

UNIVERSIDADE FEDERAL DE GOIÁS
ESCOLA DE AGRONOMIA

DALILA RAYANE DE LIMA PÁDUA

**CARACTERIZAÇÃO DE COMPOSTOS BIOATIVOS EM UVA
DA CULTIVAR ISABEL PRECOCE (*Vitis labrusca* L.)
DURANTE O DESENVOLVIMENTO FISIOLÓGICO,
CULTIVADA NO CERRADO GOIANO**

Goiânia
2018

**TERMO DE CIÊNCIA E DE AUTORIZAÇÃO PARA DISPONIBILIZAR VERSÕES ELETRÔNICAS
DE TESES E
DISSERTAÇÕES NA BIBLIOTECA DIGITAL DA UFG**

Na qualidade de titular dos direitos de autor, autorizo a Universidade Federal de Goiás (UFG) a disponibilizar, gratuitamente, por meio da Biblioteca Digital de Teses e Dissertações (BDTD/UFG), regulamentada pela Resolução CEPEC nº 832/2007, sem ressarcimento dos direitos autorais, de acordo com a Lei nº 9610/98, o documento conforme permissões assinaladas abaixo, para fins de leitura, impressão e/ou download, a título de divulgação da produção científica brasileira, a partir desta data.

1. Identificação do material bibliográfico: **Dissertação** **Tese**

2. Identificação da Tese ou Dissertação:

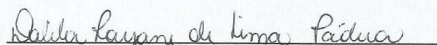
Nome completo do autor: Dalila Rayane de Lima Pádua

Título do trabalho: Caracterização de compostos bioativos em uva da cultivar Isabel precoce (*Vitis labrusca* L.) durante o desenvolvimento fisiológico, cultivada no Cerrado Goiano

3. Informações de acesso ao documento:

Concorda com a liberação total do documento SIM NÃO¹

Havendo concordância com a disponibilização eletrônica, torna-se imprescindível o envio do(s) arquivo(s) em formato digital PDF da tese ou dissertação.


Assinatura do(a) autor(a)²

Ciente e de acordo:


Assinatura do(a) orientador(a)²

Data: 01/09/18

¹ Neste caso o documento será embargado por até um ano a partir da data de defesa. A extensão deste prazo suscita justificativa junto à coordenação do curso. Os dados do documento não serão disponibilizados durante o período de embargo.

Casos de embargo:

- Solicitação de registro de patente
- Submissão de artigo em revista científica
- Publicação como capítulo de livro
- Publicação da dissertação/tese em livro

²A assinatura deve ser escaneada.

DALILA RAYANE DE LIMA PÁDUA

**CARACTERIZAÇÃO DE COMPOSTOS BIOATIVOS EM UVA
DA CULTIVAR ISABEL PRECOCE (*Vitis labrusca* L.)
DURANTE O DESENVOLVIMENTO FISIOLÓGICO,
CULTIVADA NO CERRADO GOIANO**

Dissertação apresentada à Coordenação do Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia de Alimentos, da Escola de Agronomia, da Universidade Federal de Goiás, como exigência para obtenção do título de Mestre em Ciência e Tecnologia de Alimentos.

Orientador: Prof. Dr. Flávio Alves da Silva
Co-orientadora: Prof^a. Dr^a. Clarissa Damiani

Goiânia
2018

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

Pádua, Dalila Rayane de Lima
CARACTERIZAÇÃO DE COMPOSTOS BIOATIVOS EM UVA DA CULTIVAR ISABEL PRECOCE (*Vitis labrusca* L.) DURANTE O DESENVOLVIMENTO FISIOLÓGICO, CULTIVADA NO CERRADO GOIANO [manuscrito] / Dalila Rayane de Lima Pádua. - 2018. LXVIII, 68 f.

Orientador: Prof. Dr. Fálvio Alves Silva; co-orientador Clarissa Damiani.

Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal de Goiás, Escola de Agronomia e Engenharia de Alimentos (EAEA), Programa de Pós Graduação em Ciência e Tecnologia de Alimentos, Goiânia, 2018.

Bibliografia.

Inclui gráfico, tabelas, lista de figuras, lista de tabelas.

1. HPLC. 2. uva. 3. atividade antioxidante. 4. compostos bioativos.
I. Silva, Fálvio Alves, orient. II. Título.

CDU 664

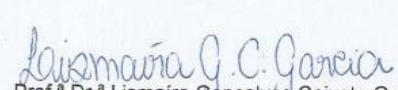


UNIVERSIDADE FEDERAL DE GOIÁS
ESCOLA DE AGRONOMIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONEGÓCIO - PPAGRO

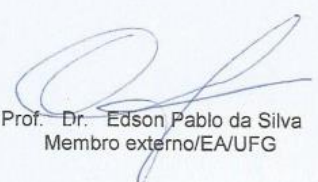
ATA DA REUNIÃO DA BANCA EXAMINADORA DA DEFESA DE DISSERTAÇÃO DE DALILA RAYANE DE LIMA PÁDUA – Aos vinte e nove dias do mês de agosto de dois mil e dezoito (29/08/2018), às 09h00min, reuniram-se os componentes da Banca Examinadora: Prof. Dr. Flávio Alves Silva (orientador/Presidente/ PPGCTA/EA/UFG), Prof.ª Dr.ª Lismaíra Gonçalves Caixeta Garcia (membro externo/IF RIO VERDE) e Prof. Dr. Edson Pablo da Silva (membro externo/EA/UFG) para, sob a presidência do primeiro, e em sessão pública realizada na Sala 18/EA/PRÉDIO CENTRAL, procederem à avaliação da defesa de dissertação intitulada: “**CARACTERIZAÇÃO DE COMPOSTOS BIOATIVOS EM UVA DA CULTIVAR ISABEL PRECOCE (VITIS LABRUSCA) DURANTE O DESENVOLVIMENTO FISIOLÓGICO, CULTIVADAS NO CERRADO GOIANO**”, em nível de **Mestrado**, área de concentração em **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, de autoria de **Dalila Rayane de Lima Pádua**, discente do Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia da Universidade Federal de Goiás. A sessão foi aberta pelo presidente da Banca Examinadora, Prof. Dr. Flávio Alves Silva, que fez a apresentação formal dos membros da Banca. A palavra a seguir, foi concedida à autora da dissertação que, em 30 minutos procedeu à apresentação de seu trabalho. Terminada a apresentação, cada membro da Banca arguiu a examinanda, tendo-se adotado o sistema de diálogo sequencial. Terminada a fase de arguição, procedeu-se à avaliação da defesa. Tendo-se em vista o que consta na Resolução nº. 1403/2016, do Conselho de Ensino, Pesquisa, Extensão e Cultura (CEPEC), que regulamenta o Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia de Alimentos e procedidas às correções recomendadas, a dissertação foi **APROVADA** por unanimidade, sendo cumpridos os requisitos para fins de obtenção do título de **MESTRE EM CIÊNCIA E TECNOLOGIA DE ALIMENTOS**, na área de concentração em **Ciência e Tecnologia de Alimentos** pela Universidade Federal de Goiás. A conclusão do curso dar-se-á quando da entrega, na secretaria do programa, da versão definitiva da dissertação, com as devidas correções, no prazo de até 30 dias. A Banca Examinadora recomenda a publicação de artigo científico, oriundo dessa dissertação em periódicos de circulação nacional e/ou internacional depois de atendidas às modificações sugeridas. Cumpridas as formalidades de pauta, às 11h00min, o presidente da mesa encerrou esta sessão de defesa de dissertação e para constar eu, Lindinalva de Oliveira Teixeira, secretária do Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia de Alimentos, lavrei a presente Ata que depois de lida e aprovada será assinada pelos membros da Banca Examinadora em duas vias de igual teor.



Prof. Dr. Flávio Alves Silva
Orientador-Presidente /PPGCTA/EA/UFG



Prof.ª Dr.ª Lismaíra Gonçalves Caixeta Garcia
Membro externo/IF RIO VERDE



Prof. Dr. Edson Pablo da Silva
Membro externo/EA/UFG

À minha família, em especial meus pais, minha irmã e ao meu amado Saulo Jr.
Dedico!

AGRADECIMENTOS

Creio Deus está no controle de tudo, e durante essa jornada Ele cuidou de cada detalhe, colocando em meu caminho pessoas que me ajudaram a prosseguir. Sou Grata a Ele por todo cuidado e por permitir conhecer mais um pouco da sua criação.

Ao meu amor Saulo Jr., por me apoiar, incentivar e entender minha ausência, dividindo esse sonho comigo.

À minha mãe Ilcineia e ao meu pai Ângelo Adão, que sempre me incentivaram e nunca mediram esforços para me ajudar, sempre com palavras de motivação, oração e encorajamento. Sou grata por tudo que fazem por mim!

À minha irmã Priscila, só quem nos conhece sabe da nossa cumplicidade e amor. Obrigada por sempre estar comigo.

À minha amiga-irmã Ana Paula Santos, por usar as palavras certas em momento tão incerto e me fazer acreditar que era possível, não me deixando desistir. Agradeço a amizade e o carinho. Ao meu amigo e prof. Cleiton Mateus, pela competência, seriedade e disposição em ajudar sempre. Obrigada por cada ensinamento.

À minha família pelo apoio e acolhimento durante esse período. E à minha amiga Jéssica Maria pela acolhida durante essa fase e pela troca de conhecimentos.

Aos meus amigos que sempre me incentivaram e oraram por mim.

Aos meus colegas de turma pelo convívio e em especial a Tainá que se mostrou tão prestativa desde o primeiro dia que nos encontramos. Obrigada pela amizade e pela troca de conhecimentos. À Ana Lázara e Karen, pela amizade firmada durante os seminários, vocês foram fundamentais nessa jornada. À Michele, que me acompanhou durante todo o experimento, creio que tudo que passamos juntas reforçou nossa amizade.

Aos colegas de laboratório pelo auxílio nas análises, pelo acolhimento, trocas de experiências e ensinamentos: Danilo, Rayssa, Bruna, Jessyka e Dianiny.

À Lismaíra Caixeta, pelos ensinamentos e por ser tão gentil sempre.

Às técnicas de laboratório, Ana Paula e Jussara, por tanto esforço em colaborar com a pesquisa. Aos professores do Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia de Alimentos, pela dedicação e pelos ensinamentos passados.

À minha banca da qualificação pelas correções e considerações realizadas.

Ao meu orientador, Dr. Flávio Alves, por aceitar a me orientar, pela sua confiança, compreensão, pelos conhecimentos ao longo desse período, pela disposição em ajudar. À minha co-orientadora, Dr^a. Clarissa Damiani, pela seriedade, disciplina, competência e a disposição em me ajudar. Cresci muito e sou grata por cada ensinamento.

Ao professor Dr. Eduardo Asquieri por disponibilizar o Laboratório de Bioquímica de Alimentos, da Faculdade de Farmácia, para a realização das análises e por acompanhá-las e me intrigando a cada descoberta.

À Dra. Keyla, por colaborar na análise estatística e pelos conhecimentos passados.

À prof. Yris Bazzo por me receber de forma tão carinhosa no Laboratório de Produtos Naturais da Universidade de Brasília- UnB, mostrando-se tão solícita juntamente com os colegas: Patrícia, Júlia, Juliana, Diegue, Marcela, Amanda C., Amanda T., Kellen, Thaís, Mateus, Paula e Samuel. Obrigada pela troca de experiência e carinho, vocês se tornaram especiais.

À Vinícola Goiás, pela disponibilização do material para estudo. Pela gentileza e dedicação em colaborar com a pesquisa.

À Divisão de Transportes da UFG, em especial ao Sr. Elvis e aos motoristas, por serem tão prestativos nas coletas.

À Capes (Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior) pelo auxílio Financeiro concedido.

Enfim, agradeço a todos que de, alguma forma, contribuíram para a realização e conclusão dessa etapa.

À vocês minha gratidão e respeito.

“Minha vida é obra de tapeçaria
É tecida de cores alegres e vivas
Que fazem contraste no meio das cores
Nubladas e tristes

Se você olha do avesso
Nem imagina o desfecho
No fim das contas
Tudo se explica
Tudo se encaixa
Tudo coopera pro meu bem

Quando se vê pelo lado certo
Muda-se logo a expressão do rosto
Obra de arte pra honra e glória
Do Tapeceiro”

Stênio Március

RESUMO

A uva destaca-se entre frutas e vegetais como uma das maiores fontes de compostos fenólicos. Desta forma, o objetivou-se com este trabalho avaliar o teor de biocompostos na cultivar Isabel precoce durante o desenvolvimento fisiológico. O ciclo compreendeu um período de 90 dias após a antese (DAA). Houve decréscimo da acidez, aumento de pH e sólidos solúveis e mudança na coloração do fruto com variações expressivas aos 60 DAA. O teor de compostos fenólicos apresentou maiores teores para sementes durante a maturação (60-90 DAA) seguidos pela baga, casca e polpa. As sementes apresentaram melhor atividade antioxidante ao longo de todo tempo de maturação, pelos métodos DPPH e Fosfomolibdênio, e ABTS aos 60 DAA. As bagas apresentaram melhor atividade antioxidante aos 10 DAA para os três métodos avaliados (DPPH, ABTS e Fosfomolibdênio). Na casca a atividade antioxidante pelo ensaio de ABTS apresentou maiores teores a partir de 70 DAA. A polpa foi o tecido que apresentou menores teores de compostos fenólicos totais e atividade antioxidante em comparação com os demais. Dos compostos fenólicos individuais, três foram identificados ácido clorogênico presente nas bagas (10 a 50 DAA), cascas e polpas (60 a 90 DAA), e catequina e epicatequina nas sementes (60 a 90 DAA) todos eles apresentando redução significativa ao longo do desenvolvimento do fruto.

Palavras-chave: HPLC, uva, atividade antioxidante, compostos bioativos.

ABSTRACT

The grape stands out among fruits and vegetables as one of the largest sources of phenolic compounds. Thus, the objective of this work was to evaluate the content of biocomposites in the early Isabel cultivar during physiological development. The cycle comprised a 90 days after anthesis (DAA). There was a decrease in acidity, increase in pH and soluble solids, and change in fruit staining with significant variations at 60 DAA. The content of phenolic compounds presented higher contents for seeds during maturation (60-90 DAA) followed by berry, skin and pulp. The seeds presented better antioxidant activity during all maturation times, by the DPPH and Phosphomolybdenum methods, and ABTS at 60 DAA. The berries presented better antioxidant activity at 10 DAA for the three evaluated methods (DPPH, ABTS and Phosphomolybdenum). In the skin, the antioxidant activity by the ABTS assay presented higher levels from 70 DAA. The pulp was the tissue that presented lower contents of total phenolic compounds and antioxidant activity in comparison with the others. Of the individual phenolic compounds, three chlorogenic acids were present in the berries (10 to 50 DAA), peels and pulps (60 to 90 DAA), and catechin and epicatechin in the seeds (60 to 90 DAA), all of which presented significant reduction throughout development of the fruit.

Key words: HPLC, grape, antioxidant activity, bioactive compounds

LISTA DE EQUAÇÕES

PARTE 2

Equação 1.	Cálculo da Taxa de crescimento Absoluto.....	43
Equação 2.	Cálculo da Taxa de crescimento Relativo	43
Equação 3.	Cálculo do Índice de saturação Croma.....;	43
Equação 4.	Calculo da Diferença total de cor ΔE	43
Equação 5.	Cálculo de % de descoloração de DPPH.....	45

LISTA DE FIGURAS

Parte 1

- Figura 1.** Rota do ácido chiquímico e ácido malônico.....25

Parte 2

- Figura 2.** Taxa de crescimento Absoluto (TCA) e Taxa de crescimento Relativo (TCR) para massa, diâmetro longitudinal e transversal.....49
- Figura 3.** Caracterização física e química das bagas de uva da cultivar Isabel Precoce durante o desenvolvimento fisiológico.....50
- Figura 4.** Médias de Compostos fenólicos totais e Atividade Antioxidante (DPPH, ABTS e Fosfomolibdênio) da baga durante o desenvolvimento fisiológico.....57
- Figura 5.** Cromatogramas de HPLC exemplificativos registrados a 280 nm, (a) bagas-10 DAA, (b) casca-90 DAA, (c) polpa-90 DAA, (d) semente- 90 DAA.....61

LISTA DE TABELAS

Parte 1

Tabela 1.	Composição por 100g de uva.....	20
------------------	---------------------------------	----

Parte 2

Tabela 2.	Médias da análise de variância dos compostos fenólicos totais e a atividade antioxidante na baga, casca, polpa e semente de uva ao longo de noventa dias de desenvolvimento da baga extraídos em quatro meios (extrato etéreo, alcoólico, aquoso e metanol com acetona).....	53
Tabela 3.	Médias dos compostos fenólicos individuais em uva do cultivar Isabel Precoce ao longo de 50 dias para a baga e em 90 dias na casca, polpa e semente.....	59

SUMÁRIO

PARTE 1

CAPÍTULO 1.....	17
1.INTRODUÇÃO	17
2. REVISÃO DA LITERATURA	19
2.1 A Videira	19
2.2 Viticultura no Brasil e no cerrado Goiano	20
2.3 Desenvolvimento fisiológico do fruto	23
2.4 Compostos fenólicos	25
2.4.1 Flavonóides.....	26
2.4.1.1 Antocianinas	26
2.4.1.2 Taninos	27
2.4.2. Flavonóis.....	27
2.4.2.1 Catequinas	27
2.4.3 Flavonóis	28
2.4.3.1 Caempferol	28
2.4.3.2 Quercetina	28
2.4.3.3 Miricetina	29
2.4.4 Não- Flavonóides.....	29
2.4.4.1 Estilbenos	29
2.4.4.1.1 Resveratrol	29
2.4.4.2 Ácidos fenólicos.....	30
REFERÊNCIAS	31

PARTE 2

3. ESTUDO DO PERFIL DE COMPOSTOS BIOATIVOS DURANTE O DESENVOLVIMENTO FISIOLÓGICO DA UVA DA CULTIVAR ISABEL PRECOCE (<i>Vitis labrusca</i>) CULTIVADA NO CERRADO.	40
RESUMO	40
ABSTRACT	40
3.1 Introdução	41
3.2 Material e Métodos.....	42
3.2.1 Obtenção e preparo das amostras de uva.....	42
3.2.2 Caracterização física e química	43
3.2.3 Obtenção dos extratos para compostos fenólicos totais e Atividade Antioxidante.....	44
3.2.4 Compostos fenólicos totais.....	45

3.2.5 Determinação da Atividade Antioxidante	45
3.2.6 Obtenção dos extratos para análise de perfil de fenólicos em HPLC.....	46
3.2.7 Determinação de compostos fenólicos	46
3.3 Resultados e Discussão	47
3.3.1 Caracterização física e química	47
3.3.2 Compostos fenólicos totais e Atividade Antioxidante	52
3.3.3 Perfil de compostos fenólicos.....	59
3.4 Conclusão.....	62
REFERÊNCIAS	62

CAPÍTULO 1

1.INTRODUÇÃO

A videira possui várias espécies e variedades, as quais são disseminadas por todo o mundo. A colheita de seus frutos é valiosa, possuindo cultivos para diversas opções, tanto para consumo *in natura*, quanto para produtos processados, tais como vinho, geleia, gelatina, sucos, uva em passas, vinagre e óleo de semente de uva (BERES et al., 2017; DHENKEY, 2016).

