

**UNIVERSIDADE FEDERAL DE PELOTAS**  
**Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel**  
**Departamento de Ciência e Tecnologia Agroindustrial**  
**Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia**  
**Agroindustrial**



Dissertação

**COMPOSIÇÃO CENTESIMAL E DE FITOQUÍMICOS EM JAMBOLÃO (*Syzygium cumini*)**

**Milene Teixeira Barcia**  
**Química de Alimentos**

Pelotas, 2009

**MILENE TEIXEIRA BARCIA**  
Química de Alimentos

**COMPOSIÇÃO CENTESIMAL E DE FITOQUÍMICOS EM JAMBOLÃO (*Syzygium cumini*)**

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Pelotas, sob orientação do Prof. Dr. Rui Carlos Zambiasi, como parte das exigências do Programa de Pós-graduação em Ciência e Tecnologia Agroindustrial da Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel, como requisito parcial à obtenção do título de Mestre em Ciências (área de concentração: Ciência e Tecnologia Agroindustrial).

Orientador: Prof. Dr. Rui Carlos Zambiasi (DCA-UFPEL)

PELOTAS  
Rio Grande do Sul – Brasil  
Setembro de 2009

**Dados de catalogação na fonte:**  
( Marlene Cravo Castillo – CRB-10/744 )

B242c Barcia, Milene Teixeira

Composição centesimal e de fitoquímicos em Jambolão (*Syzygium cumini*) / Milene Teixeira Barcia. -Pelotas, 2009.

77f. : il.

Dissertação ( Mestrado ) –Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia Agroindustrial. Faculdade de Agronomia E-liseu Maciel. Universidade Federal de Pelotas. - Pelotas, 2009, Rui Carlos Zambiasi, Orientador.

1. Mirtácea 2. Jambolão 3.Fruta 4. Composição química  
5. Fitoquímicos I Zambiasi, Rui Carlos (orientador) II .Título.

CDD 664.8

**Banca examinadora:**

---

PROF. PhD. RUI CARLOS ZAMBIAZI (DCA/UFPeI) – ORIENTADOR

---

PROF<sup>a</sup>. DR<sup>a</sup>. JOSIANE CHIM (DCA/UFPeI) – EXAMINADORA

---

PROF<sup>a</sup>. DR<sup>a</sup>. CRISTIANE BRAUER ZAICOWSKI (CAVG/UFPeI) – EXAMINADORA

**DEDICO**

*A meus pais e minha vó Orlanda...*

*Dedico o meu trabalho por todo apoio, incentivo, conselhos, pelo amor incondicional, carinho, compreensão, confiança e pelos esforços realizados para minha formação pessoal e profissional, desistindo de seus sonhos e investindo para que os meus se tornassem reais.*

*Essa é uma das poucas maneiras que tenho de demonstrar todo meu agradecimento e amor por vocês.*

## AGRADECIMENTOS

À Deus, que ilumina minha vida e me deu força para conquistar mais esta etapa.

Aos meus pais, Eladir e Miguel, pelo eterno incentivo, amor, dedicação, confiança e por investirem e acreditarem no meu sucesso.

Aos meus avós, Orlanda e Alvenir, pelo amor e carinho, apoio inestimável, paciência nos meus momentos de estresse e de saudade.

Aos demais familiares, em especial ao meu “primo” Ezomar pelo apoio incondicional e amor demonstrados em todos os momentos, estímulo, dedicação e colaboração para meu crescimento profissional e pessoal.

Ao Professor Rui Carlos Zambiasi, não só pela orientação e pelos conhecimentos adquiridos, mas pelo acolhimento desde a iniciação científica, também pela confiança e sua amizade.

Aos estagiários do laboratório (Gabriel, Liége, Josiane, Glenise) pela amizade e ajuda em etapas deste estudo.

Aos colegas de Pós-Graduação Marla Sganzerla e Roberta Manica pelo apoio técnico e amizade. Em especial à Paula Pertuzatti e Andressa Jacques, pelo acolhimento que recebi no laboratório, pela ajuda no projeto, companheirismo, alegrias e sólida amizade e por saber que poderei contar sempre com elas.

Aos amigos Marcio Schmiele pelo apoio, amizade generosa, estando sempre disposto a ajudar, e Tatiane Klug, pela amizade e pela constante atenção dada nos momentos difíceis. As amigas e companheiras de moradia Denise Martins e Ana Paula Duarte pela amizade e ajuda nas horas difíceis. E especialmente a minha irmã de coração Leandra Zafalon, pela amizade incondicional, pelo companheirismo em todos os momentos da minha vida.

Ao Prof. Dr. Jorge Adolfo da Silva, pela atenção e auxílio nas questões administrativas.

Aos Professores do programa de pós-graduação em Ciência e Tecnologia Agroindustrial e aos funcionários pelo auxílio em questões administrativas e pela amizade.

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

À CAPES e FAPERGS, pelo apoio financeiro.

A todos que, direta ou indiretamente, contribuíram para a realização deste trabalho.

*"A vida é uma peça de teatro que não permite ensaios. Por isso, cante, chore, dance, ria e viva intensamente, antes que a cortina se feche e a peça termine sem aplausos"*

## RESUMO

BARCIA, Milene Teixeira. **Composição centesimal e de fitoquímicos em jambolão (*Syzygium cumini*)**. 2009. 77f. Dissertação (Mestrado) Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia Agroindustrial. Universidade Federal de Pelotas, Pelotas.

O jambolão é uma árvore originária da Índia e Indonésia, pertencente à família das Mirtáceas. Frutifica nos meses de janeiro a maio, em diversos estados do Brasil. Os frutos são pequenos, de coloração roxa e envolve um caroço único. O sabor do jambolão não se destaca muito devido a adstringência da fruta. O consumo de frutas tropicais vem aumentando nos últimos anos devido ao apelo pelo seu valor nutritivo e aos efeitos terapêuticos. Estas frutas contêm diferentes fitoquímicos, muitos destes exibem propriedades antioxidantes, com destaque para os tocoferóis, carotenóides e compostos fenólicos, devido suas propriedades de reagir com os radicais livres presentes. Dentre os compostos fenólicos destacam-se os flavonóides que quimicamente, englobam as antocianinas e os flavonóis. Praticamente não se conhece a composição química do jambolão, devido a isto, o conhecimento de alguns de seus componentes se faz importante, para prever a viabilidade de sua utilização como alimento *in natura* e como matéria prima para a elaboração de outros produtos. Este estudo apresentou como objetivo avaliar a composição química das frutas de jambolão colhidas de diferentes plantas de três cidades da Região Sul do estado do RS. O experimento consta de frutas oriundas de três árvores distintas em três cidades do Sul do estado (Santa Vitória do Palmar, Pelotas e Capão do Leão), sendo avaliadas quanto a composição química e ao teor de fitoquímicos. Pelos resultados observa-se que o jambolão apresenta composição química similar a outras frutas características da região, apresentando baixo conteúdo em cinzas, proteínas, pectina e de fibras. O teor de umidade, açúcares e pH é característico de frutas cítricas, no entanto, com um teor superior em sólidos solúveis. A fruta apresenta baixo conteúdo em tocoferóis e ácido ascórbico, porém apresenta um alto teor de taninos e de compostos fenólicos.

Palavras chaves: Fruta. Jambolão. Mirtácea. Composição química. Fitoquímicos.

## ABSTRACT

BARCIA, Milene Teixeira. **Proximate and phytochemical composition of jambolanum (*Syzygium cumini*)**. 2009. 77f. Dissertação (Mestrado) Programa de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia Agroindustrial. Universidade Federal de Pelotas, Pelotas.

The jambolanum is a tree originating from India and Indonesia, belonging to the family of Mirtaceas. The tree bears fruit during January to May in several Brazilian states. The fruit are small, purple and involves a single core. The taste of jambolanum not stand out so much because the astringency of the fruit. The consumption of tropical fruit is growing in the last years due to the appeal of nutritional and therapeutic effects. These fruits contain different phytochemicals, many of these exhibit antioxidant properties, especially the tocopherols, carotenoids and phenolic compounds, because its property of reacting with free radicals. Among the phenolic compounds there are the flavonoids that chemically, include anthocyanins and flavonols. Practically do not know the chemical composition of jambolanum because; therefore, the knowledge of some of its components is important to predict the feasibility of their use as in natura foods and as raw material for the production of other products. This study aimed to evaluate the chemical composition of the fruits of jambolanum collected from three cities in the southern state of RS. The experiment consists of three trees in three different cities of the southern of RS (Santa Vitória do Palmar, Pelotas and Capão of Leão), and its was analyzed for chemical and phytochemical composition. By the results it was found that the jambolanum fruit shows the chemical composition similar to other fruits, presenting low amount of ash, proteins, pectin and fiber. The moisture and sugar content and pH is characteristic of citrus fruit; however, the fruit showed higher soluble solids content. The Jambolanum fruit presents low tocopherols and ascorbic acid content, but it showed a high content of tannins and phenol compounds.

Key-words: Fruit. Jambolanum. Myrtaceae. Chemical composition. Phytochemicals.

## LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Estrutura química dos ácidos hidroxibenzóicos (a) e hidroxicinâmicos (b).....	4
Figura 2 - Estrutura química genérica dos flavonóides. ....	6
Figura 3 - Estrutura genérica das antocianinas a partir do esqueleto das antocianidinas.....	7
Figura 4 - Fórmulas estruturais: a) um flavanóide genérico, b) flavan-3-ol e c) procianidina (tanino condensado).....	9
Figura 5 - Estruturas de taninos hidrolisáveis.....	10
Figura 6 - Estrutura química dos tocoferóis e dos tocotrienóis.....	11
Figura 7 - Estruturas da vitamina C (a), do Ácido L- ascórbico (b), Ácido D-ascórbico (c), Ácido D- isoascórbico (d) e Ácido L- isoascórbico (e).....	13
Figura 8 - Estrutura química de alguns carotenóides. ....	15
Figura 9- Cromatograma típico da separação do delta tocoferol (1), gama/beta tocoferol (2) e alfa tocoferol (3) em jambolão, por HPLC, com coluna de fase reversa e detector de fluorescência a 290nm de excitação e de 330nm de emissão. ....	35
Figura 10- Cromatograma típico da separação de carotenóides em jambolão, por HPLC, com coluna de fase reversa e detector de ultravioleta em 450nm. ....	37
Figura 11- Cromatograma típico do ácido L-ascórbico via cromatografia líquida de alta eficiência em jambolão, com coluna em fase reversa e detector UV (254nm). ....	39
Figura 12- Cromatograma típico de compostos fenólicos: (1) ácido gálico, (2) ácido p-hidroxibenzóico, (3) ácido cafeico, (4) epicatequina, (5) ácido cumárico, (6) ácido elágico, (7) mircitina, (8) quercetina, presentes na fruta de jambolão, utilizando coluna C18 de fase reversa.e detectorUV no comprimento de onde de 280nm. ....	44
Figura 13- Cromatograma típico de antocianinas: (1) perlagonidina, (2) kuromanina, em jambolão, utilizando coluna C18 de fase reversa .e detector UV no comprimento de onda de 520nm. ....	48
Figura 14- Representação gráfica dos valores de L, a* e b* obtidos em colorímetro Minolta CR-300.....	54

## LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Programa do gradiente de eluição dos solventes A e B para a separação dos compostos fenólicos .....	20
Tabela 2- Programa do gradiente de eluição dos solventes A, B e C para separação e identificação das antocianinas individuais. ....	22
Tabela 3- Programa do gradiente de eluição utilizado na separação do ácido L-ascórbico.....	24
Tabela 4- Programa do gradiente de eluição dos solventes na separação de tocoferóis.....	25
Tabela 5- Programa do gradiente de eluição dos solventes na separação de carotenóides.....	27
Tabela 6- Caracterização físico-química do jambolão ( <i>Syzygium cumini</i> ) .....	30
Tabela 7- Valores de pH, acidez titulável e sólidos solúveis no jambolão.....	33
Tabela 8- Teores de tocoferóis (mg.100g <sup>-1</sup> ) no jambolão ( <i>Syzygium cumini</i> ).....	35
Tabela 9- Teores de carotenóides individuais (mg.100g <sup>-1</sup> ) no jambolão .....	38
Tabela 10- Conteúdo de ácido L-ascórbico no jambolão .....	40
Tabela 11- Conteúdo de compostos fenólicos totais no jambolão .....	41
Tabela 12- Compostos fenólicos majoritários (em mg. 100g <sup>-1</sup> ) presentes no jambolão.....	43
Tabela 13- Conteúdo total de antocianinas no jambolão .....	46
Tabela 14- Conteúdo de antocianidinas e antocianinas individuais (µg.g <sup>-1</sup> ) no jambolão.....	47
Tabela 15- Conteúdo de taninos condensados e hidrolisados no jambolão. ....	49
Tabela 16- Valores da capacidade antioxidante (TEAC relativa- DPPH quantificado em µmol/g TE) em frutas de jambolão. ....	51
Tabela 17- Valores dos ângulos de cor, luminosidade (L) e coordenadas de cromaticidade a* e b* no jambolão ( <i>Syzygium cumini</i> ).....	53

## SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO .....	1
2 REVISÃO DA LITERATURA .....	2
2.1 Frutas .....	2
2.2 Jambolão.....	2
2.3 Composição química das frutas .....	3
2.3.1 Compostos fenólicos .....	4
2.3.2 Antocianinas.....	6
2.3.3 Taninos.....	8
2.3.4 Tocoferóis.....	11
2.3.5 Ácido ascórbico .....	12
2.3.6 Carotenóides .....	14
3 MATERIAIS E MÉTODOS.....	17
3.1 Materiais.....	17
3.2 Métodos.....	17
3.2.1 Delineamento .....	17
3.2.2 Determinações físico-químicas gerais.....	18
3.2.3 Determinação de fenóis totais .....	19
3.2.4 Determinação dos compostos fenólicos individuais .....	20
3.2.5 Determinação de antocianinas totais .....	21
3.2.6 Determinação de antocianinas individuais .....	22
3.2.7 Determinação de taninos condensados .....	23

3.2.8 Determinação de taninos hidrolisados .....	23
3.2.9 Determinação de ácido L-ascórbico .....	24
3.2.10 Determinação de tocoferóis.....	25
3.2.11 Determinação de carotenóides individuais .....	26
3.2.12 Determinação instrumental da cor.....	28
3.2.13 Determinação da capacidade antioxidante.....	28
3.2.14 Delineamento estatístico .....	29
4 RESULTADOS E DISCUSSÕES .....	30
4.1 Determinações físico-químicas da fruta <i>in natura</i> de jambolão .....	30
4.1.1 Caracterização físico-química .....	30
4.1.2 Conteúdo em tocoferóis .....	34
4.1.3 Determinação dos carotenóides individuais .....	36
4.1.4 Ácido L-ascórbico .....	39
4.1.5 Conteúdo de fenóis totais e individuais .....	41
4.1.6 Conteúdo de antocianinas totais e individuais.....	45
4.1.7 Teor de taninos condensados e hidrolisados .....	48
4.1.8 Capacidade antioxidante .....	50
4.1.9 Avaliação instrumental de cor .....	52
5 CONCLUSÃO.....	55
6 REFERÊNCIAS.....	56

## 1 INTRODUÇÃO

Frutas e hortaliças são recomendadas na alimentação humana devido a riqueza em compostos nutricionais e em substâncias com ação antioxidante, as quais exercem ação protetora contra a evolução de processos degenerativos que conduzem às doenças e ao envelhecimento precoce.

Os benefícios à saúde atribuídos aos alimentos ricos em compostos fenólicos e outros antioxidantes (como ácido ascórbico e carotenóides) na sua composição química têm elevado a procura por novas espécies botânicas que possuam, além dessa propriedade, uma atividade biológica complementar relevante (CÉSPEDES et al., 2008).

As frutas do jambolão, apesar de um pouco adstringentes, são considerados agradáveis ao paladar. Porém, o sabor do jambolão não se destaca em relação ao sabor especial das outras tantas Mirtáceas brasileiras (CORRÊA, 1984). Até o momento, pouco se tem explorado sobre a caracterização química das frutas de jambolão.

Existem poucos dados na literatura relativo à identificação e quantificação de compostos químicos e bioativos em frutas de jambolão, oriundos da Região Sul do estado do Rio Grande do Sul.

Este estudo apresentou como objetivo avaliar a composição química das frutas de jambolão colhidas em três cidades da Região Sul do estado do RS.

## 2 REVISÃO DA LITERATURA

### 2.1 Frutas

As plantas representaram, durante séculos, a única fonte natural de agentes terapêuticos para o homem. No início do século XIX, com o desenvolvimento da química, as plantas passaram a representar a primeira fonte de substâncias para o desenvolvimento de medicamentos (ALBUQUERQUE; HANAZAKI, 2006; ZARONI et al., 2004; HOSTETTMANN; QUEIROZ; VIEIRA, 2003).

Muitas empresas estão conscientes das tendências de consumo, e buscam novos ingredientes para incorporar aos produtos já existentes e aos que poderão ser desenvolvidos no futuro. Uma tendência que está se destacando é o aumento na procura por parte da população, de produtos funcionais baseados em compostos bioativos ou fitoterápicos (ROCHA FILHO, 1995; OLIVEIRA; BLOISE, 1995).

Dentre os compostos bioativos, destacam-se os fenólicos, as antocianinas, tocoferóis e a vitamina C. Compostos fenólicos são importantes no metabolismo das plantas e tem se tornado importante para a saúde dos humanos devido as suas características, particularmente relacionadas às suas propriedades antioxidantes (VENDRAMINI, 2004; SMITH, 1996).

As frutas e hortaliças contêm diferentes fitoquímicos que apresentam capacidade antioxidativa, a qual esta relacionada com o retardo do envelhecimento e a prevenção de várias doenças, devido suas propriedades de reagir com os radicais livres, protegendo os tecidos do organismo humano contra o estresse oxidativo e patologias associadas aos cânceres, doenças coronarianas e processos inflamatórios (WANG; PRIOR, 1997; RICE-EVANS; MILLER; PAGANGA, 1996; TAPIERO et al., 2002).

### 2.2 Jambolão

A planta *Syzygium cumini* (L.) Skeels (sinonímia: *Eugenia jambolana* Lam.), popularmente denominada de jambolão (família Mirtáceas), é uma árvore nativa dos trópicos, particularmente da Índia. A planta foi introduzida em muitos países tropicais

pertencentes à África e à América Latina. No Brasil é encontrada em diversos estados das regiões Sudeste, Nordeste, Sul e Norte. Pode também ser encontrada em algumas regiões subtropicais como na Flórida e na Califórnia nos Estados Unidos, na Argélia e em Israel (MIGLIATO et al., 2006; ALBERTON et al., 2001; MAHMOUD et al., 2001; GROVER et al., 2001).

O jambolão se destaca pela riqueza em vários constituintes. A literatura relata sua ação hipoglicemiante, antimicrobiana, hipotensiva, diurética, cardiotônica, antiinflamatória, estimulante do sistema nervoso central, anticonvulsivante, antihemorrágica e antiescorbútica. Devido a essas atribuições, tem se popularizado o emprego de suas folhas no tratamento de constipação, úlcera venérea, purificação de sangue, interrupção de hemorragia nas fezes, disenteria, asma, bronquite, gengivite, estomatite, queimaduras, retenção urinária e descamações do couro cabeludo (MIGLIATO et al., 2007).

Grande parte das frutas do jambolão é desperdiçada na época da safra, em virtude da alta produção de frutas por árvore, do curto período de produção, da vida útil muito curta da fruta *in natura* e da falta de conhecimento da viabilidade tecnológica para a sua industrialização (CARDOSO, 1994).

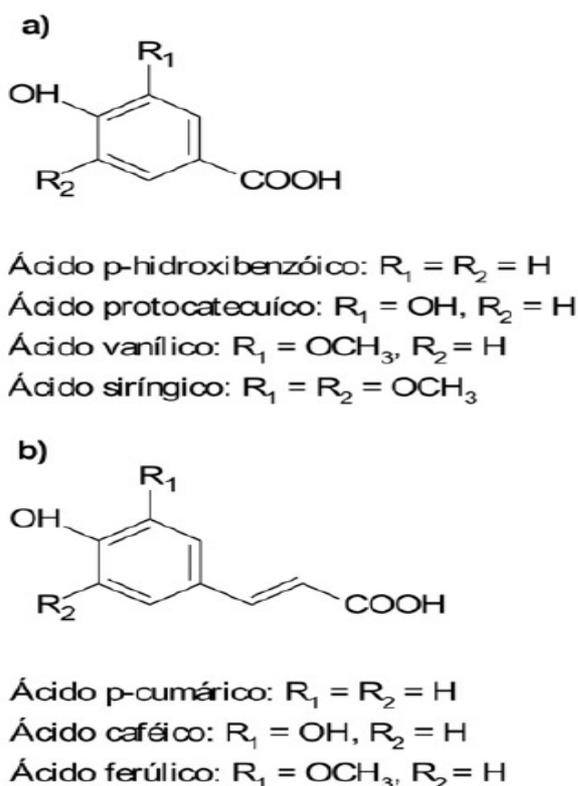
### **2.3 Composição química das frutas**

Vários componentes fazem parte da composição química de frutas e hortaliças, os quais conferem as características de cor, de sabor e de flavour, além dos efeitos nutricionais e nutracêuticos. Centenas de componentes podem estar presentes nos tecidos vegetais, mas a grande maioria se apresenta em quantidades muito pequenas quando expressos em peso. Dentre os componentes mais importantes presentes nos vegetais, incluem-se a água, carboidratos, lipídeos, proteínas, enzimas, pigmentos, vitaminas, taninos e minerais. No entanto, muitos destes componentes resultantes do metabolismo secundário, desempenham grande importância. Os vegetais possuem diferentes proporções desses componentes; no entanto, vegetais de uma mesma espécie possuem uma composição definida, a qual é característica da planta (HARBONE; WILLIAMS, 2000; RODRIGUES et al., 2007).

### 2.3.1 Compostos fenólicos

Os compostos fenólicos podem ser classificados em dois grupos: os flavonóides e os não flavonóides, sendo que ambos são metabólitos secundários presentes em frutas e vegetais. Os flavonóides são os que apresentam a estrutura química descrita como  $C_6-C_3-C_6$ . Os não flavonóides consistem em dois grupos, os derivados do ácido hidroxibenzóico e os derivados do ácido hidroxicinâmico (Fig. 1) (ANGELO; JORGE, 2007).

Os ácidos hidroxibenzóicos incluem os ácidos gálico, p-hidroxibenzóico, protocatecuico, vanílico e siríngico, os quais apresentam a estrutura comum  $C_6-C_1$ ; enquanto os ácidos hidroxicinâmicos apresentam uma cadeia lateral com três carbonos ( $C_6-C_3$ ), como os ácidos caféico, ferúlico, p-cumárico e sinápico (MELO; GUERRA, 2002; BURNS, 2001; BRAVO, 1998; BALASUNDRAM, 2006).



**Figura 1** - Estrutura química dos ácidos hidroxibenzóicos (a) e hidroxicinâmicos (b).

**Fonte:** Ângelo; Jorge, 2007.

A distribuição dos flavonóides nos vegetais depende de diversos fatores, de acordo com a ordem e família do vegetal, bem como da variação das espécies. Os flavonóides são formados da combinação de derivados sintetizados da fenilalanina

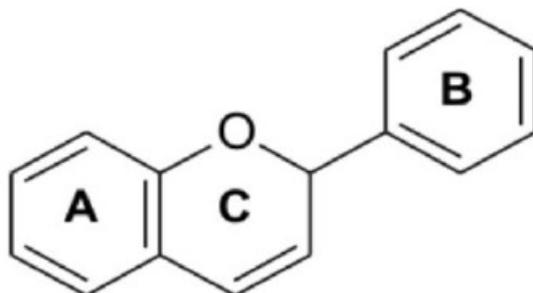
(via metabólica do ácido chiquímico) e do ácido acético. O grupo dos flavonóides é também conhecido como polifenólicos e geralmente ocorrem em plantas na forma de glucosídeos, sendo uma das classes de substâncias responsáveis pela atribuição do perfil sensorial de frutas, pela atribuição do “corpo” característico. (AHERNE; O'BRIEN, 2002; BOBBIO; BOBBIO, 1989; CORDENUNSI et al., 2002; FENNEMA, 1993; SLUIS et al., 2001).

