

**CARACTERIZAÇÃO FÍSICA, QUÍMICA E  
BIOQUÍMICA DE CULTIVARES DE VIDEIRA  
DURANTE A MATURAÇÃO**

**HELOISA HELENA DE SIQUEIRA ELIAS**

**2008**

**HELOISA HELENA DE SIQUEIRA ELIAS**

**CARACTERIZAÇÃO FÍSICA, QUÍMICA E BIOQUÍMICA DE  
CULTIVARES DE VIDEIRA DURANTE A MATURAÇÃO**

Tese apresentada à Universidade Federal de Lavras, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação *Stricto Sensu* em Ciência dos Alimentos, para obtenção do título de “Doutor”.

Orientador

Prof. Dr. Luiz Carlos de Oliveira Lima

LAVRAS  
MINAS GERAIS – BRASIL  
2008

**Ficha Catalográfica Preparada pela Divisão de Processos Técnicos da  
Biblioteca Central da UFLA**

Elias, Heloísa Helena de Siqueira.

Caracterização física, química e bioquímica de cultivares de videira durante a maturação / Heloísa Helena de Siqueira Elias. – Lavras : UFLA, 2008.

74 p. : il.

Tese (Doutorado) – Universidade Federal de Lavras, 2008.

Orientador: Luiz Carlos de Oliveira Lima.

Bibliografia.

1. Fenologia. 2. Caracterização. 3. Pós-colheita. 4. Cultivares. I. Universidade Federal de Lavras. II. Título.

CDD – 634.83

**HELOISA HELENA DE SIQUEIRA ELIAS**

**CARACTERIZAÇÃO FÍSICA, QUÍMICA E BIOQUÍMICA DE  
CULTIVARES DE VIDEIRA DURANTE A MATURAÇÃO**

Tese apresentada à Universidade Federal de Lavras, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação *Stricto Sensu* em Ciência dos Alimentos, para obtenção do título de “Doutor”.

APROVADA em 3 de julho de 2008

Profa. Dra. Juliana Audi Giannoni	UFLA
Prof. Dr. Augusto Ramalho de Moraes	UFLA
Profa. Dra. Celeste Maria Patto de Abreu	UFLA
Pesq. Dr. Ângelo Alberico Alvarenga	EPAMIG

Prof. Dr. Luiz Carlos de Oliveira Lima  
UFLA  
(Orientador)

LAVRAS  
MINAS GERAIS – BRASIL

## AGRADECIMENTOS

À Universidade Federal de Lavras, especialmente ao Departamento de Ciência dos Alimentos, pela oportunidade de realização do curso.

Ao Conselho Nacional de Pesquisa (CNPq), pela concessão da bolsa.

Ao professor Luiz Carlos de Oliveira Lima, pela orientação, paciência e compreensão.

Aos professores Eric Ferreira e Augusto Ramalho de Moraes, pelo auxílio nas análises estatísticas.

As laboratoristas Creuza, Sandra e Tina, pela amizade e carinho.

Aos professores e funcionários do Departamento de Ciência dos Alimentos, pelo apoio e atenção.

A EPAMIG de Caldas, MG, pelo material cedido para realização do experimento.

Aos amigos José Daniel e Telma, pelas ajudas na execução das análises químicas.

As amigas Merce e Kelen, pelo carinho.

Em especial a todos os meus amigos de curso, pela convivência

Ao meu marido Gustavo, pelo amor e paciência.

Aos meus pais, Nestor e Maria, pela constante presença em minha vida.

Ao meu irmão Flávio, minha cunhada Livia e meu sobrinho Vinícius, pela amizade e carinho.

A minha tia Sirley e minha vó Josefina, pelo amor e carinho.

A todos os meus familiares, pela torcida nesta longa caminhada.

A todos os meus amigos, pela presença nos momentos difíceis.

A todos que contribuíram de alguma forma para a concretização deste trabalho.

A Deus, pela luz em todos os momentos.

## SUMÁRIO

	<b>Página</b>
RESUMO.....	i
ABSTRACT .....	ii
1 INTRODUÇÃO .....	1
2 REFERENCIAL TEÓRICO .....	3
2.1 Classificação e exigências climáticas da cultura da videira.....	3
2.2 Cultivares utilizadas.....	4
2.2.1 ‘Folha de Figo’.....	4
2.2.2 ‘Merlot’ .....	5
2.2.3 ‘Syrah’ .....	5
2.2.4 ‘Cabernet Sauvignon’ .....	5
2.3 Fenologia .....	6
2.4 Composição física e química da uva madura.....	9
2.4.1 Engaço .....	9
2.4.2 Baga ou grão .....	9
2.5 Constituintes qualitativos da uva .....	11
2.5.1 Ácidos orgânicos e pH.....	11
2.5.2 Compostos fenólicos.....	12
2.5.3 Sólidos solúveis e relação SS/AT .....	14
2.5.4 Parede celular.....	15
2.5.5 Enzimas.....	18
3 MATERIAL E MÉTODOS .....	24
3.1 Matéria-prima .....	24
3.2 Município de Caldas .....	24
3.3 Dados climáticos.....	25

3.4 Tratamento e delineamento Experimental .....	26
3.5 Metodologias: .....	26
3.6 Análise estatística .....	30
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO .....	31
4.1 pH, sólidos solúveis (SS), acidez titulável (AT) e SS/AT .....	31
4.2. Pectina total (PT), pectina solúvel (PS) e solubilidade.....	38
4.3 Parede celular.....	42
4.4 Compostos fenólicos e enzimas .....	45
5 CONCLUSÕES .....	56
6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	57
ANEXOS .....	68

## RESUMO

ELIAS, Heloisa Helena de Siqueira. **Caracterização física, química e bioquímica de cultivares de videira durante a maturação.** 2008. 74 p. Tese (Doutorado em Ciência dos Alimentos)- Universidade Federal de Lavras, Lavras.\*

A viticultura brasileira representa importante atividade sócio-econômica para o país. Diante disso, o objetivo deste trabalho foi caracterizar alguns parâmetros físicos, químicos e bioquímicos de cultivares de videira (Folha de Figo, Syrah, Cabernet Sauvignon e Merlot) em diferentes estádios de desenvolvimento (chumbinho, início pintor, final pintor e maturação completa). As uvas foram provenientes da Estação Experimental da EPAMIG de Caldas, MG (safra 2005/2006), colhidas pela manhã, armazenadas em nitrogênio líquido e transportadas para o Laboratório Pós-Colheita de Frutas e Hortaliças do Departamento de Ciência dos Alimentos, da Universidade Federal de Lavras, Lavras, MG. Os seguintes parâmetros foram avaliados: pH, sólidos solúveis (SS), acidez titulável (AT), relação SS/AT, pectina total (PT), pectina solúvel (PS), solubilidade, material da parede celular (MPC) (celulose, hemicelulose, pectina ou poliuronídeos totais), compostos fenólicos, enzimas peroxidase (POD), polifenoloxidase (PFO), fenilalanina amônia-liase (FAL), poligalacturonase (PG) e pectinametilesterase (PME). Houve efeito significativo da interação entre as diferentes cultivares e os diferentes estádios para todos os parâmetros estudados. Os teores de pH, sólidos solúveis e relação sólidos solúveis/acidez aumentaram com a maturação e os teores de acidez titulável decresceram. Com a maturação das bagas, houve redução nos teores de pectina total, celulose, hemicelulose e pectina da parede e aumento de pectina solúvel e solubilidade, provocando um amaciamento destas bagas. Houve um aumento linear da atividade das enzimas peroxidase, polifenoloxidase e poligalacturonase ao longo da maturação e uma redução da atividade das enzimas fenilalanina amônia-liase e pectinametilesterase. A determinação do ponto ideal de colheita por meio da caracterização da fenologia contribui significativamente para a melhoria da qualidade destas uvas.

---

\* Comitê Orientador: Prof. Dr. Luiz Carlos de Oliveira Lima – DCA/UFLA (orientador), Prof. Dr. Eric Ferreira – DEX/UFLA (co-orientador)

## ABSTRACT

ELIAS, Heloisa Helena de Siqueira. Physical, chemistry and biochemistry **characterization of** cultivars of grape fruit during of maturation. 2008. 74 p. Thesis (Doctor in Food Science) – Federal University of Lavras, Lavras.\*

The Brazilian viticulture represents important social and economic activities for the country. Because of it, the goal of this work was to characterize some physical, chemistry and biochemistry parameters of cultivars of grape fruit (Folha de Figo, Syrah, Cabernet Sauvignon, Merlot) in different development stages (fruit set, color beginning, color end, complete maturation). The grapes were harvested at the Experimental Station of Caldas of EPAMIG, MG (harvest 2005/2006), caught in the morning, stored in liquid nitrogen and transported to the Laboratory of Postharvest of Fruits and Vegetables, of the Department of Science of Foods, of the Federal University of Lavras, Lavras, MG. The following parameters were evaluated: pH, soluble solids (SS), titratable acidity (AT), ratio SS/AT, total pectin (PT), soluble pectin (PS), solubility, cell wall material (cellulose, hemicellulose, pectin or total polyuronids), phenolic compounds, enzymes (peroxidase (POD), polyphenoloxidase (PFO), phenylalanine ammonia-lyase (PAL), polygalacturonase (PG) and pectin methyl esterase (PME). There was a significant effect of interaction among different cultivars and different stages for all parameters studied. The pH content, soluble solids (SS) and ratio soluble solids/titratable acidity increase with the maturation and the content of titratable acidity decreases. With the maturation of berries, there was a reduction in the content of total pectin, cellulose, hemicellulose and pectin of wall and an increase of soluble pectin and solubility, provoking a softening of these berries. There was a linear increase of activity of enzymes peroxidase, polyphenoloxidase and polygalacturonase throughout the maturation and a reduction of activity of phenylalanine ammonia-lyase and polygalacturonase. The determination of the ideal point of harvest by using the characterization of phenology contributes significantly to improving the quality of these grapes.

---

\* Guidance Committee: Prof. Dr. Luiz Carlos de Oliveira Lima – DCA/UFLA (adviser), Prof. Dr. Eric Ferreira – DEX/UFLA (co-adviser)

## 1 INTRODUÇÃO

A videira destaca-se como uma das frutíferas mais cultivadas no mundo. No Brasil, é cultivada em quase todas as regiões, tendo sua produção concentrada nas regiões Sul, Sudeste e Nordeste. Na região Sul, a uva é destinada à elaboração de vinhos e sucos; no Sudeste, além da elaboração de vinhos e sucos, é empregada no consumo “*in natura*” e, no Nordeste, a produção é quase totalmente destinada à mesa.

O cultivo de fruteiras em geral e o da videira em particular, é uma das atividades agrícolas que proporcionam maior rentabilidade aos produtores. Porém, para que isso se concretize, o viticultor deve produzir uvas de boa qualidade e com boa produtividade para se tornar mais competitivo.

Por volta de 1860, a videira foi introduzida no sul de Minas Gerais, mais especificamente em Caldas, Andradas e Baependi. E esta viticultura somente assumiu importância econômica após a introdução das variedades americanas, principalmente ‘Isabel’ no Rio Grande do Sul e Folha de Figo em Caldas, por apresentarem maior rusticidade e melhor adaptação ao clima mineiro. Atualmente, a produção de uvas em Minas Gerais está concentrada em duas regiões do estado: ao norte, com uma viticultura tropical na qual predomina o cultivo de uvas finas para mesa e outra ao sul, onde predomina a viticultura tradicional, com cultivares americanas destinadas à vinificação e ao consumo “*in natura*” (Silva, 1998).

A avaliação do comportamento fenológico propicia o conhecimento e a definição das épocas em que ocorrem as diversas fases do período vegetativo das plantas, o que pode favorecer a melhor utilização das práticas culturais (Abrahão & Nogueira, 1992).

As principais vantagens do conhecimento da fenologia da videira são: redução dos tratamentos fitossanitários, que passam a ser realizada de maneira mais racional de acordo com as principais pragas e doenças, dentro da fase de desenvolvimento em que a cultura se encontra, melhoria na qualidade dos frutos, economia de insumos e colheita na entressafra brasileira.

A uva é classificada como uma fruta de alta perecibilidade e mesmo com os grandes avanços tecnológicos, as perdas pós-colheita do produto, estimada em torno de 20-95%, ainda causa grandes prejuízos econômicos aos viticultores. Uma colheita correta associada a processos pós-colheita adequados favorece a redução das perdas pós-colheita e a manutenção da qualidade da uva.

Tendo em vista a grande importância da produção de uvas no Sul de Minas Gerais, o objetivo deste trabalho foi realizar uma caracterização detalhada de alguns parâmetros físicos, químicos e bioquímicos presentes nos frutos de cultivares de uvas produzidas na Estação Experimental da Epamig de Caldas, Minas Gerais (safra 2005/2006), em diferentes estádios de desenvolvimento.

## 2 REFERENCIAL TEÓRICO

### 2.1 Classificação e exigências climáticas da cultura da videira

A videira pertence ao gênero *Vitis*, família Vitaceae, em que são incluídas todas as variedades européias, americanas e asiáticas, sejam elas destinadas a sucos, a vinhos ou à mesa.

Neste gênero há, aproximadamente, quarenta espécies, sendo a de maior importância a *Vitis vinifera*, pela qualidade de seus vinhos. A videira requer, do início ao fim do período da atividade vegetativa, temperaturas médias diárias crescentes, que vão de 12° a 23°C.

A quantidade total de água necessária, na forma de precipitação pluviométrica (chuva) ou irrigação, varia de região para região. A videira, por ser uma planta heliófila, é exigente em radiação solar, sendo que a falta de luz causa problemas, principalmente durante a floração e a maturação (Manica et al., 2006).

Em geral, a variedade, o clima e o solo estão ligados entre si e interagem afetando a qualidade da uva. Clima quente e seco favorece o desenvolvimento dos cachos, produzindo bagas maiores e mosto rico em açúcares e pobre em ácidos. Em climas frios, o engarço e as bagas são pequenos, o mosto é pobre em açúcares e rico em ácidos (Cataluña, 1988).

É complexa a influência do solo sobre a qualidade da uva, porém, devem ser evitados os excessivamente pesados, rasos, maldrenados e aqueles que contêm alta concentração de sais de metais alcalinos e outras substâncias tóxicas. Os terrenos alcalinos são os mais convenientes para obter uvas ricas em açúcares; os argilosos, pelo ferro que possuem, produzem uvas com maior quantidade de pigmentos e os vulcânicos são bons para cultivares viníferas, pela

riqueza em fósforo (perfume, aroma e fineza do vinho) e potássio (perfume e aroma do vinho) (Cataluña, 1988).

O estado chumbinho corresponde ao período após o florescimento, em que o ovário da flor inicia a divisão celular e o próprio crescimento, isto é, a formação do fruto.

Já o pintor (início da maturação) caracteriza a mudança de cor de uma parte da película de verde para vermelho. O início pintor é anotado quando pelo menos uma baga em dois cachos de uma planta mudou de cor, e o final, quando somente em dois cachos de uma planta ainda se verificam bagas verdes.

A maturação corresponde à fase de mudança de cor até a colheita. Dura de 40 a 50 dias, dependendo da cultivar e da região de cultivo. Durante este período, a uva sofre mudanças físicas na baga, adquirindo certa elasticidade e amolecimento, devido à perda de rigidez da parede das células da película e da polpa, e apresenta um aumento no teor de açúcar.

## **2.2 Cultivares utilizadas**

### **2.2.1 ‘Folha de Figo’**

Esta cultivar originou-se, acidentalmente, em 1840 em Ohio, EUA, a partir de uma semente de ‘Alexander’ (*Vitis labrusca* L), recebendo, inicialmente, o nome de seu selecionador ‘Ives’ ou ‘Ives seedling’.

Foi introduzida no Brasil e se expandiu, assumindo diferentes nomes, como ‘Bordeaux’ e ‘Bordô’ (RS), ‘Cynthiana’ (SC), ‘Terci’ (PR) e ‘York Madeira’ (Camargo, 1994).

Na região de Caldas, Sul de Minas foi introduzida em 1904, recebendo o nome de ‘Folha de Figo’ e vem sendo utilizada para a produção de vinhos tintos encorpados, de sabor foxado (aroma típico de *Vitis labrusca*), além de sua abundante produção e grande rusticidade (Abrahão et al.,1993).

### **2.2.2 ‘Merlot’**

A cultivar Merlot, juntamente com outras do grupo das européias, marcou o início da produção de vinhos finos varietais brasileiros. Importante vinífera originária da França, produzindo vinho de excelente qualidade para pronto consumo.

