

**UNIVERSIDADE ESTADUAL DE PONTA GROSSA**

Pró-Reitoria de Pesquisa e de Pós-Graduação

Programa de Pós-Graduação *Strictu sensu*

Mestrado em Ciência e Tecnologia de Alimentos

**ISIS MARIANE FORNAZZARI**

**AVALIAÇÃO DOS ESTÁDIOS DE MATURAÇÃO DOS FRUTOS DA PALMEIRA**

***Euterpe edulis* MARTIUS**

**PONTA GROSSA**

**2011**

**ISIS MARIANE FORNAZZARI**

**AVALIAÇÃO DOS ESTÁDIOS DE MATURAÇÃO DOS FRUTOS DA PALMEIRA**

***Euterpe edulis* MARTIUS**

Dissertação apresentada para obtenção do título de Mestre em Ciência e Tecnologia de Alimentos, na Universidade Estadual de Ponta Grossa, Área de Ciência e Tecnologia de Alimentos.

Orientadora: Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Nelci Catarina Chiquetto.

**PONTA GROSSA**

**2011**

Ficha catalográfica elaborada pelo Setor Tratamento da Informação BICEN/UEPG

F727a Fornazzari, Isis Mariane  
Avaliação dos estádios de maturação dos frutos da Palmeira  
*Euterpe edulis* Martius / Isis Mariane Fornazzari. Ponta Grossa,  
2011.  
95f

Dissertação ( Mestrado em Ciência e Tecnologia de  
Alimentos ), Universidade Estadual de Ponta Grossa.  
Orientadora Profª Drª Nelci Catarina Chiquetto

1. *Euterpe edulis*. 2. Maturação. 3. Crescimento. 4. Polpa.  
I. Chiquetto, Nelci Catarina. II. T.

CDD :584.5

## TERMO DE APROVAÇÃO

### ISIS MARIANE FORNAZZARI

AVALIAÇÃO DOS ESTÁDIOS DE MATURAÇÃO DOS FRUTOS DA PALMEIRA  
*Euterpe edulis* Martius.

Dissertação aprovada como requisito parcial para obtenção do grau de Mestre no  
Curso de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia de Alimentos, da Universidade  
Estadual de Ponta Grossa, pela seguinte banca examinadora:

Orientador

  
Profa. Dra. Nelci Catarina Chiquetto - UEPG

  
Profa. Dra. Mareci Mendes de Almeida - UEPG

  
Prof. Dr. Alessandro Nogueira - UEPG

  
Prof. Dr. Francisco Paulo Chaimsohn - IAPAR

Ponta Grossa, 10 de junho de 2011.

*“O valor das coisas não está no tempo que elas duram, mas na intensidade com que acontecem. Por isso existem momentos inesquecíveis, coisas inexplicáveis e pessoas incomparáveis.”*

*Fernando Sabino*

*A pessoa mais importante da minha vida, Jessé.*

*Dedico*

## AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus, por ter me dado forças para continuar nos momentos mais difíceis desta jornada;

A todos os professores que contribuíram no meu aprendizado ao longo destes dois anos, sem a paciência e o conhecimento ministrados por eles, não chegaria ao fim;

Particularmente a minha orientadora Prof<sup>a</sup>. Dra. Nelci Catarina Chiquetto pelo apoio e incentivo;

Às duas maravilhosas amigas, Flávia e Sue Ellen, que eu conquistei para a minha vida inteira e que me ajudaram muito;

Aos professores que participaram da banca examinadora Prof<sup>a</sup>. Dra. Mareci e Prof<sup>o</sup>. Dr Alessandro;

Ao Paulo, pela ajuda incondicional na coleta dos frutos e sua grande contribuição na produção da dissertação;

Ao IAPAR, por disponibilizar um grande pesquisador;

A Denise que se tornou uma grande amiga e pela ajuda nas análises, sem ela seria difícil a realização deste trabalho

A minha Mãe e minhas irmãs, simplesmente por tudo que representam em minha vida;

Ao meu marido, que me incentivou desde o começo e pela compreensão e amor incondicional nos momentos difíceis.

Muito Obrigado por existirem e estarem sempre ao meu lado !!!

## RESUMO

A palmeira *Euterpe edulis* é uma espécie do estrato médio da floresta da Mata Atlântica, de alto valor econômico como alimento. Este trabalho teve por objetivo avaliar os estádios de maturação dos frutos desta palmeira, provenientes de cinco propriedades localizadas no município de Antonina, no litoral do Paraná. Foram realizadas caracterizações físicas nos frutos inteiros e caracterização físico-química na polpa desidratada. As metodologias utilizadas para a caracterização dos compostos fitoquímicos foram os métodos de Folin-Ciocalteu para compostos fenólicos, método diferencial de pH para antocianinas totais e FRAP para a atividade antioxidante, na polpa dos frutos integrais. Os resultados da caracterização física indicaram diâmetros e pesos diferentes para os frutos coletados nos diferentes cachos de uma mesma palmeira. A maturação iniciou no mês de fevereiro somente em dois dos locais de coleta. O ciclo finalizou no final do mês de maio em quatro dos locais sendo que os frutos de uma das propriedades não haviam ainda apresentado sinais de maturação. Esta diversidade nas características pode estar relacionada com os aspectos ambientais de cada local de coleta, que de alguma maneira influenciam nas transformações bioquímicas nos frutos. A capacidade antioxidante foi variável ao longo dos 135 dias do estudo uma vez que depende de vários fatores intrínsecos e extrínsecos, relacionados com as transformações bioquímicas decorrentes do amadurecimento, que permite um gasto ou acúmulo destes compostos nos frutos.

**Palavras-chaves:** *Euterpe edulis*, maturação, crescimento, polpa.

## ABSTRACT

The palm tree *Euterpe edulis* is a kind of middle stratum of the forest Atlantic with high economic value as food. This study aimed to evaluate the ripeness stage the fruits this palm from five properties located in the municipal district of Antonina, in Paraná, Brazil, aiming to improve crops of these fruits. Physical characterizations were performed in whole fruits and physico-chemical pulp dehydrated. The methods used to characterize the phytochemicals compounds were the Folin-Ciocalteu methods for phenolic compounds, the pH differential method and FRAP for anthocyanins and the antioxidant activity in fruit pulp integrals. The characterization results physical diameters and indicated different weights for fruits collected in different clusters of the same plant. The maturation began in February only two of the sampling sites. The cycles ended at the end of May at four places and the fruits of one of the properties had not yet shown signs of ripeness. This diversity of characteristics can be related to the environmental aspects of each the area of collect, which somehow can be influence the biochemical changes in fruits. The antioxidant activity was highly variable over the 135 days of study because it may depend on several intrinsic and extrinsic factors that may be associated with biochemical changes resulting from the ripeness that allows an expense or an accumulation of these compounds in fruits.

**Keywords:** *Euterpe edulis*, ripening, growth, pulp.



## LISTA DE ILUSTRAÇÕES

<b>Figura 1</b>	- Palmeira <i>Euterpe edulis</i> Martius na fase adulta (a); raquis com ráquias na inflorescência (b).....	16
<b>Figura 2</b>	- Tamanhos das sementes dos frutos em cm. (a); Tamanhos dos frutos maduros em cm. (b).....	17
<b>Figura 3</b>	- Estrutura da clorofila.....	22
<b>Figura 4</b>	- Esquema da degradação da clorofila.....	23
<b>Figura 5</b>	- Principais vias do metabolismo secundário.....	24
<b>Figura 6</b>	- Biossíntese de compostos fenólicos.....	27
<b>Figura 7</b>	- Estrutura molecular básica dos flavonóides.....	30
<b>Figura 8</b>	- Biossíntese dos Flavonóides.....	32
<b>Figura 9</b>	- Estrutura química das antocianinas.....	33
<b>Figura 10</b>	- Biossíntese das antocianinas.....	34
<b>Figura 11</b>	- Estrutura química do ácido poligalacturônico, indicação da localização de atuação das enzimas poligalacturonase (PG) e pectinametilesterase (PME).....	36
<b>Figura 12</b>	- Coleta dos frutos nas propriedades.....	43
<b>Figura 13</b>	- Fotos dos frutos nos estádios de maturação.....	53
<b>Figura 14</b>	- Fotos dos frutos nos estádios de maturação da propriedade C.....	54
<b>Figura 15</b>	- Perfil dos carboidratos dos frutos juçara nas cinco propriedades e nos estádios de maturação.....	66
<b>Figura 16</b>	- Estruturas das antocianinas em meio alcoolico.....	74
<b>Figura 17</b>	- Curva padrão do ácido gálico ( $\mu\text{g.mL}^{-1}$ ).....	76

## LISTA DE TABELAS

<b>Tabela 1</b>	- Diâmetros (mm) médios dos frutos nas cinco propriedades referentes ao estágio de maturação.....	56
<b>Tabela 2</b>	- Valores dos pesos (g) médios dos frutos nas cinco propriedades referentes aos estádios de maturação.....	58
<b>Tabela 3</b>	- Caracterização físico-química da polpa dos frutos da palmeira <i>Euterpe edulis</i> das cinco propriedades.....	60
<b>Tabela 4</b>	- Resultados da análise de solo das cinco propriedades amostradas.....	63
<b>Tabela 5</b>	- Variação dos parâmetros de cromaticidade de a* e b*, luminosidade L* e teores de antocianinas totais nos frutos juçara nos estádios de maturação.....	69
<b>Tabela 6</b>	- Teores de compostos fenólicos totais dos frutos da palmeira <i>Euterpe edulis</i> nas cinco propriedades nos diferentes estádios de maturação.....	77
<b>Tabela 7</b>	- Valores médios da Capacidade Antioxidante Total dos frutos da palmeira <i>Euterpe edulis</i> nos diferentes estádios de maturação nas cinco propriedades.....	78
<b>Tabela 8</b>	- Variação média da Temperatura ambiente máx. e mín., UR do ar e Precipitação de chuva das cinco propriedades amostradas.....	81

## LISTA DE ABREVIÇÕES E SIGLAS

PaO	Feoforbídeo <i>a</i> oxigenase
RCCR	Redutase da via dependente da ferrodopina
PAL	Fenilalanina amonialiase
C4H	Cinamato-4-hidroxilase
TAL	Tirosina amônio liase
4CL	4-cumarato CoA ligase
CHS	Chalcona sintase
CHI	Chalcona isomerase
F3H	Flavanona 3 $\beta$ -hidroxilase
DFR	Dihidroflavol redutase
ANS	Antocianidina sintase
FGT	Flavonóide-3- <i>O</i> -glucosiltransferase
PG	Poligalacturonase
PME	Pectinametilesterase
$\beta$ -G	$\beta$ -galactosidase
CO <sub>2</sub>	Dióxido de carbono
ATP	Adenosina trifosfato
SS	Sacarose sintase
SBE	Enzima ramificadora do amido
SDBE	Enzima desramificadora do amido
SPS	Sacarose-fosfato-sintase
ASPRAN	Associação de pequenos produtores de Antonina
FRAP	Ferric Reducing Antioxidant Power
NADPH	Nicotinamida adenina dinucleotideo fosfato

## SUMÁRIO

<b>1</b>	<b>INTRODUÇÃO.....</b>	<b>13</b>
<b>2</b>	<b>REVISÃO DA LITERATURA.....</b>	<b>15</b>
2.1	PALMEIRA <i>Euterpe edulis</i> MARTIUS.....	15
2.1.1	Frutos.....	17
2.2	FRUTIFICAÇÃO.....	18
2.3	PRÉ- MATURAÇÃO.....	19
2.3.1	Degradação da clorofila.....	21
2.4	METABÓLITOS SECUNDÁRIOS.....	23
2.4.1	Compostos Fenólicos.....	25
2.4.2	Compostos fenólicos e atividade antioxidante dos frutos.....	29
2.4.3	Flavonóides.....	30
2.5	ESTÁGIO FINAL DE MATURAÇÃO.....	35
2.5.1	Sabor e aroma.....	37
2.6	METABOLISMO DE CARBOIDRATOS.....	38
<b>3</b>	<b>OBJETIVO GERAL.....</b>	<b>42</b>
3.1	OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	42
<b>4</b>	<b>MATERIAL E MÉTODOS.....</b>	<b>43</b>
4.1	MATERIAIS.....	43
4.1.1	Coletas dos frutos.....	43
4.1.2	Descrição dos locais de coleta.....	44
4.2	MÉTODOS.....	45
4.2.1	Caracterização física dos frutos.....	45
4.2.2	Despolpa dos frutos.....	46
4.2.3	Descrição das Análises Físico-Químicas.....	46
4.2.4	Determinação dos Compostos Fenólicos .....	47
4.2.5	Determinação de Antocianinas totais.....	47
4.2.6	Determinações da Capacidade Antioxidante.....	48

4.2.7	Determinação de cor.....	48
4.2.8	Análise de minerais no solo.....	49
4.2.8.1	Determinação do pH do solo.....	49
4.2.8.2	Determinação de Alumínio trocável.....	49
4.2.8.3	Análise de carbono.....	50
4.2.9	Análises estatísticas.....	50
<b>5</b>	<b>RESULTADOS E DISCUSSÃO.....</b>	<b>52</b>
5.1	CARACTERIZAÇÃO FÍSICA DOS FRUTOS.....	55
5.2	CARACTERIZAÇÃO FÍSICO-QUÍMICA DA POLPA.....	59
5.3	CARACTERÍSTICAS DO AMIDO E DOS AÇÚCARES NA POLPA DOS FRUTOS.....	65
5.4	ANÁLISES DE COR E ANTOCIANINAS TOTAIS.....	69
5.5	AVALIAÇÃO DOS TEORES DE FENÓIS E ATIVIDADE ANTIOXIDANTE NOS FRUTOS DA PALMEIRA <i>Euterpe edulis</i> .....	75
5.6	INFLUÊNCIAS DOS FATORES AMBIENTAIS NA MATURAÇÃO DOS FRUTOS.....	80
<b>6</b>	<b>CONCLUSÕES.....</b>	<b>83</b>
	<b>REFERÊNCIAS.....</b>	<b>85</b>

## 1 INTRODUÇÃO

O Brasil possui uma das maiores reservas de florestas tropicais do mundo, que abriga a biodiversidade mais rica do planeta. Esta vegetação apresenta muitas variabilidades as quais caracterizam a peculiaridade de certas regiões do país, como o clima, o solo, e as espécies animais e vegetais que nela habitam (MAC FADDEN, 2005).

A palmeira *Euterpe edulis* Martius é nativa da Mata Atlântica e produz grande quantidade de frutos, sendo considerada como uma espécie-chave, pois seus frutos ficam maduros em uma época de escassez geral de alimentos (SEOANE et al., 2005). O manejo de *E. edulis* para a produção de frutos é uma forma de conciliar a proteção ambiental e o rendimento econômico de modo racional e equilibrado (FILHO, 2005).

O processamento comercial do fruto em agroindústrias, para a produção da bebida, possibilita a agregação de valor ao produto pelos agricultores, beneficiando principalmente os pequenos proprietários (FILHO, 2005).

Os frutos da palmeira *E. oleracea* (açai) assim como os frutos da palmeira *E. edulis*, vêm ganhando espaço no mercado nacional e internacional por serem alimentos exóticos ricos em compostos fenólicos e antocianinas, substâncias com elevada capacidade antioxidante e de comprovados efeitos benéficos à saúde (DEL POZO-INSFRAN; BRENES e TALCOTT, 2004). Os teores de compostos fenólicos, atividade antioxidante e antocianinas encontradas na literatura são muito variáveis, em função da variância intrínseca entre as amostras, das metodologias empregadas e das análises a partir dos frutos da palmeira *E. edulis* (SCHULTZ, 2008).

Cada fruto possui caroço e fina camada de polpa constituída pelo epicarpo e parte externa do mesocarpo. A parte interna do mesocarpo é fibrosa e está soldada ao endocarpo lenhoso (REITZ, 1974; ROGEZ, 2000).

O crescimento e desenvolvimento de frutos podem ser acompanhados seguindo-se alguns parâmetros (diâmetro, volume, peso fresco, peso seco, etc.) de amostras colhidas em diferentes intervalos durante o período de crescimento (LEOPOLD; KRIEDEMANN, 1975).

O amadurecimento corresponde ao período terminal de maturação, sob o ponto de vista de comercialização de frutos, a aparência é caracterizada como fundamental e pode

ser avaliada segundo alguns atributos, tais como: maturidade, grau de frescor, tamanho dos frutos, cor e ausência de defeitos (CHITARRA, 1998). Um dos índices mais utilizados na maturação e determinação do ponto de colheita é o número de dias desde a floração até o desenvolvimento pleno do fruto (WARRINGTON et al., 1999).

As mudanças na coloração da casca e da polpa dos frutos são as evidências mais perceptíveis do início da maturação. Do ponto de vista comercial, a mudança de coloração indica a época mais adequada de colheita, que se refletirá também na qualidade do fruto e na vida útil de prateleira (MALACRIDA; MOTTA, 2006).

A caracterização dos frutos da palmeira *E. edulis* através de parâmetros físico-químicos bem como a verificação da influência de fatores ambientais no desenvolvimento dos mesmos são importantes, pois, completada a maturação, entram naturalmente em processo de degradação, com a perda rápida de suas propriedades físico-químicas. O estudo das especificidades do fruto permite que esse processo seja minimizado por meio do uso de técnicas adequadas de pós-colheita, prolongando-se a vida útil.

## 2 REVISÃO DA LITERATURA

O açaí é uma bebida obtida a partir do processamento dos frutos de palmeiras do gênero *Euterpe* da família *Arecaceae*. No Norte do país este produto é extraído de palmeiras multicaules – açazeiro (*Euterpe oleracea* Martius e *Euterpe precatoria* Martius) e também de uma palmeira monocaule – palmeira juçara (*Euterpe edulis* Martius) (CANTO, 2001).

Nos Estados da região sul e sudeste do Brasil, o consumo do açaí foi incrementado a partir dos anos 90, principalmente devido à demanda do público jovem de classe média a alta (ROGEZ, 2000). A partir desta década, a comercialização de açaí congelado foi ampliada para estas regiões do Brasil.

Nos Estados do Sul e Sudeste o açaí pode ser obtido a partir dos frutos da palmeira juçara (*E. edulis*). Nos anos de 2003/2004, o mercado do sul e sudeste do Brasil era abastecido unicamente pelo açaí proveniente da Amazônia. Em 2004, no município de Garuva/SC, foi implantada a primeira unidade de fabricação de açaí do Sul do Brasil, utilizando como matéria-prima os frutos de *E. edulis* (MAC FADDEN, 2005).

A bebida obtida dos frutos das palmeiras do gênero *Euterpe* está ganhando espaço no mercado, por ser um alimento exótico e rico em compostos fenólicos e antocianinas, substâncias com elevada capacidade antioxidante e de comprovados efeitos benéficos à saúde, quando presentes na dieta humana (ROGEZ, 2000; DEL POZO-INSFRAN; BRENES; TALCOTT, 2004; KUSKOSKI et al., 2006).

### 2.1 PALMEIRA *Euterpe edulis* MARTIUS

A palmeira *E. edulis* é uma espécie do estrato médio da floresta da Mata Atlântica, de alto valor econômico como alimento, sofrendo assim, intenso extrativismo para a retirada do palmito, o que vem comprometendo sua regeneração em ambientes naturais. A distribuição da palmeira restringe-se a propriedades privadas, unidades de conservação ou áreas de difícil acesso (PINHEIRO, 2007).



Possui como características principais, um único caule, delgado e alto sendo conhecida como içara, palmito-juçara, palmito-doce, ensarova, palmitreiro, ripa, ripeira e juçara (LORENZI, 1992). A planta adulta possui altura de 8 a 15 m, com estirpe (tronco) de 10 a 20 cm de diâmetro, e apresenta no ápice um agrupamento 10 a 20 folhas pinadas, de 1 a 1,5 m de comprimento (Figura 1a) (LORENZI et al., 2004). As Inflorescências apresentam raquis com cerca de 70 cm de comprimento, com muitas ráquulas contendo flores (Figura 1b) (REITZ, 1974).



1a

1b

Figura 1 - Palmeira *Euterpe edulis* Martius na fase adulta (a); raquis com ráquulas na inflorescência (b).

O início da fase reprodutiva em *E. edulis* é determinado por uma série de fatores, os quais estão relacionados principalmente ao ambiente em que as plantas se encontram. Plantas que recebem grande quantidade de luz, plantadas por mudas, atingem a fase reprodutiva entre o sétimo e o décimo ano. Porém, dentro da floresta nativa não existem dados disponíveis sobre a idade reprodutiva das plantas (MANTOVANI; MORELLATO, 2000).

Devido à produção de frutos durante seis meses no ano e ao fato de estes serem muito procurados pela fauna, o enriquecimento de áreas com esta espécie representa um fator positivo para o aumento da biodiversidade das florestas secundárias (NODARI et al., 2000).

### 2.1.1 Frutos

Os frutos da palmeira *E. edulis* são drupáceos, esféricos, de cor quase preta ou negro-vinosa quando maduros, com mesocarpo carnoso muito fino, unisseminado, com embrião lateral e albume abundante e homogêneo (REITZ, 1974). O fruto pesa em média 1g e as infrutescências podem atingir 5 kg, sendo a média de 3 kg (REIS, 1995).

Cada fruto possui caroço e fina camada de polpa constituída pelo epicarpo e parte externa do mesocarpo. A parte interna do mesocarpo é fibrosa e está soldada ao endocarpo lenhoso (REITZ, 1974; ROGEZ, 2000).

Cada fruto contém uma semente marrom claro, que equivale aproximadamente cerca de 90% do diâmetro do fruto (1 a 2 cm) e 90% de seu peso (0,7 a 1,9 g). As sementes são cobertas com uma camada de fibra bruta sob uma fina polpa violeta comestível (Figura 2). Essas fibras representam de 63 a 81% (celulose e a hemicelulose) do peso das sementes de 5 a 6% de proteínas, 2 a 6% de sais minerais e 2 a 3% de lipídios (STRUDWICK; SOBEL, 1988).

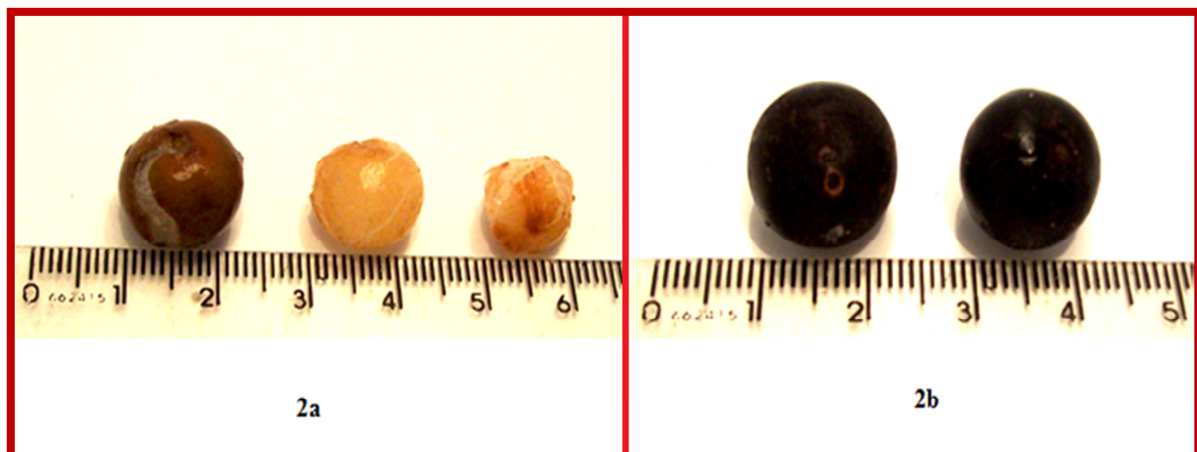


Figura 2 - Tamanhos das sementes dos frutos em cm. (a); Tamanhos dos frutos maduros em cm. (b).

Na região da Mata Atlântica no estado de Santa Catarina, a infrutescência ocorre durante um longo período, de setembro a dezembro, e a maturação dos frutos se prolonga por todo o outono e inverno (de abril a agosto) podendo variar conforme a altitude (LORENZI, 1992).

Nos estudos de Nodari et al. (2000), palmeiras encontradas a 650 metros de altitude no município de Blumenau, Estado de Santa Catarina, apresentavam floração entre os meses de abril e junho, com a maturação dos frutos de dezembro a fevereiro. Nas regiões com menores elevações, os dois eventos ocorrem em épocas inversas.

Segundo Tsukamoto Filho (1999), na região litorânea de Santa Catarina, o período de amadurecimento ocorre de abril a novembro, enquanto nas palmeiras isoladas na mata, ocorre entre abril e junho. Nas regiões oeste do Estado do Paraná e Santa Catarina, sul do Estado do Mato Grosso e parte da República do Paraguai, o amadurecimento é mais homogêneo e concentrado nos meses de junho e julho.

O amadurecimento corresponde ao período terminal de maturação, sob o ponto de vista de comercialização de frutos, a aparência é caracterizada como fundamental e pode ser avaliada segundo alguns atributos, tais como: maturidade, grau de frescor, tamanho dos frutos, cor e ausência de defeitos (CHITARRA, 1998).

## 2.2 FRUTIFICAÇÃO

A frutificação envolve o desenvolvimento não apenas do fruto, mas de outro órgão também muito importante e complexo, a semente. A rede de interações que esses órgãos estabeleceram entre si, durante a evolução, representa desafios para a compreensão do desenvolvimento de ambos, seja do ponto de vista estrutural, fisiológico, bioquímico e molecular (KERBAUY, 2008).

O crescimento de frutos ou seu desenvolvimento pode ser acompanhado seguindo-se um ou mais parâmetros (diâmetro, volume, peso fresco, peso seco, etc.) de amostras colhidas em diferentes intervalos durante o período de crescimento. Os parâmetros mais freqüentemente usados são o diâmetro ou o comprimento dos frutos e as curvas de crescimento assim obtido (LEOPOLD; KRIEDEMANN, 1975).

Gillaspy, Bendavid e Gruissem (1993) dividiram o desenvolvimento de frutos, de modo geral, em três fases distintas e consecutivas: fase I: envolve a polinização, fertilização e o início do desenvolvimento do fruto, ou o desenvolvimento do ovário; fase II:

envolve as divisões celulares, tanto no ovário quanto na semente e no embrião em início de formação; fase III: caracterizada pela expansão das células e a maturação do embrião.