No Brasil, o cultivo de uva destaca-se na Região Sul, explorando, principalmente, cultivares para produção de vinho e suco. Algumas regiões brasileiras possuem clima com altas temperaturas na maior parte do ano, desenvolvendo uma viticultura diferenciada como é o caso do nordeste Brasileiro, destacando-se o Vale Submédio do São Francisco (RIBEIRO; LIMA; ALVES, 2012).

Diante dessa variedade climática do país, o bioma do cerrado tem atraído o cultivo da videira em algumas regiões, pelas condições climáticas, solo e disponibilidade hídrica. Em Goiás, a produção é crescente, tornando referência nacional na produção de uva. O estado possui clima favorável, sem grandes variações de temperatura, alta luminosidade e abundância de água, o que favorece a qualidade do fruto. As variedades mais cultivadas são Niágara Branca, Niágara Rosa, Isabel precoce, Itália, Rubi, Thompson, Bordô e Moscatel (MONTEIRO, 2010).

A cultivar Isabel precoce, possui características semelhantes a cultivar Isabel, porém possui seu ciclo de produção reduzido, com a possibilidade de duas colheitas ao ano em regiões tropicais (CAMARGO, 2004).

Para garantir melhor produtividade da videira, é fundamental garantir o manejo correto da planta, que contempla desde o plantio de mudas já enxertadas, sistemas de condução e tipos de poda, proporcionando melhor desenvolvimento do fruto (MAIA, 2002).

O desenvolvimento fisiológico da uva consiste em curva duplo sigmoidal, com características distintas. A primeira fase é marcada pela formação e crescimento da baga, que ocorre pela divisão e expansão celular. Na segunda fase, ocorre o acúmulo de açúcares, amolecimento da baga, aumento de tamanho e mudança na coloração da baga e aumento de compostos fenólicos (COOMBE; McCARTHY, 2000)

A uva é uma fruta rica em sais minerais, tais como cálcio, ferro, fósforo, magnésio, sódio e potássio. Possui, ainda, quantidade razoável de vitaminas (complexo B e vitamina C), com sabor variando muito de acordo com o tipo de solo, podendo ser doce, cítrico ou ácido. Contém taxa variável de compostos fenólicos, que são divididos em dois grupos: Flavonóides e Não-flavonóides (AUBERT; CHALOT, 2018 ; KATO; TONHI; CLEMENTE, 2012;).

Entre as frutas, a uva é uma das maiores fontes de compostos fenólicos, os quais estando presentes nas bagas, normalmente na casca e sementes. O perfil de compostos fenólicos é variável e depende do tipo da videira é influenciado pela viticultura e fatores ambientais (MONTEALEGRE et al., 2006).

Tendo em vista a grande variedade de compostos bioativos das uvas, o objetivo desse estudo foi avaliar o perfil dos compostos bioativos presentes em frutos da cultivar Isabel precoce durante o desenvolvimento fisiológico, cultivada no Estado de Goiás.

2. REVISÃO DA LITERATURA

2.1 A Videira

A videira pertence à família Vitaceae, contendo mais de mil espécies, sendo divididas em 16 gêneros. A família Vitaceae, é predominantemente, de clima tropical e subtropical, em contraste do gênero *Vitis* que ocorre em climas temperados. Tais características climáticas favoreceram a domesticação da cultura, podendo elucidar a grande variedade de cultivares, além da seleção natural, cruzamentos e propagação das plantas, por meio de sementes, as quais apresentam características diferentes da planta mãe (JACKSON, 2014).

Algumas variedades são obtidas por meio do processo de hibridização, o qual tem usado várias espécies, dentre elas *V. berlandieri*, *V. rupestris*, *V. champinii*, *V. riparia* e *V. aestivalis* com o objetivo de desenvolver cultivares com características específicas, como resistência a algumas doenças específicas e fatores climáticos (DHEKNEY, 2016).

Diante da diversidade das espécies do gênero *Vitis*, destacam-se a *Vitis vinifera* L. de origem europeia, conhecidas como uvas finas, com características de cascas mais espessas e bagas menores, predominantemente, uvas para vinho. A *Vitis labruscas* L., de origem Americana, possui característica de uvas rústicas, com casca mais fina e bagas maiores, podendo ser usadas para mesa, vinho e suco (GIOVANNINI, 2005).

É um fruto não climatérico, ou seja, os frutos amadurecem ainda presos à planta e, portanto, só devem ser colhidos quando tiverem concluído seu completo amadurecimento, apresentando aspectos ideais de coloração, aroma, textura e sabor (ASSIS; LIMA FILHO; LIMA, 2004).

A uva é um fruto tipo baga, sendo disposta em cachos, o qual é composto por uma parte lenhosa, denominada engaço, e por uma parte carnuda, as bagas, que são formadas por uma pele de espessura variável, denominada película ou casca e, na parte interna, pela polpa e pelas sementes, que dependendo da variedade podem ser inexistentes ou possuírem até quatro. As bagas podem ter formato cor e consistência variável, dependendo da espécie (AMARANTE, 2005).

Como pode ser observado na Tabela 1, a uva possui vários nutrientes e além destes, possuem fitoquímicos que tem a capacidade de prevenir doenças, devido ao seu alto conteúdo nutritivo. Possuem também propriedades antimutagênicos e antineoplásico, que reduzem a oxidação das lipoproteínas humanas de baixa densidade e a inflamação alérgica devido aos polifenóis presentes (KURT et al., 2017).

Tabela 1. Composição por 100g de uva

Componente	<i>Vitis vinifera</i> (Uvas Europeias)	<i>Vitis rotundifolia</i> (Uvas muscadine)	<i>Vitis labrusca</i> (Americanas) híbridas
Água (g)	80,5	84,3	81,3
Energia (kcal)	69	57,0	67,0
Proteína (g)	0,72	0,81	0,63
Gorduras totais (g)	0,16	0,47	0,35
Carboidratos (g)	18,1	13,93	17,15
Fibras (g)	0,9	3,9	0,9
Açúcares totais (g)	15,5	n/a	16,25
Cálcio (mg)	10,0	37,0	14,0
Ferro (mg)	0,36	0,26	0,29
Magnésio (mg)	7,0	14,0	5,0
Fósforo (mg)	20,0	24,0	10,0
Potássio (mg)	191,0	203,0	191,0
Sódio (mg)	2,0	1,0	2,0
Zinco (mg)	0,07	0,11	0,04
Vitamina A (mg)	66,0	67,0	100
Vitamina B1(mg)	0,07	n/a	0,09
Vitamina B2 (mg)	0,07	1,5	0,06
Vitamina B3 (mg)	0,19	n/a	0,3
Vitamina B6 (mg)	0,09	n/a	0,11
Vitamina B12 (µg)	0,0	n/a	0,0
Ácido fólico (µg)	2,0	n/a	4,0
Vitamina C (mg)	3,2	6,5	4,0
Vitamina E (mg)	0,19	n/a	0,19

Fonte: USDA national nutrient database, 2016, com modificações.

2.2 Viticultura no Brasil e no cerrado Goiano

As variedades *Vitis labrusca* são bastante cultivadas na América do Norte e do Sul. No Brasil, essas variedades equivalem mais de 80% das uvas processadas, especialmente para a produção de suco de uva. As cultivares mais comuns são Bordô, Isabel, Concord e Niágara, que contam em torno de 50% da produção total de uva (TOALDO et al., 2015).

A produção de uva no Brasil divide-se em duas grandes espécies: um grupo formado pelas *Vitis viniferas*, destinada para a produção de vinhos finos, e outro que engloba as uvas comuns ou americanas (*Vitis labrusca* ou híbridas), as quais são destinadas para produção de vinho de mesa, sucos e derivados e, ainda, para o consumo *in natura* (OTOBELLI, 2014).

Com o intuito de propagar cultivares mais resistentes e com melhor vigor em regiões tropicais, o Instituto Agrônomo de Campinas (IAC) realizou estudos de melhoramento genético da videira, desenvolvendo diversos porta-enxertos, entre os quais os mais conhecidos, são IAC 313 ‘Tropical’ IAC 517-6, IAC 572 ‘Jales’ e IAC 766 ‘Campinas’, apresentando qualidade em vigor e adaptabilidade (POMMER, 2000).

Com a expansão das áreas cultivadas, a produção tem aumentado ao decorrer dos anos. De acordo com o IBGE, em 2015, a produção de uvas no Brasil teve aumento de 4,41% em relação ao ano de 2014. A produção de 2016, foi reduzida, devido a intensos fenômenos climáticos, ocorrido no Rio Grande do Sul, maior estado produtor de uvas. Segundo dados do Instituto Brasileiro do Vinho (Ibravin), a produção de 2016 teve a maior queda já registrada no estado, tendo redução de 57,28% comparada ao ano de 2015 (MELLO, 2016).

A viticultura foi inserida no Estado de Goiás no ano de 1997, por meio de um produtor que se instalou em Itaberaí e, posteriormente, entre 2000 e 2001 outros produtores deram início ao plantio dessa cultura. Esses produtores foram atraídos pela possibilidade de alta produtividade e, também, por ser um mercado novo. A viticultura chegou como algo novo dentro da agricultura familiar, que tem se adequadado a nova cultura (FARIA, 2012).

A região Centro-Oeste está inserida no bioma do Cerrado, que abrange outras regiões, como também partes do Norte, Nordeste e Sudeste, e uma pequena área na região Sul, no estado do Paraná. É o segundo maior bioma brasileiro (CHAVEIRO; CASTILHO 2007).

O cerrado, que possui clima sazonal, apresenta estação seca (3 a 7 meses de duração) e outra de chuvas constantes, com a maior parte da área livre de geadas (PEREIRA et al., 2011). O solo do cerrado tem como tipo predominante latossolo com cerca de 54%, possuindo variações nas suas características morfológicas e físicas, geralmente apresentando deficiência em nutrientes, principalmente fósforo, toxidez em alumínio e elevada acidez (FERNANDES et al., 2012).

Devido as características climáticas regionais para o cultivo da videira, torna-se necessário o fornecimento de água por meio da irrigação. A videira possui necessidades hídricas específicas. Assim como toda planta, o estresse hídrico pode afetar diretamente o comportamento dos estádios fenológicos. Em condições de escassez de água, pode resultar em

baixo teor de flores e bagas, redução da área foliar baixa, fotossíntese limitada, aborto em flor e abscisão do cacho. De outro modo, a umidade excessiva acelera o crescimento, tornando o dossel mais denso e maior risco de pragas e doenças específicas (FRAGA; ATAURI; SANTOS, 2018; FREITAS; RAMOS; OLIVEIRA, 2006).

Assim como na região do Vale do São Francisco, na região nordeste do Brasil, é possível avaliar a melhor época de colheita, pois são regiões que possuem clima quente, alta luminosidade e abundância em recursos hídricos para irrigação. A colheita pode ser distribuída por um mês, vários meses ou todo ano (LIMA; RIBEIRO; BORGES, 2014).

Em regiões tropicais, é possível duas ou mais safras por ano, devido a região não atingir temperaturas baixas, evitando a dormência da planta, com poda logo após a colheita. O deslocamento das épocas de produção para períodos mais favoráveis à colheita de uvas com maior qualidade (RICCE et al., 2013).

A cultura já está consolidada em Goiás, tendo 250 produtores de uva, propagadas em 30 municípios. O cultivo predominante é da uva de mesa, mas há potencial para produção de uvas para sucos e vinhos. As principais cidades produtoras de uvas são: Anápolis, Aragoiânia, Bela Vista, Hidrolândia, Itaberaí, Goiatuba e Santa Helena (BRAGA FILHO; ROCHA, 2016), com Niágara Branca e Rosada, Isabel Precoce, Itália, Rubi, Thompson, Bordô e Moscatel (MONTEIRO, 2010).

A cultivar Isabel Precoce é um clone da variedade Isabel, adquirido por meio de uma mutação somática espontânea, identificada no município de Farroupilha-RS, que foi selecionada em 1993. Assemelha-se a cultivar Isabel em suas características, porém a maturação é antecipada em cerca de 35 dias. Sua maturação é uniforme, diferente da cultivar Isabel (CAMARGO, 2004).

É uma variedade híbrida que tem tripla aptidão, podendo ser usada para mesa, suco e vinho. Apresenta ampla capacidade de adaptação e rusticidade na condução, com tolerância a algumas pragas e doenças similares a cultivar Isabel. Sua área cultivada tem crescido, tanto no Rio Grande do Sul como em novos polos de produção de vinhos de mesa e de sucos das regiões Centro-Oeste e Nordeste do Brasil (GIOVANNINI, 2013; MOREIRA, 2017).

A precocidade da cultivar contribui para a ampliação do período de colheita e de processamento da uva na região Sul. Em regiões tropicais, pode ser cultivada em sistema de duas colheitas no período seco (CAMARGO, 2004).

2.3 Desenvolvimento fisiológico do fruto

O crescimento vegetativo, a produtividade e a qualidade da uva, está relacionada com a região geográfica, condições microclimáticas do vinhedo, que é variável de acordo com a localização (altitude, latitude e topografia), prática vitivinícola como sistema de condução usada e tipo de podas aderida, bem como características genéticas das variedades produtoras e porta enxertos (MENDONÇA et al., 2016).

O crescimento e amadurecimento da uva é um processo que segue uma curva dupla sigmoide. O desenvolvimento das bagas ocorre após a fecundação e fertilização; o crescimento, em volume, ocorre em períodos definidos, sendo o herbáceo caracterizado como o aumento do tamanho da baga por multiplicação celular; Mudança de cor – que ocorre conforme as variedades; e o período da maturação, com início da mudança na cor da uva, podendo durar de 30 a 70 dias, dependendo da cultivar e das condições climáticas (GRIESSER et al., 2017; GUERRA, 2003).

No período de crescimento inicial, ocorre a divisão e expansão celular, devido ao acúmulo de ácido tartárico e málico, refletindo no aumento progressivo da baga. No final dessa fase, quando o aumento da baga é mínimo, acontece o desenvolvimento das sementes. Essa fase compreende de 15 a 30 dias (JACKSON, 2014; PASSAIA et al., 2014).

O *Veraison* é uma etapa que marcar o início da fase de maturação, com período curto, situado entre a fase de atraso e o início ao segundo período de crescimento da baga. É definido por vários processos, tendo como exemplo, o amaciamento da baga, acumulação de açúcares, diminuição de ácidos, perda da atividade fotossintética e início da síntese de pigmentos responsáveis pela coloração da casca em bagas vermelhas (FERREIRA et al., 2017).

É na fase do *veraison* que ocorre a mudança de deslocamento do xilema para o floema nas bagas da videira. Logo, inicia o acúmulo de açúcares nas células, localizados nos vacúolos. São açúcares do tipo hexoses, sendo frutose e glicose (GRIESSER et al., 2017). No decorrer do processo de amadurecimento das bagas, ocorrem diversas mudanças que envolvem uma série de modificações físicas e bioquímicas, como peso, volume, rigidez, açúcar, acidez, cor e aroma (SILVA; QUEIROZ, 2016).

Alguns fatores influenciam a síntese da antocianina, tais como: condições climáticas, práticas culturais e estádios fenológicos. Temperaturas altas e baixa intensidade luminosa impedem o acúmulo de antocianinas. Reguladores de crescimento são aplicados para garantir uniformidade e melhoramento da cor, como o ácido abscísico (ABA) e ácido 2-cloroetilfosfônico (ethephon). Quanto ao estágio fenológico, o açúcar é um dos principais

fatores que contribui para a mudança de cor. A sacarose é um ativador da expressão gênica para enzimas envolvidas na biossíntese de antocianinas e sua deficiência pode atrasar a pigmentação das bagas (OLIVARES et al., 2017).

A acidez da uva na maturação ocorre pela presença do ácidos málico, tartárico e cítrico. O ácido málico tem um decréscimo em sua concentração na maturação, cuja síntese resulta de uma reação secundária da fotossíntese, ocorrendo principalmente nas folhas e podendo ser sintetizado nas bagas em desenvolvimento até a fase de *veraison*. Uma parte do conteúdo do ácido málico provém da oxidação da glicose na respiração (RIZZON; SGANZERLA 2006).