É uma cultivar de bom vigor, porém, pouco produtiva, como as melhores viníferas para vinho. Os cachos são pequenos a médios, cônicos e compactos. As bagas são pequenas, arredondadas, de textura média e pretas. O vinho Merlot é incorporado, intensamente frutado, complexo, uma harmônica estrutura com perfeito equilíbrio (Pommer, 2003).

### **2.2.3 ‘Syrah’**

A ‘Syrah’ se destaca como uma das grandes uvas que chegaram aos nossos dias. A ‘Syrah’ é uma cultivar tinta de origem francesa, muito vigorosa e produtiva. É bastante susceptível ao apodrecimento, quando ocorre tempo chuvoso, durante a maturação.

É notável a qualidade dos vinhos que com ela se elabora tanto no sul da França quanto em outras regiões do mundo, notadamente na Austrália, onde se adaptou e ganhou o nome de ‘Shiraz’. Origina vinho tinto com sabor e aroma característicos. Os cachos são médios, mas compactos e cilíndricos, de bagas ovaladas e pequenas.

### **2.2.4 ‘Cabernet Sauvignon’**

É originária da região de Médoc em Bordeaux, na França e foi introduzida no Brasil em 1921, mas foi somente a partir de 1980 que houve incremento de seu plantio na Serra Gaúcha. Talvez seja a vinífera cujos vinhos sejam os mais cobiçados no mundo, pela elevada qualidade. É muito semelhante à ‘Cabernet Franc’, mas produz menos do que esta. Os cachos são um pouco

mais cilíndricos e mais longos, as bagas são pequenas, esféricas e pretas. É uma cultivar de brotação e de maturação tardia, relativamente vigorosa, com ramos novos de porte ereto, de média produção e elevada qualidade para vinificação (Hidalgo, 1993; Fregoni, 1998).

### **2.3 Fenologia**

O comportamento fenológico da videira e suas exigências climáticas são importantes parâmetros que o viticultor pode utilizar para o conhecimento antecipado das prováveis datas de colheita, indicando o potencial climático da região para produção, permitindo, assim, o planejamento adequado das atividades agrícolas que serão realizadas.

A caracterização fenológica por meio de estádios permite maior detalhamento na descrição do ciclo da planta, em relação à utilização das fases, já que estas (as fases) podem ser demasiadamente distanciadas no tempo. Assim, torna-se possível utilizar a fenologia para finalidades bem mais específicas, como em adubações de cobertura, em tratamentos fitossanitários ou na observação de um evento importante qualquer (uma geada ou um estresse hídrico), associado aos estádios bem definidos.

A videira apresenta uma sucessão de ciclos vegetativos, alternados por períodos de repouso. As variações climáticas que não permitem essa alternância limitam o seu cultivo. Durante um ciclo vegetativo, a planta sofre contínuas variações ou modificações de volume, peso, forma e estrutura, de maneira que suas exigências e suscetibilidade aos fatores do meio também variam (Hidalgo, 1956).

Assim, o ciclo da videira é subdividido em períodos: período de crescimento (início da brotação até o fim do crescimento), período reprodutivo (floração até a maturação), período de amadurecimento dos tecidos (paralisação do crescimento até a maturação) e período vegetativo (abrange desde o 'choro' à

desfolhação) (Manica et al., 2006). A duração dos diferentes subperíodos da videira, geralmente, é condicionada pela disponibilidade térmica da região de cultivo (Pouget, 1969 citado por Mandelli, 1984). Em função disso, a caracterização das exigências térmicas da videira por meio de conceito de graus-dia tem sido usada para avaliar a duração do ciclo, a produção e a qualidade do produto, apesar de suas limitações (Manica et al., 2006). Os estádios fenológicos da videira (Eichhorn & Lorenz, 1984), de acordo com a European and Mediterranean Plant Protection Organization (1984), são apresentados na Figura 1.

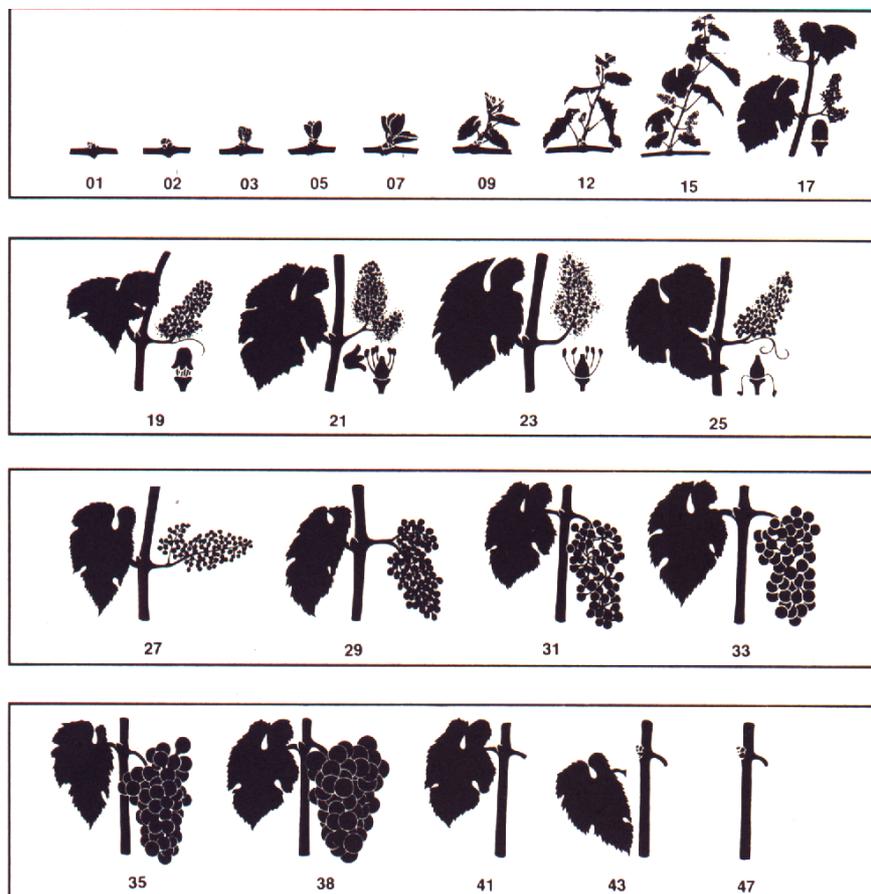


FIGURA 1 – Estádios fenológicos da videira (Eichorn & Lorenz, 1984).

- |  |                                      |
|--|--------------------------------------|
| 01 – gemas dormentes   | 23 - pleno florescimento             |
| 02 - inchamento de gemas                                     | 25- 80% das flores abertas           |
| 03 – algodão   | 27 - frutificação (limpeza de cacho) |
| 05 – ponta verde   | 29 – grãos tamanho “chumbinho”       |
| 07 – 1ª folha separada                                       | 31 – grãos tamanho “ervilha”         |
| 09 – 2 ou 3 folhas separadas                                 | 33 – início da compactação do cacho  |
| 12 - 5 ou 6 folhas separadas; inflorescência visível         | 35 – início da maturação             |
| 15 – alongamento da inflorescência; flores agrupadas         | 38 – maturação plena                 |
| 17 – inflorescência desenvolvida; flores separadas           | 41 – maturação dos sarmentos         |
| 19 – início de florescimento; 1 <sup>as</sup> flores abertas | 43 – início da queda de folhas       |
| 21 – 25% das flores abertas                                  | 47 – final da queda de folhas        |

## **2.4 Composição física e química da uva madura**

Um cacho de uva é composto de duas partes bem distintas: uma parte herbácea (mais ou menos lignificada), denominada de engaço e a outra parte carnosa, denominada de baga ou grão. Uma uva madura e sadia apresenta de 2% a 5% de engaço e de 95% a 98% de baga ou grão. Estas variações podem ocorrer com o tipo de variedade da uva e com o estado de sanidade da mesma (Aquarone et al., 2001).

### **2.4.1 Engaço**

O engaço é a parte herbácea que suporta os grãos. Ele é constituído por pedúnculo e suas ramificações ou pedicelos, que constituem canais de transporte de elementos nutritivos e as reservas dos grãos.

O engaço é rico em água, resinas, minerais e tanino adstringente (Splendor et al., 1995). Normalmente, o engaço é separado da baga antes da fermentação, pois o tanino nele presente confere ao vinho excesso de adstringência e sabor desagradável. Por outro lado, pode contribuir para a diminuição do grau alcoólico do vinho de 0,2% a 0,4%, devido à passagem da água da sua constituição ao mosto (Aquarone et al., 2001).

### **2.4.2 Baga ou grão**

A baga é formada de 6% a 12% de casca ou película, de 2% a 5% de sementes e de 85% a 92% de polpa.

#### **a) Casca ou película**

É recoberta de uma camada fina de cera denominada pruína, cuja função é proteger as células da baga contra os efeitos do calor e umidade, e também evita a penetração de microrganismos causadores de doenças no interior da baga.

Na parte exterior ficam localizadas as substâncias aromáticas características de cada variedade; as antocianinas estão presentes na casca

(contudo, em uvas tintóreas essas substâncias estão presentes também na polpa) e os taninos (0,5% a 2%, dependendo de cada variedade) (Ribereau-Gayon & Peynaud, 1982).

#### b) Sementes

O número de sementes por fruto varia de 1 a 4, dependendo do tipo de fecundação. Representam de 3% a 4% do peso da baga e contêm cerca de 10% a 20% de óleo comestível de boa qualidade. Possuem, ainda, cerca de 5% a 9% de taninos, de 0,5% a 1% de ácidos voláteis e uma substância resinosa, áspera, que confere ao vinho sabor desagradável. Existem, entretanto, uvas sem sementes denominadas apirenas ou apirênicas, destinadas à obtenção de uvas passa e consumo '*in natura*' (Splendor et al., 1995).

#### c) Polpa ou mosto

Constitui a parte principal da baga da uva. Os principais constituintes são (em g.L<sup>-1</sup>): 650 a 850 de água; 120 a 250 de açúcares redutores; 6 a 14 de ácidos orgânicos; 2,5 a 3,5 de substâncias minerais; 0,5 a 1,0 de compostos nitrogenados e outros componentes que aparecem em quantidades mínimas (Splendor et al., 1995; Aquarone et al., 2001).

## **2.5 Constituintes qualitativos da uva**

### **2.5.1 Ácidos orgânicos e pH**

São os principais responsáveis pelo sabor ácido da uva. Os ácidos tartárico, málico e cítrico são os ácidos orgânicos predominantes nas uvas (Esteban et al., 1999). Os ácidos tartárico e málico estão presentes em maior quantidade dentro do vacúolo das células das bagas e são responsáveis por mais de 90% da acidez total. O acúmulo destes ácidos se dá durante o período de crescimento da uva, por translocação das partes vegetativas ou por síntese nas próprias bagas (Possner & Kliewer, 1985).

O ácido tartárico é específico da uva e do vinho, não sendo encontrado em nenhum outro vegetal superior em quantidades significativas (Favarel, 1994). Na baga de uva, o ácido tartárico aumenta da antese ao início da maturação, declinando contínua e lentamente até a maturação completa (Champagnol, 1984). Tem características de ácido medianamente forte e é relativamente resistente à respiração oxidativa.

O ácido málico é o mais encontrado no reino vegetal. Na uva, forma-se como componente secundário da glicólise (Ruffner, 1982). Aumenta da antese ao início da maturação e decresce marcadamente até a maturação completa (Carroll & Marcy, 1982). É considerado um ácido fraco e pouco resistente à respiração oxidativa. Durante a fermentação alcoólica, seu teor diminui de 20% a 30% (Peynaud, 1984). A concentração interna de ácidos orgânicos na uva diminui consideravelmente durante a maturação, em função das reações catabólicas da respiração, da redução no transporte e da migração dos ácidos, do crescimento da baga e da diluição do mosto, da temperatura ambiente e da transformação do ácido málico em açúcar (Peynaud, 1997; Chitarra & Chitarra, 2005).

Os ácidos málico e tartárico se sobressaem ao cítrico, podendo variar em função da cultivar. Formam-se tanto nas bagas verdes como nas folhas

(Giovannini, 2008). A uva, em comparação com outros frutos tipo baga, caracteriza-se por grandes teores de ácido tartárico e málico e pequenos teores de ácido cítrico (Rizzon et al., 1998).

O pH do mosto depende do tipo e da concentração dos ácidos orgânicos e da concentração de cátions, especialmente de potássio (Champagnol, 1986). O equilíbrio ácido-base do mosto pode ser simplificado pela relação entre o ácido tartárico e o potássio. O pH (potencial hidrogeniônico) representa o inverso da concentração de íons hidrogênio ( $H^+$ ) em um dado material. Os ácidos orgânicos presentes nos tecidos vegetais podem se encontrar na forma livre ou esterificada (metila, propila, hexila, etc.) e os ácidos fracos livres, na presença de seus sais de potássio, apresentam pequena variação no pH, em função do equilíbrio estabelecido no sistema. Na célula, esses ácidos estão associados com seus sais de potássio e constituem sistemas tampões que têm importante papel, particularmente na regulação da atividade enzimática (Chitarra & Chitarra, 2005).

O aumento gradual do pH durante a maturação reflete a formação de sais ácidos às custas do ácido livre. A relação entre sais ácidos e ácido livre é influenciada pela quantidade total de calor efetivo durante a maturação.

### **2.5.2 Compostos fenólicos**

Os compostos fenólicos estão amplamente distribuídos no reino vegetal. São originados do metabolismo secundário das plantas, sendo essenciais para o crescimento e reprodução das plantas, além disso, se formam em condições de estresse como infecções, fermentos, radiações UV, dentre outros (Naczki et al., 2004). São definidos como substâncias que possuem um anel aromático com um ou mais substituintes hidroxílicos, incluindo seus grupos funcionais (Shahidi et al., 1995). São produzidos no protoplasma e armazenados no Complexo de Golgi para, depois, migrar para a parede celular.

Entre as frutas, a uva é uma das maiores fontes de compostos fenólicos. Os principais fenólicos presentes na uva são os flavonóides (antocianinas e flavonóis), os estilbenos (resveratrol), os ácidos fenólicos (derivados dos ácidos cinâmicos e benzóicos) e uma larga variedade de taninos (Francis, 2000).

Os conteúdos de fenólicos totais nas uvas variam de acordo com a espécie, a variedade, a maturidade, as condições climáticas e a cultivar (Mazza, 1995; Shahidi et al., 1995). As antocianinas são flavonóides amplamente distribuídos na natureza e, nas uvas tintas, constituem a maior porcentagem de compostos fenólicos, representando um constituinte importante para a produção de vinhos tintos porque contribuem para os atributos sensoriais e, principalmente, para a coloração do vinho (Muñoz-Espada et al., 2004).

Os flavonóis (catequinas, epicatequinas) presentes em sementes de uvas são os principais compostos fenólicos responsáveis pelo sabor e adstringência de vinhos e sucos de uva. Quercetina, caempferol e miricetina, embora presentes em menores quantidades, possuem importante papel no desenvolvimento da coloração do vinho, atuando como co-pigmentos junto às antocianinas.

Os ácidos fenólicos, também usualmente encontrados em baixas concentrações, representam um dos principais compostos em uvas brancas, influenciando o aroma e gosto dos vinhos.

Os taninos são formados nas partes herbáceas das plantas em grandes quantidades, desde o início do ciclo produtivo da videira. No início da maturação, existem grandes quantidades de formas simples de taninos estocado nas bagas, principalmente nas sementes e, em menor quantidade, na casca. À medida que a maturação da uva avança, predominam mais e mais as formas polimerizadas e a porcentagem de cada forma varia de acordo com a variedade e a região de cultivo da uva (Guerra, 2002).

Além das características organolépticas, todos esses compostos contribuem para aumentar as propriedades benéficas dessas bebidas. O

resveratrol é um composto fenólico importante, devido a estudos epidemiológicos que mostram a correlação inversa entre o consumo moderado de vinho e a incidência de doenças cardiovasculares (Cabrita et al., 2003).

### **2.5.3 Sólidos solúveis e relação SS/AT**

Os sólidos solúveis são os açúcares (glicose e frutose) e os ácidos orgânicos (tartárico e málico), sendo fatores importantes para o sabor da uva e para a determinação da maturação (Carvalho & Chitarra, 1984).

O critério mais utilizado para definir a época correta da colheita é o teor de açúcares, medidos em escala de graus Brix, que representa o teor de sólidos solúveis totais na amostra, 90% dos quais são açúcares (Guerra, 2002).