Os polifenóis, juntamente com outros compostos redutores presentes na dieta humana, tais como vitamina C, vitamina E e carotenóides, protegem os tecidos do corpo contra o estresse oxidativo e de patologias associadas com cânceres, doenças coronarianas e inflamações (TAPIERO, 2002).

Em pesquisas epidemiológicas alguns flavonóides apresentam-se associados com a proteção contra doenças do envelhecimento, possivelmente pela sua ação como antioxidante. A formação de radicais livres pelo oxigênio é supostamente a chave para o desenvolvimento de câncer e doenças coronárias, aliado à função protetora da membrana celular. Radicais livres podem atacar biomoléculas, dentre as quais se destacam os lipídios, as proteínas ou o DNA propriamente dito, os quais podem ser preservados pela ação dos antioxidantes (DEGÁSPARI; WASZCZYNSKYJ, 2004).

As frutas, principalmente as que apresentam a coloração vermelha a azul, são as fontes mais importantes de compostos fenólicos em dietas alimentares, dos quais se conhecem mais de 4000 estruturas com atividades biológicas (AHERNE; O'BRIEN, 2002; MIRANDA, 2000).

A estrutura química dos flavonóides consiste em dois anéis aromáticos (anel A e B) unidos por três carbonos que formam um anel heterocíclico (anel C) (Fig. 2) Variações na substituição do anel C resultam em importantes classes de flavonóides, como flavonóis, flavonas, flavanonas, flavanóis (ou catequinas), isoflavonas e antocianidinas. Substituições dos anéis A e B originam diferentes compostos dentro de cada classe de flavonóides (ANGELO; JORGE, 2007; HERTOOG et al., 1993; PETERSON; DWYER, 1998).



**Figura 2** - Estrutura química genérica dos flavonóides.

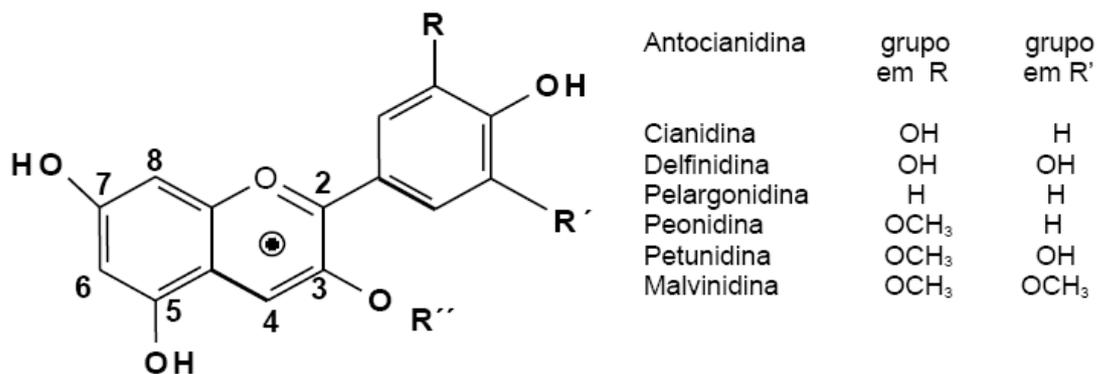
**Fonte:** Ângelo; Jorge, 2007.

Exceto o grupo das leucoantocianinas, os demais flavonóides ocorrem em plantas acompanhadas por glicídios, que recebem a denominação de glicoflavonóides. Quando se apresentam isentos de glicídios, a estrutura recebe o nome de aglicona (AHERNE; O'BRIEN, 2002).

### 2.3.2 Antocianinas

O termo antocianina tem origem grega, sendo que “antho” significa flor e “kiano”, azul. Este termo foi primeiramente utilizado por Marquat em 1835 para designar os pigmentos azuis de flores. Atualmente, sabe-se que as antocianinas são responsáveis também pelas colorações violeta, vermelha e púrpura de uma grande variedade de espécies do reino vegetal. Dois contra-exemplos notáveis são os tomates e beterrabas, cujas colorações vermelho-alaranjada e vermelho-púrpura são devidas à presença de licopeno e betaninas, respectivamente (JACKMAN et al., 1987).

Estruturalmente, as antocianinas são derivados glicosilados do cátion 2-fenil benzopirilium, também denominado de cátion flavílico (Fig. 3) (JACKMAN et al., 1987).



**Figura 3** - Estrutura genérica das antocianinas a partir do esqueleto das antocianidinas.

**Fonte:** Jackman et al., 1987.

A substituição de R'' por uma ou mais unidades de açúcar na antocianidina (aglicona) resulta numa antocianina. Outras unidades de açúcares também podem ser ligadas pelos grupos OH nas posições 3, 5 e 7.

Os açúcares mais comumente ligados à estrutura molecular central, em geral nas hidroxilas das posições 3, 5 e 7, são monossacarídeos como glicose, galactose, arabinose, raminose; porém, podem apresentar-se também na forma de di e trissacarídeos. As variações estruturais das antocianinas denotam diferentes açúcares ligados, na polimerização e nos modos ou posições de hidroxilação e metilação. Em alguns casos, os açúcares apresentam-se acilados pelos ácidos p-cumárico, cafeíco, fenílico e vanílico. A molécula antocianidina raramente ocorre na natureza, em geral, é resultante do processo de isolamento das antocianinas. O açúcar presente na estrutura das antocianinas confere maior solubilidade e estabilidade a estes pigmentos quando comparados com suas agliconas (HARBORNE, 1975; JACKMAN et al., 1987; LEE e HONG, 1992; TERCI e ROSSI, 2002; OKUMURA et al., 2002).

Atualmente se conhece 20 antocianinas, mas apenas seis destes compostos são importantes na tecnologia de alimentos: pelargonidina, cianidina, delfinidina, peonidina, petunidina e malvidina. As demais são relativamente raras e são normalmente encontradas em flores e folhas (FENNEMA, 1993).

As antocianinas possuem a propriedade de apresentarem cores diferentes dependendo do pH do meio em que se encontram, o que as torna de interesse para uso como indicadores de pH. As mudanças estruturais das moléculas ocorridas

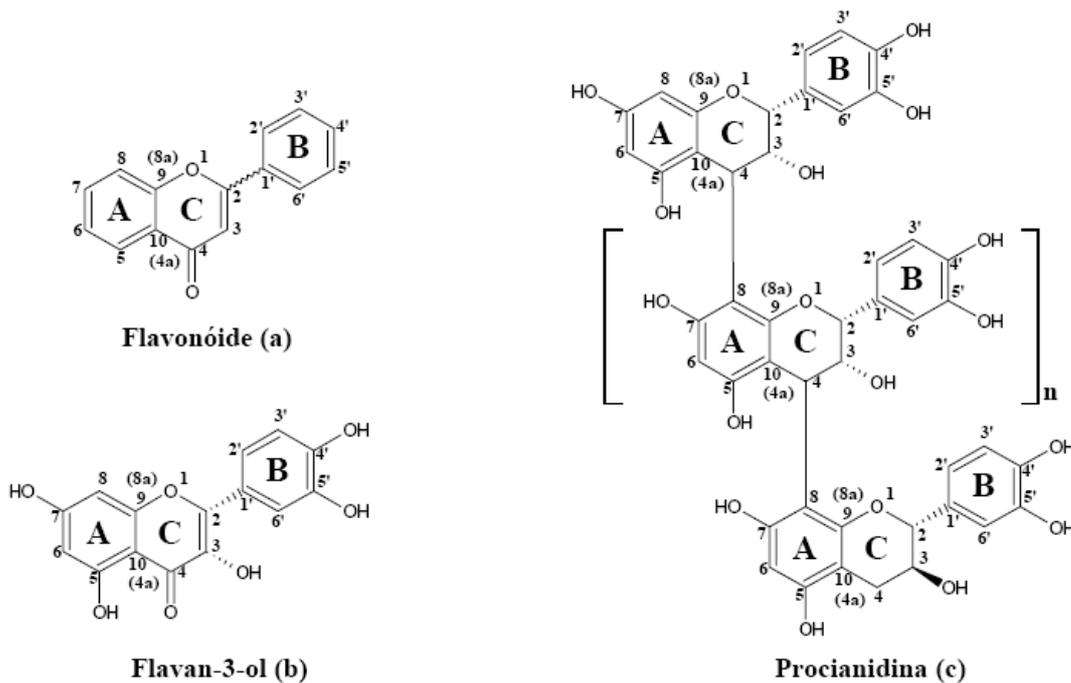
mediante a variação do pH, permitem a obtenção de soluções incolores ou coloridas, podendo ser vermelha, violeta, azul ou amarela (TERCI; ROSSI, 2002).

As antocianinas são encontradas em diversos vegetais como: uva, maçã, feijão preto, morango, amora, jabuticaba, cerejas, jambolão, chicória, cenouras púrpuras, dentre outros, estando presente também em alimentos derivados de frutas como sucos, geléias, licores e vinhos (JAIN; SESHADRI, 1975; GOIFFON et al., 1991; LEE; HONG, 1992; GOIFFON et al., 1999; CHANDRA et al., 2001; LAZCANO et al., 2001; MATAIX; CASTRO, 2001; OKUMURA et al., 2002; TERCI; ROSSI, 2002).

### **2.3.3 Taninos**

Taninos são compostos oriundos do metabolismo secundário, presentes na maioria das plantas, que podem variar de concentração nos tecidos vegetais, dependendo da idade e tamanho, da parte coletada, da época ou, ainda, do local de coleta da planta. Estes compostos podem ser classificados como hidrolisáveis e não hidrolisáveis (TEIXEIRA et al., 1990; SIMÓN et al., 1999; LARCHER, 2000; SINGLETON, 1981).

Os taninos condensados ou proantocianidinas são polímeros de flavonóides, cujos monômeros de unidades flavan-3-ol, ou por um derivado desta, são unidos por uma ligação carbono-carbono (Fig. 4). Esta ligação ocorre normalmente entre os carbonos 4 de uma estrutura e o carbono 8 da outra. Variações podem ocorrer por diferentes números de monômeros ligados, pela posição de ocorrência das ligações, pelo padrão de oxigenação nos anéis A e B da unidade flavan-3-ol e pela estereoquímica dos substituintes do anel C (AGOSTINE-COSTA et al., 2003, QUEIROZ et al., 2002).

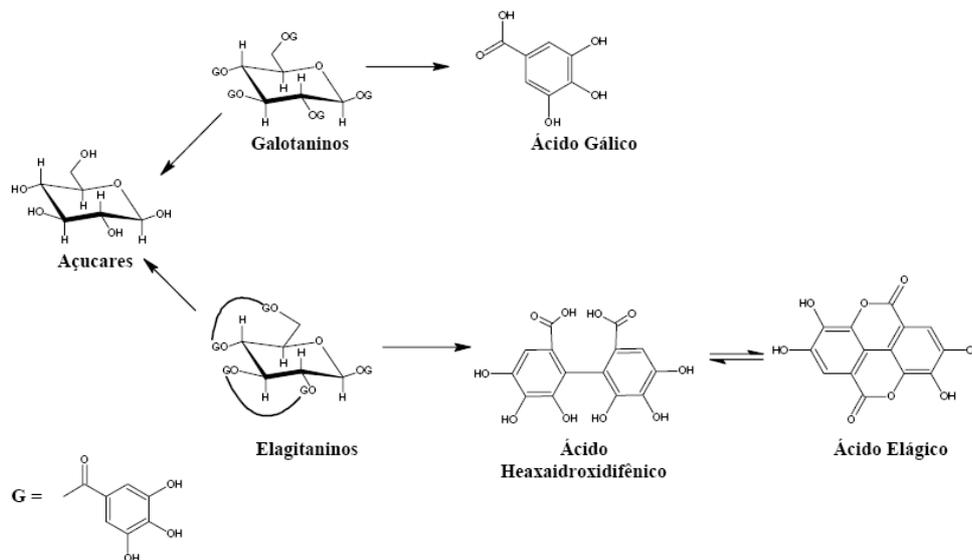


**Figura 4** - Fórmulas estruturais: a) um flavanóide genérico, b) flavan-3-ol e c) procianidina (tanino condensado).

**Fonte:** Queiroz et al., 2002.

Os taninos condensados estão presentes na fração da fibra alimentar de diferentes alimentos e podem ser considerados indigeríveis ou levemente digeríveis (BARTOLOMÉ et al., 1995).

Quimicamente os taninos hidrolisáveis são ésteres de ácido gálico e de ácido hexahidroxidifênico e glicose, além de outros polióis. Os compostos hidrolisáveis por hidrólise ácida liberam ácidos fenólicos: gálico, caféico, elágico e um açúcar. Normalmente, os taninos hidrolisáveis são divididos em galotaninos, que produzem ácido gálico e em elagitaninos, que produzem ácido elágico, após hidrólise (Fig. 5) (NASCIMENTO; MORAIS, 1996; SGABIERI, 1996; AGOSTINE-COSTA et al., 2003).



**Figura 5** - Estruturas de taninos hidrolisáveis.

**Fonte:** Queiroz et al., 2002.

A grande variedade estrutural dos taninos, a natureza polimérica e a falta de padrões comerciais específicos, dificultam a determinação destes compostos em alimentos. Os taninos foram inicialmente identificados pelo seu sabor adstringente e pela sua capacidade de precipitar proteínas solúveis. Na forma não oxidada os taninos reagem com as proteínas através de pontes de hidrogênio e/ou ligações hidrofóbicas. Quando oxidados os taninos se transformam em quinonas, as quais formam ligações covalentes com alguns grupos funcionais das proteínas, principalmente os grupos sulfidrilo da cisteína e  $\epsilon$ -amino da lisina (SILVA; SILVA, 1999).

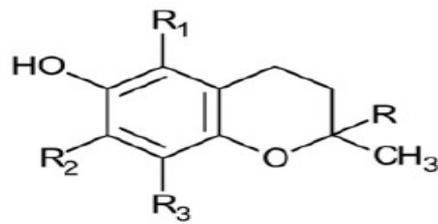
Estes compostos são encontrados em muitas plantas usadas pelo homem na forma de ervas medicinais, na alimentação e na fabricação de bebidas. Nas plantas, os taninos podem ser encontrados em raízes, flores, frutos, folhas, cascas e no caule. Estes compostos contribuem para o sabor adstringente em alimentos e bebidas, como aquele sentido ao se consumir vinhos tintos, chás e frutas verdes. Alguns trabalhos científicos comprovam que os taninos servem para proteger as plantas contra os herbívoros e doenças patogênicas (BERNAYS et al., 1989; HARBONE; MABRY; MABRY, 1991).

É interessante considerar que o tanino também apresenta ação antioxidante, que provavelmente poderá ser mais explorada em relação aos estudos na área de conservação de alimentos e ação no organismo humano (SILVA; SILVA, 1999).

### 2.3.4 Tocoferóis

Os tocoferóis e tocotrienóis (Fig. 6) são compostos monofenólicos constituídos de um anel cromanol ligado a uma cadeia lateral alifática, que estão presentes nos vegetais, principalmente em sementes oleaginosas e folhas. Estes compostos apresentam atividade antioxidante e de vitamina E. Os compostos da série dos tocoferóis possuem uma cadeia saturada ligada ao anel, enquanto que os da série dos tocotrienóis possuem uma cadeia insaturada ligada ao anel (SHAHIDI, 1992).

A nomenclatura desses compostos recebem o prefixo de  $\alpha$ ,  $\beta$ ,  $\gamma$ ,  $\delta$  dependendo do número e posição do grupo metila ligado ao anel aromático. O  $\alpha$ -tocoferol é o composto que apresenta a maior atividade de vitamina E (SIX, 1994).

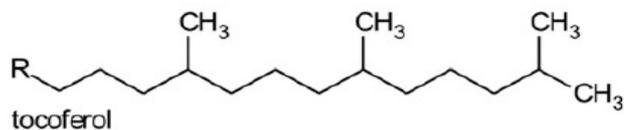
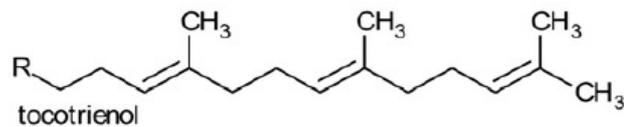


$\alpha$  - toco:  $R_1 = R_2 = R_3 = CH_3$

$\beta$  - toco:  $R_1 = R_3 = CH_3 = CH_3$ ;  $R_2 = H$

$\gamma$  - toco:  $R_2 = R_3 = CH_3$ ;  $R_1 = H$

$\delta$  - toco:  $R_1 = R_2 = H$ ;  $R_3 = CH$



**Figura 6** - Estrutura química dos tocoferóis e dos tocotrienóis.

**Fonte:** Ângelo; Jorge, 2007.

Muitos vegetais são fontes ricas em compostos naturais que apresentam atividade antioxidante, principalmente em tocoferóis. A maioria dos compostos antioxidantes possui uma base molecular semelhante, ou seja, pelo menos um anel

aromático e um grupo hidroxila. Juntos, estes compostos produzem um arranjo de antioxidantes que podem agir por diferentes mecanismos para conferir um sistema de defesa efetivo contra o ataque dos radicais livres (MARIUTTI; BRAGAGNOLO, 2007).

A atividade antioxidante dos tocoferóis decresce do composto  $\delta$  para o  $\alpha$ -tocoferol; assim, o  $\delta$ -tocoferol é o mais efetivo antioxidante, tendo o  $\beta$  e  $\gamma$ -tocoferol uma atividade intermediária, e o  $\alpha$ -tocoferol é o que apresenta a mais baixa atividade antioxidante (SIX, 1994; HEMEDA, 1990).

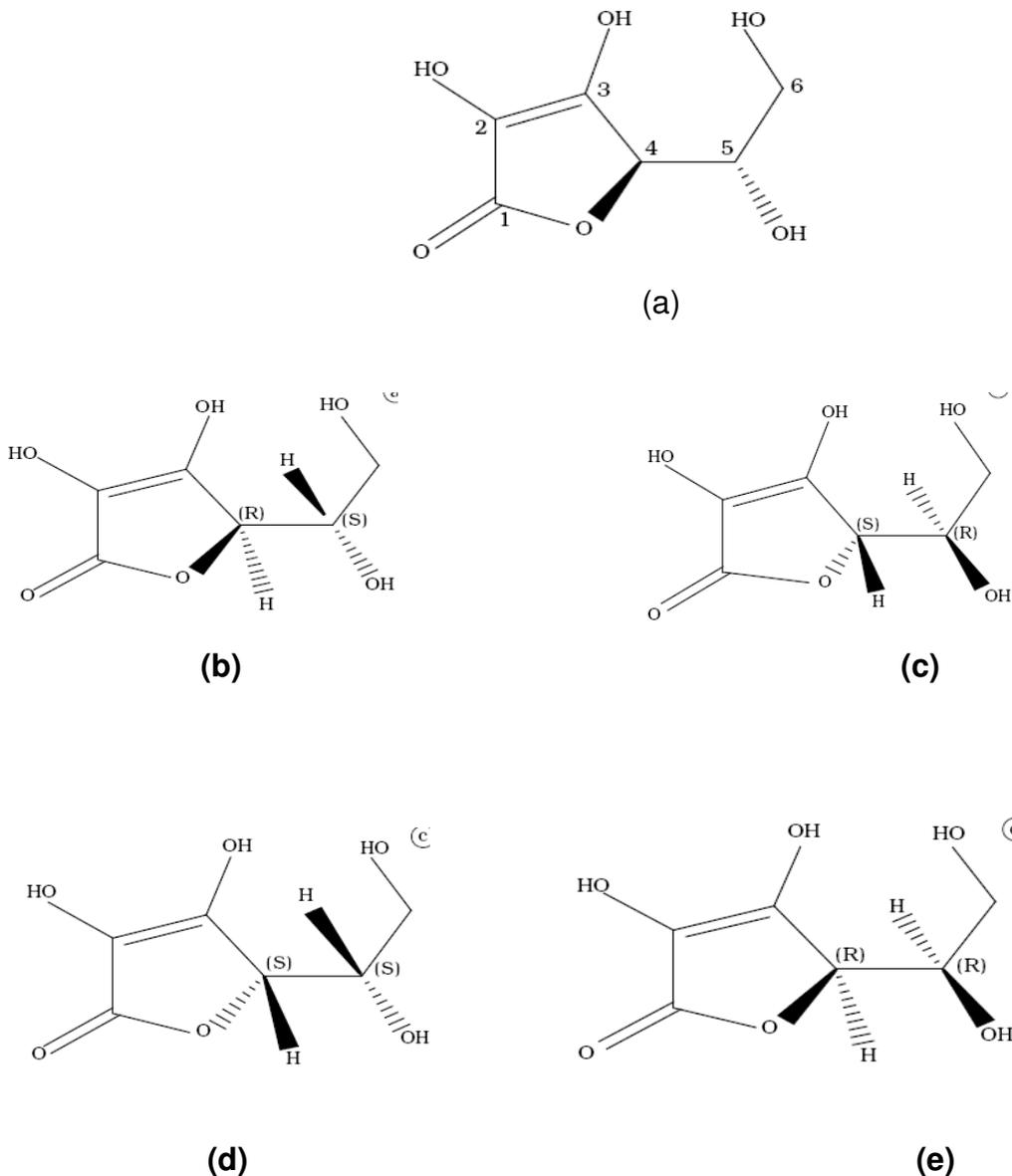
Sua ação antioxidante resulta da doação de um átomo de hidrogênio de sua molécula ao radical peroxil, formando o hidroperóxido estável denominado radical tocoferil. Esse radical pode reagir com os radicais cromanoxil, alcóxil ou peroxil, podendo ser transformado novamente em alfa-tocoferol (TUCKER; TOWNSEND, 2005).

A maioria das frutas e hortaliças contem baixo conteúdo em tocoferóis, mas, devido à abundância de alimentos de origem vegetal em nossa dieta, estes compostos fornecem uma significativa e consistente fonte de vitamina E. A quantidade de tocoferóis em frutas e legumes é afetada pela espécie, variedade, maturidade, condições de clima, época do ano, intensidade da luz solar e do tipo de solo. Mesmo após a colheita, a variação nos valores da vitamina E é causada por vários fatores, incluindo os processos de armazenamento, preparação das amostras para a análise e método de extração utilizado (CHUN et al., 2006).

### **2.3.5 Ácido ascórbico**

O nome ácido ascórbico designa a atividade antiescorbútica da vitamina C, e deriva da antiga forma inglesa da palavra escorbuto (*scorby*). Os seres humanos fazem parte do grupo de seres vivos que não são capazes de sintetizar vitamina C que devido à ausência da enzima *L*-gulonalactona oxidase não conseguem transformar a glicose do sangue em ácido ascórbico. Desta forma, a necessidade de ingestão desta vitamina é vital para a saúde e até mesmo para a sobrevivência do homem, pois o ácido ascórbico participa de inúmeras atividades fisiológicas. A quantidade de vitamina C necessária ao homem, recomendada pela OMS (Organização Mundial de Saúde), é de 45 mg /dia, a qual é facilmente atingida com o consumo de frutas e vegetais frescos (MANELA-AZULAY, 2003; ROSA, 2007;

UNIVERSIDADE DE AVEIRO, 2009). A molécula do ácido ascórbico tem um anel lactona quase planar com dois centros quirais nas posições 4 e 5, determinando dois pares de estereoisomêros: os ácidos L e D ascórbico e os ácidos D e L isoascórbico, os quais são epímeros (par de diastereômeros que diferem entre si somente na configuração de um único átomo) (Fig. 7). Os ácidos *L*-ascórbico e *D*-isoascórbico (este último possui somente 5% de atividade vitamínica) apresentam atividade vitamínica; no entanto, os ácidos *D*-ascórbico e *L*-isoascórbico não apresentam atividade vitamínica.



**Figura 7** - Estruturas da vitamina C (a), do Ácido L- ascórbico (b), Ácido D-ascórbico (c), Ácido D- isoascórbico (d) e Ácido L- isoascórbico (e).

**Fonte:** Rosa et al., 2007

A acidez da vitamina C é justificada primeiramente devido à extensão da conjugação da carbonila presente no carbono 1, aumentando a característica ácida da hidroxila no carbono 3. A hidroxila no carbono 2 faz parte de um enol e sua acidez é pouco maior que a do fenol (ROSA et al., 2007).

O ácido deidroascórbico (DIA) é a forma oxidada do ácido ascórbico (AA) e possui 80% da atividade biológica de seu precursor não oxidado (NAIDU, 2003; HERNÁNDEZ et al. 2006) .