A primeira fase representa o período inicial de rápido crescimento, o pericarpo e as sementes aumentam em tamanho e peso. No pericarpo há um período de divisão celular que é seguido por rápido aumento de volume. Neste período o endocarpo e as sementes atingem praticamente tamanho máximo. O embrião se desenvolve muito pouco durante este período (COOMBE, 1976).

Na segunda fase a taxa de crescimento total é muito reduzida, iniciando-se um rápido endurecimento do endocarpo. A redução da taxa de crescimento total deve-se principalmente a uma redução no crescimento do mesocarpo. O embrião se desenvolve rapidamente e pode, dependendo da espécie, atingir seu tamanho máximo (DODEMAN; DUCREUX; KREIS, 1997).

Na terceira fase representa o período de crescimento final, no qual o crescimento em tamanho e peso atinge as mesmas taxas da primeira fase. Há usualmente um aumento em volume celular e espaços intercelulares na polpa (GILLASPY; BENDAVID; GRUISSEM, 1993).

A expansão celular contribui de forma proeminente para as alterações estruturais, bioquímicas e fisiológicas que caracterizam os frutos. As alterações na parede celular associadas à acumulação de água, carboidratos e ácidos orgânicos nos vacúolos são imprescindíveis à manutenção da parede celular. Esses eventos também contribuem para o estabelecimento do sabor, textura, aroma e outras características atrativas do fruto quando maduro (COOMBE, 1976).

## 2.3 PRÉ-MATURAÇÃO

Vários critérios têm sido utilizados na determinação da maturidade de frutos, baseados no aspecto aparente (tamanho, diâmetro, cor, etc.) e na composição química (sólidos solúveis, acidez titulável, etc.) do produto na época da colheita. Porém, estes índices podem variar consideravelmente, dependendo do local de cultivo, cultivares e condições climáticas do ano de crescimento (BIALE; YOUNG, 1964). Um dos índices

mais utilizados na determinação do ponto de colheita é o número de dias desde a floração até o desenvolvimento pleno do fruto (WARRINGTON et al., 1999).

Encerrada a fase de desenvolvimento dos frutos (frutificação), tem início o processo de maturação. Trata-se de um evento fisiológico complexo, tangido por mudanças fisiológicas, bioquímicas e estruturais drásticas, perceptíveis pela mudança de características como a coloração, textura, sabor e aroma (KERBAUY, 2008).

A classificação dos frutos como climatéricos ou não climatéricos é essencial para definir o ponto de colheita e técnicas de manipulação e de armazenamento que possam ser usadas para prolongar a vida pós-colheita (ARCHBOLD; POMPER, 2003). O amadurecimento de frutos climatéricos é coordenado e/ou induzido pelo etileno, enquanto que frutos não-climatéricos não apresentam uma alta produção de etileno, mas podem ser sensíveis a este fito-regulador durante a fase pós-colheita (ABDI et al., 1998).

Iniciada a maturação numa determinada região do fruto, ela se propaga às regiões vizinhas na medida em que o etileno se difunde, integrando o processo através de todo o órgão. A natureza gasosa do hormônio etileno desempenha um papel fundamental na rapidez e coordenação da maturação (MALACRIDA et al., 2006).

Segundo Kerbauy (2008), embora algumas rotas bioquímicas particulares da maturação possam variar tanto entre espécies, quanto em frutos climatéricos e não climatéricos, tipicamente, em quaisquer dos casos, as mudanças compartilham entre si uma série de atributos como: modificação da cor devido à degradação da clorofila e ao acúmulo de carotenóides ou flavonóides; alterações da textura (amolecimento) via modificações da estrutura da parede celular e do turgor celular; alterações no sabor, aroma e qualidade nutricional decorrentes de mudanças profundas nos padrões de açúcares e ácidos, e do aumento de substâncias voláteis e o aumento da susceptibilidade a patógenos.

As mudanças na coloração da casca e da polpa dos frutos são as evidências mais perceptíveis do início da maturação. Do ponto de vista comercial, a mudança de coloração indica a época mais adequada de colheita, que se refletirá também na qualidade do fruto e na vida útil de prateleira. A coloração avermelhada ou amarelada dos frutos maduros resulta da acumulação de antocianinas e carotenóides, e da diminuição no teor de clorofilas. Portanto, no que se diz respeito aos pigmentos, o amadurecimento pode ser caracterizado como dois movimentos simultâneos, opostos e coordenados: um

biossintético e outro degradatório, cada um dos quais conduzidos por cadeias enzimáticas específicas (MALACRIDA et al., 2006).

### 2.3.1 Degradação da clorofila

Os pigmentos verdes dos organismos fotossintéticos são conhecidos como clorofilas, os quais se encontram nas células vegetais fotossintetizantes, em organelas chamadas de cloroplastos. A clorofila é o pigmento mais largamente distribuído na natureza (NOLLET, 1996).

As clorofilas são moléculas formadas por complexos derivados da porfirina, tendo como átomo central o Mg (magnésio). Esse composto é uma estrutura macrocíclica assimétrica totalmente insaturada constituída por quatro anéis de pirrol (SCHOEFS, 2002). Ilustra-se na Figura 3 a estrutura da clorofila.

As clorofilas *a* e *b* encontram-se na natureza numa proporção de 3:1, respectivamente, e diferem nos substituintes de carbono C-3. Na clorofila *a*, o anel de porfirina contém um grupo metil (-CH<sub>3</sub>) no C-3 e a clorofila *b* (considerada um pigmento acessório) contém um grupo aldeído (-CHO), que substitui o grupo metil (-CH<sub>3</sub>). A estabilidade da clorofila *b* deve-se ao efeito atrativo de elétrons de seu grupo aldeído no C-3 (VON ELBE, 2000).

A clorofila *b* é sintetizada através da oxidação do grupo metil da clorofila *a* para um grupo aldeído. Apesar dos diversos estudos realizados para elucidar a biossíntese da clorofila *b*, as rotas para a formação das mesmas ou das proteínas envolvidas ainda não foram estudadas (TANAKA et al., 1998). A clorofila *b* é convertida em clorofila *a* através de uma enzima chamada clorofila *a* oxigenase, que catalisa a conversão do grupo metil ao grupo aldeído (XU et al., 2001).

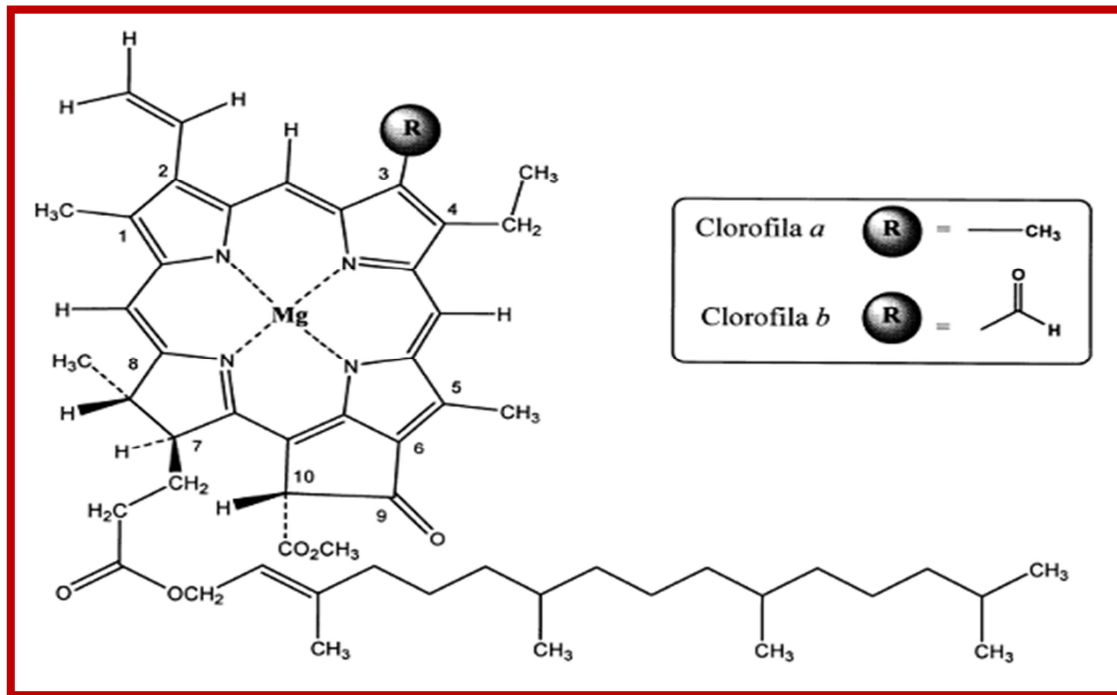


Figura 3 - Estrutura da clorofila (BOBBIO; BOBBIO, 2003).

A etapa da degradação das clorofilas em tecidos senescentes é iniciada por fatores externos, como o estresse hídrico, luminosidade, alterações térmicas, níveis aumentados de etileno ou a combinação destes fatores (HEATON; MARANGONI, 1996).

A primeira enzima envolvida no processo de degradação da clorofila é a clorofilase, que inicia o processo pela remoção da longa cauda fitol (C<sub>20</sub>H<sub>39</sub>), originando a clorofilida. Essa enzima localiza-se junto às membranas externas dos cloroplastos, especialmente separadas das membranas de clorofila *a* e *b* ancoradas nas membranas internas (tilacóides), prevenindo a degradação desses pigmentos antes do início da maturação dos frutos. O segundo movimento enzimático é a eliminação do átomo de Mg, resultando numa molécula ainda verde, a feoforbida. No terceiro passo, a enzima feoforbida-oxigenase (PaO) rompe o anel porfirínico, gerando catabólitos incolores. Alguns desses catabólitos são fluorescentes, outros não. Nesse processo degradatório da molécula, é essencial a presença de oxigênio, ATP, ferrodixina reduzida, NADPH e ferro, indicando um considerável gasto de energia (KERBAUY, 2008). A decomposição das clorofilas durante a senescência faz parte do desenvolvimento da planta e conduz a acumulação de catabólitos incolores (PRUZINSKA et al., 2003; STREIT et al., 2005).

Representa-se na Figura 4 o esquema de degradação da clorofila. A hidrólise da clorofila não vai além da clivagem do anel porfirínico, sendo os catabólicos resultantes, agora mais hidrofílicos, acumulados na solução vacuolar das próprias células do pericarpo (HÖRTENSTEINER; FELLER, 2002).

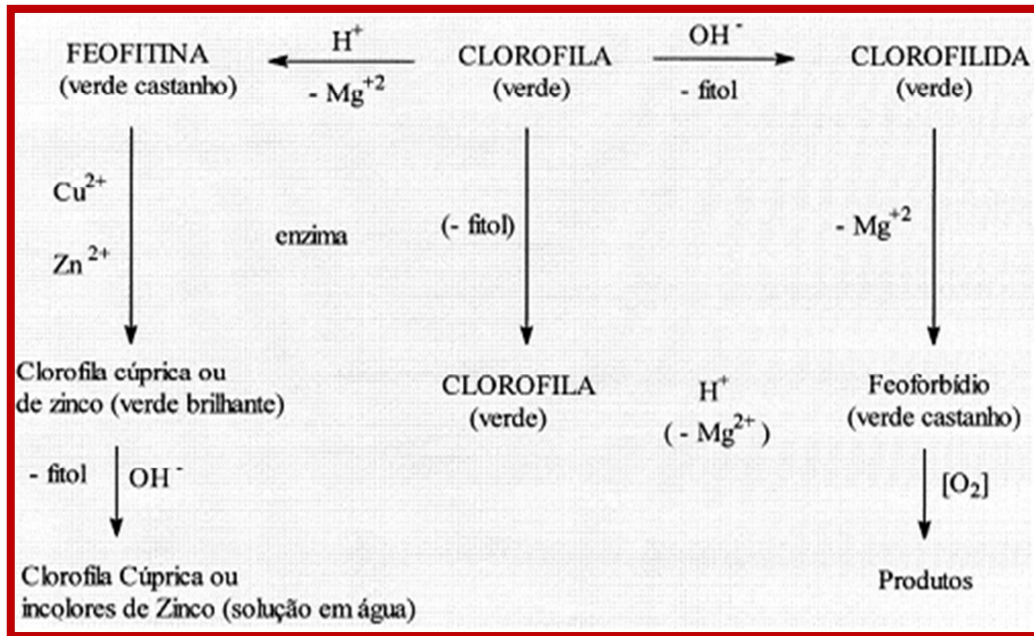


Figura 4 - Esquema da degradação da clorofila (BOBBIO; BOBBIO, 2003).

## 2.4 METABÓLITOS SECUNDÁRIOS

Os frutos produzem uma grande variedade de compostos orgânicos que parecem não ter função direta no seu crescimento e desenvolvimento. Tais substâncias são conhecidas como metabólitos secundários ou produtos secundários. Os metabólitos secundários, em geral, não apresentam ação direta conhecida, como na fotossíntese, respiração, transporte de solutos, translocação, síntese de proteínas, assimilação de nutrientes, diferenciação ou síntese de carboidratos, proteínas e lipídios (KERBAUY, 2008).

Os metabólitos secundários diferem dos metabólitos primários (aminoácidos, nucleotídeos, açúcares e lipídeos) por apresentarem distribuição restrita no reino vegetal, ou seja, metabólitos secundários específicos são restritos a uma espécie de vegetal ou a



um grupo de espécies relacionadas, enquanto que metabólitos primários são encontrados em todo o reino vegetal (TRAPP; CROTEAU, 2001).

Embora o metabolismo secundário nem sempre seja necessário para que uma planta complete seu ciclo de vida, ele desempenha um papel importante na interação das plantas com o meio ambiente. Um dos principais componentes do meio externo cuja interação é mediada por compostos do metabolismo secundário são os fatores bióticos. Desse modo, produtos secundários possuem um papel contra a herbivoria, ataque de patógenos, competição entre plantas e atração de organismos benéficos como polinizadores, dispersores de semente e micro-organismos simbiotes. Contudo, produtos secundários também possuem ação protetora em relação a estresses abióticos, como aqueles associados com mudanças de temperatura, conteúdo de água, níveis de luz, exposição a UV e deficiência de nutrientes minerais (KERBAUY, 2008).

Os metabólitos secundários podem ser divididos em três grupos quimicamente distintos: terpenos, compostos fenólicos e compostos nitrogenados (KERBAUY, 2008). A Figura 5 apresenta de forma simplificada, as rotas envolvidas na biossíntese dos metabólitos secundários.

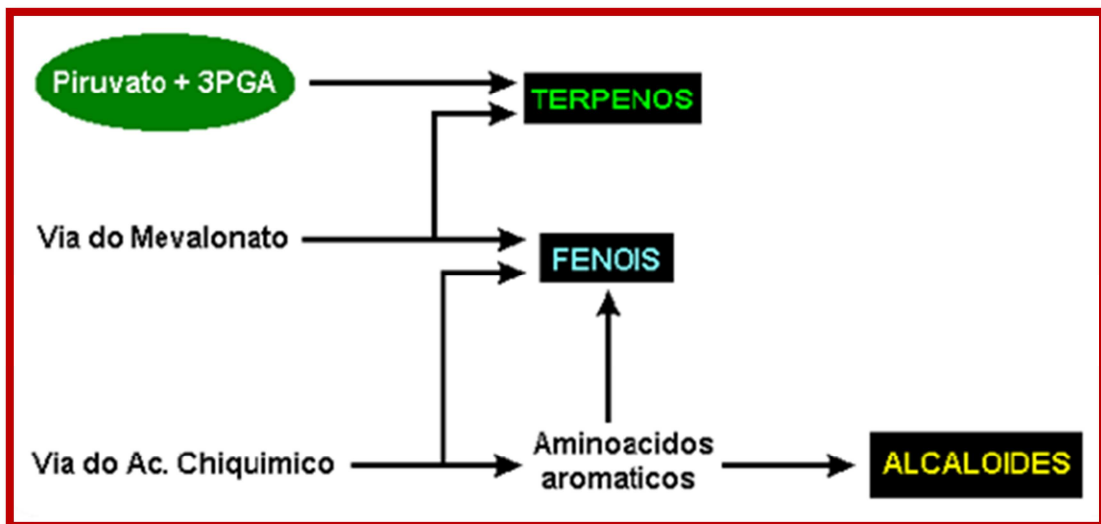


Figura 5 - Principais vias do metabolismo secundário (KERBAUY, 2008)

### 2.4.1 Compostos Fenólicos

Os compostos fenólicos pertencem a uma classe de compostos que inclui uma grande diversidade de estruturas, simples e complexas, que possuem pelo menos um grupo fenol – um grupo hidroxila funcional em um anel aromático. Este é um grupo quimicamente heterogêneo de metabólitos vegetais secundários com aproximadamente 10.000 compostos (TAIZ; ZEIGER, 2004).

A composição dos compostos fenólicos em frutas pode variar devido ao grau de maturação, ambiente de plantio e condições de estocagem. As plantas e os alimentos contêm uma variedade de derivados fenólicos, que incluem fenóis simples, fenilpropanóides, derivados do ácido benzóico, flavonóides estilbenos, taninos e ligninas. Juntamente com os ácidos carboxílicos de cadeia longa, podem ser encontrados os fenólicos componentes de suberina e cutina, substâncias essenciais para o crescimento e reprodução de plantas (BUTLER, 1992).

Alguns compostos são solúveis apenas em solventes orgânicos, outros são solúveis em ácidos carboxílicos e glicosídeos solúveis em água e há ainda aqueles que são grandes polímeros insolúveis (KERBAUY, 2008).

A utilização de compostos antioxidantes encontrados na dieta ou mesmo sintéticos é um dos mecanismos de defesa contra os radicais livres que podem ser empregados nas indústrias de alimentos, cosméticos, bebidas e medicina, sendo que muitas vezes os próprios medicamentos aumentam a geração intracelular desses radicais (HALLIWELL, 1995).

A produção contínua de radicais livres durante os processos metabólicos levou ao desenvolvimento de muitos mecanismos de defesa antioxidante para limitar os níveis intracelulares e impedir a indução de danos. Esses agentes que protegem as células contra os efeitos dos radicais livres podem ser classificados em antioxidantes enzimáticos ou não-enzimáticos (SIES; STAHL, 1995).

Os compostos fenólicos inibem processos da oxidação em certos sistemas, mas isso não significa que eles possam proteger as células e os tecidos de todos os tipos de danos oxidativos. Esses compostos podem apresentar atividade pró-oxidante em determinadas condições (DECKER, 1997).

Os compostos fenólicos são biossintetizados por meio de diferentes rotas, razão pela qual constituem um grupo bastante heterogêneo. Duas rotas metabólicas básicas estão envolvidas na síntese dos compostos fenólicos: a rota do ácido chiquímico e a rota do ácido malônico. A rota do ácido chiquímico participa na biossíntese da maioria dos fenóis. A rota do ácido malônico, embora seja uma fonte importante de produtos secundários fenólicos em fungos e bactérias, é menos significativa nas plantas superiores (BUTLER, 1992). Ilustra-se na Figura 6 a biossíntese de compostos fenólicos a partir da fenilalanina.

A rota do ácido chiquímico converte precursores de carboidratos derivados da glicólise e da rota da pentose fosfato em aminoácidos aromáticos. Um dos intermediários dessa rota é o ácido chiquímico (HERRMANN; WEAVER, 1999).

O ácido chiquímico é formado pela condensação de dois metabólitos da glicose, ou seja, o fosfoenolpiruvato e a eritrose-4- fosfato. O próximo passo dessa via é a formação do ácido corísmico através da junção do ácido chiquímico e uma molécula de fosfoenolpiruvato. O ácido corísmico por sua vez gera os aminoácidos aromáticos (triptofano, fenilalanina e tirosina) que são precursores de vários alcalóides. Contudo, um dos primeiros grupos de compostos fenólicos, formados a partir do ácido corísmico, são os fenilpropanóides. Esses compostos costumam ser voláteis, sendo considerados, juntamente com os monoterpenos, óleos essenciais. Os fenilpropanóides são também precursores da lignina, já que esta nada mais é do que um polímero de fenilpropanos, altamente ramificado (SHAHIDI; NACZK, 2004).

A classe mais abundante de compostos fenólicos secundários nos frutos é derivada da fenilalanina, por meio da eliminação de uma molécula de amônia para formar o ácido cinâmico (KERBAUY, 2008).

Essa reação é catalisada pela fenilalanina amonialiase (PAL), talvez a enzima mais estudada no metabolismo secundário vegetal. A PAL está situada em um ponto de ramificação entre os metabolismos primários e secundários, de forma que a reação que ela catalisa é uma etapa reguladora importante na formação de muitos compostos fenólicos (TAIZ; ZEIGER, 2004).

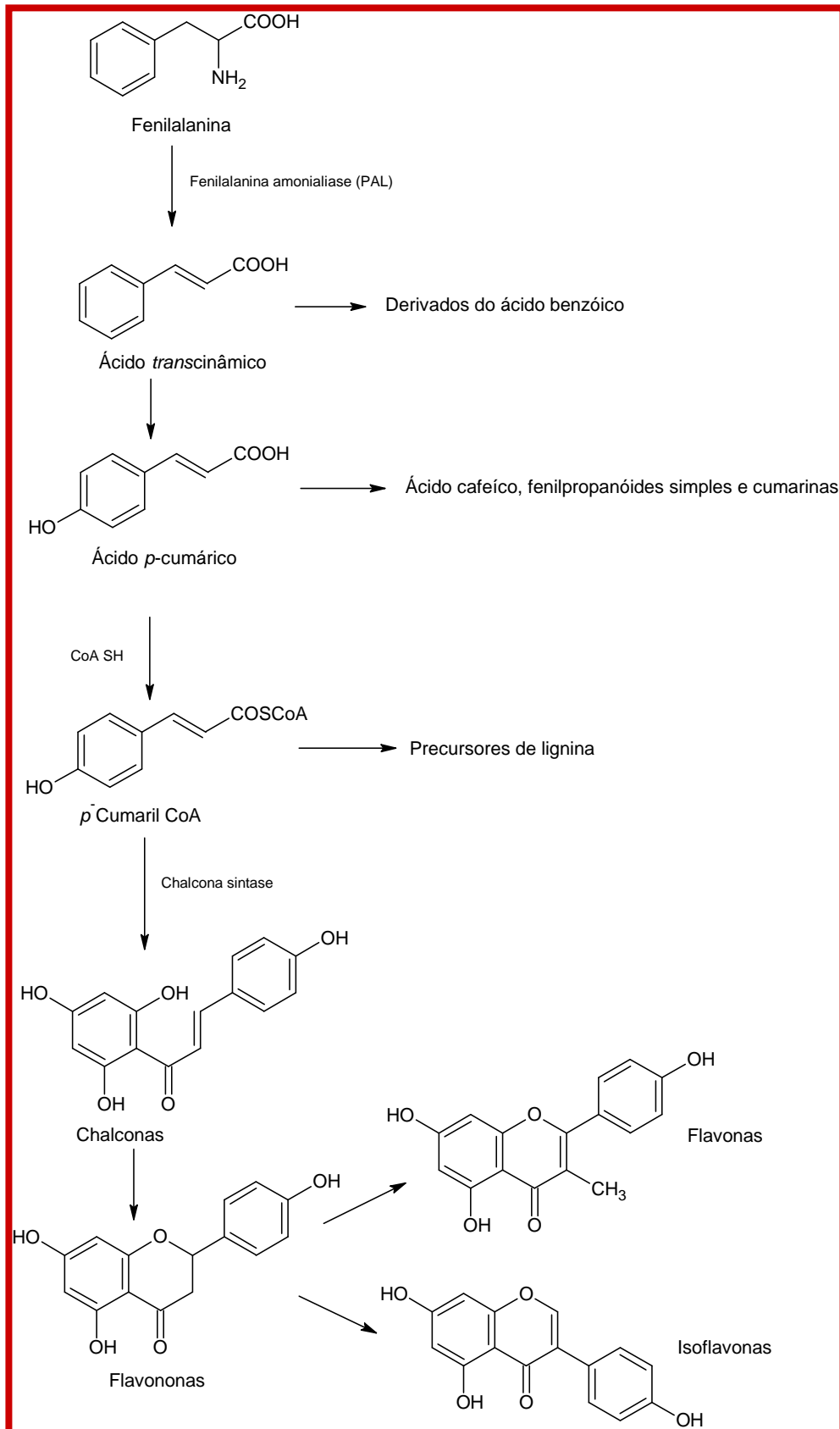


Figura 6 - Biossíntese de compostos fenólicos (KERBAUY, 2008)

A atividade da PAL é aumentada por fatores ambientais, tais como baixos níveis de nutrientes, luz (pelo efeito no fitocromo) e infecção por fungos. O ponto de controle parece estar no início da transcrição do RNA mensageiro que codifica a PAL, aumentando a quantidade de PAL na planta, o que estimula a síntese de compostos fenólicos (HERRMANN; WEAVER, 1999).

Em muitas espécies vegetais, a regulação da atividade da PAL torna-se mais complexa pela existência de múltiplos genes que codificam essa enzima, alguns dos quais são expressos somente em tecidos específicos ou sob certas condições ambientais (LOGEMANN; PAMISKE; HAHLBROCK, 1995).

As reações subseqüentes, àquelas catalisadas pela PAL, levam à adição de mais grupos hidroxila e outros substituintes. Os ácidos transcinâmico e *p*-cumárico e seus derivados são compostos fenólicos simples chamados de fenilpropanóides, por conter um anel benzóico e uma cadeia lateral de três carbonos. Os fenilpropanóides são importantes unidades básicas para a formação de compostos fenólicos mais complexos (HERRMANN; WEAVER, 1999).

Os compostos fenólicos simples são amplamente distribuídos nas plantas vasculares e parecem apresentar diferentes funções (DAVIN; LEWIS, 2000; HATFIELD; VERMERRIS, 2001). Suas estruturas incluem: fenilpropanóides simples, tais como ácido transcinâmico, ácido *p*-cumárico e seus derivados, como o ácido caféico, os quais apresentam um esqueleto básico de fenilpropanóides; lactonas de fenilpropanóides (ésteres cíclicos) chamadas cumarinas, também como esqueleto de fenilpropanóides; derivados de ácido benzóico, os quais apresentam um esqueleto formado a partir de fenilpropanóides pela eliminação de dois carbonos da cadeia lateral; os frutos liberam no ambiente uma grande variedade de metabólitos primários e secundários a partir de folhas, raízes em decomposição. O ácido caféico e o ácido ferúlico ocorrem no solo em quantidades apreciáveis e foi demonstrado, em laboratório, que eles inibem a germinação e crescimento de muitas plantas (INDERJIT; DAKSHINI, 1994).