Alguns estudos têm mostrado que frutos de videira com a porção interior do dossel bem exposta à luz solar tiveram um aumento na concentração de açúcares, antocianinas e fenólicos totais e um decréscimo no nível de ácido málico, potássio e pH, quando comparados aos frutos produzidos por videiras com pouca exposição da parte interior do dossel (Chaves, 1986).

Koblet & Perret (1980), citados por Chaves (1986), observaram que a concentração de açúcar no cacho depende da dimensão da superfície foliar fotossinteticamente ativa, da competição com outros drenos (ápices, tronco e raízes) e da translocação dos fotoassimilados das folhas e do tronco para o cacho. Essa translocação é favorecida pelo final do crescimento vegetativo, por uma deficiência hídrica e pelo equilíbrio volume do cacho/dimensão da superfície de assimilação, o qual pode variar com a idade da planta.

A temperatura também exerce influência sobre a composição da uva; quanto mais elevada for a temperatura da região de cultivo, dentro dos limites críticos, maior será a concentração de açúcar e menor de ácido málico nos frutos, favorecendo as produções de uva de mesa, passas e vinhos doces (Coombe, 1987).

Os açúcares (frutose e glicose) e os ácidos (tartárico e málico) são os principais componentes da fração sólidos (casca e semente) e são conhecidos por serem os fatores mais importantes associados ao sabor da fruta. A determinação da relação açúcares/ácidos é que melhor define o grau de maturação das uvas (Carvalho & Chitarra, 1984). Porém, segundo Lizana & Abarca (1987), a quantidade de ácidos varia em função da localidade de produção e da época do ano.

#### **2.5.4 Parede celular**

O conhecimento da estrutura da parede celular é importante para a tecnologia pós-colheita e para a definição de procedimentos utilizados na transformação industrial de produtos vegetais.

A parede celular dos tecidos vegetais atua como elemento de proteção ou barreira natural contra os danos mecânicos e dificulta a penetração dos microrganismos nos tecidos. A casca, ou epicarpo, das frutas é um elemento protetor por possuir paredes celulares revestidas pela cutina, a qual atua como barreira física e química. O processo de espessamento da parede celular é parte integrante do mecanismo de cura do ferimento (Chitarra & Chitarra, 2005).

Em vários estudos, concluiu-se que a parede celular é a principal responsável pela integridade e pela textura dos tecidos. Mudanças ocorridas em seus componentes, via enzimas, durante o amadurecimento do fruto, provocam o seu amolecimento e, conseqüentemente, sua senescência (Nunan et al., 1998; Barnavon et al., 2000; Lima et al., 2000).

A parede celular, além de conferir força mecânica e forma às células, dando rigidez às plantas, controla o crescimento celular por enfraquecimento seletivo da parede primária, protege contra o ataque de patógenos e predadores e participa na comunicação entre células (Brett & Waldron, 1990). Contém componentes para a sinalização e a comunicação simplástica, por meio dos

plasmodesmatas, forma conexões com a membrana plasmática como resultado da adaptação a estresses osmóticos (Carpita & Gibeaut, 1993).

A parede celular contém substâncias pécticas que formam a lamela média, funcionando como cimento intercelular (Czerkaswski, 1986), e polissacarídeos estruturais, hemicelulose e celulose, os quais são incorporados dentro da parede celular, aumentando sua espessura com a maturidade da planta.

A parede celular é dividida em três regiões: lamela média, parede primária e parede secundária. A lamela média é a região amorfa entre as células contíguas, composta basicamente de pectina, que também se infiltra e está ligada à celulose e à hemicelulose da parede primária, permitindo aderência das células adjacentes (Nobel, 1983).

A parede primária apoia-se interiormente na lamela média e é a primeira a se formar. Durante o tempo em que a célula vai aumentando de tamanho, esta parede é relativamente fina e elástica, espessando-se e tornando-se rígida a partir do momento em que termina o crescimento em tamanho das células. A partir desse momento, inicia-se a formação da parede secundária, proporcionando resistência à célula (Devlin, 1980).

A parede celular consiste numa rede de filamentos de celulose de tamanho e complexidade variável. As moléculas de glicose polimerizadas formam longas cadeias lineares, chamadas genericamente de celulose. A união de aproximadamente 100 cadeias de celulose simples forma as micelas e estas reúnem-se em feixes chamados microfibrilas (mais ou menos 20 micelas), tendo a hemicelulose como elemento entre estas micelas.

O agrupamento de cerca de 250 microfibrilas dá origem a uma fibrila, que forma a parede celular. A estrutura física das fibrilas na parede primária e secundária é diferente. Na parede primária, as fibrilas estão dispostas de forma irregular, transversalmente em relação ao eixo da célula, mas apresentam uma orientação longitudinal nos ângulos da célula. As três camadas da parede

secundária S1, S2 e S3 (externa, central e interna, respectivamente) são caracterizadas pela diferente disposição das microfibrilas. Quando o crescimento vegetal se acha quase completo, há formação de lignina combinada com a celulose e hemicelulose da parede celular, conferindo-lhe rigidez final (Nobel, 1983).

As células presentes na polpa de frutos são, geralmente, conhecidas como tendo somente paredes celulares primárias e lamela média, sendo constituídas de pectina, hemicelulose, celulose e glicoproteínas. A pectina é essencialmente composta de ácido D- galacturônico, L-ramnose, L-arabinose e D-galactose, contendo uma estrutura ramnogalacturonana, na qual cadeias ligadas de  $\alpha$ -(1→4)D-galacturonanas são interrompidas em certos intervalos com resíduos de  $\alpha$ -L-ramnopiranosil, carregando cadeias laterais neutras. Mais ou menos 50% a 60% dos grupos carboxílicos são metoxilados, enquanto o cálcio pode formar pontes inter e intramoleculares (Pilnik & Voragen, 1991; Fischer & Bennett, 1991; Taiz & Zeiger, 2004).

A porção protéica da parede celular, que normalmente compreende mais ou menos 10% do peso, é rica em hidroxiprolina, serina, alanina e glicona, sendo, a maioria, glicosilada. A extensina é a proteína mais estudada, sendo constituída por cerca de 40% do aminoácido hidroxiprolina, além de serina e lisina, encontrando-se, freqüentemente, ligada a um polissacarídeo por meio de uma ligação  $\beta$ -galactosídica (Brett & Waldron, 1990).

O material da parede celular do mesocarpo (MPC) de bagas de uvas consiste, principalmente, de celulose e de polissacarídeos pécticos. Os polissacarídeos hemicelulósicos representam cerca de 10% dos polissacarídeos da parede celular, sendo constituídos, principalmente, por xiloglucanas (Nunan et al., 1997). Existem estudos relacionando o metabolismo da parede celular e o amolecimento dos frutos. Segundo Nunan et al. (1998), o amolecimento das uvas é acompanhado por hidrólise ativa da parede celular.

O cálcio é também fator importante na manutenção da integridade da parede celular, por meio de sua associação (ligações covalentes) com as substâncias pécticas, formando o pectato de cálcio que restringe a ação das enzimas (PME e PG) que propiciam o amaciamento de frutos, levando-os mais rapidamente à senescência (Conway et al., 1995).

### **2.5.5 Enzimas**

A avaliação da atividade de algumas enzimas pode ser uma maneira confiável para o monitoramento da vida de prateleira e da qualidade dos produtos hortícolas. Podem servir também como indicadoras do grau de frescor durante o armazenamento (Chitarra & Chitarra, 2005).

#### **a) Fenilalanina amônia-liase (FAL)**

A fenilalanina amônia-liase (FAL, EC 4.3.1.5) atua no metabolismo secundário dos vegetais, catalisando a conversão de L-fenilalanina a ácido cinâmico e amônia (Minamikawa & Uritani, 1964). A FAL parece fornecer também o esqueleto carbônico fenilpropano para a síntese de polifenóis, pois o aumento de sua atividade foi observado paralelamente ao acúmulo destes compostos (Minamikawa & Uritani, 1964).

Segundo Chitarra & Chitarra (2005), o aumento na atividade da FAL é indicativo de condições de estresse nos tecidos vegetais, pela ação de agentes bióticos e abióticos. A sua atividade também é estimulada pelo etileno.

A atividade da FAL é mais elevada em cultivares resistentes ao ataque de patógenos, bem como naquelas com maior grau de escurecimento dos tecidos. A refrigeração induz modificações nos polifenóis, que podem agir como substratos, co-fatores ou inibidores da atividade enzimática (Lacoeuilhe, 1982).

### **b) Polifenoloxidasas (PFO) e peroxidases (POD)**

As polifenoloxidasas (PFO, EC 1.14.18.1) atuam sobre os fenólicos, causando a sua oxidação a quinonas na presença de O<sub>2</sub>, com escurecimento dos tecidos devido à polimerização delas ou à sua reação com aminoácidos e proteínas. Usualmente, o escurecimento ocorre devido a fermentos no produto durante as operações de colheita, armazenamento ou processamento (Aguilar et al., 2005; Chitarra & Chitarra, 2005; Lu et al., 2006).

Apesar de existir uma menor quantidade de enzimas oxidativas em alimentos, comparando-se com as hidrolases, atenção especial tem sido dada a estas enzimas, devido a seu efeito sobre cor, sabor e aroma e qualidade nutricional dos alimentos. Estas enzimas oxidativas presentes nos alimentos podem, rapidamente, afetar sua qualidade (Robinson & Eskin, 1991).

A ativação da PFO pode ocorrer durante infecção causada por microrganismos ou injúrias de qualquer natureza pela perda de compartimentalização, resultando na formação de quinonas e, conseqüentemente, polímeros insolúveis. O tecido vegetal impregnado com estes polímeros forma uma barreira para prevenir o alastramento da infecção na planta (Rubin & Artskhoskaya, 1991). Sabe-se que um grande número de compostos inibe ou retarda a atividade da PFO, apesar da eficiência em controlar as reações de escurecimento, de ser dependente da natureza e da concentração do inibidor, do tipo da fonte da PFO (catecolases, catecol oxidase, difenol oxidase, o-difenolase, fenolase, tirosinase), da disponibilidade do substrato (oxigênio e polifenóis), do pH e da temperatura.

Em vegetais, a peroxidase, o ácido ascórbico oxidase, a tirosinase e a polifenoloxidase podem causar reações químicas não desejáveis. O escurecimento dos tecidos de frutos ocorre principalmente pela oxidação enzimática de polifenóis, catalisada pelas enzimas polifenoloxidase e peroxidase (Carvalho et al., 1985).

A peroxidase (doador: hidrogênio peróxido óxidoreductase, POD, EC 1.11.1.7) catalisa reação redox em vegetais, usando tanto o peróxido de hidrogênio como o oxigênio como aceptores de hidrogênio. O mecanismo de ação da peroxidase é baseado na formação de complexos enzima-doador de hidrogênio. É encontrada no citoplasma (forma solúvel), na parede celular (forma insolúvel), membranas e organelas as células vegetais (Chitarra & Chitarra, 2005).

Nos tecidos vegetais existem numerosos polifenóis que podem ser oxidados também pela peroxidase, na presença de pequena quantidade de hidroperóxido (Wheatley, 1982; Awad, 1993). Em função da diversidade de compostos que são suscetíveis de sofrerem oxidação, catalisados pelas peroxidases, o número de compostos produzidos é muito grande.

A peroxidase está amplamente distribuída no reino vegetal e animal, e são encontradas em todos os vegetais superiores pesquisados. Atualmente, é totalmente aceito que as peroxidases de tecidos vegetais existem em grupos de isoenzimas, as isoperoxidasas, que podem ser separadas e detectadas por eletroforese (Robinson, 1991).

Existem numerosos relatos na literatura de fisiologia vegetal sobre o envolvimento específico da peroxidase na biossíntese de lignina, oxidação do ácido indolacético, amadurecimento de frutos e proteção contra ataques de fungos e bactérias. Durante o amadurecimento de frutos e, particularmente, durante o climatério, a atividade da peroxidase aumenta, juntamente com o aumento de outras enzimas, como as poligalacturonases e as celulases, que, normalmente, são associadas ao processo de amadurecimento. Contudo, a exata função fisiológica da peroxidase no processo de amadurecimento permanece obscura (Robinson, 1991). Em uvas (não-climatérica), a POD pode ser usada como indicativo para caracterizar o estágio de amadurecimento (Burzo et al., 1988).

A peroxidase pode participar de um grande número de reações oxidativas e de biodegradação, tais como mudança de cor, degradação da clorofila ou auxinas, oxidação de fenóis, oxidação do ácido indol acético, biossíntese de ligninas e muitos destes fatores podem estar associados a flavor, cor, textura e qualidade nutricional dos alimentos (Carvalho et al., 1985).

### **c) Pectinas e enzimas pécticas**

As substâncias pécticas encontram-se, principalmente, depositadas na parede celular, atuando como material cimentante, sendo responsáveis pelas mudanças de textura dos frutos (Chitarra & Chitarra, 2005). São derivadas do ácido poligalacturônico e ocorrem na forma de protopectina, ácidos pectínicos, ácidos pécticos e pectinas.

De acordo com Cheftel & Cheftel (1992), o correto seria denominar pectina somente às cadeias poligalacturônicas com grau de metilação inferior a 100%. O termo “ácidos pécticos” designa os ácidos poligalacturônicos isentos de metoxila (-OCH<sub>3</sub>). Na prática, se emprega o termo pectinas tanto para os ácidos pectínicos como para as pectinas propriamente ditas.

As pectinas em frutos encontram-se sob diferentes formas, caracterizadas por diferentes solubilidades. A protopectina é a forma insolúvel em água e que produz ácidos pectínicos por hidrólise parcial (esterificados com grupos metílicos) ou ácidos pécticos (sem esterificação), chamados de pectinas solúveis (Chitarra & Chitarra, 2005). No decorrer do amadurecimento, há transformação da protopectina em pectina e esta, por ação enzimática, sofre desmetoxilação e simplificação das cadeias, causando a solubilização até a degradação total, quando a fruta está muito madura. A protopectina predomina nas frutas verdes e, juntamente com o amido (em muitos casos), dá firmeza às frutas. Com a hidrólise de ambos, há o amolecimento (Fonseca, 1974).

Um grande número de enzimas tem participação na degradação biológica das substâncias pécticas, embora algumas não sejam bem estudadas. Dentre elas, as mais importantes e objeto de maiores estudos são as pectinametilesterases (PME) e as poligalacturonases (PG) (Fonseca, 1974).

A pectinesterase, a pectinametilesterase (PME) ou a pectase (EC 3.1.1.11) atuam removendo grupos metoxílicos (OCH<sub>3</sub>) das substâncias pécticas, reduzindo o seu grau de metoxilação, liberando metanol e íons hidrogênio (H<sup>+</sup>). A pectina com baixo grau de metoxilação é, então, complexada com o cálcio, formando pectato de cálcio (insolúvel) ou despolimerizada por hidrolases e liases (Chitarra & Chitarra, 2005). Uma vez que os pectatos têm a função de cimentação das paredes celulares, a sua hidrólise leva ao amolecimento dos tecidos e aumento da permeabilidade aos gases. Com isso, ocorrem muitos fenômenos enzimáticos oxidativos.

Como hidrolases, têm-se as poligalacturonases (PG), que atuam de forma aleatória sobre as ligações glicosídicas internas, liberando resíduos de ácido galacturônico (PG, EC 3.2.1.15), e as exopoligalacturonases, que atuam hidrolisando as ligações glicosídicas sucessivas do ácido poligalacturônico, liberando monômeros a partir da extremidade não-redutora da molécula (EXO PG<sub>1</sub>, EC 3.2.1.67) ou liberando ácidos digalacturônicos (EXO PG<sub>2</sub>, EC 3.2.1.82).

A PG catalisa a hidrólise de ligações  $\alpha$ , 1-4 entre dois resíduos adjacentes de ácido galacturônico, e a PME promove a desmetilação na posição C<sub>6</sub> de resíduos de ácido metilgalacturônico. A PG é a mais ativa na degradação de pectinas parcialmente desmetiladas. Dessa forma, a PME parece ter um papel importante na determinação da extensão na qual a pectina é acessível à degradação pela PG (Fischer & Bennett, 1991).

De acordo com Lyons (1973), as pectinas estão relacionadas ao estresse, principalmente à injúria pelo frio (*chilling injury*), por meio da ativação das

enzimas responsáveis pela degradação pécica, tais como a PME, PG,  $\beta$ -galactosidasas e arabinases.