A atividade antioxidante da vitamina C envolve a doação de um elétron e a formação do radical livre ascorbato. O ácido dehidroascórbico representa menos de 10% da vitamina C total dos vegetais, tendendo a aumentar com o período de estocagem. Por isso existem muitos trabalhos cujo escopo é dosar os teores de ácido ascórbico e também dehidroascórbico (ROSA et al., 2007).

O ácido ascórbico é afetado pelo processamento de frutas e vegetais, por isso sua retenção é usada freqüentemente como indicativo da qualidade nutricional e até mesmo de conservação dos alimentos. Durante o processamento ou armazenamento, podem ocorrer perdas da vitamina C através de uma série de rotas diferenciadas. (FENNEMA, 1993; ROSA et al., 2007).

A determinação do ácido ascórbico em alimentos é bastante complexa em função dos baixos níveis em que estes compostos podem ser encontrados, além da presença de substâncias interferentes da matriz estudada que podem, inclusive, contribuir para a sua degradação.

### **2.3.6 Carotenóides**

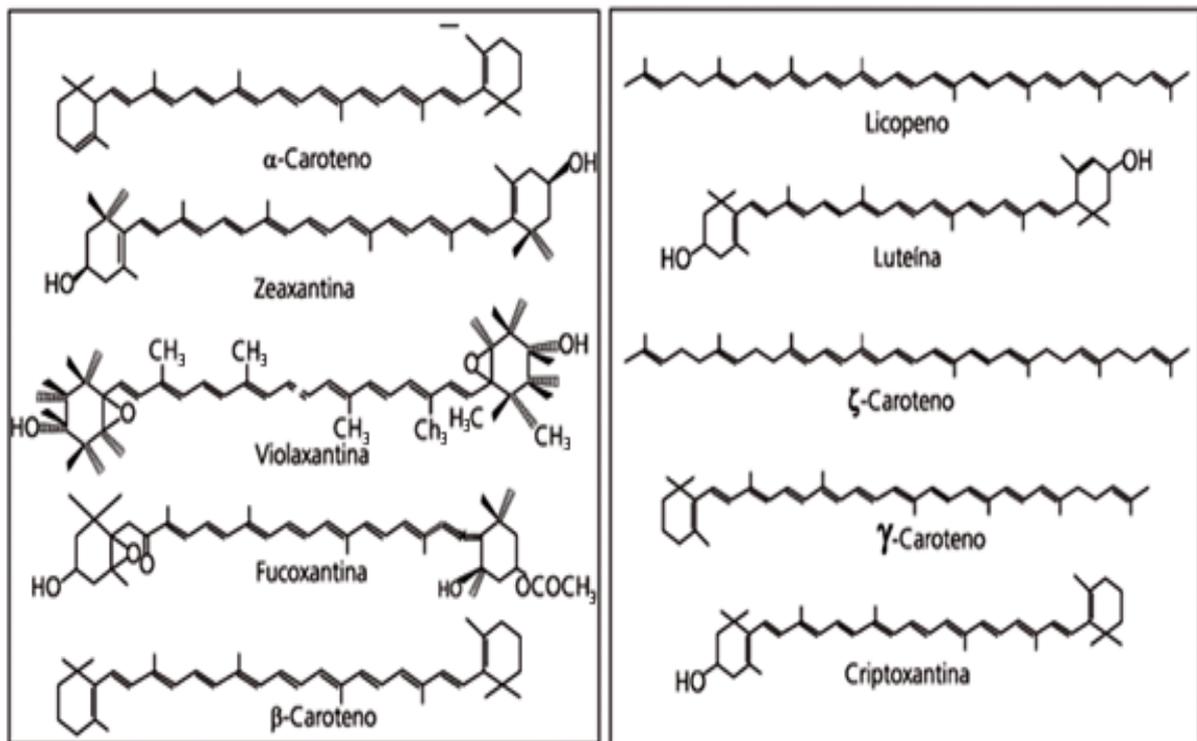
Os carotenóides constituem um dos mais importantes grupos de pigmentos na natureza, devido às suas numerosas funções, larga distribuição e diversidade estrutural (OLIVER; PALOU, 2000).

Mais de 600 estruturas de carotenóides foram caracterizadas, identificadas em organismos fotossintetizantes e não fotossintetizantes, plantas superiores, algas, fungos, bactérias e em alguns animais. Carotenóides são constituídos por dois grandes grupos, denominados: carotenos- que consistem em hidrocarbonetos puros (ex: caroteno e licopeno); e xantofilas- hidrocarbonetos que possuem grupos funcionais oxigenados (ex: luteína e zeaxantina). Estes compostos são responsáveis

pelas cores do amarelo ao vermelho de frutas, vegetais, fungos e flores (GOMES, 2007; UENOJO et al., 2007; AMBRÓSIO et al., 2006).

Os carotenóides são tetraterpenóides de 40 carbonos unidos por unidades opostas no centro da molécula (Fig. 8). Ciclização, hidrogenação, desidrogenação, migração de duplas ligações, encurtamento ou alongamento da cadeia, rearranjo, isomerização, introdução de funções com oxigênio ou a combinação destes processos resultam na diversidade de estruturas dos carotenóides (RODRIGUEZ-AMAYA, 2001).

A cadeia poliênica pode ter de 3 a 15 duplas ligações conjugadas e o comprimento do cromóforo determina o espectro de absorção e a cor da molécula. Todas as estruturas são baseadas em 7 diferentes grupos terminais, dos quais somente 4 ( $\beta$ , $\epsilon$ , $\kappa$ , $\psi$ ) são encontradas em carotenóides de vegetais superiores (UENOJO et al., 2007).



**Figura 8** - Estrutura química de alguns carotenóides.  
**Fonte:** Ambrósio et al., 2006.

Os carotenóides são amplamente encontrados em diversas frutas, hortaliças e verduras; no entanto, apresentam com biodisponibilidades diferenciadas. Em decorrência da presença das insaturações, os carotenóides são sensíveis à luz, temperatura, acidez, bem como reações de oxidação, assim essa biodisponibilidade

é afetada pelas características do próprio alimento e da sua matriz; pelo binômio tempo-temperatura; pelo tipo de calor empregado no processamento do alimento; e pela veiculação de potencializadores absorptivos dos carotenóides (GOMES, 2007; AMBRÓSIO, 2006).

Dentre os carotenóides conhecidos, aproximadamente 50 são precursores da vitamina A. O carotenóide precursor possui pelo menos um anel de  $\beta$ -ionona não substituído, com cadeia lateral poliênica com um mínimo de 11 carbonos. Entre os carotenóides, o  $\beta$ -caroteno é o mais abundante em alimentos e o que apresenta a maior atividade de vitamina A (OLSON, 1999).

Tanto os carotenóides precursores de vitamina A, assim como os não precursores (como a luteína, a zeaxantina e o licopeno), parecem apresentar ação protetora contra o câncer. Os possíveis mecanismos de proteção são por intermédio do seqüestro de radicais livres, modulação do metabolismo do carcinoma, inibição da proliferação celular, aumento da diferenciação celular via retinóides, estimulação da comunicação entre as células e aumento da resposta imune (ZIEGLER, 1991; OLSON, 1999).

Sabe-se que a estrutura dos carotenóides exerce grande influência sobre a atividade antioxidante. Por ex., cataxantina e astaxantina apresentam melhores atividades antioxidantes que  $\beta$ -caroteno ou zeaxantina. A atividade antioxidante aumenta com o aumento do número de duplas ligações conjugadas, grupos cetona e presença do anel ciclopentano em sua estrutura (UENOJO et al., 2007).

## 3 MATERIAIS E MÉTODOS

### 3.1 Materiais

Foram utilizadas frutas *in natura* de jambolão (*Syzygium cumini*), cultivadas na região de Pelotas, Capão do Leão e Santa Vitória do Palmar, as plantas utilizadas foram de diferentes regiões das cidades. As frutas foram colhidas no período de março a abril de 2008, selecionados, de acordo com o grau de maturação (determinado visualmente em função da coloração, sendo colhidas as frutas roxas), e todas colhidas pela manhã. As frutas foram escolhidas aleatoriamente da parte inferior das árvores, ou seja, não foram colhidas frutas do topo da planta devido a dificuldade de colheita, e numa quantidade em torno de 1Kg de fruta de cada planta, logo após embalados em sacos de polietileno de baixa densidade, e congelados em ultra-freezer a -80°C até o momento da análise.

Utilizou-se de padrões cromatográficos da Sigma (St. Louis, MO), Sigma Aldrich (Steinheim, Germany), Chromadex (Irvine, USA), Synth (Diadema, Brazil) e Fluka (Milwaukee, WI): ácido L-ascórbico; ácidos hidroxicinâmicos: ácido cafeico, ácido ferúlico, ácido p-cumárico; ácidos hidroxibenzóicos: ácido gálico, ácido elágico, ácido p-hidroxibenzóico; flavonols: quercetina, kaempferol, miricetina e flavanols: (+) catequina, (-) epicatequina,  $\alpha$ -,  $\delta$ - e  $\gamma$ - tocoferol;  $\beta$ -caroteno,  $\beta$ -criptoxantina, luteína, licopeno, zeaxantina; cloreto de cianidina, cloreto de pelargonidina, cloreto de malvidina, cloreto de peonidina, cloreto de delfinidina, cloreto de Kuromanina (cianidina-3-glicosídeo), cloreto de Keracianina (cianidina-3-rutinosídeo), e cloreto de malvidina-3-O-galactosídeo Os demais reagentes foram de grau analítico (p.a).

### 3.2 Métodos

#### 3.2.1 Delineamento

Devido a carência de resultados onde diferencie a espécie de *Syzygium cumini*, optou-se por analisar frutas oriundas de 3 árvores de 3 cidades da Região Sul

do estado do Rio Grande do Sul. Analisou-se a composição físico-química e dos principais compostos bioativos.

O trabalho constou de 27 amostras, decorrentes do delineamento inteiramente casualizado de 09 amostras com 3 repetições, avaliando-se características físico-químicas e quantificação de fitoquímicos, totalizando 1782 determinações.

### **3.2.2 Determinações físico-químicas gerais**

As determinações físico-químicas foram realizadas em triplicata, de acordo com as metodologias do Instituto Adolfo Lutz (1985):

- . Açúcares Totais e Redutores- Método volumétrico, titulação com solução de Fehling, expressos em % de glicose;
- . Açúcares Não Redutores- Determinados por diferença entre açúcares totais e não redutores, expressos em % de sacarose;
- . Proteína- O teor de nitrogênio total foi determinado segundo o método de Kjeldahl, expressa em %;
- . Extrato etéreo- Método gravimétrico utilizando-se o equipamento de Soxhlet, utilizando o éter de petróleo como solvente , expresso em %;
- . Fibras- Método gravimétrico, expressas em %;
- . Cinzas- A determinação foi realizada em mufla a 550°C, método gravimétrico, expressas em %;
- . pH- Método potenciométrico, com amostra à temperatura ambiente;
- . Acidez- Método volumétrico, titulação com NaOH 0.1N, expressa em % de ácido málico;

- . Sólidos solúveis- Realizando a leitura em refratômetro de Abbé, à 20 °C, expressos em ° Brix;
- . Umidade- O método determina umidade e materiais (substâncias) voláteis, expressos em porcentagem a partir da perda de massa da amostra pela secagem em estufa à 105 °C até peso constante, expressa em %.
- . Pectina- Método gravimétrico, expressa em %.
- . Determinação do valor calórico total: segundo a Resolução – RDC, nº 360 de 23 de dezembro de 2003, expresso em Kcal (BRASIL, 2001).

### **3.2.3 Determinação de fenóis totais**

Esta determinação foi realizada de acordo com método descrito por Badiale-Furlong (2003), pela determinação colorimétrica do conteúdo total de compostos fenólicos. Foram utilizadas trinta e cinco (35) gramas da amostra triturada, e diluídas em 20mL de metanol. O material foi homogeneizado a cada 5min. durante 1 hora. Após este período, a amostra ficou em repouso por 15min., seguindo a adição de 5 mL de metanol e agitando-se por mais 5 minutos. O material foi homogeneizado e após filtrado em balão volumétrico de 50mL, completando-se o volume com metanol. Para clarificar o extrato aquoso, adicionou-se 5mL de solução de hidróxido de bário 0,1M e 5mL de solução de sulfato de zinco a 5%, deixando-se em repouso por 20 minutos, seguindo a centrifugação.

Para realizar a quantificação dos fenóis, foram utilizados 2mL do extrato clarificado, ao qual foi adicionado 1mL de reagente de Folin-Ciocalteau diluído (1:2) em água, e após adicionou-se 4,5mL de solução de carbonato de sódio a 2% em NaOH 0,1M, deixando-se 10 minutos em banho maria à 37°C, e realizando-se a leitura da absorbância em espectrofotômetro (modelo.Ultrospec 2000) no comprimento de onda de 765nm, usando metanol para zerar o equipamento (branco). A quantificação foi baseada no estabelecimento de uma curva padrão com 0,50; 100; 150; 250 e 500mg.L<sup>-1</sup> de ácido gálico, obtendo-se uma equação da reta expressa por  $y = 0,0131x$ , com  $R^2: 0.9823$ .

Os resultados foram expressos em miligramas de ácido gálico equivalente por 100 gramas de peso da fruta *in natura*.

### 3.2.4 Determinação dos compostos fenólicos individuais

Os compostos fenólicos foram extraídos da fruta usando o método descrito por Häkkinen et al. (1998), com modificações. Cinco (5) gramas da amostra macerada foram dissolvidas em 30mL de metanol, após foi adicionado 4,9mL de ácido clorídrico p.a. (concentração final de HCl 1,2M) para a estabilização dos composto fenólicos, sendo completado o volume em balão volumétrico de 50mL com metanol. O extrato homogeneizado foi colocado em banho de água a 35°C, na ausência de luz por 24 horas. Após este período, a mistura foi filtrada e o sobrenadante foi concentrado em rotaevaporador a 40°C por cerca de 30 minutos. O resíduo concentrado foi redissolvido em metanol até o volume final de 5mL, o qual foi centrifugado (7.000rpm por 10 minutos), sendo então injetado uma alíquota de 30µL no cromatógrafo.

O cromatógrafo consistiu no sistema HPLC-Shimadzu, com injetor automático, detector UV-visível a 280nm, coluna de fase reversa RP-18 CLC-ODS (5µm x 4,6mm x 150mm) com fase estacionária octadecil e uma coluna de guarda CLC-GODS com fase estacionária de superfície octadecil. A fase móvel consistiu em um gradiente de eluição (tab. 1) com solução aquosa de ácido acético (99:1, v/v) e metanol, com fluxo de 0,8mL/min e tempo total de corrida de 45 minutos, segundo metodologia descrita por Zambiasi (1997).

**Tabela 1.** Programa do gradiente de eluição dos solventes A e B para a separação de compostos fenólicos.

Tempo (minutos)	Solvente A (%)	Solvente B (%)
0	100	0
25	60	40
27	60	40
37	95	5
42	95	5
45	100	0

Solvente A: solução aquosa de ácido acético (99:1, v/v); solvente B: metanol.

Os compostos fenólicos individuais foram quantificados com base da curva de calibração dos padrões externos, cujos padrões (grau espectrofotométrico) foram dissolvidos em metanol. A concentração das soluções dos padrões variou de 0,125 a

12,5µg.25µL<sup>-1</sup> para o ácido p-cumárico, ácido cafeico, quercetina, ácido ferúlico, epicatequina, ácido p-hidroxibenzoico, ácido gálico e ácido elágico, com as respectivas equações de reta expressa por  $y = 2,14083^{e-007x}$ , com  $R^2: 0,990365$  (ácido p-cumárico),  $y = 2,93335^{e-007x}$ , com  $R^2: 0,998939$  (ácido cafeico),  $y = 6,24982^{e-007x}$ , com  $R^2: 0,992693$  (quercetina),  $y = 3,27162^{e-007x}$ , com  $R^2: 0,999562$  (ácido ferúlico),  $y = 1,35909^{e-006x}$ , com  $R^2: 0,997793$  (epicatequina),  $y = 6,44575^{e-007x}$ , com  $R^2: 0,995523$  (ácido p-hidroxibenzoico),  $y = 3,25519^{e-007x}$ , com  $R^2: 0,996997$  (ácido gálico),  $y = 5,8751^{e-007x}$ , com  $R^2: 0,997719$  (ácido elágico), de 1,25 a 87,5µg.25µL<sup>-1</sup> para catequina ( $y = 5,8751^{e-007x}$ , com  $R^2: 0,997719$ ); e de 0,125 a 6,25µg.25µL<sup>-1</sup>, para a miricetina ( $y = 1,38511^{e-007x}$ , com  $R^2: 0,995137$ ) e a mesma concentração para o kaempferol ( $y = 5,6644^{e-007x}$ , com  $R^2: 0,999088$ ). Os valores dos pontos de calibração formam estipulados com base em estudos prévios de quantificação de compostos fenólicos individuais em pequenas frutas (SHAHRZAD et al., 1996). Os resultados foram expressos em miligramas por 100 gramas de peso da fruta *in natura*.

### 3.2.5 Determinação de antocianinas totais

O conteúdo total de antocianinas foi estimado colorimetricamente segundo o método de Lees e Francis (1972), com adaptações. Para a extração dos compostos antociânicos utilizou-se um (1) grama de amostra, as quais foram adicionados 25mL de solução de etanol pH 1,0, incubando-se por uma 1 hora a temperatura ambiente.

Após foi efetuado a leitura em espectrofotômetro Ultrospec 2.000 UV/Visível (Pharmacia Biotech), no comprimento de onda de 520nm, o qual representa o espectro de absorção das antocianinas presentes em frutos de jambolão (CAMPOS, 2006), realizando a leitura do branco com solução de etanol pH 1,0. A quantificação de antocianinas totais baseou-se no coeficiente de extinção molar da cianidina-3-glicosídeo (eq. 1), a qual representa a principal antocianina presente em frutos. Os resultados foram expressos em miligramas de cianidina 3-glicosídeo por 100 gramas de fruta fresca.

$$A = \epsilon \cdot C \cdot l \text{ (eq.1)}$$

Onde: A= absorvância

$\epsilon$ = Coeficiente de absorção molar

C= concentração mol/L

l = caminho óptico em cm

### 3.2.6 Determinação de antocianinas individuais

Na extração de antocianinas individuais foi utilizado o método adaptado de Zhang (2004), que consistiu na extração do pigmento com uma solução de metanol e ácido clorídrico, seguida de uma agitação por três horas, filtração, concentração em rotaevaporador a 30 °C e dissolução em solução de metanol com 1% de HCl. Após a amostra foi centrifugada (7.000rpm por 10 minutos), sendo então injetada uma alíquota de 10µL no cromatógrafo.

O sistema cromatográfico utilizado consistiu no sistema HPLC-Shimadzu, com injetor automático, detector UV-visível a 520nm, coluna de fase reversa RP-18 CLC-ODS (5µm, 4,6mm x 150mm) com fase estacionária octadecil e uma coluna de guarda CLC-GODS com fase estacionária de superfície octadecil. A fase móvel consistiu em um gradiente de eluição (tab. 2) com solução aquosa de ácido acético (98:2, %v/v) (A), metanol (B) e acetonitrila (C), com fluxo de 0,8mL/ min e tempo total de corrida de 40 minutos.

**Tabela 2-** Programa do gradiente de eluição dos solventes A, B e C para separação e identificação das antocianinas individuais.

Tempo (minutos)	Solvente A (%)	Solvente B (%)	Solvente C (%)
0	100	0	0
10	90	10	0
15	80	10	10
20	80	10	10
25	80	10	10
30	70	30	0
35	70	30	0
40	100	0	0

Solvente A: ácido acético (98:2, v/v); solvente B: metanol; solvente C: acetonitrila.

Os picos foram identificados por comparação com os tempos de retenção dos padrões e quantificados através de curvas de calibração de padrão externo de cloreto de malvidina, cloreto de kuromanina (cianidina-3-glicosídeo), cloreto de keracianina (cianidina-3-rutinosídeo), cloreto de pelargonidina, cloreto de peonidina, cloreto de delfinidina, cloreto de cianidina e malvidina-3-galactosídeo. A concentração das soluções dos padrões variou de 0,1 a 3,0µg.µL<sup>-1</sup> para cloreto de peonidina, cloreto de delfinidina e para o cloreto de cianidina, com as respectivas equações de reta expressa por  $y = -1,116413e^{-0,015x^2} + 3,6769e^{-0,007x} - 0,00671422$ , com R<sup>2</sup>: 0,999959 (peonidina),  $y = -6,76107e^{-0,016x^2} + 3,03932e^{-0,007x} - 0,00252867$ , com R<sup>2</sup>: 0,999923

(delfinifina),  $y = 1,04234e^{-0,15x^2} + 1,84161e^{-0,07x} + 0,0230878$ , com  $R^2: 0,999543$  (cianidina), e de 0,1 a 4,0  $\mu\text{g} \cdot \mu\text{L}^{-1}$  para cloreto de kuromanina (cianidina-3-glicosídeo) ( $y = 1,60558e^{-0,14x^2} + 3,92608e^{-0,07x} + 0,0431528$ , com  $R^2: 0,99756$ ); e de 0,1 a 5,0  $\mu\text{g} \cdot \mu\text{L}^{-1}$ , para a keracianina (cianidina-3-rutinosídeo) ( $y = 1,643e^{-0,14x^2} + 2,47193e^{-0,07x} + 0,0926535$ , com  $R^2: 0,996607$ ); e de 0,2 a 3,0  $\mu\text{g} \cdot \mu\text{L}^{-1}$  para o cloreto de pelargonidina ( $y = 6,01327e^{-0,13x^2} + 1,78891e^{-0,06x} + 0,0538641$ , com  $R^2: 0,98959$ ) e de 0,2 a 5,0  $\mu\text{g} \cdot \mu\text{L}^{-1}$  para malvidina-3-galactosídeo ( $y = 1,76212e^{-0,15x^2} + 4,70402e^{-0,07x} + 0,0187786$ , com  $R^2: 0,999934$ ). Os valores dos pontos de calibração formam estipulados com base em estudos prévios de quantificação de compostos antociânicos individuais em pequenas frutas. Os resultados foram expressos em  $\text{mg} \cdot 100\text{g}^{-1}$  de amostra.

### 3.2.7 Determinação de taninos condensados

O conteúdo total de taninos condensados foi estimado colorimetricamente segundo o método de PRICE et al. (1978), com poucas adaptações. Para a extração dos taninos utilizou-se uma (1) grama de amostra, as quais foram adicionadas 50mL de metanol, agitando-se por 1h. Após filtração, foi retirado 1mL do extrato, e adicionado 5mL da solução vanilina 1:1 (vanilina 1% em metanol; ácido clorídrico 4% em metanol), deixando-se reagir por 15min. e efetuando-se a leitura em espectrofotômetro Ultrospec 2.000 UV/Visível (Pharmacia Biotech), no comprimento de onda de 500nm, usando metanol para zerar o equipamento (branco).

A quantificação foi baseada no estabelecimento de uma curva padrão de catequina com 600 a 1200  $\text{mg} \cdot \text{L}^{-1}$ , obtendo-se uma equação da reta expressa por  $y = 0,0004x$ , com  $R^2: 0,9941$ . Os resultados foram expressos em miligramas de catequina equivalente por 100 gramas de peso da fruta *in natura*.

### 3.2.8 Determinação de taninos hidrolisados

O conteúdo total de taninos hidrolisados foi estimado colorimetricamente segundo o método de BRUNE et al. (1991), com poucas adaptações. Para a extração dos taninos utilizou-se uma grama de amostra, as quais foram adicionados 50mL de metanol, agitando-se por 10min seguido de repouso por 1h. Após filtração, foi retirado 2mL do extrato, e adicionado 8mL da solução FAS (89%: uréia:acetato 1:1; 10%: goma arábica 1% em água deionizada; e 1%: sulfato férrico de amônio 5% em ácido

clorídrico 1M), deixando-se reagir por 15min. Após foi efetuado a leitura em espectrofotômetro Ultrospec 2.000 UV/Visível (Pharmacia Biotech), no comprimento de onda 680nm (azul), usando metanol para zerar o equipamento (branco).

A quantificação foi baseada no estabelecimento de uma curva padrão de ácido gálico com 1 a 140mg.L<sup>-1</sup>, obtendo-se uma equação da reta expressa por  $y = 0,0057x$ , com R<sup>2</sup>: 0.9817. Os resultados foram expressos em miligramas de ácido gálico equivalente por 100 gramas de peso da fruta *in natura*.