#### 2.4.2 Compostos fenólicos e atividade antioxidante do fruto

As referências sobre os teores de compostos fenólicos, atividade antioxidante e antocianinas encontradas na literatura são muito variáveis, em função da variabilidade intrínseca entre as amostras, das metodologias empregadas e das análises a partir dos frutos da palmeira *E. edulis* (SCHULTZ, 2008).

Os frutos das palmeiras do gênero *Euterpe* são considerados os mais ricos em antocianinas, além de representar uma importante fonte de lipídios, proteínas, fibras, minerais (Mn, Cu, Cr, B) e vitaminas. O alto teor de lipídio da bebida confere ao produto um elevado valor energético. Além dos benefícios citados anteriormente, possui em sua composição, substâncias como os compostos fenólicos, dentre outros, que podem conter componentes antioxidantes (SOUSA et al., 2006).

A composição dos compostos fenólicos em frutas pode variar devido ao grau de maturação, solo e condições de estocagem. Juntamente com os ácidos carboxílicos de cadeia longa, podem ser encontrados os fenólicos componentes de suberina e cutina, substâncias essenciais para o crescimento e reprodução de plantas (BUTLER, 1992).

Os compostos fenólicos antioxidantes são capazes de inibir a oxidação de diversos substratos, de moléculas simples a polímeros e biosistemas complexos, por meio de dois mecanismos: o primeiro envolve a inibição da formação de radicais livres que possibilitam a etapa de iniciação; o segundo abrange a eliminação de radicais importantes na etapa de propagação, como alcoxila e peroxila, através da doação de átomos de hidrogênio a estas moléculas, interrompendo a reação em cadeia (BALASUNDRAM; SUNDRAM; SAMMAN, 2006).

Os fenólicos antioxidantes funcionam como seqüestradores de radicais e algumas vezes como quelantes de metais, agindo tanto na etapa de iniciação como na propagação do processo oxidativo. Os compostos fenólicos e alguns de seus derivados são, portanto, eficazes para prevenir a oxidação lipídica; entretanto, poucos são os permitidos para o uso em alimentos, devido principalmente a sua toxicidade (SHAHIDI; WANASUNDARA, 1992).

Iaderoza et al. (1992) fez a extração de antocianinas a partir dos frutos de *E. oleracea* e *E. edulis*. Trabalhando com cromatografia em papel identificou a cianidina-3-

glucosídeo e cianidina-3-rutinosídeo como as principais antocianinas em ambas as espécies. Neste estudo, a quantidade de antocianinas encontradas em *E. oleracea* foi de 336 mg/100g de frutos e em *E. edulis* foi de 1.347 mg/100g de frutos. Portanto, segundo este estudo, os frutos da palmeira *E. edulis* tem quatro vezes mais antocianinas do que o açazeiro *E. oleracea*. O trabalho de Harborne, Saito e Detoni (1994) também identifica as antocianinas de frutos da palmeira *E. edulis* como cianidina-3-glucosídeo e cianidina-3-rutinosídeo, corroborando o estudo de IADEROZA et al. (1992), porém não quantifica estes compostos.

### 2.4.3 Flavonóides

Os pigmentos dos vegetais são de dois tipos principais: os flavonóides e os carotenóides. O grupo mais comum dos flavonóides pigmentados consiste das antocianinas, as quais são responsáveis pela maioria das cores, vermelha, roxa e azul. Por colorir flores e frutos, as antocianinas são de importância vital como atrativo para polinizadores e dispersores de sementes (WENGEL, 2001).

Os flavonóides constituem a maior classe dos compostos fenólicos. O esqueleto de carbono dos flavonóides contém um núcleo de fenilpropanóides com 15 átomos de carbono organizados em dois anéis aromáticos, ligados por uma cadeia de três carbonos. Esta estrutura é resultante de duas rotas biossintéticas separadas: a rota do ácido chiquímico e do ácido malônico (IADEROZA et al., 1992; MENEZES, 2005). A Figura 7 ilustra a estrutura básica dos flavonóides.

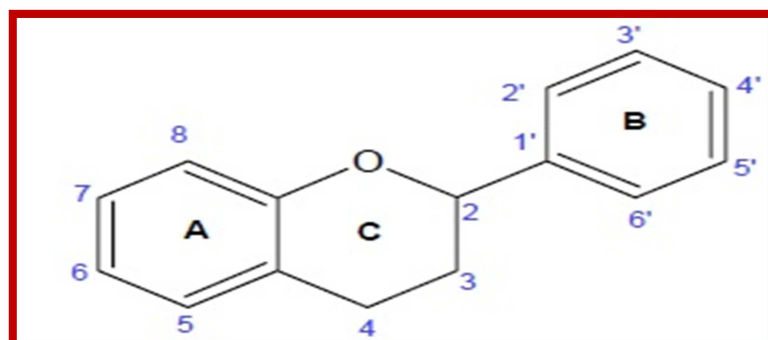


Figura 7 - Estrutura molecular básica dos flavonóides (MALACRIDA; MOTTA, 2006).

Esta estrutura, ao ser modificada enzimaticamente por glicolisação, acilação ou metilação, o núcleo fenilpropanóide gera um grande número de estruturas básicas do esqueleto fenilpropanóide a partir dos quais são derivados uma ampla gama de flavonóides nos quais incluem: flavanonas, flavonols, flavonas, isoflavonoides e antocianinas (TURNBULL et al., 2004).

Os flavonóides são classificados em grupos diferentes, primeiramente pelo grau de oxidação da cadeia de três carbonos. O esqueleto de carbono dos flavonóides pode ter vários substituintes. Os grupos hidroxila estão normalmente presentes nas posições 4, 5 e 7, mas também podem ser encontrados em outras posições. Os açúcares são também muito comuns; de fato, a maioria dos flavonóides ocorre naturalmente como glicosídeos (WENGEL, 2001).

Enquanto os grupos hidroxila e açúcares aumentam a solubilidade em água dos flavonóides, outros substituintes, tais como éteres metílicos ou unidades isopentil modificadas, tornam os flavonóides lipofílicos (hidrofóbico). Os tipos diferentes de flavonóides desempenham funções diversas nos vegetais, incluindo pigmentação e defesa (SCHULTZ, 2008).

Os flavonóides encontrados nas plantas são sintetizados a partir de flavanonas derivados por sua vez de chalconas provenientes da rota do fenilpropanóide. A síntese dos esqueletos básicos dos flavonóides cabe apenas a três grupos de enzimas: as oxigenases, dependente do 2-oxoglutarato; as hidroxilases do citocromo P<sub>450</sub> e as redutases dependente do NADPH (DIXON; STEELE, 1999).

A biossíntese dos flavonóides inicia-se na conversão da fenilalanina em ácido cinâmico pela enzima PAL (fenilalanina amonioliase). O ácido cinâmico é convertido em ácido 4-cumárico (*p*-cumárico) pela enzima C4H (cinamato-4-hidroxilase). Em algumas plantas a PAL também pode atuar como TAL (tirosina amônio liase) sobre a tirosina para produzir o ácido 4-cumárico. O ácido 4-cumárico é transformado na fase seguinte em 4-cumaroilCoA pela enzima 4CL (4-cumarato CoA ligase). O 4-cumaroilCoA, produto principal da rota fenil propanoide é condensado por 3 moléculas de malonilCoA para formar naringenina-chalcona pela enzima CHS (chalcona sintase). Depois desta reação, a CHI (chalcona isomerase) cicliza a naringenina mediante a isomerização estereoespecífica para formar as flavanonas (2S) (TURNBULL et al., 2004; SERRANO, 2007). A Figura 8 mostra a biossíntese dos flavonóides na forma reduzida.



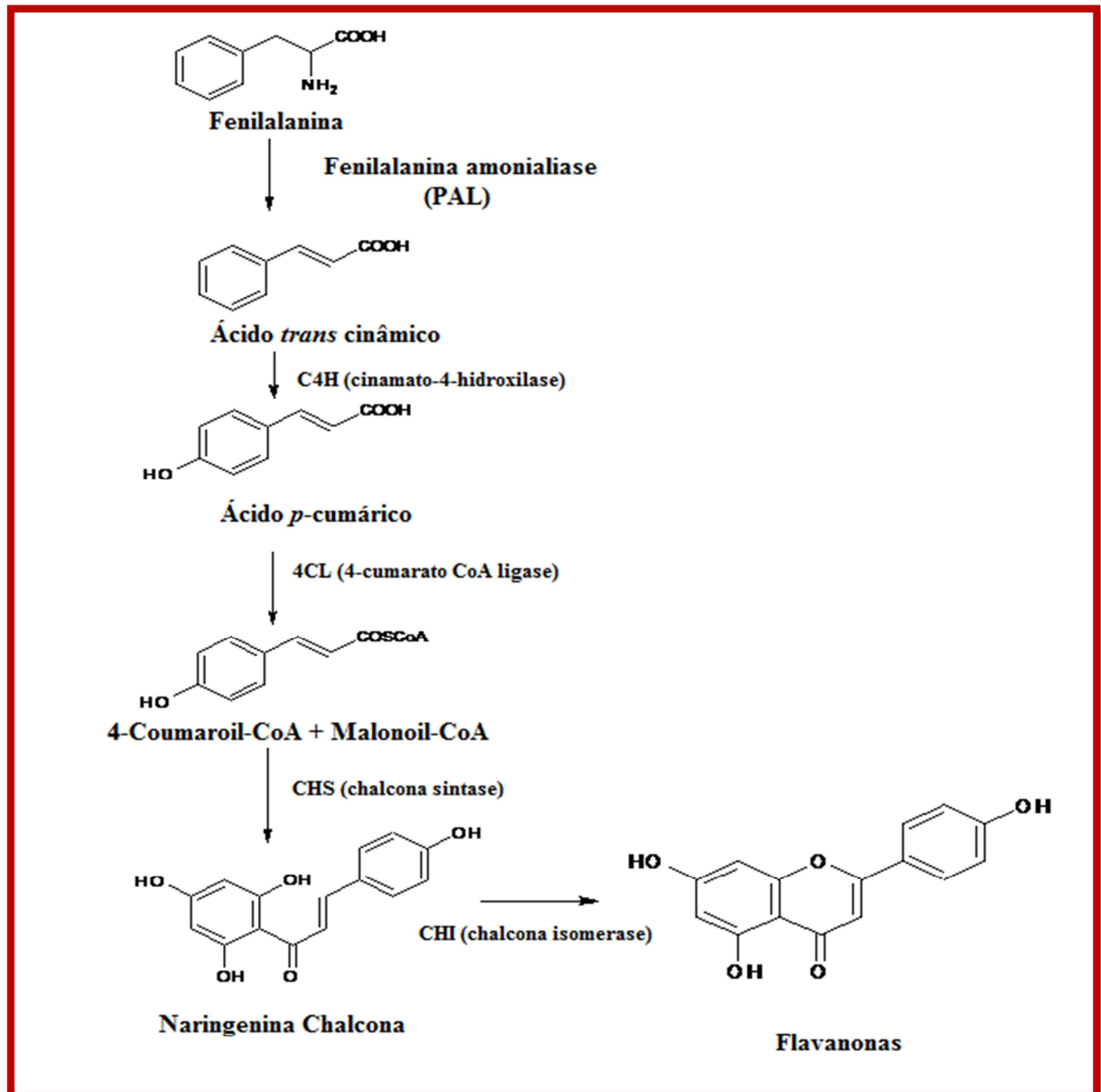


Figura 8 - Biossíntese dos flavonóides (KERBAUY, 2008).

Esses compostos flavonóides estão envolvidos principalmente na sinalização entre plantas e outros organismos e na proteção contra UV. No que se refere à sinalização entre plantas e outros organismos, pode se incluir nesse item a relação entre os vegetais e seus agentes polinizadores, sendo a coloração das flores um dos principais atrativos (KERBAUY, 2008).

As antocianinas são glicosídeos de flavonóides que apresentam açúcares na posição 3 e, algumas vezes, em outras posições. Sem seus açúcares, as antocianinas

(aglicona) são conhecidas como antocianidinas (TAIZ; ZEIGER, 2004). A cor das antocianinas é influenciada por muitos fatores, incluindo o número de grupos hidroxila e metoxila no anel B da antocianidina, a presença de ácidos aromáticos esterificados ao esqueleto principal e o pH do vacúolo na qual tais compostos estão armazenados. As antocianinas podem também ocorrer em complexos supramoleculares junto a íons metálicos quelados e a co-pigmentos flavonas e dois íons magnésio associados (KONDO et al., 2002).

Os grupos que compõem as antocianidinas são os seguintes compostos: pelargonidina, cianidina, delphinidina, petunidina, malvidina e peonina (FRANCIS, 1989; MAC FADDEN, 2005). As antocianidinas mais comuns estão indicadas na Figura 9.

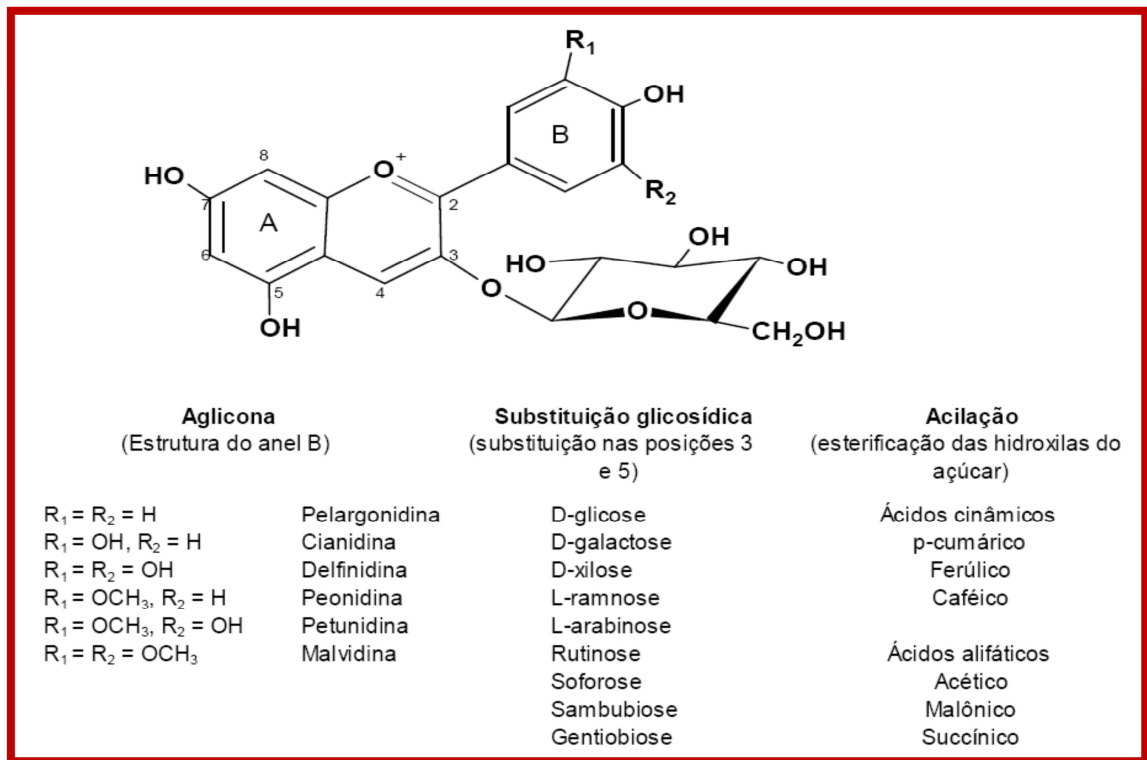


Figura 9 - Estrutura química das antocianinas (MALACRIDA; MOTTA, 2006).

As antocianidinas são menos estáveis que as antocianinas, não podem ser sintetizadas no escuro, a luz possui efeito estimulatório substancial na sua produção. Os frutos que possuem acúmulo de antocianidinas costumam apresentar coloração mais acentuada no lado mais iluminado (MAC FADDEN, 2005).

A molécula de antocianina é constituída por duas ou três porções: uma aglicona (antocianidina), um grupo de açúcares e, freqüentemente, um grupo de ácidos orgânicos (FRANCIS; MARKAKIS, 1989).

A biossíntese das antocianidinas implica a rota fenilpropanóides, via flavanonas (2S). Para a formação das antocianinas, as flavanonas são transformadas em dihidroflavonol pela enzima F3H (flavanona 3 $\beta$ -hidroxilase). Na reação seguinte a dihidroflavonol é convertido em um composto intermediário, a leucoantocianidina pela DFR (dihidroflavol redutase) que, por sua vez, é sintetizada a antocianidina pela enzima ANS (antocianidina sintase). Na reação final, a antocianidina é glicosilada pela FGT (UDP-glucose: flavonóide-3-O-glucosiltransferase) para converter em antocianina (Figura 10) (NAKAJIMA, et al., 2001).

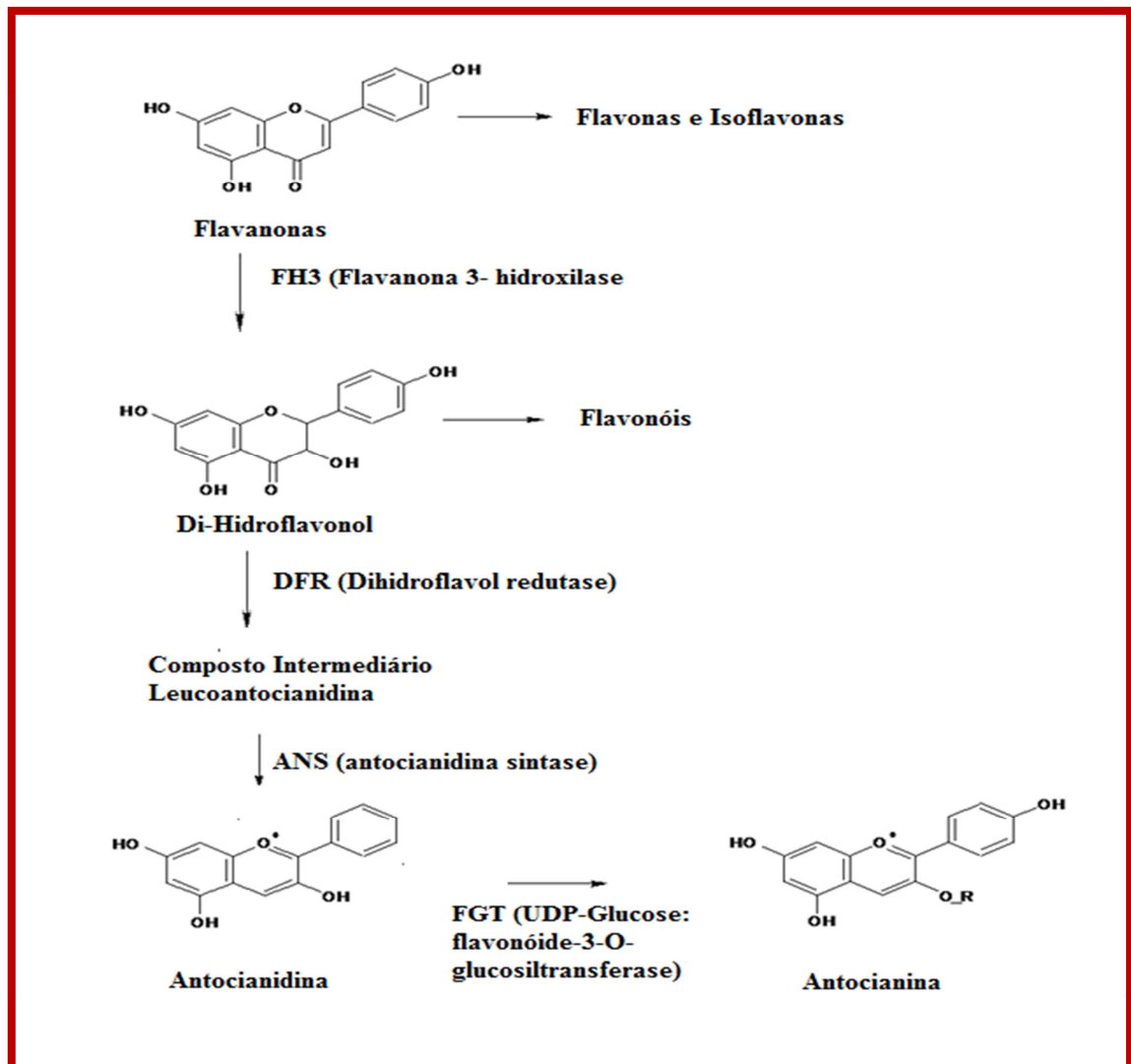


Figura 10 – Biossíntese das antocianinas (KERBAUY, 2008).

## 2.5 ESTÁGIO FINAL DE MATURAÇÃO

Quando os frutos alcançam o estágio final de maturação, é desencadeado, juntamente a outros eventos, o processo de amaciamento da polpa. De um ponto de vista prático, o amolecimento representa não apenas o estágio favorável ao consumo dos animais, mas também um importante parâmetro de valor na cadeia comercial, podendo influenciar, a frequência de colheitas, a duração nos pontos de vendas, a deterioração por micro-organismos, o transporte, o armazenamento, etc. (CHITARRA; CHITARRA, 1990).

Na maturação dos frutos, o amolecimento reflete essencialmente a ocorrência de alterações progressivas nas macromoléculas constituintes (polímeros) das paredes celulares, fazendo com que elas se tornem mais hidratadas, intumescidas e moles. A despolimerização e a solubilização enzimática das pectinas da lamela média tem como resultado uma considerável perda de adesão entre as células, determinando a textura dos frutos. À medida que o fruto amadurece, diminui progressivamente a adesão celular, podendo, nos estágios mais avançados, dificultar a ruptura das células pela mastigação e a liberação de seus conteúdos, ocasionando a perda de sabor; esta fase é popularmente conhecida de “fruta passada” (ARGENTA et al., 2003).

Quando os frutos estão ainda verdes, após as células e o fruto terem alcançado o tamanho máximo, tem início a hidrólise dos componentes da parede celular, que pode variar conforme o fruto. O intumescimento e o amolecimento das paredes celulares são mais evidentes em frutos com textura mais macia. O amolecimento das paredes celulares é acompanhado por uma diminuição do turgor celular, em resposta ao aumento na concentração de solutos nos espaços da parede e ao afrouxamento dessas, ambos os produtos da atividade de diferentes enzimas (GIOVANNONI, 2004).

A degradação parcial dos componentes da parede celular na maturação dos frutos é orquestrada pela atividade de enzimas hidrolíticas de polímeros e de enzimas envolvidas na ruptura de ligações entre essas macromoléculas (afrouxamento da parede) (ARGENTA et al., 2003).

A parede celular dos frutos é constituída por celulose, hemicelulose, proteínas estruturais e lignina e principalmente pectina. Pectina é um nome dado a um grupo de polissacarídeos ramificados que constituem a parede celular dos vegetais. A pectina mais

simples é o ácido poligalacturônico, constituída pela ligação  $\alpha$ -1,4 entre açúcares e ácidos galacturônicos. Uma das macromoléculas mais abundantes na parede celular é o ramnolagalacturonano I, constituído por ácidos galacturônicos e açúcares neutros como a ramnose. Das ramnose originam-se cadeias laterias constituídas de outros açúcares como arabinanos, galactanos, arabinogalactanos. Duas cadeias de ácido poligalacturônico podem se unir através do íon cálcio e formar a protopectina, altamente insolúvel (ARRUDA, et al., 2007).

As principais modificações durante o amaciamento dos tecidos são atribuídas à degradação das pectinas. A celulose e as hemiceluloses são degradadas à glicose pelas enzimas celulase e glucanase transglicosidase. A protopectina é degradada pela protopectinase, que remove o cálcio. A pectina é degradada por uma série de enzimas, como a poligalacturonase (PG), pectinametilesterase (PME), a  $\beta$ -galactosidase ( $\beta$ -G) (ARRUDA, et al, 2007). A Figura 11 ilustra a estrutura química do ácido poligalacturônico.

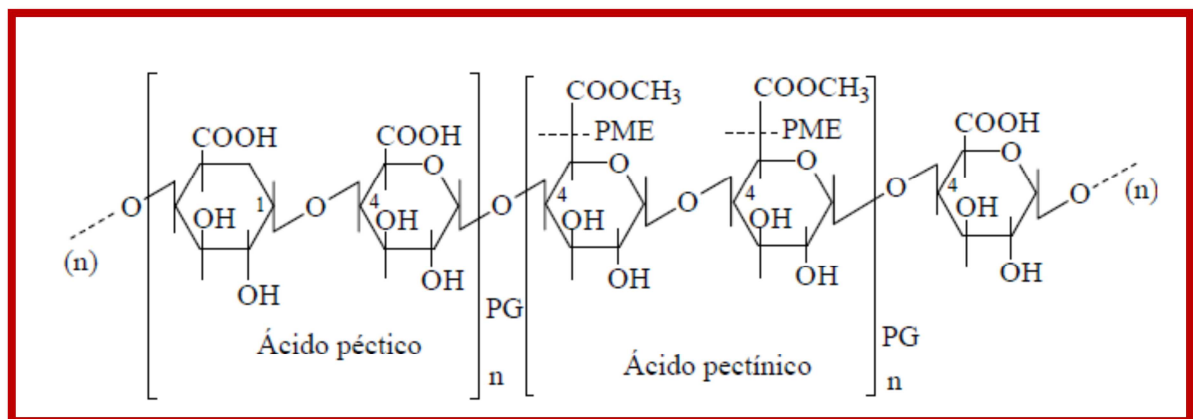


Figura 11 - Estrutura química do ácido poligalacturônico, indicação da localização de atuação das enzimas poligalacturonase (PG) e pectinametilesterase (PME) (ARRUDA et al., 2007).

