* (Oudemans), responsável pelo controle de ácaros fitófagos em vinhedos, permanecendo nas culturas com escassez de presas e temperaturas altas. Possui limitação pelos efeitos dos inseticidas, com

redução de seus ovos nas culturas e causando mortalidade da população pela exposição aos pesticidas (DUSO et al., 2014).

Os ácaros fitófagos diminuem a produtividade e o valor econômico das plantas e o uso constante de acaricidas no combate destes ácaros acaba provocando resistência dos mesmos, devido a sua reprodução rápida e alta adaptabilidade. Devido a isso, muitos estudos de alternativas de controle foram desenvolvidos, resultando em pesticidas naturais derivados de plantas e de micro-organismos, modernos acaricidas que afetam o processo respiratório, crescimento e desenvolvimento (KUMARI et al., 2015).

O sucesso do controle biológico depende de fatores bióticos e abióticos. Os fatores abióticos que afetam as interações entre a praga/predador é a temperatura, as variações diárias de temperaturas afetam a taxa de desenvolvimento, reprodução, capacidade vetorial e resistência ao estresse em vários artrópodes (VANGANSBEKE et al., 2015).

3.6 Interação herbívoro *versus* planta

As plantas em qualquer estágio de vida estão sujeitas ao ataque de organismos, afetando suas funções vitais. Insetos e ácaros são as principais ameaças às plantas. Os herbívoros atuantes removem o tecido vegetativo e reprodutivo, se alimentam da parte externa ou interna da planta, movendo-se pela planta (BENÍTEZ-MALVIDO & DÁTTILO, 2015).

Redes de interação plantas e herbívoros se encontram principalmente em ecossistemas tropicais, antagônicas, uma vez que a perda de tecidos das plantas prejudica suas funções e sobrevivência. Mudanças estruturais das plantas estão ligadas com alterações na temperatura e umidade do clima, causando efeito também na estrutura e composição de insetos herbívoros. Plantas com diversidade de espécies oferecem uma variedade de alimentos e habitats para herbívoros, fatores bióticos e abióticos influenciam na variação da interação das espécies (LÓPEZ-CARRETERO et al., 2014).

Vários fatores ambientais afetam organismos individuais. Interações entre herbívoros e plantas podem alterar com a mudança climática, como a temperatura, precipitação, vento e CO₂. Os herbívoros são facilmente afetados pela temperatura através das plantas hospedeiras, influenciando na fecundidade, longevidade e o desenvolvimento. O aumento da temperatura

pode aumentar a diversidade de herbívoros nas plantas. Muitos insetos respondem a resistência das plantas movendo-se para uma parte diferente da planta ou para outra planta, assim o movimento dos insetos implica nessa interação planta-herbívoro (WHALEN & HARMON, 2015).

Mudanças fenológicas em espécies são causadas pela alteração climática, em interações com herbívoros e plantas, podendo influenciar na abundância das espécies, na rede alimentar e na produtividade primária. A temperatura afeta diretamente em processos fisiológicos e indiretamente em alterações provocadas por outras espécies (KHAROUBA et al., 2015).

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os resultados desta dissertação serão apresentados na forma de artigos científicos. Estes estarão nos itens Resultados I e II.

O primeiro artigo (Resultado I – Effects of ripening and *terroir* on the variation in contents of phenolic compounds in red grapes) foi uma revisão para identificar os fatores que diferenciam a composição dos fenólicos das variedades Cabernet Sauvignon, Merlot, Tempranillo e Syrah, (*Vitis vinifera* L.: Vitaceae), cultivadas em várias regiões viníferas do planeta, descrevendo a variação dos compostos bioativos em relação às diferentes partes do fruto, e relacionando com o processo de maturação e às condições de cultivo. Este artigo foi enviado para publicação na revista *Food Research International*.

O segundo artigo (Resultado II – Efeito do controle biológico de ácaros sobre as características físico-químicas e o perfil de compostos bioativos em uvas da variedade Merlot) refere-se ao estudo para avaliar comparativamente as características físico-químicas e o perfil dos compostos bioativos de uvas da variedade Merlot, ao longo do seu processo de maturação, mantidas em manejo convencional e sob controle biológico aplicado do *P. ulmi* por *N. californicus*, em uma mesma propriedade no município de Bento Gonçalves, Rio Grande do Sul, Brasil. Este artigo será enviado para a revista *Experimental and Applied Acarology*.

4.1 RESULTADO I — Effects of ripening and *terroir* on the variation in contents of phenolic compounds in red grapes

Effects of ripening and *terroir* on the variation in contents of phenolic compounds in red grapes

Grasciele Tamara Kemerich^{a,b}, Liana Johann^{c,d}, Noeli Juarez Ferla^{b,c,d}, Claucia Fernanda Volken de Souza^{a,b,d*}

^aLaboratory of Food Biotechnology, ^bPostgraduate Program in Biotechnology, ^cLaboratory of Acarology, ^dPostgraduate Program in Sustainable Environmental Systems, University of Vale do Taquari - Univates, Lajeado, RS, Brazil.

* Corresponding Author. Av. Avelino Tallini, 171, ZC 95914-014, Lajeado, RS, Brazil.

Phone: +55 51 3714 7000. Fax: +55 51 3714 7001. E-mail address: claucia@univates.br.

Abstract

Grape is one of the fruits with the highest contents of phenolic compounds, which are beneficial to human health due to decreased risk of chronic diseases. Concentrations of phenolic compounds are determining for fruit quality and they vary among the different vine parts. The production of these bioactive metabolites by grapevines is influenced by factors related to *terroir*, which depends on the interaction between the physical and the biological environments at the cultivation site and on viticultural practices, which are important for plant and berry development. Consequently, the same variety can have different *terroirs*, according to cultivation region. Additionally, berry ripening process, which is induced by physical and biochemical factors, influences the concentration of these compounds. Therefore, the aim of this study is to identify the factors that differentiate the composition of phenolics in Cabernet Sauvignon, Merlot, Tempranillo, and Syrah varieties (*Vitis vinifera* L.: Vitaceae), widely cultivated in several viticultural regions in the planet, describing the variation in bioactive compounds according to different berry parts, ripening stages, and cultivation conditions. The results found indicate that seeds have the highest concentrations of phenolics, flavonoids, and antioxidants, while there are higher concentrations of anthocyanins and resveratrol in the skin. Regarding *terroir*, temperature is one of the factors that determine concentration of phenolics, and it might inhibit, degrade, or change the structure of these molecules; vine water status is another factor that influences the content of phenolic compounds since high water flows do not produce desirable effects and moderate water deficits help improve fruit quality. Soil capability of water retention and its mineral composition influence the sensorial and phenolic characteristics of grapes. The factors that most affected the different phenolic contents in grapes were solar radiation, water, and soil composition, as well as varietal type. These factors characterize grapevines, influencing their metabolism, and consequently, determining the concentration of bioactive compounds in the berries.

Keywords: Metabolites. Grapevines. Bioactive compounds. *Vitis vinifera*. Resveratrol. Antioxidants.

1. Introduction

Grapevines are one of the crops with the greatest interest due to compounds that are beneficial to human health. Phytochemicals are a highlight among these compounds, as they might have bioactive potential (Gourineni, Shay, Chung, Sandhu & Gu, 2012) and are metabolized by the human organism through consumption of fruit *in natura* or in the form of juice, wine, sweets, vinegar, among others (Carvalho et al., 2013). Moreover, these compounds are used by the pharmaceutical industry as skin and seed extracts (Fernandes, Casal, Cruz, Pereira & Ramalhosa, 2013), and berry parts are used in the development of new food products (Mildner-Szkudlarz, Bajerska, Zawirska-Wojtasiak & Górecka, 2012; Acun & Gül, 2014).

Bioactive compounds are found in plants and include secondary metabolites that provide benefits to health, with influence on physiological and cell activities, reducing the development of diseases such as cancer, diabetes, inflammatory and heart diseases, mostly due to their antioxidant activities (Ribeiro et al., 2015). In grapevines, phenolic compounds are among these metabolites and are classified as flavonoids and non-flavonoids. Flavonoids include flavones, flavan-3-ols, flavonols, flavanolols, and anthocyanins, and among non-flavonoids, there are phenolic acids and stilbenes, whose primary agent is resveratrol. A higher concentration of bioactive compounds is found in the skin of grapes, followed by stem, leaves, and seeds (Ünal, Sener, Sem & Yilmaztekín, 2015).

Phenolic maturity is related with berry ripening stage, and the concentration of phenolic compounds increases throughout this process (Meléndez, Ortiz, Sarabia, Íñiguez & Puras, 2013; Nogales-bueno et al., 2015). It characterizes the composition of bioactive compounds in grapes, considered one of the fruits with the highest concentration of phenolic compounds (Ferreira et al., 2016). These phytochemicals contribute with sensorial characteristics such as color and bitterness, and with oxidation reactions. Composition and

concentration of phenolic compounds vary according to species, variety, and *terroir* (Ramirez-Lopez & Dewitt, 2014), and its characterization allows for differentiating the same variety produced in different locations, which thus protects the authenticity of a quality grape wine (Figueiredo-González et al., 2012).

Viticultural *terroir* refers to an area of collective knowledge about the interactions between the physical and biological environments of the practices applied, which provide unique product characteristics. Some of its aspects are soil, topography, climate, landscape features, and biodiversity (OIV, 2010). Differences in berry composition among varieties are influenced by the interaction between grapevines and the biotic and abiotic environments (Anesi et al., 2015). Biotic factors are live organisms that affect grapevines and abiotic factors are the physical and chemical agents that might influence berry composition through the climatic conditions that comprise the ecosystem of a given location, especially sunlight and water status (Cadot, Chevalier & Barbeau, 2011). Climatic conditions, such as sunlight, heat, and water, interfere with the accumulation of phenolic compounds during grape ripening (Fraga et al., 2014). The effect of solar irradiation on grape berry occurs through its intensity, spectral quality, and light periodicity, factors that change phenolic compounds throughout ripening (Sebela, Turoczy, Olejnickova, Kumsta & Sotolár, 2017). Water acts on berry development and its scarcity reduces berry size and weight, affecting ripening and chemical composition, mostly related to total anthocyanin and phenol contents, which are important for grape quality. Consequently, one same variety can have different *terroirs* or different characteristics according to the cultivation region (Villangó et al., 2016).

Focusing on the influences of ripening and *terroir* on vineyards, this revision seeks to identify the factors that influence phenolic composition of Cabernet Sauvignon, Merlot, Tempranillo, and Syrah, considered the most frequently cultivated varieties of red *Vitis vinifera* grapes in the world (OIV, 2017). Additionally, this study also aims at describing the

variation in these bioactive compounds according to different berry parts, relating them with grape ripening process and cultivation conditions.

2. *Terroir* and its effects on grape characteristics

Grape characteristics are influenced by *terroir*, i.e., by the environmental factors of a region, such as soil, climate, rainfall, and crop management (Apolinar-Valiente et al., 2014). *Terroir* is correlated with quality, sensorial aspects, and geographical region. *Terroir* is the interactive ecosystem of a specific location, where all the factors of the natural environment influence grapevines, along with human factors such as society, economy, and farming techniques (Leeuwen & Seguin, 2006). Grape composition is affected by *terroir*, as its concentrations of phenolic compounds are influenced by harvest time, viticultural practices, environmental conditions, and grape ripening levels (Jin, Wu & Liu, 2017; Ivanova-Petropulos, Durakova, Ricci, Parpinello & Versari, 2016; Hogan, Zhang, Li, Zoecklein & Zhou, 2009; Cerda-Carrasco, López-Solís, Nuñez-Kalasic, Peña-Neiraa & Obreque-Slier, 2014; Guerrero et al., 2009; Ribeiro et al., 2015). Phenolics depend on grape variety, as different varieties show different phenolic profiles under the same ecological conditions and crop management, thus indicating that their biosynthesis depends largely on the genotype of the grape cultivar (Shi et al., 2016). Differences in berry composition between varieties are influenced by the interaction between the grapevine and the biotic and abiotic environments that comprise the ecosystem of a given location, which change the contents of metabolites (Anesi et al., 2015). The maturation process of grapes involves physical and chemical processes, which initiate at *Veraison* and extend until maturity and are responsible for the unique characteristics of each grape. *Veraison* corresponds to the period when berries undergo gradual changes during ripening. These changes evolve differently and are influenced by *terroir*, determined by the seasons of the year, which determine grape quality. The indicators

that determine harvest period are berry weight, density, and ratio between sugar content and acidity (Pérez-Magariño & José, 2006).

2.1 Soil

Soil is responsible for grapevine growth as its role is to nourish the plant. Physical and chemical characteristics of soil affect nutrient absorption, which occurs in slightly alkaline and neutral soils, influencing flavor and berry quality (Wang, Sun & Chang, 2015; Coli, Rangel, Souza, Oliveira & Chiaradia, 2015; Apolinar-valiente et al., 2014). Microorganisms present in the soil are important for plant growth, for fruit health and development, and beneficial for grapevine performance; however, they negatively interfere with grape yield (Burns et al., 2015; Foroni et al., 2017). Bacteria carry out either direct or indirect soil mechanisms, such as mineralization of organic matter and activation of defense mechanisms, among others. In addition, they colonize external surfaces (epiphytes) and internal surfaces (endophytic) of the plant without causing any harm. These organisms derive from the soil and play an essential role in pathogen suppression (Zarraonaindia et al., 2015). In viticultural management, cover crops are specific of each site, soil, and plant, and play an important role in soil structure, control of erosion and organic matter, and nitrogen enrichment, thus improving grape quality and reducing the use of chemical products, which also changes pest dynamics by causing their numbers to decrease. Eventually, the cover influences grapevine growth, yield, and grape composition, improving its quality (Muscas et al., 2017).

The type of soil (e.g. limestone, sandstone, and clay) directly affects plant characteristics. Clayish soil easily retains water, preventing grapevines from undergoing water stress; a stony soil, on the other hand, is drier. Oligoelements and macronutrients characterize soil, determining its efficacy. Some macronutrients are: nitrogen elements, which allow for the growth and development of the plant; magnesium, which has a more specific action on

chlorophyll; calcium, which feeds the root system of the plant and causes the sap to increase; potassium, which enables the accumulation of sugars in grapes; and phosphorus, which develops roots and ripening. Micronutrients are minerals necessary for the plant to live, even in small amounts, and their lack or excess might cause physiological problems. Some examples are: boron, which acts on cell wall, grape formation, and protein and carbohydrate metabolism; copper, which plays an important role in the production of chlorophyll and controls diseases; iron, which is necessary for the formation of chlorophyll in plant respiration and formation of certain proteins; manganese, which is involved in photosynthesis and chlorophyll production, activating enzymes that regulate plant growth; molybdenum, which is involved in nitrogen cycle; and zinc, which is linked to grape growth, production of chlorophyll and of carbohydrates (Kamsu-foguem & Flammang, 2014). Calcareous soils with high concentrations of organic matter, organic carbon, and potassium increase the fertility and nutrition of grapevines. Excessive water might harm grape composition, developing rot and reducing harvest quality. On the other hand, limited water availability, combined with low levels of soil fertility, benefits grape quality (Prado et al., 2007).

2.2 Climate

Heat, sunlight, and water are important for plant development and phenological stages, from sprouting to ripening, and are linked to climatic conditions, which influence grapevine yield and quality (Fraga et al., 2014). Grapevines receive high doses of radiation from the environment during their life cycle, and light intensity and periodicity might cause changes in the synthesis of phenolic compounds (Sebela et al., 2017). The higher the contact with light, the higher the concentrations of sugar and phenolic compounds, and the lower the acidity and malic acid contents (Bonilla, Toda & Casasnovas, 2015; Zhang et al., 2015). Temperature is the climatic factor with the highest influence on grape color, and it might inhibit, degrade, or

change the anthocyanin molecule (Tarara, Lee, Sapyd & Scagel, 2008), as its accumulation is triggered by abscisic acid (ABA), a plant hormone. High intensity of sunlight and control of temperature in grapevines, with optimal values between 15 and 25 °C during the day and 10 to 20 °C at night, stimulate anthocyanin accumulation. On the other hand, high temperatures (around 30°C) inhibit anthocyanin accumulation (Deis, Cavagnaro, Bottini, Wuilloud & Silva, 2011). The wider thermal amplitude during winter causes increased concentrations of anthocyanins and total phenolics in grape skins (Favero et al.; 2011). Guerrero et al. (2009) consider anthocyanins to be suitable markers for distinguishing grape varieties, although this characteristic must be used with caution, as anthocyanin content is strongly influenced by agronomic factors and by the climatic conditions of the year. Sebela et al. (2017), knowing the environmental conditions during a ripening season, found a significant correlation between phenolic content and sunlight irradiation from *Veraison* to harvest.

2.3 Rainfall

Vine water status plays an important role in the management of grapevine composition. High water flows do not have a desirable effect; on the other hand, moderate water deficits might be successfully used to improve grape quality (Chaves et al., 2007). Water acts on berry development, and its scarcity causes reduced berry size and weight, affecting ripening, chemical composition, and content of phenolic compounds, which are important for grape quality, and their concentrations depend on variety, management, and *terroir* (Villangó et al., 2016). Water availability in the soil affects grapevines insofar as irrigation allows for increased yield. However, a moderate water deficit is desirable to improve grape composition as it reduces canopy vigor, increasing exposure of berries to sunlight, and it reduces berry growth to avoid dilution effects. Water might indirectly affect berry quality due to increased and prolonged vegetative growth, which might harm the

microclimate exposed to sunlight, as there might be competition for the carbohydrates available for berry ripening at the beginning of sprouting. Thus, water deficit does not necessarily involve only negative effects, since irrigation regulation might be used for the control of grapevine growth and improvement of grape composition (Berdeja et al., 2014). Applying water stress during the preveraison period results in increased concentration of phenolic substances (Intrigliolo & Castel, 2010). Anthocyanin contents in the skin vary according to the amount of water during ripening, and they cause berry size to decrease. Water deficits might increase the concentration of tannins and anthocyanins, and these differences occur regardless of berry size (Roby, Harbertson, Adams & Matthews, 2004; Rockenbach et al., 2011). The anthocyanin content in the skin is lower in zones under extreme water stress, where the effect of water might be either direct on phenolic composition of grapes due to its role in biosynthesis regulation, or indirect due to the different ripening stages attained at harvest. Although the reduction in total anthocyanins appears to be related to their degradation in advanced ripening stages, the possibility of a negative reduction in biosynthesis due to severe water stress cannot be disregarded (Brillante et al., 2017).

3. Phenolic compounds

Grape metabolites are divided in volatile organic compounds, e.g. aldehydes, ketones, alcohols, esters, and terpenes, and non-volatile organic compounds, which are classified in primary (e.g. sugars, organic acids, amino acids) and secondary (e.g. anthocyanins, flavonoids, phenolic acids, flavan-3-ols, procyanidins, polymeric tannins, and stilbenes) (Anesi et al., 2015). Phenolic substances have one or more aromatic rings, with one or more hydroxyl substituents, and are classified as flavonoids and non-flavonoids based on their carbon structure. Flavonoids are synthesized in all plant parts and their chemical structure is C₆-C₃-C₆; they include flavones, flavanones, flavonols, flavan-3-ols, and anthocyanins.

Among the major non-flavonols, there are phenolic acids, benzoic acid, cinnamic acid, and stilbenes, classified according to their structures: C6-C1, C6-C3, and C6-C2-C6 (Burns et al., 2001).

Phenolic compounds are natural antioxidants, monomeric and polymeric molecules present in grape skin, seeds, and pulp, classified according to their molecular structure and position of the benzene ring (Baydar, Babalik, Turk & Çetdn, 2011). The antioxidant activity of these compounds is related to the presence and number of hydroxyl groups, as well as to conjugation and resonance effects (Leopoldini, Marino, Russo & Toscano, 2004). Due to their performance in antioxidant mechanisms of biological systems, they eliminate or inhibit several reactive oxygen species and oxidation of biomolecules, and their protective effects are ascribed to their capacity to transfer electrons to free radicals, chelate metal catalysts, activate antioxidant enzymes, reduce alpha-tocopherol radicals, and inhibit oxidases (Dumitriu, Peinado, Peinado & Lerma, 2015). Phenolic compounds, responsible for the sensorial characteristics and antioxidant properties of grapes, are substances derived from the secondary metabolism of plants, which are determined by genetic and environmental factors but can be modified through oxidation reactions (Costa, Cosme, Jordão & Mendes-Faia, 2014). In the berries, they play a role in decreasing cholesterol levels (Kujawski et al., 2013). These compounds have anti-inflammatory, anti-microbial, and anti-aging activities, preventing heart and cancer diseases (Deluc et al., 2011; Burin et al., 2010; Ramírez, Giraldo & Orrego, 2015; Portu, López-Alfaro, Gómez-Alonso, López & Garde-Cerdán, 2015), providing benefits to human health (Obreque-Slier et al., 2013). What is more, the consumption of food rich in phenolic compounds prevents coronary diseases.

Sixty-five percent of phenolics in grape bunches are estimated to be in the seeds, 22% are estimated to be in the stem, 12% in the skin, and 1% in the pulp (Mulero, Pardo & Pilar, 2015). Phenolic content might depend on variety, color (Kedage, Tilak, Ditiy, Devasagayam

& Mhatre, 2007), and on different berry parts (Farhadi, Esmaeilzadeh, Hatami, Forough & Molaie, 2016). Berry size as well as genetic factors indirectly affects phenolic concentrations, and the number of seeds contained in each berry is a variable that influences the amount of polyphenols in the berry (Montealegre, Peces, Vozmediano, Gascueña & Romero, 2006).

Higher concentrations of phenolics are found in the seeds, followed by grape skin and pulp, and they are proportional in all cultivars (Table 1). Regarding varieties, the highest concentration of phenolics is found in seeds, skin, and pulp of Syrah grapes (1167.30 ± 11.40 , 752.00 ± 21.00 , and 480.40 ± 13.00 mg/g of gallic acid), respectively, and the lowest concentrations are found in the Cabernet Sauvignon variety (0.11 ± 0.00 , 0.03 ± 1.41 , and 0.01 ± 0.00 mg/g of gallic acid, respectively). However, compounds of the same variety might change between different cultivation regions. The region with the highest phenolic concentrations in Syrah variety is in Thailand, with tropical, hot, and humid climate, and in grapes collected for analysis two months after *Veraison*, in a period of phenolic maturation, with berries in the optimal stage for harvest. The higher concentration in this variety might also be due to genetic factors, which influence polyphenols, along with cultivation site, climate, viticultural technique, and harvest period (Butkhup, Chowtivannakul, Gaensakoo, Prathepha & Samappito, 2010). Among the varieties, the lowest phenol contents are found in in skin, peel, and seed of Cabernet Sauvignon from Macedonia, which might be due to factors such as temperature, water availability, exposure to sunlight, and harvest season (Ivanova et al., 2011). The highest values are found in seeds of varieties cultivated in Turkey (103.7 ± 5.50 mg/g of gallic acid) and skin of cultivars from South Africa (102.30 ± 0.00 mg/g of gallic acid). Therefore, its higher concentration is predominant in regions with soils rich in minerals and micronutrients, and differences in concentrations among varieties is also due to climate in the region, since grapes under hot climates are harvested at a high skin ripening stage in order to reach a suitable maturity in seeds. The highest phenolic concentrations might also result

from the higher degradation of the cell wall in some grape varieties (Nogales-Bueno et al., 2015).

Phenolic substances are found in free form or bonded to sugars and proteins in the berry. There are higher concentrations of reducing sugars of aromatic amines, and amino acids in the skin than in seeds. These compounds might interfere with the determination of phenolics, so that phenolic contents are lower in skins than in seeds (Malicanin et al., 2014). The chemical structure and reducing capability of seeds causes them to have high contents of phenolics; factors such as glycosylation or acylation degree, structure with benzene ring, and polymerization degree help increase the concentration of phenols, which is evident in all studies, and seed is the berry part with the highest concentration of phenols in all cultivars. In addition, phenolic biosynthesis depends greatly on the genotype of the cultivar, and variations in berry parts can be observed between cultivars. In other words, under the same ecological conditions and crop management, different varieties have variations in phenolic profiles (Shi et al., 2016). Regardless of being autochthonous or non-autochthonous, variations in contents might be a particular characteristic of the variety, as well as of agroclimatic factors (Guerrero et al., 2009).

Phenolic concentration varies differently throughout berry ripening (Table 2). In seeds of Merlot variety, phenolics increase during ripening (120.00 ± 0.00 , 128.00 ± 0.00 , and 148.00 ± 0.00 mg/g of gallic acid) (Ivanova et al., 2011). On the other hand, in Cabernet Sauvignon cultivar, they oscillate throughout the ripening stage (20.40 ± 0.60 , 17.90 ± 1.50 , 8.50 ± 0.70 , and 17.50 ± 4.30 mg/g of gallic acid) (Obreque-Slier et al., 2010). In all regions where Cabernet Sauvignon is cultivated, the concentration of phenolics in skins decreases with ripening, showing similar values (Obreque-Slier et al., 2010; Pérez-Magariño & José, 2006). However, contents in Merlot cultivar increased from *Veraison* to late harvest (Ivanova et al., 2011). In Syrah variety, there was an oscillation between the ripenings of the harvests

collected, decreasing in some cases and increasing in others (Favero et al.; 2011). Reactions related to ripening stages depend on grape variety, climatic factors, soil, and crop management (Ivanova et al.; 2010). They vary in the *Veraison* period and might reach either their maximum values or low values, and slightly decrease or increase until physiological ripening (Ivanova et al., 2011). In the regions where rain is limited in the winter, grape varieties are observed to have a very late harvest to reach phenolic maturity and reduce pyrazine concentrations, which thus causes the phenolic contents to decrease (Obreque-Slier et al., 2010; Obreque-Slier et al., 2013). Total polyphenol contents in red grape skins are due to the concentration of anthocyanins, and changes in total polyphenols during ripening are influenced by polyphenolic families. Reduced TP amount might result from changes in the concentration of esters of hydroxycinnamic acids in skins and is related with bitterness, astringency, and the oxidative process (Ivanova et al., 2011; Talaverano et al., 2016).

Phenolics of the same grape variety cultivated in different vineyards with specific *terroir* (Table 3) might vary. As seeds have the highest concentration of phenolics, one same region with total irrigation in one area and irrigation deficit in another area had similar results in skins within the same years (with 62.00 ± 1.00 and 63.00 ± 1.00 in 2011, and 76.00 ± 2.00 and 72.00 ± 1.00 mg/g of gallic acid in 2012, respectively). In this same irrigation area, values were lower (48.00 ± 2.00 mg/g of gallic acid in 2011 and 58.00 ± 1.00 mg/g of gallic acid in 2012), and all contents increased the following year (Kyrleou et al., 2016). Phenolic contents widely varied during seed maturity due to the harvest dates of berries (Artem et al., 2016). In the skin, the highest concentrations were in Merlot variety, located in Romania, with higher content (70.40 ± 6.10 mg/g of gallic acid) in mineral soil (Artem et al., 2016). On the other hand, the lowest concentration was in Cabernet Sauvignon from a Chinese region with clayish and sandy soil, sunny climate, and moderate heat (2.88 ± 0.01 mg/g of gallic acid) (Shi et al., 2016). Soil composition is determining for sensorial and phenolic characteristics of grapes, as

different types and textures shall influence root systems, water retention, and mineral composition. In early ripening stage, grapevines cultivated in loose, highly permeable soils with moderate nutrient contents, low organic matter, and high concentrations of calcium, generally have lower phenolic contents. At the end of ripening, their concentration increases compared to grapevines cultivated in sandy, highly permeable soils and with low nutrient contents, and to even lower contents in less permeable clayish soils with silt and sand, and medium levels of water and nutrients available. Soils with coarse and fine sands improve grape quality as the photosynthetic rate and contents of sugars and anthocyanins in the grapes cultivated in these soils are high (Wang et al.; 2015).

3.1 Profile of flavonoids

Flavonoids are important metabolites for growth, reproduction, and defense reactions of vineyards. Their biosynthesis is affected by temperature and sunlight, and they play an essential role in resistance to ultraviolet light, pathogens, and in attracting pollinating animals (Azuma et al., 2010). They are mostly located in grape seeds and skin; they are the largest group of phenolic compounds, and one of the major constituents of biological activities of grape products (Hogan et al., 2009; Xu et al., 2010). Black and red cultivars have higher flavonoid concentrations than green cultivars, indicating that the differences in total flavonoid profiles between varieties might depend on grape color (Farhadi et al., 2016). Flavonoids are the most abundant phytonutrients attributed to the antioxidant property of grapes, interfering with the formation and propagation of free radicals (as they generate high concentrations of phenolic acids), chelation of transition metals, and inhibition of initiation reaction enzymes (Baiano & Terracone, 2011; Mulero et al., 2010). Flavonoids represent a group of low-molecular-weight compounds, their chemical structure allows for reducing oxidative stress through different mechanisms, acting as metallic chelators, reducing iron and copper ions, and

enzyme inhibitors (Pietta, 2000). Flavonoids are formed in the plants from the aromatic amino acids phenylalanine, tyrosine, and malonate, their structure is composed of 15 carbon atoms (C6 - C3 - C6), and variations in substitution patterns to the ring result in 13 classes of flavonoids (Soto et al., 2015). The major flavonoids are anthocyanins, flavonols, and flavan-3-ols, which are involved in the prevention of allergic, inflammatory, cardiovascular, degenerative, and cancer diseases (Tomaz et al., 2016).