## **3 MATERIAL E MÉTODOS**

### **3.1 Matéria-prima**

O experimento foi conduzido na Fazenda Experimental da Epamig de Caldas, MG, safra 2005/2006. Esta safra apresentou colheita atípica (períodos chuvosos). Utilizaram-se cinco cultivares (Merlot, Syrah, Cabernet Sauvignon e Folha de Figo) nos diferentes estádios de maturação (chumbinho, início pintor, final pintor e maturação completa). Tomou-se o cuidado de colher os cachos de uva pela manhã, colocando-os em nitrogênio líquido no próprio local da colheita. Foram colhidos cinco cachos por repetição. Em seguida, estes foram transportados para o Laboratório Pós-Colheita de Frutos e Hortaliças do Departamento de Ciência dos Alimentos da Universidade Federal de Lavras, (UFLA), em Lavras, MG, e armazenados em câmara fria a  $5^{\circ}\text{C}\pm 1^{\circ}\text{C}$  e  $90\%\pm 1\%$  UR, para análises posteriores.

### **3.2 Município de Caldas**

Caldas localiza-se ao sul do estado de Minas Gerais, a  $21^{\circ}55''$  de Latitude Sul e  $40^{\circ}$  de Longitude Oeste à altitude média de 1.150 metros.

A precipitação média anual é de 1.321,1 mm/ano e a temperatura média anual é de  $18,3^{\circ}\text{C}$ . O relevo se encontra dividido em 4% plano, 76% ondulado e 20% montanhoso.

A extensão territorial é de  $714\text{ km}^2$  e seus 12.763 habitantes estão divididos em 7.232 habitantes na zona urbana e 5.531 na zona rural. O município se encontra dividido em 1.448 propriedades agrícolas, sendo 1.352 pequenas propriedades.

Sua economia é, basicamente, apoiada da agropecuária. As principais atividades são a bovinocultura de leite e a cultura do milho (grão e silagem). Destacam-se também as culturas de batata, feijão e várias olerícolas. Dentro da

fruticultura, destacam-se as videiras (142ha), os pessegueiros (50ha) e as figueiras (14ha) (Alvarenga et al., 2002).

### 3.3 Dados climáticos

Os dados mensais de temperatura máxima e mínima do ar, pluviosidade, umidade relativa do ar e insolação para a região de Caldas, MG na, época da colheita da safra 2005/2006, são apresentados a seguir.

TABELA 1. Índices climáticos vitícolas de novembro de 2005, para a região de Caldas, MG.

<b>DIAS</b>	<b>TEMP MAX</b>	<b>TEMP. MÍN.</b>	<b>TEMP. MÉD.</b>	<b>PLUV. MM</b>	<b>UR %</b>	<b>INSOL. Horas</b>
1º DEC	25,1	13,3	18,7	60,7	82	33,5
2º DEC	25,5	13,6	19,3	21,6	78	44,2
3º DEC	25,1	14,7	19,8	37,3	81	26,7
Média	25,2	13,9	19,3	119,6	80	104,4

TABELA 2. Índices climáticos vitícolas de dezembro de 2005, para a região de Caldas, MG.

<b>DIAS</b>	<b>TEMP MAX</b>	<b>TEMP. MÍN.</b>	<b>TEMP. MÉD.</b>	<b>PLUV. MM</b>	<b>UR%</b>	<b>INSOL. Horas</b>
1 DEC	23,9	14,6	19,2	69,1	84	14,1
2º DEC	24,8	14,8	19,5	54,7	82	25,4
3º DEC	26,2	13,8	18,1	64,9	79	57,5
Média	25,0	14,4	18,9	188,7	82	97,0

TABELA 3. Índices climáticos vitícolas de janeiro de 2006, para a região de Caldas, MG.

DIAS	TEMP MAX	TEMP. MÍN.	TEMP. MÉD.	PLUV MM	UR %	INSOL. Horas
1º DEC	24,2	16,4	-	182,1	86	24,3
2º DEC	28,3	16,1	21,7	2,7	72	71,5
3º DEC	28,2	16,0	21,9	91,9	73	6,0
Média	27,0	16,2	21,8	276,7	77	155,8

### 3.4 Tratamento e delineamento experimental

O experimento foi conduzido em blocos casualizados (DBC), com três blocos e com subparcelas subdivididas no tempo. Os tratamentos foram dispostos por um fatorial 4 x 4, constituídos pelos fatores cultivares (Folha de Figo, Cabernet Sauvignon, Merlot e Syrah) e estádios de desenvolvimento (chumbinho, início pintor, final pintor e maturação completa) e três blocos (cada linha das cultivares no campo). Os tratamentos foram dispostos no esquema de parcelas divididas, com as cultivares dispostas nas parcelas e os estádios de desenvolvimento nas subparcelas. As unidades experimentais foram constituídas por cinco cachos, pesando, aproximadamente, 100 a 120g.

### 3.5 Metodologias

#### a) pH

O pH foi determinado utilizando-se um pHmetro digital TECNAL (Tec-3MP), segundo técnica da Association of Official Analytical Chemists (1992).

#### b) Sólidos solúveis

Os sólidos solúveis (SS) foram determinados por refratometria, utilizando-se o refratômetro digital PR 100-ATAGO com compensação de

temperatura automática a 25°C e os resultados expressos em °Brix, conforme AOAC (1992).

**c) Acidez titulável**

A acidez titulável foi obtida por titulação com solução de hidróxido de sódio 0,1N, utilizando, como indicador, a fenolftaleína, de acordo com o Instituto Adolfo Lutz (2002), segundo técnica da AOAC (2002). Os resultados foram expressos em porcentagem de ácido tartárico.

**d) SS/AT**

Avaliado por meio da relação entre os dois parâmetros.

**e) Pectina total (PT) e solúvel (PS)**

Pectinas total e solúvel foram extraídas segundo a técnica padronizada por McCready & McComb (1952) e os teores determinados colorimetricamente, segundo Bitter & Muir (1962). A leitura foi realizada em espectrofotômetro Beckman 640B, com sistema computadorizado. Os resultados foram expressos em mg de ácido galacturônico 100g<sup>-1</sup> de polpa. A porcentagem de solubilidade foi obtida pela porcentagem de pectina solúvel em relação à pectina total.

**f) Extração da parede celular**

A parede celular foi extraída no tecido mesocárpico, como descrito por Ahamed & Labavitch (1980), com modificações. O mesocarpo (50g) foi triturado em homogeneizador de tecidos (Politron), com 50mL de álcool absoluto e deixado em repouso por 12 horas. Após este tempo, este foi filtrado, descartando-se a parte líquida. Ao resíduo final foram acrescentados 50mL de álcool 80% (v/v), levado para o banho-maria fervente por 20 minutos. Em seguida, o material foi filtrado a vácuo, lavado por três vezes com álcool 70%

(v/v), três vezes com álcool absoluto e três vezes com acetona, deixando-se em repouso para posterior evaporação. O material da parede celular (MPC) foi levado para secar em estufa, à temperatura a 60°C. Depois de seco, este MPC foi triturado e armazenado em frascos de vidro, em temperatura ambiente, para posteriores análises.

#### **g) Celulose**

O teor de celulose foi determinado em 50mg de parede celular (MPC), que foram hidrolisados em 5mL de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>, a 72% (p/v) e repouso por 12 horas. Em seguida, o volume foi completado com água destilada (50 mL), filtrado em papel de filtro, tendo a concentração de açúcares neutros (celulose + hemicelulose) sido determinada pelo método de Antrona, segundo Dische (1962). O teor de celulose foi obtido pela diferença (celulose-hemicelulose) e os resultados foram expressos em porcentagem de celulose na parede celular.

#### **h) Hemicelulose**

Determinou-se a hemicelulose em 50mg da parede celular (MPC), os quais foram solubilizados em 20mL de ácido trifluorácetico a 2N, a 120°C, por 2 horas, diluído em água destilada (50mL) e filtrado em papel de filtro. Os açúcares neutros presentes no filtrado também foram determinados por meio do método de Antrona (Dische, 1962) e os resultados expressos em porcentagem de hemicelulose na parede celular.

#### **i) Pectina da parede celular**

Determinou-se a pectina em 50mg de parede celular, que foram macerados em 5mL de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> a 72% (p/v), deixando-se em repouso por 2 horas, diluídos em 50mL de água destilada e filtrados em papel de filtro. O teor de

ácidos urônicos foi doseado pelo método carbazol (McCready & McComb, 1952) e os resultados expressos em porcentagem de pectina na parede celular.

#### **j) Fenólicos totais**

Os fenólicos totais foram extraídos e doseados segundo a técnica de Goldstein & Swain (1963), com algumas modificações. Foram feitas três extrações sucessivas com metanol 80%. Na determinação, foi utilizado o método de Folin-Denis, conforme A.O.A.C (1992) e os resultados expressos em mg de ácido tânico 100g de polpa<sup>-1</sup>.

#### **k) Atividade da fenilalanina amônia liase (FAL)**

A extração foi feita com base na técnica preconizada por Rhodes & Woollorton (1971). A atividade enzimática foi expressa em U min<sup>-1</sup> g<sup>-1</sup>, definida como conteúdo de enzima que produz um aumento na absorbância, a 290nm, de 0,01 por minuto (Zucker, 1965).

#### **l) Atividade da peroxidase (PDO)**

A extração e a determinação da atividade enzimática foram feitas pelo método preconizado por Matsuno & Uritani (1972). Os resultados da atividade enzimática por minuto, com base na massa fresca, foram expressos em unidades que correspondem ηmol g<sup>-1</sup>.

#### **m) Atividade da polifenoloxidase (PFO)**

A polifenoloxidase foi extraída pelo método proposto por Matsuno & Uritani (1972). Os resultados da atividade enzimática por minuto, com base na massa fresca, foram expressos em unidades que correspondem ηmol g<sup>-1</sup>, segundo o método proposto por Teisson (1979).

#### **n) Atividade da pectinametilesterase (PME)**

A extração da pectinametilesterase foi realizada segundo Buescher & Furmanski (1978), com modificações de Vilas Boas (1995) e o doseamento segundo Hultin et al. (1966) e Ratner et al. (1969), com modificações de Vilas Boas (1995). A unidade da atividade enzimática foi definida como a quantidade de enzima capaz de catalisar a desmetilação de pectina correspondente ao consumo de  $1\eta\text{mol}$  de NaOH  $\text{min}^{-1}\text{g}^{-1}$  de polpa, sob condições de ensaio.

#### **o) Atividade da poligalacturonase (PG)**

A extração da poligalacturonase foi realizada segundo a técnica de Buescher & Furmanski (1978), com modificações de Vilas Boas (1995). O doseamento foi realizado segundo Markovic et al.(1975), com modificações de Vilas Boas (1995). A atividade foi expressa em  $\eta\text{mol}$  de ácido galacturônico  $\text{min}^{-1}\text{g}^{-1}$  de polpa.

### **3.6 Análise estatística**

As análises estatísticas foram realizadas com o auxílio do programa Sisvar (Ferreira, 2000). Quando houve efeito significativo das cultivares ou estádios, estes foram comparados ou agrupados utilizando-se o teste Scott-Knott (Borges & Ferreira, 2003; Silva et al., 1999). No caso da interação significativa, foram comparados os estádios em cada cultivar e, também, as cultivares em cada estádio.

## 4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Houve efeito significativo da interação entre as diferentes cultivares e os diferentes estádios de desenvolvimento da uva para todas as variáveis analisadas.

### 4.1 pH, sólidos solúveis (SS), acidez titulável (AT) e SS/AT

A evolução dos teores médios de pH, sólidos solúveis, acidez titulável e relação sólidos solúveis/acidez das diferentes cultivares nos diferentes estádios está representada nas Tabelas 1, 2, 3 e 4.

TABELA 1. Teores médios de pH nos frutos de quatro cultivares de uvas em diferentes estádios de desenvolvimento. Caldas, MG, safra 2005/2006.

CULTIVARES	ESTÁDIOS			
	Chumbinho	Início Pintor	Final Pintor	Maturação
Folha de Figo	2,67cC	2,74bC	2,75bC	3,07aC
Cabernet	2,91bA	2,85cB	2,94bB	3,30aB
Merlot	2,85cB	2,92bA	2,94bB	3,51aA
Syrah	2,84cB	2,85cB	3,17bA	3,43aA

\*Médias seguidas de letra minúscula comparam os estádios na linha e de letra maiúscula comparam as cultivares na coluna, pelo teste de Scott-Knott (1%).

Observou-se um aumento linear de pH para todas as cultivares com a maturação. Segundo Chitarra & Chitarra (2005), o pH aumenta com a redução

da acidez, isto é, eles são inversamente proporcionais, à medida que o pH diminui, ocorre aumento da acidez. No caso da uva para vinho, o pH determina em que condições a fermentação alcoólica está se processando (Tamborra, 1992) e o teor recomendável para o mosto é de, no máximo, 3,30.

No estágio chumbinho, a cultivar Cabernet obteve maior valor de pH e a cultivar Folha de Figo o menor valor, o mesmo ocorrendo com a Folha de Figo no início pintor. Para o estágio final pintor, a cultivar Syrah apresentou o maior valor de pH e, com a maturação, pode-se observar que não houve diferença significativa entre as cultivares Merlot e Syrah.

Conforme Champagnol (1984), o pH depende do tipo e da concentração de ácidos orgânicos. O aumento no pH pode ser devido à diminuição nas concentrações dos ácidos tartárico e málico consumidos pelo processo respiratório, à salificação dos ácidos orgânicos, especialmente do tartárico e ao aumento do cátion potássio.

Sousa et al. (2002), estudando cultivares de videira para o Sul de Minas Gerais, encontraram pH, para a cultivar Folha de Figo, de 3,32, com a maturação. Alvarenga et al. (2002), também estudando a cultivar Folha de Figo sobre diferentes porta-enxertos, encontraram pH variando de 3,06 a 3,30.

Bevilaqua (1995) encontrou pH para cultivar Merlot entre 2,80 a 3,00. Os valores médios de pH encontrados no presente trabalho, para a cultivar Merlot, estão acima dos citados por este autor.

Favero (2007), estudando a cultivar Syrah durante a maturação, encontrou pH variando entre 3,26 a 3,46. No presente trabalho, o pH para esta cultivar, com a maturação, foi de 3,43, valor este próximo do citado por aquela autora.

Em relação às comparações dos estádios em cada cultivar, verificou-se que os teores médios de sólidos solúveis para todas as cultivares foram

semelhantes. Os menores valores ocorreram no estágio chumbinho, aumentando linearmente até a maturação.

Dentro dos estádios, as cultivares obtiveram teores de sólidos solúveis diferentes. No chumbinho, a cultivar Cabernet apresentou o maior teor de sólidos solúveis e, nos estádios início pintor e final pintor, notou-se que a cultivar Syrah destacou-se em relação às demais cultivares. Na maturação, a cultivar Merlot foi superior em relação aos teores de sólidos solúveis. Os altos teores de sólidos solúveis com a maturação podem ser explicados pelo baixo consumo de substratos respiratórios durante o processo de amadurecimento.

A evolução do Brix mostra que, na fase de crescimento da baga, seu teor de açúcar é baixo. Nesse período, ele é utilizado para o desenvolvimento do fruto, sobretudo para o crescimento e a maturação da semente (Blouin et al., 2000). Na fase de maturação da uva, uma modificação metabólica na utilização do açúcar ocasiona um acúmulo rápido deste componente na baga.

O considerável acúmulo de açúcares na fase final pintor para maturação completa pode ser devido ao fato de que, neste período, o transporte dos produtos originados da atividade fotossintética nas folhas, para o tronco e raízes, é interrompido; os cachos tornam-se, então, drenos altamente prioritários. Após este período, tanto os cachos como o tronco e as raízes são alimentados simultaneamente (Stoev & Ivantechev, 1977).

TABELA 2. Teores médios de sólidos solúveis (SS) (°Brix) nos frutos de quatro cultivares de uvas em diferentes estádios de desenvolvimento. Caldas, MG, safra de 2005-2006.

CULTIVARES	ESTÁDIOS			
	Chumbinho	Início Pintor	Final Pintor	Maturação
Folha de Figo	3,50bB	2,50cD	4,00bD	13,67Ac
Cabernet	4,50cA	4,00cC	6,00bB	14,17Ac
Merlot	3,50cB	5,00bB	5,00bC	16,83Aa
Syrah	3,50cB	6,50bA	7,00bA	15,17aB

\*Médias seguidas de letra minúscula comparam os estádios na linha e de letra maiúscula, comparam as cultivares na coluna, pelo teste de Scott-Knott (1%).