O tipo e a concentração dos açúcares estão relacionados com o sabor das frutas. Os principais açúcares nas frutas são, sacarose, frutose e glicose e apresentam diferentes proporções em diferentes níveis de maturação e variedade. A acumulação e a degradação desses açúcares depende das funções da sacarose-fosfato sintase, sucrose sintase e invertase (SHI et al., 2016). Os açúcares são fundamentais para o desenvolvimento da uva e qualidade da baga, devido ao seu papel como carbono primário e fonte de energia e, as vezes, como moléculas osmóticas e importantes sinalizadoras para respostas de fatores bióticos e/ou abióticos. O transporte de açúcar é um processo fundamental para o crescimento e desenvolvimento da baga (CONDE et al., 2018).

Há acúmulo de metabólitos secundários. A relação ácido/ açúcares indica a maturidade da polpa, já a maturidade da casca é definida com o nível máximo de alguns componentes do aroma e compostos fenólicos. A semente é a primeira a atingir a maturidade fisiológica (PEÑA-NEIRA et al., 2004)

Nessa fase, o teor de antocianina aumenta, progressivamente, até atingir um valor máximo, conhecido como maturação fenólica. Neste ponto, existe um equilíbrio de cor e estrutura de taninos, nas peles e sementes, indicando o período ideal para a colheita (ANDRADE et al., 2013).

O metabolismo central das células vegetais baseia-se em vias respiratórias, a glicólise, e o ciclo do ácido cítrico, no qual a maioria das moléculas e compostos envolvidos na sobrevivência das plantas e os mecanismos de defesa são produzidos. Os compostos fenólicos não estão diretamente correlacionados com as funções de crescimento e desenvolvimento do tecido vegetal e são, normalmente, encontrados em tecidos e órgãos e em estádios específicos de desenvolvimento da planta (DIAS et al., 2016).

2.4 Compostos fenólicos

A uva possui alto teor de compostos fenólicos. No entanto, com a grande variedade de cultivares existentes, há diferentes características em relação ao sabor e cor das bagas, o que sem dúvida está relacionado com o perfil de polifenólicos (ABE et al., 2007).

Os compostos fenólicos são sintetizados, a partir de duas rotas metabólicas, a via do ácido chiquímico e a via do ácido malônico (Figura 1), durante metabolismo secundário das plantas. São essenciais para o seu crescimento e reprodução e nos mecanismos de defesa. Além disso, formam-se em condições de estresse como infecções, fermentos, radiações UV, dentre outros (ANGELO; JORGE, 2006; CORREIA, 2014).

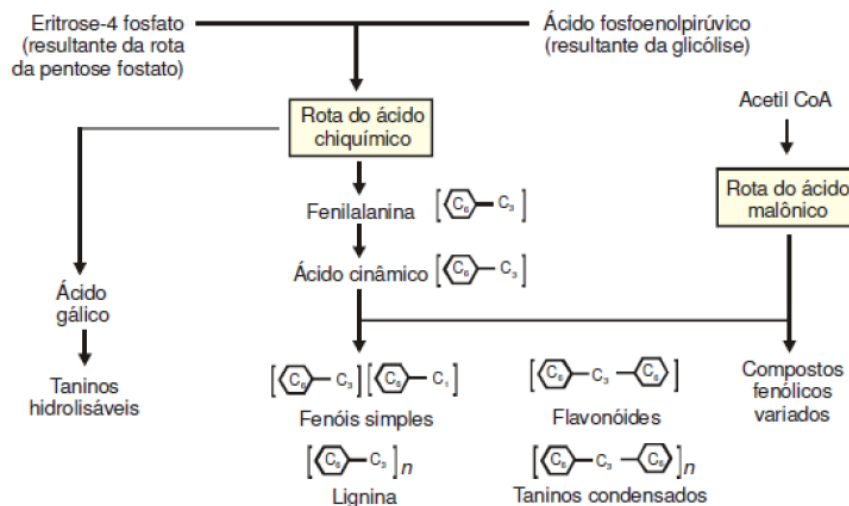


Figura 1. Rota do ácido chiquímico e ácido malônico (TAIZ; ZEIGER, 2004).

São comumente encontrados nos vacúolos e paredes celulares, bem como em sementes. Na casca predominam ácidos benzóico e cinâmico, flavonóides, estilbenos e antocianinas, já na polpa, os flavonóides e os ácidos fenólicos benzóicos estão mais presentes (GARRIDO; BORGES, 2013).

A quantidade de polifenóis naturais é enorme, estimada em mais de um milhão, pois geralmente ocorrem como glicosídeos, e tais açúcares com suas ligações apresentam grande variedade (SAKAKIBARA et al., 2003). Normalmente, a concentração de compostos fenólicos aumenta durante o amadurecimento das bagas, porém alguns fatores podem afetar esse desenvolvimento progressivo, principalmente as práticas vitivinícolas (CARRERA et al., 2012).

2.4.1 Flavonóides

Os flavonóides são formados pela combinação de derivados sintetizados a partir da fenilalanina (via metabólica do ácido chiquímico) e ácido acético. Primeiramente, a fenilalanina é transformada em ácido cinâmico, pela ação da fenilalanina amônio liase, enzima que liga os metabolismos primário (via do ácido chiquímico) e secundário (fenilpropanóides). O ácido cinâmico é hidrolisado a ácido cumárico (C9) que é transformado em 4-cumaroil-CoA e este é condensado a 3 unidades de malonil-CoA (C2), formando chalcona (C15), a partir da qual todos os flavonóides são formados (WINKEL-SHIRLEY, 2001).

Os teores de flavonóides, nos alimentos, são determinados geneticamente, porém, são influenciados, também, por fatores como estação do ano, clima, composição do solo, estágio de maturação, preparo, processamento e estocagem dos alimentos (HUBER; AMAYA, 2008).

2.4.1.1 Antocianinas

As antocianinas são um grupo pertencente à classe dos flavonóides. São acumuladas nos vacúolos celulares, em diversas partes da planta. Tem como função proteção UV, atração de animais para polinização e dispersão de sementes, defesa contra patógenos e pragas, e proteção para o DNA e o aparelho fotossintético dos fluxos de radiação elevados (SZYMANOWSKA et al., 2015).

São também responsáveis por uma variedade de cores como vermelho, azul, roxo e laranja. Em algumas espécies de frutos, a cor é o indicador mais importante da maturação, na casca da uva é influenciada, principalmente, pela concentração e distribuição de várias antocianinas na casca, bem como, por outros fatores, como luz, temperatura, etileno e práticas culturais (USENIK; STAMPAR, VEBERIC, 2009; WANG et al., 2016).

Na casca da uva pode conter até 25 pigmentos distintos, dependendo da variedade. O corante é denominado enocianina, e seu principal cromóforo é a mistura complexa de antocianinas: antocianidina (aglicona), açúcar e frequentemente ácidos. As antocianinas são solúveis em água e em mistura de água e álcool e insolúveis em óleos e gorduras (ARAÚJO, 2004).

São encontrados seis tipos de antocianidinas na natureza a pelargonidina, cianidina, peonidina, delphinidina, petunidina e malvidina. Mas a diversidade dos padrões de glicosilação demonstram que existem quantidades inumeráveis de antocianidinas. Dos seis tipos citados na uva apenas a pelargonidina não é encontrada, e existem mais variedades nos padrões de glicosilação e acetilação do que na maioria das plantas (COULTATE, 2004).

Em diversos estudos realizados com os compostos fenólicos, especialmente os flavonóides (antoxantinas e antocianinas), observou-se que as antocianinas encontradas nos frutos demonstraram capacidade de captar radicais livres (atividade antioxidante) com efeitos positivos na prevenção de enfermidades cardiovasculares, circulatórias, cancerígenas, diabetes e mal de Alzheimer (KUSKOSK et al., 2006).

2.4.1.2 Taninos

Os taninos podem ser classificados de acordo com a sua estrutura química, baseada na sua resistência ou não, à hidrólise na presença de água quente ou das enzimas tanases (que catalisam reações de hidrólise entre os digalatos), sendo classificados em: hidrolisáveis e não hidrolisáveis/condensados (MONTEIRO et al., 2005).

Os taninos condensados ou proantocianidinas são polímeros de flavan-3-ols (catequina) e ou flavan 3,4 diols (leucoantocianidina). Estão presente em maior quantidade nos alimentos, normalmente consumidos. Podem conter de duas a cinquenta unidades flavonóides; possuem estruturação complexa; são resistentes à hidrólise, mas podem ser solúveis em solventes orgânicos aquosos, dependendo de sua estrutura (BATTESTIN; MATSUDA; MACEDO, 2004).

Os taninos podem exercer seus efeitos biológicos de duas maneiras diferentes: quando inabsorvíveis, estas são geralmente estruturas complexas com propriedades de ligação que podem produzir efeitos locais na região gastrointestinal (Antioxidante, eliminador de radicais, antimicrobianos, antivirais, antimutagênicos e antinutrientes), ou quando absorvíveis, são normalmente estruturas de baixo peso molecular que são, facilmente, absorvidas e produzem efeitos sistêmicos em vários órgãos (SIENIAWSKA; BAJ, 2017)

2.4.2. Flavanóis

Dentro deste grupo complexo, os principais constituintes presentes na uva, são os monómeros catequinas e epicatequinas, e os oligómeros ou polímeros denominados proantocianidinas (PEREIRA, 2014).

2.4.2.1 Catequinas

As catequinas são compostos incolores, hidrossolúveis, que contribuem para o amargor e a adstringência do vegetal. Dentre as principais representantes desse grupo estão: catequina, epigalocatequina, epigalocatequinagalato. São encontradas em chá verde, cerejas, amoras, framboesas, mirtilo, uva roxa e vinho tinto (PEREIRA; CARDOSO, 2012).

As catequinas e outros bioflavonóides exibem atividade antioxidante semelhante à das vitaminas C (ascorbato) e E (tocoferol), que também demonstram reduzir o risco de certos tipos de câncer, quando administradas como suplementos ou constituem naturalmente a alimentação (MANFREDIN; MARTINS; BENFATO, 2004).

2.4.3 Flavonóis

Dentre o grupo dos flavonóis estão caempferol, quercetina e miricetina que apresentam múltiplas funções biológicas, como antialergênico, antiaterogênico, anti-inflamatório, antimicrobiano, antitrombótico, antioxidante, efeitos vasodilatadores e cardioprotetor (SULTANA; ANWAR, 2008).

2.4.3.1 *Caempferol*

Caempferol (3,5,7-tri-hidroxi-2-(4-hidroxifenil)-4Hcromen-4-ona) é um flavonol natural bem caracterizado, que está presente em 80% dos alimentos à base de plantas, incluindo brócolis, couve, cebola, repolho, alho poró, tomate, feijão, uva, morango, maçã e chá (KASHYAP et al., 2017).

O caempferol possui efeitos benéficos e/ou efeitos protetores contra várias doenças, tal como o câncer devido à sua capacidade para induzir apoptose de células cancerosas, podendo dificultar o desenvolvimento de várias inflamações, antioxidantes, cardioprotetor, neuroprotetores, antidiabético, anti-osteoporose, estrogênica/ antiestrogênica, ansiolítico, analgésico e atividades anti-alérgica (CALDERÓN-MONTAÑO et al., 2011; CORREIA et al., 2016).

2.4.3.2 *Quercetina*

A quercetina é um antioxidante que atua como protetor contra as espécies reativas de oxigênio, neutralizando os radicais livres e ânions superóxido, peroxinitrito e o óxido nítrico, entre outros. O efeito antioxidante pode, também, ser por sua capacidade em inibir enzimas, tais como oxidase de xantina, da NADPH-oxidase e lipoxigenase (VICENTE-VICENTE; PRIETO; MORALES, 2013).

É um antioxidante encontrado em vegetais, sendo o flavonóide mais abundante na dieta humana. Geralmente, a quercetina é encontrada nos alimentos na forma glicosilada, como glicosídeos de quercetina, que constituem 70% de todos os flavonóis na dieta, e a ingestão diária estimada de quercetina, em seres humanos, é de 25-40 mg (WANG et al., 2017).

A quercetina tem a capacidade de atuar na inibição dos radicais livres em três etapas diferentes, ou seja, na iniciação pela interação com íons superóxido, na formação de radicais hidroxil, por quelar íons de ferro e na peroxidação lipídica, por reagir com radicais peroxi lipídeos (BEHLING et al., 2004).

Esse composto apresenta propriedades antioxidantes, antiproliferativos, anti-inflamatório, antihistamínico, antiviral, anticarcinogénico, propriedades protetoras psicoestimuladores e imunossupressores (HALEAGRAHARA et al., 2017)

2.4.3.3 Miricetina

A miricetina é um flavonóide que possui atividade antioxidante, comumente encontrada em vegetais, frutas, nozes, bagas, chá, e também, no vinho tinto (ZHANG et al., 2017).

É parcialmente permeável às células com uma grande variedade de efeitos biológicos, possuindo efeitos anti-cancer da miricetina em vários tipos de câncer, incluindo câncer de ovário, gástrico e cólon incluindo propriedades anti-inflamatórias e antidiabetes (MU et al., 2016).

2.4.4 Não- Flavonóides

Os estilbenos (resveratrol) e os ácidos fenólicos são os principais compostos não-flavonóides (NOBRE et al., 2006).

2.4.4.1 Estilbenos

O estilbeno não é um composto comum de ser encontrado, no entanto, muitos de seus derivados são extraídos de plantas e apresentam atividades biológicas e terapêuticas importantes. Tais compostos são denominados fitoalexinas, no qual destaca-se o resveratrol, encontrado em alguns tipos de uva (NOBRE et al., 2006).

2.4.4.1.1 Resveratrol

O resveratrol (3,5,4-tri-hidroxiestilbeno) é um estilbeno, pertencente a uma subclasse de fitoalexinas, sendo encontrado na casca de uvas e sementes, em amendoins, soja, romãs, e em outras frutas e plantas (THIEL; RÖSSLER, 2017).

É sintetizado em resposta a patógenos, estresse abiótico em plantas, podendo haver variação considerável nas concentrações em todas os cultivares, devido à região geográfica, às condições de crescimento e às tecnologias de vinificação empregadas (BOTTE et al., 2015)

O resveratrol é sintetizado, naturalmente, na planta sob duas formas isômeras: trans-resveratrol (trans-3,5,4'-trihidroxiestilbeno) e cis-resveratrol (cis-3,5,4'-trihidroxiestilbeno) (figura 1). O isômero trans-resveratrol é convertido para cis-resveratrol em presença da luz visível, pois esta forma é mais estável (SAUTTER et al., 2005)

O interesse pelo resveratrol tem aumentado em virtude de seus benefícios apresentados à saúde. Dentre eles, a inibição de eventos celulares tem papel importante na iniciação, promoção e progressão tumoral. Propriedades anti-inflamatórias e antioxidantes retardam algumas características do envelhecimento e o risco de doença cardiovascular (MORETÓN-LAMAS et al., 2017).

O resveratrol é associado ao “Paradoxo Francês”, que descreve a baixa incidência de doenças cardíacas e obesidade entre os franceses, mesmo com dieta rica em gordura e alta ingestão de vinho. O resveratrol é responsável pela redução do estresse oxidativo em vários tipos de doenças (DI DONNA et al., 2017).

2.4.4.2 Ácidos fenólicos

Os ácidos fenólicos apresentam um grupo funcional carboxila e são divididos em duas classes, os derivados de ácido benzóico e ácido cinâmico. Os hidroxibenzóicos não são tão abundantes nos vegetais, e por isso, menos consumido pelo homem. Os ácidos hidroxicinâmicos estão presentes em vários alimentos e bebidas de origem vegetal, como o café, erva mate, maçã, ameixa e outras frutas, crucíferas, cereais, entre outros (OLIVEIRA; BASTOS, 2011).

Os ácidos hidroxibenzóicos incluem os ácidos gálico, p-hidroxibenzóico, protocatecuico, vanílico e siríngico, que têm estrutura comum, C₆ – C₁ 26; enquanto os ácidos hidroxicinâmicos, são compostos aromáticos com três carbonos que formam uma cadeia lateral (C₆ – C₃), como os ácidos caféico, ferúlico, p-cumárico e sináptico, sendo os mais comuns (ANGELO; JORGE, 2007).

Caracterizam-se por terem um anel benzênico, um grupamento carboxílico e um ou mais grupamentos de hidroxila e/ou metoxila na molécula, conferindo propriedades antioxidantes, tanto para os alimentos como para o organismo, sendo, por isso, indicados para o tratamento e prevenção do câncer, doenças cardiovasculares e outras doenças (SOARES, 2002).

REFERÊNCIAS

ABE, L. T; DAMOTA, R. V; LAJOLO, F. M; GENOVESE, M. I. Compostos fenólicos e capacidade antioxidante de cultivares de uvas *Vitis labrusca L.* e *Vitis vinifera L.* **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v.27, n.2, p.394-400, 2007.

AMARANTE, J. O. A. **Os segredos do vinho para iniciantes e iniciados**. São Paulo. Mescla editorial. 2ªed. 2005.624p.

ANDRADE, R. H. S; NASCIMENTO, L. S; PEREIRA, G. E; HALLWASS, F ;PAIM, A. P.S. Anthocyanic composition of Brazilian red wines and use of HPLC-UV-Vis associated to chemometrics to distinguish wines from different regions. **Microchemical Journal**, v.110, p. 256–262, 2013.

ANGELO, P. M; JORGE, N. Compostos fenólicos em alimentos – Uma breve revisão. **Revista Instituto Adolfo Lutz**, v.66, n.1, p. 1-9, 2007.

ARAÚJO, J. M. Química de alimentos. In:____. **Isoflavonóides**.Teoria e prática.3ªed. Viçosa. Editora UFV. 2004. Cap. 14. p. 314-367

ASSIS, J. S; LIMA FILHO, J. M; LIMA, M. A. C. **Fisiologia da videira**. EMBRAPA Semi-árido. 2004 Disponível em:<http://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/CPATSA/34234/1/OPB705.pdf>. Acesso em: 31 de janeiro de 2017.