Comparing all varieties, the highest concentration of flavonoids was found in seeds, followed by skin and pulp (Table 1). The highest concentrations of flavonoids is in seeds, skin, and pulp of Syrah variety from Thailand, with values of 258.69 ± 2.10 , 147.12 ± 1.14 , and 74.82 ± 1.10 mg/g of rutin, respectively. They are found in lower concentrations in Cabernet Sauvignon, with 0.01 ± 0.00 in the seed, 0.02 ± 0.00 mg/g in the skin, and undetected in the pulp. Results of varieties differed between cultivation regions, which might be due to factors such as cultivar, cultivation location, climate, and viticultural technique (Butkhupe et al., 2010; Zarrouk et al., 2012). Vine water status can affect the accumulation of flavonoids, and the regulation of water deficits is a tool that increases flavonoid contents in grapes. Therefore, there are differences in a same variety cultivated in different regions. Water status is among the factors that most contribute with the variation in these bioactive compounds, as it acts on berry development and accumulation of phenolic compounds (Kennedy et al. 2002). Seeds are natural reservoirs of catechins and flavonoids with ortho-diphenolic structures, comprising the compounds that most affect the total content of phenolics in grape seeds (Katalinic et al., 2004; Xu et al., 2010).

A higher flavonoid content was observed in the seeds throughout ripening, with 14.00 ± 0.00 mg/g of rutin at the beginning of *Veraison*, and 48.00 ± 0.00 and 57.00 ± 0.00 mg/g of rutin during ripening (Table 2). The contents found in the skin were lower than those found in seeds, with values alternating during the ripening period, 3.80 ± 0.00 , 8.80 ± 0.00 and

5.80±0.00 mg/g of rutin, and the lowest concentrations were in the pulp, 0.42±0.00 and 0.31±0.00 mg/g of rutin. Therefore, growth and ripening stages of grape berries are complex processes, in which the active metabolism of the skin influences berry characteristics as it is the plant part responsible for the synthesis of the main compounds of berry quality, and flavonoids are among the main contributors. Their biosynthesis starts before summer and increases during berry ripening, and quercetin is the primary component in this group, which is formed in the first period of *Veraison*. Total flavonoid content increases during berry ripening, and there is higher concentration in skins of Merlot grapes in the physiological phase, followed by a decrease in the subsequent ripening stage (Ivanova et al., 2011).

3.2 Profile of anthocyanins

Anthocyanins are a subclass of flavonoids; they are natural pigments with the main function of attracting pollinators, dispersing seeds, and protecting several plant tissues during stages of their life cycle (Einbond et al., 2004). In plant tissues, anthocyanins protect against exposure to sunlight and ultraviolet radiation (UV), attack from pathogens, oxidative damage, and attack from free radicals (Castillo-Muñoz et al., 2009). Higher concentrations of anthocyanins are found in berry skins, and they are responsible for skin color, comprising the highest percentage of phenolic compounds in grapes, with accumulation at the beginning of ripening (Yamamoto et al., 2015). They are sensitive to environmental factors such as pH, temperature, light, oxygen, metallic ions, sulfur dioxide, ascorbic acid, and enzymes (He et al., 2016). They provide benefits to human health, especially related to coronary diseases and reduction in the concentration of triglycerides (Karasu et al., 2016). In *Veraison* of red grapes, anthocyanins are accumulated in the skin, texture and size change, sugar concentration increases, and organic acids decrease (Ivanova et al., 2011). Anthocyanins have different structural shapes, with several different colors, and these shapes might be influenced by

temperature, bonds with other chemical substances, and pH, the factor that most affects grape color (Bordignon et al., 2009; Aguilar et al., 2016). Sugar concentrations present in grapes help regulate anthocyanins, causing sucrose to increase their synthesis. However, in high concentrations, they might inhibit anthocyanin accumulation in the berries (Dai et al., 2014).

The highest concentrations of anthocyanins are found in the skin, followed by pulp, and the lowest values are found in the seeds (Table 1). Merlot had the highest value in the skin, followed by Syrah, Cabernet Sauvignon, and Tempranillo (46.00 ± 0.00 , 43.20 ± 0.00 , 29.60 ± 0.00 , and 3.43 ± 0.54 mg/g of cyanidin 3-glucoside). In the pulp, the highest content was in Syrah variety, the lowest value was in Merlot (0.36 ± 0.01 and 0.07 ± 0.01 mg/g of cyanidin 3-glucoside), and it was not detected or evaluated in the other cultivars. Anthocyanin content is found primarily in skins, where they are stored in the vacuoles of grape exocarp cells (Ivanova et al., 2010; Ivanova et al., 2011; Butkhupet al., 2010). Malvidin and its derivatives are the major anthocyanins present, with content varying between varieties (Shi et al., 2016). Anthocyanins are an important parameter for grape berry quality due to their importance in the color of juices and wines (Butkhupet al., 2010; Nogales-Bueno et al., 2015); the stronger the grape skin color, the higher the anthocyanin content (Cerdeira-Carrasco et al., 2014; Farhadi et al., 2016; Ivanova et al., 2010).

During ripening, the behavior of anthocyanins undergoes changes (Table 2). In Cabernet Sauvignon, the concentration evaluated in grape skins decreases with ripening. However, this reduced value remained unchanged until the end of ripening (1.10 ± 0.20 , 1.30 ± 0.30 , 0.50 ± 0.20 , and 0.50 ± 0.10 mg/g of cyanidin 3-glucoside) (Obreque-Slier et al., 2010). In both studies, anthocyanin content in Merlot oscillated. Ivanova et al. (2011) found 0.25 ± 0.00 , 7.20 ± 0.00 , and 6.00 ± 0.00 mg/g of cyanidin 3-glucoside. On the other hand, Obreque-Slier et al. (2013) obtained 0.09 ± 0.03 , 0.17 ± 0.01 , 0.08 ± 0.01 , and 0.08 ± 0.04 mg/g of cyanidin 3-glucoside. There were also oscillations in Tempranillo and Syrah varieties.

Anthocyanins might decrease throughout berry development due to the different changes that might occur during ripening, among which is berry shrinkage (Ivanova et al., 2011; Obreque-Slier et al., 2010; Obreque-Slier et al., 2013). Ivanova et al. (2011) observed that polyphenol concentrations in grapes increase during berry ripening, which is quite noticeable for anthocyanins, but could decrease in the final berry development stage. The early stage of anthocyanin accumulation occurs in the beginning of summer and is correlated with increase in sugar content (Kennedy et al., 2002).

The characteristics of a given region interfere with anthocyanin contents, which depend on variety and maturity level (Table 3). The highest concentration was in the skin of Cabernet Sauvignon, with 40.27 ± 8.03 mg/g of cyanidin 3-glucoside, cultivated in fine-clayish and mixed soil, with severe water stress, and dry temperate climate. The lowest content was found in the same variety, 0.24 ± 0.01 mg/g of cyanidin 3-glucoside, but in soil with clayish and sandy characteristics, sunny and moderately hot climate. The high values of anthocyanin concentration in some varieties are due to the fact that the skin is thinner, with significant differences in the same grape variety cultivated in vineyards of different climatic regions (Artem et al.; 2016). Total anthocyanin concentration in skins is lower in zones that are under severe water stress compared to zones with moderate stress. This difference is also confirmed in the relative abundance of the compounds tri-OH and di-OH; reduction in the total anthocyanins is related with their degradation, which occurs in advanced ripening stages (Brillante et al., 2017). Anthocyanin content in grapes might increase in the first weeks of ripening and decrease in the last weeks. Soil composition, types, and texture shall influence root systems, and might influence sensorial attributes of grapes. Light loam soils with coarse and fine sands are beneficial to grape quality. Moderate water permeability in sandy soils, with high nutrient contents, results in accumulation of high anthocyanin concentrations and smaller berry size (Wang et al.; 2015). Anthocyanin concentration is related to climatic

conditions and types of cultivars, and concentrations are relatively lower in hotter years than in colder years, increasing postveraison contents, and then, remaining unchanged and decreasing by the end of ripening, or possibly increasing in the final stages. Therefore, each cultivar had different contents in different grape development stages. The anthocyanin concentration of a grape variety cultivated in a given location changes slightly from year to year, probably because of the modulation of anthocyanin biosynthesis by climatic conditions during ripening (Ryan & Revilla, 2003).

3.3 Profile of resveratrol

Resveratrol is a tri-hydroxylated derivative of stilbene, a defense polyphenol found in several plants such as grapes, called phytoalexin, and its concentration is controlled by the climatic conditions under which grapes are cultivated. It is primarily synthesized in the skin in response to fungal attacks, mechanical damage, or ultraviolet radiation. It is characterized by phenolic rings and a double bond, which makes it a very effective antioxidant, because when a free radical is generated at the phenolic oxygen, it is stabilized by delocalization over the aromatic ring, the double bond, and the second ring (Leopoldini et al., 2004). Resveratrol is found in trans- and cis-isomers; the trans-isomer is converted into cis in the presence of light, as it is more stable (Lucea et al., 2010; Sautter et al., 2005). On the other hand, the cis-isomer is more unstable and is not commercially available (Shrikanta et al., 2015). This bioactive compound provides benefits to health, such as cardioprotective, neuroprotective, antioxidant, anti-inflammatory, anticarcinogenic, and anti-obesity activities (Davidov-pardo & McClements, 2015). It is considered one of the major phenolic compounds present in grapes, protecting against intestinal tumors and decreasing lipid accumulation (Dumitriu et al., 2015).

Resveratrol content varies between grape cultivars and low levels of resveratrol in skin result from the response to fungal infections and physiological stress (Revilla e Ryan, 2000)

(Table 1). Its content in grapes is low, found mostly in the skin, with the highest values (3.60 ± 0.10 mg/100 g) in Syrah cultivar from Thailand, and the lowest concentration in Cabernet Sauvignon (0.10 ± 0.02 mg/100 g) cultivated in Italy. This confirms the findings by Farhadi et al. (2016) and Bertagnolli et al. (2007), who found most of the resveratrol in the skin and did not detect it in seed extracts. Versari et al. (2001) observed that resveratrol content in berry skins increased constantly during berry ripening, and was not detected during *Veraison*, suggesting that high resveratrol content might be related to gray fungal infection. At the same ripening level, soil might affect grape characteristics, e.g. richer soils have lower phenolic content and color intensity, but higher resveratrol concentration (Shi et al., 2016).

3.4 Profile of antioxidants

Antioxidant compounds are substances that slow down oxidation interrupting chain reactions, neutralizing oxidative stress, working against free radicals, protecting cell defense mechanisms, inhibiting the action of pro-oxidative enzymes, and increasing the activities of other antioxidants (Soto et al., 2015). The principles of quantification techniques of antioxidant contents are based on two mechanism models: transference of a hydrogen atom or of a single electron, known as the 2,2'-azino-bis (3-ethylbenzotiazolin) 6-sulphonic acid (ABTS) method and the 2,2-diphenyl-1-picryl-hydrazyl (DPPH) method (Pacifico et al., 2011). Low concentrations of antioxidants prevent biomolecules (proteins, lipids, sugars) from suffering oxidative damage caused by reactions with free radicals by inhibiting chain oxidative reactions, such as direct extinction of reactive oxygen, enzyme inhibition, and metallic ion chelation (Leopoldini et al., 2004). Free radicals are compounds generated naturally in the human body by the metabolic process and by factors such as radiation and UV light, causing damage to the cells. Cell respiration produces natural antioxidants that are supplemented by food sources (Krishnaswamy et al., 2013). Therefore, the balance between

free radicals and the antioxidant defense system (e.g. the use of antioxidant compounds from food and the cell enzyme system) becomes essential (Vargas et al., 2008). Antioxidants are classified in enzymatic, which are endogenously produced, e.g. superoxide dismutase and catalase, and non-enzymatic, such as tocopherols, ascorbic acids, flavonoids, and tannins of natural plant origin (Gengaihi et al., 2014). They are responsible for grape quality, affecting organoleptic characteristics such as color, astringency, and flavor (Gris et al., 2013). Natural antioxidants are primarily found in red grapes, with high concentration of and variation in phenolic compounds.

The highest concentration of antioxidants, quantified by the ABTS method, is in seeds and skin of Cabernet Sauvignon variety, and the lowest concentration is in the pulp of Syrah cultivar (649.85 ± 9.89 , 485.42 ± 3.72 , and 203.10 ± 11.80 $\mu\text{mol/g}$, respectively) (Table 1). The highest antioxidant content, quantified by the DPPH method, is in the skin of Cabernet Sauvignon cultivated in Brazil (505.52 ± 4.62 $\mu\text{mol/g}$) and the lowest content is in the skin of the same variety from the same region (5.05 ± 0.04 $\mu\text{mol/g}$). In seeds, the highest value (422.18 ± 9.26 $\mu\text{mol/g}$) was found in Cabernet Sauvignon from China (Xu et al., 2010). Most varieties have a higher concentration of phenolics in the seeds, and their high antioxidant ability is probably due to the presence of polymeric procyanidins and monomers (Xu et al., 2010; Yilmaz & Toledo, 2004). Grape skin has a complex endogenous antioxidant system, e.g. non-enzymatic and enzymatic antioxidants, which protects from oxidative damage. Natural antioxidants might be compromised by the oxidative stress caused by UV radiation and pollutants (Soto et al., 2015). The content in the different varieties changes according to cultivation region. There are two studies that analyzed Cabernet Sauvignon variety in the Brazilian region; one found 0.76 ± 0.01 $\mu\text{mol/g}$ in the skin (Iora et al., 2015) and the other found 485.42 ± 3.72 $\mu\text{mol/g}$ (Rockenbach et al., 2011). Differences in antioxidant content among grape cultivars determined by the DPPH method might be related to differences in the

concentration of polyphenolic compounds (Katalinic et al., 2010). Antioxidant compounds are believed to intercept the oxidation chain of free radicals, forming a stable end product (Butkhupet et al., 2010).

4. Conclusion

The phenolic composition of grapes depends on multiple factors, influenced by the interaction with *terroir*. In the studies evaluated, phenolics were observed to depend largely on the genotypes of the cultivars, as the contents of these compounds differed between varieties under the same ecological conditions and cultivation management. The ripening process is affected by ecosystem components, involving physical and biochemical processes, and it develops differently in each cultivar. Among the factors with the highest influence are solar radiation, directly affecting the structure of phenolic molecules, amount of water, and mineral composition of the soil. These factors form the unique characteristics of each vineyard, which specifically contribute with primary and secondary metabolites of grapevines. The highest concentration of phenolic compounds is located in seeds due to their chemical structure and reducing ability. The study on grape bioactives must be furthered because of their antioxidant activities, which prevent diabetes, cancers, and inflammatory and cardiovascular diseases.

Acknowledgements

We acknowledge Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) and Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) (Finance Code 001) for providing scholarships. We also thank Tecnovates, Universidade do Vale do Taquari - Univates and Secretaria do Desenvolvimento Econômico, Ciência e Tecnologia (SDECT) of Rio Grande do Sul state for their financial supports.

Conflicts of interest

The authors declare they do not have any conflict of interest.

References

- Acun, S., Gül, H. (2014). Effects of grape pomace and grape seed flours on cookie quality. *Quality Assurance and Safety of Crops and Foods*, 6, 81–88. <https://doi.org/10.3920/QAS2013.0264>
- Aguilar, T., Loyola, C., Brujin, J. de, Bustamante, L., Yergara, C., Baer, D. von, Mardones, C., Serra, I. (2016). Effect of thermomaceration and enzymatic maceration on phenolic compounds of grape must enriched by grape pomace, vine leaves and canes. *European Food Research and Technology*, 242, 1149-1158. <https://doi.org/10.1007/s00217-015-2619-3>
- Anesi, A., Stocchero, M., Santo, S. D., Commisso, M., Zenoni, S., Ceoldo, S., Torielli, G. B., Siebert, T. E., Herderich, M., Pezzotti, M., Guzzo, F. (2015). Towards a scientific interpretation of the *terroir* concept: plasticity of the grape berry metabolome. *BioMed Central Plant Biology*, 15, 1-17. <https://doi.org/10.1186/s12870-015-0584-4>.
- Apolinar-valiente, R., Williams, P., Mazerolles, G., Romero-Cascales, I., Gómez-Plaza, E., López-Roca, J. M., Ros-García, J. M., Doco, T. (2014). Effect of enzyme additions on the oligosaccharide composition of Monastrell red wines from four different wine-growing origins in Spain. *Food Chemistry*, 156, 151-159. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.01.093>
- Arnous, A., Meyer, A. S. (2008). Comparison of methods for compositional characterization of grape (*Vitis vinifera* L.) and apple (*Malus domestica*) skins. *Food and Bioprocess Technology*, 86, 79-86. <https://doi.org/10.1016/j.fbp.2008.03.004>
- Artem, V., Antocea, A. O., Ranca, A., Nechita, A., Enache, L., Postolache, E. (2016). The Influence of Terroir on Phenolic Composition of Red Grapes. *Bulletin of University of Agricultural Sciences and Veterinary Medicine Cluj-Napoca Horticulture*, 73, 109-115. <http://dx.doi.org/10.15835/buasvmcn-hort:12173>
- Azuma, A., Yahkushiji, H., Koshita, Y., Kobayashi, S. (2012). Flavonoid biosynthesis-related genes in grape skin are differentially regulated by temperature and light conditions. *Planta*, 236, 1067–1080. <https://doi.org/10.1007/s00425-012-1650-x>
- Baiano, A., Terracone, C. (2011). Varietal differences among the phenolic profiles and antioxidant activities of seven table grape cultivars grown in the south of Italy based on chemometrics. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 59, 9815-9826. <https://doi.org/10.1021/jf203003c>

- Baydar, N. G., Babalik, Z., Turk, F. H., Çetdn, E. S. (2011). Phenolic Composition and Antioxidant Activities of Wines and Extracts of Some Grape Varieties Grown in Turkey. *Journal of Agricultural Sciences*, 17, 67-76. <https://doi.org/10.1080/10942910701584260>

Berdeja, M., Hilbert, G., Dai, Z. W., Lafontaine, M., Stoll, M., Schultz, H. R., Delrot, S. (2014). Effect of water stress and rootstock genotype on Pinot Noir berry composition. *Australian Journal of Grape and Wine Research*, 20, 409-421. <https://doi.org/10.1111/ajgw.12091>

Bertagnolli, S. M. M., Rossato, S. B., Silva, V. L., Cervo, T., Sautter, C. K., Hecktheuer, L. H., Penna, N. G. (2007). Influence of the carbonic maceration on the levels of trans-resveratrol in cabernet sauvignon wine. *Brazilian Journal of Pharmaceutical Sciences*, 43, 71-77. <http://dx.doi.org/10.1590/S1516-93322007000100009>

Bonilla, I., Toda, F. M. de., Casanovas, J. A. M. (2015). Vine vigor, yield and grape quality assessment by airborne remote sensing over three years: Analysis of unexpected relationships in cv. Tempranillo. *Spanish Journal of Agricultural Research*, 13, 1-8. <https://doi.org/10.5424/sjar/2015132-7809>

Bordignon Jr., C., Francescato, V., Nienow, A. A., Calvete, E., Reginatto, F. H. (2009). Influência do pH da solução extrativa no teor de antocianinas em frutos de morango. *Ciência e Tecnologia de Alimentos*, 29, 183-188. <http://dx.doi.org/10.1590/S0101-20612009000100028>

Brillante, L., Martinez-Luscher, J., Yu, R., Plank, C. M., Sanchez, L. A., Bates, T., Brenneman, C., Oberholster, A., Kurtural, S. K. (2017). Assessing Spatial Variability of Grape Skin Flavonoids at the Vineyard Scale Based on Plant Water Status Mapping. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 65, 5255-5265. <https://doi.org/10.1021/acs.jafc.7b01749>

Bozan, B., Tosun, G., Ozcan, D. (2008). Study of polyphenol content in the seeds of red grape (*Vitis vinifera* L.) varieties cultivated in Turkey and their antiradical activity. *Food Chemistry*, 109, 426-430. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2007.12.056>

Burin, V. M., Falcão, L. D., Gonzaga, L. V., Fett, R., Rosier, J. P., Bordignon-Luiz, M. T. (2010). Colour, phenolic content and antioxidant activity of grape juice. *Ciência e Tecnologia de Alimentos*, 30, 1027-1032. <http://dx.doi.org/10.1590/S0101-20612010000400030>

Burns, K. N., Kluepfel, D. A., Strauss, S. L., Bokulich, N. A., Cantu, D., Steenwerth, K. L. (2015). Vineyard soil bacterial diversity and composition revealed by 16S rRNA genes: Differentiation by geographic features. *Soil Biology & Biochemistry*, 91, 232-247. <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2015.09.002>

Burns, J., Gardner, P. T., Matthews, D., Duthie, G. G., Lean, J., Crozier, A. (2001). Extraction of phenolics and changes in antioxidant activity of red wines during vinification. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 49, 5797-5808. <https://doi.org/10.1021/jf010682p>

- Butkhup, L., Chowtivannakul, S., Gaensakoo, R., Prathepha, P., Samappito, S. (2010). Study of the phenolic composition of Shiraz red grape cultivar (*Vitis vinifera* L.) cultivated in north-eastern Thailand and its antioxidant and antimicrobial activity. *South African Journal of Enology and Viticulture*, 31, 89 - 98. <http://dx.doi.org/10.21548/31-2-1405>
- Cadot, Y., Chevalier, M., Barbeau, G. (2011). Evolution of the localisation and composition of phenolics in grape skin between veraison and maturity in relation to water availability and some climatic conditions. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 91, 1963–1976. <https://doi.org/10.1002/jsfa.4401>
- Carvalho, D. C., Silva, A. L. L., Schuck, M. R., Purcino, M., Tanno, G. N., Biasi, L. A. (2013). Fox grape cv. Bordô (*Vitis labrusca* L.) and grapevine cv. Chardonnay (*Vitis vinifera* L.) cultivated *in vitro* under different carbohydrates, amino acids and 6-Benzylaminopurine levels. *Brazilian Archives of Biology and Technology*, 56, 191-201. <http://dx.doi.org/10.1590/S1516-89132013000200004>
- Castillo-Muñoz, N., Fernández-González, M., Gómez-Alonso, S., García-Romero, E., Hermosín-Gutiérrez, I. (2009). Red-color related phenolic composition of Garnacha Tintorera (*Vitis vinifera* L.) grapes and red wines. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 57, 7883–7891. <https://doi.org/10.1021/jf9002736>
- Ccerda-carrasco, A. de la, López-solís, R., Nuñez-kalasic, H., Peña-neiraa, Á., Obreque-slier, E. (2014). Phenolic composition and antioxidant capacity of pomaces from four grape varieties (*Vitis vinifera* L.). *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 95, 1521-1527. <https://doi.org/10.1002/jsfa.6856>
- Chaves, M. M., Santos, T. P., Souza, C. R., Ortuno, M. F., Rodrigues, M. L., Lopes, C. M., Maroco, J. P., Pereira, J. S. (2007). Deficit irrigation in grapevine improves water use efficiency while controlling vigour and production quality. *Annals of Applied Biology*, 150, 237–252. <https://doi.org/10.1111/j.1744-7348.2006.00123.x>
- Coli, M. S., Rangel, A. G. P., Souza, E. S., Oliveira, M. F., Chiaradia, A. C. N. (2015). Chloride concentration in red wines: influence of terroir and grape type. *Food Science and Technology*, 35, 95-99. <http://dx.doi.org/10.1590/1678-457X.6493>
- Costa, E., Cosme, F., Jordão, A. M., Mendes-Faia, A. (2014). Anthocyanin profile and antioxidant activity from 24 grape varieties cultivated in two Portuguese wine regions. *Journal international des sciences de la vigne et du vin*, 48, 51-62. <https://doi.org/10.20870/oeno-one.2014.48.1.1661>
- Dai, Z. W., Meddar, M., Renaud, C., Hilbert, G., Delrot, S., Gomes, E. (2014). Long-term *in vitro* cultures of grape berries and its application to assess the effects of sugar supply on anthocyanin accumulation. *Journal of Experimental Botany*, 65, 1–13. <https://doi.org/10.1093/jxb/ert489>

- Davidov-pardo, G., McClements, D. J. (2015). Nutraceutical delivery systems: Resveratrol encapsulation in grape seed oil nanoemulsions formed by spontaneous emulsification. *Food Chemistry*, 167, 205-212. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.06.082>
- Deis, L., Cavagnaro, B., Bottini, R., Wuilloud, R., Silva, M. F. (2011). Water deficit and exogenous ABA significantly affect grape and wine phenolic composition under in field and *in-vitro* conditions. *Plant Growth Regulation*, 65, 11–21. <https://doi.org/10.1007/s10725-011-9570-5>
- Deluc, L. G., Decendit, A., Papastamoulis, Y., Mérillon, J.-M., Cushman, J. C., Cramer, G. R. (2011). Water Deficit Increases Stilbene Metabolism in Cabernet Sauvignon Berries. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 59, 289-297. <https://doi.org/10.1021/jf1024888>
- Dimitrovska, M., Bocevaska, M., Dimitrovski, D., Murkovic, M. (2011). Anthocyanin composition of Vranec, Cabernet Sauvignon, Merlot and Pinot Noir grapes as indicator of their varietal differentiation. *European Food Research and Technology*, 232, 591-600. <https://doi.org/10.1007/s00217-011-1425-9>
- Dumitriu, D., Peinado, R. A., Peinado, J., Lerma, N. L. (2015). Grape pomace extract improves the in vitro and in vivo antioxidant properties of wines from sun light dried Pedro Ximénez grapes. *Journal of Functional Foods*, 17, 380-387. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2015.06.003>
- Eibond, L. S., Reynertson, K. A., Luo, X. D., Basile, M. J., Kennelly, E. J. (2004). Anthocyanin antioxidants from edible fruits. *Food Chemistry*, 84, 23-28. [https://doi.org/10.1016/S0308-8146\(03\)00162-6](https://doi.org/10.1016/S0308-8146(03)00162-6)
- Farhadi, K., Esmailzadeh, F., Hatami, M., Forough, M., Molaie, R. (2016). Determination of phenolic compounds content and antioxidant activity in skin, pulp, seed, cane and leaf of five native grape cultivars in West Azarbaijan province, Iran. *Food Chemistry*, 199, 847-855. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.12.083>
- Favero, A. C., Amorim, D. A. de, Mota, R. V. da, Soares, A. M., Souza, C. R. de, Regina, M. de A. (2011). Double-pruning of ‘Syrah’ grapevines: a management strategy to harvest wine grapes during the winter in the Brazilian Southeast. *Vitis*, 50, 151–158. <http://repositorio.ufla.br/jspui/handle/1/12392>
- Fernandes, L., Casal, S., Cruz, R., Pereira, J. A., Ramalhosa, E. (2013). Seed oils of ten traditional Portuguese grape varieties with interesting chemical and antioxidant properties. *Food Research International*, 50, 161-166. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2012.09.039>
- Ferreira, V., Fernandes, F., Pinto-Carnide, O., Valentão, P., Falco, V., Martín, J. P., Ortiz, J. M., Arroyo-Garcia, R., Andrade, Paula B., Castro, I. (2016). Identification of *Vitis vinifera* L. grape berry skin color mutants and polyphenolic profile. *Food Chemistry*, 194, 117-127. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.07.142>

Figueiredo-González, M., Martínez-Carballo, E., Cancho-Grande, B., Santiago, J. L., Martínez, M. C., Simal-Gándara, J. (2012). Pattern recognition of three *Vitis vinifera* L. red grapes varieties based on anthocyanin and flavonol profiles, with correlations between their biosynthesis pathways. *Food Chemistry*, 130, 9-19. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2011.06.006>

Foroni, F., Vignando, M., Aiello, M., Parma, V., Paolettim, M. G., Squartini, A., Rumiati, R. I. (2017). The smell of *terroir*! Olfactory discrimination between wines of different grape variety and different *terroir*. *Food Quality and Preference*, 58, 18-23. <https://doi.org/10.1016/j.foodqual.2016.12.012>

Fraga, H., Malheiro, A. C., Moutinho-Pereira, J., Cardoso, R. M., Soares, P. M. M., Cancela, J. J., Pinto, J. G., Santos, J. A. (2014). Integrated Analysis of Climate, Soil, Topography and Vegetative Growth in Iberian Viticultural Regions. *Plos One*, 9, 1-14. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0108078>

Gengaihi, S. E. I., Ella, F. M. A., Emad, M. H., Shalaby, E., Doha, H. (2014). Antioxidant activity of phenolic compounds from different grape wastes. *Journal of Food Processing and Technology*, 5, 296–300. <https://doi.org/10.4172/2157-7110.1000296>

Gris, E. F., Mattivi, F., Ferreira, E. A., Vrhovsek, U., Filho, D. W., Pedrosa, R. C., Bordignon-Luiz, M. T. (2013). Phenolic profile and effect of regular consumption of Brazilian red wines on in vivo antioxidant activity. *Journal of Food Composition and Analysis*, 31, 31-40. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2013.03.002>

Gonzalez-centeno, M. R., Jourdes, M., Femenia, A., Simal, S., Rosello, C., Teissedre, P. L. (2012). Proanthocyanidin Composition and Antioxidant Potential of the Stem Winemaking Byproducts from 10 Different Grape Varieties (*Vitis vinifera* L.). *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 60, 11850-11858. <https://doi.org/10.1021/jf303047k>

Gourineni, V., Shay, N. F., Chung, S., Sandhu, A. K., Gu, L. (2012). Muscadine Grape (*Vitis rotundifolia*) and Wine Phytochemicals Prevented Obesity-Associated Metabolic Complications in C57BL/6J Mice. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 60, 7674-7681. <https://doi.org/10.1021/jf3013663>

Guerrero, R. F., Liazid, A., Palma, M., Puertas, B., González-Barrio, R., Sil-Izquierdo, Á., García-barroso, C., Cantos-Villar, E. (2009). Phenolic characterisation of red grapes autochthonous to Andalusia. *Food Chemistry*, 112, 949-955. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2008.07.014>

He, Z., Zhu, H., Xu, M., Zeng, M., Qin, F., Chen, J. (2016). Complexation of bovine b-lactoglobulin with malvidin-3-O-glucoside and its effect on the stability of grape skin anthocyanin extracts. *Food Chemistry*, 209, 234-240. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2016.04.048>