### 3.2.9 Determinação de ácido L-ascórbico

Inicialmente dez gramas de amostra foram dissolvidas em 30mL de solução de ácido metafosfórico a 4,5% em água ultra pura, após filtrou-se e completou-se o volume para 50 mL em água ultra pura. Do filtrado retirou-se uma alíquota de 1,5mL e centrifugou-se por 10 minutos a 10.000rpm. O sobrenadante foi recolhido e uma alíquota de 20µL da amostra foi injetada em cromatógrafo líquido de alta eficiência. A análise de cromatografia líquida de alta eficiência consistiu no sistema HPLC-Shimadzu, equipado com injetor automático e detector UV-visível (254nm). A separação foi desenvolvida em coluna de fase reversa RP-18 (5µm x 4,6mm x 150mm) com fase estacionária octadecil, operando a temperatura de 25°C com fluxo de 0,8mL.min<sup>-1</sup>, com tempo total de corrida de 10 minutos. A eluição foi efetuada utilizando um sistema de gradiente utilizando as fases móveis água ultra pura:ácido acético (99,9:0,1 v/v) e metanol (tab. 3), seguindo a metodologia adaptada de Vinci et al. (1995) e Ayhan et al. (2001).

**Tabela 3-** Programa do gradiente de eluição utilizado na separação do ácido L-ascórbico.

Tempo (minutos)	Solvente A (%)	Solvente B (%)
0	100	0
5	98	2
7	98	2
10	100	0

Solvente A: solução de água ultra pura:ácido acético p.a. (99,9:0,1 v/v); solvente B: metanol.

Para realizar a quantificação de ácido L-ascórbico utilizou-se a curva de padrão externo de ácido L-ascórbico com 0,1; 0,5; 1,0; 1,25; 2,5; 5,0; 7,5; 10mg.100mL<sup>-1</sup>,

obtendo-se uma equação da reta expressa por  $y = 9,109367e^{-0,015x^2} + 2,3401e^{-0,007x}$ , com  $R^2: 0,996175$ . O conteúdo de ácido L-ascórbico no jambolão foi expresso em  $\text{mg} \cdot 100\text{g}^{-1}$  de amostra.

### 3.2.10 Determinação de tocoferóis

Para a extração de tocoferóis, foi utilizado a metodologia adaptada de Rodriguez-Amaya (2001), onde se adicionou aproximadamente três gramas de celite a cerca de vinte gramas de amostra (triturada), seguido por uma homogeneização. A seguir foi adicionado 20mL de acetona gelada, procedendo-se a agitação por 10 minutos. Após a amostra foi filtrada vácuo, lavando o resíduo com acetona até que o mesmo ficasse incolor. Após foi transferido o filtrado para um funil de separação, acrescentando-se éter de petróleo e água destilada até completar o volume final do balão. A fase aquosa (parte inferior) foi descartada e continuou-se lavando a fase superior com água destilada para a remoção total da acetona. Após aferiu-se o balão com éter de petróleo. O extrato foi transferido para tubos eppendorf, os quais foram levados para centrifugação nas condições de 9.000rpm por 6 minutos. O sobrenadante foi utilizado para a avaliação dos tocoferóis por cromatografia líquida, injetando-se 20 $\mu\text{L}$  no cromatógrafo.

A análise por cromatografia líquida de alta eficiência consistiu no sistema HPLC-Shimadzu, equipado com injetor automático e detector de fluorescência, com comprimentos de onda de excitação e de emissão, 290 e 330nm, respectivamente. A separação foi desenvolvida em coluna de fase reversa RP-18 (5 $\mu\text{m}$  x 4,6mm x 150mm) com fase estacionária octadecil, operando a temperatura de 25°C com fluxo de 1,0mL.min.<sup>-1</sup>. A separação foi efetuada utilizando um sistema de eluição por gradiente, utilizando como fase móvel metanol, acetonitrila e isopropanol (tab. 4), seguindo a metodologia adaptada de Zambiasi (1997).

**Tabela 4-** Programa do gradiente de eluição dos solventes na separação de tocoferóis.

Tempo (minutos)	Fase Móvel	Proporção (%)
0	A	40
0	B	50
0	C	10
10	B	30

10	A	65
10	C	5
12	B	50
12	A	40
12	C	10
15	B	50
15	A	40
15	C	10

Solvente A: metanol; solvente B: acetonitrila; solvente C: isopropanol

A quantificação de  $\beta$ - tocoferol foi realizada baseada na curva de calibração do  $\delta$ -tocoferol, porque estes dois compostos não são separados no processo cromatográfico, e portanto, são quantificados conjuntamente. Para a elaboração da curva padrão de  $\alpha$ -tocoferol, utilizou-se concentrações de 0,156; 0,312; 0,625; 1,250; 2,500; 5,000; e 7,000 $\mu\text{g}.\text{mL}^{-1}$  ( $y=375755+76067628x$ ,  $R^2: 0,9979$ ); para o  $\gamma$ -tocoferol utilizou-se concentrações que variaram de 0,078; 0,156; 0,312; 0,625; 1,250; 2,500; e de 5,000 $\mu\text{g}.\text{mL}^{-1}$  ( $y=-553002+348445746x$ ,  $R^2: 0,9932$ ); e para o  $\delta$ -tocoferol utilizou-se soluções de concentrações de 0,078; 0,156; 0,312; 0,625; 1,250; 2,500; e de 5,000 $\mu\text{g}.\text{mL}^{-1}$  ( $y=-77585+267516328x$ ,  $R^2: 0,9956$ ).

Na elaboração das curvas padrões foi utilizada a mesma fase móvel utilizada na separação da amostra (tab. 4), com tempo total de corrida de 15 minutos e fluxo de 1,0 $\text{mL}.\text{min}^{-1}$ .

O conteúdo total de tocoferóis, expresso em  $\text{mg}.\text{100g}^{-1}$  de amostra, foi determinado pela soma dos tocoferóis individuais.

### 3.2.11 Determinação de carotenóides individuais

A determinação de carotenóides individuais foi realizada segundo o método descrito por Rodriguez-Amaya (1999), com adaptações. Foi pesado 5g de amostra e 2g de celite. Após foram adicionados 20mL de acetona gelada, agitando-se o conteúdo por 10 minutos. O material foi filtrado em funil de buchner com papel filtro, lavando a amostra com acetona até que o extrato ficasse incolor. O filtrado foi transferido para um funil de separação, onde foi adicionado 30mL de éter de petróleo e em torno de 100mL de água destilada. A fase inferior foi descartada, repetindo-se o procedimento por 4 vezes para ocorrer a remoção total da acetona. Transferiu-se o

extrato superior para um balão volumétrico de 50mL, completando-se o volume com éter de petróleo.

Após, foi feita a saponificação da amostra com KOH 1,5N em etanol por 18h no escuro. O extrato final foi concentrado em rotaevaporador à 35°C e dissolvido na fase móvel (metanol: acetonitrila, 30:70). O pigmento foi transferido para tubos de eppendorf e centrifugado nas condições de 9000rpm por 6 minutos. Uma alíquota do sobrenadante foi injetada no cromatógrafo.

A análise por cromatografia líquida de alta eficiência consistiu no sistema HPLC-Shimadzu, equipado com injetor automático e detector UV-Visível, com comprimento de onda 450nm. A separação foi desenvolvida em coluna de fase reversa RP-18 (5µm x 4,6mm x 150mm) com fase estacionária octadecil, operando a temperatura de 25°C com fluxo de 1,0mL.min.<sup>-1</sup>. A separação foi efetuada utilizando um sistema de eluição por gradiente, utilizando como fases móveis metanol, acetonitrila e acetato de etila (tab. 5).

**Tabela 5-** Programa do gradiente de eluição dos solventes na separação de carotenóides.

Tempo (minutos)	Fase móvel	Proporção %
0	B	30
0	C	70
0	D	0
10	B	10
10	C	80
10	D	10
35	B	5
35	C	80
35	D	15
40	B	30
40	C	70
40	D	0

solvente A: metanol; solvente B: acetonitrila; solvente C: acetato de etila

Para a quantificação de luteína, zeaxantina, β-criptoxantina, licopeno e β-caroteno, foram utilizadas curvas padrões, preparadas com os padrões cromatográficos correspondentes.

A quantificação de zeaxantina foi realizada baseado na curva de calibração da luteína, porque estes dois compostos não são separados no processo cromatográfico, e portanto, são quantificados conjuntamente.

A concentração das soluções dos padrões variou de 0,001 a 0,8 $\mu\text{g}\cdot\mu\text{L}^{-1}$  para luteína ( $y = 6,916e^{-0,016x^2} + 4,794339e^{-0,008x}$ , com  $R^2: 0,995467$ ), de 1,005 a 50,25 $\mu\text{g}\cdot\mu\text{L}^{-1}$  para  $\beta$ -criptoxantina ( $y = -5,82985e^{-0,012x^2} + 7,79436e^{-0,005x}$ , com  $R^2: 0,99977$ ); de 0,1 a 2,0 $\mu\text{g}\cdot\mu\text{L}^{-1}$  para o licopeno ( $y = 8,77858e^{-0,016x^2} + 2,26943e^{-0,007x}$ , com  $R^2: 0,997093$ ); e de 0,005 a 1,0 $\mu\text{g}\cdot\mu\text{L}^{-1}$  para o  $\beta$ -caroteno ( $y = 2,83165e^{-0,016x^2} + 4,4075e^{-0,008x}$ , com  $R^2: 0,998344$ ). Os valores dos pontos de calibração formam estipulados com base em estudos prévios de quantificação de carotenóides individuais em pequenas frutas.

Na elaboração das curvas padrões foi utilizado a mesma fase móvel usada na separação da amostra (tab. 5), com tempo total de corrida de 40 minutos e fluxo de 1,0 $\text{mL}\cdot\text{min}^{-1}$ .

O conteúdo total de carotenóides, expresso em  $\text{mg}\cdot 100\text{g}^{-1}$  de amostra, foi determinado pela soma dos carotenóides individuais.

### 3.2.12 Determinação instrumental da cor

A análise instrumental da cor do jambolão foi realizada em colorímetro (Minolta CR-300). As amostras das frutas foram colocadas em placas de Petri com 5cm de diâmetro e 2cm de altura. Os parâmetros de cor medidos foram:  $L^*$ ,  $a^*$  e  $b^*$ , onde  $L^*$  indica a luminosidade (0= preto e 100=branco) e  $a^*$  e  $b^*$  representam as coordenadas de cromaticidade ( $+a^*$  = vermelho,  $-a^*$ = verde;  $+b^*$  = amarelo,  $-b^*$  = azul). Os parâmetros de cor foram convertidos em ângulo de cor,  $H^\circ = \tan^{-1}b/a$ , indicando o ângulo Hue ( $H^\circ$ ) da amostra (0° ou 360°= vermelho; 90°= amarelo; 180°= verde; 270°= azul) (ZHANG et al., 2007).

### 3.2.13 Determinação da capacidade antioxidante

A atividade antioxidante foi determinada através da capacidade dos compostos presentes nas amostras em seqüestrar o radical estável DPPH. (2,2-difenil-1-picrilhidrazila), segundo método de Brand-Williams (1995) com modificações. Para isto, 5 gramas da amostra foram pesadas em um tubo de Falcon de 50mL, as quais foram adicionados 20mL de metanol. Após a mistura foi homogeneizada usando um Ultra-Turrax em velocidade máxima até consistência uniforme, seguido do armazenamento por 24 horas em baixa temperatura (3-4°C). Após foi realizado uma centrifugação por 15 minutos.

A quantificação foi realizada em tubos protegidos com papel alumínio, contendo 10 $\mu$ L do extrato da fruta, 90 $\mu$ L de metanol e 3,9mL de solução-uso de DPPH, com a finalidade de completar o volume final de 4,0mL.

A amostra foi deixada no escuro por um tempo de 30 minutos e por 24 horas, e após foi feita a leitura a 517nm em espectrofotômetro Ultrospec 2.000 UV/Visível (Pharmacia Biotech).

A atividade seqüestrante de radicais livres foi determinada pela comparação com uma curva padrão de Trolox-DPPH, que variou entre 0,10 a 5mM ( $y=0,508x$ ;  $R^2: 0,997$ ). Os resultados foram expressos em  $\mu\text{mol. g}^{-1}$  amostra, sendo a capacidade antioxidante equivalente a Trolox relativa.

### **3.2.14 Delineamento estatístico**

Os dados foram avaliados pela análise de variância ANOVA, e para os resultados que apresentaram diferença significativa foi aplicado posteriormente o teste de Tukey, ambos ao nível de 5% e 10% de probabilidade através do software *Winstat 1.0* (MACHADO; CONCEIÇÃO, 2003).

## 4 RESULTADOS E DISCUSSÕES

### 4 Determinações físico-químicas da fruta *in natura* de jambolão

#### 4.1 Caracterização físico-química

Os resultados das análises físico-químicas do jambolão estão apresentados na tab. 6.

**Tabela 6-** Caracterização físico-química do jambolão (*Syzygium cumini*).

Local	Plantas			Médias dos locais <sup>(*)</sup>
	A	B	C	
Umidade (%)				
Capão do Leão	83,045±0,94 <sup>aA</sup>	83,685±0,59 <sup>aA</sup>	82,058±0,31 <sup>aA</sup>	82,929±0,55 <sup>a</sup>
Pelotas	82,824±0,20 <sup>A</sup>	84,560±0,94 <sup>A</sup>	77,729±0,36 <sup>B</sup>	81,714±3,55 <sup>a</sup>
SVP*	82,159±0,30 <sup>B</sup>	84,685±2,76 <sup>AB</sup>	84,906±1,04 <sup>A</sup>	83,916±1,52 <sup>a</sup>
Cinzas (%)				
Capão do Leão	0,272±0,13 <sup>A</sup>	0,375±0,00 <sup>A</sup>	0,414±0,05 <sup>A</sup>	0,353±0,07 <sup>a</sup>
Pelotas	0,366±0,02 <sup>A</sup>	0,515±0,08 <sup>A</sup>	0,364±0,09 <sup>A</sup>	0,415±0,08 <sup>a</sup>
SVP*	0,433±0,10 <sup>A</sup>	0,491±0,02 <sup>A</sup>	0,342±0,03 <sup>A</sup>	0,422±0,07 <sup>a</sup>
Proteínas (%)				
Capão do Leão	0,953±0,01 <sup>A</sup>	1,186±0,06 <sup>A</sup>	0,586±0,01 <sup>B</sup>	0,908±0,30 <sup>a</sup>
Pelotas	0,669±0,10 <sup>A</sup>	0,826±0,34 <sup>A</sup>	0,895±0,02 <sup>A</sup>	0,796±0,11 <sup>a</sup>
SVP*	0,742±0,02 <sup>A</sup>	0,722±0,02 <sup>A</sup>	0,719±0,03 <sup>A</sup>	0,727±0,01 <sup>a</sup>
Fibras (%)				
Capão do Leão	0,714±0,02 <sup>A</sup>	0,296±0,08 <sup>B</sup>	0,243±0,16 <sup>B</sup>	0,417±0,25 <sup>a</sup>
Pelotas	0,104±0,18 <sup>B</sup>	0,178±0,11 <sup>B</sup>	0,910±0,04 <sup>A</sup>	0,397±0,44 <sup>a</sup>
SVP*	0,248±0,04 <sup>B</sup>	0,644±0,08 <sup>A</sup>	0,861±0,10 <sup>A</sup>	0,574±0,31 <sup>a</sup>
Açúcares Redutores (%glicose)				
Capão do Leão	24,762±1,89 <sup>A</sup>	23,854±1,66 <sup>A</sup>	24,901±0,17 <sup>A</sup>	24,505±0,56 <sup>b</sup>
Pelotas	24,555±1,17 <sup>B</sup>	27,546±1,35 <sup>B</sup>	31,620±1,40 <sup>A</sup>	27,907±1,26 <sup>a</sup>
SVP*	24,689±1,26 <sup>A</sup>	23,280±1,46 <sup>A</sup>	25,011±3,01 <sup>A</sup>	24,326±0,92 <sup>b</sup>
Açúcares Totais (%glicose)				
Capão do Leão	49,779±1,24 <sup>A</sup>	52,317±0,79 <sup>A</sup>	52,085±1,45 <sup>A</sup>	51,393±1,40 <sup>a</sup>

Pelotas	50,327±2,15 <sup>B</sup>	51,869±1,56 <sup>B</sup>	57,619±0,31 <sup>A</sup>	53,271±3,84 <sup>a</sup>
SVP*	50,326±1,22 <sup>AB</sup>	52,881±3,11 <sup>A</sup>	49,031±2,35 <sup>B</sup>	50,716±1,95 <sup>a</sup>
Valor calórico (Kcal.100g <sup>-1</sup> )				
Capão do Leão	63,876±0,50 <sup>AB</sup>	62,576±0,78 <sup>A</sup>	69,140±0,87 <sup>B</sup>	65,197±3,47 <sup>b</sup>
Pelotas	63,624±1,98 <sup>B</sup>	58,988±1,03 <sup>B</sup>	83,988±0,50 <sup>A</sup>	68,866±13,29 <sup>a</sup>
SVP*	68,640±0,98 <sup>A</sup>	56,720±2,09 <sup>A</sup>	59,141±1,65 <sup>A</sup>	61,500±6,30 <sup>c</sup>
Pectina (%)				
Capão do Leão	0,535±0,22 <sup>AB</sup>	0,722±0,19 <sup>A</sup>	0,353±0,22 <sup>B</sup>	0,536±3,47 <sup>a</sup>
Pelotas	0,587±0,01 <sup>B</sup>	0,432±0,12 <sup>B</sup>	0,935±0,02 <sup>A</sup>	0,651±0,05 <sup>a</sup>
SVP*	0,605±0,08 <sup>A</sup>	0,607±0,13 <sup>A</sup>	0,482±0,06 <sup>A</sup>	0,564±0,03 <sup>a</sup>

\*Santa Vitória do Palmar;

± desvio padrão;

Médias de três repetições;

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula nas linhas comparam plantas para cada cidade, não diferindo entre si pelo teste de Tukey ( $p \leq 0,05$ ).

(\*1) Letras minúsculas diferentes na mesma coluna mostram diferença significativa entre os três locais ( $p \leq 0,1$ ).

Pode-se observar que ocorreram poucas variações significativas com relação ao teor de umidade, cinzas, proteínas, fibras, pectina, açúcares redutores e de açúcares totais entre as frutas das diferentes plantas de uma mesma cidade. Da mesma forma, quando comparam-se as médias das frutas das plantas das três cidades, percebe-se que não existe diferença significativa, com exceção do teor de açúcares redutores, onde as frutas das plantas de Pelotas apresentam conteúdos de açúcares redutores significativamente superiores das frutas das plantas de Santa Vitória do Palmar.

O teor de umidade apresentado é o esperado para frutas em geral (74 a 94%). Lago, Gomes e Silva (2006) relatam para o jambolão o teor de umidade de 87,75%, de cinzas 0,34% e de proteínas de 0,67%. Esses valores são similares aos encontrados neste estudo, os quais foram de 77 a 84% umidade, 0,27 a 0,51% de cinzas e de 0,58 a 1,10% de proteínas. E quando comparado com frutas Mirtáceas como gabirola e pitanga, percebe-se que apresentam teores similares de umidade, 75,9% na gabirola e de 90,47% na pitanga (VALLILO et al., 2006).

O teor de pectina em frutas como uva, maçã, romã, uvaia, pêssego, morango são relativamente baixos (LOPES, 2007); e assim como estas, o jambolão também apresenta baixo conteúdo em pectina, de 0,35 a 0,93%. Segundo Cardoso (2008), o

suco de jambolão sem casca apresenta um teor de pectina de 0,46%, sendo este valor similar ao deste estudo.

Nas frutas analisadas o teor de fibras variou de 0,10 a 0,91%, apresentando, portanto baixos percentuais quando comparado com outras frutas como a banana ouro (3,61%), figo (3,60%), fruta do conde (5,62%) e da goiaba branca (5,63%) (Tabela Brasileira de Composição de Alimentos, 2005). Os valores de fibras nas frutas deste estudo foram similares ao teor relatado por Lago, Gomes, Silva (2006) para o jambolão (0,28%). As frutas de jambolão apresentaram apenas traços de gordura, com a maioria de pequenas frutas da região.

Com relação ao teor de açúcares, se percebe que ocorreram apenas pequenas variações entre as frutas de diferentes plantas, ficando em torno de 24% de açúcares redutores e em média de 51% de açúcares totais. O teor de açúcares redutores neste estudo se apresenta superior (tab. 5) quando comparado com os teores encontrados no mirtilo da cultivar Delite (15,4%), Bluebelle (17,6%) e Flórida (16,6%), e similar ao conteúdo no mirtilo da cultivar Woodard (23,7%) (Moraes et. al., 2007). O teor de açúcares totais do jambolão apresenta um teor de açúcares superior ao relatado por Moraes et al. (2007) para mirtilo das cultivares Delite (35,0%), Bluebelle (43,6%) e Flórida (41,0%), e similar ao conteúdo do mirtilo da cultivar Woodard (48,8%). A quantidade elevada de açúcares detectada pode ser decorrente do teor de taninos presente na fruta, já que esse composto quando submetido a hidrólise libera compostos glicosilados.

O valor calórico das frutas de jambolão ficaram em torno de 61 a 68Kcal.100g<sup>-1</sup>, valor este considerado semelhante a goiaba vermelha, maçã, pêra e uva, as quais apresentam respectivamente, 54,0, 56,0, 53,0 e 53,0Kcal.100g<sup>-1</sup> (NEPA, 2004). E quando comparado com gabioba (66,3Kcal.100g<sup>-1</sup>), se observa uma certa similaridade com o jambolão, fato esse positivo, já que ambas pertencem a mesma família (Mirtáceas) (VALLILO et al., 2006).

Os valores de pH, acidez e °Brix (tab.7) também apresentaram diferenças significativas entre as frutas oriundas das diferentes plantas. Estas variações podem estar associadas pela variabilidade do solo e clima, os quais influenciam diretamente na composição da fruta, já que as plantas são de diferentes regiões da mesma cidade (CHITARRA, CHITARRA, 1990).

**Tabela 7-** Valores de pH, acidez titulável e sólidos solúveis no jambolão

Local	Plantas			Médias dos locais <sup>(*)</sup>
	A	B	C	
	pH			
Capão do Leão	3,05±0,02 <sup>B</sup>	3,19±0,00 <sup>A</sup>	3,07±0,03 <sup>B</sup>	3,10±0,01 <sup>a</sup>
Pelotas	3,23±0,02 <sup>B</sup>	3,11±0,02 <sup>C</sup>	3,29±0,01 <sup>A</sup>	3,21±0,00 <sup>a</sup>
SVP*	3,30±0,03 <sup>B</sup>	3,35±0,01 <sup>A</sup>	2,95±0,01 <sup>C</sup>	3,20±0,01 <sup>a</sup>
	Acidez (% ácido málico)			
Capão do Leão	0,079±0,02 <sup>A</sup>	0,046±0,02 <sup>B</sup>	0,073±0,01 <sup>A</sup>	0,066±0,01 <sup>a</sup>
Pelotas	0,052±0,02 <sup>B</sup>	0,035±0,05 <sup>C</sup>	0,059±0,03 <sup>A</sup>	0,048±0,01 <sup>a</sup>
SVP*	0,051±0,04 <sup>A</sup>	0,041±0,01 <sup>B</sup>	0,045±0,03 <sup>B</sup>	0,045±0,00 <sup>a</sup>
	°Brix (% sólidos solúveis)			
Capão do Leão	14,0±0,00 <sup>C</sup>	15,2±0,00 <sup>B</sup>	18,0±0,00 <sup>A</sup>	15,73±0,00 <sup>a</sup>
Pelotas	16,0±0,00 <sup>B</sup>	13,8±0,00 <sup>C</sup>	19,0±0,41 <sup>A</sup>	16,26±0,24 <sup>a</sup>
SVP*	15,6±0,00 <sup>A</sup>	15,3±0,11 <sup>AB</sup>	15,2±0,00 <sup>B</sup>	15,36±0,06 <sup>a</sup>

\*Santa Vitória do Palmar;

± desvio padrão; Médias de três repetições;

Médias seguidas pela mesma maiúscula nas linhas comparam plantas para cada cidade, não diferindo entre si pelo teste de Tukey ( $p \leq 0,05$ ).