A PG quebra as ligações entre os ácidos galacturônicos, enquanto a PME desesterifica os grupos carboxílicos dos ácidos galacturônicos. A desesterificação dos grupos carboxílicos pela PME é necessária para a atividade da PG. A  $\beta$ -Gal degrada os galactanos que ligam as cadeias laterais das pectinas ao esqueleto de ácido poligalacturônico (ARRUDA et al., 2007).

### 2.5.1 Sabor e aroma

O sabor e o aroma dos frutos resultam de complexas interações entre substâncias de natureza diversas, algumas voláteis, como ésteres, aldeídos e álcoois, e outras não voláteis, como açúcares e ácidos orgânicos. A adstringência de certos frutos, principalmente ainda verdes, é conferida especialmente por taninos e polifenóis (COOMBE, 1976).

Diferentes vias biossintéticas estão envolvidas no início produção desses compostos. Reações de descarboxilação e desaminação de aminoácidos levam à formação de 3-metilbutanal e 3-metilbutanol, enquanto que a oxidação de ácidos graxos insaturados resulta na síntese de hexanal, hexenal e hexenol, que são sintetizadas no interior de plastídeos, particularmente cloroplastos, a partir de ácidos graxos insaturados como o linolênico e linoléico. O sistema enzimático envolvido está localizado nas membranas tilacóides (GIOVANNONI, 2004).

As membranas vegetais consistem de uma bicamada lipídica entremeada com proteínas e esteróis. As propriedades físicas dos lipídeos têm grande influência sobre as atividades das proteínas integrais de membrana, incluindo H<sup>+</sup> ATPases, transportadores e proteínas formadoras de canais que regulam o transporte de íons e outros solutos, assim como o transporte de enzimas das quais dependem o metabolismo (ARRUDA, et al., 2007).

São muitas substâncias acumuladas nos frutos durante o amadurecimento, destacando-se os açúcares, ácidos orgânicos, sais minerais, vitaminas, aminoácidos e proteínas. Certos frutos, quando ainda verdes, acumulam taninos, que atuam como substâncias de defesa. A presença dos ácidos orgânicos acumulados nos vacúolos exerce influência marcante sobre a acidez dos frutos (CHITARRA; CHITARRA, 1990).

## 2.6 METABOLISMO DE CARBOIDRATOS

O metabolismo dos carboidratos nos frutos é regulado por uma complexa rede de sinais representados por fatores abióticos, como a temperatura, e bióticos, como hormônios e açúcares, capazes de controlar a expressão de genes envolvidos na síntese e degradação de amido e sacarose (SMEEKENS, 2000).

O teor final de carboidratos resulta de uma atividade controlada por enzimas envolvidas nos eventos de síntese e degradação de amido e açúcares solúveis. A profunda complexidade do metabolismo dos carboidratos nos frutos tem a ver com a sua dupla natureza de dreno, atuando durante o desenvolvimento como o dreno de utilização, passando, em seguida, a funcionar como um típico dreno de armazenamento na fase de enchimento (GIOVANNONI, 2004).

O amido, principal polissacarídeo de reserva do reino vegetal, é acumulado por plantas verdes sob a forma de grânulos, em uma grande variedade de raízes, tubérculos, folhas, troncos, sementes, frutos e pólen. O amido é constituído por dois componentes principais, amilose e amilopectina, ambos formados de unidades repetitivas de  $\alpha$ -D-glicose. A amilose é o componente essencialmente linear, com ligações  $\alpha$ -(1,4) entre as unidades. A amilopectina, além de possuir unidades de  $\alpha$ -D-glicose unidas através de ligações  $\alpha$ -(1,4), apresenta diversas ramificações, originadas por ligações do tipo  $\alpha$ -(1,6), ao longo de toda cadeia (TAIZ; ZEIGER, 2004).

O amido quando hidrolisado produz glicose, que por sua vez é oxidada nas reações subseqüentes a interconversão do amido em sacarose, que também ocorre em alguns produtos vegetais. A sacarose é o principal açúcar de translocação das folhas para os frutos e é transformada, quando necessário, em glicose e frutose. (CHITARRA, 1998).

Na presença de oxigênio, o ácido pirúvico, formado a partir da glicose é convertido em outros ácidos orgânicos, dióxido de carbono ( $\text{CO}_2$ ), e água ( $\text{H}_2\text{O}$ ), com liberação de energia química, através do ATP (Trifosfato de adenosina). Esta é a via principal, utilizada pelos frutos, para a produção de energia e de compostos intermediários, que são utilizados como fonte de carbono para a síntese de novos compostos, como pigmentos, aminoácidos, ácidos ascórbicos, compostos fenólicos e compostos voláteis (BALL; MORELL, 2003).

O amido armazenado é muito importante para as plantas e é degradado em seqüência a variações sazonais ou estágios de desenvolvimento específicos, tais como o começo da primavera para raízes e cascas de árvores e o início de amadurecimento em muitos frutos (SMITH; ZEEMAN; SMITH, 2005).

A biossíntese do amido nos plastídeos envolve a participação de uma série de enzimas, incluindo ADPglicose pirofosforilase (AGPase), sacarose sintase (SS), enzima ramificadora do amido (SBE) e enzima desramificadora do amido (SDBE). As cadeias de  $\alpha$ -glicanos de ambos os tipos de polímeros, amilose e amilopectina, são alongadas pela amido sintase (ADP-glicose: 1,4- $\alpha$ -D-glicano 4- $\alpha$ -D-glicosiltransferase). A enzima amido sintase catalisa a transferência de resíduos de D-glicose, oriundos de unidades de difosfato de glicosilnucleotídeos (ADPglicose) à extremidade não redutora de uma molécula precursora ou um acceptor protéico (amilogenina), produzindo ligações do tipo  $\alpha$ -1,4 (BALL; MORELL, 2003).

Duas enzimas fazem parte na síntese de sacarose (glicose + frutose): a sacarose-fosfato-sintase (SPS) e a sacarose-sintase. Junto com os açúcares solúveis, a sacarose desempenha papel importante na entrada e acumulação de água nas células de frutos em maturação (TAIZ; ZEIGER, 2004).

Frente à importância da sacarose para os vegetais, a regulação da SPS pode dar-se por diferentes sinais. As invertases, localizadas na parede celular e no citossol e a sacarose-sintase são as duas enzimas mais atuantes na clivagem da sacarose. A última enzima tem papel também na ressíntese de sacarose. Portanto, as invertases figuram como os principais autores responsáveis pela manutenção das concentrações de glicose e frutose em frutos maduros. Também figura como a principal forma de transporte de carbono utilizada pelas plantas. Nos frutos maduros, onde seus teores são normalmente elevados, a eficiência do processo de descarregamento do floema adquire contornos críticos para o desenvolvimento normal do fruto, assim como seus reflexos no rendimento agrícola (KERBAUY, 2008).

Embora a perda de turgência, degradação do amido e a subsequente diminuição no seu conteúdo possam contribuir com o amadurecimento e mudança na textura dos frutos, está claro que as maiores modificações envolvendo os componentes polissacarídeos são resultado das ações das enzimas hidrolíticas que aceleram a



separação e diferenciação das estruturas da parede celular primária e da lamela média (PAIVA, 2008).

A síntese de carboidratos, nas células animais e vegetais, sempre utiliza precursores que contêm, pelo menos, três carbonos e todos eles possuem um nível de oxidação inferior a do  $\text{CO}_2$ . Nas plantas e nos micro-organismos fotossintéticos a síntese destes compostos pode formar carboidratos a partir de  $\text{CO}_2$  e água, reduzindo  $\text{CO}_2$  em energia fornecida por ATP e NADPH, gerando reações dependentes da luz e fotossíntese. As plantas podem sintetizar  $\text{CO}_2$ , como única fonte de átomos de carbono necessário para a biossíntese da celulose, amido, lipídios e proteínas e outros compostos orgânicos presentes nas células vegetais (LEHNINGER, 2004).

Plantas, algas verdes e cianobactérias sintetizam polissacarídeos de reserva por vias similares, utilizando ADPglicose. O amido é sintetizado exclusivamente por eucariotos fotossintetizantes ou em organismos derivados. Várias são as vias metabólicas e enzimas nos tecidos vegetais capazes de metabolizar o amido. Durante sua síntese, ocorre a participação de diversas isoformas da amido sintase, havendo ainda, a participação de enzimas ramificadoras e desramificadoras em etapas subsequentes (MUKERJEA; YU; ROBYT, 2002).

O conjunto destas enzimas é uma função da origem de cada amido, assim, a mesma planta pode sintetizar diferentes tipos de amido, como o amido transitório, sintetizado em folhas, ou aquele encontrado em órgãos vegetativos ou ainda sintetizado em amiloplastos de órgãos e estruturas de armazenamento ou frutos (KOSSMANN; LLOYD, 2000).

A conversão do amido a açúcares solúveis (sacarose, glicose e frutose) envolve várias enzimas em mais de uma via metabólica, representando um exemplo clássico de heterogeneidade da atividade enzimática (AREAS; LAJOLO, 1981). Enzimas das vias de degradação hidrolítica e fosforolítica, além da sacarose sintase e sacarose fosfato-sintase, vêm sendo identificadas e estudadas em frutas como a banana (MEDINA-SUAREZ et al., 1997; ZHANG et al., 2005).

Completada a maturação dos frutos, esses entram naturalmente em processo de degradação, com a perda rápida de suas propriedades físico-químicas específicas. Apesar da inexorabilidade de deterioração de atributos importantes como a firmeza, cor, sabor, valor nutricional, etc., esses processos podem ser minimizados por meio do uso de

técnicas adequadas de pós-colheita, prolongando-se a vida útil dos frutos (GIOVANNONI, 2004).

Também se tem a minimização de outros parâmetros importantes, em função de técnicas adequadas de pós-colheita, como a perda de peso devido à diminuição da taxa respiratória; de distúrbios fisiológicos, como escaldaduras; de podridões provocadas por micro-organismos, essas decorrentes de perdas das propriedades fungistáticas do fruto saudável (TAIZ; ZEIGER, 2004).

Destes processos sintéticos, destaca-se a fotossíntese onde são elaborados os hidratos de carbono a partir do anidrido carbônico e da água, nos tecidos das plantas contendo clorofila e expostos à luz. É indubitavelmente, o processo fisiológico mais importante que ocorre nas plantas, já que o crescimento depende dos hidratos de carbono que são formados neste processo, ou seja, são substâncias orgânicas básicas a partir das quais são sintetizados todos os outros compostos orgânicos. Também é o ponto de partida para a síntese de lipídeos e proteínas e são responsáveis por 75% do peso da matéria seca (SCHOENINGER; KIRCHNER, 2002).

### 3 OBJETIVO GERAL

Avaliar os estádios de maturação os frutos da palmeira *Euterpe edulis* Martius

#### 3.1 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Caracterizar, através de parâmetros físicos, os frutos da palmeira *Euterpe edulis*, durante a maturação;
- Caracterizar, por análises físico-químicas, a polpa dos frutos;
- Analisar a influência de características do solo sobre as características dos frutos;
- Analisar a existência de correlação entre o teor de amido e de açúcares redutores totais e açúcares redutores presentes na polpa dos frutos;
- Determinar, a cor dos frutos nos diferentes estádios de desenvolvimento dos frutos;
- Determinar os teores de compostos fenólicos e antocianinas totais;
- Determinar a atividade antioxidante nas polpas dos frutos;
- Verificar a existência de correlação entre compostos fenólicos e atividade antioxidante e entre antocianinas totais e parâmetros de cor;
- Analisar a influência dos fatores ambientais sobre a maturação dos frutos.

## 4 MATERIAIS E MÉTODOS

### 4.1 MATERIAIS

#### 4.1.1 Coletas dos frutos

As amostras de frutos provenientes da palmeira *E. edulis* foram coletadas em cinco propriedades (A, C, N, R e T) localizadas no município de Antonina, no litoral do Paraná, nas quais duas palmeiras foram selecionadas (a e b) e de cada palmeira dois cachos (1 e 2).

Devido ao porte das plantas, a coleta dos frutos foi realizada com o auxílio de uma escada (Figura 11) sendo cortadas as ráquias que sustentavam os frutos, sempre com o cuidado de se preservar os cachos (raquis) com frutos para novas coletas. Após a coleta, os frutos foram acondicionados em embalagens plásticas, congelados a  $-18^{\circ}\text{C}$  e transportados em caixa de isopor até os laboratórios do Centro de Tecnologia Agroalimentar (CTA) da Universidade Estadual de Ponta Grossa (UEPG), onde foram armazenados nas mesmas condições para posteriores análises.



Figura 12 – Coleta dos frutos nas propriedades.

#### 4.1.2 Descrição dos locais de coleta

Os locais de coleta estão situados próximos uns dos outros, no entorno da sede da Associação de pequenos produtores rurais e artesanais de Antonina (ASPRAN). A propriedade A, esta localizada a 6,5 km da sede, sendo que as plantas amostradas estão bem próximas à estradinha de terra que passa pela comunidade, estando inseridas em um lindeiro do mesmo. Este local é o que, normalmente, apresenta o solo mais úmido, em função de inundações no período chuvoso. As plantas fazem parte de um sistema agroflorestal, constituído por outras palmáceas, como a palmeira real cultivada para produção de palmito, banana, jabuticaba, condessa, café, laranja, abacaxi, jacataúva, goiaba, mamão e outras espécies arbóreas.

Na propriedade C, localizada a 0,7 km da sede, as plantas amostradas estão localizadas às margens de um riacho, entretanto, não são observadas inundações freqüentes no período chuvoso. As plantas estão inseridas em um sistema que poderia ser classificado como vegetação ciliar do riacho, constituído por vegetação herbácea, espécies arbóreas, além das plantas de juçara. As palmeiras estão muito próximas de uma área na qual o agricultor cultivava hortaliças e maracujá.

As plantas amostradas na propriedade N, que fica a 2,7 km da sede, estão localizadas do lado oposto do rio. Não são observadas inundações freqüentes no período chuvoso. Há residências muito próximas da área de coleta dos frutos e as plantas estão inseridas em um sistema típico de quintal agroflorestal, constituído pelas palmeiras, banana, café, plantas ornamentais, etc. Entretanto, há poucas espécies florestais.

Na propriedade R, localizada a 3,5 km da sede, as plantas amostradas estão localizadas na entrada da propriedade, relativamente distante da residência. A área está do lado oposto do rio Cachoeira e não são observadas inundações freqüentes no período chuvoso. As plantas estão inseridas em um sistema que poderia ser classificado como um jardim agroflorestal, constituído por espécies herbáceas ornamentais, olerícolas e condimentares, além das plantas de juçara de palmeira real para ornamentação. Neste local não há espécies florestais sobre as plantas de juçara e é o local onde há maior insolação das palmeiras.

Na propriedade *T*, a 2,5 km da sede, as plantas amostradas estão nos limites do “quintal agroflorestal”, próximas da residência que há no local. Embora estejam relativamente próximas do rio, não são observadas inundações freqüentes no período chuvoso. As plantas estão inseridas em um quintal agroflorestal, constituído por banana, vegetação herbácea e diversas espécies florestais (ainda não identificadas). É o local que apresenta as plantas de juçara com maior altura média.

As primeiras amostras de frutos foram coletadas 30 dias após a frutificação (floração) dos cachos. Foram realizadas oito colheitas com intervalos de 15 dias. Os tempos de colheitas foram 30, 45, 60, 75, 90, 105, 120 e 135 dias.

Para cada colheita obteve-se 20 amostras com aproximadamente 150 a 200g de frutos, armazenadas em embalagens plásticas e identificadas.

## **4.2 MÉTODOS**

### **4.2.1 Caracterização física dos frutos**

Os frutos foram fotografados para a verificação das mudanças externas ocorridas ao longo do desenvolvimento e maturação. O diâmetro foi determinado com um paquímetro. Posteriormente, foram pesados individualmente 40 unidades, em balança analítica e o peso total da amostra foi usado para a determinação da porcentagem de rendimento em polpa do fruto. A análise de cor foi realizada em colorímetro e foi iniciada após 45 dias da formação dos frutos, quando se observou as primeiras mudanças na coloração.

#### 4.2.2 Despolpa dos frutos

A despolpa foi realizada manualmente com o auxílio de faca, sendo separada a parte fibrosa (polpa ou mesocarpo) do caroço (coquinho ou endocarpo). As polpas obtidas foram identificadas, pesadas, armazenadas em potes com tampa e em temperatura de congelamento ( $-18 \pm 5^\circ\text{C}$ ), para posterior realização das análises.

Para a determinação dos compostos fitoquímicos dos frutos (compostos fenólicos e antocianinas totais), capacidade antioxidante e análise colorimétrica, foram utilizadas as amostras da polpa na forma “in natura” ou integral, devido a estes compostos serem sensíveis a temperaturas acima de  $50^\circ\text{C}$ .

Para a realização das demais análises, as polpas foram submetidas a um tratamento térmico de secagem por estufa com circulação de ar a temperatura de  $60^\circ\text{C}$  até peso constante.

#### 4.2.3 Descrição das Análises Físico-Químicas

As análises físico-químicas de umidade; fração protéica por porcentagem de nitrogênio total, lipídeos; fibra bruta e resíduo mineral fixo (cinzas) foram determinados segundo metodologias do Instituto Adolfo Lutz (2008).

Para a determinação dos açúcares redutores foi pesado 2 g de polpa desidratada diluída em 25 mL de  $\text{H}_2\text{O}$  destilada e agitada por 20 min., a amostra foi centrifugada e a diluição foi completada para 100 mL. Na determinação de açúcares redutores totais, foi pesado 1 g de polpa desidratada diluída em 25 mL de  $\text{H}_2\text{O}$  destilada, centrifugada e completar a diluição para 50 mL. Após este tempo foi a amostra foi levada a banho maria até atingir a temperatura de  $\pm 65^\circ\text{C}$ . Adicionar 5 mL de ácido clorídrico concentrado e voltar a amostra ao banho em temperatura de  $\pm 65^\circ\text{C}$  e manter a mesma temperatura durante 5 min. Após este tempo esperar a amostra atingir temperatura ambiente e adicionar o NaOH 30% até atingir pH básico. Para a quantificação dos teores de açúcares redutores e redutores totais foi utilizado o método de Somogyi (1952) e Nelson (1944).

Para a análise de amido foi pesado 1 g da polpa desidrata em tubos de ensaio com tampa para a hidrólise do amido. Adicionaram-se 10 mL de solução tampão acetato pH 5,0 e adicionou-se 100 µL da enzima Termamyl 120L® e 200 µL de cálcio (40ppm), os tubos foram colocados em um banho de água em ebulição, no qual foram mantidos por 90 minutos. Foram resfriados e adicionou-se 100 µL da enzima AMG 300L® e os tubos levados a um banho de água mantido a 60°C por 24 horas. Após este período as amostras foram centrifugadas e transferidas para balões de 100 mL, no qual completou-se a diluição com água destilada. O teor de glucose liberado pela hidrólise foi determinado enzimaticamente por método colorimétrico - GOD (DAHLQUIST, 1961) e corrigido para amido (x 0,9). Os resultados obtidos foram expressos em porcentagem de matéria seca e as análises foram realizadas em triplicatas.

#### 4.2.4 Determinação dos Compostos Fenólicos

Para a extração dos compostos fenólicos, foram pesados 5g de polpa e adicionados 50 mL da solução extratora (álcool 70° Gl: H<sub>2</sub>O destilada: Ácido Fórmico a 3%) nas proporções 800: 200: 10 v/v, respectivamente. As amostras foram armazenadas em temperaturas de refrigeração e centrifugadas após 20h até a extração total dos compostos fenólicos. O teor de compostos fenólicos foi determinado espectrofotometricamente de acordo com o método de Folin-Ciocalteau (ROSSI; SINGLETON, 1965) com a leitura da absorbância em 765 nm, e os resultados expressos em mg de ácido gálico (GAE)/100 g de peso fresco de polpa.

#### 4.2.5 Determinação de Antocianinas totais

Para a extração dos compostos antocianínicos, 2,5g de polpa foram pesados e colocados em 25 mL de solução extratora de etanol: HCl 1.5N (85:15 v/v), acondicionados em frasco âmbar e mantidos em temperatura ambiente por 20 horas. A solução foi filtrada



e lavada até extração total dos compostos. O teor de antocianinas totais foi determinado pelo método de diferencial de pH (GIUSTI; WROLSTAD, 2001). Do extrato obtido foram feitas diluições até as amostras atingirem absorvância entre 0,9 e 1,2 e leitura em 515 nm e 700 nm, utilizando soluções tampão de cloreto de potássio em pH 1,0 e acetato de sódio em pH 4,5 para ambas as absorvâncias. Os resultados foram expressos como concentração de pigmentos monoméricos em mg de cianidina-3-glicosídeo/ 100 g de peso fresco da polpa.

#### 4.2.6 Determinações da Capacidade Antioxidante

Para a determinação da atividade antioxidante foi utilizada a metodologia de FRAP, (poder antioxidante pela redução de ferro) descrita por Benzie e Strain (1996). O reagente de FRAP foi preparado na concentração de 60:6:6 com as seguintes soluções: Tampão acetato de sódio 300 mM a pH 3,6:Solução de 2,4,6-tripiridil-s-triazine (TPTZ) 10mM em ácido clorídrico a 40mM:Solução de cloreto férrico 20mM. Como padrão foi utilizado o reativo ácido 6-hidroxi-2,5,7,8-tetrametilchroman-2-carboxílico (Trolox) com 500 µM. A leitura foi feita em 593 nm e monitoradas durante 6 minutos a cada 15 segundos. Os resultados foram expressos em mM de TEAC (capacidade antioxidante equivalente ao trolox) por g de peso fresco de polpa.

#### 4.2.7 Determinação de cor

Os parâmetros de cor  $L^*$ ,  $a^*$  e  $b^*$ , foram obtidos através de um colorímetro Minolta CR 310, operando no sistema CIELAB, em que  $L^*$  corresponde a luminosidade (0 = cor preta e 100 = cor branca) e  $a^*$  e  $b^*$  são as coordenadas de cromaticidade (-a = verde e +a = vermelho; -b = azul e +b = amarelo). O colorímetro foi calibrado com uma placa padrão ( $Y= 93,5$ ;  $x=0,3164$ ;  $y= 0,3325$ ), as leituras foram realizadas em triplicatas (SCHIMALKO; ALZAMORA, 2001).

#### 4.2.8 Análise química do solo

As amostras de solo foram coletadas na profundidade de 0 a 20 cm, em dois pontos, próximas das plantas nas cinco propriedades. No laboratório de solos do IAPAR – Instituto Agrônomo do Paraná, Ponta Grossa, as amostras foram secas a sombra, peneiradas em peneira de 2 mm. A metodologia utilizada para análise dos teores de Ca, Mg e Al foi desenvolvido pela (EMBRAPA, 1999). As análises de Ca, Mg foram realizadas empregando o extrator Mehlich e determinação por espectrofotometria de absorção atômica. K determinado por fotometria de chama e P determinado por espectrofotometria do visível, com leitura em comprimento de onda de 660 nm. Os resultados de H + Al assim obtidos correspondem àqueles determinados por extração de 5 cm<sup>3</sup> de terra com 100 mL de acetato de cálcio em pH 7,0. A soma de bases (\*S) foi calculada somando Ca, Mg e K. A capacidade de troca de cátions (\*T) foi calculada pela soma de S + H + Al. A saturação em bases foi calculada por  $V = 100 (S.B.)/T$ . E a saturação em alumínio foi calculada pela expressão  $m = 100 Al / (*S + Al)$ .

##### 4.2.8.1 Determinação do pH do solo

O método para a determinação de pH de solos foi adaptada do método proposto por Antunes et al. (2009), no qual são adicionados 25 mL de cloreto de cálcio 0,01 mol.L<sup>-1</sup> a uma massa de 10 g de solo previamente seco, moído e peneirado e realizado as leituras em potenciômetro.

##### 4.2.8.2 Determinação de alumínio trocável

Em erlenmeyer de 250 mL, adicionaram-se 5 cm<sup>3</sup> de terra fina seca e 50 mL de solução extratora (acetato de cálcio 0,5 mol.L<sup>-1</sup>). Após agitação da suspensão terra-

acetato por 15 min e repouso por uma noite, tomou-se uma alíquota de 25 mL do líquido sobrenadante, na qual foram adicionadas três gotas de solução alcoólica de fenolftaleína a  $3 \text{ dag.L}^{-1}$  e determinou-se a quantidade de Al por meio de titulação com solução de NaOH  $0,025 \text{ mol.L}^{-1}$ . Os cálculos do teor final de Al, em  $\text{mmolc dm}^3$ , foram realizados, subtraindo-se do volume gasto na titulação da amostra o volume gasto na titulação da prova em branco (RAIJ; CANTARELLA; ZULLO, 1979).

#### 4.2.8.3 Análise de carbono

Para determinar o teor de carbono (matéria orgânica) foi utilizado o método de Walkley-Black. Em um erlenmeyer de 250 mL, pesa-se 0,5 g de amostra de solo e adicionar-se 10 mL de solução normal de  $\text{K}_2\text{CR}_2\text{O}_7$  1N, misturando-se o solo com a solução. Em seguida, adiciona-se 20 mL de  $\text{H}_2\text{SO}_4$  concentrado, agitando o erlenmeyer por um minuto, para garantir a mistura do solo com os reagentes. Deixar em repouso por 30 minutos. Fazer a prova em branco. Depois de decorrido os 30 minutos, titular com sulfato ferroso amoniacal  $[\text{Fe}(\text{NH}_4)_2(\text{SO}_4)_2]$ , adicionar aproximadamente 200 mL de água, 10 mL de  $\text{H}_3\text{PO}_4$ , 0,2 g de NaF e 10 gotas de difenilamina. O final da titulação é atingido, quando a coloração escura se altera para verde (CAMARGO, 1986; EMBRAPA, 1999).

#### 4.2.9 Análises estatísticas

As análises foram feitas em triplicatas e os resultados obtidos avaliados mediante a análise de variância (ANOVA), pelo programa Microsoft Office Excel 2007 Starter e diferenciação das médias por teste de Tukey ( $p < 0,05$ ), pelo programa SAS-Agri (Sistema para análise e separação de médias em experimentos agrícolas) (CANTERI et al, 2001), com o intuito de verificar e identificar diferenças entre as amostras das cinco propriedades e entre os estádios de desenvolvimento e maturação dos frutos.