Hogan, S., Zhang, L., Li, J., Zoecklein, B., Zhou, K. (2009). Antioxidant properties and bioactive components of Norton (*Vitis aestivalis*) and Cabernet Franc (*Vitis vinifera*) wine

grapes. *LTW – Food Science and Technology*, 42, 1269-1274. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2009.02.006>

Iacopini, P., Baldi, M., Storchi, P., & Sebastiani, L. (2008). Catechin, epicatechin, quercetin, rutin and resveratrol in red grape: Content, in vitro antioxidant activity and interactions. *Journal of Food Composition and Analysis*, 21, 589–598. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2008.03.011>

Intrigliolo, D. S., Castel, J. R. (2011). Response of grapevine cv. ‘Tempranillo’ to timing and amount of irrigation: water relations, vine growth, yield and berry and wine composition. *Irrigation Science*. 28, 113-125. <https://doi.org/10.1007/s00271-009-0164-1>

Iora, S. R. F., Maciel, G. M., Zielinski, A. A. F., Silva, M. V. da, Pontes, P. V. de A., Haminiuk, C. W. I., Granato, D. (2015). Evaluation of the bioactive compounds and the antioxidant capacity of grape pomace. *International Journal of Food Science and Technology*, 50, 62–69. <https://doi.org/10.1111/ijfs.12583>

Ivanova, V., Stefova, M., Vojnoski, B., Dörnyei, Á., Márk, L., Dimovska, V., Stafilov, T., Kilár, F. (2011). Identification of polyphenolic compounds in red and white grape varieties grown in R. Macedonia and changes of their content during ripening. *Food Research International*, 44, 2851-2860. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2011.06.046>

Ivanova-Petropulos, V., Durakova, S., Ricci, A., Parpinello, G. P., Versari, A. (2016). Extraction and evaluation of natural occurring bioactive compounds and change in antioxidant activity during red winemaking. *Journal of Food Science and Technology*, 53, 2634–2643. <https://doi.org/10.1007/s13197-016-2235-7>

Ivanova, V., Stefova, M., Chinnici, F. (2010). Determination of the polyphenol contents in Macedonian grapes and wines by standardized spectrophotometric methods. *Journal of the Serbian Chemical Society*, 75, 45–59. <https://doi.org/10.2298/JSC1001045I>

Jin, X.-D., Wu, X.; Liu, X. (2017). Phenolic Characteristics and Antioxidant Activity of Merlot and Cabernet Sauvignon Wines Increase with Vineyard Altitude in a High-altitude Region. *South African Journal of Enology and Viticulture*, 38, 132-143. <http://dx.doi.org/10.21548/38-2-1068>

Kamsu-Foguem, B., Flammang, A. (2014). Knowledge description for the suitability requirements of different geographical regions for growing wine. *Land Use Policy*, 38, 719-731. <https://doi.org/10.1016/j.landusepol.2014.01.018>

Karasu, S., Baslar, M., Karaman, S., Kiliçli, M., Us, A. A., Yaman, H., Sagdiç, O. (2016). Characterization of some bioactive compounds and physicochemical properties of grape varieties grown in Turkey: thermal degradation kinetics of anthocyanin. *Turkish Journal of Agriculture and Forestry*, 40, 177-185. <https://doi.org/10.3906/tar-1502-38>

- Katalinic, V., Milos, M., Modun, D., Musi, I., Boban, M. (2004). Antioxidant effectiveness of selected wines in comparison with (+)-catechin. *Food Chemistry*, 86, 593-600. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2003.10.007>
- Kedage, V. V., Tilak, J. C., Ditix, G. B., Devasagayam, T. P. A., Mhatre, M. (2007). A Study of Antioxidant Properties of Some Varieties of Grapes (*Vitis vinifera* L.). *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 47, 175-185. <https://doi.org/10.1080/10408390600634598>
- Kennedy, J. A., Matthews, M. A., Waterhouse, A. (2002). Effect of maturity and vine water status on grape skin and wine flavonoids. *American Journal of Enology and Viticulture*, 4, 268-274.
- Krishnaswamy, K., Orsat, V., Gariépy, Y., Thangavel, K. (2013). Optimization of Microwave-Assisted Extraction of Phenolic Antioxidants from Grape Seeds (*Vitis vinifera*). *Food and Bioprocess Technology*, 6, 441-455. <https://doi.org/10.1007/s11947-012-0800-2>
- Kujawski, W., Sobolewska, A., Jarzynka, K., Güell, C., Ferrando, M., Warczok, J. (2013). Application of osmotic membrane distillation process in red grape juice concentration, *Journal of Food Engineering*, 116, 801-808. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2013.01.033>
- Kyraleou, M. K., Kotseridis, Y.; Koundouras, S., Chira, K., Teissedre, P.-L., Kallithraka, S. (2016). Effect of irrigation regime on perceived astringency and proanthocyanidin composition of skins and seeds of *Vitis vinifera* L. cv. Syrah grapes under semiarid conditions. *Food Chemistry*, 203, 292-300. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2016.02.052>
- Leeuwen, C. V., Seguin, G. (2006). The concept of *Terroir* in Viticulture. *Journal of Wine Research*, 17, 1-10. <https://doi.org/10.1080/09571260600633135>
- Leopoldini, M., Marino, T., Russo, N., & Toscano, M. (2004). Antioxidant properties of phenolic compounds: H-atom versus electron transfer mechanism. *Journal of the Physical Chemistry A*, 108, 4916-4922. <https://doi.org/10.1021/jp037247d>
- Lucea, A. P. S., Nascimento, R. J. B., Maciel, J. A. C., Tavares, J. X., Barbosa-Filho, J. M., Oliveira, E. J. (2010). Antioxidant activity and phenolics content of selected Brazilian wines. *Journal of Food Composition and Analysis*, 23, 30-36. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2009.08.004>
- Malicanin, M., Rac, V., Antic, V., Antic, M., Palade, L. M., Kefalas, P., Rakic, V. (2014). Content of antioxidants, antioxidant capacity and oxidative stability of grape seed oil obtained by ultra sound assisted extraction. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 91, 989 - 999. <https://doi.org/10.1007/s11746-014-2441-2>
- Meléndez, E., Ortiz, M. C., Sarabia, L. A., Íñiguez, M., Puras, P. (2013). Modelling phenolic and technological maturities of grapes by means of the multivariate relation between organoleptic and physicochemical properties. *Analytica Chimica Acta*, 761, 53-61. <https://doi.org/10.1016/j.aca.2012.11.021>

Mildner-Szkudlarz, S., Bajerska, J., Zawirska-Wojtasiak, R., Górecka, D. (2012). White grape pomace as a source of dietary fibre and polyphenols and its effect on physical and nutraceutical characteristics of wheat biscuits. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 93, 389–395. <https://doi.org/10.1002/jsfa.5774>

Montealegre, R. R., Peces, R. R., Vozmediano, J. L. C., Gascueña, J. M., Romero, G. (2006). Phenolic compounds in skins and seeds of ten grape *Vitis vinifera* varieties grown in a warm climate. *Journal of Food Composition and Analysis*, 19, 687-693. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2005.05.003>

Mulero, J., Pardo, F., Pilar, Z. (2010). Antioxidant activity and phenolic composition of organic and conventional grapes and wines. *Journal of Food Composition and Analysis*, 23, 569–574. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2010.05.001>

Mulero, J., Martínez, G., Oliva, J., Cermeño, S., Cayuela, G. M., Zafrilla, P., Martínez-Cachá, A., Barba, A. (2015). Phenolic compounds and antioxidant activity of red wine made from grapes treated with different fungicides. *Food Chemistry*, 180, 25-31. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.01.141>

Muscas, E., Cocco, A., Mercenaro, L., Cabras, M., Lentini, A., Porqueddu, C., Nieddu, G. (2017). Effects of vineyard floor cover crops on grapevine vigor, yield, and fruit quality, and the development of the vine mealybug under a Mediterranean climate. *Agriculture, Ecosystems e Environment*, 237, 203-212. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2016.12.035>

Nogales-Bueno, J., Ayala, F., Hernández-Hierro, J. M., Rodríguez-Pulido, F. J., Echávarri, J. F., Heredia, F. J. (2015). Simplified Method for the Screening of Technological Maturity of Red Grape and Total Phenolic Compounds of Red Grape Skin: Application of the Characteristic Vector Method to Near-Infrared Spectra. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 63, 4284-4290. <https://doi.org/10.1021/jf505870s>

Nogales-Bueno, J., Baca-Bocanegra, B., Rodríguez-Pulido, F. J., Heredia, F. J., Hernández-Hierro, J. M. (2015). Use of near infrared hyperspectral tools for the screening of extractable polyphenols in red grape skins. *Food Chemistry*, 172, 559-564. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.09.112>

Obreque-Slier, E., Peña-Neira, Á.; López-Solís, R., Zamora-Marín, F., Silva, J. M. R., Laureano, O. (2010). Comparative Study of the Phenolic Composition of Seeds and Skins from Carménere and Cabernet Sauvignon Grape Varieties (*Vitis vinifera* L.) during Ripening. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 58, 3591-3599. <https://doi.org/10.1021/jf904314u>

Obreque-Slier, E., Peña-Neira, Á.; López-Solís, R.; Cáceres-Mella, A., Toledo-Araya, H., López-Rivera, A. (2013). Phenolic composition of skins from four Carmenet grape varieties (*Vitis vinifera* L.) during ripening. *Food Science and Technology*, 54, 404-413. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2013.06.009>

OIV (International Organisation of Vine and Wine). Definition of Vitivinicultural “Terroir”. Resolution OIV/VITI 333/2010, 2010. <http://www.oiv.int/public/medias/379/viti-2010-1-en.pdf>. Acessado em 10 de maio de 2018.

OIV (International Organisation of Vine and Wine). Distribution of the world’s grapevine varieties. 2017. <http://www.oiv.int/public/medias/5888/en-distribution-of-the-worlds-grapevine-varieties.pdf>. Acessado em 10 de maio de 2018.

Pacifico, S., D'Abrosca, B., Scognamiglio, M., Gallicchio, M., Potenza, N., Piccolella, S., et al. (2011). Metabolic profiling of strawberry grape (*Vitis × labruscana* cv. ‘Isabella’) components by nuclear magnetic resonance (NMR) and evaluation of their antioxidant and antiproliferative properties. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 59, 7679–7687. <https://doi.org/10.1021/jf200926t>.

Pérez-magariño, S., José, M^a L. G.-S. (2006). Polyphenols and colour variability of red wines made from grapes harvested at different ripeness grade. *Food Chemistry*, 96, 197–208. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2005.02.021>

Pietta, P. G. (2000). Flavonoids as antioxidants. *Journal of Natural Products*, 63, 1035–1042. [10.1021/np9904509](https://doi.org/10.1021/np9904509)

Portu, J., López-Alfaro, I., Gómez-Alonso, S., López, R., Garde-Cerdán, T. (2015). Changes on grape phenolic composition induced by grapevine foliar applications of phenylalanine and urea. *Food Chemistry*, 180, 171–180. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.02.042>

Prado, R. de A de, Yuste-Rojas, M., Sort, X., Andrés-Lacueva, C., Torres, M., Lamuela-Raventós, R. M. (2007). Effect of Soil Type on Wines Produced from *Vitis vinifera* L. Cv. Grenache in Commercial Vineyards. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 55, 779–786. <https://doi.org/10.1021/jf062446q>

Ramírez, M. J., Giraldo, G. I., Orrego, C. E. (2015). Modeling and stability of polyphenol in spray-dried and freeze-dried fruit encapsulates. *Powder Technology*, 277, 89–96. <https://doi.org/10.1016/j.powtec.2015.02.060>

Ramirez-lopez, L. M., Dewitt, C. A. M. (2014). Analysis of phenolic compounds in commercial dried grape pomace by high-performance liquid chromatography electrospray ionization mass spectrometry. *Food Science & Nutrition*, v 2, 470–477. <https://doi.org/10.1002/fsn3.136>

Revilla, E., Ryan, J. M. (2000). Analysis of several phenolic compounds with potential antioxidant properties in grape extracts and wines by high-performance liquid chromatography—photodiode array detection without sample preparation. *Journal of Chromatography*, 881, 169–461. [https://doi.org/10.1016/S0021-9673\(00\)00269-7](https://doi.org/10.1016/S0021-9673(00)00269-7)

Ribeiro, L. F., Ribani, R. H., Francisco, T. M. G., Soares, A. A., Pontarolo, R., Haminiuk, C. W. I. (2015). Profile of bioactive compounds from grape pomace (*Vitis vinifera* and *Vitis*

- labrusca) by spectrophotometric, chromatographic and spectral analyses. *Journal of Chromatography B*, 1007, 72 – 80. <https://doi.org/10.1016/j.jchromb.2015.11.005>
- Roby, G., Harbertson, J. F., Adams, D. A., Matthews, M. A. (2004). Berry size and vine water deficits as factors in winegrape composition: anthocyanins and tannins. *Australian Journal of Grape and Wine Research*, 10, 100-107. <https://doi.org/10.1111/j.1755-0238.2004.tb00012.x>
- Rockenbach, I. I., Rodrigues, E., Gonzaga, L. V.; Caliari, V., Genovese, M. I., Gonçalves, A. E. de S. S., Fett, R. (2011). Phenolic compounds content and antioxidant activity in pomace from selected red grapes (*Vitis vinifera* L. and *Vitis labrusca* L.) widely produced in Brazil. *Food Chemistry*, 127, 174-179. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.12.137>
- Ryan, J. M., Revilla, E. (2003). Anthocyanin Composition of Cabernet Sauvignon and Tempranillo Grapes at Different Stages of Ripening. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 51, 3372-3378. <https://doi.org/10.1021/jf020849u>
- Sautter, C. K., Denardin, S., Alves, A. O., Mallmann, C. A., Penna, N. G., Hecktheuer, L. H. (2005). Determination of resveratrol in grape juice produced in Brazil. *Ciência e Tecnologia de Alimentos*, 25, 437-442. <http://dx.doi.org/10.1590/S0101-20612005000300008>
- Sebela, D., Turoczy, Z., Olejnickova, J., Kumsta, M., Sotolár, R. (2017). Effect of Ambient Sunlight Intensity on the Temporal Phenolic Profiles of *Vitis Vinifera* L. Cv. Chardonnay During the Ripening Season – A Field Study. *South African Journal of Enology and Viticulture*, 38, 94-102. <http://dx.doi.org/10.21548/38-1-1038>
- Shi, P. B., Yue, T. X., Ai, L. L., Cheng, Y. F., Meng, J. F., Li, M. H., Zhang, Z. W. (2016). Phenolic Compound Profiles in Grape Skins of Cabernet Sauvignon, Merlot, Syrah and Marselan Cultivated in the Shacheng Area (China). *South African Journal of Enology and Viticulture*, 37, 132-138. <http://dx.doi.org/10.21548/37-2-898>
- Shrikanta, A., Kumar, A., Govindaswamy, V. (2015). Resveratrol content and antioxidant properties of underutilized fruits. *Journal of Food Science and Technology*, 52, 383–390. <https://doi.org/10.1007/s13197-013-0993-z>
- Soto, M. L., Falqué, E., Domínguez, H. (2015). Relevance of natural phenolics from grape and derivative products in formulation of cosmetics. *Cosmetics*, 2, 259-276. <https://doi.org/10.3390/cosmetics2030259>
- Talaverano, M. I., Morena, D., Rodríguez-Pulido, F. J., Valdés, M. E., Gamero, E., Jara-Palacios, M. J., Heredia, F. J. (2016). Effect of early leaf removal on *Vitis Vinifera* L. cv. Tempranillo seeds during ripening based on chemical and image analysis. *Scientia Horticulturae*, 209, 148–155. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2016.06.013>
- Tarara, J. M., Lee, J., Sapyd, S. E., Scagel, C. F. (2008). Berry Temperature and Solar Radiation Alter Acylation, Proportion, and Concentration of Anthocyanin in Merlot Grapes. *American Journal of Enology and Viticulture*, 59, 235-247. https://www.researchgate.net/publication/43273868_Berry_Temperature_and_Solar_Radiatio

n_Alter_Acylation_Proportion_and_Concentration_of_Anthocyanin_in_Merlot_Grapes.
Acessado em 10 de maio de 2018.

Tomaz, I., Maslov, L., Stupic, D., Preiner, D., Asperger, D., Kontic, J. K. (2016). Solid-liquid Extraction of Phenolics from Red Grape Skins. *Acta Chimica Slovenica*, 63, 287–297. <http://dx.doi.org/10.17344/acsi.2015.2181>

Ünal, M. Ü., Sener, A., Sen, K., Yilmaztekin, M. (2015). Seasonal variation in amino acid and phenolic compound profiles of three Turkish white wine grapes. *Turkish Journal of Agriculture and Forestry*, 39, 984-991. <https://doi.org/10.3906/tar-1412-82>

Vargas, P. N., Hoelzel, S. C., Rosa, C. S. da. (2008). Determinação do teor de polifenóis totais e atividade antioxidante em sucos de uva comerciais. *Alimentos e Nutrição Araraquara*, 19, 11-15. <http://serv-bib.fcfar.unesp.br/seer/index.php/alimentos/article/viewFile/194/199>.
Acessado em 20 de maio de 2018.

Versari, A., Parpinello, G. P., Tornielli, G. B., Ferrarini, R., Giulivo, C. (2001). Stilbene compounds and stilbene synthase expression during ripening, wilting, and UV treatment in grape cv. Corvina. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 49, 5531-5536. <https://doi.org/10.1021/jf010672o>

Villangó, S., Szekeres, A., Bencsik, O., Láposi, R., Pálfi, Z., Zsófi, Z. (2016). The effect of postveraison water deficit on the phenolic composition and concentration of the Kékfrankos (*Vitis vinifera* L.) berry. *Scientia Horticulturae*, 209, 113-116. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2016.06.010>

Wang, R., Sun, Q., Chang, Q. (2015). Soil Types Effect on Grape and Wine Composition in Helan Mountain Area of Ningxia. *Plos One*, 10, 1-12. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0116690>

Xu, C., Zhang, Y., Cao, L., Lu, J. (2010). Phenolic compounds and antioxidant properties of different grape cultivars grown in China. *Food Chemistry*, 119, 1557-1565. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2009.09.042>

Yamamoto, L. Y., Assis, A. M. de, Roberto, S. R., Bovolenta, Y. R., Nixdorf, S. L., García-Romero, E., Gómez-Alonso, S. (2015). Application of abscisic acid (*S*-ABA) to cv. Isabel grapes (*Vitis vinifera* × *Vitis labrusca*) for color improvement: Effects on color, phenolic composition and antioxidant capacity of their grape juice. *Food Research International*, 77, 572-583. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2015.10.019>

Yilmaz, Y., Toledo, R. T. (2004). Major Flavonoids in Grape Seeds and Skins: Antioxidant Capacity of Catechin, Epicatechin, and Gallic Acid. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 52, 255-260. <https://doi.org/10.1021/jf030117h>

Zarraonandia, I., Owens, S. M., Weisenhorn, P., West, K., Hampton-Marcell, J., Lax, S., Bokulich, N. A., Mills, D. A., Martin, G., Taghavi, S., Lelie, D. van der, Gilbert, J. A. (2015).

The Soil Microbiome Influences Grapevine-Associated Microbiota. *MBio*, 6, 1-10. <https://doi.org/10.1128/mBio.02527-14>

Zarrouk, O., Francisco, R., Pinto-Marijuan, M., Brossa, R., Santos, R.R., Pinheiro, C., Costa, J. M., Lopes, C., Chaves, M. M. (2012). Impact of irrigation regime on berry development and flavonoids composition in Aragonez (Syn. Tempranillo) grapevine. *Agricultural Water Management*, 114, 18–29. <https://doi.org/10.1016/j.agwat.2012.06.018>

Zhang, P., Howell, K., Krstic, M., Herderich, M., Barlow, E. W. R., Fuentes, S. (2015). Environmental Factors and Seasonality Affect the Concentration of Rotundone in *Vitis vinifera* L. cv. Shiraz Wine. *Plos One*, 10, 1-21. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0133137>

Table 1 – Contents of phenolics compounds in different berry part of red grape varieties cultivated in different countries.

Variety	Study	Berry part	Country	Phenolics (galic acid mg/g)	Flavonoids (rutin mg/g)	Anthocyanins (cyanidin 3-glucoside mg/g)	Resveratrol (mg/100 g)	Antioxidant ABTS ($\mu\text{mol/g}$)	Antioxidant DPPH ($\mu\text{mol/g}$)
Cabernet Sauvignon	Cerda-Carrasco et al., 2014	Pulp	Chile	10.50 \pm 2.40	-	-	-	-	-
	Xu et al, 2010	Skin	China	25.24 \pm 0.55	22.97 \pm 0.36	9.07 \pm .36	-	206.46 \pm 14.86	132.34 \pm 6.45
		Seed		99.28 \pm 2.14	95.80 \pm 3.21	-	-	649.85 \pm 9.89	422.18 \pm 9.26
		Skin		23.79 \pm 0.68	18.82 \pm 0.64	2.54 \pm 0.25	-	258.21 \pm 16.34	152.56 \pm 4.87
		Seed		84.78 \pm 1.59	74.31 \pm 2.41	-	-	488.86 \pm 12.14	324.62 \pm 10.30
	Iora et al., 2015	Skin	Brazil	51.02 \pm 1.19	29.83 \pm 0.52	20.92 \pm 0.72	0.62 \pm 0.01	0.76 \pm 0.01	5.05 \pm 0.04

Ivanova et al.;	Pulp	Macedonia	0.01±0.00	nd	nd	-	-	-
2010	Seed		0.11±0.00	0.01±0.00	-	-	-	-
	Skin		0.03±1.41	0.02±0.00	0.01±0.00	-	-	-
Guerrero et al.;	Skin	Spain	2.36±0.00	-	1.75±0.02	-	-	-
2009								
Rockenbach et	Skin	Brazil	74.75±2.22	-	7.02±0.32	-	485.42±3.72	505.52±4.62
al., 2011								
Dimitrovska et	Skin	Macedonia	-	-	0.03±0.00	-	-	-
al., 2011								
Gonzalez-	Pulp	Spain	70.76±3.27	-	-	-	168.90±5.90	-
Centeno et al.,								
2012								
Iacopini et al.,	Skin	Italy	40.00±1.00	-	28.00±0.50	0.25±0.01	-	244.00±3.00

	2008	Seed		79.00±1.00	-	-	-	-	255.00±10.00
	Arnous & Meyer, 2008	Skin	South Africa	102.30±0.00	-	29.60±0.00	-	-	-
	Bozan et al., 2008	Seed	Turkey	103.70±5.50	-	-	-	-	293.00 ±40.00
Merlot	Iora et al., 2015	Skin	Brazil	37.62±1.21	2.12±0.29	15.76±0.77	0.58±0.01	0.71±0.01	-
	Ivanova et al., 2011	Pulp	Republic of Macedonia	2.32±0.02	0.41±0.01	0.07±0.01	-	-	-
		Skin		33.30±0.09	8.80±0.03	7.21±0.04	-	-	-
		Seed		124.00±0.13	48.60±0.34	-	-	-	-
	Rockenbach et al., 2011	Skin	Brazil	46.23±1.63	-	3.94±0.14	-	318.16±1.90	328.39±3.15
	Dimitrovska et	Skin	Macedonia	-	-	0.14±0.04	-	-	-

al., 2011								
Gonzalez- Centeno et al., 2012	Pulp	Spain	47.04±2.88	-	-	-	109.80±2.00	-
Iacopini et al., 2008	Skin	Italy	50.00±2.00	-	27.00±1.00	0.10±0.02	-	174.00±1.00
	Seed		80.00±2.00	-	-	-	-	290.00±3.70
Bozan et al., 2008	Seed	Turkey	105.70±6.60	-	-	-	-	305.00±20.00
Arnous & Meyer, 2008	Skin	South Africa	111.80±0.00	-	46.00±0.00	-	-	-
Tempranillo Guerrero et al.; 2009	Skin	Spain	1.49±0.00	-	0.94±0.10	-	-	-

	Nogales-Bueno et al., 2015	Skin	Spain	7.26±0.77	-	3.43±0.54	-	-	-
	Gonzalez- Centeno et al., 2012	Pulp	Spain	76.22±7.63	-	-	-	186.80±11.30	-
Syrah	Butkhup et al., 2010	Seed	Thailand	1167.30±11.40	258.69±2.10	0.05±0.00	2.85±0.14	-	47.00±1.00
		Skin		752.00±21.00	147.12±1.14	0.55±0.01	3.60±0.10	-	106.00±2.00
		Pulp		480.40±13.00	74.82±1.10	0.36±0.01	3.02±0.10	-	210.00±10.00
	Nogales-Bueno et al., 2015	Skin	Spain	5.95±1.08	-	3.67±0.62	-	-	-
	Gonzalez- Centeno et al., 2012	Pulp	Spain	96.42±8.04	-	-	-	203.10±11.80	-

Arnous & Meyer, 2008	Skin	South Africa	111.80±0.00	-	43.20±0.00	-	-	-
-------------------------	------	--------------	-------------	---	------------	---	---	---

- : parameter not analyzed; nd: not detected.

Table 2 – Contents of phenolic compounds in different berry parts in red grape varieties throughout the ripening process cultivated in different countries.

Variety	Study	Berry part/harvest period	Country	Phenols (galic acid mg/g)	Anthocyanins (cyanidin 3- glucoside mg/g)	Flavonoids (rutin mg/g)
Cabernet	Obrique-	Skin/Feb	Chile	1.80±0.20	1.10±0.20	-
Sauvignon	Slier et al., 2010	Skin/Mar		1.70±0.20	1.30±0.30	-
		Skin/Apr		1.10±0.10	0.50±0.20	-
		Skin/May		0.80±0.30	0.50±0.10	-
		Seed/Feb		20.40±0.60	-	-
		Seed/Mar		17.90±1.50	-	-
		Seed/Apr		8.50±0.70	-	-

	Seed/May		17.50±4.30	-	-
Obreque-Slier et al., 2013	Skin/Feb	Chile	0.01±0.00	nd	-
	Skin/Mar		0.01±0.00	0.01±0.00	-
	Skin/Apr		0.01±0.00	0.01±0.00	-
	Skin/May		0.01±0.00	0.01±0.00	-
Pérez- Magariño & José, 2006	1st YEAR	Spain		-	-
	Skin/1 st week ripening		2.16±0.00		
	Skin/2 nd week ripening		2.05±0.00		
	Skin/3 rd week ripening		1.96±0.00		
	2Nd YEAR			-	-
	Skin/1 st week ripening		2.22±0.00		
Skin/2 nd week ripening		2.19±0.00			

		Skin/3 rd week ripening		2.10±0.00		
Ryan & Revilla, 2003		Skin/ 1 st year			0.78±0.00	
		Skin/ 2 nd year	Spain	-	0.87±0.00	-
		Skin/ 3 rd year			0.78±0.00	
Merlot	Ivanova et al., 2011	Skin/ <i>Veraison</i>	Republic of Macedonia	13.00±0.00	0.25±0.00	3.80±0.00
		Skin/physiological ripening		33.00±0.00	7.20±0.00	8.80±0.00
		Skin/Late harvest		32.50±0.00	6.00±0.00	5.80±0.00
		Seed/ <i>Veraison</i>		120.00±0.00	-	14.00±0.00
		Seed/physiological ripening		128.00±0.00	-	48.00±0.00
		Seed/Late harvest		148.00±0.00	-	57.00±0.00
		Pulp/ <i>Veraison</i>		1.80±0.00	-	-

		Pulp/physiological ripening		2.40±0.00	-	0.42±0.00
		Pulp/Late harvest		0.50±0.00	-	0.31±0.00
Obreque-Slier et al., 2013		Skin/Feb	Chile	nd	0.09±0.03	-
		Skin/Mar		nd	0.17±0.01	-
		Skin/Apr		nd	0.08±0.01	-
		Skin/May		nd	0.08±0.04	-
Tempranillo	Talaverano et al., 2016	Seed/(leaf removal)	Spain			
		1st week		1.90±0.20	0.60±0.20	-
		2nd week		1.20±0.20	0.50±0.20	
		3rd week		nd	nd	
		4th week		1.80±0.40	0.80±0.20	
		5th week		1.70±0.20	0.60±0.12	
		6th week		1.40±0.10	0.50±0.10	

		Seed/(no leaf shedding)			
		1st week	1.90±0.30	0.50±0.10	-
		2nd week	2.10±0.40	0.80±0.10	
		3rd week	nd	nd	
		4th week	1.60±0.10	0.60±0.00	
		5th week	1.90±0.40	0.70±0.10	
		6th week	1.90±0.20	0.70±0.10	
Syrah	Favero et al.;	Skin/Summer 2005	Brazil		
	2011	1st week ripening	12.00±0.00	4.20±0.00	-
		2nd week ripening	7.00±0.00	3.00±0.00	
		3rd week ripening	8.0±0.00	3.00±0.00	
		Skin/Winter 2005			
		1st week ripening	15.50±0.00	5.00±0.00	-
		2nd week ripening	18.00±0.00	6.20±0.00	
		3rd week ripening	16.00±0.00	5.80±0.00	

 Skin/Summer 2006

1st week ripening	15.00±0.00	6.20±0.00	-
2nd week ripening	17.00±0.00	7.20±0.00	
3rd week ripening	16.00±0.00	6.30±0.00	

 Skin/Winter 2006

1st week ripening	12.50±0.00	3.70±0.00	-
2nd week ripening	25.00±0.00	9.10±0.00	
3rd week ripening	20.50±0.00	8.20±0.00	

 Seed/Summer 2005

1st week ripening	68.00±0.00	-	-
2nd week ripening	60.00±0.00		
3rd week ripening	53.00±0.00		

 Seed/Winter 2005

1st week ripening	59.00±0.00	-	-
-------------------	------------	---	---

2nd week ripening	50.00±0.00		
3rd week ripening	45.00±0.00		
<hr/>			
Seed/Summer 2006			
1st week ripening	64.00±0.00	-	-
2nd week ripening	55.00±0.00		
3rd week ripening	53.00±0.00		
<hr/>			
Seed/Winter 2006			
1st week ripening	69.00±0.00	-	-
2nd week ripening	45.00±0.00		
3rd week ripening	40.00±0.00		

- : parameter not analyzed; nd: not detected.