AUBERT, C; CHALOT, G. Chemical composition, bioactive compounds, and volatiles of six table grape varieties (*Vitis vinifera L.*). **Food Chemistry**, v.240, n.1 p.524-533, 2018.

BATTESTIN, V; MATSUDA, L. K; MACEDO, G. A. Fontes e aplicações de taninos e tanases em alimentos. **Alimentos e Nutrição**, Araraquara, v.15, n.1, p.63-72, 2004.

BEHLING, E. B; SENDÃO, M. C; FRANCESCATO, H, D.C; ANTUNES, L. M. G; BIANCHI, M. L. P. Flavonóide quercetina: Aspectos gerais e ações biológicas. **Alimentos e Nutrição**, v.15, n.3.p 285-292, 2004.

BERES, C; COSTRA, G. N. S; CABEZUDO, I; SILVA-JAMES, N. K; TELES, A. S. C; CRUZ, A. P. G; MELLINGER-SILVA, C; TONON, R. V; CABRAL, L. M. C;FREITAS, S. P. Towards integral utilization of grape pomace from winemaking process:A review. **Waste Management**, v.68, p.581-594, 2017.

BOTTI, S.C.C.F; DEGASPERI, F.T; CEZÁRIO, M.A.T; COSTA,P; IRAZUSTA, S.P.Processo de secagem e extração de resveratrol proveniente do bagaço da uva para reaproveitamento do resíduo da viticultura. X workshop de Pós-Graduação e Pesquisa do Centro Paula Souza. São Paulo, 6 – 8 de outubro de 2015 ISSN: 2175-1897.

BRAGA FILHO, J. R; ROCHA, H. Programa de Uva. Agencia Goiana de Defesa e Agropecuária-AGRODEFESA.2016. Disponível em: <http://www.agrodefesa.go.gov.br/post/ver/212912/programa-de-uva> Acesso em: 20 de janeiro de 2018.

CABALLERO, B; FINGLAS, P; TOLDRA, F. Encyclopedia of food and health. In DHEKNEY, S.A. **Grapes**.1 st Edition. WY, USA University of Wyoming, Sheridan, .2016. P.261-264.

CALDERÓN-MONTAÑO, J. M; BURGOS-MORÓN, E; PÉREZ-GUERRERO, C; LÓPEZ-LÁZARO, M. A Review on the Dietary Flavonoid Kaempferol. **Mini-Reviews in Medicinal Chemistry**, v.11, p. 298-344, 2011.

CAMARGO, U. A. **‘Isabel Precoce’: Alternativa para a Vitivinicultura Brasileira. Comunicado técnico 54**. Embrapa Uva e Vinho. 2004, Bento Gonçalves, RS.

CARRERA, C; RODRIGUEZ, A. R; PALMA, M; BARROSO, C. G. Ultrasound assisted extraction of phenolic compounds from grapes. **Analytica Chimica Acta**, v.732, p.100-104, 2012.

CHAVEIRO, EGUIMAR FELÍCIO; CASTILHO, DENIS. Cerrado: patrimônio genético, cultural e simbólico. In: **Revista Mirante**, vol. 2, n.1. Pires do Rio - GO: UEG, 2007.

CONDE, A; SOARES, F; BREIA, R; GERÓS, H. Postharvest dehydration induces variable changes in the primary metabolism of grape berries. **Food Research International**, v.105, p. 261–270, 2018.

COOMBE, B.G; McCARTHY, M.G. Dynamics of grape berry growth and physiology of ripening. **Australian Journal of Grape and Wine Research**, v.6, p.131–135, 2000.

CORREIA, M., RODRIGUES, A.S., PERESTRELO, T., PEREIRA, S.L., RIBEIRO, M.F., SOUSA, M.I., RAMALHO-SANTOS, J.O, Different concentrations of kaempferol distinctly modulate murine embryonic stem cell function, **Food and Chemical Toxicology**, v.87,p.148-156, 2016.

CORREIA, P.T.R. **A maturação fenólica em uvas tintas. Comparação de metodologias.**2014. 220f. Dissertação (Mestrado em Viticultura e Enologia) - Escola de Ciências e Tecnologia, Universidade de Évora, Évora,2014.

COULTATE, T.P. **Alimentos: a química de seus componentes.** Porto Alegre.2004. 3ª ed. Artmed. 368 p.

DI DONNA, L., TAVERNA, D., INDELICATO, S., NAPOLI, A., SINDONA, G., MAZZOTTI, F., Rapid assay of resveratrol in red wine by paper spray tandem mass spectrometry and isotope dilution, **Food Chemistry**, v.229,p.354-357,2017.

DIAS, M. I; SOUSA, M. J; ALVES, R. C; FERREIRA, I. C. F. R .Exploring plant tissue culture to improve the production of phenolic compounds: A review. **Industrial Crops and Products**, v.82, p. 9–22, 2016.

FARHARDI, K;ESMAEILZADEH, F;HATAMI, M;FOROUGH, M;MOLAIE. Determination of phenolic compounds content and antioxidant activity in skin, pulp, seed, cane and leaf of five native grape cultivars in West Azerbaijan province, Iran. **Food Chemistry**, v.199, p. 847-855, 2016.

FARIA, S. S. **Adoção de inovações pela agricultura familiar: o caso do cultivo de uvas no estado de Goiás.**2012 Dissertação (Mestrado em Agronegócio) -. Escola de Agronomia e Engenharia de Alimentos, Universidade Federal de Goiás, Goiânia, 2012.

FERNANDES, A. L. T; PARTELLI, F. L; BONOMO, R; GOLYNSKI, A. A MODERNA CAFEICULTURA DOS CERRADOS BRASILEIROS. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, Goiânia, v. 42, n. 2, p. 231-240, 2012

FERREIRA, V; FERNADES, F; CARRASCO, D. HERNANDEZ, M.G; PINTO-CARNIDE, O; ARROYO-GARCIA, R; ANDRADE, P; VALENTÃO, P; FALCO, V; CASTRO, I. Spontaneous variation regarding grape berry skin color: A comprehensive study of berry development by means of biochemical and molecular markers. **Food Research International**, v.97, p149–161,2017.

FRAGA, H; ATAURI, I.G.C; SANTOS, J.A. Viticultural irrigation demands under climate change scenarios in Portugal. **Agricultural Water Management**, v.196, p. 66–74, 2018.

FREITAS, W. S; RAMOS, M. M; OLIVEIRA, A. M. S. Demanda de irrigação da cultura da uva na Bacia do Rio São Francisco. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, PB.v.10, n.3, p.563–569, 2006.

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

GUERRA, C. C. **Uvas Americanas e Híbridas para Processamento em Clima Temperado**. Embrapa Uva e Vinho. Sistema de produção 2. Versão eletrônica.2003 Disponível em :<https://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Uva/UvaAmericanaHibridaClimaTemperado/colheita.htm> Acesso em : 04 de setembro de 2017.

GIOVANNINI, E. **Produção de uvas para vinho, suco e mesa**. 2. ed. Porto Alegre: Renascença, 2005. 368 p.

GIOVANNINI, E. **Manual de viticultura**. Porto Alegre: Bookman, 2013. 264p. (Série Tekne).

GRIESSER, M; MARTINEZ, S. C; EITLE, M. W; WARTH, B; · ANDRE, C. M; SCHUHMACHER, R; · FORNECK, A. The ripening disorder berry shrivel affects anthocyanin biosynthesis and sugar metabolism in Zweigelt grape berries. **Planta**, 2017.

HALEAGRAHARA,N; MIRANDA-HERNANDEZA,S; ALIM,M.A, , HAYESA,L; BIRDC,G , KETHEESAN,N. Therapeutic effect of quercetin in collagen-induced arthritis. **Biomedicine & Pharmacotherapy**, v. 90, Issue null, p. 38-46, 2017.

HUANG, D; OU, B; PRIOR, R. L. The chemistry behind antioxidant capacity assays. **Journal of agricultural and chemistry**.v.53, p.1841-1856, 2005.

HUBER, L. S; AMAYA, D. B. R. Flavonóis e flavonas: fontes brasileiras e fatores que influenciam a composição em alimentos. **Alimentos e Nutrição**, Araraquara v.19, n.1, p. 97-108, 2008.

JACKSON, R. Wine Science Principles and Applications. In: **Grape species and varieties**. 4th Edition. Academic Press. 2014. Cap 2, p.15-49.

KATO, G.C; TONHI, D.C; CLEMENTE, E. Antocianinas De Uvas (Vitis vinífera L.) produzidas em sistema convencional. **Revista Brasileira de Tecnologia Agroindustrial**.2012.

KASHYAP, D; SHARMA, A; TULI, H.S; SAK, K; PUNIA, S. MUKHERJEE.T, K. Kaempferol – A dietary anticancer molecule with multiple mechanisms of action: Recent trends and advancements. **Journal of Functional Foods** v.30, p. 203-219, 2017.

KIM, M. J; JUN, J. G; PARK, S. Y; CHOI, M. J; PARK, E; KIM, J. I; KIM, M. J. Antioxidant activities of fresh grape juices prepared using various household processing methods. **Food Science Biotechnology**. v.26, n.4, p. 861-869, 2017.

KURT,A; TORUN,H; COLAK,N; SEILER,G; HAYIRLIOGLU-AYAZ,S; AYAZ,F.A. Nutrient profiles of the hybrid grape cultivar ‘Isabel’ during berry maturation and ripening. **Journal Science Food Agriculture**, v.97, p.2468-2479, 2017.

KUSKOSK, E. M.; ASUERO, A. G.; MORALES, M. T.; FETT, R. Frutos tropicais silvestres e polpas de frutas congeladas: atividade antioxidante, polifenóis e antocianinas. **Ciência Rural**, v. 36, n. 04, p. 1283-1287, 2006.

LIMA, M. A. C. de; RIBEIRO, T. P.; BORGES, R. M. E. Qualidade da uva Isabel precoce em sexto ciclo produtivo sobre diferentes porta-enxertos no Submédio do Vale do São Francisco. Embrapa Semiárido. Petrolina,PE,. 2014.

LIMA, M. A. C; SILANI, I. S. V; TOALDO, I. M; CORRÊA, L. C; BIASOTO, A. C. T; PEREIRA, G. E; LUIZ, M. T. B; NINOW, J. L. Phenolic compounds, organic acids and antioxidant activity of grape juices produced from new Brazilian varieties planted in the Northeast Region of Brazil. **Food Chemistry** v.161, p. 94–103, 2014.

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

MACEDO, J. M; PELLUCCI, L. G; VALENZUELA, V. C. T; OLIVEIRA, A. B; CASTILHO, R. O; JÁCOME, R. L. R. P. Variação sazonal nos teores de flavonoides, taninos e atividade antioxidante de *Davilla rugosa* Poir. **Revista de Ciências Farmacêuticas Básica e Aplicada**, v.34(4), p.585-590, 2013.

MAIA, J. D. G. Manejo da videira Niágara Rosada em regiões tropicais. In: SIMPÓSIO MINEIRO DE VITICULTURA E ENOLOGIA, 1, 2002, Andradas. Viticultura e enologia: atualizando conceitos. Caldas: EPAMIG, 2002. p.49-58.

MANFREDIN, V; MARTINS, V.D; BENFATO, M.S. Chá verde: benefícios para a saúde humana. **Infarma**, v.16, n 9-10, P.68-70, 2004.

MELLO,L.M. R. Artigo: **Desempenho da vitivinicultura brasileira em 2015** - Portal Embrapa Uva e Vinho. 2016. Disponível em : <https://www.embrapa.br/uva-e-vinho/busca-de-noticias/-/noticia/9952204/artigo-desempenho-da-vitivinicultura-brasileira-em-2015> Acesso em: 25/01/2017.

MONTEIRO, LUCIA. Produção de uva cresce 40% em Goiás - Jornal O Popular Disponível em: <http://www.opopular.com.br/editorias/economia/produ%C3%A7%C3%A3o-de-uva-cresce-40-em-goi%C3%A1s-1.63554> Acesso em: 30 de março de 2017.

MONTEIRO, J.M; ALBUQUERQUE, U.P; ARAÚJO, E.L; AMORIM, E.L.C. Taninos: uma abordagem da química à ecologia. **Química Nova**, São Paulo, v.28 n.5 , p. 892-896,2005

MORETÓN-LAMAS, E; LAGO-CRESPO, M; LAGE-YUSTY, M. A; LÓPEZ-HERNÁNDEZ, J. Comparison of methods for analysis of resveratrol in dietary vegetable supplements. **Food Chemistry**,. v.24, p.219–223, 2017.

MU, M; NA, P; WU, Q; SHEN, X , SHAO, D; WANG, H; ZHANG, Y; ZHANG, S; YAO, H; MIN, J; WANG, F. The dietary flavonoid myricetin regulates iron homeostasis by suppressing hepcidin expression. **Journal of Nutritional Biochemistry**, v.30, p. 53–61, 2016.

NOBRE, S. M; PEIXOTO, J. A. S; MONTEIRO, A. L. Síntese de trans-estilbenos substituídos via reação de Suzuki de brometos de vinila. Sociedade Brasileira de Química (SBQ). **29ª Reunião Anual da Sociedade Brasileira de Química**.2006.

OLIVARES, D; CONTRERAS, C; MUÑOZ, V; RIVERA, S; GONZÁLEZ-AGUERO, M; RETAMALES, J; DEFILIPPI, B. G. Relationship among color development, anthocyanin and pigment-related gene expression in ‘Crimson Seedless’ grapes treated with abscisic acid and sucrose. **Plant Physiology and biochemistry**, v.115, p. 286-297, 2017.

OLIVEIRA, D. M; BASTOS, D. H. M. Biodisponibilidade de Ácidos Fenólicos. **Química Nova**, v. 34, n. 6, p.1051-1056, 2011.

OTOBELLI, D. Bordô, a ‘mais resistente’ das uvas. **Avindima – Jornal da Viticultura e Agricultura Familiar**.2014. Disponível em: <http://www.avindima.com.br/?p=6013> Acesso em : 30 de janeiro de 2017.

PASSAIA, G; PINHEIRO, M. M; FIALHO, F. B; SBEGHEN, F; PORTO, D. D; REVER, L. F. Characterization of an Early Berry Development Grapevine Somatic Variant (*Vitis labrusca* L. cv. Isabel Precoce). **American Journal of Plant Sciences**, v.5, p.3848-3865, 2014.

PEÑA-NEIRA, A; DUEÑAS, M; DUARTE, A; HERNANDEZ, T; ESTRELLA, I; LOYOLA, E. Effects of ripening stages and of plant vegetative vigor on the phenolic composition of grapes (*Vitis vinifera* L.) cv. Cabernet Sauvignon in the Maipo Valley (Chile). **Vitis**, v.43 , n. 2, p.51–57, 2004.

PEREIRA, A. F. C. **Potenciais alimentos funcionais com base em extratos de vinho de uva ou de videira**. Dissertação (Mestrado Integrado em Ciências Farmacêuticas).2014. Universidade Fernando Pessoa, Porto,2014.

PEREIRA, R. J; CARDOSO, M. G. Metabólitos secundários vegetais e benefícios antioxidantes. **Journal of Biotechnology and Biodiversity**, v. 3, n.4: p. 146-152, 2012.

PEREIRA, B. A. S; VENTUROLI, F; CARVALHO, F. A. FLORESTAS ESTACIONAIS NO CERRADO: UMA VISÃO GERAL. **Pesquisa Agropecuária Tropical**,v. 41, n. 3, p. 446-455, 2011.

POMMER, C. V. O Agrônomo. INFORMAÇÕES TÉCNICAS Cultivares de uva produzidos ou introduzidos pelo IAC. Campinas, v.52(2/3), 2000.

RICCE, W. S; CARAMORI, P. H; ROBERTO, S. R. Potencial climático para a produção de uvas em sistema de dupla poda anual no Estado do Paraná. **Bragantia**. Campinas. vol.72 n.4 , p.408-415, 2013.

RIZZON, L. A; SGANZERLA. Ácidos tartárico e málico no mosto de uva em Bento Gonçalves-RS. **Ciência Rural**, Santa Maria v.37, n.3, p.011-914, 2007.

RUFINO, M. S. M; ALVES, R. E; BRITO, E. S; MORAIS, S. M; SAMPAIO, C. G; JIMENEZ, J, P. CALIXTO, F. D. S. Metodologia científica: Determinação da Atividade antioxidante Total em frutas pela captura do Radical Livre DPPH. Comunicado técnico 127. Embrapa Agroindústria Tropical. Fortaleza, CE.2007.

SAKAKIBARA, H; HONDA, Y; NAKAGAWA, S; ASHIDA, H; KANAZAWA. Simultaneous Determination of All Polyphenols in Vegetables, Fruits, and Teas. **Journal of Agricultural and Food Chemical.**, v.51,p. 571-581, 2003.

SAMOTICHA, J; WOJDYLO, A; GOLIS, T. Phenolic composition, physicochemical properties and antioxidant activity of interspecific hybrids of grapes growing in Poland. **Food chemistry**, v.215, p.263-273, 2017.

SARANGARAJAN, R; MEERA, S; RUKKUMANI, R; SANKAR, P; ANURADHA, G. Antioxidants: Friend or foe? **Asian Pacific Journal of Tropical Medicine**, v. 10,n. 12 . P.1111–1116, 2017.

SAUTTER, C. K; DENADIN, S; ALVES, A. O; MALLMAN, C. A; PENNA, N. G; HECKTHEUER, L. H. Determinação de resveratrol em sucos de uva no Brasil. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v.25(3), p.437-442, 2005.

SHI, S; WANG, W; LIU, L; SHU, B; WEU, Y; JUE, D; FU, J; XIE, J; LIU, C. Physico-chemical properties of longan fruit during development and ripening. **Scientia Horticulturae** v.207, p.160–167, 2016.

SIENIAWSKA, E; BAJ, T. Tannins. Chapter 10. **Plant Metabolites: Their Chemistry Pharmacognosy**. 2017 Elsevier. p.199-232.