Foram analisados os resultados dos teores de amido, açúcares redutores e açúcares redutores totais; de cor e teor de antocianinas totais; compostos fenólicos totais e atividade antioxidante, através de correlação múltipla e simples. Foram considerados os valores médios de todas as amostras das cinco propriedades para cada estágio de maturação, utilizando o programa Microsoft Office Excel 2007 Starter.

## 5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

As primeiras amostras foram coletadas trinta dias após a formação dos frutos, final do mês de janeiro, e as coletas subsequentes foram feitas com intervalos de 15 dias, totalizando 135 dias, final do mês de maio. O período de frutificação da palmeira *E. edulis* na região litorânea, comunidade da Cachoeira - Antonina - PR corresponde aos meses de janeiro a maio.

Segundo Tsukamoto Filho (1999), na região litorânea de Santa Catarina, o período de amadurecimento dos frutos ocorre de abril a novembro, enquanto nas palmeiras isoladas na mata, ocorre entre abril e junho. De acordo com Lorenzi et al. (2004) a frutificação da *Euterpe edulis* é em geral abundante nos meses de março a junho.

Fisch, Nogueira Jr. e Mantovani (1998), estudando a fenologia reprodutiva da palmeira *E. edulis* na Mata Atlântica (reserva ecológica do Trabiçu, Pindamonhangaba – São Paulo) verificaram que a frutificação iniciou entre os meses de outubro e novembro, sendo o crescimento lento até a maturação dos frutos que concentrou-se, principalmente, nos meses de maio e junho, prolongando-se, também, até novembro.

Os frutos colhidos, nos diferentes períodos de frutificação nas cinco propriedades, tiveram comportamentos variados em relação ao estágio inicial de maturação. Na propriedade A, as palmeiras estudadas se encontram em uma região de solo úmido, próximas a um riacho com frequentes inundações nos períodos chuvosos. O início da maturação destas amostras foi no período de 90 dias após a formação do fruto (frutos em fase intermediária de maturação), ocorrendo no início do mês de abril, sendo que as amostras coletadas nas propriedades N e T apresentaram estágios de maturação semelhante.

O início da maturação dos frutos da propriedade R foi em 45 dias após sua formação, correspondendo ao final do mês de fevereiro. Estas amostras apresentaram estágios de maturação mais avançado, possivelmente devido a estas palmeiras estarem localizadas em uma clareira com maior insolação. Apenas os frutos da *Palmeira a* do *Cacho 1* da propriedade T, apresentaram início de maturação neste mesmo período. As Figuras 13 A e 13 B mostram as características dos frutos das propriedades A e R durante os 120 dias de frutificação.



Figura 13 - Fotos dos frutos nos estádios de maturação. Amostras dos frutos da propriedade A (Figura A) e da propriedade R (Figura B).

As amostras da propriedade C não apresentaram, ao final de 120 dias, início de maturação, não tendo sido detectada a presença de antocianinas totais, sugerindo que o ciclo seja maior (Figura 14).



Figura 14 - Fotos dos frutos nos estádios de maturação da propriedade C.

Laps (1996), estudando a frugivoria e dispersão de sementes da palmeira *E. edulis* na Mata Atlântica, sul do estado de São Paulo, identificou infrutescências imaturas que permaneceram na palmeira, em média 5,5 meses até o início do amadurecimento, mas outras infrutescências estudadas levaram até nove meses para o início da maturação. Ainda segundo o autor, os cachos que apresentaram infrutescências maduras por primeiro, estavam localizados em uma região baixa próxima a um riacho.

A maturação dos frutos da palmeira *E. edulis* não é uniforme, o período correspondente à maturação dependerá da região onde se encontra o plantio das palmeiras e as condições climáticas. Segundo Cardoso e Leão (1974), o amadurecimento dos frutos da palmeira *E. edulis* no cacho é heterogêneo, podendo se distinguir o ponto final da maturação apenas pela coloração dos frutos (preto/violáceo).

As mudanças observadas na coloração da casca e da polpa dos frutos são as evidências mais perceptíveis do início da maturação. A clorofila, presente nos frutos verdes é degradada em presença de luz a compostos incolores, sendo que, ao mesmo tempo é iniciada a síntese dos metabolitos secundários que são precursores dos flavonóides que dão origem as antocianinas.

## 5.1 CARACTERIZAÇÃO FÍSICA DOS FRUTOS

Os resultados obtidos dos valores médios do diâmetro dos frutos nos diferentes estádios de maturação das cinco propriedades estão apresentados na Tabela 1.

Ao final dos primeiros 30 dias, houve diferença significativa no diâmetro médio das amostras, nos cinco locais de coleta, que variou de 8,82 a 14,15 mm. Após o período de 120 dias, o aumento médio do diâmetro foi de 13,6; 8,0; 16,8; 5,83 e 12,7 % nas amostras das propriedades *A*, *C*, *N*, *R* e *T*, respectivamente. O crescimento se mostrou desuniforme nos frutos dos cachos de uma mesma planta.

As sementes de *E. edulis* podem apresentar variação no peso e tamanho que pode ser atribuída, dentre outros fatores, à diversidade genética por tratar-se de espécie não domesticada (Embrapa, 1989).

Galetti et al. (1999) identificou frutos de diâmetro médio entre 13,5 a 14,2 mm. Lin (1986) classificou os frutos de *E. edulis* em duas diferentes classes de diâmetro médio, o fruto grande possui diâmetro médio de 15,86 mm e peso médio de 1,67 g, equivalente a 600 frutos/Kg e fruto pequeno, com diâmetro médio de 13,18 mm e peso médio de 0,94 g, equivalente a 1060 frutos/Kg. Fleig e Rigo (1998) classificaram o tamanho dos frutos grandes (>15,0 mm), frutos médios (entre 13,5 e 15,0 mm) e frutos pequenos (<13,5 mm).

Considerando-se o tamanho médio dos frutos, determinado até o período de 45 dias em todas as propriedades, os mesmos podem ser classificados como frutos pequenos. Nos períodos subsequentes (60, 75 e 90 dias), somente algumas amostras das cinco propriedades foram classificados como frutos médios. Os frutos coletados após 105 e 120 dias nas propriedades *N* e *R* foram classificados como grandes. Entretanto, ao final do período de 120 dias, o tamanho médio predominante dos frutos foi classificado como médio.



Tabela 1 – Diâmetros (mm) médios dos frutos nas cinco propriedades referentes ao estágio de maturação

Propriedades		30 dias	45 dias	60 dias	75 dias	90 dias	105 dias	120 dias
A	Pa	13,97 ± 0,06 <sup>ab,AB</sup>	12,75 ± 0,02 <sup>ab,AB</sup>	14,22 ± 0,02 <sup>bcd,AB</sup>	12,25 ± 0,03 <sup>gh,B</sup>	14,05 ± 0,05 <sup>abcde,AB</sup>	*nd.	14,48 ± 0,03 <sup>ab,A</sup>
	C2	11,95 ± 0,04 <sup>cde,A</sup>	12,05 ± 0,04 <sup>abcd,A</sup>	14,35 ± 0,02 <sup>bcd,B</sup>	12,68 ± 0,02 <sup>efgh,A</sup>	14,61 ± 0,04 <sup>abcd,A</sup>	13,22 ± 0,06 <sup>cd,A</sup>	13,63 ± 0,02 <sup>cd,B</sup>
Pb	C1	12,32 ± 0,07 <sup>abcd,AB</sup>	9,375 ± 0,04 <sup>ef,B</sup>	12,93 ± 0,03 <sup>fgh,B</sup>	13,74 ± 0,03 <sup>cdef,AB</sup>	12,53 ± 0,04 <sup>f,AB</sup>	13,52 ± 0,04 <sup>c,B</sup>	13,39 ± 0,02 <sup>de,AB</sup>
	C2	10,67 ± 0,02 <sup>defgh,E</sup>	10,72 ± 0,02 <sup>bcd,EF</sup>	12,95 ± 0,03 <sup>fgh,D</sup>	13,85 ± 0,02 <sup>abcde,A</sup>	12,65 ± 0,03 <sup>ef,C</sup>	13,50 ± 0,03 <sup>cd,B</sup>	12,75 ± 0,02 <sup>ef,C</sup>
C	Pa	13,22 ± 0,06 <sup>abc,E</sup>	13,61 ± 0,04 <sup>a,D</sup>	14,02 ± 0,06 <sup>cde,C</sup>	13,82 ± 0,02 <sup>bcd,AB</sup>	15,32 ± 0,03 <sup>a,A</sup>	13,22 ± 0,03 <sup>cd,AB</sup>	13,98 ± 0,05 <sup>de,B</sup>
	C2	11,55 ± 0,10 <sup>cdefg,B</sup>	11,55 ± 0,10 <sup>abcde,B</sup>	15,14 ± 0,03 <sup>ab,A</sup>	15,23 ± 0,01 <sup>a,A</sup>	14,75 ± 0,04 <sup>abc,A</sup>	14,25 ± 0,10 <sup>b,A</sup>	*nd.
Pb	C1	13,14 ± 0,10 <sup>abc,B</sup>	12,38 ± 0,03 <sup>abc,B</sup>	14,53 ± 0,03 <sup>bc,A</sup>	14,93 ± 0,08 <sup>abc,A</sup>	13,97 ± 0,05 <sup>abcde,AB</sup>	*nd.	*nd..
	C2	10,52 ± 0,10 <sup>defgh,C</sup>	10,52 ± 0,10 <sup>bcd,EF</sup>	12,97 ± 0,05 <sup>fgh,AB</sup>	14,45 ± 0,06 <sup>abcd,B</sup>	14,95 ± 0,02 <sup>abc,A</sup>	12,85 ± 0,04 <sup>de,B</sup>	12,95 ± 0,01 <sup>de,AB</sup>
N	Pa	10,27 ± 0,05 <sup>efgh,B</sup>	12,11 ± 0,10 <sup>abc,C</sup>	15,48 ± 0,04 <sup>a,A</sup>	15,15 ± 0,07 <sup>ab,A</sup>	15,47 ± 0,04 <sup>a,A</sup>	15,15 ± 0,05 <sup>a,A</sup>	*nd.
	C2	10,02 ± 0,04 <sup>fgh,D</sup>	10,08 ± 0,04 <sup>cdef,D</sup>	12,47 ± 0,06 <sup>gh,C</sup>	14,67 ± 0,05 <sup>abcd,B</sup>	15,18 ± 0,03 <sup>ab,A</sup>	*nd..	*nd.
Pb	C1	11,02 ± 0,07 <sup>defg,D</sup>	10,53 ± 0,05 <sup>bcd,EF</sup>	12,62 ± 0,02 <sup>fgh,B</sup>	12,15 ± 0,01 <sup>h,C</sup>	13,59 ± 0,02 <sup>cdef,A</sup>	13,38 ± 0,02 <sup>cd,A</sup>	*nd.
	C2	10,57 ± 0,03 <sup>defgh,C</sup>	10,58 ± 0,03 <sup>bcd,EF</sup>	12,46 ± 0,02 <sup>gh,B</sup>	12,38 ± 0,04 <sup>fgh,B</sup>	13,57 ± 0,04 <sup>cdef,AB</sup>	12,45 ± 0,03 <sup>e,B</sup>	12,97 ± 0,03 <sup>de,A</sup>
R	Pa	14,15 ± 0,05 <sup>a,D</sup>	11,95 ± 0,06 <sup>abcd,E</sup>	12,35 ± 0,03 <sup>gh,BC</sup>	13,61 ± 0,05 <sup>cdef,CD</sup>	13,66 ± 0,03 <sup>cdef,A</sup>	*nd.	*nd.
	C2	9,73 ± 0,13 <sup>gh,E</sup>	9,73 ± 0,13 <sup>def,E</sup>	14,08 ± 0,04 <sup>cde,B</sup>	13,55 ± 0,04 <sup>defg,BC</sup>	13,75 ± 0,04 <sup>bcd,CD</sup>	15,12 ± 0,58 <sup>a,A</sup>	14,22 ± 0,06 <sup>bc,B</sup>
Pb	C1	10,96 ± 0,06 <sup>defg,C</sup>	12,42 ± 0,03 <sup>abc,D</sup>	14,05 ± 0,04 <sup>cd,A</sup>	13,75 ± 0,03 <sup>cde,B</sup>	13,27 ± 0,05 <sup>def,B</sup>	*nd.	*nd.
	C2	11,85 ± 0,07 <sup>cdef,D</sup>	11,85 ± 0,07 <sup>abcd,D</sup>	13,17 ± 0,06 <sup>efg,C</sup>	12,95 ± 0,05 <sup>efgh,B</sup>	13,55 ± 0,02 <sup>cdef,A</sup>	15,17 ± 0,03 <sup>a,A</sup>	15,05 ± 0,03 <sup>a,A</sup>
T	Pa	13,24 ± 0,06 <sup>abc,A</sup>	10,53 ± 0,03 <sup>bcd,EF</sup>	12,15 ± 0,05 <sup>h,C</sup>	13,06 ± 0,04 <sup>efgh,AB</sup>	12,72 ± 0,03 <sup>ef,B</sup>	*nd.	*nd.
	C2	12,14 ± 0,06 <sup>bcd,D</sup>	12,13 ± 0,06 <sup>abc,D</sup>	12,95 ± 0,07 <sup>fgh,AB</sup>	12,82 ± 0,03 <sup>efgh,B</sup>	12,53 ± 0,06 <sup>f,C</sup>	13,83 ± 0,04 <sup>bc,A</sup>	*nd.
Pb	C1	11,87 ± 0,06 <sup>cdef,C</sup>	11,75 ± 0,04 <sup>abcde,D</sup>	13,48 ± 0,03 <sup>def,A</sup>	13,07 ± 0,01 <sup>efgh,AB</sup>	12,77 ± 0,02 <sup>ef,B</sup>	*nd.	*nd.
	C2	8,82 ± 0,09 <sup>hi,BC</sup>	8,83 ± 0,09 <sup>f,BC</sup>	11,15 ± 0,03 <sup>i,C</sup>	13,55 ± 0,05 <sup>defg,A</sup>	13,25 ± 0,00 <sup>def,A</sup>	11,55 ± 0,04 <sup>f,B</sup>	12,27 ± 0,06 <sup>f,A</sup>

Letras minúsculas diferentes nas colunas correspondem a diferenças significativas entre as amostras nas cinco propriedades; letras maiúsculas diferentes nas linhas correspondem à diferença significativa entre os períodos de colheita dos frutos.

\*nd.: amostras não analisadas

Pa: palmeira a; Pb: palmeira b; C1: cacho ou raquis 1; C2: cacho ou raquis 2.

O aumento do tamanho dos frutos também foi determinado pelo ganho de peso. Na Tabela 2 estão relacionados os valores do peso médio dos frutos nos diferentes estádios de maturação.

A análise dos dados indica haver diferença significativa entre as amostras de todas as propriedades durante o período de 120 dias após a formação dos frutos, com peso variando entre 1,277 – 1,743 g; 1,326 – 1,405 g; 1,191 – 1,714 g; 1,623 – 1,982 g; 1,003 – 1,404 g, nos frutos das propriedades *A*, *C*, *N*, *R* e *T* respectivamente.

Observando-se o peso médio das amostras das propriedades *A* e *T*, verifica-se que os frutos apresentaram maior crescimento e desenvolvimento nos primeiros 30 dias em comparação com os das outras propriedades. Em compensação, ao longo do período de 120 dias apresentaram menor aumento no seu peso de 14,13 e 12,36% respectivamente quando comparados com os frutos das outras propriedades.

Os frutos das propriedades *C* e *N* foram os que apresentaram o menor peso médio no período de 30 dias após o início da sua formação, mas tiveram um aumento no crescimento em relação ao seu peso de 48,90 e 44,97% respectivamente ao longo dos 120 dias de formação. Na propriedade *R*, os frutos tiveram peso médio de 1,177 g, no período de 30 dias e apresentaram crescimento de 34,67% ao final do período de 120 dias.

Observou-se que as sementes dos frutos apresentaram visualmente um crescimento e desenvolvimento mais significativo do que o mesocarpo (polpa). Os frutos com 120 dias após a frutificação apresentaram sementes mais rígidas e firmes.

O rendimento médio de polpa das amostras nas propriedades *A*, *C*, *N*, *R* e *T*, no período de 30 e 120 dias foi de 30,83 e 26,45%; 34,83 e 24,25%; 40,88 e 33,07%; 43,66 e 40,02%; 39,09 e 33,31% respectivamente. Os frutos da propriedade *R* foram os que apresentaram maior rendimento de polpa para ambos os períodos.

Tabela 2 – Valores dos pesos (g) médios dos frutos nas cinco propriedades referentes aos estádios de maturação

Propriedades		30 dias	45 dias	60 dias	75 dias	90 dias	105 dias	120 dias
A	Pa	1,499 ± 0,23 <sup>ab,C</sup>	1,542 ± 0,23 <sup>ab,BC</sup>	1,545 ± 0,20 <sup>cd,BC</sup>	1,085 ± 0,11 <sup>I,D</sup>	1,633 ± 0,25 <sup>bcde,B</sup>	*nd.	1,743 ± 0,11 <sup>b,A</sup>
	C2	1,469 ± 0,20 <sup>b,BC</sup>	1,219 ± 0,35 <sup>c,D</sup>	1,340 ± 0,15 <sup>ef,CD</sup>	1,235 ± 0,26 <sup>jk,D</sup>	1,719 ± 0,20 <sup>abcd,A</sup>	1,609 ± 0,03 <sup>abc,AB</sup>	1,443 ± 0,09 <sup>d,C</sup>
Pb	C1	0,941 ± 0,01 <sup>g,E</sup>	1,048 ± 0,10 <sup>e,DE</sup>	1,167 ± 0,23 <sup>gh,CD</sup>	1,566 ± 0,16 <sup>def,A</sup>	1,178 ± 0,21 <sup>fgh,CD</sup>	1,417 ± 0,11 <sup>bcd,AB</sup>	1,307 ± 0,02 <sup>f,BC</sup>
	C2	0,976 ± 0,04 <sup>fg,D</sup>	0,612 ± 0,01 <sup>g,E</sup>	1,017 ± 0,18 <sup>jk,CD</sup>	1,613 ± 0,21 <sup>cde,A</sup>	1,239 ± 0,15 <sup>fgh,B</sup>	1,077 ± 0,11 <sup>fg,C</sup>	1,277 ± 0,07 <sup>fg,B</sup>
C	Pa	0,643 ± 0,06 <sup>jk,D</sup>	1,081 ± 0,16 <sup>de,C</sup>	1,036 ± 0,10 <sup>ijk,C</sup>	1,243 ± 0,16 <sup>ijk,B</sup>	1,418 ± 0,17 <sup>defg,A</sup>	1,267 ± 0,10 <sup>def,B</sup>	1,405 ± 0,33 <sup>de,A</sup>
	C2	0,640 ± 0,06 <sup>jk,D</sup>	0,643 ± 0,06 <sup>g,D</sup>	1,240 ± 0,27 <sup>fg,C</sup>	1,369 ± 0,26 <sup>gh,B</sup>	1,518 ± 0,34 <sup>cdef,A</sup>	1,379 ± 0,02 <sup>cdef,B</sup>	*nd.
Pb	C1	0,756 ± 0,05 <sup>hi,C</sup>	1,145 ± 0,09 <sup>cd,B</sup>	1,302 ± 0,17 <sup>f,A</sup>	1,268 ± 0,45 <sup>ijk,AB</sup>	1,304 ± 0,18 <sup>efgh,A</sup>	*nd.	*nd.
	C2	0,752 ± 0,05 <sup>hij,C</sup>	0,750 ± 0,09 <sup>fg,C</sup>	1,150 ± 0,24 <sup>h,B</sup>	1,344 ± 0,14 <sup>hij,A</sup>	1,301 ± 0,33 <sup>efgh,A</sup>	1,125 ± 0,03 <sup>def,B</sup>	1,326 ± 0,06 <sup>ef,A</sup>
N	Pa	1,062 ± 0,10 <sup>ef,C</sup>	1,627 ± 0,23 <sup>a,B</sup>	1,695 ± 0,03 <sup>b,AB</sup>	1,759 ± 0,04 <sup>b,AB</sup>	1,827 ± 0,27 <sup>abc,A</sup>	1,714 ± 0,71 <sup>ab,AB</sup>	*nd.
	C2	0,852 ± 0,08 <sup>gh,iC</sup>	0,852 ± 0,08 <sup>f,C</sup>	0,979 ± 0,08 <sup>k,B</sup>	1,719 ± 0,05 <sup>bc,A</sup>	1,454 ± 0,07 <sup>def,A</sup>	*nd.	*nd.
Pb	C1	0,570 ± 0,06 <sup>k,D</sup>	1,107 ± 0,09 <sup>cde,BC</sup>	1,003 ± 0,06 <sup>k,C</sup>	1,171 ± 0,08 <sup>kl,B</sup>	1,219 ± 0,07 <sup>fgh,B</sup>	1,337 ± 0,01 <sup>cdef,A</sup>	*nd.
	C2	0,713 ± 0,06 <sup>i,C</sup>	0,713 ± 0,06 <sup>g,C</sup>	1,129 ± 0,06 <sup>hij,AB</sup>	1,076 ± 0,11 <sup>l,B</sup>	1,178 ± 0,25 <sup>fgh,A</sup>	1,102 ± 0,04 <sup>efg,AB</sup>	1,191 ± 0,01 <sup>g,A</sup>
R	Pa	0,840 ± 0,23 <sup>gh,D</sup>	0,870 ± 0,09 <sup>f,CD</sup>	1,599 ± 0,03 <sup>bc,BC</sup>	1,673 ± 0,30 <sup>bcd,B</sup>	2,002 ± 0,35 <sup>a,A</sup>	*nd.	*nd.
	C2	1,612 ± 0,07 <sup>a,B</sup>	1,612 ± 0,04 <sup>a,AB</sup>	1,828 ± 0,06 <sup>a,AB</sup>	1,944 ± 0,29 <sup>a,A</sup>	1,850 ± 0,08 <sup>abc,AB</sup>	1,776 ± 0,53 <sup>a,A</sup>	1,623 ± 0,06 <sup>c,AB</sup>
Pb	C1	0,734 ± 0,17 <sup>ij,AB</sup>	1,601 ± 0,05 <sup>a,AB</sup>	1,631 ± 0,04 <sup>bc,AB</sup>	1,555 ± 0,04 <sup>def,B</sup>	1,693 ± 0,25 <sup>abcd,A</sup>	*nd.	*nd.
	C2	1,524 ± 0,20 <sup>ab,D</sup>	1,625 ± 0,20 <sup>a,D</sup>	1,459 ± 0,28 <sup>d,D</sup>	1,668 ± 0,05 <sup>bcd,C</sup>	1,903 ± 0,42 <sup>ab,AB</sup>	1,806 ± 0,02 <sup>a,B</sup>	1,982 ± 0,02 <sup>a,A</sup>
T	Pa	1,005 ± 0,35 <sup>de,B</sup>	1,524 ± 0,28 <sup>ab,B</sup>	1,153 ± 0,21 <sup>hi,AB</sup>	1,295 ± 0,36 <sup>ijk,A</sup>	1,073 ± 0,09 <sup>gh,B</sup>	*nd.	*nd.
	C2	1,256 ± 0,36 <sup>cd,A</sup>	1,099 ± 0,36 <sup>cde,A</sup>	1,283 ± 0,04 <sup>fg,A</sup>	1,448 ± 0,24 <sup>fgh,A</sup>	1,031 ± 0,21 <sup>h,A</sup>	1,404 ± 0,25 <sup>bcde,A</sup>	*nd.
Pb	C1	1,321 ± 0,15 <sup>c,CD</sup>	1,414 ± 0,26 <sup>b,BC</sup>	1,438 ± 0,05 <sup>de,AB</sup>	1,481 ± 0,24 <sup>efg,A</sup>	1,304 ± 0,30 <sup>efgh,D</sup>	*nd.	*nd.
	C2	0,637 ± 0,10 <sup>jk,D</sup>	0,655 ± 0,10 <sup>g,D</sup>	0,749 ± 0,09 <sup>l,CD</sup>	1,465 ± 0,04 <sup>fgh,A</sup>	1,459 ± 0,28 <sup>def,A</sup>	0,809 ± 0,02 <sup>g,C</sup>	1,003 ± 0,02 <sup>h,B</sup>

Letras minúsculas diferentes nas colunas correspondem a diferenças significativas entre as amostras nas cinco propriedades; letras maiúsculas diferentes nas linhas correspondem à diferença significativa entre os períodos de colheita dos frutos.

\*nd.: amostras não determinadas

Pa: palmeira a; Pb: palmeira b; C1: cacho ou raquis 1; C2: cacho ou raquis 2.

Saavedra (2008) estimou que 1 kg de fruto de juçara *in natura* rende aproximadamente até 280 g de polpa integral fresca, ou 28 %, seguindo o procedimento de despoldado manual. Os frutos apresentaram peso médio de  $1,60 \pm 0,04$  g, e constituídos de  $0,45 \pm 0,03$  g de polpa e  $1,15 \pm 0,05$  g de caroço. Estas partes representaram, respectivamente, 28 e 72 % do fruto.

Em todas as amostras de frutos, observou-se uma diminuição significativa no rendimento de polpa, perda que pode ser explicada pelo fato de que quando os frutos da palmeira *E. edulis* foram colhidos com 30 dias após a formação, apresentaram em lugar da semente, um revestimento ou capa pertencendo à semente em desenvolvimento, que protegia o conteúdo de água.

## 5.2 CARACTERIZAÇÃO FÍSICO-QUÍMICA DA POLPA

Os valores determinados pelas análises físico-químicas da polpa desidratada dos frutos das cinco propriedades nos estádios de maturação estão relacionados na Tabela 3.

Os teores de umidade, encontrados na polpa integral para as amostras durante o período de 120 dias, apresentaram características semelhantes para todas as propriedades.

A polpa dos frutos apresentaram diferença significativa entre os períodos de maturação até o período de 60 dias. O teor de umidade elevado no período de 30 dias pode estar relacionado com o fato de que o fruto ainda se encontra na fase de desenvolvimento e devido à semente não estar completamente formada. Conforme os frutos passam da fase de desenvolvimento e crescimento para a fase de maturação observa-se uma perda significativa do teor de umidade.

Saavedra (2008) determinou um teor de umidade de  $68,8 \% \pm 0,2$  nos frutos maduros da *E. edulis*, o que pode ser comparado com os valores encontrados neste trabalho apresentados na Tabela 3.