Table 3 – Contents of phenolic compounds in different berry parts of red grape varieties cultivated in several countries related to cultivation conditions.

Study	Berry part	Variety	Geographical factors	Country	Phenols (galic acid mg/g)	Anthocyanins (cyanidin 3-glucoside mg/g)	Resveratrol (mg/100 g)
Roby et al., 2004	Skin (berry weight 0.44 g)				-	0.25±0.00	-
	Skin (berry weight 1.58 g)	Cabernet Sauvignon	Water irrigation	USA	-	0.50±0.01	-
Shi et al, 2016	Skin		Clayish and sandy soil. Sunny climate, moderate heat.	China (2010)	2.88±0.01	0.24±0.01	11.08±2.09
Artem et al.;	Skin		Calcareous Chernozem soil	Romania	68.80±6.30	1.57±0.03	-

2016		Red molisol soil		66.00±5.80	1.76±0.03	-
		Chernozem		64.80±4.90	1.87±0.04	-
		Cambic chernozem		72.00±6.80	0.54±0.02	-
		aeolic soil		15.30±0.02	7.55±0.01	-
Wang et al.; 2015	Whole grape	sierozem area	China	15.95±0.02	7.23±0.01	-
		irrigation silting soil		14.33±0.03	6.18±0.02	-
	Skin	Mixed, semiactive, fine lime soil, moderate water stress, dry temperate climate		-	30.93±9.93	-
Brillante et al., 2017	Skin	Fine-clayish and mixed soil, severe water stress, dry temperate climate	USA	-	40.27±8.03	-
	Pulp	Mixed, semiactive, fine lime soil, moderate water stress, dry temperate climate		-	1.86±0.45	-

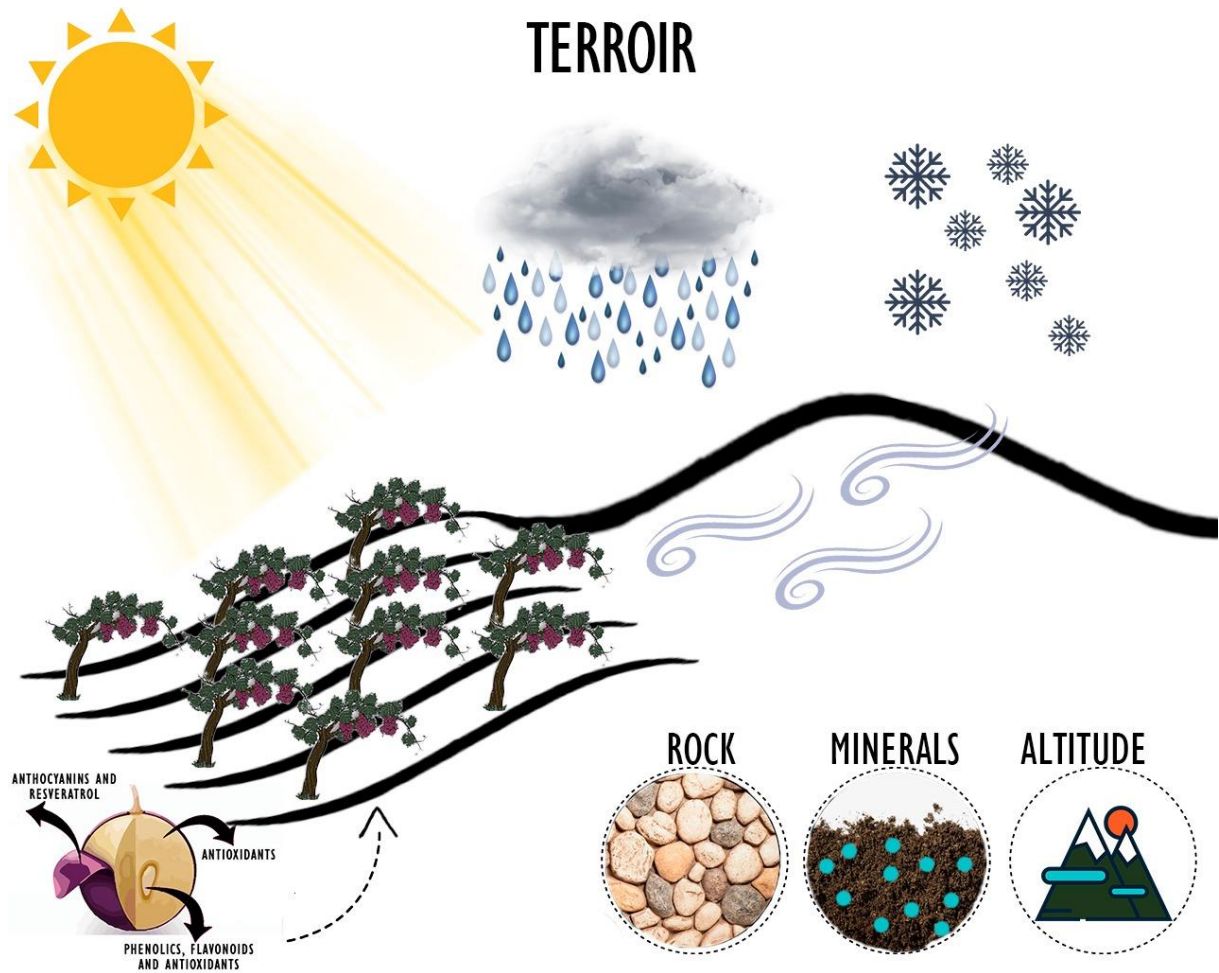
	Pulp		Fine-clayish and mixed soil, severe water stress, dry temperate climate		-	2.11±0.38	-
Artem et al.; 2016	Skin	Merlot	Calcareous Chernozem soil	Romania	68.80±5.90	0.99±0.02	-
			Molisol red soil		68.00±4.70	2.18±0.03	-
			Chernozem		70.40±6.10	1.65±0.03	-
Shi et al, 2016	Skin		Clayish and sandy soil. Climate with abundant sunlight, moderate heat.	China	3.70±0.00	0.54±0.01	9.37±1.65
Shi et al, 2016	Skin	Syrah	Clayish and sandy soil. Climate with abundant sunlight, moderate heat.	China	3.20±0.00	0.15±0.00	12.16±0.99
Kyraleou et al., 2016	Skin		Total irrigation		22.00±1.00	6.60±0.20	-
				Greece	38.00±1.00	2.90±0.10	-
			Irrigation deficit		21.00±0.10	6.70±0.20	-

					30.00±1.00	2.20±0.10	
			No irrigation		17.00±0.50	7.00±0.20	-
					32.00±2.00	3.00±0.20	
			Total irrigation 2011		62.00±1.00		
			2012		76.00±2.00	-	-
			Irrigation deficit 2011		63.00±1.00		
	Seed		2012		72.00±1.00	-	-
			No irrigation 2011		48.00±2.00		
			2012		58.00±1.00	-	-
Ryan &			1st Year			0.89±0.00	
Revilla,	Skin	Tempranillo	2nd Year	Spain	-	0.76±0.00	-
2003			3rd Year			0.51±0.00	

- : parameter not analyzed; nd: not detected.

Figure Captions:

Figure 1 – Effects of *terroir* on grapevines associated to concentrations of phenolic compounds in different grape parts.



RESULTADO II — Efeito do controle biológico de ácaros sobre as características físico-químicas e o perfil de compostos bioativos em uvas da varietal Merlot

Efeito do controle biológico de ácaros sobre as características físico-químicas e o perfil de compostos bioativos em uvas da varietal Merlot

Grasciele Tamara Kemerich^{a,b}, Liana Johann^{c,d}, Noeli Juarez Ferla^{b,c,d}, Cláucia Fernanda Volken de Souza^{a,b,d*}

^aLaboratório de Biotecnologia de Alimentos, ^bPrograma de Pós-Graduação em Biotecnologia, ^cLaboratório de Acarologia, ^dPrograma de Pós-Graduação em Sistemas Ambientais Sustentáveis, Universidade do Vale do Taquari - Univates, Lajeado, RS, Brazil.

* Correspondência do autor. Av. Avelino Tallini, 171, CEP 95914-014, Lajeado, RS, Brazil. Telefone: +55 51 3714 7000. Fax: +55 51 3714 7001. E-mail address: claucia@univates.br.

Resumo

As uvas estão entre as frutas mais cultivadas do mundo, adaptadas a diversos *terroir*, e apresentam concentração expressiva de compostos fenólicos, conferindo benefícios à saúde dos consumidores. As parreiras são um ambiente passível para os ácaros fitófagos que são pragas de difícil gestão por sugar a seiva celular das plantas, alterando a composição química e afetando o amadurecimento das frutas. *Panonychus ulmi* (Koch) (Tetranychidae) é uma das espécies de ácaros fitófagos encontrados nas videiras, e normalmente controlados com uso de acaricidas. Nesse contexto, o emprego de agentes biológicos, tais como *Neoseiulus californicus* (McGregor) (Phytoseiidae), um reconhecido inimigo natural, é uma alternativa para o controle desta praga. Esse trabalho teve por objetivo avaliar comparativamente as características físico-químicas e o perfil dos compostos bioativos de uvas da varietal Merlot, ao longo do seu processo de maturação, mantidas em manejo convencional e sob controle biológico aplicado do *P. ulmi* por *N. californicus*, em uma mesma propriedade no município de Bento Gonçalves, Rio Grande do Sul, Brasil. Os tratamentos foram realizados em três áreas distintas do parreiral: área atacada com *P. ulmi* (AF), área com *N. californicus* controlando *P. ulmi* (AFP), e uma terceira área sem presença de ácaros (SA). Na baga da uva foi determinada a análise de textura, no mosto os teores de acidez, pH e açúcar, e na casca e polpa os parâmetros de cor e compostos bioativos, tais como fenóis totais, flavonoides, antocianinas, resveratrol e antioxidantes. As uvas das videiras SA e AF apresentaram maior luminosidade e intensidade da cor L^* , a^* e b^* , comparadas as bagas das videiras AFP. O teor de açúcar foi semelhante entre os tratamentos no final da maturação. A deformação na dureza na primeira semana coletada não houve diferença significativa nos tratamentos, porém no final do amadurecimento houve uma maior deformação dos frutos nos tratamentos AFP e SA na ponta de prova tipo cilindro (TA39) da textura. Os frutos de videiras com controle biológico apresentaram níveis maiores de acidez e pH, e uma concentração expressiva de todos os compostos bioativos. O resveratrol foi encontrado principalmente na casca das uvas mantidas em AFP ao longo do período de amadurecimento do fruto, com menor valor no tratamento AF, indicando as consequências do ataque de ácaros fitófagos nas plantas. Os resultados mostram que a aplicação do controle biológico é uma alternativa adequada, na qual a presença de ácaros predadores auxilia na qualidade dos frutos das videiras, aumentando a concentração de bioativos das uvas, e mantendo as mesmas características físico-químicas dos demais tratamentos.

Palavras-chave: Compostos fenólicos. Ácaros fitófagos. Ácaros predadores. Uvas. Resveratrol.

1. Introdução

A vitivinicultura (*Vitis spp.*: Vitaceae) ocupa grandes áreas dos agroecossistemas, caracterizando-se como a maior cultura frutífera do mundo, quanto a quantidade e área ocupada, destacando-se a videira de origem europeia (*Vitis vinifera* L.) (Yalcin et al. 2016). Esta espécie é utilizada na produção de sucos e vinhos, podendo ser consumida *in natura*. Apresenta variedades com características distintas, sendo a Merlot uma das mais cultivadas, com tendência a amadurecer em climas quentes, com solos de boa fertilidade, contudo sensíveis às doenças fúngicas provocadas por míldio e oídio (OIV 2017). Originam vinhos tintos de alta qualidade, com sabor que impressiona pelo seu equilíbrio e maciez (Rizzon e Miele 2002).

A cultura da videira é influenciada pelo *terroir*, isto é, por fatores ambientais de uma região, como solo, clima e manejo agrícola (Apolinar-Valiente et al. 2014), influenciando no desenvolvimento, maturação, composição química e biossíntese de metabólitos secundários dos frutos (Villangó et al. 2016). Dentre esses metabólitos, na uva se encontram os polifenóis, com compostos classificados como flavonoides, ácidos fenólicos e seus derivados, lignanas e estilbenos, com propriedades cardioprotetoras, anti-inflamatórias, anticancerígenas, antivirais e antibacterianas (Costa et al. 2017).

Os compostos fenólicos desempenham um papel fundamental na fisiologia das plantas, por serem responsáveis por proteger as células contra estresse abiótico, como a luz ultravioleta (UV), e estresse biótico, como ataque de fitófagos e patógenos (Gambacorta et al. 2017). O efeito de defesa das plantas ao ataque de herbívoros resulta na produção de aleloquímicos, estimulando o desenvolvimento de compostos de defesa, como por exemplo, o aumento da secreção de néctar extrafloral que prende os herbívoros (Dermauw et al. 2012; Holopainen e Gershenson 2010). Dentre o grupo dos herbívoros, encontram-se os ácaros fitófagos que estão presentes em videiras e se alimentam das plantas, afetando a produção (Duarte et al. 2015).

Panonychus ulmi (Koch), conhecido como ácaro vermelho europeu, é encontrado na face abaxial das folhas (Ferla e Botton 2008). As ninfas e adultos sugam a seiva celular da superfície inferior das folhas, fazendo com que as células entrem em colapso e morram, causando manchas de cores pálidas na superfície foliar, com folhas de cor amarelada. Em

grandes infestações, os ácaros chegam a remover 70% da clorofila, causando manchas castanhas queimadas, e essa descoloração leva à redução da fotossíntese, restringindo a energia da planta. Com isso, afeta a qualidade das uvas, pois retarda o amadurecimento das bagas e reduz o teor de açúcar (Karabhantanal et al. 2012).

O ataque de ácaros fitófagos em diversas culturas agrícolas normalmente é controlado com o uso de acaricidas, porém a capacidade deste grupo em rapidamente desenvolver resistência torna esta forma de controle pouco eficiente (Demaeght et al. 2014). Além disso, os pesticidas afetam o equilíbrio natural do agroecossistema, causando impacto no ambiente e na saúde humana. O controle biológico é uma medida alternativa para o controle de ácaros fitófagos, no qual se destacam os ácaros predadores, especialmente *Neoseiulus californicus* (McGregor) (Phytoseiidae), um dos principais inimigos naturais observados na Serra Gaúcha, região sul do Brasil, controlando *P. ulmi* (Johann e Ferla 2012). Seu potencial é devido à alta taxa de reprodução e desenvolvimento, regulado pela temperatura e quantidade de presas (Funayama et al. 2015).

Estudos comprovam que os ácaros fitófagos afetam a planta, principalmente na distribuição dos nutrientes para o fruto, reduzindo a concentração dos fenólicos (Khederi et al. 2014). O uso de acaricidas para seu controle não é uma medida eficiente, pois há compostos químicos nesses produtos que são absorvidos pelos frutos, e afetam a saúde humana e o meio ambiente (Martin et al. 2010). O controle biológico com ácaros predadores, que utilizam como presas os ácaros fitófagos, controlando a população desses ácaros nas videiras é uma medida de biocontrole eficiente. Portanto, este artigo quer corroborar que a utilização do controle biológico em áreas infestadas pela herbivoria de ácaros é eficiente e que aumenta as concentrações de compostos fenólicos e melhora as características físico-químicas de uvas viníferas. O objetivo deste trabalho foi avaliar comparativamente as características físico-químicas e o perfil dos compostos bioativos de uvas da varietal Merlot, ao longo do seu processo de maturação, mantidas em manejo convencional e sob controle biológico aplicado do *P. ulmi* por *N. californicus*, em uma mesma propriedade no município de Bento Gonçalves, Rio Grande do Sul, Brasil.

2. Material e Métodos

Reagentes

Os padrões de Trolox, Ácido Gálico, Catequina e Resveratrol foram adquiridos da Sigma-Aldrich (Missouri, United States). O padrão Cyanidin-3-o-glucoside chloride foi

obtido da USP (Maryland, United States). O metanol de grau cromatográfico e o filtro de petrifilme (PTFE - 0,45 μm) foram obtidos da Merck (Darmstadt, Germany). Os demais reagentes e solventes utilizados no experimento foram de alto grau analítico.

Material vegetal

O estudo foi realizado em um vinhedo comercial no município de Bento Gonçalves (Latitude: 29°10'17" S; Longitude: 51°31'09" O), estado do Rio Grande do Sul, Brasil. O solo é classificado em Argissolo e Cambissolo de origem basáltica, originalmente ácido de média fertilidade, com porta-enxerto P1103 - Clone 346. A topografia é de leve inclinação norte, com orientação das fileiras norte sul, plantadas em 2003, com espaçamento 2,4 m x 1 m (linha e fileira), com área de 1,36 hectares. O clima é subtropical úmido, com invernos frios e verões quentes. As plantas foram tratadas com o inseticida Karate Zeon® 50 CS (grupo Piretróide), pulverizado nas folhas em novembro de 2017. A varietal Merlot foi utilizada neste estudo e as coletas foram realizadas em fevereiro de 2018, em três áreas distintas do parreiral: área atacada com *P. ulmi* (AF), área com *N. californicus* controlando *P. ulmi* (AFP), e uma terceira área sem presença de ácaros (SA). Para tanto, as folhas das plantas de cada tratamento foram analisadas em lupa, de forma qualitativa à presença dos ácaros. As bagas das uvas foram colhidas uma vez por semana, ao longo de três semanas consecutivas, de forma que a última coleta antecedeu o período da colheita. O material coletado foi acondicionado em sacos plásticos, armazenado em caixa de isopor e transportado até o Laboratório de Química da Univates.

Preparação e extração das amostras

No laboratório, três procedimentos distintos foram realizados com as bagas: a) esmagadas manualmente, o mosto extraído foi filtrado com o uso de papel filtro qualitativo e o filtrado utilizado para as análises de acidez titulável, pH e açúcar, logo após a coleta; b) uvas mantidas inteiras foram utilizadas para as análises de determinação da cor e da textura, após a coleta; c) uma parte das bagas foi separada a casca da polpa, congeladas a -12°C por trinta dias para análise dos compostos bioativos, processadas conforme Pantelić et al. (2016), as cascas foram submetidas à extração com etanol e as polpas foram filtradas.

Análise das características físico-químicas e do perfil de compostos bioativos

A análise de textura foi realizada no equipamento Texturômetro Brookfield modelo CT3 (Middleboro, MA, USA), analisando os parâmetros de dureza, trabalho na dureza e

deformação por meio das pontas de prova TA53 (fio de corte, 0,33 mm diâmetro e 40 mm comprimento) e TA39 (cilindro, 2 mm diâmetro e 20 mm comprimento). A baga foi acoplada na base e realizou-se a avaliação a partir do corte com as pontas de prova, obtendo os resultados com o auxílio do software Texture Pro CT V 1.8.

A determinação da cor das cascas e polpas das uvas foi realizada utilizando o colorímetro da Konica Minolta, modelo CM-5 (Chiyoda, Tóquio, Japão). As leituras de cor foram realizadas pelo sistema Cielab, expressando nas escalas L*, a* e b*.

A determinação de pH foi realizada com o pHmetro digital Digimed modelo DM-22 (São Paulo, Brasil). A acidez titulável foi realizada por titulação com NaOH 0,1 N e os resultados expressos em gramas de ácido tartárico/100 g. O teor de açúcar (expresso em °Brix), a partir da concentração de sólidos solúveis, foi determinado em refratômetro Akso modelo RHB32 (Rio Grande do Sul, Brasil). As metodologias foram realizadas conforme o Instituto Adolfo Lutz (2008).

O conteúdo de fenóis totais dos extratos da casca e da polpa das uvas foi determinado pelo método de Singleton et al. (1999), empregando o método de Folin Ciocalteu, por meio de leitura em espectrofotômetro Thermo Scientific modelo G 10S-UV-VIS (Massachusetts, USA) em 760 nm, utilizando o ácido gálico como padrão.

A concentração de flavonoides foi determinada conforme o método de Zhishen et al. (1999), no qual realizou-se a leitura em espectrofotômetro Thermo Scientific modelo G 10S-UV-VIS (Massachusetts, USA) em 510 nm, utilizando como padrão a catequina.

A determinação do teor de antocianinas foi realizada utilizando a diferença de pH conforme o método da AOAC 2005.02 (2005), medindo-se a absorbância em espectrofotômetro Thermo Scientific modelo G 10S-UV-VIS (Massachusetts, USA) em 520 nm e 700 nm. A *cyanidin-3-glucoside chloride* foi utilizada como padrão.

O teor de resveratrol foi determinado através do método de Granato et al. (2016) com algumas modificações. A casca extraída com etanol e a polpa foram filtradas com auxílio de filtro de petrífilme (PTFE) 0,45 µm, realizando a leitura em 320 nm no cromatógrafo líquido de alta eficiência (marca Shimadzu, modelo LC- 20 Prominence) (São Paulo, Brasil), com as configurações: degaseificador DGU-20AT, bomba LC-20AT, auto amostrador Sil 20AHT, forno CTO-20A, detector DAD SPD-M20A. Utilizou-se a coluna CLC-ODS(M), Shim-pack, 150 x 4,6 mm ID e pré-coluna G-ODS-4, Shim-pack, 10 x 4.0 mm ID, termostaticada a 30 °C. Como fase móvel utilizou-se acetonitrila (35%) e água milli-Q (65%), injeção de 1,5 mL/min, a 30 °C. Como padrão empregou-se o resveratrol, obtendo os resultados com o software LCsolution.

A atividade antioxidante dos extratos da casca e polpa das uvas foi medida pelo método do 2,2-difenil-picril-hidrazil (DPPH), conforme Mensor et al. (2001), realizando a leitura em espectrofotômetro Thermo Scientific modelo G 10S-UV-VIS (Massachusetts, USA) a 518 nm. A atividade antioxidantes das amostras também foi determinada pelo método do 2,2'-azino-bis(3-etilbenzotiazolina-6-ácido sulfônico) sal diamônio (ABTS), conforme Re et al. (1999), medindo o potencial antioxidante do radical catiônico ABTS, em espectrofotômetro Thermo Scientific modelo G 10S-UV-VIS (Massachusetts, USA) a 734 nm. Nessas determinações o Trolox foi utilizado como padrão.

Análise estatística

Os dados foram submetidos à análise de variância (ANOVA) e *post hoc* realizando o Teste de Tukey para comparar os valores médios ($p < 0,05$), utilizando o programa estatístico BioEstat 5.3.

3. Resultados

A dureza empregando o corpo de prova do tipo fio de corte (TA53) foi maior no início da maturação no tratamento SA e na segunda semana de maturação no tratamento AFP (Tabela 1). O teste de trabalho na dureza foi maior no início da maturação em SA e menor no final da maturação no tratamento AFP. A deformação na dureza na ponta de prova TA53 não diferiu significativamente entre as amostras.

Na ponta de prova do tipo cilindro (TA39), a dureza foi maior no início da maturação em SA, durante todo estágio de maturação em AFP e na metade do período da maturação em AF. O trabalho na dureza foi semelhante nas duas primeiras semanas de maturação entre todos os tratamentos, e no final do amadurecimento os valores mais elevados foram em SA e menor em AFP. A deformação na dureza durante as primeiras semanas da maturação foi semelhante entre os tratamentos, porém no final do período houve uma maior deformação em frutos de AFP e menor em SA. Os resultados obtidos sugerem de maneira geral, que a presença do controle biológico não influencia na textura das bagas de uvas da varietal Merlot.

Tabela 1 - Parâmetro de textura das bagas de uvas da varietal Merlot mantidas em vinhedos com *Panonychus ulmi* (AF), com *Panonychus ulmi* e seu inimigo natural *Neoseiulus californicus* (AFP) e sem ácaro (SA), no município de Bento Gonçalves, Rio Grande do Sul.

Tratamento	Corpo de prova do tipo fio de corte (TA53)			Corpo de prova do tipo cilindro (TA39)		
	Dureza (g)	Trabalho na dureza (mJ)	Deformação na dureza (mm)	Dureza (g)	Trabalho na dureza (mJ)	Deformação na dureza (mm)
AF	474,50±14,85 ^{e*}	23,80±0,71 ^c	7,38±0,55 ^a	454,50±23,33 ^{bc}	21,80±0,42 ^{ab}	7,48±0,81 ^{ab}
	912,50±10,61 ^{bc}	27,65±0,35 ^b	7,72±0,40 ^a	608,50±3,54 ^a	18,85±0,35 ^{abc}	7,00±0,77 ^{bcd}
	83,50±4,95 ^{cd}	24,90±0,14 ^c	7,94±0,01 ^a	385,50±40,31 ^c	16,10±2,26 ^c	6,99±0,78 ^{cd}
Média	740,17±10,14	25,45±0,60	7,68±0,32	482,83±22,39	18,92±1,01	7,16±0,79
AFP	867,50±16,26 ^{bd}	21,25±0,35 ^d	7,13±0,75 ^a	655,50±43,13 ^a	22,90±1,98 ^a	7,45±0,28 ^{abc}
	949,00±33,94 ^{ab}	28,00±0,28 ^b	7,85±0,13 ^a	579,00±72,12 ^{ab}	18,30±1,27 ^{abc}	7,00±0,50 ^{bcd}
	437,00±42,43 ^e	15,90±0,14 ^e	5,45±0,31 ^b	667,50±24,75 ^a	11,35±0,64 ^d	7,70±0,08 ^a
Média	751,17±30,88	21,72±0,26	6,81±0,40	634,00±46,67	17,52±1,30	7,38±0,29
SA	1021,50±10,61 ^a	30,80±1,13 ^a	7,94±0,01 ^a	702,50±31,82 ^a	21,75±0,49 ^{ab}	7,22±0,61 ^{abcd}
	471,00±55,15 ^e	19,75±1,06 ^d	7,11±0,73 ^a	440,50±16,26 ^{bc}	17,25±0,07 ^{bc}	7,28±0,59 ^{abc}
	767,00±12,73 ^d	25,05±0,64 ^c	7,95±0,01 ^a	430,00±9,90 ^c	20,70±0,99 ^{ab}	6,75±0,77 ^d
Média	753,17±26,16	25,20±0,94	7,67±0,25	524,33±19,33	19,90±0,52	7,08±0,66

* Médias seguidas de mesma letra entre as colunas não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey ($p < 0.05$).

O parâmetro de cor de luminosidade (L^*) na polpa foi maior no início e fim do período de maturação em SA, e menor valor no início da maturação em AF (Tabela 2). Na casca, AFP apresentou maior valor na primeira semana da colheita, como também no fim juntamente com SA, e menor valor em AF no início e fim do amadurecimento. Conforme o parâmetro de cor a^* , a maior tonalidade vermelha na polpa se concentra em SA na segunda semana de maturação, com menor valor no início da maturação em AFP. A casca da uva Merlot submetida ao tratamento SA apresentou o maior valor para a^* na segunda semana de coleta, e no tratamento AF esse parâmetro aumentou nas últimas duas semanas, com menor valor ao longo de todo o período de amadurecimento no tratamento AFP. Para o parâmetro de cor b^* , a maior tonalidade azul na polpa foi nas uvas submetidas ao tratamento AF, e menor valor no tratamento SA. Na casca o maior valor foi no final da maturação no tratamento SA, e o menor valor desse parâmetro foi no tratamento AFP ao longo de todo o período do amadurecimento. Observou-se que ao longo da maturação, os tratamentos variaram em relação à cor, com destaque para os tratamentos AF e SA, indicando que plantas sem e com ácaros *P. ulmi* possuem tonalidades de cor mais intensas que as plantas com controle biológico.

Tabela 2 - Parâmetro de cor na casca e polpa de uvas da varietal Merlot mantidas em vinhedos com *Panonychus ulmi* (AF), com *Panonychus ulmi* e seu inimigo natural *Neoseiulus californicus* (AFP) e sem ácaro (SA), no município de Bento Gonçalves, Rio Grande do Sul. (eixos a*: vermelho (+) para o verde (-), b*: amarelo (+) para azul (-) e L: luminosidade de escura a clara, variando de 0 a 100) da casca e polpa da uva Merlot.

Tratamento	L* (polpa)	L* (casca)	a* (polpa)	a* (casca)	b* (polpa)	b* (casca)
AF	20,12±0,06 ^h	17,76±0,06 ^c	4,07±0,06 ^c	0,78±0,06 ^c	-2,72±0,06 ^a	-1,75±0,06 ^c
	26,06±0,03 ^c	19,04±0,02 ^b	4,16±0,01 ^d	0,84±0,02 ^{bc}	0,98±0,06 ^e	-2,05±0,02 ^b
	25,02±0,02 ^e	16,56±0,05 ^e	2,90±0,03 ^f	0,88±0,01 ^b	-2,20±0,09 ^c	-1,08±0,03 ^e
AFP	21,10±0,06 ⁱ	20,14±0,06 ^a	1,08±0,06 ^h	0,67±0,06 ^d	-2,52±0,06 ^b	-0,11±0,06 ^g
	24,51±0,02 ^f	17,78±0,03 ^c	5,32±0,02 ^b	0,29±0,01 ^e	-0,55±0,05 ^g	-1,50±0,04 ^d
	25,61±0,02 ^d	18,82±0,05 ^b	4,13±0,05 ^{cd}	0,22±0,04 ^f	-0,85±0,03 ^f	-1,10±0,01 ^e
SA	26,49±0,06 ^a	17,86±0,01 ^c	3,52±0,03 ^e	0,89±0,01 ^b	1,89±0,07 ^d	-0,43±0,01 ^f
	24,01±0,02 ^g	17,57±0,04 ^d	8,27±0,02 ^a	1,58±0,03 ^a	0,54±0,04 ^g	-1,51±0,04 ^d
	26,15±0,08 ^b	19,11±0,03 ^b	1,57±0,02 ^g	0,65±0,03 ^d	0,27±0,09 ^h	-2,17±0,01 ^a

* Médias seguidas de mesma letra entre as colunas não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey ($p < 0.05$).