SILVA, L. R; QUEIROZ, M. Bioactive compounds of red grapes from Dão region (Portugal): Evaluation of phenolic and organic profile. **Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine**, v.6, n. 4, p.315–321, 2016

SOARES, S.E. Ácidos fenólicos como antioxidantes. **Revista. Nutrição**., Campinas, 15(1):71-81, 2002.

SULTANA, B; ANWAR, F. Flavonols (kaempferol, quercetin, myricetin) contents of selected fruits, vegetables and medicinal plants. **Food Chemistry** v.108, p.879–884, 2008.

SZYMANOWSKA, U; ZŁOTEK, U; KARAS, M; BARANIAK, B. Anti-inflammatory and antioxidative activity of anthocyanins from purple basil leaves induced by selected abiotic elicitors. **Food Chemistry**, v.172, p.71–77, 2015.

TAIZ, L; ZEIGER, E. **Fisiologia Vegetal**. 3ª edição. Porto Alegre: Artmed, 2004. 719p.

THIEL, O.G. RÖSSLER. Resveratrol regulates gene transcription via activation of stimulus-responsive transcription factors. **Pharmacological Research** v.117, p.166–176, 2017.

TOALDO, I. M; CRUZ, F.A; ALVES, T. L; GOIS, J. S; BORGES, D. L. G; CUNHA, H. P; SILVA, E. L; BORDIGNON-LUIZ, M. T. Bioactive potential of *Vitis labruscas* L. grape juices from the Southern Region of Brazil: Phenolic and elemental composition and effect on lipid peroxidation in healthy subjects. **Food Chemistry**, v.173, p. 527-535, 2015.

USDA, United States Department of Agriculture Agricultural Research Service. **USDA Food Composition Databases**. 2016 Disponível em: <https://ndb.nal.usda.gov/ndb/>, Acesso em : 10 de janeiro de 2018.

USENIK, V; STAMPAR, F; VEBERIC, R. Anthocyanins and fruit colour in plums (*Prunus domestica* L.) during ripening. **Food Chemistry** v.114, p. 529–534, 2009.

VICENTE-VICENTE, L; PRIETO, M; MORALES, A.I. Eficacia y seguridad de la quercetina como complemento alimenticio. **Revista. Toxicología**. v. 30, p.171-181 2013.

WANG, Y., LI, J., LI, Y., LI, B., Chitin microspheres: A fascinating material with high loading capacity of anthocyanins for colon specific delivery, **Food Hydrocolloids** v.63, p.293-300, 2016.

WANG,Y; ZHAO,L; WANG,C; HU,J; GUO,X; ZHANG,D; WU,W; ZHOU,F; JI,B. Protective effect of quercetin and chlorogenic acid, two polyphenols widely present in edible plant varieties, on visible light-induced retinal degeneration in vivo. **Journal of Functional Foods** v.33 p.103–111, 2017.

WINKEL-SHIRLEY, B. Flavonoid Biosynthesis. A Colorful Model for Genetics, Biochemistry, Cell Biology, and Biotechnology. Update on Flavonoid Biosynthesis. **Plant Physiology**, v. 126, p. 485–493, 2001.

ZHANG, C; ZHANG, G; LIAO, Y; GONG, D. Myricetin inhibits the generation of superoxide anion by reduced form of xanthine oxidase. **Food Chemistry**, v.221, p.1569–1577, 2017.

ZHANG,Y;CHANG,S.K.C; STRINGER,S;ZHANG,Y. Characterization of titratable acids, phenolic compounds, and antioxidant activities of wines made from eight mississippi-grown muscadine varieties during fermentation. **LWT - Food Science and Technology**, v. 86, p.302-311, 2017.

3. ESTUDO DO PERFIL DE COMPOSTOS BIOATIVOS DURANTE O DESENVOLVIMENTO FISIOLÓGICO DA UVA DA CULTIVAR ISABEL PRECOCE (*Vitis labrusca*) CULTIVADA NO CERRADO.

PÁDUA, D. R. L. Caracterização do perfil de compostos bioativos em uva da cultivar Isabel precoce (*Vitis labrusca*) durante o desenvolvimento fisiológico, cultivadas no cerrado. In: _____. **Estudo do perfil de compostos bioativos durante o desenvolvimento fisiológico da uva da cultivar Isabel precoce (*Vitis labrusca*) cultivada no cerrado.** Parte 2, p. 40-62. Dissertação (Mestrado em Ciência e Tecnologia de Alimentos). Universidade Federal de Goiás, GO.

RESUMO

O presente trabalho teve por objetivo estudar os compostos bioativos da cultivar Isabel precoce (*Vitis labrusca* L.) cultivada no Cerrado Goiano, durante o desenvolvimento fisiológico. Nove coletas foram realizadas, com intervalos de dez dias, com início após a antese totalizando 90 dias de desenvolvimento do fruto. A caracterização física e química foram realizadas na baga inteira (10-90 Dias Após a Antese -DAA). Para as análises de compostos fenólicos totais, atividade antioxidante (DPPH, ABTS e Fosfomolibdênio) e perfil de compostos fenólicos por HPLC, as bagas foram analisadas inteiras até os 50 DAA, a partir da fase de maturação foram fracionadas em casca, polpa e sementes (60 – 90 DAA). As transformações físicas e químicas da baga foram mais intensas a partir de 60 DAA no início da maturação. As sementes, bagas, cascas apresentaram maior teor de compostos fenólicos totais em comparação com a polpa. As sementes apresentaram maior potencial antioxidante nos métodos de DPPH e Fosfomolibdenio, ao longo de todo o tempo. Nas cascas o maior potencial antioxidante foi obtido pelo ensaio de ABTS a partir dos 70 DAA aos 90 DAA. Foram investigados 17 compostos fenólicos e apenas três identificados, sendo ácido clorogênico presente nas bagas, cascas e polpas, e catequina em maior quantidade, seguida pela epicatequina presente nas sementes.

Palavras-chave: Antese, uva, caracterização, HPLC

ABSTRACT

The present work had the objective of studying the bioactive compounds of the early Isabel precoce cultivar (*Vitis labrusca* L.) cultivated in the Cerrado Goiano, during the physiological development. Nine samples were collected, with 10-day intervals, starting after the anthesis, totaling 90 days of fruit development. The physical and chemical characterization was carried out in the whole berry (10-90 Days after anthesis – DAA). For the analyzes of total phenolic compounds, antioxidant activity (DPPH, ABTS and Phosphomolybdenum) and profile of phenolic compounds in HPLC, berries were analyzed whole until 50 DAA, from the maturation phase were fractionated in skin, pulp and seeds (60-90 DAA). The physical and chemical transformations of the berry were more intense from 60 DAA at the beginning of maturation. Seeds, berries, skins showed higher total phenolic compounds content compared to pulp. The

seeds presented higher antioxidant potential in the DPPH and Phosphomolibdenium methods, throughout the time. In the skins the highest antioxidant potential was by the ABTS assay from 70 DAA to 90 DAA. It was investigated 17 phenolic compounds and only three identified, being chlorogenic acid present in the berries, peels and pulps, and catechin in greater quantity, followed by the epicatechin present in the seeds.

Keywords: anthesis, grape, characterization, HPLC

3.1 Introdução

A uva está entre as culturas de frutas mais cultivadas no mundo, atrás de bananas, melancias e maçãs. A produção de uva no Brasil é crescente, além das regiões Sul e Nordeste, a cultura tem abrangido outras regiões, como o Centro-Oeste. A região Centro-Oeste faz parte do bioma do Cerrado, possuindo clima tropical sazonal. Nesta região é possível obter duas colheitas ao ano, com a irrigação. Variações sazonais climáticas podem definir mudanças fenológicas na planta (AUBERT; CHALOT, 2018; ALMEIDA et al., 2017; COELHO et al., 2017).

As principais variedades cultivadas no estado de Goiás são: Niágara Branca e Rosada, Isabel precoce, Itália, Rubi, Thompson, Bordô e Moscatel (MONTEIRO, 2010). A cultivar Isabel precoce (*Vitis Labrusca* L.) é originada de uma mutação somática espontânea da variedade Isabel (*Vitis Labrusca* L.), possui características semelhantes a cultivar original, apresenta boa produtividade e antecipa sua maturação em até 35 dias. As variedades de uva de mesa (*Vitis labrusca*) são amplamente cultivadas na América do Norte e do Sul e, o Brasil representa cerca de 80% das uvas processadas, em sua maioria para a produção de suco (CAMARGO,2004; TOALDO et al.,2015).

A uva e seus subprodutos, são fontes de polifenóis que exercem funções antioxidantes, os quais são originários do metabolismo secundário, estando presentes em pequenas quantidades, com efeito sobre a saúde humana, devido a possível influência nas atividades fisiológicas e celulares. Nas últimas décadas, é crescente o número de estudos relacionados ao consumo de compostos bioativos e os possíveis efeitos benéficos para a saúde, como prevenção de várias patologias crônicas, incluindo doenças cardiovasculares, diabetes e doenças neurodegenerativa, alguns tipos de câncer, efeitos cardioprotetores e vasodilatadores, entre outros (ACUÑA-AVILA et al.,2016; RIBEIRO et al., 2015;).

Os compostos fenólicos são os metabólitos secundários mais importantes da uva. Estão presentes nas bagas e em quantidades variadas na casca, polpa e sementes. Durante a

maturação, ocorre aumento em sua concentração, sendo dependente da cultivar, localização geográfica, clima, solo e principalmente as práticas de viticultura (CARRERA et al., 2012; LIMA et al., 2014).

Neste contexto, o objetivo desse estudo foi avaliar o comportamento dos compostos fenólicos e atividade antioxidante, durante desenvolvimento fisiológico da cultivar Isabel precoce (*Vitis labrusca* L.), cultivada no Cerrado Goiano.

3.2 Material e Métodos

3.2.1 Obtenção e preparo das amostras de uva

O experimento foi conduzido na Vinícola Goiás, safra 2017, no município de Itaberaí – GO, sob as coordenadas geográficas de latitude 16° 2'23.22"S longitude 49°46'52.84"O.

Foram utilizadas plantas da cultivar Isabel precoce (*Vitis labrusca*), sobre o porta-enxerto IAC 572, cultivadas em sistema de latada com espaçamento de 2,5 x 2,5m entre as plantas e fileiras, com sistema de irrigação de microaspersão, em intervalo de sete dias.

Por ocasião da antese, foram selecionadas 200 plantas ao acaso. As marcações foram realizadas entre os dias 5 e 10 de abril de 2017, com fios de lã de cores diferentes. A primeira coleta dos frutos foi realizada 10 dias após a antese (DAA) e as demais em intervalos de 10 dias, até completar 90 DAA, quando os frutos atingiram o ponto ótimo de colheita, totalizando 9 pontos de coleta, sendo coletados 3 kg a cada coleta.

A cada coleta, após a chegada ao Laboratório de Análise de Alimentos da Escola de Agronomia, da Universidade Federal de Goiás (EA/UFG), os frutos eram lavados com detergente neutro e água corrente para a retirada das sujidades superficiais, provenientes do campo e separados do engaço. Foram divididos em dois lotes, sendo o primeiro lote a bagas permaneceram inteiras e *in natura*, as análises foram realizadas após cada coleta. No segundo lote as bagas imaturas permaneceram inteiras (10 -50 DAA) e durante fase de maturação (60-90 DAA) foram fracionadas manualmente em casca, polpa e semente.

Os frutos do primeiro lote foram avaliados em sua totalidade (bagas), *in natura* até a colheita (90 DAA), para a realização das análises de massa, diâmetro transversal e longitudinal, pH, acidez titulável, sólidos solúveis e cor. Os frutos foram macerados para as análises de pH, acidez titulável e sólidos solúveis.

3.2.2 Caracterização física e química

A aferição da massa da baga foi realizada por meio de balança analítica (Marte, Shimadzu, AY-220, Japão) e os resultados expressos em gramas (g). Os frutos foram medidos com auxílio de um paquímetro digital (0-150mm Lotus Plus, China), no sentido longitudinal e transversal, e os resultados expressos em milímetros (mm). Ambos avaliadas em quinze repetições. A taxa de crescimento absoluto e relativo para massa (g/dia ;g/g.dia), diâmetro longitudinal e transversal (mm/dia ; mm/mm.dia), foi realizado por meio das fórmulas 1 e 2:

$$TCA = \frac{(V_1 - V_0)}{(T_1 - T_0)} \quad (1)$$

Onde TCA = Taxa de Crescimento Absoluto;

V= valores dos parâmetros avaliados; V₀ = valor inicial; V₁ = valor final;

T= época da avaliação (dias após a antese); T₀ = tempo inicial; T₁ = tempo final.

$$TCR = \frac{\ln V_1 - \ln V_0}{T_1 - T_0} \quad (2)$$

Onde TCR = Taxa de Crescimento Relativo;

V= valores dos parâmetros avaliados; V₀ = valor inicial; V₁ = valor final;

T= época da avaliação (dias após a antese); T₀ = tempo inicial; T₁ = tempo final

Ln= Logaritmo neperiano

O pH foi mensurado utilizando potenciômetro (pH Meter Model HI-9224, Steinem, Germany), com inserção do eletrodo diretamente em 5 g de amostra, em 100 mL de água destilada. O teor de sólidos solúveis (SST) foi determinado com auxílio de refratômetro digital (Reichert, AR200, EUA), com resultados expressos em °Brix, todos de acordo com AOAC (2010) e avaliados em 15 repetições. A acidez titulável total (ATT) foi determinada por titulação com NaOH 0,1 N, expressa em g/ de ácido tartárico por 100mL.

A cor foi determinada em três pontos distintos da casca das bagas (em 15 repetições) utilizando o colorímetro (Hunterlab, ColorQuest II) no modo CIE L*a* b*. Os valores a* e b* foram usados para calcular o índice de saturação Croma (C*) e diferença total de cor Delta E (ΔE), foram calculados com o auxílio da equação 3 e 4.

$$C^* = (a^{*2} + b^{*2})^{1/2} \quad (3)$$

$$\Delta E = \frac{[\Delta L^2 + \Delta a^2 + \Delta b^2]}{1/2} \quad (4)$$

Os frutos do segundo lote, foram submetidos ao congelamento rápido em nitrogênio líquido após cada coleta, armazenadas a -18°C , liofilizadas (Liotop, L101, Brazil) e moídas (IKA, A11 Basic, China) para a elaboração dos extratos para a realização das análises de compostos fenólicos totais, potencial antioxidante (DPPH, ABTS e Fosfomolibdênio) e perfil de compostos fenólicos.

3.2.3 Obtenção dos extratos para compostos fenólicos totais e Atividade Antioxidante

Os compostos fenólicos totais e a atividade antioxidante foram obtidos a partir de até quatro extratos: etéreo (EE), alcoólico (ALE), aquoso (AQE) e metanol 50% + acetona 70% (AME). Sendo elaborados com as amostras provenientes do lote 2.

Os extratos etéreo (EE), alcoólico (ALE), aquoso (AQE) foram preparados sequencialmente, segundo a metodologia proposta por Borguini (2006). Pesou-se 2,5 g de amostra (baga, casca, polpa e/ou semente) em um béquer coberto com papel alumínio, para proteger da luz e adicionou 50 ml de éter etílico (proporção 1:20 p/v, de amostra e reagente), agitou-se por uma 1 h em agitador magnético (TECNAL, TE-085, Brasil). O extrato foi filtrado com auxílio de um papel filtro e completou-se o volume para 50 ml com éter etílico e foi acondicionado em frasco âmbar e armazenado em freezer a -18°C . O resíduo foi mantido por duas horas em temperatura ambiente, para ser utilizado para a preparação do extrato alcoólico.

Adicionou-se álcool etílico absoluto ao resíduo na proporção 1:20 (p/v), seguindo os mesmos procedimentos realizados para obtenção do extrato etéreo. Para o extrato aquoso, adicionou-se água destilada na proporção de 1:20 (p/v) seguindo os mesmos procedimentos dos extratos etéreo e alcoólico.

Para obtenção dos extratos metanol 50% + acetona 70% (AME) (RUFINO et al., 2007), pesou-se 2,5 g de amostra (baga, casca, polpa e/ou semente) em um béquer coberto com papel alumínio com 40 mL de metanol 50%, deixou em repouso durante 1 hora, centrifugou a 10000 rpm por 15 minutos a 4°C , e o sobrenadante foi transferido para um balão volumétrico de 100 mL, o resíduo foi adicionado em béquer coberto com papel alumínio com 40 mL de acetona 70%, repetindo o mesmo procedimento, repouso, centrifugou e o sobrenadante transferido para o balão de 100 ml, completando o volume com água destilada e acondicionado em frasco âmbar e armazenado em freezer a -18°C .

As análises de compostos fenólicos totais e potencial antioxidante (ABTS e DPPH) na Faculdade de Farmácia da Universidade Federal de Goiás (UFG). O potencial antioxidante

por Fosfomolibdênio foi realizado no Laboratório de Controle da Qualidade de Medicamentos, Faculdade de Saúde, Universidade de Brasília (UnB).

3.2.4 Compostos fenólicos totais

O teor de compostos fenólicos totais foi determinado nos EE, ALE, AQE e AME, utilizando-se o reagente de Folin-Ciocalteu. A leitura foi realizada a 700 nm em espectrofotômetro (Biospectro SP-220). A curva padrão foi estabelecida na faixa de 5 à 50 mg L⁻¹, e os resultados expressos em miligramas de equivalentes de ácido gálico (EAG) por 100 gramas (ZIELINSKI; KOZLOWSKA, 2000).

3.2.5 Determinação da Atividade Antioxidante

Para avaliar a atividade antioxidante foram utilizados três ensaios, a saber o DPPH (2,2 difenil -1-picrilhidrazil), radical ABTS (2,2' azinobis- (3- ethylbenzthiazoline-6-sulfonic acid) e Fosfomolibdênio (BORGUINI, 2006; RUFINO et al.,2007; PRIETO et al., 1999). Todos os ensaios foram realizados em triplicata.