Tabela 3 – Caracterização físico-química da polpa dos frutos da palmeira *Euterpe edulis* das cinco propriedades

%	30 dias	45 dias	60 dias	75 dias	90 dias	105 dias	120 dias
Umidade	73,90 ± 0,11 <sup>a</sup>	70,63 ± 5,15 <sup>ab</sup>	68,21 ± 4,16 <sup>ab</sup>	63,32 ± 6,76 <sup>b</sup>	62,08 ± 4,17 <sup>b</sup>	64,65 ± 1,05 <sup>ab</sup>	62,42 ± 7,57 <sup>b</sup>
Sólidos Totais	26,1 ± 0,11 <sup>b</sup>	29,37 ± 4,56 <sup>ab</sup>	31,79 ± 4,16 <sup>ab</sup>	36,68 ± 3,72 <sup>a</sup>	37,92 ± 4,17 <sup>a</sup>	35,35 ± 0,61 <sup>ab</sup>	37,58 ± 7,56 <sup>a</sup>
Cinzas	0,91 ± 0,01 <sup>d</sup>	1,28 ± 0,04 <sup>bc</sup>	1,13 ± 0,09 <sup>c</sup>	1,21 ± 1,44 <sup>bc</sup>	1,41 ± 0,039 <sup>ab</sup>	1,50 ± 0,05 <sup>a</sup>	1,42 ± 0,01 <sup>ab</sup>
Lipídios	0,28 ± 0,02 <sup>c</sup>	0,87 ± 0,03 <sup>c</sup>	0,58 ± 5,29 <sup>c</sup>	0,47 ± 0,09 <sup>c</sup>	2,11 ± 0,36 <sup>b</sup>	5,09 ± 0,38 <sup>a</sup>	6,59 ± 0,07 <sup>a</sup>
Proteínas	7,26 ± 0,12 <sup>ab</sup>	6,39 ± 0,03 <sup>c</sup>	6,76 ± 0,37 <sup>bc</sup>	6,43 ± 0,21 <sup>bc</sup>	6,72 ± 0,02 <sup>bc</sup>	6,42 ± 0,03 <sup>bc</sup>	7,61 ± 0,05 <sup>a</sup>
Fibra Bruta	36,61 ± 3,32 <sup>b</sup>	40,33 ± 1,61 <sup>b</sup>	38,90 ± 7,46 <sup>b</sup>	41,01 ± 0,08 <sup>b</sup>	49,81 ± 4,22 <sup>a</sup>	52,78 ± 1,26 <sup>a</sup>	50,69 ± 0,01 <sup>a</sup>
Açúcares Totais	1,76 ± 0,07 <sup>c</sup>	1,76 ± 0,07 <sup>c</sup>	5,02 ± 0,16 <sup>bc</sup>	5,56 ± 0,03 <sup>b</sup>	9,97 ± 0,84 <sup>a</sup>	4,23 ± 0,91 <sup>bc</sup>	4,89 ± 0,92 <sup>bc</sup>

3a

%	30 dias	45 dias	60 dias	75 dias	90 dias	105 dias	120 dias
Umidade	70,25 ± 3,43 <sup>ab</sup>	72,58 ± 0,15 <sup>a</sup>	68,26 ± 2,46 <sup>abc</sup>	63,44 ± 0,47 <sup>c</sup>	64,38 ± 0,57 <sup>bc</sup>	62,22 ± 0,03 <sup>c</sup>	65,15 ± 0,08 <sup>bc</sup>
Sólidos Totais	29,75 ± 2,99 <sup>bc</sup>	27,42 ± 0,15 <sup>c</sup>	31,73 ± 2,46 <sup>abc</sup>	36,55 ± 0,47 <sup>a</sup>	35,61 ± 0,57 <sup>ab</sup>	37,77 ± 0,03 <sup>a</sup>	35,84 ± 0,03 <sup>ab</sup>
Cinzas	0,90 ± 0,07 <sup>b</sup>	1,10 ± 0,01 <sup>ab</sup>	0,88 ± 0,03 <sup>b</sup>	1,01 ± 0,03 <sup>ab</sup>	1,15 ± 0,07 <sup>ab</sup>	1,40 ± 0,07 <sup>a</sup>	1,18 ± 0,08 <sup>ab</sup>
Lipídios	0,73 ± 0,07 <sup>c</sup>	0,72 ± 0,03 <sup>bc</sup>	0,84 ± 0,01 <sup>bc</sup>	1,23 ± 0,03 <sup>bc</sup>	1,11 ± 0,02 <sup>bc</sup>	2,08 ± 0,05 <sup>b</sup>	5,69 ± 0,06 <sup>a</sup>
Proteínas	7,54 ± 0,75 <sup>a</sup>	6,08 ± 0,15 <sup>b</sup>	7,09 ± 0,06 <sup>ab</sup>	6,76 ± 0,27 <sup>ab</sup>	7,15 ± 0,49 <sup>ab</sup>	6,83 ± 0,27 <sup>ab</sup>	6,71 ± 0,59 <sup>ab</sup>
Fibra Bruta	38,12 ± 1,55 <sup>b</sup>	33,73 ± 1,64 <sup>b</sup>	39,59 ± 1,22 <sup>b</sup>	53,29 ± 3,37 <sup>a</sup>	48,82 ± 0,47 <sup>a</sup>	53,02 ± 0,11 <sup>a</sup>	52,33 ± 0,76 <sup>a</sup>
Açúcares totais	1,35 ± 0,01 <sup>c</sup>	1,76 ± 0,06 <sup>c</sup>	5,52 ± 1,99 <sup>ab</sup>	5,63 ± 0,01 <sup>ab</sup>	6,72 ± 0,97 <sup>a</sup>	4,16 ± 0,81 <sup>b</sup>	4,62 ± 0,98 <sup>b</sup>

3b

%	30 dias	45 dias	60 dias	75 dias	90 dias	105 dias
Umidade	71,85 ± 7,87 <sup>a</sup>	67,84 ± 5,06 <sup>ab</sup>	64,49 ± 4,15 <sup>ab</sup>	61,21 ± 5,73 <sup>b</sup>	61,96 ± 4,68 <sup>b</sup>	61,78 ± 0,01 <sup>b</sup>
Sólidos Totais	28,15 ± 6,28 <sup>b</sup>	32,15 ± 5,06 <sup>ab</sup>	35,50 ± 4,15 <sup>ab</sup>	38,78 ± 5,73 <sup>a</sup>	38,03 ± 4,68 <sup>a</sup>	38,21 ± 0,01 <sup>a</sup>
Cinzas	1,01 ± 0,06 <sup>b</sup>	1,54 ± 0,04 <sup>a</sup>	1,27 ± 0,01 <sup>ab</sup>	1,26 ± 0,05 <sup>ab</sup>	1,51 ± 0,06 <sup>a</sup>	1,46 ± 0,01 <sup>ab</sup>
Lipídeos	0,68 ± 0,05 <sup>d</sup>	0,85 ± 0,03 <sup>c</sup>	3,12 ± 2,69 <sup>bc</sup>	4,82 ± 1,83 <sup>b</sup>	4,07 ± 2,16 <sup>b</sup>	6,58 ± 2,63 <sup>a</sup>
Proteínas	8,01 ± 0,01 <sup>a</sup>	6,41 ± 0,12 <sup>b</sup>	6,84 ± 0,38 <sup>b</sup>	6,87 ± 0,09 <sup>b</sup>	6,41 ± 0,17 <sup>b</sup>	6,24 ± 0,07 <sup>b</sup>
Fibra Bruta	35,85 ± 0,86 <sup>c</sup>	41,14 ± 1,35 <sup>bc</sup>	46,09 ± 1,31 <sup>ab</sup>	50,24 ± 4,33 <sup>a</sup>	51,04 ± 2,73 <sup>a</sup>	52,52 ± 4,59 <sup>a</sup>
Açúcares totais	1,71 ± 0,06 <sup>b</sup>	2,15 ± 0,24 <sup>b</sup>	6,45 ± 0,02 <sup>a</sup>	6,09 ± 0,61 <sup>a</sup>	8,06 ± 0,94 <sup>a</sup>	8,51 ± 3,42 <sup>a</sup>

3c

%	30 dias	45 dias	60 dias	75 dias	90 dias	105 dias
Umidade	69,91 ± 3,52 <sup>a</sup>	68,45 ± 1,44 <sup>ab</sup>	64,28 ± 9,44 <sup>ab</sup>	60,83 ± 0,53 <sup>b</sup>	60,42 ± 3,41 <sup>b</sup>	60,01 ± 1,97 <sup>b</sup>
Sólidos Totais	30,11 ± 8,51 <sup>b</sup>	31,54 ± 1,04 <sup>b</sup>	35,71 ± 5,84 <sup>ab</sup>	39,16 ± 0,53 <sup>ab</sup>	39,57 ± 1,41 <sup>ab</sup>	39,99 ± 1,97 <sup>a</sup>
Cinzas	0,95 ± 0,01 <sup>b</sup>	1,42 ± 0,01 <sup>a</sup>	1,25 ± 0,04 <sup>a</sup>	1,41 ± 0,13 <sup>a</sup>	1,41 ± 0,10 <sup>a</sup>	1,46 ± 0,08 <sup>a</sup>
Lipídeos	0,72 ± 0,03 <sup>b</sup>	0,86 ± 0,02 <sup>b</sup>	3,83 ± 0,52 <sup>ab</sup>	3,26 ± 3,09 <sup>a</sup>	5,22 ± 5,34 <sup>ab</sup>	6,66 ± 3,79 <sup>a</sup>
Proteínas	8,52 ± 0,02 <sup>a</sup>	7,08 ± 0,10 <sup>ab</sup>	7,70 ± 0,17 <sup>ab</sup>	7,43 ± 0,61 <sup>ab</sup>	7,17 ± 0,53 <sup>b</sup>	6,83 ± 0,12 <sup>a</sup>
Fibra Bruta	44,61 ± 7,08 <sup>ab</sup>	37,29 ± 0,61 <sup>b</sup>	42,24 ± 5,72 <sup>ab</sup>	43,63 ± 1,94 <sup>ab</sup>	47,14 ± 5,99 <sup>ab</sup>	48,99 ± 2,29 <sup>a</sup>
Açúcares totais	1,48 ± 0,04 <sup>c</sup>	2,13 ± 0,14 <sup>c</sup>	3,70 ± 0,72 <sup>bc</sup>	5,37 ± 2,38 <sup>ab</sup>	5,84 ± 0,14 <sup>a</sup>	3,54 ± 2,27 <sup>a</sup>

3d

%	30 dias	45 dias	60 dias	75 dias	90 dias	105 dias
Umidade	76,06 ± 1,29 <sup>a</sup>	70,86 ± 0,21 <sup>ab</sup>	68,72 ± 0,15 <sup>bc</sup>	64,61 ± 0,09 <sup>c</sup>	63,20 ± 0,56 <sup>c</sup>	65,01 ± 2,96 <sup>c</sup>
Sólidos Totais	23,93 ± 3,01 <sup>c</sup>	29,13 ± 0,24 <sup>bc</sup>	31,28 ± 0,17 <sup>ab</sup>	35,38 ± 0,09 <sup>a</sup>	36,79 ± 0,56 <sup>a</sup>	34,99 ± 2,96 <sup>a</sup>
Cinzas	0,76 ± 0,03 <sup>c</sup>	1,13 ± 0,21 <sup>bc</sup>	0,91 ± 0,15 <sup>cd</sup>	0,99 ± 0,09 <sup>cd</sup>	1,42 ± 0,56 <sup>a</sup>	1,29 ± 0,22 <sup>ab</sup>
Lipídeos	0,52 ± 0,02 <sup>ab</sup>	0,61 ± 0,04 <sup>b</sup>	0,91 ± 0,01 <sup>b</sup>	1,25 ± 0,05 <sup>ab</sup>	1,19 ± 0,04 <sup>ab</sup>	1,87 ± 1,13 <sup>a</sup>
Proteínas	8,11 ± 0,31 <sup>a</sup>	7,42 ± 0,06 <sup>ab</sup>	7,03 ± 0,07 <sup>ab</sup>	6,97 ± 0,63 <sup>ab</sup>	6,56 ± 0,23 <sup>ab</sup>	6,22 ± 0,30 <sup>b</sup>
Fibra Bruta	33,22 ± 1,07 <sup>c</sup>	38,43 ± 0,18 <sup>c</sup>	44,01 ± 1,29 <sup>b</sup>	43,66 ± 4,81 <sup>b</sup>	49,84 ± 6,01 <sup>b</sup>	56,63 ± 4,26 <sup>a</sup>
Açúcares totais	1,48 ± 0,03 <sup>b</sup>	1,67 ± 0,06 <sup>b</sup>	4,85 ± 0,02 <sup>a</sup>	4,72 ± 0,02 <sup>a</sup>	6,68 ± 2,90 <sup>a</sup>	3,26 ± 2,91 <sup>a</sup>

3e

\*Tabela 3a: propriedade A; 3b: propriedade N; 3c: propriedade C; 3d: propriedade R e 3e: propriedade T. Letras minúsculas iguais na mesma linha, não possuem diferença significativa ( $p < 5\%$ ). \*Resultados expressos em g/100g de matéria seca da polpa dos frutos

Estudando a estudando a morfoanatomia dos frutos de açaí, Ribeiro (2010), constatou a presença de lipídeos em todo o parênquima de reserva.

O teor de lipídeos, determinado na polpa dos frutos foi de  $6,59 \pm 0,07$ ;  $5,69 \pm 0,06$  g/100g de matéria seca para as propriedades *A* e *N* no período de 120 dias após a formação dos frutos e teor de lipídeos de  $1,87 \pm 1,13$ ;  $6,58 \pm 2,63$  e  $6,66 \pm 35,79$  g/100g de matéria seca, para as propriedades *C*, *R* e *T*, respectivamente no período de 105 dias após a formação dos frutos. Saavedra (2008) encontrou teor de lipídeos de 44,5 g/100g de matéria seca na polpa dos frutos da palmeira *Euterpe edulis*.

Devido a estes frutos possuírem diferentes tempos de desenvolvimento e de maturação, pode-se observar que as amostras das propriedades *A* e *N* tiveram um maior teor de lipídios apenas no período de 120 dias após a frutificação. Ao contrario do que se observou para as amostras das propriedades *R* e *T*, que apresentaram amadurecimento precoce dos frutos. Em relação às amostras de frutos da propriedade *C*, pode-se observar que estes frutos ainda estão em fase de desenvolvimento, não alcançando a fase de maturação com 120 dias após a frutificação.

Quanto ao teor de proteínas, observa-se que nos primeiros 30 dias após a formação dos frutos, o teor protéico foi mais elevado permanecendo estável ao final do período de 120 dias.

Saavedra (2008) encontrou teor de proteínas de  $8,5 \pm 0,3$  g/100g de matéria seca, resultados semelhantes aos encontrados no período de 30 dias que variou entre 7,26 a 8,52 g/100g de matéria seca. Resultados divulgados pelo laboratório Ceplac/Cepec/Sefis (2004), relataram teores de 6,72 g/100g de matéria seca de proteínas para a polpa da palmeira *Euterpe edulis* e 7,76 g/100g de matéria seca, para a de açaí, resultados muito próximos ao encontrado neste estudo para os outros períodos.

Verificou-se que existe diferença significativa nos teores de fibra bruta nos diferentes estádios de maturação com aumento médio de 14,08; 23,41; 14,21; 16,67 e 4,38%, nos frutos das propriedades *A*, *C*, *N*, *R* e *T* respectivamente. Foi observado que nos frutos após 30 dias da frutificação, a polpa apresentava características de mesocarpo liso e pouco fibroso e que com o passar do tempo foi adquirindo características fibrosas devido à fase de formação da semente estar completa.

Os frutos apresentaram aumento gradativo até o período de 90 dias e depois apresentou uma redução nos teores nos períodos de 105 e 120 dias, sendo observado comportamento semelhante para todas as propriedades. Também se observou uma redução nos teores de açúcares após este período, que pode estar relacionado com a

fase de maturação, onde os frutos precisam de energia para a respiração e para manter as células vivas.

Foram encontrados teores de fibra bruta de 32,67% e açúcares totais de 3,55% na bebida congelada média dos frutos da palmeira *Euterpe oleraceae* (açai) (ALEXANDRE; CUNHA; HUBINGER, 2002). Nenhum dado foi encontrado sobre os teores de fibra bruta e açúcares totais para a polpa dos frutos da palmeira *Euterpe edulis*.

Com relação ao teor de cinzas houve diferença significativa ao longo dos estádios de maturação dos frutos de todas as propriedades. Ao contrário do que ocorre com a umidade, o teor de cinzas aumenta com o passar do tempo variando entre 1,18 a 1,46 g/100g de matéria seca. Segundo Saavedra (2008) o teor de cinzas encontrado para a polpa integral foi de  $2,3 \pm 0,2$  g/100g de matéria seca, mostrando grande diversidade dos conteúdos nutricionais dos frutos e podendo também estar relacionado com as condições do solo em que se encontram as palmeiras.

O solo é rico em minerais e o aumento no teor de cinzas durante os estádios de maturação pode estar relacionado a este fator. Os dados obtidos da análise de solo das cinco propriedades estão apresentados na Tabela 4.

Tabela 4 – Resultados da análise de solo das cinco propriedades amostradas

	mg/dm <sup>3</sup> P	g/dm <sup>3</sup> C	cmolc/dm <sup>3</sup> de solo						%			
			pH	Al	H+Al	Ca	Mg	K	*S	*T	*V	*Al
A	23,00	25,63	4,40	0,72	8,38	2,55	1,93	0,21	4,68	13,06	35,86	13,22
C	28,80	32,94	4,90	0,09	7,20	5,69	2,86	0,17	8,71	15,91	54,70	1,07
N	78,15	23,18	4,75	0,18	6,76	4,41	2,22	0,27	6,89	13,65	50,46	2,47
R	32,70	26,16	4,35	0,71	8,68	2,45	1,87	0,64	4,95	13,63	36,29	19,59
T	115,70	27,83	5,35	0,00	5,34	9,32	2,67	0,56	12,54	17,88	70,12	0,00

\*S= soma de bases - T= capacidade de troca de cations - V= saturação por bases - Al= saturação por alumínio.

O solo na propriedade A, apresenta elevada acidez (pH), com teores médios de alumínio trocável (Al). A quantidade de matéria orgânica, expressa pelo teor de carbono



(C) é elevada. Apresenta teores médios de cálcio e altos de magnésio (Mg). Os teores de potássio (K) são médios e os de fósforo (P) são altos.

Na propriedade C, O solo apresenta acidez média, com teores baixos de alumínio trocável. A quantidade de matéria orgânica, expressa pelo teor de carbono é elevada. Apresenta altos teores de cálcio e magnésio. Entretanto, os teores de potássio são baixos. Os teores de fósforo são muito altos. A boa fertilidade do solo é determinada pela proximidade em área de cultivo de hortaliças.

Na propriedade N, o solo apresenta acidez média, com teores baixos de alumínio trocável. A quantidade de matéria orgânica, expressa pelo teor de carbono é elevada. Apresenta altos teores de cálcio e magnésio. Entretanto, os teores de potássio são médios. Os teores de fósforo são muito altos. A boa fertilidade do solo é determinada pela proximidade das residências.

Na propriedade R, o solo apresenta acidez relativamente elevada, com teores médios de alumínio trocável. A quantidade de matéria orgânica, expressa pelo teor de carbono é elevada. Apresenta baixos teores de cálcio e altos de magnésio e potássio. Os teores de fósforo são muito altos.

Na propriedade T, o solo apresenta acidez média, com ausência significativa de alumínio trocável. A quantidade de matéria orgânica, expressa pelo teor de carbono é elevada. Apresenta teores altos de cálcio e magnésio. Na área próxima de uma das plantas apresenta baixo teor de potássio e alto na área próxima da outra planta. Os teores de fósforo são muito altos. Estas características são típicas de quintais agroflorestais próximos de residências, nas quais, normalmente, há elevado aporte de matéria orgânica por resíduos orgânicos domésticos.

Os solos podem ser naturalmente ácidos em função dos baixos teores em bases do material de origem ou devido a processos de formação que favorecem a remoção de elementos básicos como K, Ca e Mg (LOPES; SILVA; GUILHERME, 1991). O cálcio e o magnésio são conhecidos como macronutrientes, pois são de grande importância para o desenvolvimento das plantas. O cálcio é essencial na germinação do grão de pólen e no crescimento do tubo polínico; ativa as enzimas relacionadas ao metabolismo do fósforo e atua na manutenção da integridade funcional da membrana e da parede celular e como ativador de enzimas relacionadas ao metabolismo do fósforo. O magnésio, átomo central da molécula de clorofila, correspondendo a 2,7% do seu peso, fazendo parte da sua

composição química (estrutura) e sendo fundamental nos processos da fotossíntese. É um ativador de várias enzimas relacionadas à síntese de carboidratos e de ácidos nucléicos (SFREDO et al., 1994).

### 5.3 CARACTERÍSTICAS DO AMIDO E DOS AÇÚCARES NA POLPA DOS FRUTOS

Os carboidratos, armazenados em muitas frutas principalmente na forma de amido, estão entre as moléculas que mais sofrem alterações ao longo do amadurecimento, as quais são promovidas por reações enzimáticas de síntese e degradação (MACRAE et al., 1992).

O amido corresponde a aproximadamente 3% do peso da polpa fresca após 90 dias da frutificação. Ilustra-se na Figura 15 os teores dos açúcares e do amido presente na polpa dos frutos. Este teor é considerado baixo quando comparado com outras espécies de frutas. Em bananas, por exemplo, o amido corresponde a 20-25% do peso da polpa fresca da fruta na fase pré-climatérica e é rapidamente degradado durante o amadurecimento para menos de 1% no pós-climatério (AREAS; LAJOLO, 1981; MAO; KINSELLA, 1981; MARRIOTT; ROBINSON; KARIKARI, 1981; MOTA et al., 2000).

Os frutos não climatéricos, não exibem aumentos nos padrões respiratórios e de síntese de etileno, apresentando declínio gradual na respiração ao longo do amadurecimento (VIEIRA JÚNIOR, 2001). Por apresentarem este tipo de comportamento, os frutos da palmeira juçara são classificados como não climatéricos.

Os frutos desta classe não necessitam de grande quantidade de reserva energética, para a manutenção da taxa respiratória das células. Neste caso, o teor de amido armazenado nos frutos da palmeira *E. edulis* é muito pequena. A degradação do amido em açúcares foi relativamente baixa durante os estádios de maturação.

A correlação entre o amido e os açúcares redutores apresentou-se baixa em todos os períodos de maturação ( $r^2 = 0,2060$ ;  $r^2 = 0,3101$ ;  $r^2 = 0,3963$ ;  $r^2 = 0,1506$ ;  $r^2 = 0,0195$ ;  $r^2 = 0,0945$ ) de 30, 45, 60, 75, 90 e 105 dias respectivamente, comprovando os resultados mostrados na figura 15.

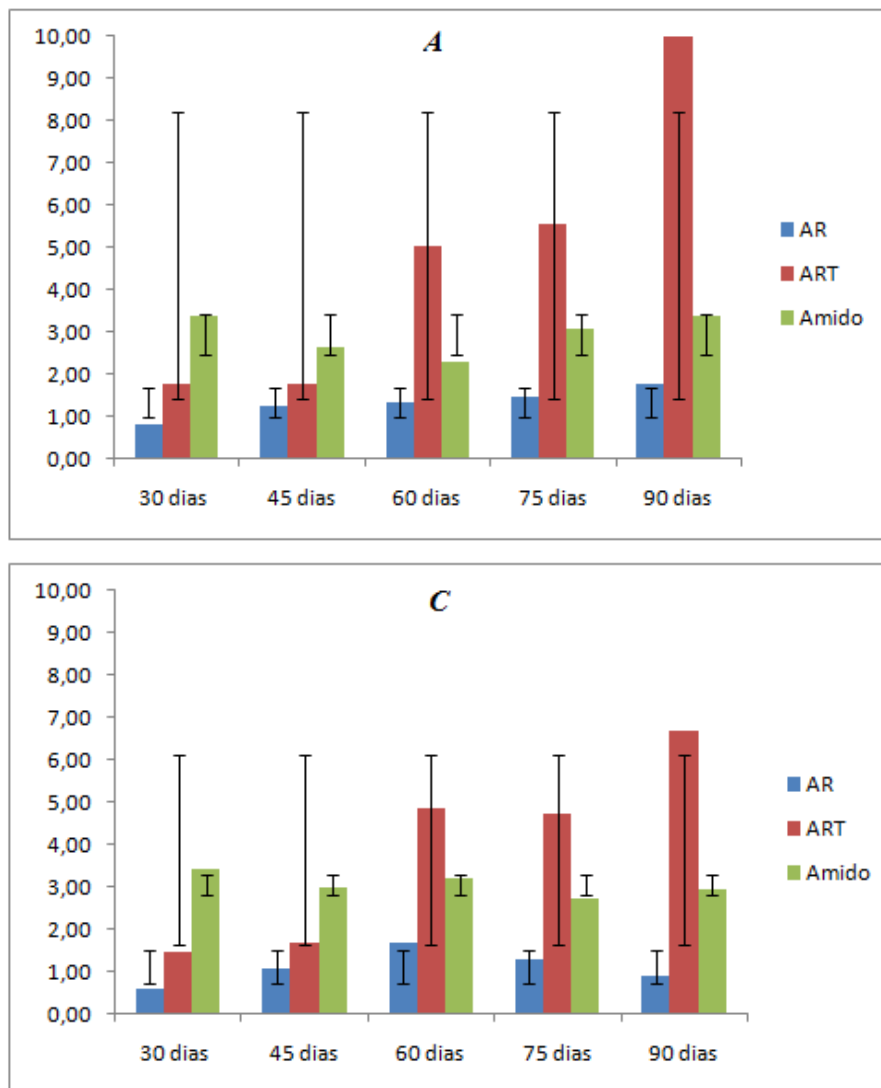


Figura 15 – Perfil dos carboidratos dos frutos juçara nas cinco propriedades e nos estádios de maturação. Nota: AR – Açúcares redutores; ART – Açúcares redutores totais. Resultados expressos em g/100g de peso seco de polpa dos frutos.