As alterações do teor de açúcar, pH e acidez titulável durante o amadurecimento das uvas são mostradas na Tabela 3. O teor de açúcar (°Brix) foi maior nas primeiras semanas do período de amadurecimento para as uvas da varietal Merlot submetidas aos tratamentos AF e AFP, e o menor teor foi verificado nas uvas do tratamento SA. No final da maturação o teor de açúcar foi semelhante nas uvas dos três tratamentos. Os valores de pH aumentaram durante o amadurecimento das uvas Merlot dos três tratamentos, com maiores valores na uva mantida em vinhedo AF ao longo de todo o período da maturação e na uva submetida a AFP na última semana de amadurecimento. A acidez titulável apresentou um decréscimo com o amadurecimento dos frutos, com maior teor na uva Merlot submetida ao tratamento AFP no início da maturação. O teor de acidez mais baixo foi notado nas duas primeiras semanas no tratamento AF e na última semana no tratamento AFP e SA. Observou-se que houve uma relação inversa entre os valores de pH e de acidez titulável das uvas da varietal Merlot durante a maturação submetidas aos três diferentes tratamentos. As plantas mantidas em AF e AFP apresentaram maiores teores de açúcar, pH e acidez nos frutos, se comparado às plantas em SA.

Tabela 3 - Parâmetros de teor de açúcar, pH e acidez titulável na casca e polpa de uvas da varietal Merlot mantidas em vinhedos com *Panonychus ulmi* (AF), com *Panonychus ulmi* e seu inimigo natural *Neoseiulus californicus* (AFP) e sem ácaro (SA), no município de Bento Gonçalves, Rio Grande do Sul.

Tratamento	Açúcar (°Brix)	pH	Acidez titulável (g de ácido tartárico/100 g)
AF	17,83±0,29 ^{bc}	3,11±0,02 ^a	0,99±0,01 ^e
	17,83±0,29 ^{bc}	3,12±0,01 ^a	0,90±0,01 ^{de}
	18,83±0,29 ^a	3,15±0,01 ^a	0,87±0,01 ^c
AFP	17,83±0,29 ^{bc}	2,91±0,01 ^d	1,24±0,01 ^a
	18,33±0,29 ^{ab}	3,05±0,01 ^b	0,93±0,02 ^d
	18,33±0,29 ^{ab}	3,12±0,02 ^a	0,86±0,01 ^e
SA	17,17±0,29 ^d	2,91±0,02 ^d	1,06±0,01 ^b
	17,33±0,29 ^{cd}	2,99±0,01 ^c	0,97±0,01 ^c
	18,33±0,29 ^{ab}	3,03±0,01 ^{bc}	0,87±0,01 ^e

* Médias seguidas de mesma letra entre as colunas não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey (p < 0.05).

Os resultados dos compostos bioativos ao longo do amadurecimento dos frutos são apresentados na Tabela 4. A composição de fenóis totais em diferentes épocas de colheita foi maior na polpa da uva Merlot no início e no final da maturação em AFP, e menor nas plantas SA e AF, nas últimas semanas de coleta. Nas cascas das uvas, os maiores teores de fenóis foram nos tratamentos AFP e AF durante todo o período da maturação, e o menor valor foi observado nas cascas das uvas do tratamento SA. A concentração de flavonoides em extratos de polpa e casca das uvas variou durante a maturação, com maiores valores na polpa no início da coleta e na casca nas últimas semanas do tratamento AFP, já o tratamento SA apresentou o menor teor de flavonoides, tanto na polpa quanto na casca do fruto. As antocianinas não foram detectadas nas polpas, se destacando nas cascas das uvas, com menor concentração em SA durante a maturação e maiores teores nas uvas das videiras em AFP.

Resveratrol não foi detectado nas polpas das uvas. Esse composto bioativo foi encontrado apenas na casca, com menores valores na uva da varietal Merlot mantida em AF, indicando as consequências do ataque de ácaros fitófagos nas plantas. Por outro lado, as uvas mantidas em AFP apresentaram maiores concentrações de resveratrol ao longo de todo o período de amadurecimento do fruto. O teor de antioxidantes pelo método do DPPH apresentou maior concentração na polpa e na casca da uva submetida ao tratamento AFP durante as primeiras semanas coletadas. Na polpa o menor teor foi observado no tratamento AF. Nas cascas os menores valores foram em AF e SA. Em relação ao teor de antioxidantes pelo método do ABTS não foram detectados nas polpas dos frutos. Foram verificados nas cascas, com valores semelhantes durante toda a maturação em AF, no final do tratamento AFP e no início de SA. A maior concentração de compostos fenólicos foi nas plantas com tratamento AFP, mostrando que o controle do ácaro predador sobre o ácaro fitófago aumenta os teores dos compostos bioativos, já o ataque das plantas com ácaros fitófagos diminui a qualidade do fruto, influenciando negativamente na composição das uvas.

Tabela 4 - Parâmetros de fenóis totais, flavonóides, antocianinas, resveratrol e antioxidante DPPH e ABTS na casca e polpa de uvas da varietal Merlot mantidas em vinhedos com *Panonychus ulmi* (AF), com *Panonychus ulmi* e seu inimigo natural *Neoseiulus californicus* (AFP) e sem ácaro (SA), no município de Bento Gonçalves, Rio Grande do Sul.

Tratamento	Fenóis totais (mg ácido gálico/100 g)		Flavonoides (mg catequina/100 g)		Antocianinas (mg cyanidin-3-glucoside chloride/100 g)		Resveratrol (mg/L)		Antioxidante DPPH (mg trolox/100 g)		Antioxidante ABTS (µM trolox/g)	
	Polpa	Casca	Polpa	Casca	Polpa	Casca	Polpa	Casca	Polpa	Casca	Polpa	Casca
	AF	13,73±0,23 ^b	279,30±0,92 ^b	3,61±0,02 ^b	77,96±0,63 ^d	ND	6,91±0,19 ^c	ND	0,067±0,025 ^e	848,27±8,80 ^d	902,91±6,85 ^e	ND
	10,45±0,14 ^e	281,77±1,29 ^{ab}	2,04±0,03 ^d	84,42±0,46 ^c	ND	6,48±0,06 ^d	ND	0,010±0,002 ^f	821,60±5,16 ^e	850,22±10,01 ^f	ND	37,97±23,03 ^{abc}
	10,42±0,18 ^e	284,56±1,29 ^a	1,58±0,03 ^{ef}	83,96±0,83 ^c	ND	7,70±0,05 ^b	ND	0,080±0,001 ^d	1046,67±4,91 ^b	1074,64±9,01 ^a	ND	38,78±24,59 ^{ab}
AFP	15,25±0,36 ^a	175,09±1,06 ^e	3,98±0,04 ^a	52,97±0,82 ^e	ND	4,36±0,22 ^e	ND	0,924±0,006 ^a	1058,38±7,39 ^a	1016,10±4,91 ^c	ND	31,96±5,10 ^c
	10,36±0,14 ^e	278,43±2,15 ^b	1,08±0,02 ^g	87,64±0,80 ^b	ND	7,77±0,20 ^b	ND	0,092±0,004 ^c	1037,57±6,85 ^b	1072,04±6,85 ^a	ND	39,99±26,83 ^a
	11,06±0,27 ^d	284,84±1,87 ^a	1,25±0,07 ^{fg}	91,30±1,23 ^a	ND	8,09±0,02 ^a	ND	0,092±0,003 ^c	1021,30±9,82 ^c	1057,08±7,39 ^b	ND	39,05±25,10 ^{ab}
SA	12,33±0,27 ^d	194,14±1,19 ^d	2,91±0,02 ^c	49,48±1,27 ^f	ND	4,66±0,05 ^e	ND	0,909±0,005 ^b	1038,87±7,89 ^b	989,43±5,16 ^d	ND	33,97±13,59 ^{abc}
	9,99±0,19 ^e	267,62±1,07 ^c	1,62±0,02 ^e	81,94±1,66 ^c	ND	6,68±0,12 ^{cd}	ND	0,074±0,001 ^{de}	845,02±7,04 ^d	857,38±13,84 ^f	ND	37,94±22,97 ^{abc}
	11,39±0,28 ^d	163,61±2,23 ^f	2,19±0,02 ^d	44,46±1,34 ^g	ND	3,61±0,03 ^f	ND	0,080±0,001 ^d	980,32±6,27 ^c	1017,40±6,85 ^c	ND	32,65±8,89 ^{bc}

* Médias seguidas de mesma letra entre as colunas não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey ($p < 0.05$).

4. Discussão

A análise de textura consiste em verificar em um alimento suas características mecânicas, aplicando de maneira instrumental sucessivas forças deformantes, em uma simulação da ação de compressão e cortes. A textura, juntamente com as características sensoriais, é considerada atributos de qualidade que caracterizam as frutas (Chen e Opara, 2013). Avaliando as bagas das videiras com e sem ácaros, a deformação na dureza apresentou resistência semelhante entre as amostras empregando a ponta de prova do tipo fio de corte (TA53), a qual simula uma mordida. Com base no trabalho realizado por Segade et al. (2008), que analisaram 13 variedades de uvas vermelhas (*Vitis vinifera*), os autores concluíram que não há diferença significativa entre os valores de textura das amostras, e conforme os nossos resultados, verificou-se que o ataque de ácaros nas plantas não influenciou na deformação do fruto. Porém na ponta de prova do tipo cilindro (TA39), os resultados da deformação na dureza foram semelhantes no início da maturação, porém no final do amadurecimento a maior deformação foi nos frutos de AFP e menor em SA. No estudo de Rolle et al. (2011), houve diferença na espessura da casca das uvas analisadas (*Vitis vinifera*), nas quais as suas propriedades mecânicas podem ser marcadores de variedades. Assim, conforme a ponta de prova do tipo cilindro, observamos que os ácaros atuam na planta no decorrer do seu período de amadurecimento, podendo relacionar a firmeza da casca com a existência do controle biológico. A deformação é uma característica que pode influenciar na textura desejável das uvas, limitando sua aceitação comercial, e por outro lado, a espessura e a firmeza da casca contribuem para a resistência aos patógenos fúngicos, identificado na ponta TA39, no final do amadurecimento do fruto.

O teste aplicado do trabalho na dureza relacionado com a força de ruptura do fruto, na ponta de prova do tipo fio de corte (TA53), se obteve o maior resultado em SA, com $30,80 \pm 1,13$ mJ e menor valor em AFP, com $15,90 \pm 0,14$ mJ. Na ponta de prova tipo cilindro (TA39), os resultados foram significativamente semelhantes nas duas primeiras semanas de maturação entre todos os tratamentos, porém no final o valor mais elevado em SA e menor em AFP. Torchio et al. (2010) encontraram valores de $7,895 \pm 1,813$ a $11,802 \pm 2,911$ mJ nas amostras de uva de *Vitis vinifera* da varietal Barbera, e verificaram que o aumento do teor de sólidos solúveis não altera os parâmetros de dureza da casca, porém interfere no aumento da espessura da casca. No nosso estudo, observou-se que com o aumento do teor de sólidos solúveis, o trabalho da dureza durante o amadurecimento foi bem variável entre os tratamentos, não sendo um fator que interferiu nas amostras. O comportamento da espessura

foi semelhante entre todas as amostras e durante a maturação, sem alteração significativa, porém com uma força de trabalho maior nas uvas analisadas das videiras em SA, possuindo uma capacidade menor de ruptura da baga, sendo um fator positivo na qualidade dos frutos, pois mantém a polpa da baga mais protegida. As plantas com ácaros fitófagos e predadores podem apresentar uma maior fragilidade da casca no final da maturação, fator desfavorável para o fruto, pois danos nas bagas, como as rupturas, são defeitos graves, podendo alterar as condições físicas, bioquímicas, cor e aroma do fruto, porém foi observado que nas duas primeiras semanas de maturação, os frutos das videiras AF e AFP apresentaram o mesmo comportamento de SA.

A cor é um dos componentes de qualidade mais importantes nos frutos, e está associada ao seu amadurecimento (Pathare et al. 2013). Para análise de cor, os eixos a^* e b^* formam um ângulo reto, representando a tonalidade de cor. O parâmetro a^* indica a variação de vermelho (+) para o verde (-), e b^* indica a variação de amarelo (+) para azul (-), e o eixo L^* é perpendicular ao plano a^*b^* , indicando a luminosidade de escura a clara, variando de 0 a 100 (Commission Internationale de l'Eclairage, 1996). A cor foi determinada para avaliar o comportamento da tonalidade dos frutos durante os estágios de maturação e a ação causada pelos ácaros. Nas uvas do tratamento SA notou-se maior luminosidade e maior tonalidade vermelha e azul, porém durante os estágios de maturação, os frutos AF também apresentaram uma maior intensidade de cor. Fava et al. (2011) obtiveram valores de $34,5 \pm 2,7$ para L^* , $0,7 \pm 0,5$ para a^* e $-3,9 \pm 0,6$ para b^* para a uva Isabella (*Vitis Labrusca L.*), e concluíram que a maior intensidade de roxo das uvas é atribuída a concentração de antocianinas, que são responsáveis pela coloração vermelho, azul e roxo das frutas. Nas bagas das plantas com controle biológico dos ácaros, foi observada uma maior concentração de antocianinas que nas bagas das videiras sem ácaros, não havendo uma relação com a cor, já que as bagas sem ácaros apresentaram uma tonalidade maior e mais intensa, no qual a análise de cor não foi influenciada pelo maior teor de antocianinas nos frutos no nosso trabalho. Durante a maturação, os valores de cor variaram entre os níveis de amadurecimento, e como é um fator que é influenciado pelo *terroir*, pode ser que haja diferença entre os níveis devido a baga selecionada do cacho da planta estar em maior ou menor contato com os agentes do *terroir*, principalmente dos raios solares, ocasionando a diferença entre os valores (Zhang et al., 2015).

As frutas são conhecidas como alimentos ácidos, com valores de pH baixos, e por isso são resistentes à maior parte da deterioração microbiana, porém os fungos podem crescer nessas condições (Bozkurt et al., 2016). A polpa da uva é um produto não fermentado e não

diluído, com valores mínimos para sólidos solúveis de 14 °Brix, pH de 2,9 e acidez total (expressa em ácido tartárico) superior a 0,41 g/ 100 g (Brasil 2000). Todos os resultados das amostras de uvas analisadas dos três tratamentos se encontram de acordo com os requisitos da legislação brasileira vigente. As uvas Merlot submetidas aos tratamentos AF e AFP possuem valores significativamente semelhantes de °Brix, e de acordo com o estudo realizado por Andjelkovic et al. (2013) em uvas Vranac. Nesse trabalho os autores observaram que o teor de açúcar aumenta com o estágio da maturação, iniciando em 11,5 com valor final de 24 °Brix. No nosso estudo, o valor de °Brix também aumentou com o amadurecimento dos frutos, iniciando em 17,17 com valor final de 18,83 °Brix. A doçura das frutas depende da composição e do tipo de açúcar presente, como também do teor de sólidos totais, pH, acidez e tamanho dos frutos, variando com a nutrição da planta, clima e solo. A maturidade do fruto também é um fator importante, no qual o seu metabolismo é acelerado, ocorrendo à hidrólise dos carboidratos de reserva em açúcares de menor massa molecular, resultando em uma maior doçura (Nookaraju et al., 2010). Possivelmente, as plantas com ação dos ácaros fitófagos e predadores possuem um metabolismo mais acelerado que as plantas sem ácaros, por isso o maior teor de açúcar durante o período de maturação.

O pH e a acidez são parâmetros que apresentam relação inversa durante o amadurecimento das frutas (Walker e Blackmore 2012). No trabalho, durante o período de amadurecimento o comportamento foi proporcional, com pH aumentando da primeira a última semana de colheita, com maiores valores para os frutos das plantas submetidas aos tratamentos AF e AFP, e a acidez diminuindo, com maior teor para as uvas do tratamento AFP. A diminuição da acidez e o aumento gradativo do pH no decorrer da maturação da uva são devido ao processo de respiração celular, à diluição dos ácidos orgânicos pelo aumento do tamanho da baga e à sua salificação (Rizzon e Miele 2002). Esses resultados corroboram aos obtidos por Andjelkovic et al. (2013), que verificaram que após o período do *Veraison* há mudanças fisiológicas nas bagas, aumentando a concentração de açúcar e pH, com redução da acidez. Rolle et al. (2015) encontraram valores de $19,2 \pm 0,4$ a $22,2 \pm 0,1$ °Brix para as variedades de uvas, pH de $3,66 \pm 0,01$ a $3,73 \pm 0,00$, e acidez de $4,11 \pm 0,19$ a $4,35 \pm 0,11$ g/L de ácido tartárico, com valores acima dos encontrados no nosso estudo, podendo ser devido aos tipos de variedades que foram analisadas. Estes autores concluíram que a qualidade sensorial das uvas depende do teor de açúcar, acidez, região e estação. Esses resultados mostram que os ácaros causam efeitos no pH e acidez do fruto, com valores maiores que nas bagas de plantas sem ácaros, podendo ser devido a ação dos ácaros nas uvas das videiras, estimulando os componentes químicos fundamentais na maturação dos frutos e na sua qualidade.

Os compostos fenólicos são responsáveis pelas características sensoriais e propriedades antioxidantes das uvas, removendo os radicais livres e íon metálicos, e são afetados pelos fenômenos físicos, químicos e bioquímicos (Mulero et al. 2015). Estudos mostram a relação entre o consumo de suco de uva e a redução de doenças crônicas, de Alzheimer, redução do colesterol de baixa densidade e ação antibacteriana (Genova et al. 2016). Observou-se que a maior concentração de fenólicos na polpa foi no tratamento AFP ($15,25 \pm 0,36$ mg ácido gálico/100 g) no início da maturação, e na casca das uvas nos tratamentos AF ($281,77 \pm 1,29$ e $284,56 \pm 1,29$ mg ácido gálico/100 g) e AFP ($284,84 \pm 1,87$ mg ácido gálico/100 g) no final do amadurecimento. Com base no trabalho de Khederi et al. (2014), analisando a resistência de videiras a *Colomerus vitis* (Pagenstecher) (Eriophyidae), verificaram que seus mecanismos para induzir modificações no perfil fenólico ainda não são claros como também sobre as respostas bioquímicas das plantas, obtendo uma concentração de $0,12 \pm 0,02$ mg/100 g ácido gálico na baga com presença do ácaro. No nosso trabalho, os valores encontrados são superiores ao trabalho de Khederi et al. (2014), podendo ser devido a varietal e ao *terroir* da região. Verificou-se que a planta responde bioquimicamente no teor de fenólicos com controle biológico aplicado do *P. ulmi* por *N. californicus*, comparado às plantas nos tratamentos SA e AF, pois foram observadas menores concentrações de fenóis na polpa de AF ($10,45 \pm 0,14$ e $10,42 \pm 0,18$ mg ácido gálico/100 g) e SA ($9,99 \pm 0,19$ mg ácido gálico/100 g), e na casca de SA ($163,61 \pm 2,23$ mg ácido gálico/100 g) nas últimas semanas de maturação. Durante a maturação houve uma diminuição da concentração de fenóis nas polpas de todos os tratamentos, já nas cascas com controle biológico e ataque de ácaros fitófagos houve um aumento, sendo observado também na varietal Syrah analisada por Favero et al. (2011), no qual os compostos são acumulados no fruto durante o ciclo do verão. O aumento do teor de fenóis após infestação de ácaros também foi registrado em frutos de azeitona infestados por *Aculus olearius* Castagnoli e *Aceria oleae* Nalepa (Eriophyidae) (Cetin et al. 2010), com valores de duas coletas de $111,73 \pm 20,79$ e $123,80 \pm 22,18$ m/kg em plantas afetadas com ácaros, e não danificado de $105,72 \pm 10,32$ e $129,46 \pm 25,87$ mg/kg. Livinali et al. (2014) avaliaram parâmetros químicos em morangos infestados com o ácaro *Tetranychus urticae* Koch e *Phytoseiulus macropilis* Banks, obtendo maior teor de compostos fenólicos em plantas com controle biológico. Os resultados obtidos nestes trabalhos e com o nosso estudo mostram que o controle biológico é uma alternativa adequada à produção, com concentração elevada de fenóis, comparado aos frutos de plantas sem ácaros, auxiliando na sua qualidade. O aumento do nível fenólico nas plantas infestadas com ácaros pode estar relacionado às reações fenólicas com proteínas.

Os flavonoides apresentam capacidades antioxidantes e redutoras, determinadas pelo anel aromático, estando envolvidos na prevenção de doenças alérgicas, inflamatórias, cardiovasculares, degenerativas e cancerígenas (Azuma et al. 2012). No trabalho, as maiores concentrações de fenólicos foram na polpa e casca das uvas AFP, obtendo valores de $3,98 \pm 0,04$ e $91,30 \pm 1,23$ mg catequina/100 g, respectivamente, já os menores teores foram na casca do tratamento SA, com $44,46 \pm 1,34$ mg catequina/100 g. Vásquez et al. (2008) estudaram *Oligonychus punicae* Hirst (Tetranychidae) em videiras com folhas infestadas e sem ácaros, e observaram que quanto maior o teor de flavonoides, menor a fecundidade dos ácaros. Khederi et al. (2018) avaliaram o impacto de *Colomerus vitis* em folhas de uvas, no qual o teor de flavonoides foi irregular dentre as variedades, com aumento na maioria das plantas infestadas com ácaros. Torchio et al. (2010) observaram que com o aumento do teor de açúcar, as concentrações de flavonoides aumentaram, obtendo 5301 ± 293 a 7820 ± 416 mg catequina/kg. Os flavonoides são compostos de menor massa molecular que ocorrem nas plantas, ligados a sacarídeos, na forma de glicosídeos ou aglicona. A glicosilação torna os flavonoides menos reativos e mais polares, exercendo função de proteção à planta, prevenindo danos citoplasmáticos, armazenando os flavonoides nos vacúolos celulares (Corradini et al. 2011). Portanto, nos frutos analisados em plantas com controle biológico, os ácaros podem exercer efeito maior nos carboidratos da planta, e com isso os flavonoides possuem maior possibilidade de se ligarem aos sacarídeos, aumentando a sua concentração. Durante o período de maturação, os teores de flavonoides diminuíram na polpa nos três tratamentos, e aumentaram na casca nas plantas dos tratamentos AF e AFP, com diminuição no tratamento SA. A etapa de amadurecimento das frutas é um processo complexo, e a casca é o local que ocorre a síntese dos principais compostos, iniciando antes do verão e aumentando durante o amadurecimento das bagas, conforme o trabalho realizado por Ivanova et al. (2011), nas cascas das uvas Merlot.

As antocianinas constituem a maior porcentagem de compostos fenólicos em uvas e são responsáveis pela cor azul, violeta e vermelho nas frutas, com maior proporção na casca (Yamamoto et al. 2015) e são sensíveis a fatores ambientais como pH, temperatura, luz, oxigênio, íons metálicos, dióxido de enxofre, ácido ascórbico e enzimas (He et al. 2016). No trabalho, a concentração de antocianinas não foi detectada nas polpas, se destacando principalmente nas cascas das uvas, obtendo menor concentração no tratamento SA, $3,61 \pm 0,03$ mg *cyanidin-3-glucoside chloride*/100 g, e maior teor nas bagas da videira com controle biológico (AFP) de $8,9 \pm 0,02$ mg *cyanidin-3-glucoside chloride*/100 g. Torchio et al. (2010) observaram que com o aumento do teor de açúcar, os valores de antocianinas

aumentaram, de 1684 ± 150 a 2705 ± 150 mg/kg *malvidine-3-glucoside chloride*. As concentrações de antocianinas e acidez total alteram a medida que as bagas amadurecem, definidos pelos teores de sólidos solúveis totais (expresso em °Brix). As concentrações desses componentes são afetadas pelos fatores climáticos e são fundamentais na colheita final das uvas (Barnuud et al. 2014). No nosso trabalho, observou-se que com o avanço da maturação dos frutos, o teor de açúcar e a concentração de antocianinas aumentaram. Nas uvas dos tratamentos AF e AFP observou-se uma maior concentração de açúcar, já no tratamento SA foi encontrado uma menor concentração de açúcar, estando relacionado ao teor de antocianinas, pois sua maior concentração foi na uva da planta com controle biológico (Kennedy et al. 2002).

O resveratrol é um dos principais compostos presente nas uvas, protege contra tumores intestinais e diminui a acumulação de lipídeos (Dumitriu et al. 2015), efeito cardioprotetor, neuro-protetor, antioxidantes, anti-inflamatório, anti-carcinogênico e anti-obesidade (Davidov-Pardo e McClements,2015). No estudo não foi detectado resveratrol nas polpas das uvas. Verificou-se a presença desse composto principalmente na casca das uvas, com concentrações menores nos frutos do tratamento AF, indicando as consequências do ataque de ácaros fitófagos nas plantas, pois níveis menores de resveratrol na casca da uva é consequência da resposta às infecções por fungos e estresse fisiológico (Revilla e Ryan 2000). A irradiação UV nas uvas demonstra aumentar o conteúdo de resveratrol (Singh et al. 2015). Versari et al. (2001) mostraram em seu estudo que o teor de resveratrol aumentou durante a maturação, obtendo no final da colheita $39,5$ µg/g, e confirmam que o resveratrol pode estar relacionado à infecção por fungos cinzentos. Neste estudo verificamos que o valor de resveratrol foi variável durante a maturação, mas com níveis mais elevados na primeira semana de coleta, diminuindo com o amadurecimento, mas se mantendo estável no final da colheita.

Os compostos antioxidantes, que atuam contra os radicais livres, são responsáveis pela qualidade da uva, contribuindo nas características organolépticas, como cor, adstringência e sabor (Gris et al. 2013). A análise de atividade antioxidante avalia o potencial bioativo de vegetais. Diferenças na atividade antioxidante em alguma varietal se deve a variação dos compostos fenólicos (Lingua et al. 2016). Os compostos antioxidantes, que atuam contra os radicais livres, são responsáveis pela qualidade do vinho, contribuindo nas características organolépticas, como cor, adstringência e sabor (Gris et al. 2013). No método do DPPH, a maior concentração de antioxidantes na polpa e na casca da uva foram no tratamento AFP durante a maturação, com valores de $1058,38\pm7,39$ e $1072,04\pm6,85$ mg trolox/100 g,

respectivamente, e menores teores no tratamento AF $821,60 \pm 5,16$ e $850,22 \pm 10,01$ mg trolox/100 g, respectivamente. No método ABTS não foram detectados antioxidantes nas polpas dos frutos, mas foram quantificados nas cascas, com valores semelhantes entre os tratamentos. A maior concentração de fenóis totais foi observada na uva das plantas com tratamento AFP, confirmando com a maior concentração de antioxidantes nos frutos, pois os resultados de fenóis totais contribuem para a capacidade antioxidante dos frutos. Conforme trabalho de Xu et al. (2010), no qual analisaram a atividade antioxidante de cascas de uvas, verificaram que a maior concentração de antioxidantes se deve a maiores teores de fenóis, e as diferenças entre os métodos é devido aos mecanismos de reação. O DPPH é um radical orgânico estável, utilizado na determinação de compostos isolados, e os antioxidantes podem removê-lo via transferência de elétrons ou átomos de hidrogênio, e casca da uva interage mais eficiente com os radicais DPPH, obtendo os maiores teores (Katalinic et al. 2004). A casca da uva possui um complexo sistema antioxidante endógeno que auxilia na proteção dos danos oxidativos, podendo ser comprometido pelo estresse oxidativo, causado pela radiação UV e por poluentes (Soto et al. 2015). Conforme a maturação da uva avançou, observou-se que os teores de antioxidantes aumentaram na casca, empregando o método DPPH, em todos os tratamentos, e em AF e AFP, empregando o método ABTS, correlacionando com o aumento dos fenóis no decorrer da maturação nas mesmas amostras. Pode-se observar o efeito positivo da ação do controle biológico de ácaros nos frutos, influenciando no teor de compostos fenólicos, já plantas atacadas com ácaros fitófagos diminuem a qualidade do fruto, influenciando negativamente na composição das uvas.

5. Conclusão

Este estudo sugere que o controle biológico com ácaros predadores sobre ácaros fitófagos pode alterar a composição fenólica dos frutos das videiras, apresentando um efeito benéfico na composição do fruto, sendo um tratamento eficiente para minimizar a infestação dos ácaros fitófagos e aumentar a qualidade das uvas. Observou-se que a composição química é um fator que não é afetado pela infestação de ácaros, com teores de açúcar semelhante no final da maturação nas uvas dos três tratamentos, por outro lado a concentração da composição fenólica é maior em uvas das videiras com controle biológico e baixos valores são encontrados em plantas afetadas pelo ácaro fitófago (*P. ulmi*), os quais afetam o metabolismo das videiras, ocasionando estresses fisiológicos, diminuindo os teores dos seus compostos. O resveratrol é o principal composto bioativo, e foi encontrado principalmente na

casca das uvas, com menor valor nas uvas do tratamento AF, e as uvas mantidas no tratamento AFP apresentaram as maiores concentrações ao longo de todo o período de amadurecimento do fruto, fornecendo benefícios à videira, sem afetá-la.

Agradecimentos

Agradecemos ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) e a Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) (Código Financeiro 001) por fornecer bolsas de estudo. Agradecemos também ao Tecnovates, Universidade do Vale do Taquari - Univates e Secretaria do Desenvolvimento Econômico, Ciência e Tecnologia (SDECT) do Rio Grande do Sul pelo apoio financeiro.

Conflitos de interesse

Os autores declaram não ter nenhum conflito de interesses.

Referências

Andjelkovic M, Radovanovic B, Radovanovic A, Andjelkovic A M (2013) Changes in polyphenolic content and antioxidant activity of grapes cv vranac during ripening. South African Journal of Enology and Viticulture 34:147-155.