Os teores de sólidos solúveis são utilizados como uma medida indireta do conteúdo de açúcares, pois seu valor aumenta à medida que estes vão se acumulando no fruto. A sua determinação não representa o teor exato de açúcares, pois outras substâncias também se encontram dissolvidas no conteúdo celular (vitaminas, fenólicos, pectinas, ácidos orgânicos). No entanto, os açúcares são os mais representativos e chegam a constituir até 85%-90% dos sólidos solúveis (Chitarra & Chitarra, 2005). A legislação para vinhos determina que os teores de sólidos solúveis para as cultivares viníferas sejam de 18° a 21° Brix.

O depósito de açúcar nas bagas é um fenômeno de caráter osmótico e hormonal e o teor começa a aumentar na polpa a partir da viragem, continuando por toda a maturação até que, na fase de sobrematuração, torne-se parcialmente oxidado (Pommer, 2003). Gonçalves et al. (2002), estudando a cultivar Folha de Figo sobre diferentes porta-enxertos, encontraram valores de sólidos solúveis entre 14° e 15°Brix. Alvarenga et al. (2002), também estudando porta-enxertos

da cultivar Folha de Figo, encontraram valores de sólidos solúveis variando de 12,25° a 15,25°Brix em uvas maduras.

Favero (2007) encontrou valores de sólidos, para a cultivar Syrah, variando 15,86° a 20,66°Brix. Ginestar et al. (1998) encontraram valores de sólidos, para a mesma cultivar, em vinhedos da Austrália, de 23°Brix. Amorim et al. (2005), no mesmo vinhedo do estudo de Ginestar, relataram teor de sólidos de 21,75°Brix. Sousa et al. (2002) encontraram, para a mesma cultivar, em ciclo de verão, teor médio de 16,5°Brix. Bevilaqua (1995) encontrou valores de sólidos solúveis para cultivar Merlot entre 5° e 12°Brix, também em uvas maduras.

Koblet & Perret (1980), citados por Chaves (1986), observaram que a concentração de açúcar no cacho depende da dimensão da superfície foliar fotossinteticamente ativa, da competição com outros drenos e da translocação dos fotoassimilados das folhas e do tronco para o cacho. Essa translocação é favorecida pelo final do crescimento vegetativo, por uma deficiência hídrica e pelo equilíbrio volume cacho/dimensão da superfície de assimilação, o qual pode variar com a idade da planta.

Observou-se um decréscimo da acidez titulável com a maturação para todas as cultivares. O estágio chumbinho mostrou que a cultivar Cabernet foi superior quanto aos teores de acidez em relação às demais cultivares. Nos estádios início e final pintor, a cultivar Syrah obteve os maiores teores de acidez titulável e, com a maturação, as cultivares Folha de Figo e Syrah não diferiram entre si quanto aos valores de acidez.

TABELA 3. Teores médios de acidez titulável (AT), expressos em % de ácido tartárico nos frutos de quatro cultivares de uvas em diferentes estádios de desenvolvimento. Caldas, MG, safra 2005/2006.

CULTIVARES	ESTÁDIOS			
	Chumbinho	Início Pintor	Final Pintor	Maturação
Folha de Figo	2,94aB	1,65bB	1,42cB	1,20dB
Cabernet	3,05aA	1,57bC	0,97cD	1,54bA
Merlot	2,73bC	3,26aA	1,16cC	0,97dC
Syrah	2,25cD	2,38bA	2,85aA	1,24dB

\*Médias seguidas de letra minúscula comparam os estádios na linha e de letra maiúscula comparam as cultivares na coluna, pelo teste de Scott-Knott (1%).

À medida que as concentrações de sólidos solúveis e pH aumentaram, a acidez titulável diminuiu, ao longo da maturação, para diferentes cultivares. Isto, possivelmente, se deve ao consumo de ácidos orgânicos durante o processo respiratório.

Os ácidos orgânicos são importantes precursores do “flavor” e fonte de energia respiratória em células vegetais (Chitarra & Chitarra, 2005). A diminuição da acidez durante o processo da maturação pode ser atribuída à diminuição dos ácidos málico e tartárico durante a respiração das uvas.

Ruffner et al. (1983) atribuem ao decréscimo na acidez titulável a diluição da concentração de ácidos por aumento do volume da baga, a ativação da degradação, a inibição da síntese e a transformação destes ácidos em açúcares.

A relação SS/AT é uma das variáveis que podem caracterizar as cultivares em uma determinada região. No entanto, a utilização dessa relação

como índice de maturação da uva deve ser feita com cautela, pois aumento na concentração de açúcar nem sempre corresponde à igual redução na acidez total.

Os valores médios da relação SS/AT aumentaram com o decorrer da maturação para todas as cultivares. Observou-se que os menores valores foram encontrados no estágio chumbinho, com posterior aumento nos estádios início e final pintor e atingindo o ponto máximo com a maturação.

Para o estágio chumbinho, as cultivares Cabernet e Syrah não apresentaram diferenças significativas entre si, o mesmo ocorrendo com as cultivares Folha de Figo e Merlot. No estágio início pintor, as cultivares Folha de Figo e Merlot não apresentaram diferenças significativas. Com a maturação, notou-se que a cultivar Merlot obteve o maior valor de SS/AT, seguida das cultivares Syrah e Folha de Figo.

TABELA 4. Teores médios da relação sólidos solúveis/acidez (SS/AT) nos frutos de quatro cultivares de uvas em diferentes estádios de desenvolvimento. Caldas, MG, safra 2005/2006.

CULTIVARES	ESTÁDIOS			
	Chumbinho	Início Pintor	Final Pintor	Maturação
Folha de Figo	1,19dB	1,51cC	2,82bC	11,39aC
Cabernet	1,47dA	2,55cA	6,18bA	9,21aD
Merlot	1,28dB	1,53cC	4,30bB	17,35aA
Syrah	1,55dA	1,98cB	2,46bC	12,23aB

\*Médias seguidas de letra minúscula comparam os estádios na linha e de letra maiúscula comparam as cultivares na coluna, pelo teste de Scott-Knott (1%).

A relação entre SS e AT fornece um indicativo do sabor do fruto, pois relaciona a quantidade de açúcares e ácidos presentes. Esta relação tende a aumentar durante a maturação, devido ao acúmulo nos teores de açúcares e à diminuição dos ácidos.

#### 4.2 Pectina total (PT), pectina solúvel (PS) e solubilidade

Os teores de pectina total encontrados nas quatro cultivares de uva podem ser observados na Tabela 5.

TABELA 5. Teores médios pectina total (PT) ( $\text{mg } 100\text{g}^{-1}$  de ácido galacturônico) nos frutos de quatro cultivares de uvas em diferentes estádios de desenvolvimento. Caldas, MG, safra 2005/2006.

CULTIVARES	ESTÁDIOS			
	Chumbinho	Início Pintor	Final Pintor	Maturação
Folha de Figo	233,75aB	236,34aB	225,40bC	191,33cB
Cabernet	226,19cB	256,30aA	224,04cC	233,62bA
Merlot	238,02cB	256,81bA	283,84aA	147,25dC
Syrah	262,22aA	261,99aA	249,10bB	186,28cB

\*Médias seguidas de letra minúscula comparam os estádios na linha e de letra maiúscula comparam as cultivares na coluna, pelo teste de Scott-Knott (1%).

As cultivares Folha de Figo, Cabernet e Syrah apresentaram maiores teores de pectina total no estágio início pintor, quando comparadas com a cultivar Merlot e redução nos teores desta com a maturação, para todas as cultivares.

Não houve diferenças significativas entre os estádios chumbinho e início pintor para a cultivar Syrah. No final pintor, a cultivar Merlot apresentou

maiores teores, quando comparada com as demais e, com a maturação, a cultivar Cabernet obteve o maior teor de pectina total.

Em frutas, o amaciamento dos tecidos é um dos primeiros sinais de amadurecimento, sendo relacionado com mudanças na estrutura e no metabolismo do produto. Usualmente, ocorre modificação no grau de contato entre as células, devido à degradação e à solubilização das pectinas e a modificações na estrutura das paredes celulares, decorrentes da ação das diversas enzimas. Dessa forma, com a evolução da maturação, há decomposição das macromoléculas como protopectinas, celulose, hemicelulose e amido, amaciando as paredes celulares pela diminuição da força coesiva que mantém as células unidas (Chitarra & Chitara, 2005).

TABELA 6. Teores médios pectina solúvel (PS) ( $\text{mg } 100\text{g}^{-1}$  de ácido galacturônico) nos frutos de quatro cultivares de uvas em diferentes estádios de desenvolvimento. Caldas, MG, safra 2005/2006.

CULTIVARES	ESTÁDIOS			
	Chumbinho	Início Pintor	Final Pintor	Maturação
Folha de Figo	5,32cB	4,86dC	6,79bC	48,81aC
Cabernet	6,62dB	8,38cB	35,64bB	64,26aA
Merlot	7,48dB	11,94cA	41,86bA	56,69aB
Syrah	10,01dA	12,58cA	40,85bA	52,95aC

\*Médias seguidas de letra minúscula comparam os estádios na linha e de letra maiúscula comparam as cultivares na coluna, pelo teste de Scott-Knott (1%).

Em relação à pectina solúvel, todas as cultivares apresentaram os maiores teores durante a maturação e menores nos demais estádios (Tabela 6).

Nos estádios chumbinho, início e final pintor, a cultivar Syrah obteve os maiores teores de pectina solúvel e, com a maturação, a cultivar Cabernet obteve o maior teor, quando comparada com as demais.

As substâncias pécticas são os principais componentes químicos dos tecidos, responsáveis pelas mudanças de textura dos frutos e hortaliças. Quimicamente, as pectinas correspondem a uma cadeia linear de ácido poligalacturônico, unida por ligações  $\alpha$  1-4 de ácido galacturônico, no qual os grupos carboxílicos podem estar parcialmente esterificados com metanol. Quando os grupos carboxílicos ácidos se encontram ligados ao cálcio, formam pectato de cálcio, que é insolúvel e também designado como protopectina, predominante nos tecidos dos frutos imaturos. Com o amadurecimento, há liberação de cálcio e solubilização da protopectina das paredes celulares (Chitarra & Chitarra, 2005).

Observou-se que as cultivares Folha de Figo e Cabernet não apresentaram diferenças significativas entre os estádios chumbinho, início e final pintor, sendo notados maiores teores de solubilidade com a maturação (Tabela 7). As cultivares Merlot e Syrah mostraram um aumento contínuo do estágio chumbinho até a maturação (maiores valores).

No estágio chumbinho, não houve diferenças significativas nos valores de solubilidade entre as cultivares. Para os estádios início, final pintor e maturação, a cultivar Syrah demonstrou o mesmo comportamento encontrado para a pectina solúvel.

TABELA 7. Teores médios solubilidade (%) nos frutos de quatro cultivares de uvas em diferentes estádios de desenvolvimento. Caldas, MG, safra 2005/2006.

CULTIVARES	ESTÁDIOS			
	Chumbinho	Início Pintor	Final Pintor	Maturação
Folha de Figo	2,29bA	2,07bB	3,02bC	25,59aC
Cabernet	2,93bA	2,07bB	3,02bC	25,59aC
Merlot	3,14dA	4,65cA	14,78bB	38,49aA
Syrah	3,82dA	4,80cA	16,40bA	28,46aB

\*Médias seguidas de letra minúscula comparam os estádios na linha e de letra maiúscula comparam as cultivares na coluna, pelo teste de Scott-Knott (1%).

As cultivares avaliadas sofreram grande influência em relação à porcentagem de solubilidade. Nota-se que o estágio de maturação foi o que mais contribuiu para esta influência (Tabela 7). Este aumento, provavelmente, se deve à clivagem das ligações entre pectina e a hemicelulose, proporcionando um maior amolecimento das bagas de uva. Quanto ao estágio chumbinho, não houve diferença estatística entre as cultivares.

A despolimerização das pectinas difere entre os vários tipos de frutas e o seu grau, ou percentual, de solubilização em relação ao teor de pectina total é um excelente índice indicativo do amaciamento dos tecidos e da evolução da maturação (Chitarra & Chitarra, 2005).

A firmeza está diretamente associada não só com a composição e estrutura das paredes celulares, como também com a manutenção de sua integridade. As enzimas hidrolíticas, como pectinametilesterase, poligalacturonase, celulase e outras glucanidrolases e transglucosidases das paredes celulares, atacam os carboidratos estruturais e são, em grande parte, responsáveis pela perda de firmeza dos tecidos vegetais.

### 4.3 Parede celular

Observou-se que houve diferenças estatísticas entre as cultivares nos diferentes estádios (Tabela 8), tendo a maturação apresentado os menores teores de celulose. Esta redução pode estar associada ao processo de amaciamento, em função da solubilização das pectinas, pela maior atividade da enzima poligalacturonase. Para os diferentes estádios, a cultivar Folha de Figo apresentou maiores teores de celulose, quando comparada com as demais.

Os componentes mais importantes da parede celular são os polissacarídeos de celulose, hemicelulose e as substâncias pécticas, embora as proteínas, lignina, água, cutina e suberina, assim como compostos inorgânicos, possam também estar presentes (Goodwing & Mercer, 1982).

TABELA 8. Teores médios de celulose (%) nos frutos de quatro cultivares de uvas em diferentes estádios de desenvolvimento. Caldas, MG, safra 2005/2006.

CULTIVARES	ESTÁDIOS			
	Chumbinho	Início Pintor	Final Pintor	Maturação
Folha de Figo	23,31cA	25,68bA	37,08aA	17,14dA
Cabernet	19,15bB	11,40cB	20,46aB	6,49dC
Merlot	17,98aC	12,00bB	12,09bC	9,40cB
Syrah	6,62cD	11,58aB	8,36bD	6,39cC

\*Médias seguidas de letra minúscula comparam os estádios na linha e de letra maiúscula comparam as cultivares na coluna, pelo teste de Scott-Knott (1%).

Modificação na arquitetura da parede celular está associada com os estádios de desenvolvimento, ocorrendo tanto em órgãos em crescimento como nos órgãos que não apresentam crescimento aparente. O amadurecimento de frutas envolve mudanças na composição e na organização da pectina,

polissacarídeos celulósicos e hemicelulosicos da parede celular, onde ocorre uma série coordenada de etapas de agrupamento e desagrupamento.

Estas modificações também ocorrem nas bagas de uva (*Vitis vinifera L.*), mas pouco é conhecido sobre a composição da parede celular de uvas durante o amadurecimento ou o mecanismo de amolecimento neste fruto (Coombe, 1992).

A análise estatística mostrou que as cultivares Folha de Figo e Cabernet apresentaram os maiores teores de hemicelulose durante o decorrer da maturação e as cultivares Merlot e Cabernet, os menores (Tabela 9).

Dentro dos diferentes estádios, a cultivar Folha de Figo também apresentou o mesmo comportamento observado para a celulose, obtendo os maiores teores de hemicelulose em todos os estádios.

TABELA 9. Teores médios de hemicelulose (%) nos frutos de quatro cultivares de uvas em diferentes estádios de desenvolvimento. Caldas, MG, safra 2005/2006.

CULTIVARES	ESTÁDIOS			Maturação
	Chumbinho	Início Pintor	Final Pintor	
Folha de Figo	7,19bA	7,93bA	5,41cA	10,85aA
Cabernet	7,47aA	4,51cB	5,44bA	7,52aB
Merlot	7,72aA	4,73bB	3,49cB	4,06bC
Syrah	6,09aB	3,68cC	5,29bA	3,74cC

\*Médias seguidas de letra minúscula comparam os estádios na linha e de letra maiúscula comparam as cultivares na coluna, pelo teste de Scott-Knott (1%).

Deng et al.(2005) encontraram os seguintes valores: de celulose, 9% a 16%; de hemicelulose, de 38% a 63% e de pectina total, de 7% a 15%. Os valores do presente trabalho, quanto aos teores de celulose e pectina ,estão de acordo com estes autores; já os teores de hemicelulose são inferiores aos citados pelos mesmos.

O amolecimento das uvas deve-se, grandemente, à flacidez provocada pela perda de água. Entretanto, os estudos indicam que ocorrem mudanças na parede celular das bagas de uva durante o amadurecimento, as quais devem contribuir para o amolecimento das bagas pós-colheita (Pommer, 2003).

A textura é um atributo importante porque, além de definir a qualidade do fruto para o consumo “in natura” e para o processamento, contribui para sua vida útil pós-colheita (Conway et al., 1995), pois auxilia na resistência ao transporte e ao ataque de microrganismos.