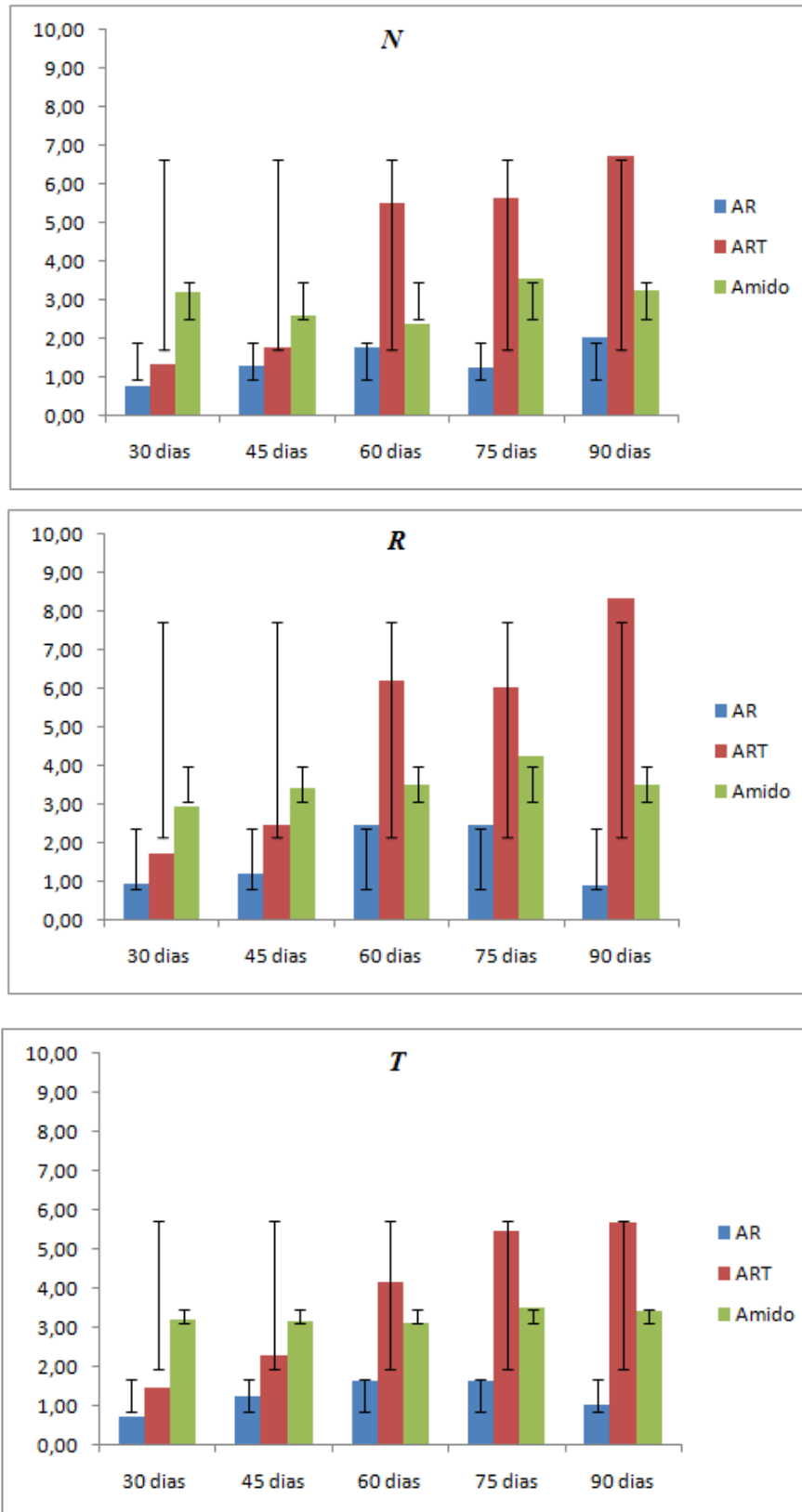


Figura 15 – Perfil dos carboidratos dos frutos juçara nas cinco propriedades e nos estádios de maturação.

Nota: AR – Açúcares redutores; ART – Açúcares redutores totais. Resultados expressos em g/100g de peso seco de polpa dos frutos.

Na Figura 15 é possível observar que a síntese dos açúcares redutores totais nem sempre esteve temporariamente relacionada com a degradação do amido. Houve aumento significativo nestes teores de açúcares redutores totais ao final de 60 dias após a formação dos frutos, comportamento observado para todas as amostras das cinco propriedades. O aumento dos açúcares redutores totais (ART) a partir do período de 60 dias não pode ser explicado pela degradação de amido e transformação em sacarose, visto que o teor de ART é muito maior.

Os teores de açúcares redutores (AR), encontrados na polpa dos frutos para as cinco propriedades correspondem a aproximadamente 1% do peso da polpa nos primeiros 30 dias após a frutificação, aumentando para aproximadamente 2-3% do peso total da polpa após 60 dias. Após este período os teores de açúcares redutores diminuem até os 90 dias após a frutificação.

A proporção relativa de sacarose e açúcares redutores (como glicose e frutose, monossacarídeos combinados juntos à molécula de sacarose), varia de uma planta para outra e na mesma planta de tempos em tempos. Frequentemente, os açúcares redutores estão presentes em maiores quantidades do que a sacarose, mas em frutos maduros como banana, abacaxi, pêssago, melão e algumas variedades de tâmaras, o conteúdo de sacarose é muito alto (BALL; MORELL, 2003).

Os açúcares redutores totais (ART) representam aproximadamente 2% do peso da polpa no período de 30 dias e de aproximadamente 6 a 11% nos 90 dias após a frutificação. O aumento do teor de ART, observado nos frutos após 60 dias da formação, corresponde a sacarose ( $AR - ART \times 0,950 = \text{teor de sacarose}$ ), e este aumento não é proveniente da degradação do amido, mas sim da síntese de sacarose pela via da fotossíntese.

Segundo Smith, Denyer e Martin (1997) e Ball e Morell, (2003) a sacarose sintetizada por fotossíntese é transportada a partir dos tecidos fotossintetizantes (tecidos fonte), através do floema, até outros tecidos da planta (tecidos consumidores). Os tecidos consumidores podem ser tecidos em crescimento, tais como meristemas e as folhas novas, que catabolizam a sacarose para produzir energia, ou órgãos do armazenamento, tais como raízes, tubérculos, cascas de árvores e frutas, os quais ressintetizam o amido nos plastídeos.

A sacarose captada pela célula por fotossíntese é hidrolisada no citosol, convertida em ADPglicose, a qual, é transportada para o interior do amiloplasto e utilizada na síntese da amilose e amilopectina pelas diferentes isoformas da amido sintase (KOSSMANN; LLOYD, 2000). Por estes motivos, é observado um aumento significativo nos teores de açúcares redutores totais no período de 60 dias para todos dos frutos das cinco propriedades, devido a síntese de sacarose.

#### 5.4 ANÁLISES DE COR E ANTOCIANINAS TOTAIS

Os valores de L\* (luminosidade), a variação dos parâmetros a\* e b\* obtidos na análise instrumental de cor dos frutos das cinco propriedades e os teores de antocianinas totais nos diferentes estádios de maturação estão relacionados na Tabela 5.

Tabela 5 – Variação da luminosidade L\*, dos parâmetros de cromaticidade de a\* e b\* e dos teores de antocianinas totais nos diferentes estádios de maturação.

Propriedades	Cor			Antocianinas Totais
	L*	a*	b*	
A	30,86 ± 2,17 <sup>a</sup>	3,67 ± 0,35 <sup>b</sup>	11,57 ± 1,95 <sup>b</sup>	<sup>1</sup> nd.
C	29,78 ± 1,91 <sup>a</sup>	3,69 ± 0,18 <sup>c</sup>	11,59 ± 1,66 <sup>b</sup>	<sup>1</sup> nd.
N	33,81 ± 1,77 <sup>a</sup>	1,40 ± 0,22 <sup>d</sup>	15,16 ± 1,17 <sup>a</sup>	<sup>1</sup> nd.
R	18,68 ± 3,71 <sup>b</sup>	4,57 ± 0,38 <sup>a</sup>	-1,42 ± 0,47 <sup>c</sup>	42,52 ± 1,68 <sup>b</sup>
T	17,53 ± 5,41 <sup>b</sup>	4,71 ± 0,29 <sup>a</sup>	-1,72 ± 0,27 <sup>b</sup>	60,11 ± 2,45 <sup>a</sup>

5a

Propriedades	Cor			Antocianinas Totais
	L*	a*	b*	
A	25,36 ± 6,15 <sup>ab</sup>	3,42 ± 1,28 <sup>a</sup>	11,3 ± 2,18 <sup>ab</sup>	<sup>1</sup> nd.
C	23,72 ± 5,39 <sup>ab</sup>	3,31 ± 0,53 <sup>ab</sup>	11,09 ± 2,58 <sup>b</sup>	<sup>1</sup> nd.
N	33,55 ± 3,02 <sup>a</sup>	2,40 ± 0,99 <sup>b</sup>	15,41 ± 1,71 <sup>a</sup>	<sup>1</sup> nd.
R	17,68 ± 1,85 <sup>b</sup>	4,07 ± 0,61 <sup>a</sup>	-6,67 ± 1,04 <sup>c</sup>	79,12 ± 1,39 <sup>a</sup>
T	18,53 ± 8,31 <sup>b</sup>	4,14 ± 0,93 <sup>a</sup>	-3,97 ± 1,34 <sup>c</sup>	51,56 ± 0,64 <sup>b</sup>

5b

Propriedades	Cor			Antocianinas Totais
	L*	a*	b*	
A	33,99 ± 1,41 <sup>a</sup>	2,51 ± 1,21 <sup>ab</sup>	14,50 ± 3,61 <sup>a</sup>	<sup>1</sup> nd.
C	29,50 ± 3,83 <sup>a</sup>	2,67 ± 3,83 <sup>ab</sup>	12,66 ± 2,51 <sup>a</sup>	<sup>1</sup> nd.
N	31,59 ± 2,67 <sup>a</sup>	0,86 ± 0,18 <sup>b</sup>	14,64 ± 141 <sup>a</sup>	<sup>1</sup> nd.
R	21,03 ± 3,21 <sup>b</sup>	4,22 ± 1,21 <sup>ab</sup>	-5,50 ± 1,10 <sup>b</sup>	159,46 ± 45,81 <sup>a</sup>
T	19,31 ± 1,90 <sup>b</sup>	4,79 ± 1,28 <sup>a</sup>	-6,94 ± 0,67 <sup>b</sup>	51,77 ± 15,76 <sup>b</sup>

5c

Propriedades	Cor			Antocianinas Totais
	L*	a*	b*	
A	22,91 ± 1,21 <sup>a</sup>	3,51 ± 0,77 <sup>a</sup>	-1,22 ± 0,35 <sup>b</sup>	6,09 ± 2,89 <sup>d</sup>
C	23,57 ± 2,86 <sup>a</sup>	2,02 ± 1,44 <sup>a</sup>	8,90 ± 2,69 <sup>a</sup>	<sup>1</sup> nd.
N	24,83 ± 1,46 <sup>a</sup>	5,47 ± 1,21 <sup>b</sup>	-1,56 ± 1,86 <sup>b</sup>	124,58 ± 8,51 <sup>c</sup>
R	12,71 ± 2,76 <sup>c</sup>	6,24 ± 1,52 <sup>b</sup>	-10,26 ± 0,03 <sup>d</sup>	609,69 ± 15,94 <sup>a</sup>
T	17,68 ± 1,62 <sup>b</sup>	6,85 ± 1,71 <sup>b</sup>	-6,64 ± 2,02 <sup>c</sup>	307,17 ± 38,83 <sup>b</sup>

5d

Propriedades	Cor			Antocianinas Totais
	L*	a*	b*	
A	21,82 ± 8,21 <sup>b</sup>	2,11 ± 0,21 <sup>b</sup>	-5,95 ± 1,14 <sup>b</sup>	591,39 ± 12,89 <sup>b</sup>
C	23,18 ± 2,72 <sup>a</sup>	4,13 ± 1,61 <sup>ab</sup>	10,35 ± 2,61 <sup>a</sup>	<sup>1</sup> nd.
N	26,36 ± 7,71 <sup>a</sup>	1,35 ± 1,44 <sup>b</sup>	-3,44 ± 1,02 <sup>b</sup>	144,38 ± 18,91 <sup>c</sup>
R	14,81 ± 1,13 <sup>c</sup>	1,25 ± 0,06 <sup>b</sup>	-10,42 ± 0,04 <sup>d</sup>	1693,10 ± 55,94 <sup>a</sup>
T	19,51 ± 4,12 <sup>b</sup>	4,82 ± 1,08 <sup>a</sup>	-9,12 ± 2,17 <sup>c</sup>	560,55 ± 38,83 <sup>b</sup>

5e

Propriedades	Cor			Antocianinas Totais
	L*	a*	b*	
A	20,30 ± 4,87 <sup>c</sup>	1,74 ± 0,69 <sup>b</sup>	-6,21 ± 1,78 <sup>d</sup>	1135,78 ± 37,46 <sup>b</sup>
C	26,46 ± 0,96 <sup>b</sup>	4,78 ± 1,22 <sup>a</sup>	10,75 ± 1,61 <sup>b</sup>	<sup>1</sup> nd.
N	32,62 ± 0,01 <sup>a</sup>	3,51 ± 0,27 <sup>a</sup>	15,51 ± 0,02 <sup>a</sup>	<sup>1</sup> nd.
R	13,75 ± 2,68 <sup>c</sup>	1,65 ± 0,29 <sup>b</sup>	-10,82 ± 1,07 <sup>e</sup>	1346,10 ± 82,48 <sup>a</sup>
T	16,08 ± 0,02 <sup>c</sup>	1,41 ± 0,03 <sup>b</sup>	0,36 ± 0,01 <sup>c</sup>	<sup>1</sup> nd.

5f

Tabela 5a: 45 dias; 5b: 60 dias; 5c: 75 dias; 5d: 90 dias; 5e: 105 dias e 5f: 120 dias. Letras minúsculas iguais na mesma coluna, não possuem diferença significativa ao nível de 5%. Resultados expressos em mg/100 g de polpa fresca de fruto.

<sup>1</sup>nd.: Amostras não determinadas.

Através de análise de variância, identificou-se diferença significativa ( $p < 0,05$ ) entre as propriedades e entre os estádios de maturação.

A luminosidade é uma coordenada do espaço de cores CIELAB que pode variar do 0 ao 100, ou seja, do preto ao branco (LAWLESS; HEYMANN, 1999). Sendo assim, através do teste de Tukey, observou-se que os valores de  $L^*$  das amostras das propriedades *R* e *T* foram os que apresentaram menores valores em todos os estádios de maturação, porque quanto menor o valor de  $L^*$ , mais próximo está à cor dos frutos do preto, que neste caso representa a maturação.

Pelos resultados obtidos da análise colorimétrica, quanto mais próximo estiverem os valores de  $L^*$  de 0, maiores serão as características de maturação do fruto. Estas características estão presentes nos frutos das propriedades *R* e *T* que tiveram o início da maturação aos 45 dias. O mesmo comportamento foi observado para os estádios de maturação de 60 dias e 75 dias para as mesmas propriedades.

As amostras das propriedades *A* e *N* apresentaram baixos valores de  $L^*$  apenas no final de 90 dias, evidenciando o início da fase de maturação. A propriedade *C* foi à única que apresentou frutos com características de imaturos, não havendo identificação da presença de pigmentos antociânicos no fruto, responsáveis pela mudança da coloração do verde para o preto/violáceo.

Observa-se que os valores encontrados para o parâmetro  $a^*$  foram positivos para todas as propriedades e em todos os estádios de maturação dos frutos, correspondente à cor vermelha. Os valores do parâmetro  $a^*$  estão em ordem crescente, quanto maior os valores de  $a^*$  mais escura é a tonalidade da cor vermelha, significando que mais maduros estão os frutos. Este comportamento foi observado para as amostras das propriedades *R* e *T* em todos os estádios de maturação e apenas para as propriedades *A* e *N* no período de 90 dias.

Os valores encontrados para o parâmetro  $b^*$  foram positivos, o que corresponde à cor amarela para os frutos imaturos, encontrados para todas as propriedades nos 30 dias após a frutificação e até os 75 dias para as propriedades *A*, *C* e *N* indicando que ainda apresentavam frutos imaturos. Após este período, apenas para os frutos da propriedade *C* os valores do parâmetro  $b^*$  foram positivos.



Também foram encontrados valores negativos para o parâmetro  $b^*$ , valores correspondentes a cor azul, para os frutos das propriedades *R* e *T* em todos os estádios de maturação e para os frutos das propriedades *A* e *N*, a partir dos 90 dias.

Houve diferença significativa entre os teores de antocianinas totais encontrados na polpa do fruto fresco de todas as propriedades. Os valores encontrados para os parâmetros de cor, para os frutos das propriedades *R* e *T*, podem ser relacionados com os teores de antocianinas totais que variaram conforme os estádios de maturação.

No período de 45 dias os frutos apresentaram teores de antocianinas menores do que nos outros períodos, se observado um aumento gradual destes teores durante os 120 dias de maturação dos frutos.

Para as amostras das propriedades *A* e *N*, o comportamento de maturação dos frutos foi diferente. Somente apresentaram maturação ao final de 90 dias e estes teores também aumentaram gradualmente até o final do período do estudo. Os teores de antocianinas, também podem ser relacionados aos de parâmetros de cor.

Determinou-se que os maiores teores de antocianinas encontrados nos frutos foram no período de 105 dias após a formação, para as amostras das propriedades *A*, *N*, *R* e *T*, nas quais se observou que a maioria dos frutos estava madura. No período de 120 dias, apenas as amostras das propriedades *A* e *R* ainda estavam em estudo e apresentaram teores de antocianinas de  $1135,78 \pm 37,46$  e  $1346,10 \pm 82,48$  mg/100 g, respectivamente. O maior teor de antocianinas no estágio maduro é justificado pela síntese destes pigmentos que ocorre durante o seu amadurecimento, atingindo o valor máximo no fruto completamente maduro (TAIZ; ZEIGER, 2004).

Iaderoza et al. (1992) extraíram antocianinas, a partir dos frutos de *E. oleracea* e *E. edulis* encontrando 336 mg/100 g e 1347 mg/100 g de polpa de fruta, respectivamente. Valores próximos aos encontrados neste trabalho que variaram de  $124,58 \pm 8,51$  a  $1693,10 \pm 55,94$  mg/100 g de polpa fresca.

A concentração de antocianinas totais igual a 22,8 mg/100 g de matéria fresca foi determinada por Kuskoski et al. (2005) usando o açaí médio, (11-14% de sólidos totais). Logo, os teores daquele fitoquímico deverão ser maiores quando se analisa a polpa dos frutos (sem adição de água) como no presente estudo.

Brito et al. (2007) extraíram antocianinas na polpa integral liofilizada de acerola, juçara, jambolão e guajiru. Para a realização das análises usaram o HPLC, identificando

como antocianinas principais nos frutos da palmeira *E. edulis* a cianidina 3-glucosídeo (1358 mg/100 g de peso seco) e cianidina 3-rutinosídeo (1565 mg/100 g de peso seco). Estas quantidades foram quatro vezes maiores do que as encontradas nos outros frutos sendo a concentração total de antocianinas no fruto da palmeira *E. edulis* de 2956 mg/100 g de peso seco liofilizado ou 290 mg/100 g de peso fresco de polpa do fruto, resultado comparável com os valores descritos para este trabalho.

Foi utilizado um modelo para demonstrar a possível correlação entre os parâmetros de cor  $L^*$ ,  $a^*$  e  $b^*$  e os teores de antocianinas totais das amostras de todas as propriedades. Houve correlação significativa ( $R^2= 0,9246$ ;  $R^2= 0,9261$ ;  $R^2= 0,9469$ ;  $R^2= 0,8827$ ) nos estádios de maturação com 45 dias, 60 dias, 75 dias e 105 dias respectivamente. Portanto, observa-se que o teor de antocianinas totais está diretamente relacionado com a cor dos frutos quando maduros.

Os períodos de 90 e 120 dias apresentaram correlação baixa de  $R^2= 0,7589$  e  $R^2= 0,6941$ , esta correlação baixa pode estar relacionada a diversidade dos teores de antocianinas nas amostras pela presença de frutos com fase intermediária de maturação (frutos apresentando coloração roxa na casca e coloração verde na parte interna da epiderma) e que possuem teores de antocianinas menor do que em relação às amostras das propriedades *R* e *T*.

Nos frutos jovens de açaí, no parênquima subepidérmico (parte interna da casca) existe uma zona com concentração de substâncias fenólicas, evidenciadas pela cor castanha. Nesta zona haverá um futuro acúmulo de antocianinas. Nos estádios mais avançados da maturação do fruto, o parênquima fenólico situado logo abaixo da epiderme apresenta pelo menos oito camadas de células. No desenvolvimento dos tecidos dos frutos, houve um aumento gradativo da concentração de antocianinas no parênquima externo (casca) proporcional a maturação (RIBEIRO, 2010).

As propriedades biológicas das antocianinas têm sido atribuídas principalmente à sua função antioxidante, e a outras características das moléculas individuais. Os mecanismos da função antioxidante das antocianinas não estão bem estabelecidos, embora haja indícios do envolvimento reações de doação de hidrogênio e quelação de metais e proteínas ligadas (DEGÁSPARI e WASZCZYNSKYJ, 2004).

A capacidade antioxidante destes compostos variam com base em suas estruturas químicas. Em geral, os flavonóides agliconas (antocianidinas) mostram maior capacidade

antioxidante que seus C-glicosídeos (antocianinas). O grupo metoxila parece ser um fator estrutural importante que pode levar a mudanças drásticas dos flavonóides em termos de sua capacidade antioxidante (KANG et al., 2010).

KUSKOSKI et al. (2006) estudaram a atividade antioxidante de pigmentos antociânicos em temperatura ambiente por meio do método de descoloração do radical ABTS<sup>+</sup> (2,2'-azino-bis-3-etilbenzotiazolina-6-sulfonato). Os resultados obtidos demonstraram que estes pigmentos apresentam potencial atividade antioxidante a qual varia conforme as diferentes substituições hidroxílicas e metoxílicas na molécula.

Muitos estudos têm demonstrado que os flavonóides têm uma forte atividade antioxidante e anti-inflamatória (BEARA et al., 2009; LEONG et al., 2010; LI et al., 2009). Segundo Schauss et al. (2006) as antocianinas e polímeros de proantocianidinas e outros flavonóides são os fitoquímicos predominantes do açaí (*Euterpe oleracea*) consideradas importantes antioxidantes em frutos.

Como solução extratora foi utilizado etanol concentrado (95 %) e solução de ácido clorídrico (1,5 N) para a preparação da solução (proporção de 85 mL:15 mL) de antocianinas. As antocianinas presente nos frutos estão na forma de base quinoidal (A), coloração azul, predominante na polpa dos frutos da palmeira *Euterpe edulis* em pH 6,0. No processo de extração a solução alcoólica de pH ácido faz com que a estrutura das antocianinas passem a forma de cátion flavílio (coloração vermelho), mostrados na Figura 16 .

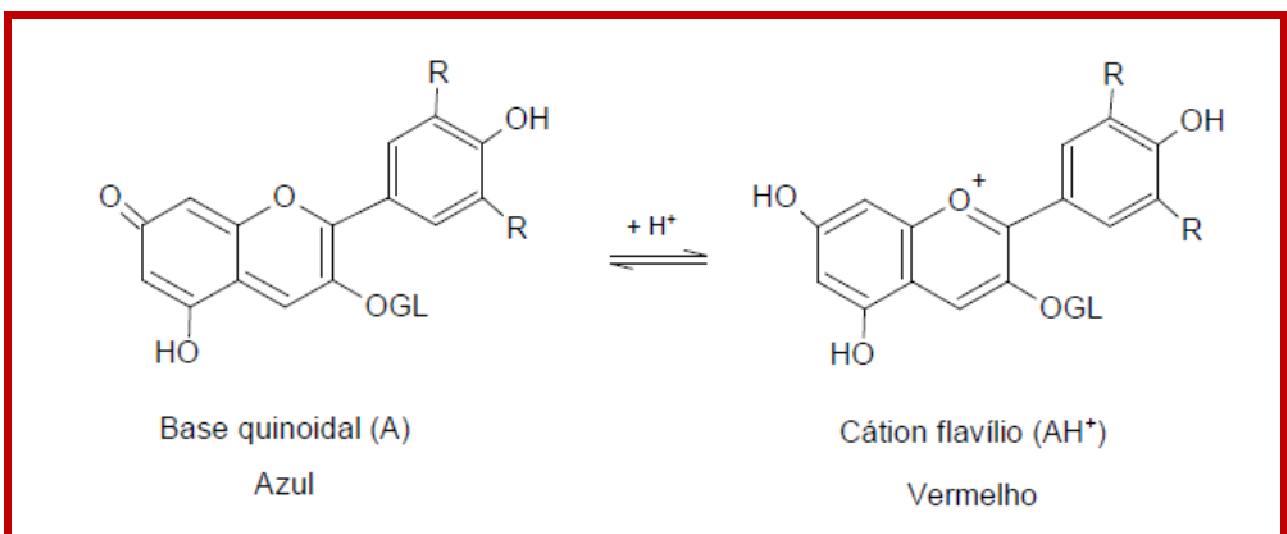


Figura 16 – Estruturas das antocianinas em meio alcoólico (FRANCIS; MARKAKIS, 1989).

A estrutura quinoidal na posição 7 possui oxigênio insaturado e no anel glicosilado oxigênio saturado e sem carga, enquanto em meio ácido a forma predominante é o cátion flavílio, na posição 7 tem uma hidroxila e oxigênio saturado com carga positiva no anel glicosilado. A metodologia para determinação de antocianinas totais, consiste na variação do pH das soluções tampão de pH 1,0 e pH 4,5, que quando entra em contato com as antocianinas extraídas da amostra, ocorre mudança nas estruturas. Na solução tampão de pH 1,0 predomina a estrutura das antocianinas na forma de cátion flavílio (cor vermelha) e em solução tampão de pH 4,5 predomina a estrutura na forma de base quinoidal (coloração que varia do roxo para o azul intenso), sendo quantificado por espectrometria nos comprimentos de onda de 515 nm (específico para antocianinas) e 700nm através da intensidade de cor e diluições preparadas para determinada amostra, significando que quanto mais intensa for a coloração da solução extraída, mais antocianinas possui a amostra.