Aoac Official Method 2005.02 (2005) Total monomeric anthocyanin pigment content of fruit juices, beverages, natural colorants, and wines.

Apolinar-Valiente R, Williams P, Mazerolles G, Romero-Cascales I, Gómez-Plaza E, López-Roca J M, Ros-García J M, Doco T (2014) Effect of enzyme additions on the oligosaccharide composition of monastrell red wines from four different wine-growing origins in Spain. Food chemistry 156:151-159.

Azuma A, Yahkushiji H, Koshita Y, Kobayashi S (2012) Flavonoid biosynthesis-related genes in grape skin are differentially regulated by temperature and light conditions. Planta 236:1067–1080.

Barnuud N N, Zerihun A, Mpelasoka F, Gibberd M, Bates B (2014) Responses of grape berry anthocyanin and titratable acidity to the projected climate change across the western australian wine regions. *Internacional journal of biometeorology* 58:1279-1293.

Brasil. Instrução Normativa n° 01, de 07 de janeiro de 2000. Regulamento técnico geral para fixação dos padrões de identidade e qualidade para polpa de fruta. *Diário oficial da república federativa do Brasil* (pp. 54–58). Brasília, df, 10 jan. 2000, seção 1.

Bozkurt F, Tornuk F, Toker O S, Karasu S, Arici M, Durak M Z (2016) Effect of vaporized ethyl pyruvate as a novel preservation agent for control of postharvest quality and fungal damage of strawberry and cherry fruits. *Lwt – food Science and Technology* 65:1044-1049.

Cetin H, Arslan D, Ozcan A (2010) Influence of eriophyid mites (*aculus olearius castagnoli* and *aceria oleae (nalepa)* (acarina: eriophyidae) on some physical and chemical characteristics of ayvalık variety olive fruit. *Journal of the science of food and agriculture* 91:498–504.

Chen L, Opara U L (2013) Texture measurement approaches in fresh and processed foods — a review. *Food research international* 51:823–835.

Commission Internationale de L'Eclairage – Cie (1996). *Colourimetry* (2nd ed.). Vienna: Cie Publication.

Corradini E, Foglia P, Giansanti P, Gubbiotti R, Samperi R, Laganá A (2011) Flavonoids: chemical properties and analytical methodologies of identification and quantitation in foods and plants. *Natural product research* 25:469–495.

Costa C, Tsatsakis A, Mamoulakis C, Teodoro M, Briguglio G, Caruso E, Tsoukalas D, Margina D, Dardiotis E, Kouretas D, Fenga C (2017) Current evidence on the effect of dietary polyphenols intake on chronic diseases. *Food and chemical toxicology* 110:286-299.

Davidov-Pardo G, McClements D J (2015) Nutraceutical delivery systems: resveratrol encapsulation in grape seed oil nanoemulsions formed by spontaneous emulsification. *Food chemistry* 167:205-212.

Demaeght P, Osborne E J, Odman-Naresh J, Grbić M, Nauen R, Merzendorfer H, Clark R M, Leeuwen T V (2014) High resolution genetic mapping uncovers chitin synthase-1 as the target-site of the structurally diverse mite growth inhibitors clofentezine, hexythiazox and etoxazole in *Tetranychus urticae*. *Insect biochemistry and molecular biology* 51:52-61.

Dermauw W, Wybouw N, Rombauts S, Menten B, Vontas J, Grbic M, Clark R M, Feyereisen R, Leeuwen T V (2012) A link between host plant adaptation and pesticide resistance in the polyphagous spider mite *tetranychus urticae*. *Proceedings of the national academy of sciences* 110:113-122.

Duarte M E, Navia D, Santos L R D, Rideiqui P J S, Silva E S (2015) Mites associated with sugarcane crop and with native trees from adjacent atlantic forest fragment in brazil. *Experimental and applied acarology* 66:529-540.

Dumitriu D, Peinado R A, Peinado J, Lerma N L (2015) Grape pomace extract improves the in vitro and in vivo antioxidant properties of wines from sun light dried pedro ximénez grapes. *Journal of functional foods* 17:380-387.

Fava J, Hodara K, Nieto A, Guerrero S, Alzamora S M, Castro M A (2011) Structure (micro, ultra, nano), color and mechanical properties of *vitis labrusca* l. (grape berry) fruits treated by hydrogen peroxide, uv-c irradiation and ultrasound. *Food research international* 44:2938–2948.

Favero A C, Amorim D A D, Mota R V D, Soares A M, Souza C R D, Regina M D A (2011) Double-pruning of ‘syrah’ grapevines: a management strategy to harvest wine grapes during the winter in the brazilian southeast. *Vitis* 50:151–158.

Ferla N J, Botton M (2008) Ocorrência do ácaro vermelho europeu *Panonychus ulmi* (koch) (tetranychidae) associado à cultura da videira no rio grande do sul, brasil. *Ciência rural* 38:1758-1761.

Funayama K, Komatus M, Sonoda S, Takahashi I, Hara K (2015) Management of apple orchards to conserve generalist phytoseiid mites suppresses two-spotted spider mite, *Tetranychus urticae* (acari: tetranychidae). *Experimental and applied acarology* 65:43-54.

Gambacorta G, Trani A, Punzi R, Fasciano C, Leo R, Fracchiolla G, Faccia M (2017) Impact of ultrasounds on the extraction of polyphenols during winemaking of red grapes cultivars from southern italy. *Innovative food science and emerging technologies* 43:54-59.

Genova G, Tosetti R, Tonutti P (2016) Berry ripening, pre-processing and thermal treatments affect the phenolic composition and antioxidant capacity of grape (*vitis vinifera* L.) Juice. *Journal of the science of food and agriculture* 96:664–671.

Granato D, Carrapeiro M M, Fogliano V, Van R S M (2016) Effects of geographical origin, varietal and farming system on the chemical composition and functional properties of purple grape juices: a review. *Trends in food science & technology* 52:31-48.

Gris E F, Mattivi F, Ferreira E A, Vrhovsek U, Filho D W, Pedrosa R C, Bordignon-Luiz M T (2013) Phenolic profile and effect of regular consumption of brazilian red wines on *in vivo* antioxidant activity. *Journal of food composition and analysis* 31:31-40.

He Z, Zhu H, Xu M, Zeng M, Qin F, Chen J (2016) Complexation of bovine b-lactoglobulin with malvidin-3-o-glucoside and its effect on the stability of grape skin anthocyanin extracts. *Food chemistry* 209:234-240.

Holopainen J K, Gershenzon J (2010) Multiple stress factors and the emission of plant vocs. *Trends in plant science* 15:176-184.

Instituto Adolfo Lutz (2008) Métodos físico-químicos para análise em alimentos. 4ª edição. São paulo.

Ivanova V, Stefova M, Vojnoski B, Dörnyei Á, Márk L, Dimovska V, Stafilov T, Kilár F (2011) Identification of polyphenolic compounds in red and white grape varieties grown in r. Macedonia and changes of their content during ripening. *Food research international* 44:2851-2860.

Johann L, Ferla N J (2012) Mite (acari) population dynamics in grapevines (*vitis vinifera*) in two regions of rio grande do sul, brazil. *International journal of acarology* 38:386–393.

Karabhantanal S S, Udikeri S S, Vastrad S M, Wali S Y (2012) Bio efficacy of different acaricides against red spider mite, *tetranychus urticae* on grapes. *Pest management in horticultural ecosystems* 18:94-97.

Katalinic V, Milos M, Modun D, Musi I, Boban M (2004) Antioxidant effectiveness of selected wines in comparison with (+)-catechin. *Food chemistry* 86:593–600.

Kennedy J A, Matthews M A, Waterhouse A (2002) Effect of maturity and vine water status on grape skin and wine flavonoids. *American journal of enology and viticulture* 4:268–274.

Khederi S J, Khanjani M, Fayaz B A (2014) Resistance of three grapevine cultivars to grape erineum mite, *colomerus vitis* (acari: eriophyidae), in field conditions. *Persian journal of acarology* 3:63–75.

Khederi S J, Khanjani M, Fayaz G M, Panzarino O, Lillo E de (2018) Influence of the erineum strain of *colomerus vitis* (acari: eriophyidae) on grape (*vitis vinifera*) defense mechanisms. *Experimental and applied acarology* 75:1-24.

Lingua M S, Fabani M P, Wunderlin D A, Baroni M V (2016) In vivo antioxidant activity of grape, pomace and wine from three red varieties grown in argentina: its relationship to phenolic profile. *Journal of functional foods* 20:332-345.

Livinali E, Sperotto R A, Ferla N J, Souza C F V de (2014) Physicochemical and nutritional alterations induced by two-spotted spider mite infestation on strawberry plants. *Electronic journal of biotechnology* 17:193-198.

Martin T, Assogba-Komlan F, Sidick I, Ahle V, Chandre F (2010) An acaricide-treated net to control phytophagous mites. *Crop protection* 29:470–475.

Mensor L L, Menezes F S, Leitão G G, Reis A S, Santos T C, Coube C S, Leitão S G (2001) Screening of brazilian plant extracts for antioxidant activity by the use of dpph free radical method. *Phytotherapy research* 15:127-130.

Mulero J, Martínez G, Oliva J, Cermeño S, Cayuela G M, Zafrilla P, Martínez-Cachá A, Barba A (2015) Phenolic compounds and antioxidant activity of red wine made from grapes treated with different fungicides. *Food chemistry* 180:25-31.

Nookaraju A, Upadhyaya C P, Pandey S K, Young K E, Hong S J, Park S K, Park S W (2010) Molecular approaches for enhancing sweetness in fruits and vegetables. *Scientia horticulturae* 127:1-15.

Oiv (International Organization of vine and wine). Distribution of the world's grapevine varieties. 2017.

Pantelić M M, Zagorac D Č D, Davidović S M, Todić S R, Bešlić Z S, Gašić U M, Tešić Z L, Natić M M (2016) Identification and quantification of phenolic compounds in berry skin, pulp, and seeds in 13 grapevine varieties grown in serbia. *Food chemistry* 211:243-252.

Pathare P B, Opara U L, Al-said F A-J (2013) Colour measurement and analysis in fresh and processed foods: a review. *Food and bioprocess technology* 6:36-60.

Re R, Pellegrini N, Proteggente A, Pannala A, Yang M, Rice-Evans C (1999) Antioxidant activity applying in improved abts radical cation decolorization assay. *Free radical biology & medicine* 26:1231–1237.

Revilla E, Ryan J M (2000) Analysis of several phenolic compounds with potential antioxidant properties in grape extracts and wines by highperformance liquid chromatography–photodiode array detection without sample preparation. *Journal of chromatography a* 881:461-469.

Rizzon L A, Miele A (2012) Avaliação da cv. Merlot para elaboração de vinho tinto. *Ciência e tecnologia de alimentos* 22:192-198.

Rolle L, Giacosa S, Gerbi V, Novello V (2011) Comparative study of texture properties, color characteristics, and chemical composition of ten white table-grape varieties. *American journal of enology and viticulture* 62:49-56.

Rolle L, Torchio F, Giacosa S, Segade S R (2015) Berry density and size as factors related to the physicochemical characteristics of muscat hamburg table grapes (*vitis vinifera* L.). *Food chemistry* 173:105–113.

Segade S R, Rolle L, Gerbi V, Orriols I (2008) Phenolic ripeness assessment of grape skin by texture analysis. *Journal of food composition and analysis* 21:644–649.

Singh C K, Liu X, Ahmad N (2015) Resveratrol, in its natural combination in whole grape, for health promotion and disease management. *Annals of the new york academy of sciences* 1348:150-160.

Singleton V L, Orthofer R, Lamuela-raventós R M (1999) Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of folin-ciocalteu reagent. *Methods in enzymology* 299:152-178.

Soto M L, Falqué E, Domínguez H (2015) Relevance of natural phenolics from grape and derivative products in formulation of cosmetics. *Cosmetics* 2:259-276.

Torchio F, Cagnasso E, Gerbi V, Rolle L (2010) Mechanical properties, phenolic composition and extractability indices of barbera grapes of different soluble solids contents from several growing areas. *Analytica chimica acta* 660:183–189.

Vásquez C, Aponte O, Morales J, Sanabria M E, García G (2008) Biological studies of *oligonychus punicae* (acari: tetranychidae) on grapevine cultivars. *Experimental & applied acarology* 45:59-69.

Versari A, Parpinello G P, Tornielli G B T, Roberto F, Claudio G (2001) Stilbene compounds and stilbene synthase expression during ripening, wilting, and uv treatment in grape cv. Corvina. *J. Agric. Food chem* 49:5531–5536.

Villangó S Z, Szekeres A, Bencsik O, Láposi R, Pálfi Z, Zsófi Z S (2016) The effect of postveraison water deficit on the phenolic composition and concentration of the kékfrankos (*vitis vinifera* L.) Berry. *Scientia horticulturae* 209:113-116.

Walker R R, Blackmore D H (2012) Potassium concentration and pH inter-relationships in grape juice and wine of chardonnay and shiraz from a range of rootstocks in different environments. *Australian journal of grape and wine research* 18:183–193.

Xu C, Zhang Y, Cao L, Lu J (2010) Phenolic compounds and antioxidant properties of different grape cultivars grown in china. *Food chemistry* 119:1557-1565.

Yalcin H, Kavuncuoglu H, Ekici L, Sagdic O (2016) Determination of fatty acid composition, volatile components, physico-chemical and bioactive properties of grape (*vitis vinifera*) seed and seed oil. *Journal of food processing and preservation* 41:1-9.

Yamamoto L Y, Assis A M de, Roberto S R, Bovolenta Y R, Nixdorf S L, García-Romero E, Gómez-Alonso S (2015) Application of abscisic acid (*s-aba*) to cv. Isabel grapes (*vitis vinifera* × *vitis labrusca*) for color improvement: effects on color, phenolic composition and antioxidant capacity of their grape juice. *Food research international* 77:572-583.

Zhang P, Howell K, Krstic M, Herderich M, Barlow E W R, Fuentes S (2015) Environmental factors and seasonality affect the concentration of rotundone in *vitis vinifera* l. Cv. Shiraz wine. *Plos one* 10:1-21.

Zhishen J, Mengcheng T, Jianming W (1999) The determination of flavonoid contents in mulberry and their scavenging effects on superoxide radicals. *Food chemistry* 64:555-559.

5. RESULTADOS ADICIONAIS

Neste estudo foram coletadas folhas de diversas variedades para avaliar as populações acarinas em diferentes propriedades do Vale do Taquari e da Serra Gaúcha. As bagas foram utilizadas para avaliar comparativamente as características físico-químicas e o perfil dos compostos bioativos de uvas das variedades *V. vinifera* (Tannat, Merlot e Cabernet Sauvignon) e *V. labrusca* (Bordô, Couderc e Concord), mantidas em manejo convencional, sem presença de ácaros, em diferentes propriedades na região da Serra Gaúcha, municípios de Bento Gonçalves e Garibaldi, e na região do Vale do Taquari, municípios de Imigrante, Dois Lajeados e Putinga, no estado do Rio Grande do Sul, Brasil.

5.1 Ambiente de ensaio

A Tabela 10 apresenta as informações acerca das propriedades e cultivares avaliadas. As coletas foram realizadas em janeiro e fevereiro de 2018. Em cada propriedade foram selecionadas 15 plantas de onde foram retiradas bagas das videiras para a realização dos estudos. Para isso foram selecionadas três fileiras com cinco plantas em cada, iniciando a contagem a partir da quinta fileira da esquerda para a direita, intercalando a cada duas fileiras. As bagas da uva foram colhidas na metade e no final da maturação, e o material coletado foi acondicionado em sacos plásticos, armazenado em caixa de isopor e transportado até o Laboratório de Química da Univates.

Tabela 10 – Varietais, propriedades vitivinícolas, produtores, idade e sistema de produção de videiras avaliadas no Vale do Taquari e Serra Gaúcha, no estado do Rio Grande do Sul.

Espécie	Legenda	Varietal	Cidade	Produtor	Idade (anos)	Sistema
<i>Vitis labrusca</i>	BD1		Imigrante	A	3	
	BD2		Dois Lajeados	B	7	Latada
	BD3	Bordô	Putinga	C	16	
	BD4			D	15	
	BD5		Garibaldi	E	30	Espaldeira
	BD6			F	20	Latada
	CC1			G	5	
	CC2	Couderc	Dois Lajeados	B	7	Latada
	CD1			I	7	Latada
	CD2	Concord	Garibaldi	E	20	Espaldeira
	TT	Tannat	Dois Lajeados	H	5	Latada
	<i>Vitis vinifera</i>	CS1			E	18
CS2		Cabernet Sauvignon	Garibaldi	D	16	Espaldeira
MT1			Bento	J	7	
MT2			Gonçalves	K	10	Latada
MT3		Merlot		D	16	
MT4			Garibaldi	E	18	Espaldeira

5.2 Preparação e extração das amostras

No laboratório, três procedimentos distintos foram realizados com as bagas: a) esmagadas manualmente, o mosto extraído foi filtrado com o uso de papel filtro qualitativo e o filtrado utilizado para as análises de acidez, pH e açúcar, realizado logo após a coleta; b) uvas mantidas inteiras foram utilizadas para realizar as análises de cor e textura; c) das bagas das uvas, as cascas foram separadas da polpa, ambas congeladas a -12°C por trinta dias para análise dos compostos fenólicos, processada conforme Pantelić et al. (2016), as cascas foram submetidas à extração com etanol e as polpas foram filtradas para posterior análise.

5.3 Análise das características físico-químicas e do perfil de compostos bioativos

A análise de textura foi realizada pelo equipamento Texturômetro Brookfield modelo CT3 (Middleboro, MA, USA), analisando os parâmetros de dureza, trabalho na dureza e deformação por meio das pontas de prova TA53 (fio de corte, 0,33 mm diâmetro e 40 mm comprimento) e TA39 (cilindro, 2 mm diâmetro e 20 mm comprimento). A baga foi acoplada na base e realizou-se a avaliação a partir do corte com as pontas de prova, obtendo os resultados com o auxílio do software Texture Pro CT V 1.8.

A determinação da cor das cascas e polpas das uvas foi realizada utilizando o colorímetro da Konica Minolta, modelo CM-5 (Chiyoda, Tóquio, Japão). As leituras de cor foram realizadas pelo sistema Cielab, expressando nas escalas L*, a* e b*.

A determinação de pH foi realizada com o pHmetro digital Digimed modelo DM-22 (Presidente Prudente, São Paulo, Brasil). A acidez titulável foi realizada por titulação com NaOH 0,1 N e os resultados expressos em gramas de ácido tartárico/100 g. O teor de açúcar, a partir da concentração de sólidos solúveis (expresso em °Brix) foi determinado em refratômetro Akso modelo RHB32 (São Leopoldo, Rio Grande do Sul, Brasil). As metodologias foram realizadas conforme o Instituto Adolfo Lutz (2008).

O conteúdo de fenóis totais dos extratos da casca e da polpa das uvas foi determinado pelo método de Singleton et al. (1999), empregando o método de Folin Ciocalteu, por meio de leitura em espectrofotômetro Thermo Scientific modelo G 10S-UV-VIS (Waltham, Massachusetts, USA) em 760 nm, utilizando o ácido gálico como padrão.

A concentração de flavonoides foi determinada conforme o método de Zhishen et al. (1999), no qual realizou-se a leitura em espectrofotômetro Thermo Scientific modelo G 10S-UV-VIS (Waltham, Massachusetts, USA) em 510 nm, utilizando como padrão a catequina.

A determinação do teor de antocianinas foi realizada utilizando a diferença de pH conforme o método da AOAC 2005.02 (2005), medindo-se a absorbância em espectrofotômetro Thermo Scientific modelo G 10S-UV-VIS (Waltham, Massachusetts, USA) em 520 nm e 700 nm. A *cyanidin-3-glucoside chloride* foi utilizada como padrão.

O teor de resveratrol foi determinado através do método de Granato et al. (2016) com algumas modificações. A casca extraída com etanol e a polpa foram filtradas com auxílio de

filtro de petrifilme (PTFE) 0,45 μm , realizando a leitura em 320 nm no cromatógrafo líquido de alta eficiência (marca Shimadzu, modelo LC- 20 Prominence) (São Paulo, Brasil), com as configurações: degaseificador DGU-20AT, bomba LC-20AT, auto amostrador Sil 20AHT, forno CTO-20A, detector DAD SPD-M20A. Utilizou-se a coluna CLC-ODS(M), Shim-pack, 150 x 4,6 mm ID e pré-coluna G-ODS-4, Shim-pack, 10 x 4.0 mm ID, termostaticada a 30 °C. Como fase móvel utilizou-se acetonitrila (35%) e água milli-Q (65%), injeção de 1,5 mL/min, a 30 °C. Como padrão empregou-se o resveratrol, obtendo os resultados com o software LCsolution.

A atividade antioxidante dos extratos da casca e polpa das uvas foi medida pelo método do 2,2-difenil-picril-hidrazil (DPPH), conforme Mensor et al. (2001), realizando a leitura em espectrofotômetro Thermo Scientific modelo G 10S-UV-VIS (Waltham, Massachusetts, USA) a 518 nm. A atividade antioxidantes das amostras também foi determinada pelo método do 2,2'-azino-bis(3-etilbenzotiazolona-6-ácido sulfônico) sal diamônio (ABTS), conforme Re et al. (1999), medindo o potencial antioxidante do radical catiônico ABTS, em espectrofotômetro Thermo Scientific modelo G 10S-UV-VIS (Waltham, Massachusetts, USA) a 734 nm. Nessas determinações o Trolox foi utilizado como padrão.

Todas as análises foram realizadas em triplicata e os dados foram submetidos à análise de variância (ANOVA) e *post hoc* realizando o Teste de Tukey para comparar os valores médios ($p < 0,05$), utilizando o programa estatístico BioEstat 5.3.

5.4 Resultados obtidos

Nas uvas *Vitis labrusca*, na ponta de prova do tipo fio de corte (TA53), o maior e o menor valor de dureza foi na varietal Couderc de Dois Lajeados em CC2 e CC1, respectivamente, porém em propriedades diferentes (Tabela 11). A deformação na dureza foi maior em BD4 e o menor valor foi observado na uva CC1. Na prova do tipo cilindro (TA39), o maior valor de dureza foi nas amostras BD5 e CC2, e o menor valor na uva CC1. A deformação na dureza foi maior na amostra CD2 e o menor valor foi observado na uva CC1.

Tabela 11 - Parâmetro de textura das bagas de uvas das variedades *V. labrusca* mantidas em vinhedos no Vale do Taquari e Serra Gaúcha, Rio Grande do Sul.

Tratamento	Corpo de prova do tipo fio de corte (TA53)		Corpo de prova do tipo cilindro (TA39)	
	Dureza (g)	Deformação na dureza (mm)	Dureza (g)	Deformação na dureza (mm)
BD1	615,00±35,36 ^d	6,85±0,29 ^d	396,00±7,55 ^f	5,50±0,40 ^c
BD2	369,50±19,09 ^f	5,33±0,58 ^f	446,00±52,05 ^e	4,69±0,46 ^{de}
BD3	1035,00±62,23 ^b	7,65±0,28 ^b	552,00±41,07 ^b	5,63±1,43 ^c
BD4	1032,50±98,29 ^b	7,95±0,01 ^a	497,00±72,09 ^c	6,34±0,70 ^b
BD5	925,00±2,83 ^c	7,49±0,49 ^b	710,50±55,86 ^a	6,20±0,50 ^b
BD6	489,50±61,52 ^e	7,14±0,20 ^c	469,67±27,97 ^d	7,26±0,76 ^a
CC1	244,00±26,87 ^g	3,88±0,64 ^g	184,67±36,09 ⁱ	3,49±0,49 ^f
CC2	1715,50±50,20 ^a	7,56±0,56 ^b	697,50±7,78 ^a	5,20±0,95 ^{cd}
CD1	368,00±2,83 ^f	4,08±0,22 ^g	341,67±15,50 ^g	4,29±0,38 ^e
CD2	631,00±42,43 ^d	5,94±0,58 ^e	235,50±0,71 ^h	7,51±0,65 ^a

Letras diferentes entre as colunas indicam que as médias são diferentes de acordo com o Teste de Tukey ($p < 0.05$).

Nas uvas *Vitis vinifera*, na ponta de prova do tipo fio de corte (TA53), o maior valor de dureza foi na varietal MT4 e menor valor em MT2 (Tabela 12). A deformação na dureza foi maior nas amostras MT1 e MT4, e o menor valor na uva MT3. Na ponta de prova do tipo cilindro (TA39), o maior valor de dureza foi na amostra MT2, e o menor valor foi na uva MT3. A deformação na dureza foi maior nas amostras TT e MT2 e os menores valores nas uvas CS2 e MT1.

Tabela 12 - Parâmetro de textura das bagas de uvas das variedades *V. vinifera* mantidas em vinhedos no Vale do Taquari e Serra Gaúcha, Rio Grande do Sul.

Tratamento	Corpo de prova do tipo fio de corte (TA53)		Corpo de prova do tipo cilindro (TA39)	
	Dureza (g)	Deformação na dureza (mm)	Dureza (g)	Deformação na dureza (mm)
TT	662,00±25,46 ^b	7,14±0,99 ^d	469,33±27,15 ^e	7,95±0,01 ^a
CS1	494,00±66,47 ^c	7,29±0,57 ^c	540,00±14,14 ^c	6,35±0,15 ^b
CS2	439,50±70,00 ^d	7,30±0,66 ^c	623,00±62,23 ^b	5,53±1,09 ^c
MT1	424,00±14,14 ^d	7,91±0,06 ^a	517,50±3,54 ^d	5,36±0,04 ^c
MT2	302,50±28,99 ^e	7,46±0,42 ^b	664,00±7,07 ^a	7,91±0,08 ^a
MT3	433,00±77,78 ^d	5,57±0,79 ^e	427,67±58,43 ^f	6,45±0,43 ^b
MT4	895,00±90,51 ^a	7,90±0,12 ^a	481,50±31,82 ^e	6,49±0,50 ^b

Letras diferentes entre as colunas indicam que as médias são diferentes de acordo com o Teste de Tukey ($p < 0.05$).

Verificou-se que a textura das amostras varia entre as variedades e o *terroir* de uma mesma varietal, estando de acordo com o estudo de Rolle et al. (2011), os quais encontraram diferenças na espessura da casca das uvas *Vitis vinifera*, sendo que as suas propriedades mecânicas podem ser marcadoras de variedades. Dentre os resultados, podemos observar que a varietal Couderc de Dois Lajeados (CC1) obteve o mesmo comportamento entre as pontas de provas, com o menor valor dos parâmetros, indicando que possui uma maior fragilidade, como também na varietal Merlot (*V. vinifera*) (MT4). Já a mesma varietal cultivada na mesma cidade, porém em uma propriedade diferente, obteve o maior valor de dureza em TA53 (CC2), apresentando o mesmo comportamento na varietal Merlot (MT3 e MT2). Este evento demonstra que fatores do *terroir* podem interferir significativamente na textura das amostras de uma mesma varietal em diferentes propriedades.

Nas uvas *Vitis labrusca*, no parâmetro de cor, maior intensidade de L* na polpa foi na amostra BD1, e menor valor foi em BD4, enquanto que na casca foi maior em CC2 e menor nas uvas BD3, BD4, BD5 e CC1 (Tabela 13). Para o parâmetro de cor a*, o maior valor na polpa foi na amostra BD4 e na casca da BD3, indicando uma maior tonalidade vermelha (+), já o menor valor na polpa foi nas amostras BD3, CC1 e CD2, e na casca das uvas CD1 e CD2, indicando uma tonalidade verde (-). Para o parâmetro de cor b*, o maior valor na polpa foi na amostra BD1 e na casca da BD3, indicando uma tonalidade azulada (+), o menor valor na polpa foi na uva CC1 e na casca da BD6, indicando uma tonalidade amarela (-).

Tabela 13 - Parâmetro de cor das bagas de uvas das variedades *V. labrusca* mantidas em vinhedos no Vale do Taquari e Serra Gaúcha, Rio Grande do Sul.

Tratamento	L*	L*	a*	a*	b*	b*
	(polpa)	(casca)	(polpa)	(casca)	(polpa)	(casca)
BD1	28,03±0,10 ^a	16,92±0,06 ^{bc}	1,66±0,03 ^d	2,48±0,13 ^f	-5,61±0,07 ^a	-2,50±0,10 ^b
BD2	22,68±0,06 ^b	18,23±0,06 ^{ab}	-1,12±0,06 ^e	3,60±0,06 ^e	-0,88±0,06 ^h	-0,52±0,06 ^f
BD3	19,41±0,06 ^d	13,87±0,06 ^e	0,15±0,06 ^f	6,20±0,06 ^a	-4,43±0,06 ^b	-3,30±0,06 ^a
BD4	12,59±0,06 ^g	14,48±0,06 ^{de}	10,38±0,06 ^a	5,50±0,06 ^b	-1,89±0,06 ^{ef}	-0,89±0,06 ^c
BD5	14,75±0,06 ^f	13,61±0,06 ^e	3,04±0,06 ^c	4,94±0,06 ^c	-1,73±0,06 ^{fg}	-0,90±0,06 ^c
BD6	17,49±0,06 ^e	15,80±0,06 ^{cd}	-0,97±0,06 ^e	4,22±0,06 ^d	-2,21±0,06 ^{de}	0,15±0,06 ^g
CC1	19,62±0,06 ^d	14,84±0,06 ^{de}	-0,11±0,06 ^f	2,60±0,06 ^f	-1,45±0,06 ^g	-1,32±0,06 ^d
CC2	17,09±0,06 ^e	19,47±0,06 ^a	5,87±0,06 ^b	2,50±0,06 ^f	-3,20±0,06 ^c	-2,42±0,06 ^b
CD1	22,23±0,06 ^b	16,81±0,06 ^{bc}	-0,81±0,06 ^e	0,90±0,06 ^g	-2,90±0,06 ^c	-2,01±0,06 ^c
CD2	20,43±0,06 ^c	18,71±0,06 ^c	-0,20±0,06 ^f	0,83±0,06 ^g	-2,43±0,06 ^d	-2,46±0,06 ^b

Letras diferentes entre as colunas indicam que as médias são diferentes de acordo com o Teste de Tukey ($p < 0.05$).