(\*) Letras minúsculas diferentes na mesma coluna mostram diferença significativa entre os três locais ( $p \leq 0,1$ ).

Analisando as médias das frutas das plantas nos três locais (cidades) observa-se que não existe diferença significativa para os valores de acidez, de sólidos solúveis e de pH. No entanto, em média, as frutas das plantas do Capão do Leão apresentaram menor valor de pH e maior contido em acidez.

O valor de pH encontrado no jambolão (em torno de 3,20) é característico de frutas cítricas, assim como o encontrado por Chim (2008) para amora-preta (3,15), e um pouco inferior ao demonstrado por Migliato et al. (2007) e Lago, Gomes e Silva (2006) para o jambolão, os quais relatam valores de pH de 4,09 e 3,90, respectivamente.

Mesmo apresentando baixo valor de pH, o teor de acidez titulável, expresso em ácido málico, foi relativamente baixo (0,053%). A diferença significativa de acidez evidencia a diferença das propriedades intrínsecas de cada cultivar, o que está relacionado com a capacidade de síntese de ácidos orgânicos, principalmente dos ácidos não dissociáveis. O baixo valor de acidez no jambolão pode ser explicado, pelo menos em parte, com o elevado valor em °Brix, pois estes parâmetros são inversamente proporcionais nos frutos. Além disso, Girardi, Rombaldi (2003) relata

que a acidez, para uma mesma cultivar, é influenciada por vários fatores, entre eles, nutrição mineral, condições climáticas, estágio de maturação e localização do fruto na planta, sendo também variável de ano para ano e entre safras.

As frutas das plantas analisadas apresentaram em média 15,7°Brix, valor superior ao utilizado para determinar ponto ideal de colheita de frutos (8-10°Brix)(CHIM, 2008). Os valores de °Brix apresentados pelas frutas deste estudo são superiores aos 9,0°Brix relatados por Lago, Gomes e Silva (2006) em jambolão. Porém, este teor de sólidos solúveis pode ser consequência do clima na época de colheita, o qual pode ter influenciado na alta síntese de açúcares, o que é decorrente da fotossíntese da planta.

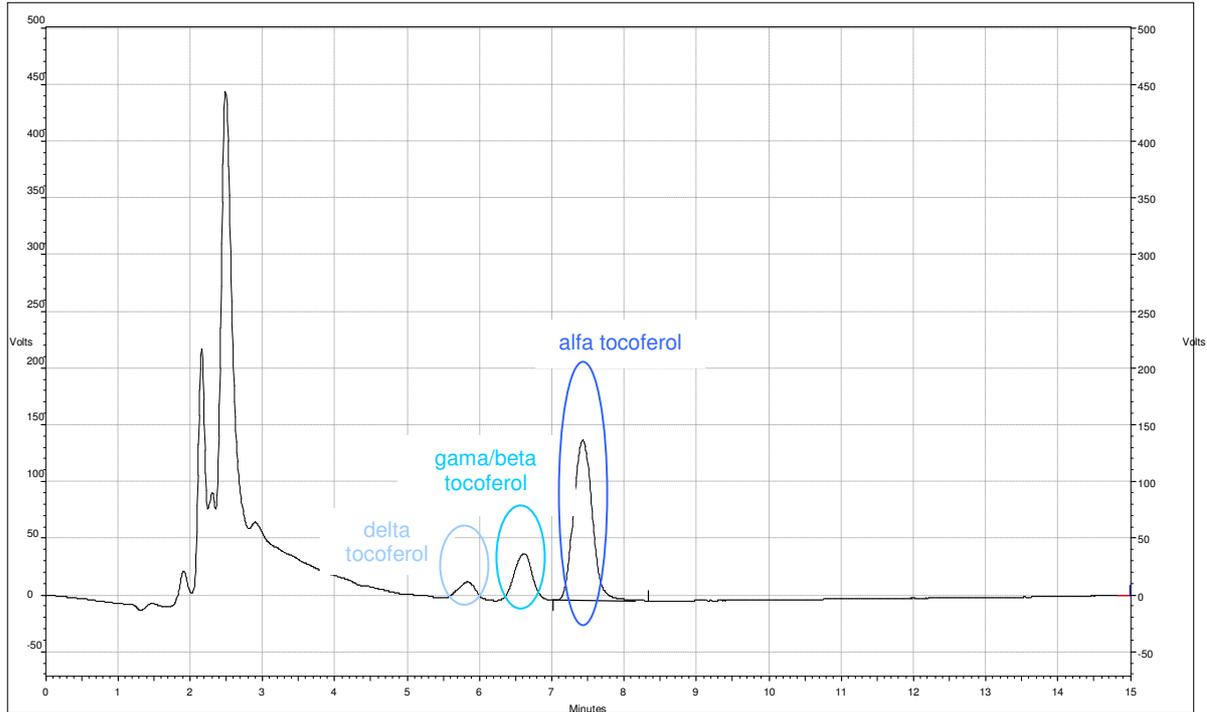
Comparando frutas que pertencem a mesma família botânica (Mirtácea), se observa que o jambolão (tab. 7) apresenta teor de sólidos solúveis e pH superiores aos apresentados por Mélo et al. (2000) para a pitanga (4% de sólidos solúveis e pH 2,8).

#### **4.1.2 Conteúdo em tocoferóis**

Um grupo de micronutrientes que vem ganhando destaque pela comunidade científica é o das vitaminas, que estão presentes em uma grande variedade de alimentos, principalmente frutas e vegetais.

O interesse crescente em relação à demanda orgânica de nutrientes, o estabelecimento de padrões nutricionais de ingestão e a preocupação mundial quanto à confiabilidade dos valores destes nutrientes, têm ressaltado a necessidade de se determinar a composição química dos micronutrientes em alimentos.

A Fig. 9 representa o cromatograma típico de separação de tocoferóis em jambolão, no qual pode-se verificar que o método foi satisfatório para a separação e identificação de três picos, correspondentes aos tocoferóis presentes na amostra; apresentado picos assimétricos e sem interferentes que poderiam falsear o resultado. O pico inicial compreende a determinação simultânea de  $\beta$ - e  $\gamma$ -tocoferol, pois no tipo de coluna utilizada neste estudo (fase reversa C18) não foi possível a separação destes dois isômeros.



**Figura 9-** Cromatograma típico da separação do delta tocoferol , gama/beta tocoferol e alfa tocoferol em jambolão, por HPLC, com coluna de fase reversa e detector de fluorescência a 290nm de excitação e de 330nm de emissão.

Os dados de tocoferóis no jambolão estão expostos na tab. 8.

**Tabela 8-** Teores de tocoferóis ( $\text{mg} \cdot 100\text{g}^{-1}$ ) no jambolão (*Syzygium cumini*)

Local	Plantas			Médias dos locais <sup>(*)</sup>
	A	B	C	
Alfa tocoferol				
Capão do Leão	0,194 <sup>A</sup>	0,049 <sup>B</sup>	0,024 <sup>C</sup>	0,089 <sup>b</sup>
Pelotas	0,224 <sup>C</sup>	0,314 <sup>B</sup>	0,658 <sup>A</sup>	0,398 <sup>a</sup>
SVP*	0,255 <sup>B</sup>	0,292 <sup>A</sup>	0,140 <sup>C</sup>	0,229 <sup>a</sup>
Delta tocoferol				
Capão do Leão	0,025 <sup>A</sup>	0,024 <sup>B</sup>	0,024 <sup>B</sup>	0,024 <sup>a</sup>
Pelotas	0,000 <sup>A</sup>	0,024 <sup>A</sup>	0,024 <sup>C</sup>	0,016 <sup>a</sup>
SVP*	0,023 <sup>A</sup>	0,024 <sup>B</sup>	0,024 <sup>B</sup>	0,023 <sup>a</sup>
Beta/Gama tocoferol				
Capão do Leão	0,025 <sup>A</sup>	0,024 <sup>B</sup>	0,023 <sup>B</sup>	0,024 <sup>a</sup>
Pelotas	0,000 <sup>C</sup>	0,024 <sup>B</sup>	0,049 <sup>A</sup>	0,024 <sup>a</sup>
SVP*	0,023 <sup>B</sup>	0,024 <sup>A</sup>	0,023 <sup>B</sup>	0,023 <sup>a</sup>
Total tocoferol				

Capão do Leão	0,244 <sup>A</sup>	0,098 <sup>B</sup>	0,072 <sup>C</sup>	0,138 <sup>b</sup>
Pelotas	0,224 <sup>C</sup>	0,362 <sup>B</sup>	0,731 <sup>A</sup>	0,439 <sup>a</sup>
SVP*	0,302 <sup>B</sup>	0,341 <sup>A</sup>	0,187 <sup>C</sup>	0,277 <sup>b</sup>

\*Santa Vitória do Palmar;  
Médias de três repetições;

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula nas linhas comparam plantas para cada cidade, não diferindo entre si pelo teste de Tukey ( $p \leq 0,05$ ).

(<sup>1</sup>) Letras minúsculas diferentes na mesma coluna mostram diferença significativa entre os três locais ( $p \leq 0,1$ ).

Observa-se que o jambolão apresenta pouca quantidade de tocoferóis, e que dentre eles, o alfa tocoferol é o composto majoritário. Porém, pelas médias dos três locais observa-se que as frutas das plantas da cidade de Pelotas apresentam valores significativamente superiores no conteúdo de alfa-tocoferol, assim como no conteúdo total de tocoferóis, quando comparada com as frutas oriundas de outras cidades.

O conteúdo de Delta tocoferol foi similar ao conteúdo de gama/beta tocoferol na média em todas as frutas. No entanto, o conteúdo de alfa- tocoferóis nas frutas, comparando as plantas da mesma cidade, apresentaram variabilidade nos resultados, principalmente entre as frutas das plantas oriundas de Pelotas e Santa Vitória do Palmar, o que se reverteu na diferenças de tocoferóis totais nas frutas de Pelotas.

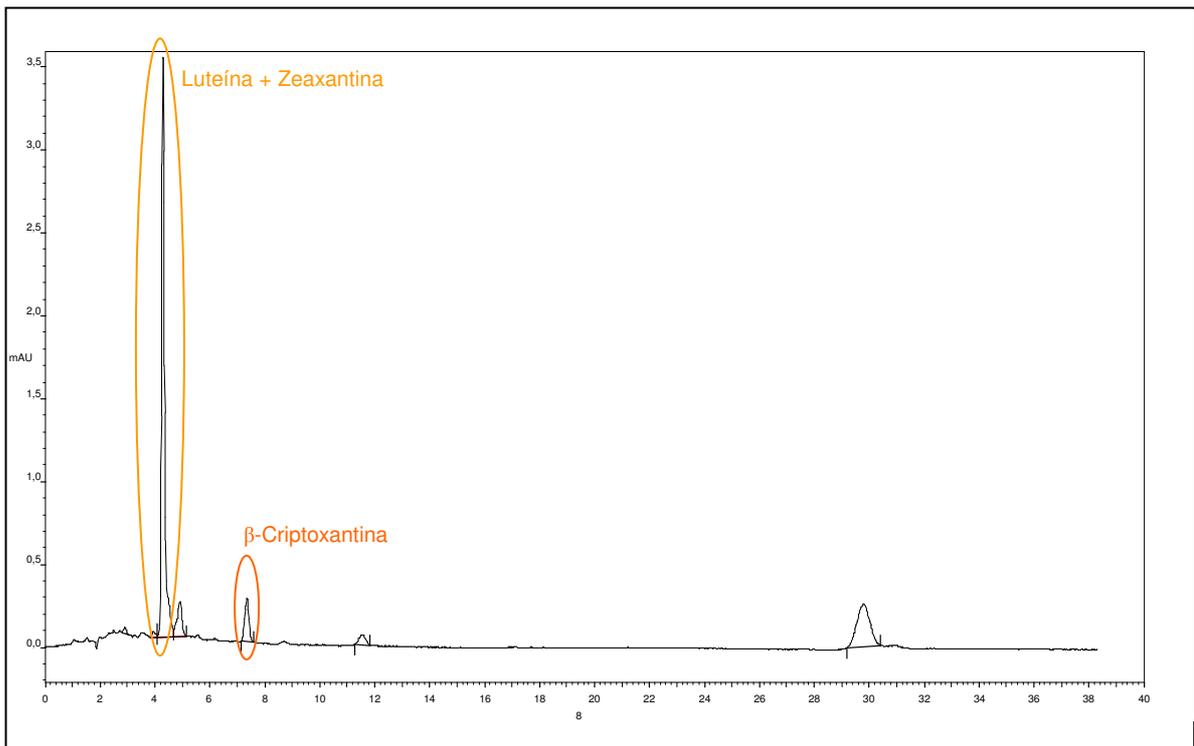
O baixo conteúdo de tocoferóis no jambolão pode ser visualizado, quando comparado com outros frutos. Chun et al. (2006) relatam teores de tocoferóis em mirtilo e amora-preta, respectivamente de  $1,05 \pm 0,31$  e de  $3,74 \pm 0,94$  mg tocoferol.100g<sup>-1</sup>. Porém, os mesmos autores encontraram  $0,41 \pm 0,07$  mg tocoferol.100g<sup>-1</sup> no morango, conteúdo que se assemelha as média encontradas no jambolão das plantas de Pelotas ( $0,4$  mg tocoferol.100g<sup>-1</sup>).

#### 4.1.3 Determinação dos carotenóides individuais

Os principais carotenóides encontrados em plantas são o beta ( $\beta$ ) e o alfa ( $\alpha$ ) caroteno, licopeno, luteína e beta-criptoxantina, os quais contribuem com 90% dos carotenóides circulantes em humanos, desempenhando atividade de pró-vitamina A, a qual representa importante atividade nutricional no organismo humano (ROCK, 1997).

O conteúdo de carotenóides nos frutos depende da espécie, variedade, safra e grau de maturação (OLIVER; PALOU; PONS, 1998). A distribuição destes compostos também apresenta variações consideráveis, sendo geralmente mais concentrados na película do que na polpa das frutas (LIMA; MÉLO; LIMA, 2002).

O teor de carotenóides totais (pelo método espectrofotométrico) encontrado nas frutas de jambolão foi apenas de traços. Mesmo assim realizou-se a separação cromatográfica dos carotenóides individuais via cromatografia líquida de alta eficiência (HPLC) (o qual constitui-se em um método mais sensível que o método espectrofotométrico), com coluna em fase reversa C18 e detector UV-visível a 450nm, a qual foi eficiente na separação de alguns carotenóides, apresentando dois picos bem definidos que representam a  $\beta$ -criptoxantina e luteína+zeaxantina (Fig. 10).



**Figura 10-** Cromatograma típico da separação de carotenóides em jambolão, por HPLC, com coluna de fase reversa e detector de ultravioleta em 450nm.

As frutas provenientes de todos os locais apresentaram somente três carotenóides quantificáveis no cromatograma (Fig.10 e tab. 9), sendo que dois deles (luteína e zeaxantina) são quantificados conjuntamente, já que não foi possível a separação dos isômeros geométricos desses carotenóides apolares, os quais não apresentaram boa resolução em colunas monoméricas C<sub>18</sub>, concordando com citações da literatura que enfatizam a necessidade de colunas C<sub>30</sub> (poliméricas) para que haja separação destes compostos.

**Tabela 9-** Teores de carotenóides individuais ( $\text{mg} \cdot 100\text{g}^{-1}$ ) no jambolão

Local	Plantas			Médias dos locais <sup>(*)</sup>
	A	B	C	
$\beta$ -Criptoxantina				
Capão do Leão	0,251 <sup>A</sup>	0,046 <sup>B</sup>	0,001 <sup>C</sup>	0,099 <sup>a</sup>
Pelotas	0,034 <sup>B</sup>	0,000 <sup>C</sup>	0,249 <sup>A</sup>	0,094 <sup>a</sup>
SVP*	0,057 <sup>B</sup>	0,333 <sup>A</sup>	0,011 <sup>C</sup>	0,133 <sup>a</sup>
Luteína+Zeaxantina				
Capão do Leão	0,383 <sup>A</sup>	0,111 <sup>C</sup>	0,139 <sup>B</sup>	0,211 <sup>a</sup>
Pelotas	0,741 <sup>A</sup>	0,477 <sup>C</sup>	0,511 <sup>B</sup>	0,576 <sup>b</sup>
SVP*	0,518 <sup>B</sup>	0,627 <sup>A</sup>	0,396 <sup>C</sup>	0,513 <sup>b</sup>
Total carotenóides indentificados				
Capão do Leão	0,635 <sup>A</sup>	0,158 <sup>B</sup>	0,141 <sup>C</sup>	0,311 <sup>b</sup>
Pelotas	0,776 <sup>A</sup>	0,477 <sup>C</sup>	0,751 <sup>B</sup>	0,668 <sup>a</sup>
SVP*	0,574 <sup>B</sup>	0,962 <sup>A</sup>	0,407 <sup>C</sup>	0,647 <sup>a</sup>

\*Santa Vitória do Palmar;  
Médias de três repetições;

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha comparam plantas para cada cidade, não diferindo entre si pelo teste de Tukey ( $p \leq 0,05$ ).

(\*) Letras minúsculas diferentes na mesma coluna mostram diferença significativa entre os três locais ( $p \leq 0,1$ ).

As frutas oriundas das plantas localizadas na cidade do Capão do Leão foram as que apresentaram menores teores de carotenóides individuais; ao contrário das frutas das plantas de Pelotas e de Santa Vitória do Palmar, que apresentaram em média  $0,666 \text{mg} \cdot 100\text{g}^{-1}$  e  $0,647 \text{mg} \cdot 100\text{g}^{-1}$ , respectivamente. Além disso, quando se comparam as médias dos três locais percebe-se que somente no teor de luteína+zeaxantina apresenta diferença estatística, sendo que a cidade do Capão do Leão apresenta valores significativamente inferiores, o que se reflete no conteúdo total de carotenóides identificados.

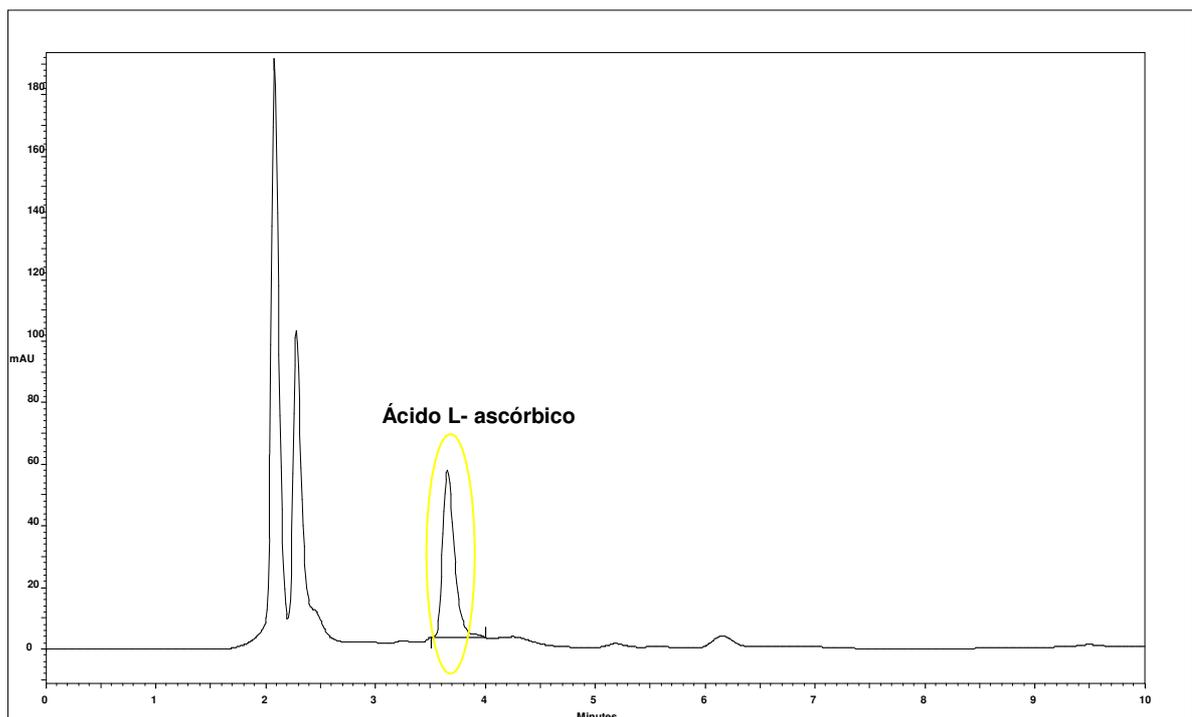
As frutas das plantas oriundas da mesma cidade apresentam diferença quando comparadas entre si, assim como quando comparadas as frutas entre as diferentes cidades, tanto quanto ao conteúdo de  $\beta$ -criptoxantina, como também quanto ao conteúdo de luteína+zeaxantina.

Os teores de luteína+zeaxantina são superiores aos da  $\beta$ -criptoxantina, e essa superioridade ocorre por terem sido quantificados dois compostos conjuntamente.

Marinova e Ribarova (2007) relatam para amora-preta um teor de 0,270mg de luteína.100g<sup>-1</sup> e para o mirtilo um teor de 0,230mg de luteína.100g<sup>-1</sup>, conteúdo semelhante ao encontrado na média das frutas das plantas do Capão do Leão (0,211mg de luteína e zeaxantina.100g<sup>-1</sup>, respetivamente). Os mesmos autores encontraram no mirtilo 0,051mg de β-criptoxantina.100g<sup>-1</sup>, teor este, próximo ao encontrado neste estudo na fruta da planta A de Santa Vitória do Palmar (0,057mg de β-criptoxantina.100g<sup>-1</sup>), na fruta da planta B do Capão do Leão (0,251mg de β-criptoxantina.100g<sup>-1</sup>) e na fruta da planta A de Pelotas (0,034mg de β-criptoxantina.100g<sup>-1</sup>).

#### 4.1.4 Ácido L-ascórbico

A Fig. 11 representa o cromatograma típico de frutas de jambolão na quantificação do ácido L-ascórbico, onde o pico correspondente é identificado em torno dos 3 minutos de análise.



**Figura 11-** Cromatograma típico do ácido L-ascórbico via cromatografia líquida de alta eficiência em jambolão, com coluna em fase reversa e detector UV (254nm).

Observa-se que o cromatograma apresenta pico bem definido do ácido L-ascórbico e sem interferentes, o que contribuiu para uma quantificação eficiente deste composto.

O ácido L-ascórbico (AA), também conhecido como vitamina C, tem várias funções fisiológicas e farmacológica, incluindo funções no colágeno, na absorção intestinal de ferro e de atuar como importante antioxidante biológico (TAI; GOHDA, 2007).

O conteúdo de ácido L-ascórbico no jambolão oriundo dos três locais de coleta (tab. 10) é relativamente baixo quando comparado com outras frutas, não sendo uma fruta indicada como única fonte de vitamina C, até porque existe uma grande variabilidade nos teores de AA entre as frutas das diferentes plantas.

**Tabela 10-** Conteúdo de ácido L-ascórbico no jambolão

Local	Plantas			Médias dos locais <sup>(*)</sup>
	A	B	C	
	Ácido Ascórbico ( $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ )			
Capão do Leão	0,000 <sup>A</sup>	0,000 <sup>A</sup>	0,000 <sup>A</sup>	0,000 <sup>b</sup>
Pelotas	17,237 <sup>B</sup>	28,882 <sup>A</sup>	2,396 <sup>C</sup>	16,170 <sup>a</sup>
SVP*	2,852 <sup>B</sup>	1,438 <sup>C</sup>	7,760 <sup>A</sup>	4,020 <sup>ab</sup>

\*Santa Vitória do Palmar;

Médias de três repetições;

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha comparam plantas para cada cidade, não diferindo entre si pelo teste de Tukey ( $p \leq 0,05$ ).

<sup>(\*)</sup> Letras minúsculas diferentes na mesma coluna mostram diferença significativa entre os três locais ( $p \leq 0,1$ ).

Das frutas das plantas da cidade do Capão do Leão nenhuma apresentou o composto ácido L-ascórbico. E as plantas de Santa Vitória do Palmar apresentaram menores teores de AA do que a cidade de Pelotas (tab. 10). As frutas destas duas cidades apresentam teores similares ao relatado por Chim (2008), para amora-preta cultivar Tupy, a qual apresentou um teor de  $24,9 \mu\text{g}$  ácido L-ascórbico. $\text{g}^{-1}$ .