Os valores de pectina da parede celular foram afetados significativamente pela interação entre as diferentes cultivares e os diferentes estádios de desenvolvimento da uva (Tabela 10).

Em relação às cultivares, os valores médios de pectina da parede foram maiores no estágio início pintor, quando comparados aos estádios final pintor, chumbinho e maturação, para a cultivar Folha de Figo. As cultivares Cabernet e Merlot apresentaram comportamento estatístico semelhante quanto aos valores de pectina da parede, obtendo maiores valores no estágio chumbinho, não diferindo entre os estádios início e final pintor e menores valores na maturação. A cultivar Syrah apresentou decréscimo nos valores de pectina da parede do estágio chumbinho ao final pintor, com posterior aumento na maturação.

No estágio chumbinho, não houve diferenças significativas entre as cultivares, quanto aos valores de pectina da parede. No estágio início pintor, a cultivar Folha de Figo foi superior a cultivar Merlot nos valores de pectina e não diferiu entre os estádios início e final pintor. Com a maturação, as cultivares Folha de Figo e Merlot não diferiram entre si, quanto aos teores de pectina da parede.

TABELA 10. Teores médios de pectina da parede celular (MPC) ( $\text{mg } 100\text{g}^{-1}$ ) nos frutos de quatro cultivares de uvas em diferentes estádios de desenvolvimento. Caldas, MG, safra 2005/2006.

CULTIVARES	ESTÁDIOS			
	Chumbinho	Início Pintor	Final Pintor	Maturação
Folha de Figo	13,73cA	17,93aA	15,92bA	7,90dB
Cabernet	14,20aA	8,13bC	7,45bC	4,90cC
Merlot	14,06aA	10,89bB	10,89bB	7,54cB
Syrah	14,97aA	8,83cC	5,37dD	10,16bA

\*Médias seguidas de letra minúscula comparam os estádios na linha e de letra maiúscula comparam as cultivares na coluna, pelo teste de Scott-Knott (1%).

Das alterações na firmeza da polpa, dois processos podem ser determinantes: a perda excessiva de água dos tecidos, que causa diminuição da pressão de turgor e modificações observadas na lamela média e na parede celular.

A composição da estrutura da parede celular primária dos polissacarídeos na baga de uva é de grande interesse, devido à sua importância nas características de fermentação (Riou et al., 2002) e no amadurecimento do fruto (Nunan et al., 1998; Barnavon et al., 2000; Barnavon et al., 2001).

#### 4.4 Compostos fenólicos e enzimas

As cultivares Folha de Figo, Cabernet e Merlot apresentaram maiores teores de fenólicos no estágio chumbinho e menores com a maturação. O mesmo não ocorreu com a cultivar Syrah (Tabela 11).

Dentro dos diferentes estádios, a cultivar Cabernet apresentou maiores teores de fenólicos nos estádios chumbinho e início pintor e a cultivar Syrah, nos estádios final pintor e maturação.

Os fenólicos em plantas são essenciais ao crescimento e à reprodução dos vegetais, além de atuarem como agente antipatogênico e contribuírem na pigmentação (Shahidi et al., 1995). Em alimentos, são responsáveis pela cor, adstringência, aroma e estabilidade oxidativa (Naczki et al., 2004).

TABELA 11. Teores médios de compostos fenólicos (mg ácido tânico 100 g<sup>-1</sup>) nos frutos de quatro cultivares de uvas em diferentes estádios de desenvolvimento. Caldas, MG, safra 2005/2006.

CULTIVARES	ESTÁDIOS			
	Chumbinho	Início Pintor	Final Pintor	Maturação
Folha de Figo	119,03aD	58,08cD	45,87dC	74,19bD
Cabernet	207,75aA	198,00bA	116,55cB	99,90dC
Merlot	166,61aB	94,94dC	119,52cB	144,02bB
Syrah	132,64bC	151,04aB	149,04aA	155,44aA

\*Médias seguidas de letra minúscula comparam os estádios na linha e de letra maiúscula comparam as cultivares na coluna, pelo teste de Scott-Knott (1%).

Os polifenóis, localizados na casca, nas sementes e no suco, são moléculas polímeras de fenóis simples. Segundo Maujean et al. (1983), as concentrações de compostos fenólicos não coincidem com o máximo de acúmulo de açúcares. Em geral, o conteúdo de compostos fenólicos aumenta intensamente com o amadurecimento da uva. No presente trabalho, observou-se um comportamento contrário, ou seja, os maiores valores de compostos fenólicos foram observados na fase chumbinho (fase de crescimento herbáceo). A polpa das bagas verdes contém uma grande quantidade de taninos. Durante a maturação, essas substâncias são hidrolisadas e as uvas tornam-se menos adstringentes (González-Neves et al., 2005).

Os compostos fenólicos, normalmente, apresentam-se de forma combinada, seja com ácidos orgânicos ou açúcares (ácidos fenólicos, flavonóis e antocianinas), seja com eles mesmos, formando polímeros (taninos). Favero (2007) encontrou valores de compostos fenólicos, na cultivar Syrah, no verão de 2005, variando de 8,15 a 11,95mg g<sup>-1</sup> e, no inverno, de 15,36 a 20,8495mg g<sup>-1</sup>.

As cultivares Folha de Figo, Cabernet, Merlot e Syrah apresentaram o mesmo comportamento estatístico para atividade da peroxidase dentro dos diferentes estádios (Tabela 12), com menores valores no estágio chumbinho e maiores na maturação.

Nos estádios chumbinho e início pintor, a cultivar Merlot apresentou maior atividade da peroxidase quando comparada às demais cultivares que não apresentaram diferenças significativas entre si. No final pintor e maturação, as cultivares Merlot e Syrah não diferiram entre si, apresentando maior atividade da peroxidase.

TABELA 12. Teores médios de peroxidase (POD) ( $\eta\text{mol min}^{-1} \text{g}^{-1}$ ) nos frutos de quatro cultivares de uvas em diferentes estádios de desenvolvimento. Caldas, MG, safra 2005/2006.

CULTIVARES	ESTÁDIOS			
	Chumbinho	Início Pintor	Final Pintor	Maturação
Folha de Figo	2,50dB	4,18cC	7,80bC	21,44aB
Cabernet	1,65dB	6,60cB	12,36bB	22,23aB
Merlot	5,38dA	11,00cA	18,84bA	27,24aA
Syrah	1,89dB	3,62cC	17,50bA	25,68aA

\*Médias seguidas de letra minúscula comparam os estádios na linha e médias seguidas de letra maiúscula comparam as cultivares na coluna, pelo teste de Scott-Knott (1%).

A peroxidase e a polifenoloxidase podem participar de reações oxidativas e de biodegradação, como mudança de cor, degradação da clorofila

ou auxinas, oxidação de fenóis, oxidação do ácido indol acético e biossíntese de lignina. Muitos desses fatores também podem ser associados ao sabor e ao aroma, à cor, à textura e à qualidade nutricional dos alimentos (Carvalho et al., 1985). O aumento da atividade da POD pode ser indicativo do grau de amadurecimento da uva.

As peroxidases agem desestruturando as membranas celulares e diminuindo sua permeabilidade seletiva. Promovem, ainda, reações em cadeia que levam à formação de radicais livres que podem causar danos às organelas e membranas, podendo alterar as características sensoriais do produto (Sapers et al., 1998).

Durante o processamento de frutas, vários tipos de reações oxidativas podem ocorrer, nas quais os elétrons das moléculas são removidos com a formação de compostos na forma oxidada. Conseqüentemente, ocorre o escurecimento devido à presença das PFOs.

Observou-se que o mesmo comportamento estatístico constatado para a atividade da peroxidase foi observado para a atividade da polifenoloxidase em relação às diferentes cultivares nos diferentes estádios (Tabela 13).

No estádio chumbinho, não houve diferenças significativas entre as cultivares. Nos estádios início, final pintor e maturação, a cultivar Merlot apresentou maior atividade de PFO quando comparada com as demais.

TABELA 13. Teores médios de polifenoxidase (PFO) ( $\eta\text{mol min}^{-1} \text{g}^{-1}$ ) nos frutos de quatro cultivares de uvas, em diferentes estádios de desenvolvimento.

CULTIVARES	ESTÁDIOS			
	Chumbinho	Início Pintor	Final Pintor	Maturação
Folha de Figo	14,39dA	19,50cB	24,70bB	34,75aC
Cabernet	13,86dA	20,93cB	26,33bB	38,66aB
Merlot	14,90dA	22,67cA	28,77bA	42,76aA
Syrah	12,12dA	15,78cC	24,69bB	33,18aC

\*Médias seguidas de letra minúscula comparam os estádios na linha e de letra maiúscula comparam as cultivares na coluna, pelo teste de Scott-Knott (1%).

Tanto o aumento da atividade da POD quanto a do PFO podem ser um indicativo de senescência do fruto, associada ao escurecimento das bagas de uva, diminuindo assim sua qualidade.

A quebra de integridade física acelera a oxigenação dos tecidos e coloca a PFO, os fenóis e as proteínas em contato direto, acelerando as reações químicas, causando a formação de melaninas.

O aumento da PFO, apesar de ser indesejável para o processamento das bagas, pode contribuir para a proteção da planta contra o ataque de patógenos. E as reações de escurecimento em produtos de uva, como em frutos frescos, sucos e vinhos, durante o processamento e armazenamento, são bem conhecidos e são problemas econômicos para produtores e consumidores (Wisseemann & Lee, 1980; Valero et al., 1989; Awad, 1993).

Troiani et al. (2003), estudando a atividade da peroxidase e polifenoxidase em três cultivares viníferas produzidas no Paraná, encontraram valores de peroxidase de 7,67; 144,11 e 44,00units  $100\text{g}^{-1}$ , para ‘Rubi’, ‘Borbon’

e 'Benitaka' e valores de polifenoloxidase de 60,40; 100,18 e 48,62 units 100g<sup>-1</sup> para 'Rubi', 'Borbon' e 'Benitaka', respectivamente.

As cultivares Folha de Figo, Cabernet, Merlot e Syrah apresentaram maior atividade da FAL no estágio chumbinho, decrescendo com a maturação, comportamento inverso observado para as atividades da POD e PFO (Tabela 14).

Nos diferentes estádios, as cultivares apresentaram comportamento estatístico semelhante, ou seja, a cultivar Syrah apresentou maior atividade da FAL, seguida da cultivar Cabernet e das cultivares Folha de Figo e Syrah, que não apresentaram diferenças significativas entre si.

A FAL exerce papel chave na biossíntese de fenilpropanóides, sendo sua atividade afetada por fatores como luz, temperatura, reguladores de crescimento, inibidores da síntese de RNA, proteína, infecção, ferimentos e nutrição mineral (Jones, 1984). Este mesmo autor relata que, em muitos tecidos vegetais, os níveis da FAL e de polifenóis aumentam concomitantemente. Os valores da atividade da FAL decresceram com a maturação, indicando que as bagas não sofreram danos durante o transporte e armazenamento.

A enzima FAL é uma enzima crucial no metabolismo fenilpropanóides, catalisando a formação do ácido trans-cinâmico por meio da desaminação da fenilalanina.

TABELA 14. Teores médios de fenilalanina amônia-liase (FAL) ( $U \text{ min}^{-1} \text{ g}^{-1}$ ) nos frutos de quatro cultivares de uvas em diferentes estádios de desenvolvimento. Caldas, MG, safra 2005/2006.

CULTIVARES	ESTÁDIOS			
	Chumbinho	Início Pintor	Final Pintor	Maturação
Folha de Figo	16,38aC	12,59bC	9,37cC	6,63dC
Cabernet	20,74aB	16,27bB	11,78cB	8,92dB
Merlot	15,68aC	12,82bC	8,93cC	6,10dC
Syrah	28,02aA	23,01bA	19,65cA	15,11dA

\*Médias seguidas de letra minúscula comparam os estádios na linha e de letra maiúscula comparam as cultivares na coluna, pelo teste de Scott-Knott (1%).

A enzima FAL está envolvida com as reações de biossíntese de compostos fenólicos e lignina em frutos e vegetais e atua em resposta às injúrias fisiológicas e mecânicas (Hugh, 1984), estando relacionada com o escurecimento enzimático dos frutos durante o período de pós-colheita (Martinez et al., 1995; Cantos et al., 2002). A enzima fenilalanina amônia-liase (FAL) é a enzima ligada ao aparecimento da coloração durante a pinta das bagas.

As cultivares Folha de Figo, Merlot e Syrah apresentaram menor atividade da PG no estágio chumbinho, com posterior aumento no início pintor, permanecendo até a maturação. Para a cultivar Cabernet, a atividade da PG foi maior no estágio final pintor, decrescendo com a maturação (Tabela 15).

Nos estádios chumbinho e final pintor, todas as cultivares apresentaram comportamento estatístico semelhante. No estágio início pintor, as cultivares Merlot/Syrah e Cabernet/Folha de Figo não apresentaram diferenças significativas para a atividade da PG. Com a maturação, as cultivares Merlot e

Folha de Figo não diferiram entre si, em relação à atividade da PG, apresentando maior atividade, coincidindo com a maior solubilização de pectinas.

Devido à natureza dos polímeros presentes na parede celular, existe um grande número de ligações que mantêm e reforçam sua estrutura. Contudo, estas estruturas são afetadas por algumas enzimas e suas isoformas, atuando nestes polímeros e causando o amolecimento do fruto. Dentre estas enzimas podemos citar poligalacturonases (PG) (endo e exo), pectinametilesterase (PME), pectato liase,  $\beta$ -galactosidase ( $\beta$ -Gal),  $\alpha$ -1 arabinofuranosidase, expansina, etc. (Goulão et al., 2007).

Diferentes complexos enzimáticos atuam nas paredes celulares dos tecidos vegetais, tanto na fase de desenvolvimento como de amadurecimento, causando modificações nas propriedades texturais. No amadurecimento de frutas, o amaciamento dos tecidos é decorrente da ação de enzimas despolimerizantes, desmetoxilantes e hidrolíticas, como as enzimas pécticas, em conjunto com celulasas, hemicelulasas e  $\beta$ -galactosidasas, entre outras (Chitarra & Chitarra, 2005).

TABELA 15. Teores médios de poligalacturonase (PG) ( $\eta\text{mol min}^{-1} \text{g}^{-1}$ ) nos frutos de quatro cultivares de uvas em diferentes estádios de desenvolvimento. Caldas, MG, safra 2005.

CULTIVARES	ESTÁDIOS			
	Chumbinho	Início Pintor	Final Pintor	Maturação
Folha de Figo	53,13dB	65,78cB	164,91bB	201,00aA
Cabernet	46,16dC	69,59cB	156,62aC	146,02bC
Merlot	67,54dA	73,29cA	193,20bA	200,49aA
Syrah	59,98dB	74,43cA	166,60bB	190,82aB

\*Médias seguidas de letra minúscula comparam os estádios na linha e de letra maiúscula comparam as cultivares na coluna, pelo teste de Scott-Knott (1%).

A degradação dos polissacarídeos da parede celular, geralmente, é acompanhada pelo aumento na atividade das hidrolases (PG e PME) responsáveis pela solubilização das pectinas. A maior porcentagem de solubilização das pectinas pode ter sido responsável pelo aumento da atividade da enzima PG, que é a principal responsável pela degradação das pectinas. O decréscimo da atividade da PME pode estar relacionado com a perda de firmeza das bagas por meio da degradação enzimática e, principalmente, relacionado com o amadurecimento da uva.

Em relação às cultivares dentro dos diferentes estádios, a atividade da PME foi maior no estágio chumbinho, decrescendo ao longo da maturação para todas as cultivares.

Nos estádios chumbinho e início pintor, as cultivares se comportaram estatisticamente de maneira semelhante. Para os estádios final pintor e maturação, a cultivar Merlot foi superior às demais cultivares (Tabela 16), também coincidindo com maior solubilização de pectinas.

A PME atua removendo grupos metoxílicos das substâncias pécnicas, reduzindo o seu grau de metoxilação, liberando metanol e íons hidrogênio ( $H^+$ ). A pectina com baixo grau de metoxilação é, então, complexada com cálcio, formando pectato de cálcio (insolúvel) ou despolimerizada por hidrolases e liases. Como hidrolases, têm-se as poligalacturonases (PG), que atuam de forma aleatória sobre as ligações glicosídicas internas, liberando resíduos de ácido galacturônico (Chitarra & Chitarra, 2005).

O aumento da atividade das hidrolases da parede celular é indicativo do amaciamento dos tecidos e do avanço no grau de maturação.

Vários estudos indicam que a atividade dessas enzimas ocorre de forma complementar ou conjugada. A PME atua desesterificando o substrato péctico, permitindo a ação da PG.