Nas uvas *Vitis vinifera*, no parâmetro de cor, maior intensidade de L* na polpa foi na amostra MT3, e menor valor foi em CS2, enquanto que na casca foi maior nas amostras TT, CS1, CS2, MT2, MT3 e MT4 e menor em MT1 (Tabela 14). Para o parâmetro de cor a*, o

maior valor na polpa foi na uva MT1 e na casca das amostras CS2 e MT2, indicando uma maior tonalidade vermelha (+), já o menor valor na polpa foi nas amostras CS1 e CS2, e na casca foi nas uvas TT, MT3 e MT4 indicando uma tonalidade verde (-). Para o parâmetro de cor b^* , o maior valor na polpa foi na amostra CS2 e na casca das amostras TT, CS1, CS2, MT1, MT2 e MT4, indicando uma tonalidade azulada (+), o menor valor na polpa e casca foi na uva MT3, indicando uma tonalidade amarelo (-).

Tabela 14 - Parâmetro de cor das bagas de uvas das variedades *V. vinifera* mantidas em vinhedos no Vale do Taquari e Serra Gaúcha, Rio Grande do Sul.

Tratamento	L*	L*	a*	a*	b*	b*
	(polpa)	(casca)	(polpa)	(casca)	(polpa)	(casca)
TT	26,75±0,06 ^b	20,68±0,06 ^a	1,87±0,06 ^d	0,61±0,06 ^d	-1,45±0,06 ^c	-2,10±0,06 ^a
CS1	23,20±0,06 ^c	20,52±0,06 ^{ab}	0,91±0,06 ^e	0,45±0,06 ^d	-1,78±0,06 ^b	-1,91±0,06 ^{abc}
CS2	20,13±0,06 ^d	20,47±0,06 ^{ab}	0,93±0,06 ^e	1,90±0,06 ^a	-4,15±0,06 ^a	-2,04±0,06 ^{ab}
MT1	24,52±0,07 ^c	19,12±0,02 ^d	6,71±0,10 ^a	1,52±0,03 ^b	-1,24±0,07 ^d	-1,91±0,02 ^{abc}
MT2	23,24±0,19 ^c	19,98±0,02 ^{bc}	4,79±0,05 ^b	1,94±0,02 ^a	-1,08±0,08 ^d	-2,03±0,03 ^{ab}
MT3	28,38±0,05 ^a	19,52±0,02 ^{cd}	5,20±0,03 ^b	0,91±0,03 ^c	-0,18±0,07 ^f	-1,74±0,03 ^c
MT4	24,42±0,08 ^c	19,82±0,05 ^{cd}	4,24±0,05 ^c	0,59±0,01 ^d	-0,82±0,04 ^e	-1,81±0,04 ^{bc}

Letras diferentes entre as colunas indicam que as médias são diferentes de acordo com o Teste de Tukey ($p < 0.05$).

Podemos observar que há diferença significativa entre as variedades, na qual as uvas Bordô, Merlot e Cabernet Sauvignon apresentaram maior intensidade e menores valores de cor, podendo estar associados ao contato da baga com os raios solares, pois estes interferem na coloração do fruto. Fava et al. (2011), analisando uvas Isabella (*Vitis Labrusca*), concluíram que a maior intensidade de roxo das uvas é atribuída a concentração de antocianinas, que são responsáveis pela coloração vermelho, azul e roxo das frutas. Verificou-se que as variedades Bordô, Merlot e Cabernet Sauvignon apresentaram os maiores teores de antocianinas, correlacionando as suas concentrações com os valores de cor.

Nas uvas *Vitis labrusca*, em relação ao teor de açúcar, o maior valor foi na amostra BD4, e os menores valores nas uvas BD3 e BD5 (Tabela 15). O maior valor de pH foram nas amostras BD1, BD3, CD1 e CD2, e o menor valor nas BD4, BD5, BD6 e CC2. Na acidez, o maior valor foi na uva BD5 e o menor valor na uva BD1, CD1 e CD2.

Tabela 15 - Parâmetro de acidez, pH e açúcar das bagas de uvas das variedades *V. labrusca* mantidas em vinhedos no Vale do Taquari e Serra Gaúcha, Rio Grande do Sul.

Tratamento	Açúcar (°Brix)	pH	Acidez titulável (g de ácido tartárico/100 g)
BD1	15,33±0,29 ^b	3,00±0,01 ^{bc}	0,78±0,02 ^e
BD2	13,17±0,29 ^c	2,96±0,01 ^{bc}	1,03±0,03 ^d
BD3	11,17±0,29 ^d	2,98±0,01 ^{bc}	0,92±0,01 ^d
BD4	16,17±0,29 ^a	2,67±0,02 ^d	1,92±0,03 ^b
BD5	11,17±0,29 ^d	2,58±0,02 ^d	2,69±0,01 ^a
BD6	13,17±0,29 ^c	2,71±0,01 ^d	1,97±0,04 ^b
CC1	13,33±0,29 ^c	2,95±0,01 ^c	1,28±0,03 ^c
CC2	13,17±0,29 ^c	2,69±0,01 ^d	1,38±0,01 ^c
CD1	13,17±0,29 ^c	3,30±0,01 ^a	0,36±0,01 ^g
CD2	15,17±0,29 ^b	3,19±0,01 ^{ab}	0,55±0,01 ^f

Letras diferentes entre as colunas indicam que as médias são diferentes de acordo com o Teste de Tukey ($p < 0.05$).

Nas uvas *Vitis vinifera*, em relação ao teor de açúcar, os maiores valores foram nas amostras MT2 e MT3, e os menores valores na TT (Tabela 16). O maior valor de pH foi nas amostras CS2, MT1, MT2, MT3 e MT4, e o menor valor na TT. Na acidez, o maior valor foi nas uvas TT e MT4 e o menor valor nas CS2, MT2 e MT3.

Tabela 16 - Parâmetro de acidez, pH e açúcar das bagas de uvas das variedades *V. vinifera* mantidas em vinhedos no Vale do Taquari e Serra Gaúcha, Rio Grande do Sul.

Tratamento	Açúcar (°Brix)	pH	Acidez titulável (g de ácido tartárico/100 mL)
TT	14,33±0,29 ^d	2,75±0,01 ^b	2,14±0,01 ^a
CS1	15,17±0,29 ^c	2,82±0,02 ^b	1,56±0,01 ^a
CS2	15,17±0,29 ^c	3,13±0,02 ^a	0,41±0,01 ^b
MT1	17,17±0,29 ^b	3,16±0,02 ^a	1,88±0,04 ^a
MT2	18,33±0,29 ^a	3,10±0,01 ^a	0,71±0,01 ^b
MT3	18,33±0,29 ^a	3,13±0,02 ^a	0,70±0,01 ^b
MT4	17,33±0,29 ^b	3,04±0,02 ^a	0,86±0,01 ^b

Letras diferentes entre as colunas indicam que as médias são diferentes de acordo com o Teste de Tukey ($p < 0.05$).

A polpa de uva é a parte comestível da *Vitis*, não fermentado e não diluído, com sólidos solúveis (em °Brix) de no mínimo 14, pH de no mínimo 2,9 e acidez total de no mínimo 0,41 g de ácido tartárico por 100 gramas (BRASIL, 2000). As amostras que apresentaram valor de °Brix menor que 14, pH menor que 2,9 e acidez menor que 0,41 em ácido tartárico por 100 gramas, ainda não estão adequadas para colheita, pois essas amostras foram coletadas no início de janeiro, no início do processo de maturação do fruto, já para as variedades com valores de acordo com a legislação, os frutos foram coletados no final da maturação, na etapa que antecede a colheita. As variedades Merlot apresentam os valores de acordo com a legislação, se destacando na maior concentração de açúcar, as quais são uvas destinadas a produção de vinhos de ótima qualidade. As concentrações desses componentes são afetadas principalmente pelos fatores climáticos, como chuva, sol, vento, e são fundamentais na fabricação de vinhos e produtos derivados de qualidade (BARNUUD et al., 2014).

Nas uvas *Vitis labrusca*, maiores teores de fenóis na polpa e casca se encontram na amostra CC2, já os menores teores na polpa foram em BD6 e na casca em CC1 (Tabela 17). A maior concentração de flavonoides na polpa e casca foi na uva CC2, e menores teores na polpa em BD6 e na casca em CC1. As antocianinas não foram detectadas nas polpas das amostras, se concentrando na casca dos frutos, com maior teor na amostra CS2 e menor teor em CC1. Não foram detectadas concentração de resveratrol nas polpas e em algumas cascas dos frutos, com maior concentração na casca da amostra BD5. O maior teor de antioxidantes pelo método do DPPH foi na polpa e na casca da amostra BD2, e menor teor na polpa e casca da CC1. O teor de antioxidantes pelo método do ABTS não foi detectado nas polpas, com maior teor na casca em CC2 e menor em BD2, CD1 e CD2.

Tabela 17 - Parâmetros de fenóis totais, flavonoides, antocianinas, resveratrol e antioxidante DPPH e ABTS na casca e polpa de uvas das variedades *V. labrusca* mantidas em vinhedos no Vale do Taquari e Serra Gaúcha, Rio Grande do Sul.

Tratamento	Fenóis totais		Flavonoides		Antocianinas		Resveratrol		Antioxidante DPPH		Antioxidante ABTS	
	(mg ácido gálico/100 g)		(mg catequina/100 g)		(mg <i>cyanidin-3-glucoside chloride</i> /100 g)		(mg/L)		(mg trolox/100 g)		(μM trolox/g)	
	Polpa	Casca	Polpa	Casca	Polpa	Casca	Polpa	Casca	Polpa	Casca	Polpa	Casca
BD1	19,31±0,11 ^e	251,52±1,30 ^e	4,61±0,03 ^d	83,79±0,61 ^d	ND	15,20±0,44 ^b	ND	ND	1003,09±3,90 ^d	1048,62±4,91 ^e	ND	32,60±8,68 ^{fg}
BD2	17,28±0,14 ^f	106,39±0,66 ⁱ	4,32±0,06 ^e	26,31±0,81 ⁱ	ND	2,60±0,08 ^g	ND	ND	1198,24±7,04 ^a	1185,88±7,89 ^a	ND	31,69±2,22 ^h
BD3	19,10±0,14 ^e	235,12±1,54 ^f	4,13±0,03 ^e	76,09±0,46 ^f	ND	12,47±0,70 ^c	ND	0,177±0,001 ^d	1157,26±8,94 ^b	1116,28±7,81 ^d	ND	32,74±9,30 ^f
BD4	21,38±0,32 ^b	414,79±2,80 ^b	6,02±0,02 ^b	123,43±1,30 ^c	ND	13,92±0,48 ^b	ND	ND	896,41±9,82 ^g	817,05±5,96 ^h	ND	45,10±35,23 ^b
BD5	20,53±0,24 ^d	301,20±3,81 ^d	5,58±0,03 ^c	82,77±1,36 ^e	ND	7,85±0,12 ^e	ND	1,606±0,002 ^a	988,78±8,80 ^e	1044,07±9,01 ^f	ND	37,24±21,56 ^e
BD6	7,23±0,18 ⁱ	349,69±2,03 ^c	0,60±0,02 ^h	125,45±1,73 ^b	ND	9,93±0,16 ^d	ND	0,074±0,001 ^e	988,78±5,96 ^e	1044,07±8,51 ^f	ND	44,37±34,11 ^c
CC1	15,09±0,23 ^g	73,97±1,79 ^j	3,40±0,03 ^f	21,15±0,64 ^j	ND	0,97±0,03 ^h	ND	ND	446,92±7,04 ⁱ	698,01±10,01 ⁱ	ND	42,88±92,43 ^d
CC2	23,35±0,24 ^a	576,21±2,87 ^a	6,98±0,09 ^a	214,87±2,64 ^a	ND	15,53±0,77 ^a	ND	1,368±0,001 ^b	838,51±8,80 ^h	894,46±8,80 ^g	ND	54,72±48,93 ^a
CD1	13,33±0,18 ^h	150,21±0,68 ^g	1,37±0,02 ^g	43,89±0,84 ^g	ND	6,91±0,10 ^f	ND	ND	1148,80±5,96 ^c	1141,64±7,04 ^c	ND	31,99±5,32 ^{gh}
CD2	20,95±0,28 ^c	135,70±1,42 ^h	4,14±0,03 ^e	31,63±0,55 ^h	ND	2,78±0,03 ^g	ND	0,442±0,002 ^c	904,21±8,94 ^f	1165,06±5,16 ^b	ND	32,03±5,55 ^{gh}

Letras diferentes entre as colunas indicam que as médias são diferentes de acordo com o Teste de Tukey ($p < 0.05$).

Nas uvas *Vitis vinifera*, maiores teores de fenóis na polpa foi na amostra MT1 e na casca da uva MT2, já os menores teores na polpa e na casca foram na CS1 (Tabela 18). A maior concentração de flavonoides na polpa foi nas uvas MT1 e MT3 e na casca em CS2, e os menores teores na polpa e na casca das amostras MT4 e CS1, respectivamente. As antocianinas não foram detectadas nas polpas das amostras, se concentrando na casca dos frutos, com maior teor na amostra CS2 e menor teor na MT4. Não foram detectadas concentração de resveratrol nas polpas e em algumas cascas dos frutos, com maior concentração na casca da uva MT2. O maior teor de antioxidante pelo método do DPPH foi na polpa e na casca da amostra CS2, e menor teor na polpa da MT2 e na casca da MT3. O teor de antioxidantes pelo método do ABTS não foi detectado nas polpas, com maior teor na casca em CS2 e MT2 e menor em TT e CS1.

Tabela 18 - Parâmetros de fenóis totais, flavonoides, antocianinas, resveratrol e antioxidante DPPH e ABTS na casca e polpa de uvas das variedades *V. vinifera* mantidas em vinhedos no Vale do Taquari e Serra Gaúcha, Rio Grande do Sul.

Tratamento	Fenóis totais		Flavonoides		Antocianinas		Resveratrol		Antioxidante DPPH		Antioxidante ABTS	
	(mg ácido gálico/100 g)		(mg catequina/100 g)		(mg <i>cyanidin-3-glucoside chloride</i> /100 g)		(mg/L)		(mg trolox/100 g)		(μM trolox/g)	
	Polpa	Casca	Polpa	Casca	Polpa	Casca	Polpa	Casca	Polpa	Casca	Polpa	Casca
TT	8,69±0,24 ^e	160,01±1,97 ^f	1,38±0,02 ^c	41,72±1,86 ^f	ND	5,74±0,06 ^d	ND	ND	848,27±7,89 ^f	1121,48±4,91 ^b	ND	32,63±8,84 ^d
CS1	7,35±0,14 ^g	153,55±1,29 ^g	1,07±0,03 ^d	37,95±0,85 ^g	ND	5,25±0,05 ^e	ND	ND	1058,38±4,06 ^b	1047,32±5,96 ^c	ND	32,61±8,75 ^d
CS2	14,18±0,23 ^b	270,41±1,35 ^b	1,91±0,02 ^b	95,27±1,27 ^a	ND	30,45±0,67 ^a	ND	0,071±0,001 ^b	1178,72±4,91 ^a	1122,78±4,91 ^a	ND	40,66±27,99 ^a
MT1	14,46±0,28 ^a	196,16±1,11 ^d	3,15±0,03 ^a	53,18±0,42 ^d	ND	4,70±0,04 ^f	ND	ND	1034,96±7,39 ^c	1000,49±6,85 ^d	ND	36,00±18,85 ^b
MT2	9,60±0,27 ^d	313,15±1,47 ^a	1,45±0,02 ^c	93,50±2,45 ^b	ND	7,33±0,17 ^b	ND	0,102±0,001 ^a	835,26±3,90 ^g	925,03±7,04 ^f	ND	40,56±27,82 ^a
MT3	13,79±0,18 ^c	237,81±1,24 ^c	3,22±0,02 ^a	71,42±1,34 ^c	ND	6,90±0,18 ^c	ND	ND	888,60±4,51 ^e	916,57±7,89 ^g	ND	34,10±13,98 ^c
MT4	7,87±0,18 ^f	176,41±1,06 ^e	0,86±0,02 ^e	51,52±0,85 ^e	ND	3,62±0,05 ^g	ND	0,072±0,001 ^b	953,65±5,96 ^d	981,62±5,85 ^e	ND	34,08±13,93 ^c

Letras diferentes entre as colunas indicam que as médias são diferentes de acordo com o Teste de Tukey ($p < 0.05$).

Observou-se que as variedades Couderc, Cabernet Sauvignon e Bordô apresentaram os maiores teores de compostos fenólicos. Em relação ao resveratrol, se destacou a variedade Bordô. Essa apresenta alta concentração de polifenóis, com uma intensa cor avermelhada e aroma frutado, e na sua casca são encontrados flavonoides, alto teor de antocianinas, ácidos hidroxicinâmicos, resveratrol, possuindo elevada atividade antioxidante, que neutraliza e previne os radicais livres, resultando em benefícios para a saúde humana, tais como cardioprotetor, anticancerígeno, antidiabético, anti-inflamatório, contra doenças renais, envelhecimento e neurodegenerativas (KUCK & NOREÑA, 2016).

Vários estudos já foram publicados avaliando a concentração de compostos fenólicos sobre os efeitos do *terroir* em videiras de várias regiões. Analisando a variedade Syrah da Tailândia (BUTKHUP et al., 2010), as concentrações dos compostos fenólicos foram maiores na casca dos extratos da uva e menores na polpa. O teor de fenólicos totais foi de 75,20 para a casca e 48,04 g ácido gálico/100 g na polpa em base seca, para os flavonoides foi encontrado valor de 147,12 na casca e 74,82 mg (+)-catequina/g na polpa em base seca, as antocianinas foi de 55,45 na casca e 36,15 mg cianidina-3-glicosídeo/100 g na polpa, para trans-resveratrol o maior teor foi na casca com valor de $3,60 \pm 0,10$ e menor na polpa $3,02 \pm 0,10$ mg/100 g. Essa região possui clima tropical quente e úmido, e as concentrações dos fenólicos são influenciadas pelos fatores genéticos, como também o local de cultivo, clima e a técnica vitícola.

Analisando diferentes variedades vermelhas, Ivanona et al. (2011) encontraram valores diferentes. Na variedade Merlot foi encontrado para fenóis $33,30 \pm 0,09$ e na polpa $2,32 \pm 0,02$ mg/g de ácido gálico, para flavonoides obtiveram na casca $8,80 \pm 0,03$ e na polpa $0,41 \pm 0,01$ mg/g de rutina, para antocianinas na casca foi de $7,21 \pm 0,04$ e na polpa $0,07 \pm 0,01$ mg/g cianidina-3-glicosídeo. Na variedade Vranec foi encontrado para fenóis $48,30 \pm 0,08$ e na polpa $2,17 \pm 0,01$ mg/g de ácido gálico, para flavonoides obteve-se na casca $10,20 \pm 0,04$ e na polpa $0,40 \pm 0,01$ mg/g de rutina, para antocianinas na casca foi de $8,40 \pm 1,13$ e na polpa $0,19 \pm 0,01$ mg/g cianidina-3-glicosídeo. A síntese de compostos fenólicos é influenciada por fatores como temperatura, disponibilidade de água, exposição solar e época de safra. Os autores também citam que a qualidade das uvas depende do teor de açúcar, e analisando esse parâmetro, não houve diferença significativa entre as variedades, uma vez que as uvas Vranec continham 22,0 °Brix e a Merlot 21,6 °Brix. As substâncias fenólicas são encontradas nas frutas de forma livre ou ligadas a açúcares e proteínas. Na casca há maiores concentrações de

açúcares redutores, amins aromáticas e aminoácidos, estes compostos podem atuar como interferentes na determinação dos fenólicos nas cascas (Malicanin et al., 2014).

Artem et al. (2016) encontraram concentrações diferentes nas variedades de uvas vermelhas em diferentes solos. Foram analisados as uvas de videiras dos solos Murfatar, composto de calcário chernozem, Dealu Mare, de solo vermelho, Dealu Bujorului, solo chernozem, e Iasi, um solo cambic chernozem. Na variedade Cabernet sauvignon, o maior teor de antocianinas foi no solo Dealu Bujorului (1875 ± 45 mg/L), seguido de Dealu Mare (1765 ± 34 mg/L), Murfatar (1566 ± 26 mg/L), e menor em Iasi (540 ± 22 mg/L). Os fenóis totais foram significativamente semelhantes nos solos Murfatar, Dealu Mare, Dealu Bujorului e Iasi ($68,8 \pm 6,3$, $66,0 \pm 5,8$, $64,8 \pm 4,9$ e $72,0 \pm 6,8$ g/100 mL, respectivamente). Na variedade Merlot, a maior concentração de antocianinas foi encontrada na uva da videira cultivada no solo Dealu Mare (2181 ± 32 mg/L), seguido da uva da videira cultivada do solo Dealu Bujorului (1652 ± 26 mg/L) e do solo Murfatar (987 ± 18 mg/L). Os fenóis totais foram significativamente semelhantes nas uvas dos solos Murfatar, Dealu Mare e Dealu Bujorului ($68,8 \pm 5,9$, $68,0 \pm 4,7$ e $70,4 \pm 6,1$ g/100 mL, respectivamente). Assim, os compostos fenólicos são diferentes para a mesma variedade cultivada em vinhedos pertencentes a diferentes regiões, com solos de características físicas e nutritivas únicas.

6. DISCUSSÃO GERAL

O interesse do estudo dos ácaros em frutos tem aumentando nos últimos anos, devido ao seu potencial de dano e efeito sobre a qualidade dos mesmos. Estudos têm demonstrado a importância do controle biológico de ácaros em diversos frutos, com níveis mais elevados de compostos fenólicos e das características físico-químicas, reduzindo assim a infestação de ácaros fitófagos e a utilização de tratamentos químicos (LIVINALI et al, 2014; CETIN et al., 2010). O interesse por técnicas que visem o controle desses ácaros está crescendo, com uso de pesticidas naturais e controle biológico (TONG e FENG, 2016).

Alguns trabalhos já mostraram a influência dos ácaros nos frutos de plantas, no qual analisaram a resistência de videiras aos eriofídeos, e verificaram que seus mecanismos para induzir modificações no perfil fenólico ainda não são claros como também sobre as respostas bioquímicas das plantas, obtendo maiores teores nos frutos com ação dos ácaros predadores (Khederi et al. 2014). O aumento do teor de fenóis após a infestação de ácaros também foi registrado em frutos de azeitona infestados por *Aculus olearius* Castagnoli e *Aceria oleae* Nalepa, obtendo maiores teores de compostos fenólicos em uvas de videiras atacadas pelos ácaros (CETIN et al., 2010).

Os compostos fenólicos são responsáveis pelas características sensoriais e propriedades antioxidantes das uvas, são substâncias originadas do metabolismo secundário das plantas, determinados por fatores genéticos e ambientais, mas podem ser modificados por meio de reações de oxidação (Costa et al., 2014). A maior concentração de fenólicos pode ser também devido aos fatores genéticos, do local de cultivo, clima, técnica vitícola e período de colheita (Butkhup et al., 2010). A sua maior concentração é predominante em regiões com solos abundantes em minerais e micronutrientes, e as diferenças de concentração entre as

varietais se deve também ao clima da região, pois em climas quentes, as uvas são colhidas com alto grau de maturação das cascas, a fim de alcançar uma maturidade adequada nas sementes. As maiores concentrações de fenólicos também podem ser devido à maior degradação da parede celular em certas variedades de uvas (NOGALES-BUENO et al., 2015).

Conforme observado no trabalho de Resultado I, no estudo do efeito da maturação e do *terroir* em diversas variedades de uvas vermelhas, a composição fenólica depende de múltiplos fatores, influenciados pela interação com o *terroir*. Verificou-se que as condições climáticas como luz solar, calor e água interferem no acúmulo de compostos fenólicos durante a maturação da uva (FRAGA et al., 2014). A água atua no desenvolvimento dos frutos e sua escassez reduz o tamanho e peso das bagas, afetando a maturação e a composição química (VILLANGÓ et al., 2016). Observou-se que os fenólicos dependem em grande parte do genótipo da cultivar, pois se evidenciou que sob as mesmas condições ecológicas e manejo de cultivo, as variedades diferiram no teor destes compostos. As características físicas e químicas do solo afetam a absorção dos nutrientes influenciando no sabor e na qualidade dos frutos (WANG et al., 2015). Esses fatores formam as características únicas em cada vinhedo, que contribuem especificamente nos metabólitos primários e secundários das videiras.

No estudo realizado em Resultado II, verificou-se que o controle biológico com ácaros predadores sobre ácaros fitófagos pode alterar a composição fenólica dos frutos das videiras, apresentando um efeito benéfico na composição do fruto, sendo um tratamento eficiente para minimizar a infestação dos ácaros fitófagos e aumentar a qualidade das uvas. Observou-se que a composição química é um fator que não é afetado pela infestação de ácaros, com teores de açúcar semelhante nos tratamentos avaliados, por outro lado a concentração da composição fenólica é maior em videiras com controle biológico e baixos valores são encontrados em plantas afetadas com ácaros fitófagos (*P. ulmi*), os quais afetam o metabolismo das videiras, ocasionando estresses fisiológicos, diminuindo a concentração desses compostos.

7. CONCLUSÃO

No trabalho foi possível comparar a concentração dos compostos bioativos e das características físico-químicas em videiras da cultivar Merlot atacadas por *P. ulmi*, sob controle biológico aplicado do *P. ulmi* por *N. californicus* e sem a presença de ácaros, obtendo os maiores teores nas uvas das videiras sob controle biológico.

A quantificação dos compostos bioativos, tais como fenóis totais, flavonoides, antocianinas, e resveratrol, e o potencial antioxidante, na casca e polpa da cultivar Merlot sobre os três tratamentos, ao longo do processo de maturação, indicou que os valores se alteram no decorrer do amadurecimento do fruto, com teores variando no início até o final da colheita.

As características físico-químicas foram quantificadas, obtendo os valores de pH, acidez titulável e concentração de açúcar na polpa da cultivar Merlot sob os três tratamentos, ao longo do processo de maturação, e verificou-se que o teor de açúcar aumentou conforme a maturação do fruto, e o pH e acidez apresentaram comportamento adequado durante o processo de amadurecimento da uva.

Foi possível verificar as propriedades de textura e cor das frutas ao longo de todo o processo de maturação, comparando videiras com e sem controle biológico, e observou-se que os frutos das videiras sem ácaros possuem valores um pouco mais elevados dos parâmetros de cor, pois a planta responde ao ataque dos ácaros, mas não sendo um fator que prejudique a qualidade dos frutos, e a textura foi semelhante entre todos os tratamentos.

Os resultados apresentados indicam que o controle biológico aplicado do *P. ulmi* por *N. californicus*, contribui para uma maior concentração dos compostos fenólicos, mantendo a mesma qualidade físico-química dos frutos dos demais tratamentos. Já os frutos das plantas atacadas com *P. ulmi*, apresentam uma diminuição na concentração dos compostos bioativos, os quais afetam o metabolismo das videiras, ocasionando estresses fisiológicos e diminuindo os teores desses compostos.

Trabalhos futuros visando à melhoria das condições de controle de ácaros devem ser estudados em outras variedades, em diferentes tipos de solos, comparando sistemas do tipo latada e espaldeira, e a quantificação dos ácaros para verificar a quantidade eficiente para manter um controle adequado nos parreiras, aumentando a sua qualidade. Além disso, sugere-se a execução de experimentos sob condições controladas, principalmente em relação ao número de ácaros adicionados, e introduzindo um quarto tratamento com ácaro fitofágo sem o uso de controle químico e/ou biológico.

REFERÊNCIAS

AHMAD, S; POZZEBON, A; DUSO, C. **Predation on heterospecific larvae by adult females of *Kampimodromus aberrans*, *Amblyseius andersoni*, *Typhlodromus pyri* and *Phytoseius finitimus* (Acari: Phytoseiidae).** Experimental and Applied Acarology. V.67, p. 1-20, 2015.

AGUT, Blas; GAMIR, Jordi; JACAS, Josep A.; HURTADO, Mónica; FLORS, Victor. **Different metabolic and genetic responses in citrus may explain relative susceptibility to *Tetranychus urticae*.** Pest Management Science. V. 70, p. 1728-1741, 2014.

ALBA, Juan M.; BLEEKER, Petra M.; GLAS, Joris J.; SCHIMMEL, Bernardus C. J.; WIJK, Michiel van; SABELIS, Maurice W.; SCHUURINK, Robert C.; KANT, Merijn R. **The impact of induced plant volatiles on plant-arthropod interactions.** Arthropod-Plant interactions. V. 14, p. 15-73, 2012.

ANESI, Andrea; STOCCHERO, Matteo; SANTO, Silvia Dal; COMMISSO, Mauro; ZENONI, Sara; CEOLDO, Stefania; TORNIELLI, Giovanni Battista; SIEBERT, Tracey E.; HERDERICH, Markus; PEZZOTTI, Mario; GUZZO, Flavia. **Towards a scientific interpretation of the *terroir* concept: plasticity of the grape berry metabolome.** BMC Plant Biology. V.15, p.1-17, 2015.

AOAC Official Method 2005.02. **Total Monomeric Anthocyanin Pigment Content of Fruit Juices, Beverages, Natural Colorants, and Wines.** 2005.

APOLINAR-VALIENTE, Rafael; WILLIAMS, Pascale; MAZEROLLES, Gérard; ROMERO-CASCALES, Inmaculada; GÓMEZ-PLAZA, Encarna; LÓPEZ-ROCA, José María; ROS-GARCÍA, José María; DOCO, Thierry. **Effect of enzyme additions on the oligosaccharide composition of Monastrell red wines from four different wine-growing origins in Spain.** Food Chemistry. V.156, p.151-159, 2014.