Quando analisada as médias dos três locais (cidades) observa-se que as frutas das plantas da cidade de Pelotas foram as que apresentaram o maior conteúdo desta vitamina, principalmente devido ao conteúdo de vitamina C oriundas das frutas de duas plantas desta cidade.

Pantelidis et al. (2007) relatou para o morango um teor de  $460 \mu\text{g}$  ácido L-ascórbico. $\text{g}^{-1}$ , valor bem superior ao apresentado no jambolão. No entanto, em parte, estes valores inferiores podem ser explicados por ter sido feita a quantificação da

vitamina C pelo método cromatográfico, onde somente a forma mais ativa é quantificada, o ácido L-ascórbico (AA), mas não é mensurado as outras formas químicas dos compostos, isômeros e formas oxidadas, que representam conjuntamente a vitamina C.

Os baixos níveis de ácido ascórbico podem ter sido influenciados pela época de colheita (maturação), assim como o fator genético, os quais são maiores determinantes da síntese desse ácido (REMORINI et al., 2008).

#### 4.1.5 Conteúdo de fenóis totais e individuais

Estudos realizados com compostos fenólicos e, especialmente, com os flavonóides, demonstram a capacidade antioxidativa destes compostos e sua significativa contribuição na dieta, assim como seu efeito na prevenção de diversas enfermidades, tais como as cardiovasculares, cancerígenas e doenças neurológicas.

Os compostos fenólicos agem como antioxidantes não somente pela sua habilidade em doar hidrogênio ou elétrons, mas também devido aos seus radicais intermediários estáveis, os quais impedem a oxidação de vários ingredientes do alimento (SOARES, 2008).

A quantificação de compostos fenólicos totais é uma estimativa do conteúdo de todos os compostos pertencentes às subclasses de compostos fenólicos presentes em uma amostra, que variaram na fruta de jambolão de 279 a 574mg GAE.100g<sup>-1</sup> (tab.11).

**Tabela 11-** Conteúdo de fenóis totais no jambolão

Local	Plantas			Médias dos locais <sup>(*)</sup>
	A	B	C	
	Fenóis totais (mg GAE.100g <sup>-1</sup> )			
Capão do Leão	411,133±68,7 <sup>B</sup>	365,877±0,70 <sup>B</sup>	574,666±86,5 <sup>A</sup>	450,558±109,8 <sup>a</sup>
Pelotas	422,275±23,9 <sup>A</sup>	403,678±77,2 <sup>A</sup>	348,457±15,5 <sup>A</sup>	391,470±38,4 <sup>ab</sup>
SVP*	329,746±28,7 <sup>A</sup>	279,689±8,40 <sup>A</sup>	322,111±1,20 <sup>A</sup>	310,515±26,9 <sup>b</sup>

GAE= ácido gálico equivalente;

± desvio padrão; \*Santa Vitória do Palmar;

Médias de três repetições;

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha comparam plantas para cada cidade, não diferindo entre si pelo teste de Tukey (p≤0,05).

(\*) Letras minúsculas diferentes na mesma coluna mostram diferença significativa entre os três locais (p≤0,1).

Observa-se que somente o conteúdo de compostos fenólicos das frutas das plantas do Capão do Leão apresentaram diferença significativa entre si, ou seja, somente a fruta da planta C apresentou um conteúdo significativamente superior das demais desta cidade. No entanto, o teor de fenóis nas frutas das plantas de Pelotas e Santa Vitória do Palmar não diferiram significativamente entre si. As frutas oriundas das plantas de Capão do Leão, embora não apresentando diferenças estatísticas com o conteúdo das frutas de Pelotas, foram as que apresentaram os maiores teores de compostos fenólicos totais.

Os teores encontrados neste estudo são semelhantes ao demonstrado por Lima et al. (2002), para a pitanga roxa madura, que apresentou teor de 325mg catequina equivalente. $100g^{-1}$ .

Kuskoski et al. (2006) relata para o jambolão teores de polifenóis totais de 229,6mg. $100g^{-1}$ , valor inferior ao encontrado neste estudo. Outros frutos da região apresentam valores superiores, como a amora-preta cultivar Tupy, a qual apresenta conteúdo de fenóis totais de 569,89mg GAE. $100g^{-1}$  (CHIM, 2008).

Jacques et al. (2009), analisando diversas frutas, incluindo o mirtilo, amora-preta, nêspira e pitanga das variedades laranja, roxa e vermelha, relatam teores de 816,9mg GAE. $100g^{-1}$  para o mirtilo da cultivar Powderblue, de 750,5mg GAE. $100g^{-1}$  para mirtilo cv. Delite e de 645,5mg GAE. $100g^{-1}$  para amora-preta cv. Tupy. Apenas a nêspira apresentou conteúdos inferiores ao do jambolão (55,8mg GAE. $100g^{-1}$ ).

A soma do conteúdo dos ácidos fenólicos e flavanols individuais quantificados via cromatografia líquida de alta eficiência perfazem cerca de 52% (Pelotas), 66% (SVP) e 38% (Capão do Leão) do total de compostos fenólicos presentes no jambolão (tab. 12). Isto pode ser explicado porque nem todos os ácidos fenólicos foram identificados, além do que, o restante dos compostos fenólicos é devido à presença de polímeros fenólicos e de outros componentes presentes em suas subclasses, os quais também são quantificados na determinação do conteúdo total de fenóis da amostra, mas não são quantificados como ácidos fenólicos e flavanols.

**Tabela 12-** Compostos fenólicos individuais(em mg. 100g<sup>-1</sup>) presentes no jambolão.

Local	Plantas			Médias dos locais <sup>(*)</sup>
	A	B	C	
Epicatequina				
Capão do Leão	70,130 <sup>B</sup>	75,423 <sup>A</sup>	37,462 <sup>C</sup>	61,000 <sup>b</sup>
Pelotas	52,809 <sup>C</sup>	108,541 <sup>B</sup>	115,637 <sup>A</sup>	92,329 <sup>ab</sup>
SVP*	172,910 <sup>A</sup>	67,940 <sup>C</sup>	128,450 <sup>B</sup>	123,100 <sup>a</sup>
Ácido Cumárico				
Capão do Leão	0,000 <sup>B</sup>	0,417 <sup>A</sup>	0,000 <sup>B</sup>	0,139 <sup>b</sup>
Pelotas	1,027 <sup>B</sup>	0,230 <sup>C</sup>	2,151 <sup>A</sup>	1,136 <sup>a</sup>
SVP*	0,000 <sup>C</sup>	0,019 <sup>B</sup>	0,144 <sup>A</sup>	0,054 <sup>b</sup>
Ácido Cafeico				
Capão do Leão	17,011 <sup>C</sup>	43,846 <sup>A</sup>	27,776 <sup>B</sup>	29,544 <sup>a</sup>
Pelotas	27,856 <sup>A</sup>	19,153 <sup>B</sup>	18,944 <sup>C</sup>	21,984 <sup>a</sup>
SVP*	27,779 <sup>A</sup>	7,141 <sup>B</sup>	4,269 <sup>C</sup>	13,063 <sup>a</sup>
Ácido Gálico				
Capão do Leão	4,920 <sup>C</sup>	117,883 <sup>A</sup>	98,134 <sup>B</sup>	73,645 <sup>a</sup>
Pelotas	77,911 <sup>A</sup>	30,441 <sup>B</sup>	22,629 <sup>C</sup>	43,660 <sup>b</sup>
SVP*	125,926 <sup>A</sup>	38,376 <sup>B</sup>	30,558 <sup>C</sup>	64,953 <sup>a</sup>
Ácido p-Hidroxibenzóico				
Capão do Leão	0,000 <sup>B</sup>	14,133 <sup>A</sup>	0,000 <sup>B</sup>	4,711 <sup>ab</sup>
Pelotas	10,055 <sup>C</sup>	11,324 <sup>B</sup>	16,594 <sup>A</sup>	12,657 <sup>a</sup>
SVP*	0,000 <sup>A</sup>	0,000 <sup>A</sup>	0,000 <sup>A</sup>	0,000 <sup>b</sup>
Ácido Elágico				
Capão do Leão	1,686 <sup>A</sup>	1,103 <sup>B</sup>	0,000 <sup>C</sup>	0,929 <sup>a</sup>
Pelotas	1,442 <sup>B</sup>	1,209 <sup>C</sup>	1,474 <sup>A</sup>	1,375 <sup>a</sup>
SVP*	1,523 <sup>A</sup>	1,305 <sup>B</sup>	0,336 <sup>C</sup>	1,054 <sup>a</sup>
Miricetina				
Capão do Leão	8,628 <sup>A</sup>	2,028 <sup>B</sup>	0,000 <sup>C</sup>	3,552 <sup>a</sup>
Pelotas	3,235 <sup>B</sup>	1,152 <sup>C</sup>	1,152 <sup>A</sup>	1,846 <sup>a</sup>
SVP*	3,394 <sup>B</sup>	2,611 <sup>C</sup>	2,611 <sup>A</sup>	2,872 <sup>a</sup>
Quercetina				
Capão do Leão	3,602 <sup>A</sup>	0,731 <sup>B</sup>	0,000 <sup>C</sup>	1,444 <sup>a</sup>
Pelotas	1,386 <sup>B</sup>	1,305 <sup>C</sup>	2,869 <sup>A</sup>	1,853 <sup>a</sup>
SVP*	0,000 <sup>C</sup>	1,075 <sup>B</sup>	1,775 <sup>A</sup>	0,950 <sup>a</sup>
Total				

Capão do Leão	106,421 <sup>C</sup>	257,145 <sup>A</sup>	163,373 <sup>B</sup>	175,646 <sup>a</sup>
Pelotas	176,111 <sup>B</sup>	173,811 <sup>C</sup>	183,904 <sup>A</sup>	177,942 <sup>a</sup>
SVP*	332,069 <sup>A</sup>	119,141 <sup>C</sup>	170,953 <sup>B</sup>	207,387 <sup>a</sup>

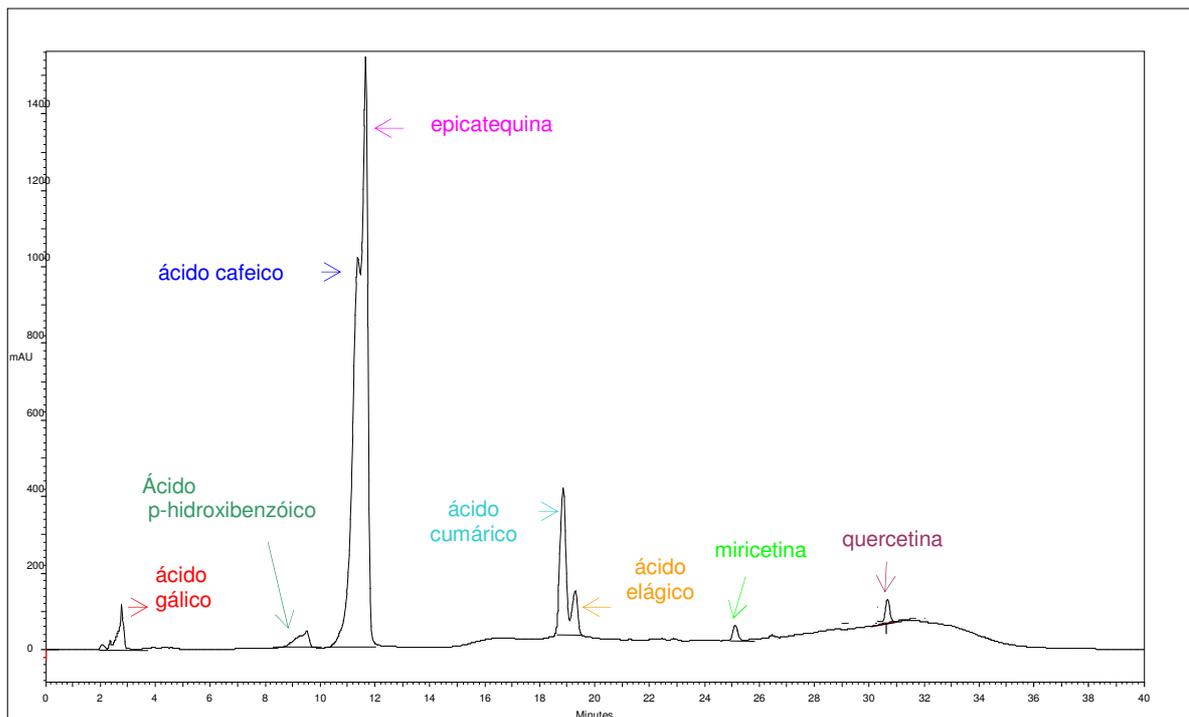
\*Santa Vitória do Palmar;

Médias de três repetições;

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha comparam plantas para cada cidade, não diferindo entre si pelo teste de Tukey ( $p \leq 0,05$ ).

(\*) Letras minúsculas diferentes na mesma coluna mostram diferença significativa entre os três locais ( $p \leq 0,1$ ).

Os principais compostos fenólicos identificados no jambolão na cidade do Capão do Leão são epicatequina, ácido cafeico e ácido gálico, os quais representam em média, 34%, 16% e 41% da soma do conteúdo dos ácidos fenólicos identificados, respectivamente (tab. 12). Além destes, foram identificados os ácidos cumárico, p-hidroxibenzóico, elágico, miricetina e quercetina (Fig. 12).



**Figura 12-** Cromatograma típico de compostos fenólicos: ácido gálico, ácido p-hidroxibenzóico, ácido cafeico, epicatequina, ácido cumárico, ácido elágico, miricetina, quercetina, presentes na fruta de jambolão, utilizando coluna C18 de fase reversa e detector UV no comprimento de onda de 280nm.

A epicatequina foi o composto fenólico majoritário nas frutas das cidades de Pelotas e SVP, representando no total de ácidos fenólicos, respectivamente, 51% e 59%. O ácido gálico foi o segundo fenol majoritário na fruta, apresentando 41%

(Capão do Leão), 24% (Pelotas) e 31% (SVP) do total de ácidos fenólicos identificados, seguido pelo ácido caféico que apresentou 16% (Capão do Leão), 11% (Pelotas) e 6% (SVP) do total de fenóis na frutas de jambolão.

Analisando o conteúdo dos compostos fenólicos (tab. 12), observa-se que as frutas, oriundas das plantas da mesma cidade apresentam diferenças significativas quando comparadas entre si, e quando se analisa as médias dos diferentes locais (cidades), observa-se que somente o conteúdo dos compostos p-Hidroxibenzóico, cumárico e epicatequina apresentam diferença significativa entre as frutas das plantas das diferentes cidades. Hassimotto et al. (2008) relata que a amora-preta cultivar Tupy apresenta  $20,7\text{mg epicatequina}\cdot 100\text{g}^{-1}$  e o Jakobek et al. (2009) relata para a mesma fruta um teor de  $2,46\text{mg epicatequina}\cdot 100\text{g}^{-1}$ , valores inferiores ao encontrado para o jambolão, o que pode ser explicado pelo elevado teor de taninos neste tipo de fruta.

Neste estudo encontrou-se para o jambolão um teor em média de  $1,7\text{mg de quercetina}\cdot 100\text{g}^{-1}$ , valor superior ao demonstrado por Jakobek et al. (2009) para amora-preta ( $0,18\text{mg de quercetina}\cdot 100\text{g}^{-1}$ ). Os mesmos autores relatam teores de ácido elágico na amora-preta ( $1,9\text{mg de ácido elágico}\cdot 100\text{g}^{-1}$ ) semelhantes ao deste estudo (média de  $1,3\text{mg de ácido elágico}\cdot 100\text{g}^{-1}$ ).

Os compostos fenólicos constituem-se em moléculas do metabolismo secundário de vegetais que tendem a serem sintetizados como forma de proteção frente a estresses bióticos (ataque de patógenos) e abióticos (radiação ultravioleta, seca, estresse salino). Devido a casca dos frutos ser o tecido mais exposto à radiação solar, diferenças de temperatura, ação do vento, ao ataque de pragas e doenças, é possível que desenvolva uma atividade biológica de biossíntese desses compostos com maior intensidade, o que explica os maiores teores obtidos (SIMÕES et al., 2007).

#### **4.1.6 Conteúdo de antocianinas totais e individuais**

Além de suas cores características, as antocianinas apresentam excelentes propriedades antioxidantes. As antocianinas de diferentes fontes têm apresentado participação na inibição da peroxidação de lipídeos, na desagregação de plaquetas e de apresentar ação antitumoral e antimutagênico (ANGELO; JORGE, 2007).

Os dados de antocianinas no jambolão estão expostos na tab. 13.

**Tabela 13-** Conteúdo total de antocianinas no jambolão

Local	Plantas			Médias dos locais <sup>(*)</sup>
	A	B	C	
	Antocianinas (mg cianidina 3-glicosídeo.100g <sup>-1</sup> )			
Capão do Leão	11,955±3,20 <sup>B</sup>	34,360±7,20 <sup>A</sup>	4,531±0,70 <sup>B</sup>	16,948±15,5 <sup>a</sup>
Pelotas	21,781±4,60 <sup>A</sup>	10,987±8,50 <sup>B</sup>	6,286±2,00 <sup>B</sup>	13,010±7,94 <sup>a</sup>
SVP*	5,083±0,70 <sup>A</sup>	12,701±1,10 <sup>A</sup>	4,503±1,10 <sup>A</sup>	7,429±4,57 <sup>a</sup>

\*Santa Vitória do Palmar;

± desvio padrão;

Médias de três repetições;

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha comparam plantas para cada cidade, não diferindo entre si pelo teste de Tukey ( $p \leq 0,05$ ).

<sup>(\*)</sup> Letras minúsculas diferentes na mesma coluna mostram diferença significativa entre os três locais ( $p \leq 0,1$ ).

Observa-se diferenças significativas no teor total de antocianinas entre as frutas das plantas dos três locais de coleta na mesma cidade; no entanto, observa-se que o conteúdo de antocianinas totais das frutas das plantas de Santa Vitória do Palmar foi inferior ao conteúdo das frutas das outras localidades, mesmo embora isso não se refletiu em diferenças significativas. A diferença ocorrida no conteúdo de antocianinas pode ser consequência do tipo de solo da região, ou pode também estar relacionado com as variações genéticas e condições ambientais no período da colheita.

Jacques et al. (2009) relata teores de 9,6mg de cianidina 3-glicosídeo.100 g<sup>-1</sup> para pitanga vermelha, o qual é semelhante do conteúdo das frutas de jambolão das plantas B de Santa Vitória e de Pelotas e das frutas da planta A do Capão do Leão.

Calvete et al. (2008) relatam que o morango cultivar Chandler contém 21mg.100g<sup>-1</sup> de cianidina 3-glicosídeo.100 g<sup>-1</sup>, conteúdo similar ao encontrado neste estudo na frutas da planta A da cidade de Pelotas; porém, superior a média das frutas das plantas das três cidades (Pelotas: 13,018mg.100g<sup>-1</sup>, Santa Vitória do Palmar: 7,429mg.100g<sup>-1</sup>, Capão do Leão: 16,948mg.100g<sup>-1</sup>). As médias deste estudo, citadas anteriormente, também são inferiores ao encontrado por Moyer et. al. (2002), os quais relatam para o mirtilo CVAC 381 um teor de 34mg.100g<sup>-1</sup>, e inferiores aos relatados por Kuskoski et al. (2006) para o jambolão que foi 108mg.100g<sup>-1</sup>.

Alguns trabalhos relatam a composição de jambolão quanto ao teor individual de antocianinas. Esses estudos relatam que as frutas apresentam cor devido a presença de antocianinas como a delfinidina, malvidina, cianidina e petunidina.

Recentemente tem se identificado a presença de malvidin- 3-glucoside e petunidin-3-glucoside em frutas de diferentes variedades de jabolão do Brasil (VEIGAS et al., 2007).

**Tabela 14-** Conteúdo de antocianinas e antocianinas individuais ( $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ ) no jabolão

Local	Plantas			Médias dos locais <sup>(*)</sup>
	A	B	C	
	Cianidina 3-glicosídeo			
Capão do Leão	0,545 <sup>B</sup>	0,564 <sup>A</sup>	0,343 <sup>C</sup>	0,480 <sup>a</sup>
Pelotas	0,103 <sup>B</sup>	0,131 <sup>A</sup>	0,132 <sup>A</sup>	0,122 <sup>b</sup>
SVP*	0,088 <sup>A</sup>	0,064 <sup>B</sup>	0,064 <sup>B</sup>	0,072 <sup>b</sup>
	Perlagonidina			
Capão do Leão	8,343 <sup>A</sup>	8,241 <sup>B</sup>	0,428 <sup>C</sup>	5,670 <sup>a</sup>
Pelotas	1,032 <sup>C</sup>	1,299 <sup>A</sup>	1,276 <sup>B</sup>	1,202 <sup>b</sup>
SVP*	0,896 <sup>A</sup>	1,594 <sup>B</sup>	0,462 <sup>B</sup>	0,984 <sup>b</sup>

\*Santa Vitória do Palmar;

Médias de três repetições;

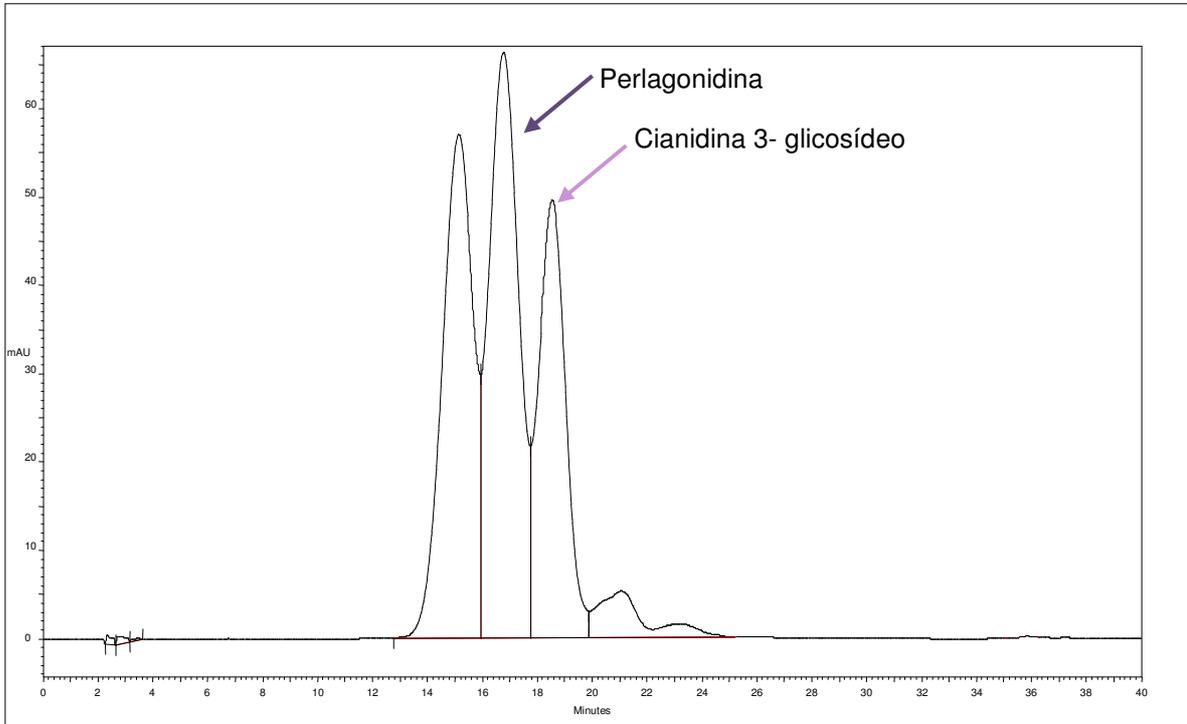
Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha comparam plantas para cada cidade, não diferindo entre si pelo teste de Tukey ( $p \leq 0,05$ ).

(\*) Letras minúsculas diferentes na mesma coluna mostram diferença significativa entre os três locais ( $p \leq 0,1$ ).

As frutas provenientes de todos os locais apresentaram somente duas antocianinas quantificáveis (tab.14), expressas no cromatograma da Fig.13, sendo que um dos picos apresentados no cromatograma não foi quantificado por falta de padrão cromatográfico.