DPPH: o método DPPH foi avaliado quanto a atividade antioxidante da amostra, por meio da taxa de descoloração a 517 nm, medido espectrofotometricamente nos EE, ALE e AQE com concentração de 0,2 mg.mL⁻¹ e os resultados expressos em IC50 (Concentração inibitória média). As leituras em espectrofotômetro (Biospectro SP-220) foram realizadas após 30 min da reação. Os cálculos foram realizados com o auxílio da equação 5:

$$\% \text{ descoloração do DPPH} = \left(1 - \frac{\text{Abs extrato} - \text{Abs branco}}{\text{Abs controle}} \right) * 100 \quad (5)$$

ABTS: O potencial antioxidante do radical ABTS foi determinado através da taxa de decaimento da absorbância a 734 nm (Biospectro SP-220), nos EE, ALE, AQE e AME. A curva padrão foi linear entre 100 e 1500 µM Trolox e os resultados foram expressos em µM trolox/g.

Fosfomolibdênio: A atividade antioxidante foi medida espectrofotometricamente à 695 nm em leitora de placas (PerkinElmer, Enspire, Brazil), nos ALE e AQE. A curva padrão foi linear entre 0,025 a 0,2 mg/mL de ácido ascórbico e os resultados foram expressos em miligramas de equivalentes de ácido ascórbico por grama (mg (EAA)/g).

3.2.6 Obtenção dos extratos para análise de perfil de fenólicos em HPLC

Para a análise de perfil de compostos fenólicos, os extratos foram preparados de acordo com a metodologia proposta por Gómez-Alonso, Garcia-Romero e Herмосín-Gutiérrez (2007). Para baga, casca e polpa foram utilizados 20 g e para sementes 2 g, sendo dissolvidas em 150 mL de solução de 50: 48,5: 1,5 (v/v) de metanol/água/ácido fórmico, homogeneizadas em shaker (Eppendorf, Innova 44, Brasil) a 120 rpm à 27,1°C por 15 horas e em seguida centrifugado (HERMLE, Z326K, Germany) a 2500 g a 5°C por 15 minutos. O sobrenadante foi filtrado por meio de membrana de nylon 0,45 µm e injetado em vials (2ml) para leitura no cromatógrafo líquido. O perfil de compostos fenólicos foi realizado no Laboratório de Controle da Qualidade de Medicamentos, Faculdade de Saúde, Universidade de Brasília (UnB).

3.2.7 Determinação de compostos fenólicos

O perfil cromatográfico foi realizado por HPLC (LEITE et al., 2014). O volume de injeção das amostras e padrões foi de 10,0 µL, e analisado no sistema LaChrom Elite®, equipado com injetor automático L2200, bomba L2130, coluna L2300, a 25 °C, com detector *diodo array* (DAD) L2455 (Hitachi®, Tokyo, Japan). A separação dos componentes da amostra foi realizada em coluna de fase reversa C-18 (partículas de 5 µm, 150 mm x 4,6 mm), combinada com pré-coluna apropriada (4,0 mm x 4,00 mm; 5 µm de tamanho de partícula) (Merck®, Germany). A análise foi realizada em comprimento de onda fixados em 280, 354 e 510nm.

Para a fase móvel foi utilizado o sistema gradiente composto por ácido fosfórico 1% (v/v) (Canal A) e acetonitrila (Canal B) com fluxo de 0,6 mL/min. A captura dos dados foi realizada, utilizando o software ExChrom Elite® (versão 3.3.2 SP1) (Scientific Software. Inc.). Os compostos presentes nas amostras foram comparados, de acordo com seu espectro de UV visível (230 a 400 nm) e pelo tempo de retenção, com padrões fenólicos comerciais. O gradiente usado para separação foi: 0 min: 90% A e 10% B; 40min: 70% A e 30% B; 50min: 50% A e 50% B; 51 min: 90% A e 10% B; 55 min: 90% A e 10% B, onde o solvente A é solução de ácido fosfórico 1% e a solução B acetonitrila.

A quantificação de cada composto foi por meio da curva de calibração de cada padrão correspondente. Foram utilizados os seguintes compostos para comparação: ácido clorogênico, catequina e epicatequina. O resultado foi expresso em µg/ml, analisados em três repetições.

3.2.8 Análise estatística

O experimento foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado. Os dados das variáveis físico-químicas (massa, diâmetro longitudinal e transversal, pH, acidez titulável, sólidos solúveis e cor) foram submetidos à análise de regressão linear e ao teste de médias de Scott-Knott para as fontes de variação significativa (Scott; Knoot, 1974).

Para as análises de compostos fenólicos totais e potencial antioxidante, foi empregado um delineamento fatorial 4x4x9, sendo quatro tipos de extratos (EE, ALE, AQE e AME), quatro tipos de amostra (baga, casca, polpa e sementes) e 9 tempos (10 a 90 dias após antese com intervalos de dez dias).

Selecionando os dados de maior rendimento na extração dos compostos fenólicos e antioxidantes (DPPH, ABTS e Fosfomolibdênio). Dos extratos utilizados conforme cada metodologia sendo etéreo (EE), alcóolico (ALE), aquoso (AQE) e metanol com acetona (AME), escolheu-se para cada repetição e tempo (Dias Após Antese) o maior teor de composto extraído. Isso resultou em matrizes com quatro colunas com variáveis respostas (compostos fenólicos, DPPH, ABTS e Fosfomolibdênio) e nas linhas três repetições, sendo cinco tempos para a baga (10, 20, 30, 40 e 50 DAA) e quatro tempos de avaliação para casca, polpa e semente (60, 70, 80 e 90 DAA).

Os dados de compostos fenólicos totais e potencial antioxidante foram submetidos à análise de variância fatorial 4x4x9. Utilizou-se o teste de Scott-Knott para estabelecer a diferença entre as médias para os compostos fenólicos totais, potencial antioxidante e o perfil cromatográfico. Para as análises de compostos fenólicos totais e atividade antioxidante durante a maturação (60 a 90 Dias após a Antese-DAA) fez-se análise de tukey para avaliar os maiores teores obtidos ao longo do tempo. Todas as análises estatísticas foram implementadas no software R (R Development Core Team, 2018).

3.3 Resultados e Discussão

3.3.1 Caracterização física e química

O tempo influenciou, significativamente as variáveis de caracterização física e química pH, sólidos solúveis, acidez titulável, L*, a* e b*, croma, ΔE , taxa de crescimento absoluto e relativo, como já era esperado.

O ciclo do desenvolvimento fisiológico da uva Isabel precoce compreendeu 90 dias considerando a partir da abertura da flor (antese) até a colheita.

De acordo com a figura 3, os maiores valores apresentados para TCA e TCR foram durante a fase I (10-40 DAA). As variáveis TCA e TCR do diâmetro longitudinal e transversal e TCR da massa apresentaram valores máximos ao 20 DAA e a TCA da massa aos 40 DAA. Durante essa fase há aumento acelerado da massa e volume da baga, correspondente a divisões e expansões celulares, a maior parte do crescimento da semente acontece nessa fase, o que contribui também para o aumento da baga. Na fase II, as modificações na estrutura são menos expressivas, são mudanças químicas que introduzem a fase de amadurecimento (III), como por exemplo variação da cor (Figura 3 H). Na fase III as mudanças na estrutura ocorrem em menor quantidade, possivelmente pelo acúmulo de solutos apenas pela via do xilema. As mudanças químicas nessa fase são mais intensas como degradação dos ácidos orgânicos (Figura 3 C), no acúmulo de açúcares (Figura 3 B) e no metabolismo de compostos fenólicos. Variações na TCR durante a fase III foram observadas, podendo ser atribuídas a falta de uniformidade dos frutos (RODRIGUES,2009; BORGHEZAN 2017).



Figura 2. Taxa de crescimento Absoluto (TCA) e Taxa de crescimento Relativo (TCR) para massa, diâmetro longitudinal e transversal.

A: Taxa de Crescimento absoluto massa(g/dia); B: Taxa de crescimento relativo massa (g/g.dia); C: Taxa de crescimento absoluto diâmetro longitudinal (mm/dia); D: Taxa de crescimento relativo diâmetro longitudinal (mm/mm.dia); E: Taxa de crescimento absoluto diâmetro transversal (mm/dia); F: Taxa de crescimento relativo diâmetro transversal (mm/mm.dia).

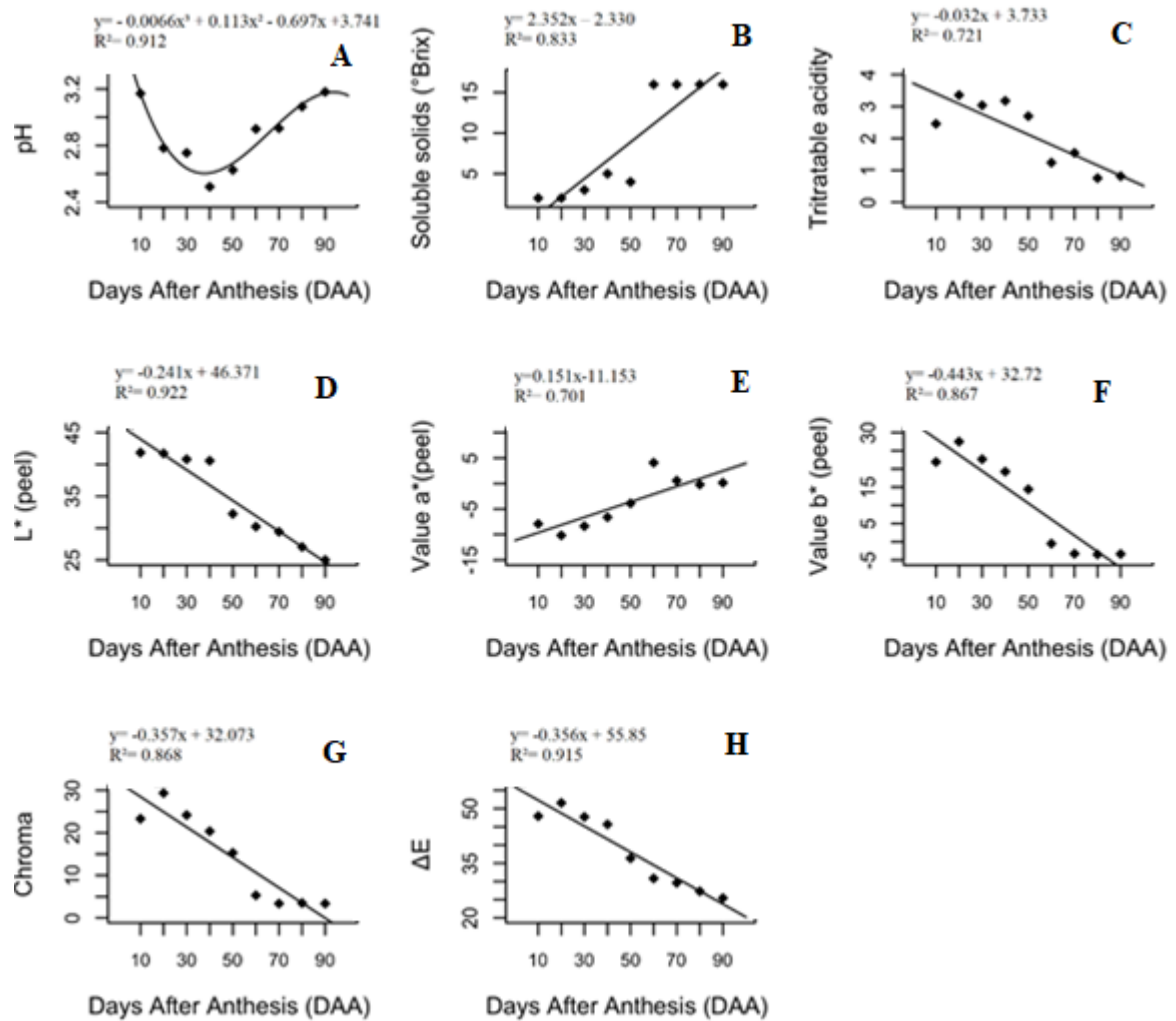


Figura 3. Caracterização física e química das bagas de uva da cultivar Isabel Precoce durante o desenvolvimento fisiológico.

A: pH; B: Sólidos Solúveis; C: Acidez titulável (g ácido tartárico/100mL) D: L*; E: Valor de a*; F: Valor de b*; G: Croma; H: Diferença total de cor (ΔE).

Os valores de pH foram decrescentes até os 40 DAA, englobando a fase I (Figura 3 A). Com um aumento significativo na fase III (amadurecimento), mostrando maior valor aos 90 DAA. O aumento de pH durante a fase de amadurecimento (estágio III) pode estar relacionada com a salificação dos ácidos orgânicos. Em regiões com temperaturas mais elevadas o aumento do pH ocorre devido a elevada alcalinidade das cinzas e o declínio do ácido málico e tartárico, pois o aumento de pH está relacionado com a redução de acidez (CHITARRA; CHITARRA 2005; RIZZON; MIELLE; MENEGUZZO 2000;).

O teor de sólidos solúveis apresentou aumento gradativo na fase I e II até o início da fase III (60 DAA) de acordo com a Figura 3 B. Durante a fase de maturação (III) até a colheita não apresentou diferença significativa. O aumento do teor de sólidos solúveis, durante

a maturação, pode ser atribuído ao deslocamento do xilema para o floema nas bagas, que ocorre na fase de *veraison*, assim indicando o aumento de compostos não voláteis e solúveis em água como açúcares, ácidos orgânicos, etc (GRIESSER et al., 2017).

A acidez titulável (AT) aumentou aos 20 DAA, com decréscimo significativo ao longo de todo o desenvolvimento do fruto até a colheita (Figura 3 C). Durante o primeiro período de crescimento rápido da baga (fase I), a concentração da acidez foi maior, pois a síntese dos ácidos resultam em uma reação secundária da fotossíntese, sendo sintetizados nas folhas e também nas bagas até a fase do *véraison* (estágio II). A medida que se inicia o processo de maturação, ocorre redução na concentração de ácido málico e, conseqüentemente há diminuição progressiva da acidez. Essa redução, também, pode ser atribuída a maior demanda de energia e os ácidos orgânicos estão entre os principais substratos da uva (RIZZON; SAGANZERLA 2006).

Estes resultados coincidem com outros autores que avaliaram parâmetros de maturação da uva. Kurt et al.(2017) avaliaram a maturação da cultivar Isabel com pH 3,5 e AT 0,0098 g de ácido tartárico /g. Samoticha et al. (2017) investigaram vinte e oito variedades de uvas, entre elas brancas e vermelhas e observaram valores médios de SS 17,4°B; 0,93 g de ácido tartárico/g ; pH 3,94, para as variedades vermelhas.

Na Figura 3 D, E e F, observa-se os parâmetros de cor dos quais L^* e b^* apresentaram redução ao longo do desenvolvimento e incremento para o valor a^* . Esse comportamento torna-se mais evidente da fase II (50 DAA) para III (60 a 90 DAA) ou seja, declínio da cor verde e aumento de vermelho ou azul, dando assim, uma coloração acastanhada e vermelha / azul na casca das bagas indicando a degradação da clorofila e a biossíntese de antocianinas. A redução da Luminosidade (L^*) na maturação, também pode ser atribuída a maior quantidade de cera epicuticular (pruína) sobre as bagas (OLIVARES et al., 2017).

Tal comportamento de mudança de cor pode ser confirmada pela avaliação da saturação (Croma) e pela diferença de cor (ΔE). Os valores de croma e ΔE durante a fase I exibiu decréscimo (20 DAA) até o início da fase III permanecendo estável estatisticamente até a colheita (Figura 3 H).

Os dados analisados estão em conformidade com Ferreira et al. (2017), que avaliaram quatro variedades de uvas sendo brancas e tintas, e obtiveram comportamento semelhante ao longo do desenvolvimento para os parâmetros avaliados (L^* , a^* , b^* , Croma e ΔE) para as variedades tintas.

Pinillos et al. (2016) avaliaram a cultivar Crimson Seedless durante duas safras (2012 e 2013) e obtiveram valores para L* (35,00 e 38,3) e Croma (12,4 e 13,1), respectivamente.

3.3.2 Compostos fenólicos totais e Atividade Antioxidante

A análise de variância fatorial 4x4x9 para compostos fenólicos e antioxidantes mostrou significância nas interações entre os fatores: método de extração, parte da uva (baga, caca, polpa e semente) e o tempo de avaliação em todos os níveis. Isso significa que o melhor rendimento de extração não está associado a um extrato específico. O efeito do método de extração sobre os compostos fenólicos e antioxidantes depende da parte da uva avaliada e, também, do tempo. Isto é, para cada parte da uva associada, a um determinado tempo de desenvolvimento, ter-se-á um extrato específico mais eficiente na extração do composto.

Na tabela 2, está apresentado o teste de média das variáveis respostas dos extratos Etéreo (EE), Alcólico (ALE), Aquoso (AQE) e Metanol+ Acetona (AME) durante o desenvolvimento fisiológico da baga para o ensaio de compostos fenólicos totais e potencial antioxidante.

Tabela 2. Médias da análise de variância dos compostos fenólicos totais e a atividade antioxidante na baga, casca, polpa e semente de uva ao longo de noventa dias de desenvolvimento da baga avaliados em até quatro meios (extrato etéreo, alcoólico, aquoso e metanol com acetona).