ARTEM, V., ANTOCE, A. O., RANCA, A., NECHITA, A., ENACHE, L., POSTOLACHE, E. **The Influence of Terroir on Phenolic Composition of Red Grapes.** Bulletin of University of Agricultural Sciences and Veterinary Medicine Cluj-Napoca Horticulture. V.73, p. 109-115, 2016.

AZANDÉMÈ-HOUNMALON, Ginette Y.; FELLOUS, Simon; KREITER, Serge; FIABOE, Komi K. M.; SUBRAMANIAN, Sevgan; KUNGU, Miriam; MARTIN, Thibaud. **Dispersal Behavior of *Tetranychus evansi* and *T. urticae* on Tomato at Several Spatial Scales and Densities: Implications for Integrated Pest Management.** Plos One. V. 9, p. 1-8, 2014.

BAJDA, Sabina; DERMAUW, Wannes; GREENHALGH, Robert; NAUEN, Ralf; TIRRY, Luc; CLARK, Richard M.; LEEUWEN, Thomas Van. **Transcriptome profiling of a spirodiclofen susceptible and resistant strain of the European red mite *Panonychus ulmi* using strand-specific RNA-seq.** BMC Genomics. V.16, p.1 – 26, 2015.

BARNUUD, Nyamdorj N.; ZERIHUN, Ayalsew; MPELASOKA, Freddie; GIBBERD, Mark; BATES, Bryson. **Responses of grape berry anthocyanin and titratable acidity to the projected climate change across the Western Australian wine regions.** Internacional Journal of Biometeorology. V.58, p. 1279-1293, 2014.

BENÍTEZ-MALVIDO, Julieta; DÁTTILO, Wesley. **Interaction intimacy of pathogens and herbivores with their host plants influences the topological structure of ecological networks in different ways.** American Journal of Botany. V.102, p.512-519, 2015.

BRASIL. Instrução Normativa no 01, de 07 de janeiro de 2000. **Regulamento técnico geral para fixação dos padrões de identidade e qualidade para polpa de fruta.** Diário oficial da república federativa do Brasil (pp. 54–58). Brasília, DF, 10 jan. 2000, Seção 1.

BOZKURT, F.; TORNUK, F.; TOKER, O. S.; KARASU, S.; ARICI, M.; DURAK, M. Z. **Effect of vaporized ethyl pyruvate as a novel preservation agent for control of postharvest quality and fungal damage of strawberry and cherry fruits.** LWT – Food Science and Technology. V.65, p.1044-1049, 2016.

BUTKHUP, L., CHOWTIVANNAKUL, S., GAENSAKOO, R., PRATHEPHA, P., SAMAPPITO, S. **Study of the phenolic composition of Shiraz red grape cultivar (*Vitis vinifera* L.) cultivated in north-eastern Thailand and its antioxidant and antimicrobial activity.** South African Journal of Enology and Viticulture, 31, 89 - 98. 2010

CASTILLO-MUÑOZ, N.; FERNÁNDEZ-GONZÁLEZ, M.; GÓMEZ-ALONSO, S.; GARCÍA-ROMERO, E.; HERMOSÍN-GUTIÉRREZ, I. **Red-color related phenolic composition of Garnacha Tintorera (*Vitis vinifera* L.) grapes and red wines.** Journal of Agricultural and Food Chemistry. V. 57, p. 7883–7891, 2009.

CETIN, H.; ARSLAN, D.; OZCAN, A. **Influence of eriophyid mites (*aculus olearius castagnoli* and *aceria oleae* (nalepa) (acarina: eriophyidae) on some physical and chemical characteristics of ayvalık variety olive fruit.** Journal of the science of food and agriculture. V. 91, p. 498–504, 2010.

CHEN L.; OPARA U. L. **Texture measurement approaches in fresh and processed foods — a review.** Food research international. V. 51, p. 823–835, 2013.

Commission Internationale de L'Eclairage – Cie. Colourimetry (2nd ed.). Vienna: Cie Publication. 1996.

COSTA, E., COSME, F., JORDÃO, A. M., MENDES-FAIA, A. **Anthocyanin profile and antioxidant activity from 24 grape varieties cultivated in two Portuguese wine regions.** Journal international des sciences de la vigne et du vin. V. 48, p. 51-62, 2014.

COSTANTINI, E. A. C.; LORENZETTI, R.; MALORGIO, G. **A multivariate approach for the study of environmental drivers of wine economic structure.** Land Use Policy. V.57, p. 53-63, 2016.

DAVIDOV-PARDO, Gabriel; McCLEMENTS, David Julian. **Nutraceutical delivery systems: Resveratrol encapsulation in grape seed oil nanoemulsions formed by spontaneous emulsification.** Food Chemistry. V.167, p. 205-212, 2015.

DELISLE, J. F.; BRODEUR, J.; SHIPP, L. **Evaluation of various types of supplemental food for two species of predatory mites, *Amblyseius swirskii* and *Neoseiulus cucumeris* (Acari: Phytoseiidae).** Experimental and Applied Acarology. V.65, p. 483-494, 2015.

DEMAEGHT, Peter; OSBORNE, Edward J.; ODMAN-NARESH, Jothini; GRBIĆ, Miodrag; NAUEN, Ralf; MERZENDORFER, Hans; CLARK, Richard M.; LEEUWEN, Thomas Van. **High resolution genetic mapping uncovers chitin synthase-1 as the target-site of the structurally diverse mite growth inhibitors clofentezine, hexythiazox and etoxazole in *Tetranychus urticae*.** Insect Biochemistry and Molecular Biology. V.51, p.52-61, 2014.

DI MONACO, R.; CAVELLA, S.; MAIS, P. **Predicting sensory cohesiveness, hardness and springiness of solid foods from instrumental measurements.** Journal of Texture Studies. V. 39, p.129-149, 2008.

DUARTE, Mércia E.; NAVIA, Denise; SANTOS, Lucas R. dos; RIDEIQUI, Pedro J. S.; SILVA, Edmilson S. **Mites associated with sugarcane crop and with native trees from adjacent Atlantic forest fragment in Brazil.** Experimental and Applied Acarology. V. 66, p. 529-540, 2015.

DUMITRIU, D.; PEINADO, R. A.; PEINADO, J.; LERMA, N. L. **Grape pomace extract improves the in vitro and in vivo antioxidant properties of wines from sun light dried Pedro Ximénez grapes.** Journal of Functional Foods. V.17, p. 380-387, 2015.

DUSO, Carlo; AHMAD, Shakeel; TIRELLO, Paola; POZZEBON, Alberto; KLARIC, Virna; BALDESSARI, Mario; MALAGNINI, Valeria; ANGELI, Gino. **The impact of insecticides applied in apple orchards on the predatory mite *Kampimodromus aberrans* (Acari: Phytoseiidae).** Experimental and Applied Acarology. V. 62, p. 391-414, 2014.

EMBRAPA Uva e Vinho. **Uvas viníferas para processamento em regiões de clima temperado**. 2003.

FARAZMAND, Azadeh; FATHIPOUR, Yaghoub; KAMALI, Karim. **Cannibalism in *Scolothrips longicornis* (Thysanoptera: Thripidae), *Neoseiulus californicus* and *Typhlodromus bagdasarjani* (Acari: Phytoseiidae)**. Systematic & Applied Acarology. V.19, p. 471-480, 2014.

FAVA, J.; HODARA, K.; NIETO, A.; GUERRERO, S.; ALZAMORA, S. M.; CASTRO, M. A. **Structure (micro, ultra, nano), color and mechanical properties of vitis labrusca L. (grape berry) fruits treated by hydrogen peroxide, uv-c irradiation and ultrasound**. Food research international. V. 44, p. 2938–2948, 2011.

FERLA, Noeli Juarez; BOTTON, Marcos. **Ocorrência do ácaro vermelho europeu *Panonychus ulmi* (Koch) (Tetranychidae) associado à cultura da videira no Rio Grande do Sul, Brasil**. Ciência Rural. V. 38, p. 1758-1761, 2008.

FORONI, Francesco; VIGNANDO, Miriam; AIELLO, Marilena; PARMA, Valentina; PAOLETTIM, Maurizio Guido; SQUARTINI, Andrea; RUMIATI, Raffaella I. **The smell of *terroir*! Olfactory discrimination between wines of different grape variety and different *terroir***. Food Quality and Preference. V.58, p. 18-23, 2017.

FRAIGE, Karina; GONZÁLEZ-FERNÁNDEZ, Raquel; CARRILHO, Emanuel; JORRÍN-NOVO, Jesús V. **Metabolite and proteome changes during the ripening of Syrah and Cabernet Sauvignon grape varieties cultured in a nontraditional wine region in Brazil**. Journal of Proteomics. V. 113, p. 206-225, 2015.

FRAGA, Helder; MALHEIRO, Aureliano C.; MOUTINHO-PEREIRA, José; CARDOSO, Rita M.; SOARES, Pedro. M. M.; CANCELA, Javier J.; PINTO, Joaquim G.; SANTOS, João A. **Integrated Analysis of Climate, Soil, Topography and Vegetative Growth in Iberian Viticultural Regions**. Plos One. V.9, p. 1-14, 2014.

FUNAYAMA, K.; KOMATUS, M.; SONODA, S.; TAKAHASHI, I.; HARA, K. **Management of apple orchards to conserve generalist phytoseiid mites suppresses two-**

spotted spider mite, *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae). Experimental and Applied Acarology. V.65, p. 43-54, 2015.

GENOVA, G.; TOSETTI, R.; TONUTTI, P. **Berry ripening, pre-processing and thermal treatments affect the phenolic composition and antioxidant capacity of grape (*Vitis vinifera* L.) juice.** Journal of the Science of Food and Agriculture. V.96, p. 664–671, 2016.

GHAZY, Nouredin Abuelfald; OSAKABE, Masahiro; NEGM, Mohamed Waleed; SCHAUSBERGER, Peter; GOTOH, Tetsuo; AMANO, Hiroshi. **Phytoseiid mites under environmental stress.** Biological Control. V. 96, p. 12-134, 2016.

GIGON, Vincent; CAMPS, Cédric; CORFF, Josiane Le. **Biological control of *Tetranychus urticae* by *Phytoseiulus macropilis* and *Macrolophus pygmaeus* in tomato greenhouses.** Experimental and Applied Acarology. V. 68, p. 55-70, 2016.

GRANATO, D.; CARRAPEIRO, M. M.; FOGLIANO, V.; VAN RUTH, S. M. **Effects of geographical origin, varietal and farming system on the chemical composition and functional properties of purple grape juices: A review.** Trends in Food Science & Technology. V. 52, p. 31-48, 2016.

GRIS, E. F.; MATTIVI, F.; FERREIRA, E. A.; VRHOVSEK, U.; FILHO, D. W.; PEDROSA, R. C.; BORDIGNON-LUIZ, M. T. **Phenolic profile and effect of regular consumption of Brazilian red wines on *in vivo* antioxidant activity.** Journal of Food Composition and Analysis. V. 31, p. 31-40, 2013.

GUZZON, R.; GUGOLE, S.; ZANZOTTI, R.; MALACARNE, M.; LARCHER, R.; WALLBRUNN C. von; MESCALCHIN, E. **Evaluation of the oenological suitability of grapes grown using biodynamic agriculture: the case of a bad vintage.** Journal of Applied Microbiology. V. 120, p. 355-365, 2015.

HAJEK, Ann E.; HURLEY, Brett P.; KENIS, Marc; GARNAS, Jeffrey R.; BUSH, Samantha J.; WINGFIELD, Michael J.; LENTEREN, Joop C. van; COCK, Matthew J. W. **Exotic biological control agents: A solution or contribution to arthropod invasions?** Biological Invasions. V.18, p. 953-969, 2016.

HE, Zhiyong; ZHU, Haidong; XU, Mingzhu; ZENG, Maomao; QIN, Fang; CHEN, Jie. **Complexation of bovine b-lactoglobulin with malvidin-3-O-glucoside and its effect on the stability of grape skin anthocyanin extracts.** Food Chemistry. V. 209, p. 234-240, 2016.

HILBERT, Ghislaine; TEMSAMANI, Hamza; BORDENAVE, Louis; PEDROT, Eric; CHAHER, Nassina; CLUZEL, Stéphanie; DELAUNAY, Jean-Claude; OLLAT, Nathalie; DELROT, Serge; MÉRILLON, Jean-Michel; GÓMES, Eric; RICHARD, Tristan. **Flavonol profiles in berries of wild *Vitis* accessions using liquid chromatography coupled to mass spectrometry and nuclear magnetic resonance spectrometry.** Food Chemistry. V.169, p. 49-58, 2015.

Instituto Adolfo Lutz. **Métodos físico-químicos para análise em alimentos.** 4ª Edição / 1ª Edição digital. São Paulo, 2008.

Instituto Brasileiro do Vinho (IBRAVIN). **Cadastro Vinícola.** 2016. Disponível em: <<http://www.ibraevin.org.br/admin/arquivos/estatisticas/1473079559.pdf>>. Acesso em Fevereiro de 2017.

Instituto Brasileiro do Vinho (IBRAVIN). **Evolução da quantidade de uvas processadas pelas Empresas do RS.** 2018. Disponível em: <<http://www.ibraevin.org.br/admin/arquivos/estatisticas/1529409592.pdf>>. Acesso em Outubro de 2018.

IVANOVA, V., STEFOVA, M., VOJNOSKI, B., DÖRNYEI, Á., MÁRK, L., DIMOVSKA, V., STAFILOV, T., KILÁR, F. **Identification of polyphenolic compounds in red and white grape varieties grown in R. Macedonia and changes of their content during ripening.** Food Research International, V. 44, p. 2851-2860, 2011.

KARASU, Salih; BASLAR, Mehmet; KARAMAN, Safa; KILIÇLI, Mahmut; US, Ahmet Abdullah; YAMAN, Hasan; SAGDIÇ, Osman. **Characterization of some bioactive compounds and physicochemical properties of grape varieties grown in Turkey: thermal degradation kinetics of anthocyanin.** Turkish Journal of Agriculture and Forestry. V. 40, p.177-185, 2016.

KHAROUBA, Heather M.; VELLEND, Mark; SARFRAZ, Rana M.; MYERS, Judith H. **The effects of experimental warming on the timing of a plant–insect herbivore interaction.** *Journal of Animal Ecology*. V. 84, p. 785-796, 2015.

KHEDERI S. J.; KHANJANI, M.; FAYAZ, B. A. **Resistance of three grapevine cultivars to grape erineum mite, *Colomerus vitis* (acari: eriophyidae), in field conditions.** *Persian journal of acarology*. V. 3, p. 63–75, 2014.

KONICA MINOLTA SENSING Inc. **Comunicação precisa da cor: Controle de qualidade da percepção à instrumentação.** P. 59, 1998.

KUMARI, Sapana; CHAUHAN, Urvashi; KUMARI, Anuradha; NADDA, GIREESH. **Comparative toxicities of novel and conventional acaricides against different stages of *Tetranychus urticae* Koch (Acarina: Tetranychidae).** *Journal of the Saudi Society of Agricultural Sciences*. V. 16, p. 191-196, 2015.

KUCK, Luiza Siede; NOREÑA, Cacio Pelayo Zapata. **Microencapsulation of grape (*Vitis labrusca* var. Bordo) skin phenolic extract using gum Arabic, polydextrose, and partially hydrolyzed guar gum as encapsulating agents.** *Food Chemistry*. V. 194, p. 569-576, 2016.

LEEUWEN, T. V.; TIRRY, L.; YAMAMOTO, A.; NAUEN, R.; DERMAUW, W. **The economic importance of acaricides in the control of phytophagous mites and an update on recent acaricide mode of action research.** *Pesticide Biochemistry and Physiology*. V. 121, p. 12-21, 2015.

LI, Y. Charles; YANG, Yipeng. **On the paradox of pesticides. Communications in Nonlinear.** *Science and Numerical Simulation*. V. 29, p. 179-187, 2015.

LI, H. K.; WAN, Y. Z.; SIMON, C. J. **Characterisation of patterns of genetic differentiation within and among *Euvitis* species based on a large number of nuclear single-nucleotide polymorphisms.** *Australian Journal of Grape and Wine Research*. V. 20, p.507-518, 2014

LI, Yong-Tao; JIANG, Jue-Ying-Qi; HUANG, Yan-Qin; WANG, Zhen-Hui; ZHAND, Jian-Ping. **Effects of temperature on development and reproduction of *Neoseiulus bicaudus* (Phytoseiidae) feeding on *Tetranychus turkestani* (Tetranychidae).** Systematic & Applied Acarology. V. 20, p. 478-490, 2015.

LINGUA, Mariana S.; FABANI, María P.; WUNDERLIN, Daniel A.; BARONI, María V. **In vivo antioxidant activity of grape, pomace and wine from three red varieties grown in Argentina: Its relationship to phenolic profile.** Journal of Functional Foods. V. 20, p. 332-345, 2016.

LIVINALI, Emanuele; SPEROTTO, Raul Antonio; FERLA, Noeli Juarez; SOUZA, Claucia Fernanda Volken de. **Physicochemical and nutritional alterations induced by two-spotted spider mite infestation on strawberry plants.** Electronic Journal of Biotechnology. V. 17, p. 193-198, 2014.

LOPES, L. A. A. **Atividade de compostos fenólicos na inibição da formação de biofilme em *Staphylococcus aureus*.** Dissertação apresentada no Programa de Pós-Graduação em Ciências da Nutrição – Universidade Federal da Paraíba. 2016.

LÓPEZ-CARRETERO, Antonio; DÍAZ-CASTELAZO, Cecillia; BOEGE, Karina; RICO-GRAY, Victor. **Evaluating the Spatio-Temporal Factors that Structure Network Parameters of Plant-Herbivore Interactions.** Plos One. V. 9, p. 1-10, 2014.

MELLO, L. M. R. **Desempenho da vitivinicultura brasileira em 2015.** Embrapa – Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. 16 de fevereiro de 2016. Disponível em: <<https://www.embrapa.br/web/portal/busca-de-noticias/-/noticia/9952204/artigo-desempenho-da-vitivinicultura-brasileira-em-2015>>. Acesso em 13/03/2017.

MALICANIN, M., RAC, V., ANTIC, V., ANTIC, M., PALADE, L. M., KEFALAS, P., RAKIC, V. **Content of antioxidants, antioxidant capacity and oxidative stability of grape seed oil obtained by ultra sound assisted extraction.** Journal of the American Oil Chemists' Society, V. 91, p. 989 – 999, 2014.

MENSOR L. L.; MENEZES, F. S.; LEITÃO, G. G.; REIS, A. S.; SANTOS, T. C.; COUBE, C. S.; LEITÃO, S. G. **Screening of brazilian plant extracts for antioxidant activity by the use of dpph free radical method.** *Phytotherapy research.* V. 15, p. 127-130, 2001.

MULERO, J.; MARTÍNEZ, G.; OLIVA, J.; CERMEÑO, S.; CAYUELA, G. M.; ZAFRILLA, P.; MARTÍNEZ-CACHÁ, A.; BARBA, A. **Phenolic compounds and antioxidant activity of red wine made from grapes treated with different fungicides.** *Food Chemistry.* v. 180, p.25-31, 2015.

MUSCAS, E.; COCCO, A.; MERCENARO, L.; CABRAS, M.; LENTINI, A.; PORQUEDDU, C.; NIEDDU, G. **Effects of vineyard floor cover crops on grapevine vigor, yield, and fruit quality, and the development of the vine mealybug under a Mediterranean climate.** *Agriculture, Ecosystems e Environment.* V. 237, p. 203-212, 2017.

NOGALES-BUENO, Julio; AYALA, Fernando; HERNÁNDEZ-HIERRO, José Miguel; RODRÍGUEZ-PULIDO, Francisco José; ECHÁVARRI, José Federico; HEREDIA, Francisco José. **Simplified Method for the Screening of Technological Maturity of Red Grape and Total Phenolic Compounds of Red Grape Skin: Application of the Characteristic Vector Method to Near-Infrared Spectra.** *Journal of Agricultural and Food Chemistry.* V.63, p. 4284-4290, 2015.

OIV (International Organization of Vine and Wine). **Definition of Vitivinicultural “Terroir”.** Resolution OIV/VITI 333/2010, 2010.

PACIFICO, S., D'ABROSCA, B., SCOGNAMIGLIO, M., GALLICCHIO, M., POTENZA, N., PICCOLELLA, S. **Metabolic profiling of strawberry grape (*Vitis × labruscana* cv. ‘Isabella’) components by nuclear magnetic resonance (NMR) and evaluation of their antioxidant and antiproliferative properties.** *Journal of Agricultural and Food Chemistry,* V. 59, p. 7679–7687, 2011.

PANTELÍĆ, Milica M.; ZAGORAC, Dragana Č. Dabić; DAVIDOVIĆ, Sonja M.; TODIĆ, Slavica R.; BEŠLIĆ, Zoran S.; GAŠIĆ, Uroš M.; TEŠIĆ, Živoslav Lj.; NATIĆ, Maja M. **Identification and quantification of phenolic compounds in berry skin, pulp, and seeds in 13 grapevine varieties grown in Serbia.** *Food Chemistry.* V.211, p. 243-252, 2016.

PATHARE P B, OPARA U L, AL-SAID F A-J. **Colour measurement and analysis in fresh and processed foods: a review.** Food and bioprocess technology. V. 6, p. 36-60, 2013.

PERTOT, I.; CAFFI, T.; ROSSI, V.; MUGNAI, L.; HOFFMANN, C.; GRANDO, M. S.; GARY, C.; LAFOND, D.; DUSO, C.; THIERY, D.; MAZZONI, V.; ANORA, G. **A critical review of plant protection tools for reducing pesticide use on grapevine and new perspectives for the implementation of IPM in viticulture.** Crop Protection. V. 97, p. 70-84, 2017.

QUEIROZ, Mafalda Jacob Galante de. **Evolução das antocianinas, atividade antioxidante e parâmetros de cor no Vinho do Porto ao longo do seu envelhecimento.** Dissertação apresentada no Programa de Pós-Graduação em Controle da Qualidade – Ramo de Especialização Água e Alimentos – Faculdade de Farmácia da Universidade do Porto. 2015.

REVISTA ADEGA. GRIZZO, Arnaldo. **Conheça a história do vinho.** Disponível em: http://revistaadega.uol.com.br/artigo/historia-do-vinho-e-o-vinho-na-historia_9693.html. 2016. Acesso: 28/04/2017.

RIBEIRO, L. F. **Avaliação dos compostos bioativos e atividade antioxidante *in vitro* e *in vivo* em bagaços de uvas (*Vitis vinifera* e *Vitis labrusca*).** Tese de doutorado – Programa de pós-graduação em Engenharia de Alimentos – Universidade Federal do Paraná. 2016.

RIBEIRO, Nicolle; CAMARA, Claudio; RAMOS, Clecio. **Toxicity of essential oils of *Piper marginatum* Jacq. against *Tetranychus urticae* Koch and *Neoseiulus californicus* (McGregor).** Chilean Journal of Agricultural Research. V. 76, p. 71-76, 2016.

RIBEIRO, L. F.; RIBANI, R. H.; FRANCISCO, T. M. G.; SOARES, A. A.; PONTAROLO, R.; HAMINIUK, C. W. I. **Profile of bioactive compounds from grape pomace (*Vitis vinifera* and *Vitis labrusca*) by spectrophotometric, chromatographic and spectral analyses.** Journal of Chromatography B. V. 1007, p. 72-80, 2015.

RODRIGUEZ, Luz Angela Sanchez. **Caracterização ecofisiológica e agrônômica da videira ‘Niágara rosada’ em diferentes sistemas de condução.** Dissertação apresentada no Programa de Pós-Graduação em Ciências – Universidade de São Paulo. 2016.

ROLLE L, GIACOSA S, GERBI V, NOVELLO V. **Comparative study of texture properties, color characteristics, and chemical composition of ten white table-grape varieties.** American journal of enology and viticulture. V. 62, p. 49-56, 2011.

SACCAGGI, Davina L.; KARSTEN, Minette; ROBERTSON, Mark P.; KUMSCHICK, Sabrina; SOMERS, Michael J.; WILSON, John R. U.; TERBLANCHE, John S. **Methods and approaches for the management of arthropod border incursions.** Biological Invasions. V.18, p. 1057-1075, 2016.

SAMOTICHA, Justyna; WOJDYLO, Aneta; GOLIS, Tomasz. **Phenolic composition, physicochemical properties and antioxidant activity of interspecific hybrids of grapes growing in Poland.** Food Chemistry. V.215, p. 263-273, 2017.

SEBELA, D.; TUROCZY, Z.; OLEJNICKOVA, J.; KUMSTA, M.; SOTOLÁR, R. **Effect of Ambient Sunlight Intensity on the Temporal Phenolic Profiles of Vitis Vinifera L. Cv. Chardonnay During the Ripening Season – A Field Study.** South African Journal of Enology and Viticulture. V. 38, p. 94-102, 2017.

SILVA, Marcos Zatti da; SATO, Mário Eidi; OLIVEIRA, Carlos Amadeu Leite de; NICASTRO, Roberto Lomba. **Interspecific interactions involving Neoseiulus californicus (Acari: Phytoseiidae) and Agistemus brasiliensis (Acari: Stigmaeidae) as predators of Brevipalpus phoenicis (Acari: Tenuipalpidae).** Experimental and Applied Acarology. V. 65, p. 319-329, 2015.

SINGH, Chandra K.; LIU, Xiaoqi; AHMAD, Nihal. **Resveratrol, in its natural combination in whole grape, for health promotion and disease management.** Annals of the New York Academy of Sciences. V. 1348, p 150-160, 2015.

SINGLETON, Vernon L.; ORTHOFER, Rudolf; LAMUELA-RAVENTÓS, Rosa M. **Analysos of Total Phenols and Other Oxidation Substrates and Antioxidants by Means of Folin-Ciocalteu Reagent.** Methods in Enzymology. V.299, p. 152-178, 1999.

SOUSA, Eldina Castro. **Investigação do potencial biotecnológico o bagaço de uva (*Vitis vinifera L.*) variedade Benitaka, cultivada no município de São João do Piauí, PI.** Dissertação apresentada no Programa de Pós-Graduação em Biotecnologia – Universidade Federal do Ceará. 2014.

TARARA, J. M.; LEE, J.; SAPYD, S. E.; SCAGEL, C. F. **Berry Temperature and Solar Radiation Alter Acylation, Proportion, and Concentration of Anthocyanin in Merlot Grapes.** American Journal of Enology and Viticulture. V. 59, p. 235-247, 2008.

TOALDO, Isabela Maia; FOGOLARI, Odinei; PIMENTEL, Gabriela Cadore; GOIS, Jefferson Santos de; BORGES, Daniel L. G.; CALIARI, Vinícius; BORDIGNON-LUIZ, Marilde. **Effect of grape seeds on the polyphenol bioactive content and elemental composition by ICP-MS of grape juices from *Vitis labrusca L.*** LWT – Food Science and Technology. V.53, p.1-8, 2013.

TONG, Sen-Miao; FENG, Ming-Guang. **Laboratory and field evaluations of camptothecin sodium salt against phytophagous mites.** Pest Management Science. V. 72, p. 629-636, 2016.

VANGANSBEKE, Dominiek; NGUYEN, Duc Tung; AUDENAERT, Joachim; VERHOEVEN, Ruth; GOBIN, Bruno; TIRRY, Luc; CLERCQ, Patrick De. **Prey consumption by phytoseiid spider mite predators as affected by diurnal temperature variations.** Biocontrol. V. 60, p. 595-603, 2015.

VILLANGÓ, Sz.; SZEKERES, A.; BENCSIK, O.; LÁPOSI, R.; PÁLFI, Z.; ZSÓFI, Zs. **The effect of postveraison water deficit on the phenolic composition and concentration of the Kékfrankos (*Vitis vinifera L.*) berry.** Scientia Horticulturae. V.209, p.113-116, 2016.

WANG, R.; SUN, Q.; CHANG, Q. **Soil Types Effect on Grape and Wine Composition in Helan Mountain Area of Ningxia.** Plos One. V. 10, p.1-12, 2015.

WHALEN, Rebecca; HARMON, Jason P. **Temperature alters the interaction between a herbivore and a resistant host plant.** *Arthropod – Plant Interactions*. V.9, p.233-240, 2015.

XIE, Yong; XU, Ying; LIU, Changling; GUAN, Aiying; BAN, Lanfeng; DING, Fei; PENG, Wei. **Intermediate derivatisation method in the discovery of new acaricide candidates: synthesis of *N*-substituted piperazine derivatives and their activity against phytophagous mites.** *Pest Management Science*. V. 73, p. 945-952, 2017.

YALCIN, Hasan; KAVUNCUOGLU, Hatice; EKICI, Lutfiye; SAGDIC, Osman. **Determination of Fatty Acid Composition, Volatile Components, Physico-Chemical and Bioactive Properties of Grape (*Vitis vinifera*) Seed and Seed Oil.** *Journal of Food Processing and Preservation*. P. 1-9, 2016.

YAMAMOTO, Lilian Yukari; ASSIS, Adriane Marinho de; ROBERTO, Sergio Ruffo; BOVOLENTA, Yuri Renan; NIXDORF, Suzana Lucy; GARCÍA-ROMERO, Esteban; GÓMEZ-ALONSO, Sergio. **Application of abscisic acid (*S*-ABA) to cv. Isabel grapes (*Vitis vinifera* × *Vitis labrusca*) for color improvement: Effects on color, phenolic composition and antioxidant capacity of their grape juice.** *Food Research International*. V. 77, p. 572-583, 2015.

ZHISHEN, Jia; MENGCHENG, Tang; JIANMING, Wu. **The determination of flavonoid contents in mulberry and their scavenging effects on superoxide radicals.** *Food Chemistry*. V. 64, p. 555-559, 1999.