Observou-se diferença significativa no conteúdo de kuromanina e perlagonidina quando comparado as frutas de cada planta nos três locais de coleta, o que pode ser explicado pelo clima, sendo que a temperatura e a incidência solar são os principais fatores que influenciam na fotossíntese, tendo como resultado a produção de pigmentos. As frutas das plantas da cidade do Capão do Leão apresentaram diferença significativa no conteúdo de kuromanina e perlagonidina. Além disso, as frutas da cidade do Capão do Leão apresentaram quantidades significativamente superiores destes compostos em relação as frutas das outras cidades. Veigas et al. (2007) relatam a presença no jabolão da delfinidina diglicosídeo, da petunidina diglicosídeo e da malvidina diglicosídeo. Portanto, todas as antocianinas identificadas foram diferentes das identificadas no presente estudo. Chiang e Wrolstad (2005), ao analisar antocianinas em amora-preta, identificaram a cianidina 3-glicosídeo, a qual

também foi identificada no jambolão, pigmento que também pode ser denominado de kuromanina.



**Figura 13-** Cromatograma típico de antocianinas: perlagonidina, cianidina 3-glicosídeo, em jambolão, utilizando coluna C18 de fase reversa e detector UV no comprimento de onda de 520nm.

#### 4.1.7 Teor de taninos condensados e hidrolisados

Em leguminosas e cereais os taninos têm recebido considerável atenção, pelos efeitos adversos na cor, sabor e qualidade nutricional, por apresentarem facilidade de interagir e precipitar algumas proteínas, e também por estarem associados à adstringência de muitas plantas (SILVA; SILVA, 1999).

A tab. 15 apresenta o conteúdo de taninos condensados e hidrolisados no jambolão.

**Tabela 15-** Conteúdo de taninos condensados e hidrolisados no jambolão.

Local	Plantas			Médias dos locais <sup>(*)</sup>
	A	B	C	
	Taninos condensados (g catequina.100g <sup>-1</sup> )			
Capão do Leão	22,995±2,30 <sup>A</sup>	28,326±2,70 <sup>A</sup>	18,136±2,70 <sup>A</sup>	23,152±5,09 <sup>a</sup>
Pelotas	35,412±2,00 <sup>A</sup>	17,654±16,10 <sup>B</sup>	33,654±2,00 <sup>A</sup>	29,906±13,26 <sup>a</sup>
SVP*	14,384±2,50 <sup>A</sup>	16,699±2,30 <sup>A</sup>	16,849±1,90 <sup>A</sup>	15,977±2,48 <sup>b</sup>
	Taninos hidrolisados (g ácido gálico.100g <sup>-1</sup> )			
Capão do Leão	0,624±0,20 <sup>AB</sup>	0,768±0,10 <sup>A</sup>	0,480±0,10 <sup>B</sup>	0,624±0,06 <sup>a</sup>
Pelotas	0,991±0,00 <sup>A</sup>	0,584±0,10 <sup>B</sup>	0,656±0,20 <sup>B</sup>	0,743±0,06 <sup>a</sup>
SVP*	0,585±0,10 <sup>B</sup>	0,537±0,20 <sup>B</sup>	2,147±0,30 <sup>A</sup>	1,089±0,10 <sup>a</sup>

\*Santa Vitória do Palmar;

± desvio padrão;

Médias de três repetições;

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha comparam plantas para cada cidade, não diferindo entre si pelo teste de Tukey ( $p \leq 0,05$ ).

(\*) Letras minúsculas diferentes na mesma coluna mostram diferença significativa entre os três locais ( $p \leq 0,1$ ).

Migliato et al. (2007) relatam teores de taninos totais no jambolão de 4,2%, valores considerados pelo autor relativamente baixo, quando comparado com outras plantas. Neste estudo, o somatório dos taninos hidrolisados e condensados resultou na contabilização dos taninos totais, sendo que os valores encontrados são superiores ao apresentado por Migliato et al. (2007), pois as frutas das plantas da cidade do Capão do Leão apresentaram em média 23,77% de taninos, as de Pelotas uma média de 29,65% de taninos e as frutas de Santa Vitória do Palmar em média 17,06% de taninos.

Somente as frutas das plantas da cidade de Pelotas diferem significativamente entre si quanto ao conteúdo de taninos condensados. Dentre as cidades, observa-se que apenas as frutas das plantas de Santa Vitória do Palmar apresentaram conteúdos significativamente inferiores.

O teor de taninos condensados foi superior ao dos taninos hidrolisados, e isto influencia positivamente no aspecto sensorial, pois os taninos condensados possuem menor capacidade de complexação com proteínas do que os taninos hidrolisados, resultando em uma baixa adstringência.

Yi et al. (2006) encontraram na fruta muscadine (cultivar Supreme) um total de  $90,51\% \pm 4,4$  de taninos e para o mirtilo (cultivar Tifblue) um teor de  $85,4\% \pm 2,5$  de taninos, valores superiores aos encontrados neste estudo nas três cidades onde foram coletadas as frutas de jabolão.

Os teores de taninos hidrolisados foram muito similares entre as diferentes frutas das plantas oriundas dos diferentes locais na mesma cidade e entre cidades. Segundo Castro; Abreu e Carioca (2007), a polpa de caju contem um teor de  $10,7\text{g}\cdot 100\text{g}^{-1}$  de taninos condensados, praticamente a metade do que foi encontrado nas frutas de jabolão da cidade do Capão do Leão ( $23,152\text{g}\cdot 100\text{g}^{-1}$ ) e de Pelotas ( $28,909\text{g}\cdot 100\text{g}^{-1}$ ), e teor similar ao encontrado nas frutas da cidade de Santa Vitória do Palmar ( $15,97\text{g}\cdot 100\text{g}^{-1}$ ).

#### **4.1.8 Capacidade antioxidante**

Compostos típicos que apresentam atividade antioxidante incluem os presentes na classe de fenóis, ácidos fenólicos e seus derivados, flavonóides, tocoferóis, fosfolipídios, aminoácidos, ácido fítico, ácido ascórbico, pigmentos e esteróis (ROESLER et al., 2007).

A atividade antioxidante é a capacidade de retardar a velocidade de reações oxidativas, através de um ou mais mecanismos, tais como inibição de radicais livres, reação com oxigênio singlete, absorção de energia e por complexação de metais (ROESLER et al., 2007).

Segundo Kuskoski et al. (2006), a capacidade antioxidativa de um determinado fruto é resultante da interação de seus componentes, os quais propiciam um microambiente específico, podendo ser produzidos efeitos sinérgicos ou inibitórios.

O resultado da análise da atividade antioxidante nas frutas de jabolão na presença do composto de natureza radical (DPPH), durante um tempo de reação de 30 minutos e de 24 horas, encontram-se na tab. 16.

Na metodologia onde se utiliza DPPH como radical livre, os tempos de medida empregados são, em sua maioria, de 30 minutos. Portanto, no presente trabalho foram realizadas medidas da absorbância das amostras durante 30 minutos e 24 horas, com o objetivo de comprovar a influência do tempo de medida nos valores de atividade antioxidante, sendo que na maioria das amostras se comprovou que no tempo de 24 horas a reação foi mais elevada.

As frutas das plantas de jambolão não apresentaram diferença significativa na capacidade antioxidante, entre diferentes cidades, tanto na reação de 30 minutos quanto na reação de 24 horas. No entanto, pode-se observar capacidades superiores das frutas do Capão do Leão e de Santa Vitória do Palmar. Porém, quando comparadas somente as frutas das plantas da cidade de Santa Vitória do Palmar, observa-se que as frutas da planta C (1838,128 $\mu$ mol/g TE) apresentam valores significativamente superiores do que as frutas das plantas A (422,283 $\mu$ mol/g TE) e B (309,128 $\mu$ mol/g TE) nos dois tempos de reação (30min. e 24h).

**Tabela 16-** Valores da capacidade antioxidante (TEAC relativa- DPPH quantificado em  $\mu$ mol/g TE) em frutas de jambolão.

Local	Plantas			Médias dos locais <sup>(*)</sup>
	A	B	C	
	30 minutos			
CL**	517,207 $\pm$ 11,35 <sup>A</sup>	528,469 $\pm$ 16,26 <sup>A</sup>	781,170 $\pm$ 18,0 <sup>A</sup>	608,948 $\pm$ 149,25 <sup>a</sup>
Pelotas	245,152 $\pm$ 15,90 <sup>A</sup>	335,284 $\pm$ 9,82 <sup>A</sup>	378,155 $\pm$ 4,15 <sup>A</sup>	319,530 $\pm$ 67,88 <sup>a</sup>
SVP*	422,283 $\pm$ 6,01 <sup>B</sup>	309,884 $\pm$ 4,57 <sup>B</sup>	1838,128 $\pm$ 70,12 <sup>A</sup>	590,098 $\pm$ 851,74 <sup>a</sup>
	24 horas			
CL**	648,899 $\pm$ 4,84 <sup>A</sup>	484,057 $\pm$ 21,29 <sup>A</sup>	852,546 $\pm$ 20,71 <sup>A</sup>	661,834 $\pm$ 184,58 <sup>a</sup>
Pelotas	366,690 $\pm$ 29,80 <sup>A</sup>	240,005 $\pm$ 13,63 <sup>A</sup>	426,512 $\pm$ 17,34 <sup>A</sup>	344,402 $\pm$ 95,22 <sup>a</sup>
SVP*	439,016 $\pm$ 10,10 <sup>B</sup>	300,348 $\pm$ 14,67 <sup>B</sup>	2081,576 $\pm$ 70,91 <sup>A</sup>	940,313 $\pm$ 990,79 <sup>a</sup>

\*Santa Vitória do Palmar;

\*\*Capão do Leão;

$\pm$  desvio padrão;

Médias de três repetições;

TEAC= capacidade antioxidante equivalente a Trolox relativa; TE= equivalente a Trolox.

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha comparam plantas para cada cidade, não diferindo entre si pelo teste de Tukey ( $p \leq 0,05$ ).

<sup>(\*)</sup> Letras minúsculas diferentes na mesma coluna mostram diferença significativa entre os três locais ( $p \leq 0,1$ ).

Na metodologia onde se utiliza DPPH como radical livre, os tempos de medida empregados são, em sua maioria, de 30 minutos. Portanto, no presente trabalho foram realizadas medidas da absorbância das amostras durante 30 minutos e 24 horas, com o objetivo de comprovar a influência do tempo de medida nos valores de atividade antioxidante, sendo que na maioria das amostras se comprovou que no tempo de 24 horas a reação foi mais elevada.

As frutas das plantas de jambolão não apresentaram diferença significativa na capacidade antioxidante, entre diferentes cidades, tanto na reação de 30 minutos

quanto na reação de 24 horas. No entanto, pode-se observar capacidades superiores das frutas do Capão do Leão e de Santa Vitória do Palmar. Porém, quando comparadas somente as frutas das plantas da cidade de Santa Vitória do Palmar, observa-se que as frutas da planta C ( $1838,128\mu\text{mol/g TE}$ ) apresentam valores significativamente superiores do que as frutas das plantas A ( $422,283\mu\text{mol/g TE}$ ) e B ( $309,128\mu\text{mol/g TE}$ ) nos dois tempos de reação (30min. e 24h).

No trabalho realizado por Elisia et al. (2007) foi elaborado um extrato de amora enriquecido com antocianinas, para verificar a influência destas na atividade antioxidante, e encontraram um teor de  $4885\mu\text{mol TE.g}^{-1}$  de extrato, valor este superior a fruta jambolão do presente estudo.

Pertuzatti (2009) encontrou valores de atividade antioxidante para o mirtilo entre  $446,7$  a  $1780,2\mu\text{mol TE.g}^{-1}$  fruta, valores similares ao encontrados para o jambolão neste estudo.

Analisando todos os compostos quantificados neste trabalho observa-se que os taninos condensados e hidrolisados são os que apresentam maiores teores, seguido dos compostos fenólicos. O que pode ser observado na planta C da cidade de Santa Vitória do Palmar e do Capão do Leão que apresenta maior teor de fenóis totais e também uma maior capacidade antioxidante. Em contrapartida, a planta B dos três locais (cidades) apresenta valores menores de fenóis totais e uma menor atividade antioxidante. Essa explicação é confirmada quando Pertuzatti (2009) demonstra os seus resultados, onde o conteúdo de fenóis totais na fruta mirtilo apresenta forte correlação com a capacidade antioxidante, demonstrando assim a influência dos fenóis na atividade antioxidante.

#### **4.1.9 Avaliação instrumental de cor**

A cor é um parâmetro crítico de qualidade, e a sua determinação é muito útil para correlacionar com a concentração de pigmentos presentes nas frutas (CHIM, 2008).

Os dados referentes à análise instrumental de cor no jambolão encontram-se na tab. 17.

**Tabela 17-** Valores dos ângulos de cor, luminosidade (L) e coordenadas de cromaticidade a\* e b\* no jambolão (*Syzigium cumini*)

Local	Plantas			Médias dos locais <sup>(*)</sup>
	A	B	C	
	L			
Capão do Leão	24,65±3,90 <sup>A</sup>	24,81±0,98 <sup>A</sup>	23,28±1,79 <sup>A</sup>	24,24±0,89 <sup>a</sup>
Pelotas	21,75±2,09 <sup>A</sup>	25,42±0,50 <sup>A</sup>	22,18±0,58 <sup>A</sup>	23,11±2,01 <sup>a</sup>
SVP**	27,84±0,49 <sup>A</sup>	23,57±1,37 <sup>B</sup>	24,97±1,78 <sup>AB</sup>	25,46±2,17 <sup>a</sup>
	a*			
Capão do Leão	11,99±0,47 <sup>A</sup>	6,47±0,29 <sup>C</sup>	8,20±0,68 <sup>B</sup>	8,88±2,83 <sup>b</sup>
Pelotas	8,40±0,86 <sup>A</sup>	7,89±0,55 <sup>A</sup>	8,94±0,06 <sup>A</sup>	8,41±0,52 <sup>b</sup>
SVP**	10,52±0,66 <sup>B</sup>	11,15±0,99 <sup>B</sup>	15,20±14,29 <sup>A</sup>	12,29±2,57 <sup>a</sup>
	b*			
Capão do Leão	-8,00±0,23 <sup>A</sup>	-6,68±0,19 <sup>B</sup>	-6,51±0,17 <sup>B</sup>	-7,06±0,82 <sup>a</sup>
Pelotas	-6,00±0,33 <sup>B</sup>	-6,22±0,33 <sup>B</sup>	-7,49±0,50 <sup>A</sup>	-6,57±0,80 <sup>a</sup>
SVP**	-6,84±0,07 <sup>B</sup>	-7,53±0,46 <sup>A</sup>	-7,30±0,01 <sup>AB</sup>	-7,22±0,35 <sup>a</sup>
	H° (Hue)			
Capão do Leão	326,27±0,67 <sup>A</sup>	314,05±1,54 <sup>C</sup>	321,49±1,58 <sup>B</sup>	320,06±6,15 <sup>b</sup>
Pelotas	324,34±2,48 <sup>A</sup>	321,76±0,39 <sup>AB</sup>	320,04±0,22 <sup>B</sup>	322,04±2,17 <sup>ab</sup>
SVP**	326,90±1,43 <sup>B</sup>	325,92±0,79 <sup>B</sup>	334,34±1,95 <sup>A</sup>	329,05±4,60 <sup>a</sup>

\*\*Santa Vitória do Palmar;

± desvio padrão;

Médias de três repetições;

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha comparam plantas para cada cidade, não diferindo entre si pelo teste de Tukey ( $p \leq 0,05$ ).

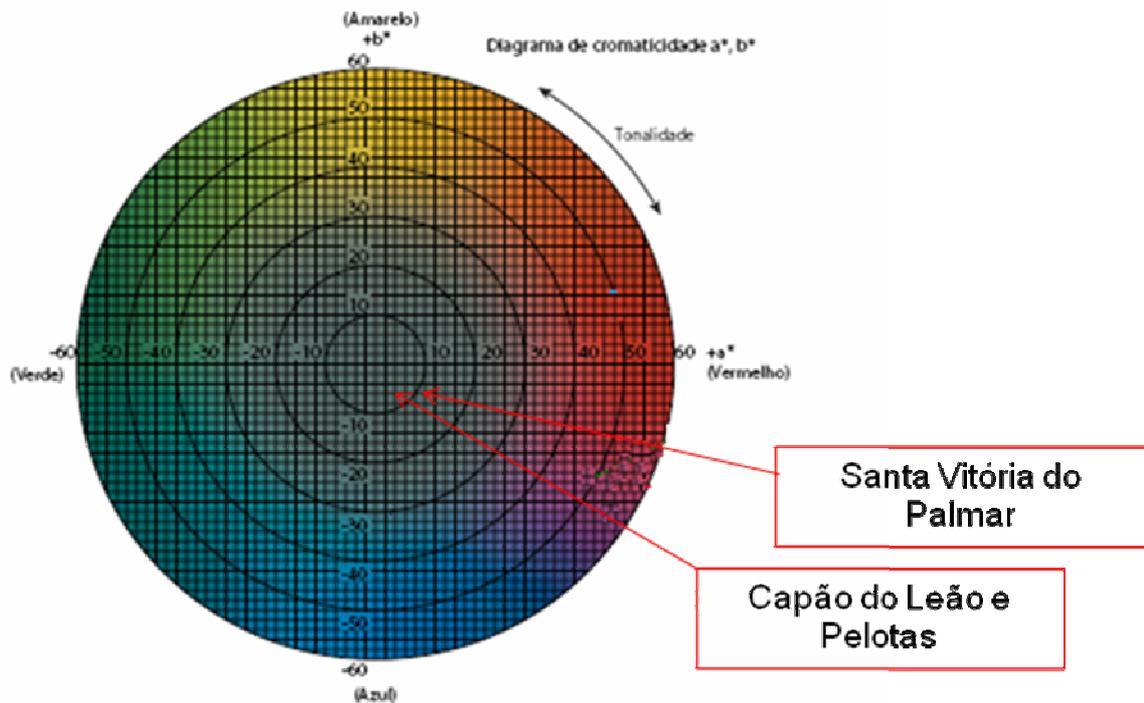
(\*) Letras minúsculas diferentes na mesma coluna mostram diferença significativa entre os três locais ( $p \leq 0,1$ )

\* (0 = preto, 100 = branco); a\* (+a = vermelho, - a = verde); b\* (+b = amarelo, - b = azul); ângulo h° (0° = vermelho, 90° = amarelo, 180° = verde, 360° = azul).

Em relação a coordenada a\* (verde ao vermelho), percebe-se que as frutas das plantas da cidade de Santa Vitória do Palmar apresenta valores superiores, tendendo para o vermelho. Quando comparado as plantas em cada local, observa-se que somente as frutas das plantas da cidade de Pelotas apresentam similaridade quanto a coordenada a\*.

Para a coordenada b\* (amarelo ao azul) as médias dos três locais não apresentam diferença significativa entre si, ao contrário do ângulo H° (Hue), onde ocorrem diferenças significativas entre as médias das plantas de Santa Vitória do Palmar e do Capão do Leão, quando comparadas na mesma cidade.

Para valores de luminosidade (L), as frutas da planta A de Pelotas não diferem significativamente das frutas da planta A do Capão do Leão, e quando comparadas as frutas em cada cidade, observa-se que as frutas das plantas do Capão do Leão não apresentam diferença significativa, assim como as frutas das plantas de Pelotas também não apresentam diferença a  $p \leq 0,05\%$ . Os valores de luminosidade representam portanto, que as frutas de jambolão possuem coloração escura similar (média de 24,27), o que tende para a coloração preta, como pode se observar analisando a Fig. 14.



**Figura 14-** Representação gráfica dos valores de  $a^*$  e  $b^*$  obtidos em colorímetro Minolta CR-300.

As frutas de jambolão da cidade de Santa Vitória do Palmar ( $a^* 7,22$  e  $b^* -12,29$ ) apresentaram valores mais próximos dos extremos superiores de vermelho e azul, representando tonalidades mais intensas, quando comparadas com as frutas das plantas da cidade do Capão do Leão ( $a^* 8,41$  e  $b^* -6,57$ ), as quais apresentaram valores mais próximos do eixo superior de vermelho e azul, apresentando tonalidade menos intensa.

## 5 CONCLUSÃO

Com esse estudo pode se concluir que as frutas de plantas de jambolão cultivadas em Pelotas, Santa Vitória do Palmar e Capão do Leão apresentam pouca variabilidade quanto a composição química, e apresentam pequena diferença no teor de fitoquímicos analisados.

Em média, as frutas de jambolão apresentaram baixo teor de tocoferóis e de ácido L-ascórbico e alto teor de taninos, quando comparadas com outras frutas características destas regiões. Apenas dois compostos antociânicos foram identificados, a perlagonidina e a cianidina 3-glicosídeo. O composto fenólico majoritário identificado foi a epicatequina.

De todos os fitoquímicos analisados neste estudo os fenóis totais e os taninos foram os que apresentaram maiores valores no jambolão. De um modo geral, não se observou relações diretas entre a capacidade antioxidante e a presença de um determinado fitoquímico.

## 6 REFERÊNCIAS

- AHERNE, S. A.; O'BRIEN, N. M. Dietary flavonols: chemistry, food content, and, metabolism. **Nutrition**, New York, v.18, n.1, p.75-81, 2002.
- ALBERTON, J. R.; RIBEIRO, A.; SACRAMENTO, L. V. S.; FRANCO, S. L. Caracterização farmacognóstica do jambolão (*Syzygium cumini* (L.) Skeels). **Revista Brasileira Farmacognóstica**, v.11, n.1, p.37-50, 2001.
- ALBUQUERQUE, U. P.; HANAZAKI, N. As pesquisas etnodirigidas na descoberta de novos fármacos de interesse médico e farmacêutico: fragilidades e perspectivas. **Revista Brasileira Farmacognóstica**, n.16, p.678-689, 2006.
- AGOSTINE-COSTA, T. S.; LIMA, A.; LIMA, M. V. Determinação de tanino em pedúnculo de caju: método da vanilina *versus* método do butanol ácido. **Química Nova**, v.26, n.5, p. 763-765, 2003.
- AMBRÓSIO, C. L. B.; CAMPOS, F. A. C. S.; FARO, C. P. Carotenóides como alternativa contra a hipovitaminose A. **Revista Nutrição**, Campinas, v.19, n.2, p. 233-243, mar./abr. 2006.
- ANGELO, P. M.; JORGE, N. Compostos fenólicos em alimentos – Uma breve revisão. **Revista Instituto Adolfo Lutz**, v.66, n.1, p.1-9, 2007.
- AYHAN, Z.; YEOM, H. W.; ZHANG, Q. H.; Flavour, color, and vitamin C retention of pulsed electric field processed orange juice in different packaging materials. **Journal Agriculture Food Chemistry**, v.49, n. 2, p.669-674, 2001.
- BADIALE-FURLONG, E.; COLLA, E.; BORTOLATO, D. S.; BAISCH, A. L. M.; SOUZA-SOARES, L. A. Avaliação do potencial de compostos fenólicos em tecidos vegetais. **Vetor**, Rio Grande, v.13, p.105-114, 2003.
- BALASUNDRAM, N.; SUNDRAM, K.; SAMMAN, S.; Phenolic compounds in plants and agri-industrial by-products: antioxidant activity, occurrence, and potential uses. **Food Chemistry**, v.99, n.1, p.191-203, 2006.
- BARTOLOMÉ, B.; JIMÉNEZ-RAMSEY, L. M.; BUTLER, L. G. Nature of the condensed tannins present in the dietary fibre fractions in foods. **Food Chemistry**, Barking, v.53, n.4, p.357-362, 1995.
- BRAVO L. Polyphenols: chemistry, dietary sources, metabolism and nutrition significance. **Revista Nutrition**, v.56, n.11, p.317-33, 1998.
- BRAND-WILLIAMS; CUVELIER, M. E.; BERSER, C. Use of a Free Radical Method to Evaluate Antioxidant Activity. **Lebensm.- Wiss. u.-Technology**, v.28, p.25-30, 1995.

BOBBIO, F. O.; BOBBIO, P. A. **Introdução à química de alimentos**. 2.ed. São Paulo: Varela, 1989, 223 p..

BURNS, J. Extraction of phenolics and changes in antioxidant activity of red wines during vinification. **Journal of Agriculture Food Chemistry**, Chicago, v.49, p.5797-5808, 2001.

BRASIL a. Ministério da Saúde. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Resolução RDC nº360, de 23 de dezembro de 2003. Regulamento técnico sobre o valor calórico. **Diário Oficial [da] República Federativa do Brasil**, Brasília, n. 57-E, p. 22-25, 22 mar. 2001. Seção 1.