Compostos Fenólicos Totais

Amostra	Extrato	Dias Após a Antese (DAA)															
		10	20	30	40	50	60	70	80	90							
Baga	EE	992,0	b	337,1	c	230,3	c	574,5	c	724,6	b	--	--	--	--		
	ALE	835,6	c	2537,5	b	1481,2	b	1262,4	b	967,8	b	--	--	--	--		
	AQE	355,1	d	162,2	d	92,7	d	137,4	d	123,7	c	--	--	--	--		
	AME	5165,3	a	4487,8	a	3040,8	a	3177,6	a	3000,0	a	--	--	--	--		
Casca	EE	--	--	--	--	--	--	--	--	92,8	c	392,0	c	92,4	d	431,7	c
	ALE	--	--	--	--	--	--	--	--	360,6	b	584,2	b	903,3	b	647,8	b
	AQE	--	--	--	--	--	--	--	--	339,9	b	543,4	b	510,4	c	639,1	b
	AME	--	--	--	--	--	--	--	--	1698,0	a	2251,0	a	2120,4	a	2181,6	a
Polpa	EE	--	--	--	--	--	--	--	--	36,5	c	16,9	d	8,6	d	8,2	c
	ALE	--	--	--	--	--	--	--	--	143,9	b	131,8	b	145,4	c	116,4	b
	AQE	--	--	--	--	--	--	--	--	45,4	c	108,5	c	346,1	a	120,2	b
	AME	--	--	--	--	--	--	--	--	238,1	a	246,3	a	291,8	b	223,1	a
Semente	EE	--	--	--	--	--	--	--	--	4289,7	b	2238,4	c	1742,6	c	1703,9	c
	ALE	--	--	--	--	--	--	--	--	2896,6	c	2238,4	c	2391,8	b	2604,9	b
	AQE	--	--	--	--	--	--	--	--	464,2	d	914,2	d	436,1	d	320,8	d
	AME	--	--	--	--	--	--	--	--	10559,2	a	13785,0	a	8166,7	a	8071,4	a

Continua

DPPH

Amostra	Extrato	Dias Após a Antese (DAA)															
		10	20	30	40	50	60	70	80	90							
Baga	EE	155,9	b	232,6	b	283,0	b	255,8	b	231,6	b	--	--	--	--	--	
	ALE	106,0	c	103,9	b	146,4	b	140,4	b	189,7	b	--	--	--	--	--	
	AQE	367,3	a	954,5	a	844,0	a	1166,2	a	1227,3	a	--	--	--	--	--	
Casca	EE	--	--	--	--	--	--	--	--	274,3	a	183,6	c	142,7	c	755,4	a
	ALE	--	--	--	--	--	--	--	--	347,2	a	311,5	a	247,6	b	205,2	c
	AQE	--	--	--	--	--	--	--	--	335,9	a	248,1	b	365,3	a	522,8	b
Polpa	EE	--	--	--	--	--	--	--	--	663,2	b	301,5	c	593,9	b	518,1	b
	ALE	--	--	--	--	--	--	--	--	1070,4	a	541,7	b	603,5	b	788,2	b
	AQE	--	--	--	--	--	--	--	--	848,2	b	800,7	a	874,2	a	1251,2	a
Semente	EE	--	--	--	--	--	--	--	--	114,9	b	114,0	b	114,9	a	115,6	a
	ALE	--	--	--	--	--	--	--	--	113,1	b	115,9	b	113,8	a	117,1	a
	AQE	--	--	--	--	--	--	--	--	136,7	a	201,8	a	107,3	b	120,7	a

Continua

ABTS

Amostra	Extrato	Dias Após a Antese (DAA)																
		10	20	30	40	50	60	70	80	90	10	20	30	40	50	60	70	80
Baga	EE	0,011	c	0,011	c	0,007	c	0,009	c	0,019	c	--	--	--	--	--	--	--
	ALE	0,315	b	1,066	b	0,609	b	0,463	b	0,328	b	--	--	--	--	--	--	--
	AQE	0,001	c	<0,001	c	<0,001	c	<0,001	c	<0,001	c	--	--	--	--	--	--	--
	AME	2,119	a	2,235	a	1,396	a	1,553	a	1,386	a	--	--	--	--	--	--	--
Casca	EE	--	--	--	--	--	--	--	--	--	0,009	c	0,029	c	0,045	c	0,010	c
	ALE	--	--	--	--	--	--	--	--	--	0,263	b	0,261	b	0,345	b	0,657	b
	AQE	--	--	--	--	--	--	--	--	--	0,000	c	0,001	d	0,000	d	0,000	c
	AME	--	--	--	--	--	--	--	--	--	3,637	a	3,544	a	3,568	a	4,828	a
Polpa	EE	--	--	--	--	--	--	--	--	--	<0,001	d	<0,001	c	<0,001	d	<0,001	c
	ALE	--	--	--	--	--	--	--	--	--	0,833	a	0,843	a	0,817	a	0,829	a
	AQE	--	--	--	--	--	--	--	--	--	0,008	c	0,027	b	0,013	c	0,027	b
	AME	--	--	--	--	--	--	--	--	--	0,023	b	0,037	b	0,033	b	0,029	b
Semente	EE	--	--	--	--	--	--	--	--	--	0,204	c	0,001	d	0,005	d	0,002	c
	ALE	--	--	--	--	--	--	--	--	--	2,042	b	5,935	a	3,936	a	4,859	a
	AQE	--	--	--	--	--	--	--	--	--	0,001	c	0,217	c	0,141	c	0,102	c
	AME	--	--	--	--	--	--	--	--	--	7,236	a	1,185	b	1,116	b	1,276	b

Continua

Fosfomolibdênio

Amostra	Extrato	Dias Após a Antese (DAA)									
		10	20	30	40	50	60	70	80	90	
Baga	ALE	0,320 a	0,181 a	0,105 a	0,113 a	0,101 a	--	--	--	--	
	AQE	0,019 b	0,012 b	0,015 b	0,014 b	0,009 b	--	--	--	--	
Casca	ALE	--	--	--	--	--	0,109 a	0,105 a	0,102 a	0,106 a	
	AQE	--	--	--	--	--	0,017 b	0,023 b	0,019 b	0,023 b	
Polpa	ALE	--	--	--	--	--	0,106 a	0,103 a	0,128 a	0,109 a	
	AQE	--	--	--	--	--	0,017 b	0,024 b	0,042 b	0,023 b	
Semente	ALE	--	--	--	--	--	0,122 a	0,121 a	0,126 a	0,131 a	
	AQE	--	--	--	--	--	0,016 b	0,015 b	0,030 b	0,022 b	

Compostos fenólicos totais: mg de equivalente de ácido gálico (EAG)/100mL; DPPH: IC50; ABTS: μ M trolox/g; Fosfomolibdênio: mg de equivalente de ácido ascórbico (EAA)/g.

EE: Extrato Etéreo; ALE: Extrato Alcólico; AQE: Extrato Aquoso; AME: Extrato Metanol+ Acetona.

Letras diferentes em uma mesma coluna são significativamente diferentes ($p \leq 0,05$) pelo teste de Scott-Knott, para cada tempo.

Valores em negrito, correspondem o maior rendimento de extração por um extrato ao longo do desenvolvimento fisiológico da baga.

Com relação aos compostos fenólicos totais, observou-se que durante o desenvolvimento fisiológico da baga, o AME foi o extrato com maior rendimento exceto aos 80 DAA quando o AQE apresentou maior rendimento de extração (Tabela 2). Essa variabilidade de extratos com melhor rendimento de extração ao longo do tempo, pode ser atribuído ao fato de ser um grupo de compostos com grande diversidade em sua estrutura por possuir diferentes polaridades e solubilidades, podendo interagir com diferentes moléculas (JAKOBEK, 2015).

Na figura 4 está apresentado o perfil dos compostos fenólicos totais e atividade antioxidante dos maiores rendimentos de extração analisados em diferentes extratos ao longo do tempo. Na Figura 4 A, é possível observar que durante toda a fase III (60 a 90 DAA) o teor de compostos fenólicos totais foi maior na semente seguido da casca e polpa.

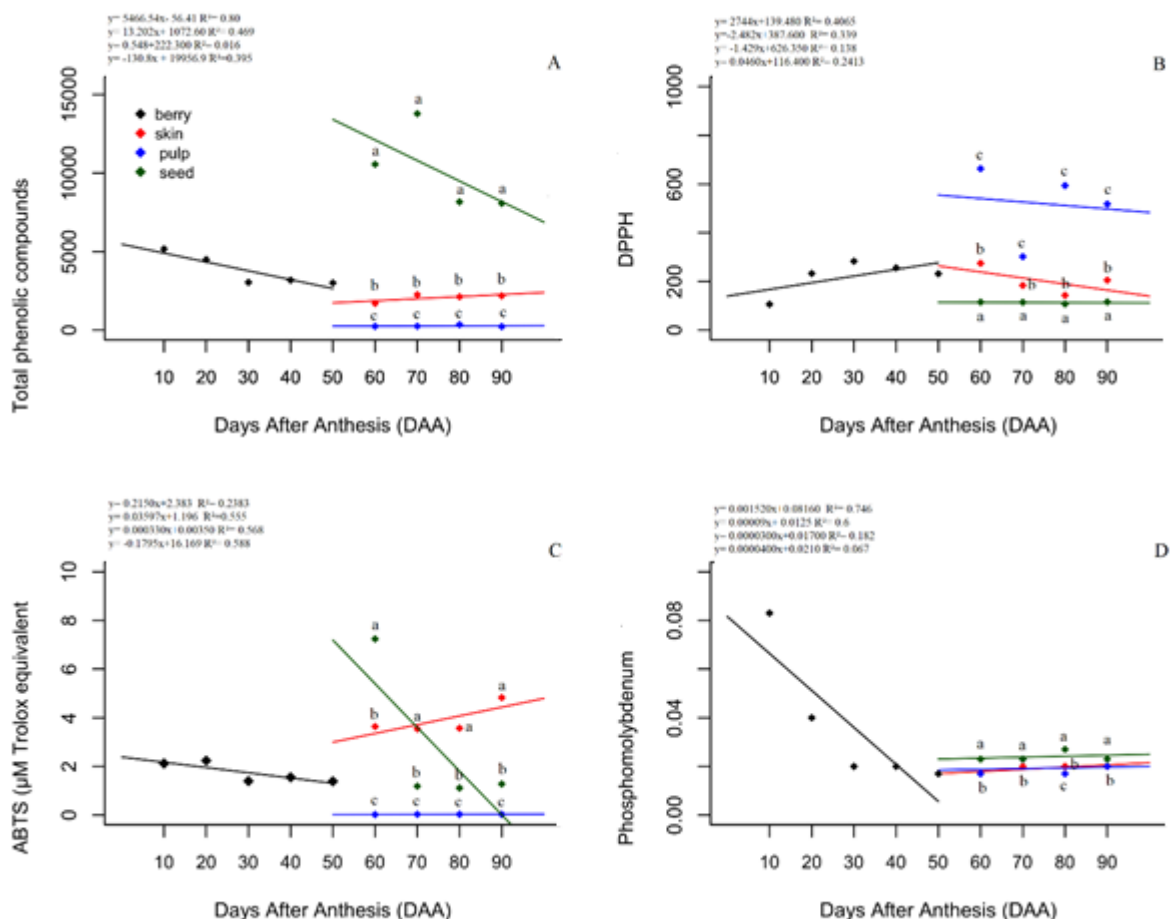


Figura 4. Médias de Compostos fenólicos totais e Atividade Antioxidante (DPPH, ABTS e Fosfomolibdênio) da baga durante o desenvolvimento fisiológico.

Letras diferentes são significativamente diferentes ($p \leq 0,05$) pelo teste de tukey.

A: Compostos fenólicos totais (mg equivalente de ácido gálico (EAG)/100g); B: DPPH (IC50); C: ABTS (μM trolox/g); D: Fosfomolibdênio (equivalente de ácido ascórbico (EAA)/g).

Valores aproximados foram observados por Ozcan et al. (2017), quando avaliaram três variedades de uvas Razaki, Muskule e Cardinal em três tempos, durante colheita, uma semana e duas antes da colheita. Avaliando a concentração de compostos fenólicos na polpa e sementes, observaram valores significativamente mais altos para sementes do que para polpas, sendo que a concentração para as sementes foi maior uma semana antes da colheita para as três cultivares Razaki, Muskule e Cardinal com 477,50 mg/ 100 g, 475,30 mg/100 g e 473,75 mg/100 g.

A atividade antioxidante avaliada durante o desenvolvimento fisiológico da uva foi associada a diferentes conteúdos de compostos bioativos, em que os dados de diferentes extratos Etéreo (EE), Alcóolico (ALE), Aquoso (AQE) e Metanol + Acetona (AME), foram submetidos no teste de média e selecionados de acordo com o maior rendimento de extração em relação ao tempo (Tabela 2).

O extrato com maior rendimento para o ensaio de DPPH ao longo do desenvolvimento fisiológico foi o EE, com algumas exceções, para baga aos 10 DAA e casca aos 90 DAA destacando o ALE, e para sementes aos 80 DAA o AQE. A maior atividade antioxidante apresentada para DPPH durante a fase III, foi para semente, casca e polpa, respectivamente (Figura 4 B).

Na análise de ABTS os extratos com maior rendimento foram o AME e ALE, sendo o extrato AME para as bagas, cascas e semente aos 60 DAA e o extrato ALE para polpas e sementes em 70 a 90 DAA. A semente apresentou maior atividade antioxidante aos 60 DAA, após esse período de 70-90 DAA a casca apresentou maior atividade antioxidante (Figura 4 C).

Para o ensaio de Fosfomolibdênio, o extrato com maior rendimento de extração foi o ALE em todas as amostras e em todos os tempos. Durante a fase III, as sementes apresentaram maior atividade antioxidante (Figura 4 D).

Xi et al. (2013), determinaram a capacidade antioxidante de duas cultivares de uva, Yan73 proveniente do cruzamento das cultivares (Muscat Hamburg (*Vitis vinifera*) x Alicante Bouschet (*Vitis vinifera*) e Cabernet Sauvignon (*Vitis vinifera*). Realizaram os ensaios e DPPH e ABTS. A capacidade antioxidante determinada por ABTS foi maior que em DPPH. Semelhante aos dados obtidos para casca (fase III), que apresentaram maior atividade antioxidante no ensaio de ABTS que em DPPH.

Comportamento semelhante foi observado por Baydar; Ozkan; Yasar (2007), quando analisaram a capacidade antioxidante pelo método fosfomolibdenio, da semente e o bagaço de uva, da cultivar Narince. As sementes apresentaram melhor atividade antioxidante.

3.3.3 Perfil de compostos fenólicos

O tempo influenciou significativamente os compostos fenólicos avaliados, ácido clorogênico, catequina e epicatequina. A quantidade obtida por quantificação dos compostos fenólicos estão apresentados na Tabela 3.

Tabela 3. Médias dos compostos fenólicos em uva do cultivar Isabel Precoce ao longo de 50 dias para a baga e em 90 dias na casca, polpa e semente.

Amostra	DAA	Ácido Clorogênico	Catequina	Epicatequina
Baga	10	3033,00 a	-	-
	20	1789,60 b	-	-
	30	1591,90 b	-	-
	40	533,80 c	-	-
	50	500,30 c	-	-
Casca	60	396,17 a	-	-
	70	333,48 b	-	-
	80	236,57 c	-	-
	90	224,45 c	-	-
Polpa	60	40,64 a	-	-
	70	45,77 a	-	-
	80	50,67 a	-	-
	90	48,87 a	-	-
Semente	60	-	12848,09 a	7732,16 a
	70	-	10965,22 b	6348,04 a
	80	-	7324,47 c	2483,03 b
	90	-	6390,30 c	2039,74 b

µg/mL

DAA: Dias Após a Antese; Letras diferentes em uma mesma coluna são significativamente diferentes ($p \leq 0,05$) pelo teste de Scott-Knott, para cada parte constituinte da uva.

O ácido clorogênico pertence ao grupo dos ácidos hidroxicinâmicos. É um éster dos ácidos caféico e quinico, cuja síntese ocorreu na fase I de desenvolvimento da baga, como visto na Tabela 3. Sua quantidade foi decrescente ao longo do desenvolvimento da baga, o que pode ser explicado, pela oxidação no ciclo de Krebs (respiração). Esse decréscimo é visível também no teor de compostos fenólicos (Figura 4 A) ao longo da fase I e refletido na atividade antioxidante (Figura 4 B,C e D) (DAMODARAN; PARKIN; FENNEMA 2010; FERREIRA et al., 2016).

Nas sementes foram identificadas em maior quantidade a catequina, seguido pela epicatequina. Ambas fazem parte do grupo de taninos condensados, apresentando comportamento decrescente ao longo do tempo. A catequina e epicatequina representam até 60% do total dos compostos fenólicos presentes nas sementes de uva. (LÓPEZ-MIRANDA et al., 2016).

Segundo Borghezan (2017), durante a maturação da semente, há alteração da coloração e tegumento. Essa transformação é resultado da lignificação dos tecidos e oxidação dos compostos fenólicos que ocorre ao longo da maturação. Tal fato, pode ser observado pelo decréscimo da catequina e epicatequina ao longo da fase III. Esse comportamento reflete diretamente no teor de compostos fenólicos totais (Figura 4 A), porém não afetou totalmente a atividade antioxidante, cujos valores a partir de 70 DAA e aos 90 DAA não apresentaram diferença significativa.

Peixoto et al. (2018), quantificaram compostos fenólicos em bagaço de uva e obtiveram teores de 149 ± 2 e 984 ± 5 $\mu\text{g/g}$ extrato de catequina e epicatequina, respectivamente. Montealegre et al (2006) avaliaram sementes de uva diferentes variedades e também encontraram catequina em maior quantidade que a epicatequina, as variedades estudadas foram Cencibel (82 e 60 mg/kg), Cabernet Sauvignon (270 e 130 mg/kg), Merlot (240 e 210mg/kg) e Shiraz (120 e 130 mg/kg) e identificaram catequina e epicatequina, respectivamente.