TABELA 16. Teores médios de pectinametilesterase (PME) ( $\eta\text{mol min}^{-1} \text{g}^{-1}$ ) nos frutos de quatro cultivares de uvas em diferentes estádios de desenvolvimento. Caldas, MG, safra 2005.

CULTIVARES	ESTÁDIOS			
	Chumbinho	Início Pintor	Final Pintor	Maturação
Folha de Figo	424,33aA	362,33bA	242,00cB	121,66dB
Cabernet	361,00aB	302,00bB	241,33cB	122,33dB
Merlot	423,66aA	359,00bA	300,00cA	182,33dA
Syrah	361,00aB	301,00bB	182,00cC	121,33dB

\*Médias seguidas de letra minúscula comparam os estádios na linha e de letra maiúscula comparam as cultivares na coluna, pelo teste de Scott-Knott (1%).

Os menores valores destas enzimas com a maturação podem indicar que não houve efeito na coesividade da parede celular; com isso, não houve perda da integridade das membranas.

A enzima pectinametilesterase (PME) (Ec 3.1.1.11) é amplamente distribuída em plantas (Rillo et al., 1992). Esta enzima é crucial para a textura de frutas e legumes e, portanto, está envolvida diretamente no processo de amolecimento. É conhecida por desesterificar compostos pécticos, constituintes da parede celular das plantas. A desmetilação da pectina resulta em um maior número de grupos carboxílicos, o que pode facilitar a ação da poligalacturonase (PG), que degrada as substâncias pécticas, preferivelmente desesterificadas (Fry, 1986).

A atividade da pectinametilesterase prepara o substrato para a ação da poligalacturonase, mas também resulta no aparecimento de blocos contínuos de resíduos de galacturonatos ionizados (Troiani et al., 2003). A diminuição no grau de esterificação e o aumento na densidade de cargas gerado na cadeia péctica elevam sua afinidade pelos íons cálcio. Assim, as regiões não-esterificadas da pectina se auto-associam, formando agregados envolvendo o cálcio, referidos como “egg-box” (Burns & Pressey, 1987).

## 5 CONCLUSÕES

O acompanhamento da fenologia das cultivares estudadas por meio da composição química de cada uma durante todos os estádios de desenvolvimento, principalmente da maturação, torna possível que o produtor escolha técnicas seguras e econômicas para garantir uma boa produção, tanto de uvas para o consumo *in natura* quanto de uvas para a elaboração de vinhos. Além disso, possibilita a manutenção da qualidade, a preservação dos atributos sensoriais e a garantia da segurança microbiológica dessas uvas.

## 6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABRAHÃO, E.; NOGUEIRA, D. J. P. **Estudo do comportamento fenológico de híbridos franceses e americanos de videiras no sul de Minas**. Belo Horizonte: EPAMIG, 1992. 24p. (EPAMIG. Boletim Técnico).
- ABRAHÃO, E.; ALVARENGA, A. A.; OLIVEIRA, N. C. de. **‘Folha de Figo’**: importância e tradição na viticultura de Caldas – Minas Gerais. Lavras: ESAL, 1993. 40p. (Comunicado Técnico-Científico, 17).
- AGUILAR, G. A. G.; ALFONSO, A. G.; NAVARRO, F. C. Nuevas tecnologías de conservación de productos vegetales frescos cortados. **Centro de Investigación em Alimentación y Desarrollo- CIAD**, México, 2005, 556p.
- ALVARENGA, A. A.; REGINA, M. de A.; CHALFUN, N. N. J.; FRÁGUAS, J. C.; SILVA, A. L. da. Influência do Porta-enxerto sobre o crescimento e produção da cultivar de videira Niágara Rosada (*Vitis labrusca* x *Vitis vinifera* L.) em condições de solo ácido. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 26, p. 1459-1464, 2002. Especial.
- AHAMED, A. E.; LABAVITCH, J. M. Cell wall metabolism in ripening fruit. In: Cell wall changes in ripening ‘Barlett’ pears. **Plant Physiology**, Rockville, v. 65, n.5, p. 100-10-13, May 1980.
- AMORIM, D. A.; FAVERO, A. C.; REGINA, M. A. Produção extemporânea da videira, cv. Syrah, nas condições do Sul de Minas Gerais. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 27, n. 2, p. 327-331, ago. 2005.
- AQUARONE, E.; BORZANI, W.; SCHMIDELL, W.; LIMA, U. de A. **Biotecnologia Industrial**: biotecnologia na produção de alimentos. São Paulo: Edgard Blücher, 2001. v. 4, 523 p.
- ASSOCIATION OF OFFICIAL ANALYTICAL CHEMISTS. **Official methods of analysis of the association of Official Analytical Chemistry**. 12.ed. Washington, 1992. 1015 p.
- AWAD, M. **Fisiologia pós-colheita de frutos**. São Paulo: Nobel, 1993. 114p.

BARNAVON, L.; DOCO, T.; TERRIER, N.; AGEORGES, A.; ROMEU, C.; PELLERINI, P. Analysis of cell wall neutral sugar, composition,  $\beta$ -galactosidase activity and a related cDNA clone through development of *Vitis vinifera* grape berries. **Plant Physiology Biochemistry**, Washington, v. 38, n. 9, p. 289-300, Apr.2000.

BARNAVON, L.; DOCO, T.; TERRIER, N.; AGEORGES, A.; ROMEU, C.; PELLERINI, P. Involvement of pectin methyl-esterase during the ripening of grape berries: Partial cDNA isolation, transcript expression and changes in the degree of methyl-esterification of cell wall pectins. **Phytochemistry**, Oxford, v. 58, n. 5, p. 693-701, May 2001.

BEVILAQUA, G. A. P. Avaliação físico-químicas durante a maturação de videiras cultivadas no Rio Grande do Sul. **Revista Brasileira de Agrociência**, Pelotas, v. 1, n. 3, p. 151-156, set./ dez. 1995.

BITTER, T.; MUIR, H.M. A modified uronic acid carbazole reaction. **Analytical Biochemistry**, New York, v. v, n. 4, p. 330-334, 1962.

BORGES, L. C.; FERREIRA, D. F. Poder e taxas de erro tipo I dos testes scott-Knott, Tukey e Student-Newman-Keubs sob distribuição normal e não normal dos resíduos. **Revista de Matemática e Estatística**, São Paulo, v. 28, n. 1, p. 67-83, 2003.

BUESCHER, R. W.; FURMANSKI, R. J. Role of pectinesterase and polygalacturonase in the formation of wooliness in peaches. **Journal of Food Science**, Chicago, v. 43, n.1, p. 18-22, Jan./Feb. 1978.

BURNS, J. K.; PRESSEY, R.  $Ca^{+2}$  in cell walls of ripening tomato and peach. **Journal of the American society for Horticultural Science**, Alexandria, v. 112, n. 5, p. 783-787, Sept. 1987.

BURZO, I.T.; FUGEL, S.; DOBREANU, M.; CRACIUN, C. Research concerning the browning during storage of Afuz-ali grapes. **Lucrari Stiintifice**, Bucharest, v.19, n. 1, p. 55-61, 1988.

BLOUIN, J.; GUIMBERTEAU, G. **Maturation et maturité des raisins**. Bordeaux: Féret, 2000. 151p.

BRETT, C.; WALDRON, K. W. **Physiology and biochemistry of plant cell walls**. London: Unwin Hygman, 1990. 193p.

CABRITA, M. J.; RICARDO-DA-SILVA, J.; LAUREANO, O. Os compostos polifenólicos das uvas e dos vinhos. In: SEMINÁRIO INTERNACIONAL DE VITIVINICULTURA, 1., 2003, Enseada. **Anais...** Enseada, México: INIFAP, 2003.

CAMARGO, U.A. **Uvas para o Brasil**. Bento Gonçalves: Embrapa/CNPUV, 1994. 90 p. (Documento 9).

CANTOS, E.; TUDELA, J. A.; GIL, M.I; ESPÍN, J. C. Phenolic compounds and related enzymes are not rate-limiting in browning development of fresh-cut potatoes. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, Washington, v. 50, n. 10, p. 3015-3023, May 2002.

CARPITA, N. C.; GIBEAUT, D. M. Structural models of primary cell walls in following plants: consistency of molecular structure with the physical properties of the walls during growth. **The Plant Journal**, Oxford, v. 3, n. 1, p. 1-30, jan. 1993.

CARROLL, D. E.; MARCY, J. E. Chemical and physical changes during maturation of Muscadine grapes (*Vitis rotundifolia*). **American Journal of Enology and Viticulture**, Davis, v. 33, n. 3, p. 168-172, 1982.

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

CARVALHO, V. D. de.; CHALFOUN, S. M.; CLEMENTE, E. E LEITE, I. P. Relationship between phenolic compounds, peroxidase and polyphenoloxidase activities and physiological deterioration cassava. **Revista Brasileira de Mandioca**, Cruz das Almas, v. 4, n. 2, p. 89-96, 1985.

CATALUÑA, E. **As uvas e os vinhos**. 2. ed. Rio de Janeiro: Globo, 1988. 207 p.

CHAMPAGNOL, F. **Elements de physiologie de la vigne et de viticulture generale**. Saint-Gely-du- Fesc: Campagnol, 1984. 351p.

CHAMPAGNOL, F. L'acidité des môuts et des vins. **Revue Française d' Oenologue**. Montpellier, v. 26, n. 1044, p. 26-57, 1986.

CHAVES, M. M. C. C. F. **Fotossíntese e repartição dos produtos de assimilação em *Vitis vinifera* L.** 1986. 220 p. Tese (Doutorado) – Universidade Técnica de Lisboa, Lisboa.

CHEFTEL, J. C.; CHEFTEL, H. **Introducción a la bioquímica y tecnología de los alimentos**. Zaragoza: Acribia, 1992. v. 1, 333 p.

CHITARRA, M. I. F.; CHITARRA, A. B. **Pós-colheita de frutos e hortaliças: fisiologia e manuseio**. 2. ed. Lavras: UFLA, 2005. 785p.

CONWAY, W. S.; SAMS, C. E.; WATADA, A. C. Relationship between total and cell wall bound calcium in apples following Postharvest presume in filtration of calcium chloride. **Acta Horticulture**, Wageningen, n. 398, p. 31-39, 1995.

COOMBE, B. C. Influence of temperature on composition and quality of grapes. **Acta Horticulturae**, Wageningen, n. 206, p. 23-35, 1987.

COOMBE, B. G. Research on development and ripening of the grape berry. **American Journal of Enology and Viticulture**, Davis, v. 43, n. 1, p. 101-110, 1992.

CZERKAWSKI, J. W. **An introduction to rumen studies**. New York: Pergamon, 1986. 236 p.

DENG, Y.; WU, Y.; LI, Y. Changes in firmness, cell wall composition and cell wall hydrolases of grapes stored in high oxygen atmospheres. **Food Research International**, Ontario, v. 38, n. 7, p. 769-776, Aug. 2005.

DEVLIN, R. M. **Fisiologia vegetal**. Barcelona: OMEGA, 1980. 517 p.

DISCHE, Z. General color reactions. In: WHISTLER, R. L.; WOLFRAM, M. L. (Ed.). **Carbohydrate Chemistry**. New York: Academic, 1962. p. 477-512.

EUROPEAN AND MEDITERRANEAN PLANT PROTECTION. Crop growth stage keys. **EPPO Bulletin**, Paris, v. 142, n. 2, p. 295-298, 1984.

FAVAREL, J. L. L'acidité tartrique et l'acidité: du mout au vin. In: LALLEMAND. **La microbiologie des vins mousseux: la stabilisation des vins : mecanismes et evaluation**. Toulouse, 1994. p. 87-94.

FAVERO, A. C. **Viabilidade de produção da videira 'Syrah' em ciclos de verão e inverno no Sul de Minas Gerais**. 2007. 112 p. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia). Universidade Federal de Lavras, Lavras.

FERREIRA, D. F. Análises estatísticas por meio do SISVAR para windows versão 4.0. In: REUNIÃO ANUAL DA REGIÃO BRASILEIRA DA SOCIEDADE INTERNACIONAL DE BIOMETRIA, 45., 2000, São Carlos. **Resumos...** São Carlos: UFSCar, 2000. p. 235.

FISCHER, R. L.; BENNETT, A. B. Role of cell wall hydrolases in fruit ripening. **Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology**, Palo Alto, v. 42, p. 675-703, 1991.

FONSECA, H. Amadurecimento de frutas. In: FONSECA, H.; PRADO FILHO, L. G.; NOGUEIRA, J. N.; GRANER, M.; CAMARGO, R.; OLIVEIRA, A. J. **Bioquímica de alimentos**. Piracicaba: ESALQ, 1974. 249p.

FRANCIS, F. J. Anthocyanins and betalains: composition and applications. **Cereal Food World**, St. Paul, v. 45, n. 5, p. 208-213, May 2000.

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

FRY, S. C. Cross-linking of matrix polymers in the growing cell wall of angiosperms. **Annual Review of Plant Physiology**, Palo Alto, v. 37, p. 165-186, 1986.

GINESTAR, C.; EASTHAM, J.; GRAY, S.; ILAND, P. Use of sap-flow sensors achedule vineyard irrigation. II. Effects of post-veraison water deficits on composition of shiraz grapes. **American Journal Enology and Viticulture**, Davis, v. 49, n. 4, p.421-428, 1998.

GIOVANNINI, E. **Produção de uvas para vinho, suco e mesa**. 3. ed. Porto Alegre: Renascença, 2008. 368 p.

GOODWING, T. W.; MERCER, E. I. **Introduction to plant biochemistry**. 2. ed. London: Pergamon, 1985. 677 p.

GOLDSTEIN, J. L.; SWAIN, T. Changes in tannins in ripening fruits. **Phytochemistry**, Oxford, v. 2, n. 4, p. 371-383, 1963.

GONÇALVES, C. A. A.; LIMA, L. C. de. O.; CHALFUN, N. N. J.; REGINA, M. A.; ALVARENGA, A. A.; SOUZA, M. T. de. Fenologia e qualidade do mosto de videiras 'Folha de Figo' sobre diferentes porta-enxertos, em Caldas, Sul de Minas Gerais. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 26, n. 6, p. 1178-1184, nov./dez., 2002.

GONZÁLEZ-NEVES, G.; BARREIRO, L.; GIL, G.; FRANCO, J.; CARBONNEAU, A.; MOUTOUNET, M. Estudio de la composición antocianica de uvas y vinos tintos de los cv. Tanta, Cabernet-Sauvignon y Merlot: utilidad de los perfiles obtenidos para La caracterización varietal. **Bulletin de L'O.I.V.**, Paris, v. 78, n. 887-888, p. 30-44, 2005.

GOULÃO, L. F.; SANTOS, J.; SOUSA, I. de.; OLIVEIRA, C. M. Patterns of enzymatic activity of cell wall – modifying enzymes during growth and ripening of apples. **Postharvest Biology and Tecnology**, Amsterdam, v. 43, n. 3, p. 307-318, Mar. 2007.

GUERRA, C. C. Maduração da uva e condução da vinificação para a elaboração de vinhos finos. In: SIMPÓSIO MINEIRO DE VITICULTURA E ENOLOGIA, 1., 2002. Andradas. **Anais...** Viticultura e enologia: atualizando conceitos. Caldas: EPAMIG-FECD, 2002. p. 179-192.

HIDALGO, L. Equivalentes meteorológicos de la vid. **Boletín del Instituto Nacional de Investigaciones. Agronómicas**, Madrid, v. 16, n. 35, p. 175-209, 1956.

HIDALGO, L. **Tratado de viticultura**. Madrid: Mundi-Prensa, 1993.

HUGH, J. D. Phenylalanine ammonia-lyase: regulation of its induction, and role in plant development. **Phytochemistry**, Oxford, v. 23, n.7, p. 1349-1359, July 1984.

INSTITUTO ADOLFO LUTZ. **Normas analíticas**: métodos químicos e físicos para análise de alimentos. São Paulo, 2002. v. 6, 371 p.

JONES, D.H. Phenylalanine ammonia-lyase:regulation of its induction and role in plant development. **Phytochemistry**, Oxford, v. 23, n. 7, p. 1349-1359, July 1984.

LACOEUILHE, J. J. Cuidados com o fruto após a colheita. In: SIMPOSIO BRASILEIRO SOBRE ABACAXICULTUTA, 1., 1982, Jaboticabal. **Anais...** Jaboticabal: FCAV-UNESP, 1982. p. 217-234.