BRUNE, M.; HALLBERG, L.; SKANBERG, A. Determination of Iron-binding Phenolic groups in Foods. **Journal of Food Science**, v.56, n.1, p.128-131, 1991.

CALVETE, E. O., MARIANI, F., WESP, C. L., NIENOW, A. A., CASTILHOS, T., CECCHETTI, D. Fenologia, produção e teor de antocianinas de cultivares de morangueiro em ambiente protegido. **Revista Brasileira Fruticultura**, v. 30, n. 2, p. 396-401, 2008.

CAMPOS, D. D. P. **Extração, purificação e isolamento de antocianinas de jambolão (*Syzygium cumini*) e avaliação dos seus efeitos biológicos**. 2006. 109f. Dissertação (Mestrado em Química)- Universidade Estadual de Campinas, São Paulo.

CARDOSO, R. L. **Estabilidade de geléia de jambo vermelho (*Eugenia malaccensis*, L.) em copo de vidro**. 1994. 157f. Tese (Doutorado em Tecnologia de Alimentos) - Universidade Estadual de Campinas, Campinas.

CARDOSO, Ricardo Luis. Estabilidade da cor de geléia de jambo (*Eugenia malaccensis*, L.) sem casca armazenada aos 25 °C e 35 °C na presença e ausência de luz. **Ciência. Agrotecnológica**, v.32, n.5, p.1563-1567, 2008.

CASTRO, T. R.; ABREU, F. A. P.; CARIOCA, J. O. B. Obtenção de suco de caju (*Anacardium occidentale*, L) utilizando processos de separação por membranas. **Revista Agrônômica**, v.38, n.2,p.164-168, 2007.

CHIM, J. F. **Caracterização de compostos bioativos em amora-preta (*Rubus* sp.) e sua estabilidade no processo e armazenamento de geléias convencional e *light***. 2008. 87f. Tese (Doutorado em Ciência e Tecnologia Agroindustrial) – Universidade Federal de Pelotas, Pelotas-RS.

CHUN, J.; LEE, J.; YE, L.; EXLER, J.; EITENMILLER, R. R. Tocopherol and tocotrienol contents of raw and processed fruits and vegetables in the United States diet. **Journal of Food Composition and Analysis**, v.19, p.196–204, 2006.

CORDENUNSI, B. R.; NASCIMENTO, J. R. O.; GENOVESE, M. I.; LAJOLO, F. M. Influence of cultivar on quality parameters and chemical composition of strawberry fruits grown in Brazil. **Journal Agriculture Food Chemistry**, Chicago, v.50, n. 9, p. 2581-2586, 2002.

- CÉSPEDE, C. L.; EL-HAFIDI, M.; PAVON, N.; ALARCON, J. Antioxidant and cardioprotective activities aff phenolic extracts from fruits of Chilean blackberry *Aristotelia chilensis* (Elaeocarpaceae), Maqui. **Food Chemistry**, v.107, p.820-829, 2008.
- CHANDRA, A.; RANA, J.; LI, Y. Separation, identification, quantification and method validation of anthocyanins in botanical supplement raw materials by HPLC and HPLC-MS. **Journal Agriculture Food Chemistry**, v.49, n.8, p.3515-3521, 2001.
- CHITARRA, M., I., F.; CHITARRA, A., B. **Pós-Colheita de Frutos e Hortaliças: Fisiologia e Manuseio**. Lavras, ESAL/FAEPE, 1990, 292p.
- CORRÊA, P. **Dicionário das Plantas Úteis do Brasil e das Exóticas Cultivadas**, Imprensa Nacional, Ministério da Agricultura, Rio de Janeiro, v.3, p.499-501, 1984.
- DEGÁSPARI, C. H.; WASZCZYNSKYJ, N. Propriedades antioxidantes de compostos fenólicos. **Visão Acadêmica**, Curitiba, v.5, n.1, p.33-40, Jan.- Jun. 2004.
- ELISIA, I.; HU, C.; POPOVICH, D. G.; KITTS, D. D. Antioxidant assesement of an anthocyanin-enriched blackberry extract. **Food chem.**, v.101, p.1052-1058, 2007.
- FENNEMA, O. R. **Química de los alimentos**. 2.ed. Zaragoza: Acribia, 1993.
- CHIANG, H, F.; WROLSTAD, R. E. Anthocyanin pigment composition of blakberries. **Food Chemistry and Toxicology**. vol. 70, n.3, p.198-202, 2005.
- GIRARDI, C.L.; ROMBALDI, C.V. **Sistema de produção de pêssego de mesa na Região da Serra Gaúcha**. Sistema de produção 3. Bento Gonçalves: EMBRAPA Uva e Vinho, 2003, p. 36-48..
- GOIFFON, J. P.; BRUN, M.; BOURRIER, M. J. High performance liquid chromatography of red fruits anthocyanins. **Journal Chromatography**, v. 537, p.101-121, 1991.
- GOIFFON, J. P.; MOULY, P. P.; GAYDOU, E. M. Anthocyanin pigment determination in red fruit juices, concentrated juices and syrups using liquid chromatography. **Analytica Chimica Acta**, v. 382, p.39-50, 1999.
- GOMES, F. S. Carotenóides: uma possível proteção contra o desenvolvimento de câncer. **Revista Nutrição**, Campinas, v.20, n.5, p.537-548, set./out. 2007.
- GROVER, J. K.; VATS, V.; RATHI, S. S.; DAWAR, R. Traditional Indian anti-diabetic plants attenuate progression of renal damage in streptozotocin induced diabetic mice. **Journal Ethnopharmacology**, v.76, n.3, p. 233-238, 2001.
- HÄKKINEN, S. H.; KÄRENLAMPI, S. O.; HEINONEN, M. HPLC Method for Screening of Flavonoids and Phenolic Acids in Berries. **Journal Science Food Agriculture**, v.77, p.543-551, 1998.

HARBORNE, J. B.; MABRY, T. J.; MABRY, H. **The Flavonoids**. Academic Press, New York, 1991, p.215-224.

HARBORNE, J. B.; WILLIAMS, C. A. Advances in flavonoid research since 1992. **Phytochemistry**, v.52, p.481-504, 2000.

HASSIMOTTO, N. M. A., MOTA, R. V., CORDENUNSI, B. R., LAJOLO, F. M. Physico-chemical characterization and bioactive compounds of blackberry fruits (*Rubus* sp.) grown in Brazil. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v.28, n.3, p.702-708, 2008.

HEMEDA, H. M.; KLEIN, B. P. Effects of naturally antioxidants on peroxidase activity of vegetable extracts. **Journal Food Science**, v.55, n.1, p.184-185, 1990.

HERNÁNDEZ, Y.; LOBO, M.G.; GONZÁLEZ, M. Determination of vitamin C in tropical fruits: A comparative evaluation of methods. **Food chemistry**, v.96, p.654-664, 2006.

HERTOG, M. G. L.; FESKENS, E. J. M.; HOLLMAN, P. C. H.; KATAN, M. B.; KROMHOUT, D. Dietary antioxidant flavonoids and risk of coronary heart disease: the Zutphen elderly study. **American Journal Epidemiology**, p.1007-1011, 1993.

HOSTETTMANN, K.; QUEIROZ, E. F.; VIEIRA, P. C. **Princípios ativos de plantas superiores**. São Carlos EdUFSCar, v. 9, p. 60-61, 2003.

INSTITUTO ADOLFO LUTZ. **Normas analíticas do Instituto Adolfo Lutz**: métodos químicos e físicos para análise de alimentos. 2 ed. São Paulo, 1985. 371p.

JACKMAN, R. L.; YADA, R. I.; TUNG, M. A. A review: Separation and chemical properties of anthocyanins used for their qualitative and quantitative analysis. **Journal Food Biochemistry**, v. 11, p.279-308, 1987.

JACQUES, A. C.; PERTUZATTI, P. B. ; BARCIA, M. T. Nota científica: compostos bioativos em pequenas frutas cultivadas na região sul do Estado do Rio Grande do Sul. **Brazilian Journal Food Technology**, v. 12, n. 2, p. 123-127, 2009.

JAIN, M. C.; SESHADRI, T. R. Anthocyanins of *Eugenia jambolana* fruits, Indian. **Journal of Chemistry**, v. 13, n. 1, p.20-23, 1975.

JAKOBEK, L.; SERUGA, M.; SERUGA, B.; NOVAK, I.; MEDVIDOVIC-KOSANOVIC, M. Phenolic compound composition and antioxidant activity of fruits of *Rubus* and *Prunus* species from Croatia. **International Journal of Food Science and Technology**, v.44, p.860-868, 2009.

KUSKOSKI, 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.4, p.1283-1287, 2006.

LARCHER, W. **Ecofisiologia vegetal**. São Paulo: RiMa, 2000. 531p.

LAZCANO, C. A.; YOO, K. S.; PIKE, L. M. A method for measuring anthocyanins after removing carotenes in purple colored carrots. **Scientia Horticulture**, v.90, p.321-324, 2001.

LEE, H. S.; HONG, V. Chromatografic analysis of anthocyanins. **Chromatography**, v.624, p.221-234, 1992.

LEES, D. H.; FRANCIS, F. J. Standardization of pigment analysis in Cranberries. **Hortiscience**, v.7, n.1, p.83-84, 1972.

LIMA, V.L.A.G.; MÉLO, E.A.; LIMA, D.E.S. Fenólicos e carotenóides totais em pitanga. **Scientia Agricola**, v.59, n.3, p.447-450, jul./set. 2002.

LOPES, R. L. T. **Dossiê Técnico: Fabricação de geléia**. Fundação Centro Tecnológico de Minas Gerais- CETEC, Minas Gerais, 2007. 30p.

MACHADO, A. A.; CONCEIÇÃO, A. R. Sistema de análise estatística para Windows. **WinStat**, Versão 2.0., UFPel, 2003.

MARIUTTI, L. R. B.; BRAGAGNOLO, N. Revisão: Antioxidantes Naturais da Família Lamiaceae. Aplicação em Produtos Alimentícios. **Brazilian Journal Food Technology**, v.10, n.2, p.96-103, abr./jun. 2007.

MAHMOUD, I. I.; MARZOUK, M. A. S.; MAHARRAM, F. A.; EL-GINDI, M. R.; HASSAN, A. M. K. Acylated flavonol glycosides from *Eugenia jambolana* leaves. **Phytochemistry**, v.58, p.1239-1244, 2001.

MANELA-AZULAY, M.; MANDARIM-DE-LACERDA, C. A.; FILGUEIRA, A. L. P.; CUZZI, T. Vitamin C. **Anais Dermatologia Brasileira**, Rio de Janeiro, v.78, n.3, p.265-274, maio/jun. 2003.

MARINOVA, D.; RIBAROVA, F. HPLC determination of carotenoids in Bulgarian berries. **Journal of Food Composition and Analysis**, v.20, n.5, p.370-374, 2007.

MATAIX, E.; CASTRO, M. D. Determination of anthocyanins in wine based on flow-injection, liquid-solid extraction, continuous evaporation and high-performance liquid chromatography-photometric detection. **Journal Chromatography**, v.910, p.225-263, 2001.

MÉLO, E. A.; LIMA, V. L. A. G.; NASCIMENTO, P. P. Temperatura no armazenamento de pitanga. **Scientia Agricola**, v.57, n.4, p.629-634, 2000

MELO, E. A.; GUERRA, N. B. Ação antioxidante de compostos fenólicos naturalmente presentes em alimentos. **Boletim Sociedade Brasileira Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v.36, n.1, p.1-11, 2002.

MIGLIATO, K. F.; BABY, A. R.; ZAGUE, V.; VELASCO, M. V. R.; CORRÊA, M. A.; SACRAMENTO, L. V. S.; SALGADO, H. R. N. Ação farmacológica de *Syzygium cumini* (L.) Skeels. **Acta Farmaceutica Bonaerense**, v.25, p.310-304, 2006.

- MIGLIATO, K. F.; MOREIRA, R. R. D.; MELLO, J. C. P.; SACRAMENTO, L. V. S.; CORRÊA, M. A.; SALGADO, H. R. N. Controle da qualidade do fruto de *Syzygium cumini* (L.) Skeels. **Brazilian Journal of Pharmacognosy**, v.17, n.1, p.94-101, 2007.
- MIRANDA, M. A. **Efeito de flavonóides na fosfoproteína tirosina fosfatase. Mecanismos cinéticos e relações estrutura atividade**. 2000. 154f. Dissertação (Mestrado em Biologia Funcional e Molecular), Instituto de Biologia, UNICAMP, Campinas-SP.
- MORAES, O. J.; PERTUZATTI, P. B.; CORRÊA, F. V.; SALAS MELLADO, M. D. L. M. Estudo do mirtilo (*Vaccinium ashei* Reade) no processamento de produtos alimentícios. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v.27(supl): 1-5, 2007.
- MOYER, R. A.; HUMMER, K. E.; FINN, C. E.; FREI, B.; WROLSTAD, E. Anthocyanins, Phenolics and Antioxidant Capacity in Diverse Small Fruits: *Vaccinium*, *Rubus*, and *Ribes*. **Journal Agriculture Food Chemistry**, v.50, n.3, p.519-525, 2002.
- NAIDU, K. A. Vitamin C in human health and disease is still a mystery? An overview. **Nutrition Journal**, v.2, p.2-7, 2003.
- NASCIMENTO, E. A.; MORAIS, S. A. L. Polifenóis da madeira de *Eucalyptus grandis*. Parte 1: análise por espectroscopia e cromatografia líquida. **Ciência e Engenharia**, v. 5, n. 2, p.13-18, 1996.
- NEPA (Núcleo de Estudos e Pesquisas em Alimentação). **Tabela brasileira de composição de alimentos**. UNICAMP, Campinas, 2004, 42p.
- PANTELIDIS, G.E.; VASILAKAKIS, M. MANGANARIS, G.A.; et al. Antioxidant capacity, phenol, anthocyanin and ascorbic acid contents in raspberries, blackberries, red currants, gooseberries and cornelian cherries. **Food Chemistry**, v. 102 , p.777-783, 2007.
- PETERSON, J.; DWYER, J. Flavonoids: Dietary occurrence and biochemical activity. **Nutrition Research**, v.18, n.12, p.1995-2018, 1998.
- PERTUZATTI, P. B. **Atividade antioxidante de fitoquímicos em diferentes cultivares de mirtilo** (*Vaccinium ashei* Reade). 2009. 83f. Dissertação (Mestrado em Ciência e Tecnologia Agroindustrial) – Universidade Federal de Pelotas, Pelotas-RS.
- PRICE, M. L.; SCOYOC, S. V.; BUTLER L. G. A Critical Evaluation of the Vanillin Reaction as an Assay for Tannin in Sorghum Grain. **Journal Agriculture Food Chemistry**, v. 26, n.5, p. 1214-1218, 1978.
- QUEIROZ, C. R. A. A.; MORAIS, S. A. L.; NASCIMENTO, E. A. CARACTERIZAÇÃO DOS TANINOS DA AROEIRA-PRETA (*Myracrodruon urundeuva*). **Revista Árvore**, v. 26, n.4, p.485-492, 2002.

- REMORINI, D.; TAVARINI, S.; DEGL'INNOCENTI, E.; LORETI, F.; MASSAI, R.; GUIDI, L. Effect of rootstocks and harvesting time on the nutritional quality of peel and flesh of peach fruits. **Food Chemistry**, v. 110, p. 361–367, 2008.
- RICE-EVANS, C.A.; MILLER, N.J.; PAGANGA, G. Structure-antioxidant activity relationships of flavonoids and phenolic acids. **Free Radical Biology & Medicine**, v.20, n.7, p.933-956,1996.
- ROCHA FILHO, P. A. Fitocosméticos. **Cosmetic & Toiletries**, v.7, n.2, p.18-20, 1995.
- RODRIGUES-AMAYA, Delia. **A guide to carotenoid analysis in foods**. Washington:ILST Press, 2001. 64p.
- ROCK, C.L. Carotenoids: biology and treatment. **Pharmacology Therapy**, v.6, n.3, p.185-197, 1997.
- RODRIGUES, Rosane et al.. **Estrutura, Fisiologia e composição de frutas e hortaliças**. Módulo I. Pelotas, 2007. 43p.
- ROESLER, R.; MALTA, L. G.; CARRASCO, L. C.; HOLANDA, R. B.; SOUSA, C. A. S.; PASTORE, G. M. Atividade Antioxidante de frutas do cerrado. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v.27, n.1, p.53-60, 2007.
- ROSA, J. S., GODOY, R. L. O., NETO, J. O., CAMPOS, R. S., MATTA, V. M., FREIRE, C. A., SILVA, A. S., SOUZA, R. S. Desenvolvimento de um método de análise de vitamina C em alimentos por cromatografia líquida de alta eficiência e exclusão iônica. **Ciência Tecnologia Alimentos**, v.27, n.4, p.837-846, out.-dez. 2007.
- SHAHIDI, F.; JANITHA, P. K.; WANASUNDARA, P. D. Phenolic antioxidants. **Critical Reviews in Food Science**, v.32, n.1, p.67-103, 1992.
- SHAHRZAD, S.; BITSCH, I. Determination of some pharmacologically active Phenolic acids in juices by high-performance liquid chromatography. **Journal of chromatography**, v.741, p.223-231, 1996.
- SILVA, M. R.; SILVA, M. A. A. P. Aspectos nutricionais de fitatos e taninos. **Revista Nutrição**, v.12, n.1, p.5-19, jan./abr. 1999.
- SIMÕES, C. M. O.; SCHENKEL, E. P.; GOSMANN, G.; MELLO, J. C. P. DE; MENTZ, L. A.; PETROVICK, P. R. **FARMACOGNOSIA: da planta ao medicamento**. 6.ed. Porto Alegre: Editora da UFRGS; Florianópolis: Editora da UFSC, 2007. 1104p.
- SIMÓN, B. F.; CADAHIA, E.; CONDE, E. Evolution of phenolic compounds of spanish oak wood during natural seasoning. First results. **Journal of Agricultural Food Chemistry**, v.47, p.1687-1694, 1999.
- SIX, P. Current research in natural food antioxidants. **Food Technology**, v.5, n.6, p.679-87, 1994.

SLUIS, A. A. Activity and concentration of polyphenolic antioxidants in apple: effect of cultivar, harvest year, and storage conditions. **Journal Agriculture Food Chemistry**, v.49, n.8, p. 3606-3613, 2001.

SINGLETON, V. L. Naturally occurring food toxicants: phenolic substances of plant origin common in food. **Advances in Food Research**, New York, v.27, p.149-242, 1981.

SOARES, M.; WELTER, L.; KUSKOSKI, M.; GONZAGA, L.; FETT, R. Compostos fenólicos e atividade antioxidante da casca de uvas Niágara e Isabel. **Revista Brasileira Fruticultura**, v.30, n.1, p. 59-64, 2008

OLIVEIRA, L. C.; BLOISE, M. I. Extratos e óleos naturais vegetais funcionais. **Cosmetics & Toiletries**, v. 7, n.2, p.30-37, 1995.

OLIVER, J.; PALOU, A. Chromatographic determination of carotenoids in foods. **Journal Chromatography**, Amsterdam, v.881, p.543-555, 2000.

OLIVER, J.; PALOU, A.; PONS, A. Semi-quantification of carotenoids by highperformance liquid chromatography: saponification-induced losses in fatty foods. **Journal of Chromatography A**, v.829, p.393-399, 1998.

OKUMURA, F.; SOARES, M. H. F. B.; CAVALHEIRO, E. T. G. Identificação de pigmentos naturais de espécies vegetais utilizando-se cromatografia em papel. **Química Nova**, v. 25, n.4, p.680-683, 2002.

OLSON, J. A. Carotenoids and human health. **Archivos Latinoamericanos Nutrición**, v. 49, n.1, p.7-11, 1999.

TABELA BRASILEIRA DE COMPOSIÇÃO DE ALIMENTOS - TACO. Versão II. 2. ed. Campinas: NEPA – UNICAMP, 2006. Disponível em: <[http://www.unicamp.br/nepa/taco/contar/tabela1\\_pdf.pdf](http://www.unicamp.br/nepa/taco/contar/tabela1_pdf.pdf)>. Acesso em: 4 fev. 2009.

TAI, A; GOHDA, E. Determination of ascorbic acid and its related compounds in foods and beverages by hydrophilic interaction liquid chromatography. **Journal of Chromatography B**, v.853,p.214–220, 2007.

TAPIERO, H.; TEW, K. D.; BAN, N.; MATHÉ, G. Polyphenols: Do they play a role in the prevention of human pathologies?. **Biomedicine e Pharmacotherapy**, v.56, p.200-207, 2002.

TEIXEIRA, M. L.; SOARES, A. R.; SCOLFORO, J. R. S. Variação do teor de tanino da casca de barbatimão [*Stryphnodendron adstringens* (Mart.) Coville] em 10 locais de Minas Gerais. **Ciência Prática**, v.14, n.2, p.229 -232, 1990.

TERCI, D. B. L.; ROSSI, A. V. Indicadores naturais de pH: usar papel ou solução? **Química Nova**, v. 25, n.4, p.684-688, 2002.

TUCKER, J. M.; TOWNSEND, D. M. Alpha-tocopherol: roles in prevention and therapy of human disease. **Biomedicine e Pharmacotherapy**, v.1, n.59, p.380-387, 2005.

UENOJO, M.; JUNIOR, M. R. M.; PASTORE, G. M. Carotenóides: propriedades, aplicações e biotransformação para formação de compostos de aroma. **Química Nova**, v. 30, n. 3, p.616-622, 2007.

UNIVERSIDADE DE AVEIRO, Ingestão de frutas. Disponível em: <<http://saude.sapo.pt/artigos/?id=634021>>. Acesso em: 10 jun. 2009.

VALLILO, M. I.; LAMARDO, L. C. A.; GABERLOTTI, M. L.; OLIVEIRA, E.; MORENO, P. R. H. Composição química dos frutos de *Campomanesia adamantium* (cambessédes) O.berg. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v.26, n.4, p. 805-810, 2006.

VINCI, G.; ROT, F.; MELE, G. Ascorbic acid in fruits: a liquid chromatographic investigation. **Food Chemistry**, v.53, n.2, p.211-214, 1995.

VEIGAS, J. M., NARAYAN, S. M., LAXMAN, P. M., NEELWARNE, B. Chemical nature, stability and bioefficacies of anthocyanins from fruit peel of *syzygium cumini* Skeels. **Food Chemistry**, v.105, p.619–627, 2007.

VENDRAMINI, A. L. A.; TRUGO, L. C. Phenolic Compounds in Acerola Fruit (*Malpighia puniceifolia*, L.). **Journal Brazilian Chemistry Society**, v.15, n.5, p.664-668, 2004.

WANG, H.; CAO, G.; PRIOR, R. L. Oxygen radical absorbing capacity of anthocyanins. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.45, n.2, p.304-309, 1997.

YI, W.; AKOH, C. C.; FISCHER, J.; KREWER, G. Effects of phenolic compounds in blueberries and muscadine grapes on HepG2 cell viability and apoptosis. **Food Reserch International**, v.39, p.628-638, 2006.

ZAMBLIAZI, Rui Carlos. **The role of endogenous lipid components on vegetable oil stability**. 1997. 304f. Tese (Doctor of Philosophy)- Foods and Nutritional Sciences Interdepartamental Program, University of Manitoba Winnipeg, Manitoba, Canada.

ZHANG, Y.; HU, X.S.; CHEN, F. et al. Stability and color characteristics of PEFtreated cyaniding-3-glicoside during storage. **Food Chemistry**, v. 106 , p. 669-679, jan. 2007.

ZHANG, Z.; KOU, X. L.; FUGAL, K.; MCLAUGHLIN, J. Comparison of HPLC methods for determination of anthocyanins and anthocyanidins in bilberry extracts. **J. Agric. Food Chem.** v.52, n.4, p.688-691, 2004.

ZARONI, M.; PONTAROLO, R.; ABRAHÃO, W. S. M.; FÁVERO, M. L. D.; JUNIOR, C. C.; STREMELE, D. P. Qualidade microbiológica das plantas medicinais produzidas no Estado do Paraná. **Revista Brasileira Farmacognóstica**, v. 14, n. 29-39, 2004.

ZIEGLER, R. G. Vegetables, fruits, and carotenoids and the risk of cancer. **American Journal of Clinical Nutrition**, v.53, n.1, p.251S-259S,1991.