Uma exemplificação do perfil de compostos fenólicos está apresentada na Figura 5, onde o ácido clorogênico está representado na figura 5 A (baga), B(casca) e C (polpa) como o pico 1. A catequina e a epicatequina na figura 5 D (semente) representadas pelos picos 1 e 2, respectivamente.

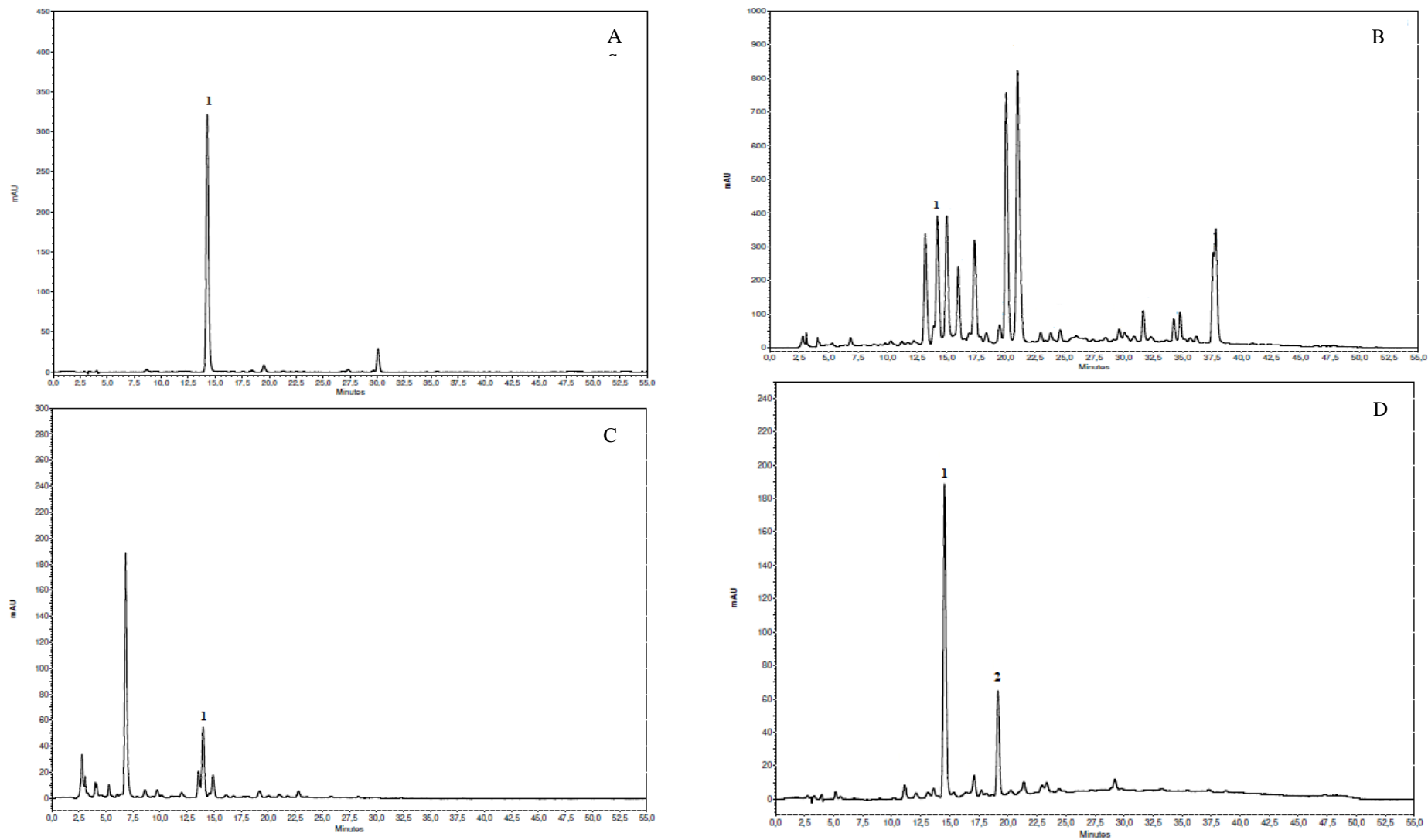


Figura 5. Cromatogramas de HPLC exemplificativos registrados a 280 nm, (A) bagas-10DAA, (B) casca-90 DAA, (C) polpa-90 DAA, (D) semente- 90 DAA

3.4 Conclusão

Durante a fase I, o composto fenólico predominante e identificado foi o ácido clorogênico apresentando alto potencial antioxidante. O teor de ácido clorogênico foi decrescente ao longo do tempo. Sendo identificado na casca e polpa, juntamente com outros compostos não identificados. Na casca exibiu comportamento semelhante ao da baga, com decréscimo ao longo do tempo, provavelmente por ser precursor da lignina. Na casca (Fase III) o teor de compostos fenólicos e a atividade antioxidante é crescente ao longo do tempo possivelmente pela síntese de compostos relacionados aos pigmentos responsáveis pela coloração da casca. Na polpa o teor de biocompostos não apresentou grandes variações ao longo do tempo, sendo o tecido com menor teor em comparação com os demais (baga, casca e semente). Na semente foi identificado catequina e epicatequina, apresentando decréscimo no teor ao longo do tempo, possivelmente pela oxidação dos compostos ao longo da maturação da semente.

REFERÊNCIAS

ABE, L. T; DAMOTA, R. V; LAJOLO, F. M; GENOVESE, M. I. Compostos fenólicos e capacidade antioxidante de cultivares de uvas *Vitis labrusca* L. e *Vitis vinifera* L. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v.27, n.2, p.394-400, 2007

ACUÑA-AVILA, P.E., VÁSQUEZ-MURRIETA, M.S., HERNÁNDEZ, M.O.F., DEL SOCORRO LÓPEZ- CORTÉZ, MA., Relationship between the elemental composition of grapeyards and bioactive compounds in the Cabernet Sauvignon grapes *Vitis vinifera* harvested in Mexico, **Food Chemistry**,v.203, p.79-85, 2016,

ANGELO, P. M; JORGE, N. Compostos fenólicos em alimentos – Uma breve revisão. **Revista Instituto Adolfo Lutz**, v.66, n.1, p. 1-9, 2007

AOAC - Association of Official Analytical Chemists. HORWITZ, W.; LATIMER JR, G. (Eds). **Official Methods of Analysis**. 18. ed., Gaithersburg, Maryland, USA: AOAC International, 2010. 3000 p.

ALMEIDA, L.V; FERRI, P.H; SERAPHIN, J.C; MORAES, M.G. Seasonal changes of fructans in dimorphic roots of *Ichthyothere terminalis* (Spreng.) Blake (Asteraceae) growing in Cerrado. **Science of the Total Environment**. v.598, p. 404–412,2017.

AUBERT, C; CHALOT, G. Chemical composition, bioactive compounds, and volatiles of six table grape varieties (*Vitis vinifera* L.). **Food Chemistry**, v.240, p.524-533, 2018.

BORGHEZAN, M. Formação e maturação da uva e os efeitos sobre os vinhos:Revisão. **Ciência e Técnica Vitivinícola**. v.32, n.2, p. 126-141, 2017.

BORGUINI, R.G. **Avaliação do potencial antioxidante e de algumas características físico-químicas do tomate (*Lycopersicon esculentum*) orgânico em comparação ao convencional**.2006. Tese (Doutorado em Saúde Pública) Universidade de São Paulo. São Paulo.

CAMARGO, U. A. **‘Isabel Precoce’: Alternativa para a Vitivinicultura Brasileira**. **Comunicado técnico** 54. Embrapa Uva e Vinho. 2004, Bento Gonçalves, RS.

CARRERA, C; RODRIGUEZ, A. R; PALMA, M; BARROSO, C. G. Ultrassound assisted extraction of phenolic compounds from grapes. **Analytica Chimica Acta**, v.732, p.100-104, 2012.

CHITARRA, M. I. F.; CHITARRA, A. B. **Pós-colheita de Frutos e Hortaliças**. p. 561. Fisiologia e Manuseio. 2 ed. Lavras: FAEPE, 2005.

COELHO, E. M; PADILHA, C. V. S; MISKINIS, G. A; SÁ, A. F. B; PEREIRA, G. E; AZEVÊDO, L. C; LIMA, M. S. Simultaneous analysis of sugars and organic acids in wine and grape juices by HPLC: Method validation and characterization of products from northeast Brazil. **Journal of Food Composition and Analysis**, v.66, p. 160-167, 2017.

GOMEZ-ALONSO, S; GARCIA-ROMERO; HERMOSIN-GUTIERREZ.HPLC analysis of diverse grape and wine phenolics using direct injection and multidetection by DAD and fluorescence. **Journal of Food Composition and Analysis**, v.20, p.618-626, 2007.

FERREIRA, V; FERNADES, F; CARRASCO,D; HERNANDEZ, M. G; PINTO-CARNIDE, O; ARROYO-GRACIA, R; ; ANDRADE,P; VALENTÃO, P; FALCO, V; CASTRO, I. Spontaneous variation regarding grape berry skin color: A comprehensive study of berry development by means of biochemical and molecular makers. **Food Research International**. v. 97, p. 149-161, 2017.

FERREIRA, V; FERNADES, F; PINTO-CARNIDE, O; VALENTÃO, P; FALCO, V; MARTIN, J. P; ORTIZ, J.M; ARROYO-GRACIA, R; ANDRADE,P. B; CASTRO, I. Identification of *Vitis vinifera* L. grape berry skin color mutants and polyphenolic profile. **Food Chemistry**. v.194,p. 117–127, 2016

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. **Anais**. São Carlos, SP: UFSCar, 2000, p. 235.

GRIESSER, M; MARTINEZ, S. C; EITLE, M. W; WARTH, B; ANDRE, C. M; CHUMACHER, R; FORNECK, A. The ripening disorder berry shrivel affects anthocyanin biosynthesis and sugar metabolism in Zweigelt grape berries. **Planta**, v.247, n.2, p.471-481, 2018.

JAKOBEK, L. Interactions of polyphenols with carbohydrates, lipids and proteins. **Food Chemistry**. v. 175, p.556–567, 2015.

KENNEDY J.A., MATTHEWS M.A., WATERHOUSE A.L. Changes in grape seed polyphenols during fruit ripening. **Phytochemistry**, v.55, p.77- 85, 2000.

KERBAUY,G.B. **Fisiologia Vegetal**. Rio de Janeiro.Guanabara Koogan, 2^aed. 2012.

KURT, A; TORUN, H; COLAK, N; SEILER, G; HAYIRLOGLU-AYAZ,S; AYAZ,F. A. profiles of the hybrid grape cultivar ‘Isabel’ during berry maturation and ripening. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 97, p.2468–2479, 2017.

LEITE, C.F.M; LEITE, B.H.M.; BARROS, I.M.C.; GOMES, S. M.; FAGG, C.W.; SIMEONI, L. A.; SILVEIRA, D.; FONSECA, Y. M. Determination of rutin in *Erythroxylum suberosum* extract by liquid chromatography: applicability in standardization of herbs and stability studies. **Boletín Latinoamericano y del Caribe de Plantas Medicinales y Aromáticas**, v. 13, n. 2, p. 135-143, 2014.

LIMA,M.S; SILANI,I.S.V;TOALDO,I.M; CORREA,L.C; BIASOTO,A.C.T; PEREIRA,G.P; BORDIGNON-LUIZ,M.T; NINIW,J.L. Phenolic compounds, organic acids and antioxidant activity of grape juices produced from new Brazilian varieties planted in the Northeast Region of Brazil. **Food Chemistry**, v.161, p.94–103, 2014.

LÓPEZ-MIRANDA, S; SERRANO-MARTÍNEZ, A; HERNÁNDEZ-SÁNCHEZ, P; GUARDIOLA, L; PÉREZ-SÁNCHEZ, H; FORTEA, I; GABALDÓN, J. A; ÑUNEZ-DELICADO, E. Use of cyclodextrins to recover catechin and epicatechin from red grape pomace. **Food Chemistry**. v. 203, p. 379–385, 2016.

LUO, L; CUI, Y; ZHANG, S; LI, L; SUO, H; SUN, B. Detailed phenolic composition of Vidal grape pomace by HPLC-ESI/MS. **Journal of Chromatography B**.v. 1068-1069, p.201–209,2017.

MONTEIRO, LUCIA. Produção de uva cresce 40% em Goiás - Jornal O Popular. 2010 Disponível em <http://www.opopular.com.br/editorias/economia/produ%C3%A7%C3%A3o-de-uva-cresce-40-em-goi%C3%A1s-1.63554>, Acesso em:30 de março de 2017.

MONTEALEGRE, R.R; PECES,R.R; VOZMEDIANO, J. L. C; GASCUEÑA, J. M; ROMERO, E.G. Phenolic compounds in skins and seeds of ten grape *Vitis vinifera* varieties grown in a warm climate. **Journal of Food Composition and Analysis**. v.19, p.687-693, 2006.

NOGALES-BUENO, J; BACA-BOCANEGRA, B; ROONEY, A; MIGUEL HERNÁNDEZ-HIERRO, J; BYRNE, H.J; HEREDIA, F.J. Study of phenolic extractability in grape seeds by means of ATR-FTIR and Raman spectroscopy. **Food Chemistry**, v.232, p. 602-609, 2017.

OLIVARES, D; CONTRERAS, C; MUÑOZ, V; RIVERA, S; GONZÁLEZ-AGUERO, M; RETAMALES, J; DEFILIPPI, B. G. Relationship among color development, anthocyanin and pigment-related gene expression in ‘Crimson Seedless’ grapes treated with abscisic acid and sucrose. **Plant Physiology and biochemistry**, v.115, p. 286-297, 2017

OZCAN, M. M; JUHAIMI, F. A; GULCU, M; USLU, N;GEÇGEL, U; GHAFOOR, K; DURSUN, N. Effect of harvest time on physico-chemical properties and bioactive compounds of pulp and seeds of grape varieties. **Journal of Food Science and Technology**, v.54, n. 8, p.2230-2240, 2017.

PEIXOTO, C. M; DIAS, M. I; ASLVES, M. J; CALHELHA, R. C; BARROS, L; PINHO, S. P; FERREIRA, I.C.F.R. Grape pomace as a source of phenolic compounds and diverse bioactive properties. **Food Chemistry**. v.253, p. 132-138, 2018.

PINILLOS,V; CHIAMOLERA,F.M; ORTIZ,J.F; HUESO,J.J;CUEVAS,J.Post-veraison regulated deficit irrigation in ‘Crimson Seedless’ table grape saves water and improves berry skin color. **Agricultural Water Management**. v.65, p.181-189, 2016.

PRIETO, P; PINEDA, M;AGUILAR, M. Spectrophotometric Quantitation of Antioxidant Capacity through the Formation of a Phosphomolybdenum Complex: Specific Application to the Determination of Vitamin E. **Analytical Biochemistry**. v.269, p. 337-341,1999.

TOALDO, I. M; CRUZ, F.A; ALVES, T. L; GOIS, J. S; BORGES, D. L. G; CUNHA, H. P; SILVA, E. L; BORDIGNON-LUIZ, M. T. Bioactive potential of *Vitis labruscas* L. grape juices from the Southern Region of Brazil: Phenolic and elemental composition and effect on lipid peroxidation in healthy subjects. **Food Chemistry**, v.173, p. 527-535, 2015.

R Core Team R: A language and environment for statistical computing. **R Foundation for Statistical Computing**, Vienna, Austria.2018.

RIBEIRO, T. P; LIMA, M.A. C; ALVES, R. E. Maturação e qualidade de uvas para suco em condições tropicais, nos primeiros ciclos de produção. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**. Brasília, v.47, n.8, p.1057-1065. 2012.

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

RIZZON, L. A; A; MENEGUZZO. Avaliação da uva cv. Isabel para a elaboração de vinho tinto. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v.20, n.1, p.115-121. 2000.

RIZZON, L. A; SGANZERLA. Ácidos tartárico e málico no mosto de uva em Bento Gonçalves-RS. **Ciência Rural**, Santa Maria v.37, n.3, p.911-914, 2007.

RUFINO, M.S.M; ALVES, R.E; BRITO, E.S; MORAIS, S.M; SAMPAIO, C.G; PÉREZ-JIMENES, J; SAURA-CALISTO, F.D. Metodologia Científica: Determinação da Atividade Antioxidante Total em Frutas pela Captura do Radical Livre ABTS +. **Comunicado técnico 128 online Embrapa**. Julho, 2007 Fortaleza, CE. Disponível em : http://www.cnpat.embrapa.br/cnpat/down/index.php?pub/Cot_128.pdf. Acesso em : 20 de março de 2017.

SAMOTICHA, J; WOJDYŁO, A; GOLIS, T. Phenolic composition, physicochemical properties and antioxidant activity of interspecific hybrids of grapes growing in Poland. **Food Chemistry**, v. 215, p. 263-273,2016.

SCOTT, A.; KNOTT, M. Cluster-analysis method for grouping means in analysis of variance. **Biometrics**, v.30, n.3, p.507-512, 1974.

SERUGA, M., NOVAK, I., & JAKOBEK, L. Determination of polyphenols content and antioxidant activity of some red wines by differential pulse voltammetry, HPLC and spectrophotometric methods. **Food Chemistry**, v.124, p.1208–1216, 2011.

SILVA, L. R; QUEIROZ, M. Bioactive compounds of red grapes from Dão region (Portugal): Evaluation of phenolic and organic profile. **Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine** , v.6, n.4, p.315–321, 2016.

XI,Z;ZHANG,Z; HUO, S; LUAN,L; GAO,X; MA,L; FANG,Y. Regulating the secondary metabolism in grape berry using exogenous 24-epibrassinolide for enhanced phenolics content and antioxidant capacity. **Food Chemistry**, v.141, p.3056–3065, 2013.

ZIELINSKI, H; KOZLOWSKA, H. Antioxidant activity and total phenolics in selected cereal grains and their different morphological fractions. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**. v. 48, p.2008-2016, 2000.