LIMA, M. A. C. de.; ALVES, R. E.; ASSIS, J. S. de.; FILGUEIRAS, H. A. C.; COSTA, J. T. A. Qualidade, fenóis e enzimas oxidativas em uva 'Itália' sob influência do cálcio durante a maturação. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.35, n.12, p. 2493-2499, dez. 2000.

LIZANA, L. A.; ABARCA, A. Madurez de cosecha em uva cv. 'Thompson seedless' 1: Prospeccion del índice de cosecha solids solubles-acidez en relacion a sólidos solubles em distintas zonas del pais. **Siniente**, Santiago, Chile, v. 57, n. 1-2, p. 34-41, ene./jul. 1987.

LU, S. M.; TONG, G. P.; LONG, Y.; FENG, H. Partial purification and characterization of polyphenol oxidase from fresh-cut Chinese water chestnut. **Journal of Food Biochemistry**, Oxford, v. 30, n. 2, p. 123-137, Apr. 2006.

LYONS, J. M. Chilling injury in plants. **Annual Review of Plant Physiology**, Palo alto, v. 24, p. 445-4666, 1973.

MANDELLI, F. **Comportamento fenológico das principais cultivares de Vitis vinifera L. para a região de Bento Gonçalves, RS**. 1984. 125 f. Dissertação (Mestrado em Agrometeorologia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba.

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

MARTINEZ, M. V.; WHITAKER, J. R. The biochemistry and control of enzymatic browning. **Trends Food Science Technology**, Oxford, v. 6, n. 6, p. 195-200, June 1995.

MAUJEAN, A.; BRUN, O.; VESSELLE, G.; BUREAU, G.; BOUCHER, J. M.; COUSIN, M.; FENILLAT, M. Investigations on grapevine maturation in the champagne region: method of forecasting the haversting date. **Vitis**, Siebeldinger, v. 22, n. 2, p. 137-150, 1983.

McCREADY, R. M.; McCOMB, E. A. Extraction and determination of total pectin materials in fruit. **Analytical Chemistry**, Washington, v. 24, n. 12, p. 1586-1588, Dec. 1952.

MARKOVIC, O.; HEINRICHOVÁ, K. LENKEY, B. Pestolytic enzymes from banana. **Collection Czechoslovak Chemistry Community**, London, v. 40, N. 3, p. 769-774, 1975.

MATSUNO, H.; URITANI, I. Physiological behavior of peoxidase isosymes in sweet potato root tissue injured by cutting or with black rot. **Plant and Cell Physiology**, Tóquio, v. 13, N. 6, p. 1091-1101, 1972.

MAZZA, G. Anthocyanins in grape and grape products. **Critical Review of Food science and Nutrition**, Boca Raton, v. 35, n. 4, p. 341-371, 1995.

MINAMIKAWA, T.; URITANI, I. Phenylalanine deaminase and tyrosine deaminase in sliced or black rot-infected sweet potato roots. **Archives of Biochemistry and Biophysics**, New York, v.108, n. 3, p. 573-574, 1964.

MUÑOZ-ESPADA, A. C.; WOOD, K. V.; BORDELON, B.; WATKINS, B. A. Anthocyanin quantification and radical scavenging capacity of Concord, Norton, and Marechal Foch Grapes and Wines. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, Washington, v. 52, n. 22, p. 6779-6786, Nov. 2004.

NACZK, M.; SHAHIDI, F. Extraction and analysis of phenolics in food. **Journal Chromatography A**, Amsterdam, v. 1054, n. 1-2, p. 95-111, Oct. 2004.

NOBEL, P. S. **Biophysical plant physiology and ecology**. New York: W. H. Freeman and Company, 1983. 308 p.

NUNAN, K. J.; SIMS, I. M.; BASIC, A.; ROBINSON, S. P.; FICHER, G. B. Changes in cell wall composition during ripening of grape berries. **Plant Physiology**, Rockville, v. 118, n. 3, p. 783-792, Nov. 1998.

NUNAN, K. J.; SIMS, I. M.; BASIC, A.; ROBINSON, S. O.; FINCHER, G. B. Isolation and characterization of cells walls from the mesocarps of mature grape berries (*Vitis vinifera*). **Planta**, Berlin, v. 203, n. 1, p. 93-1000, Sept. 1997.

PEYNAUD, E. **Enología Práctica: conocimiento y elaboración del vino**. Madrid: Mundi-Prensa, 1984. 405p.

PEYNAUD, E. **Connaissance et travel du vin**. 2.ed. Paris: Dunod, 1997.

PILNIK, W.; VORAGEN, A. G. J. The significance of endogenous and exogenous pectic enzymes in fruit and vegetable processing. In: FOX, P. F. (Ed.). **Food Enzymology**. England: Elsevier Science, 1991. Cap. 7, p. 303-336.

POMMER, C. V. **Tecnologia de produção, pós-colheita, mercado**. Porto Alegre: Cinco Continentes, 2003. 778p.

POSSNER, D. R. E.; KLIEWER, W. M. The localization of acids, sugars, potassium and calcium in developing grape berries. **Vitis**, Siebeldingen, v. 24, n. 4, p. 229-240, Dec. 1985.

RIBÉREAU-GAYON, J.; PEYNAUD, E.; SUDRAUD, P.; RIBÉREAU-GAYON, P. **Traité d'oenologie**: science et techniques du vin. Tome I – Analyse et contrôle des vins. 2. ed. Paris: Dunod, 1982. 671p.

RILLO, L.; CASTALDO, D.; GIOVANE, A.; SERVILLO, L.; BALESTRIERI, C.; QUAGLILO, L. Purification and properties of pectin methylesterase from mandarin orange fruit. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, Washington, v. 40, n. 4, p. 591-593, Apr. 1992.

RIOU, V.; VERHNHET, A.; DOCO, T.; MOUTORENET, M. Aggregation of grape seed tannins in model wine – effect of wine polysaccharides. **Food Hydrocolloids**, Oxford, v. 16, n. 1, p. 17-23, Jan. 2002.

RIZZON, L. A.; ZANUZ, M. C.; MIELE, A. Evolução da acidez durante a vinificação de uvas tintas de três regiões vitícolas do Rio Grande do Sul. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v.18, n.2, p. 179-183, maio/ago. 1998.

ROBINSON, D. S. Peroxidases and catalases in foods. In: ROBINSON, D. S.; ESKIN, N. A. M. **Oxidative enzymes in foods**. New York: Academic, 1991. 314p.

RHODES, M. J. C.; WOOLTORTON, L. S. C. Changes in the activity of enzymes of phenylpropanoid metabolism in tomatoes stored at low temperatures. **Phytochemistry**, Oxford, v. 10, n. 9, p. 1989-1997, Sept. 1971.

RUBIN, B. A.; ARTSKHOSKAYA, E. V. Biokhimiya i Fiziologiya. Immuniteta. Rastenni (Biochem. Physiol. Plant Immunity). In: ROBINSON, D. S.; ESKIN, N. A. M. **Oxidative enzymes in foods**. New York: Academic, 1991. 314p.

RUFFNER, H. P. Metabolism of tartaric and malic acids in Vitis: a review. Part A and Part B. **Vitis**, Siebeldingen, n. 21, n. 3, p. 247-259; 346-358, 1982.

RUFFNER, H. P.; BREM, S.; MALIPIERO, U. The physiology of acid metabolism in grape berry ripening. **Acta Horticulturae**, Leuven, n. 139, p. 123-128, 1983.

SAPERS, G. M.; SIMMONS, G. F. Hydrogen peroxide disinfection of minimally processed fruits and vegetables. **Food Technology**, Chicago, v. 52, n.2, p. 48-52, Feb. 1998.

SILVA, E. C.; FERREIRA, D. F.; BEARZOTI, E. Avaliação do poder e taxas de erro tipo I do teste de Scott-Knott por meio do método de Monte Carlo. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 23, n. 3, p. 687-696, jul./set. 1999.

SILVA, T. das G. **Diagnóstico vitivinícola do Sul de Minas Gerais**. 1998. 196p. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) – Universidade Federal de Lavras, Lavras.

SOUSA, J. S. I. de.; MARTINS, F. P. **Viticultura brasileira**: principais variedades e suas características. Piracicaba: FEALQ. 2002. 368 p. (Biblioteca de Ciências Agrárias Luiz de Queiroz, 9).

SHAHIDI, F.; NACZK, M. **Food phenolics**: sources, chemistry, effects and applications. Lancaster: Technomic, 1995. 331p.

SPLENDOR, F.; FIGANÇA, M. A.; DAL PIZZOL, V.; OLIVIER, M. **Conteúdos de enologia**. Bento Gonçalves: Escola Agrotécnica Federal Presidente Juscelino Kubitschek, 1995.

STOEV, K.; IVANTCHEV, V. Données nouvelles sur le problème de la translocation descendante et ascendante des produits de la photosynthèse de la vigne. **Vitis**, Siebeldingen, v. 16, n. 4, p. 253-262, 1977.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. 3. ed. Porto Alegre: Artmed, 2004. 719 p.

TAMBORRA, P. L' acidità e gli equilibri di salificazione. **L' Enotecnico**, Milano, v. 28, n. 11, p. 81-85, 1992.

TROIANI, E. de. P.; TROPIANI, C. T.; CLEMENTE, E. Peroxidase (POD) and Polyphenoloxidase (PPO) in grape (*Vitis vinifera* L.). **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 27, n. 3, p. 635-642, maio/jun. 2003.

VALERO, E.; SAÑCHEZ-FERRER, A.; VARÓN, R.; GARCIA-CARMONA, F. Evolution of grape polyphenol oxidase activity and phenolic content during maturation and vinification. **Vitis**, Landau, v. 28, n. 2, p. 85-95, 1989.

VILAS BOAS, E. V. de. B. **Modificações pós-colheita de banana 'Prata' (*Musa acuminata* x *Musa Balbisiana* grupo AAB)  $\gamma$ -irradiada.** 1995. 73 p. Dissertação (Mestrado em Ciência dos Alimentos) – Universidade Federal de Lavras, Lavras.

WISSEMANN, K.W.; LEE, C.Y. Polyphenoloxidase activity during grape maturation and wine production. **American Journal of Enology and Viticulture**, Davis, v. 31, n. 3, p. 206-211, 1980.

WHEATLEY, C. C. **Studies of cassava (*Manihot esculenta* GRANTZ) root postharvest physiological deterioration.** 1982. 246 p. Thesis (Ph.D. in Food Science) - University of London Wye College, London.

ZUCKER, M. Induction of phenylalanine decarboxylase by light and its relation to chlorogenic acid synthesis in potato tuber tissue. **Plant Physiology**, Baltimore, v. 40, n. 5, p. 779-784, Sept. 1966.

## ANEXOS

### ANEXO A

### Página

TABELA 1A	Quadrados médios da análise de variância e respectivos níveis de significância, média geral e coeficiente de variação (CV) para pH, sólidos solúveis (SS), acidez titulável (AT) e SS/AT de uvas viníferas em diferentes estádios de desenvolvimento.....	70
TABELA 2A	Quadrados médios da análise de variância e respectivos níveis de significância, média geral e coeficiente de variação (CV) para pectina solúvel (PS), pectina total (PT) e solubilidade de uvas viníferas em diferentes estádios de desenvolvimento.....	71
TABELA 3A	Quadrados médios da análise de variância e respectivos níveis de significância, média geral e coeficiente de variação (CV) para compostos fenólicos e enzima polifenoloxidase (PFO) de uvas viníferas em diferentes estádios de desenvolvimento.....	72
TABELA 4A	Quadrados médios da análise de variância e respectivos níveis de significância, média geral e coeficiente de variação (CV) para enzimas peroxidase (POD), fenilalanina amônia-liase (FAL), poligalacturonase (PG) e celulose de uvas viníferas em diferentes estádios de desenvolvimento.....	73
TABELA 5A	Quadrados médios da análise de variância e	

respectivos níveis de significância, média geral e coeficiente de variação (CV) para hemicelulose, pectina da parede e enzima pectinametilesterase (PME) de uvas viníferas em diferentes estádios de desenvolvimento.....74

TABELA 1A Quadrados médios da análise de variância e respectivos níveis de significância, média geral e coeficiente de variação (CV) para pH, sólidos solúveis (SS), acidez titulável (AT) e SS/AT de uvas viníferas em diferentes estádios de desenvolvimento.

Fontes de variação	GL	Parâmetros			
		pH	SS	AT	SS/AT
Cultivares	3	0,1785**	10,0052**	1,0009**	8,1687**
Blocos	2	0,0004ns	0,1927ns	0,0002ns	0,0718ns
Erro 1	6	0,0004	0,0885	0,0012	0,0440
Estádios	3	0,6740**	329,0885**	5,9471**	323,2051**
Cultivares*estádios	9	0,0244**	3,3663**	1,4942**	12,2870**
Erro 2	24	0,0004	0,0937	0,0011	0,0416
Média geral		2,98	7,18	2,00	4,94
Coeficiente de variação 1 (%)		0,69	4,15	1,76	4,25
Coeficiente de variação 2 (%)		0,69	4,27	1,69	4,13

TABELA 2A. Quadrados médios da análise de variância e respectivos níveis de significância, média geral e coeficiente e variação (CV) para pectina solúvel (PS), pectina total (PT) e solubilidade de uvas viníferas em diferentes estádios de desenvolvimento.

Fontes de variação	GL	Parâmetros		
		PS	PT	Solub.
Cultivares	3	481,9233**	711,3542**	105,6511**
Blocos	2	0,0298ns	16,3506ns	0,2371ns
Erro 1	6	1,3612	61,6664	0,3154
Estádios	3	6121,2903**	9922,8049**	1877,1152**
Cultivares*estádios	9	173,1452**	2164,1254**	41,7011**
Erro 2	24	2,0802	59,1340	0,5647
Média geral		25,94	232,03	12,29
Coeficiente de variação		4,50	3,31	4,57
Coeficiente de variação		5,56	3,34	6,11

TABELA 3A Quadrados médios da análise de variância e respectivos níveis de significância, média geral e coeficiente de variação (CV) para enzima polifenoloxidase (PFO) e compostos fenólicos de uvas viníferas em diferentes estádios de desenvolvimento.

Fontes de variação	GL	Parâmetros	
		PFO	Fenólicos
Cultivares	3	73,3716**	23629,2368**
Blocos	2	3,9037ns	41,1166ns
Erro 1	6	1,6989	23,8995
Estádios	3	1216,5572**	13039,9448**
Cultivares*estádios	9	7,6454**	6761,8875**
Erro 2	24	1,8408	47,6314
Média geral		24,24	133,29
Coeficiente de variação		5,37	3,67
Coeficiente de variação		5,60	5,18

TABELA 4A. Quadrados médios da análise de variância e respectivos níveis de significância, média geral e coeficiente de variação (CV) para enzimas peroxidase (POD), fenilalanina amônia-liase (FAL), poligalacturonase (PG) e celulose de uvas viníferas em diferentes estádios de desenvolvimento.

Fontes de variação	GL	Parâmetros			
		POD	FAL	PG	Celulose
Cultivares	3	95,2029**	287,9037**	1712,7263**	667,8586**
Blocos	2	0,8238ns	0,0968ns	2,9817ns	0,0890ns
Erro 1	6	1,3917	0,7709	7,0027	0,2095
Estádios	3	1070,3379**	271,2597**	52476,0963**	197,5830**
Cultivares*estádios	9	15,7045**	1,5180**	459,6711**	66,1685**
Erro 2	24	0,7913	0,8283	14,5491	0,5548
Média geral		11,87	14,50	120,62	15,32
Coeficiente de variação		9,94	6,06	2,19	2,99
Coeficiente de variação		7,49	6,28	3,16	4,86

TABELA 5A Quadrados médios da análise de variância e respectivos níveis de significância, média geral e coeficiente de variação (CV) para hemicelulose, pectina da parede e atividade da enzima pectinametilesterase (PME) de uvas viníferas em diferentes estádios de desenvolvimento.

Fonte de variação	GL	Parâmetros		
		Hemic.	Pectina (MPC)	PME
Cultivares	3	24,5315**	59,6062**	13314,4722**
Blocos	2	0,0021ns	1,6089ns	36,0208**
Erro 1	6	0,0637	0,2404	2,1597
Estádios	3	13,3564**	92,5689**	148604,8055**
Cultivares*estádios	9	7,8984**	26,3825**	1291,6389**
Erro 2	24	0,0799	0,6068	2,6805
Média geral		5,94	10,80	275,45
Coeficiente de variação 1		4,25	4,54	0,53
Coeficiente de variação 2		4,75	7,21	0,59