As antocianinas são os compostos predominantes nos frutos maduros da palmeira *E. edulis*, sendo que estes compostos são classificados como flavonóides, que fazem parte de uma das classes de compostos fenólicos. Segundo os teores de antocianinas totais encontrados no período de 105 dias para a propriedade R e 120 dias para a propriedade A, foram mais elevados do que os teores de compostos fenólicos nestes mesmos períodos.

Algumas referências indicam que os teores de antocianinas, tem que ser necessariamente menores que os teores de compostos fenólicos devido a estes compostos serem quantificados junto na análise de fenóis totais, mas como foi observado anteriormente, as estruturas das antocianinas são diferentes das estruturas dos fenóis e por este motivo são quantificados separadamente.

## 5.5 AVALIAÇÃO DOS TEORES DE COMPOSTOS FENÓLICOS E ATIVIDADE ANTIOXIDANTE NOS FRUTOS DA PALMEIRA *Euterpe edulis*

Os compostos fenólicos foram quantificados mediante a equação da curva padrão do ácido gálico obtido nas mesmas condições analíticas que as amostras,  $y = 0,001x +$

0,002 ;  $R^2 = 0,983$  (Figura 17); onde  $y$  é a absorbância e  $x$ , a concentração de ácido gálico (GAE) em  $\mu\text{g.mL}^{-1}$ .

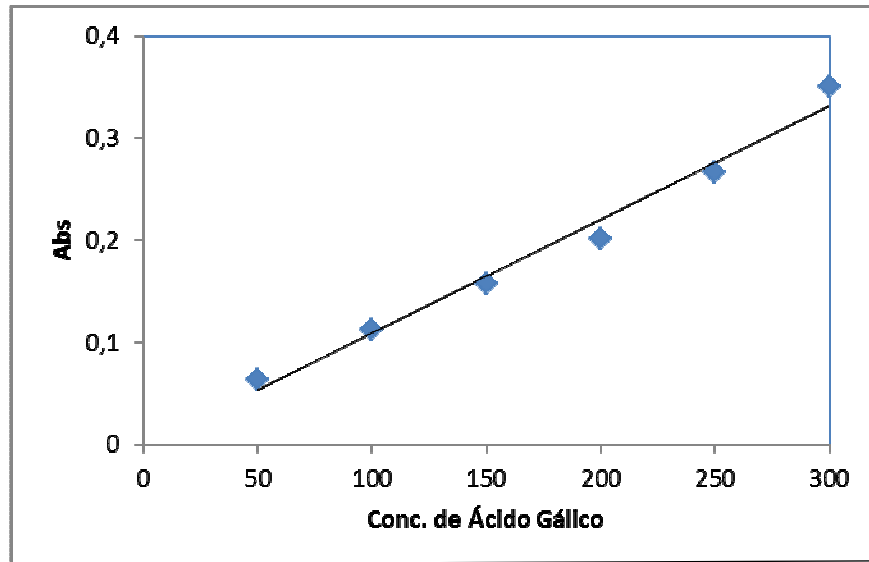


Figura 17 – Curva padrão do ácido gálico ( $\mu\text{g.mL}^{-1}$ ).

Os teores médios de compostos fenólicos de todas as amostras das cinco propriedades variaram entre 627,24 mg/100g para o período de 30 dias e 895,82 mg/100g de peso fresco para o período de 120 dias, sendo que o maior valor médio encontrado foi de 1126,04 mg/100g no período de 45 dias após a formação.

Os frutos apresentaram grande variação nos teores de compostos fenólicos em um mesmo período para as cinco propriedades, por exemplo, no período de 30 dias nos frutos da propriedade *N*, o teor de compostos fenólicos foi de 541,39 mg/100g de polpa de fruto fresco, sendo que na propriedade *R*, o teor de compostos fenólicos foi de 820,67 mg/100g. Em relação ao período de 120 dias, onde os frutos de todas as propriedades apresentavam-se maduros, os teores de compostos fenólicos variaram de 484,31 mg/100g nos frutos da propriedade *T* para 1463,79 mg/100g nos frutos da propriedade *R*. Os teores dos compostos fenólicos estão apresentados na Tabela 6.

Tabela 6 – Teores de compostos fenólicos dos frutos da palmeira *Euterpe edulis* nas cinco propriedades nos diferentes estádios de maturação

Períodos de Maturação	A	C	N	R	T
30 dias	606,38 ± 36,07 <sup>b,AB</sup>	614,63 ± 16,86 <sup>bc,AB</sup>	541,39 ± 20,93 <sup>c,B</sup>	820,67 ± 19,15 <sup>b,A</sup>	603,12 ± 13,11 <sup>bc,AB</sup>
45 dias	1089,42 ± 47,28 <sup>a,B</sup>	1013,51 ± 18,73 <sup>a,B</sup>	1524,29 ± 25,05 <sup>a,A</sup>	995,04 ± 24,71 <sup>ab,B</sup>	1008,16 ± 18,12 <sup>a,AB</sup>
60 dias	1081,41 ± 32,08 <sup>a,A</sup>	749,70 ± 24,98 <sup>b,C</sup>	1136,74 ± 26,08 <sup>ab,A</sup>	833,81 ± 39,61 <sup>b,B</sup>	890,82 ± 25,95 <sup>ab,B</sup>
75 dias	878,36 ± 28,95 <sup>ab,BC</sup>	611,47 ± 25,48 <sup>bc,C</sup>	1169,73 ± 14,12 <sup>ab,AB</sup>	1207,80 ± 21,39 <sup>ab,A</sup>	766,88 ± 25,67 <sup>b,C</sup>
90 dias	532,42 ± 27,05 <sup>c,C</sup>	717,29 ± 40,49 <sup>b,BC</sup>	1028,91 ± 57,23 <sup>b,ABC</sup>	1287,54 ± 37,92 <sup>ab,A</sup>	799,00 ± 48,08 <sup>b,AB</sup>
105 dias	897,165 ± 135,03 <sup>ab,A</sup>	551,19 ± 37,17 <sup>c,B</sup>	786,16 ± 68,19 <sup>bc,A</sup>	1291,34 ± 69,89 <sup>ab,A</sup>	816,22 ± 37,82 <sup>ab,A</sup>
120 dias	<b>949,83 ± 69,47<sup>ab,B</sup></b>	<b>615,52 ± 41,62<sup>bc,C</sup></b>	<b>965,68 ± 10,28<sup>b,B</sup></b>	<b>1463,79 ± 51,61<sup>a,A</sup></b>	<b>484,31 ± 20,07<sup>c,C</sup></b>
135 dias	630,75 ± 20,64 <sup>b,A</sup>	429,25 ± 18,03 <sup>d,B</sup>	*nd.	*nd.	*nd.

Letras minúsculas iguais na mesma coluna e maiúsculas iguais na mesma linha não possuem diferença significativa ( $p < 0,05$ ). \*nd.: amostras não determinadas. Resultados expressos em mg/100g de polpa fresca de fruto.

O teor destes compostos nos frutos variou conforme o avanço da maturação e o local da coleta. Após 30 dias, os teores de fenóis totais não apresentaram diferenças significativas entre as amostras das propriedades A, C e T, diferenciando-se nas amostras das propriedades R e N, que apresentaram maiores e menores teores de fenóis, respectivamente, em relação às demais propriedades.

Aos 45 dias o teor de fenóis nos frutos aumentou 44,34%, 39,36%, 64,48%, 17,52% e 40,18% para as amostras das propriedades A, C, N, R e T respectivamente, em relação ao período anterior.

Aos 60, 75 e 90 dias após o início da formação dos frutos, os frutos das propriedades A, C e T apresentaram perda significativa dos teores fenólicos para ambos os períodos, ao contrário das amostras das propriedades N e T que apresentaram um aumento no conteúdo fenólico em 75 dias após o início da formação.

Em relação aos compostos fenólicos, Kuskoski et al. (2005) determinaram para o açaí (*Euterpe oleracea*), tipo médio, (bebida contendo 11-14% de sólidos totais), o teor de  $136,8 \pm 0,4$  mg/100g.

A determinação de compostos fenólicos pelo método de Folin-Ciocalteu é bem aceita, além de ser simples e reprodutiva (GENOVESE et al., 2003). Segundo Scholten e Kacprowski (1992), a não especificidade do ensaio Folin-Ciocalteu é devida à presença

de açúcares, ácido ascórbico, ácidos e aminas aromáticas que podem interferir na medição e levar a uma superestimação do teor dos compostos fenólicos. Assim, os resultados de compostos fenólicos totais apresentados acima são derivados de uma combinação da redução de compostos que reagem com o Folin-Ciocalteu.

A enzima responsável pela transformação da fenilalanina em compostos fenólicos (PAL) é estimulada por fatores ambientais, tais como baixos níveis de nutrientes, luz (pelo efeito no fitocromo) e infecção por fungos (HERRMANN; WEAVER, 1999). A PAL está situada em um ponto de ramificação entre os metabolismos primários e secundários, de forma que a reação que ela catalisa é uma etapa reguladora importante na formação de muitos compostos fenólicos (TAIZ; ZEIGER, 2004). A composição dos compostos fenólicos em frutas pode variar devido ao grau de maturação, ambiente de plantio e condições de estocagem (BUTLER, 1992).

Os compostos fenólicos também possuem ação protetora em relação a estresses abióticos, como aqueles associados com mudanças de temperatura, conteúdo de água, níveis de luz, exposição a UV e deficiência de nutrientes minerais (KERBAUY, 2008).

A capacidade antioxidante dos compostos fenólicos identificados pelo método de FRAP está apresentada na Tabela 7.

Tabela 7 – Valores médios da capacidade antioxidante total dos frutos da palmeira *Euterpe edulis* nos diferentes estádios de maturação nas cinco propriedades

Período de Maturação	A	C	N	R	T
30 dias	69,40 ± 1,89 <sup>d,B</sup>	70,71 ± 1,45 <sup>bc,B</sup>	68,13 ± 0,95 <sup>c,B</sup>	114,89 ± 0,95 <sup>bc,A</sup>	68,72 ± 1,23 <sup>c,B</sup>
45 dias	95,41 ± 1,73 <sup>c,B</sup>	119,48 ± 0,78 <sup>a,AB</sup>	194,86 ± 2,11 <sup>a,A</sup>	101,82 ± 0,97 <sup>bc,B</sup>	108,78 ± 0,18 <sup>b,B</sup>
60 dias	94,49 ± 0,44 <sup>c,AB</sup>	65,74 ± 0,15 <sup>c,B</sup>	140,09 ± 0,28 <sup>ab,A</sup>	69,12 ± 0,28 <sup>c,B</sup>	109,68 ± 0,41 <sup>b,AB</sup>
75 dias	74,78 ± 0,33 <sup>d,B</sup>	53,89 ± 0,07 <sup>d,B</sup>	120,51 ± 0,11 <sup>b,AB</sup>	168,86 ± 0,46 <sup>bc,A</sup>	70,525 ± 0,31 <sup>c,B</sup>
90 dias	57,31 ± 1,92 <sup>e,C</sup>	100,19 ± 2,02 <sup>a,BC</sup>	145,29 ± 6,54 <sup>ab,AB</sup>	198,97 ± 4,92 <sup>b,A</sup>	129,47 ± 2,83 <sup>b,ABC</sup>
105 dias	158,84 ± 8,26 <sup>ab,B</sup>	84,12 ± 1,71 <sup>b,B</sup>	151,87 ± 5,46 <sup>ab,B</sup>	485,66 ± 13,64 <sup>a,A</sup>	203,96 ± 3,87 <sup>ab,B</sup>
120 dias	<b>220,41 ± 2,75<sup>a,B</sup></b>	<b>118,88 ± 1,75<sup>a,C</sup></b>	<b>159,01 ± 4,51<sup>ab,B</sup></b>	<b>413,75 ± 7,13<sup>a,A</sup></b>	<b>244,02 ± 3,96<sup>a,B</sup></b>
135 dias	75,67 ± 0,91 <sup>d,A</sup>	54,68 ± 0,87 <sup>d,B</sup>	*nd.	*nd.	*nd.

Letras minúsculas iguais na mesma coluna e maiúsculas iguais na mesma linha não possuem diferença significativa ( $p < 0,05$ ). \*nd.: amostras não determinadas. Valores expressos em mM/g de peso fresco de polpa do fruto.

Pulido, Bravo e Saura-Calixto (2000) descrevem o método FRAP como uma alternativa desenvolvida para determinar a redução do ferro em fluidos biológicos e soluções aquosas de compostos puros. O método pode ser aplicado não somente para estudos da atividade antioxidante em extratos de alimentos e bebidas, mas, também, para o estudo da eficiência antioxidante de substâncias puras, com resultados comparáveis àqueles obtidos com outras metodologias mais complexas.

Os valores variaram durante os 135 dias de formação dos frutos para todas as amostras das cinco propriedades. Aos 30 dias após a formação dos frutos, não houve diferença significativa entre as amostras de quatro propriedades, com exceção das amostras da propriedade *R*, que apresentou maior capacidade antioxidante.

Após 45 dias, a atividade antioxidante se mostrou variável, sendo possível verificar que somente as amostras *R* e *T* apresentaram valores semelhantes. Comparando-se com o período anterior, os frutos tiveram um aumento na sua capacidade antioxidante total de 37,4; 41,3; 65,3; 36,82% para as amostras das propriedades *A*, *C*, *N* e *T*. Apenas nas amostras da propriedade *R* foi observada uma redução da ordem de 11%.

Como se pode observar na tabela 7, a variação da capacidade antioxidante é resultante de vários fatores intrínsecos e extrínsecos dos frutos. Tais fatores estão relacionados com as transformações bioquímicas decorrentes do amadurecimento dos frutos ao longo do tempo dos 135 dias, que permite um gasto ou acúmulo destes compostos nos frutos.

Foi estabelecida uma correlação entre os compostos fenólicos totais e capacidade antioxidante nos frutos ( $r^2 = 0,8594$ ;  $r^2 = 0,8283$ ;  $r^2 = 0,7884$ ;  $r^2 = 0,8499$ ;  $r^2 = 0,9429$ ) para os períodos de maturação de 30, 90, 105, 120 e 135 dias respectivamente. Estes resultados sugerem que a elevada capacidade de redução de compostos oxidantes dos frutos pode ser derivada dos teores de compostos fenólicos.

Também foi observada correlação menor para os períodos de maturação de 45, 60 e 75 dias ( $r^2 = 0,6558$ ;  $r^2 = 0,6918$ ;  $r^2 = 0,5539$ ), podendo estar relacionado com a variação dos teores de compostos fenólicos nestes períodos e as transformações bioquímicas de maturação que tiveram início aos 45 dias. A menor correlação também pode indicar que existem outros compostos que possuem atividade antioxidante que foram extraídos junto com os compostos fenólicos, como por exemplo, o ácido ascórbico.



Thoo et al. (2010) encontraram correlação positiva entre os teores de compostos fenólicos e atividade antioxidante da *Morinda citrifolia* de  $r^2 = 0,932$ , deduzindo que os compostos fenólicos são responsáveis principalmente pela capacidade antioxidante.

Thaipong et al. (2006) estimaram a atividade antioxidante total de extratos obtidos de frutos de goiaba, pelos métodos ABTS, DPPH, FRAP e ORAC, e verificaram que a técnica de FRAP foi a mais reprodutível e aquela que apresentou uma elevada correlação com os teores de ácido ascórbico e grupos fenólicos.

O potencial antioxidante individual dos compostos fenólicos presentes em um extrato nem sempre corresponde à capacidade antioxidante total do extrato, uma vez que pode ocorrer efeito sinérgico entre as diversas substâncias e, como consequência, a capacidade antioxidante final pode ser maior do que a soma das contribuições dos diferentes componentes do extrato (JIE KANG et al., 2010).

Também deve ser levada em consideração a possibilidade de que cada componente fenólico pode contribuir de forma e proporção da atividade antioxidante diferente e que os compostos interagem entre si, podendo produzir-se efeitos sinérgicos ou antagônicos.

## 5.6 INFLUÊNCIAS DOS FATORES CLIMÁTICOS NA MATURAÇÃO DOS FRUTOS

O excesso de chuvas dificulta o preparo do solo e favorece o desenvolvimento de patógenos. As chuvas pesadas tem efeito danoso sobre os frutos e o crescimento das plantas (CHITARRA; CHITARRA, 1990).

A Tabela 8 mostra a variação média da temperatura ambiente máxima e mínima, umidade relativa do ar e precipitação pluviométrica referentes aos meses de janeiro a junho de 2010 da cidade de Morretes, localizada a 15 km da cidade de Antonina, onde foram obtidas as amostras dos frutos.

Tabela 8 – Variação média da temperatura ambiente máxima e mínima, umidade relativa do ar (U.R.) e precipitação de chuva das cinco propriedades amostradas

Períodos de Maturação (dias)	Temp. máx. (°C)	Temp. mim. (°C)	UR do ar (%)	Precipitação (mm)
30	33,71	22,56	57,76	186,90
45	31,65	22,91	67,47	266,00
60	29,13	21,63	67,94	214,90
75	27,03	20,01	63,79	65,00
90	26,18	18,47	67,07	142,20
105	23,61	16,37	68,53	113,30
120	22,82	14,19	60,07	53,80
135	21,56	13,87	59,87	87,72

Fonte: Estação Meteriológica de Morretes (2010).

Janeiro foi o mês mais quente, apresentando temperaturas que variaram entre 22,56°C a 33,71°C, com poucas chuvas e umidade relativa do ar mais baixa, sendo neste período, o início da formação e coleta dos frutos.

O mês de fevereiro, referente às coletas dos períodos de 45 e 60 dias, foi o que apresentou maior precipitação pluviométrica. Neste mês observou-se uma grande perda de frutos ainda verdes, devido às chuvas frequentes.

Segundo Laps (1996), estudando a frugivoria e dispersão de sementes da palmeira (*Euterpe edulis* Martius) na mata Atlântica, sul do estado de São Paulo, a variação na quantidade de infrutescências produzidas pela palmeira entre os anos de 1994 e de 1997 estava relacionada com o clima. Porém, somente para 1996 esta relação com o clima é mais evidente, quando de fato a precipitação foi superior à da média climatológica e as chuvas de verão foram bastante intensas, provocando prejuízos às inflorescências e aos frutos em formação. Além dos danos mecânicos que as fortes chuvas podem causar às inflorescências e às infrutescências, os polinizadores podem também ter seu papel prejudicado por períodos chuvosos intensos e prolongados.

Klein (1974) caracterizou a palmeira *Euterpe edulis* como sendo uma espécie esciófila, ou seja, de sombra, ocorrendo dentro de diferentes associações vegetais que lhe proporcionam sombreamento. A temperatura média anual das áreas onde ocorrem estas palmeiras varia entre 17°C a 26°C, sendo a média do mês mais frio de 13°C a 24°C,

tolerando regiões com até sete geadas anuais e temperatura média do mês mais quente de 20°C a 27°C (Carvalho, 1993).

No mês de março as temperaturas ambientes mínimas e máximas tiveram uma diminuição, variando entre 1°C a 5°C, respectivamente referente aos períodos de 75 e 90 dias, onde a temperatura média do mês variou entre 19,24°C a 26,61°C, sendo consideradas condições ambientais ideais para a palmeira *Euterpe edulis*. Neste mês os níveis de precipitação pluviométrica foram regulares e não prejudicaram a formação dos frutos nas palmeiras.

No mês de abril e início de maio, referentes aos períodos de 105, 120 e 135 dias, as temperaturas caíram aproximadamente 4°C, variando em média entre 15,28°C a 23,21°C e entre 13,87°C a 21,56°C respectivamente, sendo considerado um período mais frio e seco por apresentar umidade relativa do ar em aproximadamente 59%, devido a pouca frequência de chuva neste período.

Segundo Carvalho (1993), a espécie *Euterpe edulis*, ocorre em regiões com precipitação média anual entre 1.000 mm a 2.200 mm, apresentando melhor crescimento com índices pluviométricos superiores a 1.500 mm, distribuídos de maneira uniforme. A espécie ocorre também em regiões com estacionalidade (Florestas Estacionais), tolerando uma estação seca de até três meses, com déficit hídrico leve, como no sul da Bahia e sul do Mato Grosso do Sul.

Van Schaik, Terborgh e Wright (1993) afirmaram que na estação seca, o número de polinizadores é normalmente maior, favorecendo o sucesso da floração. Reis (1995), que também observou aumento expressivo na produção de frutos de um ano para outro, constatou variação na composição das inflorescências, com 12% destas só produzindo flores masculinas, o que poderia estar afetando a polinização e alterando a frutificação.

Para a palmeira *Euterpe edulis*, também é mais provável que variações no ambiente sejam as principais causas das irregularidades de floração e frutificação.

## 6 CONCLUSÕES

Os frutos da palmeira *Euterpe edulis* apresentaram comportamentos diversificados no desenvolvimento e maturação. Os frutos da propriedade *R* e uma amostra da propriedade *T* tiveram início da maturação após 45 dias da formação e para todas as amostras das propriedades *A*, *N* e *T*, a maturação iniciou-se após 90 dias da formação. Os frutos da propriedade *C* não apresentaram início da maturação ao longo dos 135 dias de estudo.

A ordem cronológica de colheita dos frutos maduros nas propriedades é: propriedade *N* com período de colheita ideal em 105 dias após a formação; propriedade *R*, *T* e *A*, em 120 dias, e para a propriedade *C*, as amostras não apresentaram maturação durante os 135 dias de estudo sendo necessário um tempo maior para a colheita.

Esta diversidade na maturação dos frutos pode estar relacionada com os aspectos ambientais característicos de cada local de coleta, que de alguma maneira influencia nas transformações bioquímicas nos frutos.

Foi observado um crescimento heterogêneo com diferenças entre os diâmetros e pesos para amostras do mesmo cacho e mesma palmeira, em todos os estádios de maturação.

O rendimento de polpa variou entre 25% a 40% aproximadamente, sendo considerada a ordem crescente do rendimento de polpa de acordo com as propriedades,  $R > T > N > A > C$ .

Os frutos apresentaram características físico-químicas semelhantes às relatadas por vários autores, diferenciando apenas nos teores de lipídeos, que foram mais baixos.

Os teores de amido armazenado foram baixos, pois a planta não necessita de grande reserva energética para a sua manutenção e respiração celular, sintetizando quantidades de sacarose necessários.

O teor de antocianinas totais está relacionado com a maturação dos frutos, ou seja, quanto maior a maturidade do fruto, maior será o seu conteúdo antociânicos.

Os teores de compostos fenólicos apresentaram grande variação estão relacionados com transformações bioquímicas causadas pela maturação. Também

apresentam boa atividade antioxidante que está diretamente relacionada com os teores de compostos fenólicos.

Os teores de antocianinas totais, compostos fenólicos e atividade antioxidante da polpa dos frutos da palmeira *E. edulis* são comparáveis aos do açaí *E. oleracea*.

As condições climáticas possuem certa influência no perfil dos nutrientes encontrados nos frutos e nas transformações bioquímicas de maturação causadas ao longo do estudo.

## REFERÊNCIAS

- ABDI, N.; MCGLASSON, W. B.; HOLFORD, P.; WILLIAMS, M.; MIZRAHI, Y. Responses of climacteric and suppressed-climacteric plums to treatment with propylene and 1-methylcyclopropene. **Postharvest Biology and Technology**, v. 14, n. 1, p. 29-39, 1998.
- ALEXANDRE, D.; CUNHA, R. L.; HUBINGER, M. D. Conservação do açaí pela tecnologia de obstáculos. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**. Campinas-SP, v. 24, n. 1, p. 114-119, 2004.
- ANTUNES, M.; ADAMATTI, D. S.; PACHECO, M. A. R.; GIOVANELA, M. pH do Solo: Determinação com Indicadores ácido-base no ensino médio. **Revista Química Nova na Escola**, v. 31, n. 4, 2009.
- ARCHBOLD, D. D.; POMPER, K. W. Ripening pawpaw fruit exhibit respiratory and ethylene climacterics. **Postharvest Biology and Technology**, v. 30, n. 1, p. 99-103, 2003.
- AREAS, J. A. G., LAJOLO, F. M. Starch transformation during banana ripening: I – the phosphorylase and phosphatase behavior in *Musa acuminata*. **Journal of Food Biochemistry**. v. 5, p. 19-37, 1981.
- ARGENTA, L. C.; KRAMES, J. G.; MEGGUER, C. A.; AMARANTE, C. V. T.; MATTHEIS, J. P. Ripening and quality of 'Laetitia' plums following harvest and cold storage as affected by inhibition of ethylene action. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 38, n. 10, p. 1139-1148, 2003.
- ARRUDA, M. C.; BRON, I. U.; JACOMINO, A. P.; KLUGE, R. A. Disciplina Pós-colheita de Produtos Hortícolas – LPV 660. **Transformações Bioquímicas na pós-colheita de produtos hortícolas**, 2007.
- 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.
- BALL, S. G.; MORELL, M. K. From bacterial glycogen to starch: understanding the biogenesis of the plant starch granule. **Annu. Rev. Plant Biol.** v.54, p.207-233, 2003.
- BEARA, I. N.; LESJAK, M. M.; JOVEN, E. D.; BALOG, K. J.; ANACKOV, G. T.; ORCIC, D. Z. Plantain (*Plantago L.*) species as novel sources of flavonoids antioxidants. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 57, n. 19, p. 9268–9273, 2009.
- BENZIE, I. F. F.; STRAIN, J. J. The ferric reducing ability of plasma (FRAP) as a measure of "antioxidant power": the FRAP assay. **Anal Biochemistry**, v. 239, p. 70-76, 1996.

- BIALE, J. B.; YOUNG, R. E. Growth, maturation and senescence in fruits. **Science**, Washington, v. 146, n. 3646, p. 880-888, 1964.
- BOBBIO, F. O.; BOBBIO, P. A. **Introdução à química de alimentos**. ed. 3, Varela, São Paulo. 2003.
- BRITO, E. S.; ARAÚJO, M. C. P.; ALVES, R. E.; CARKEET, C.; CLEVIDENCE, B. A.; NOVOTNY, J. A. Anthocyanins present in selected tropical fruits: acerola, jambolão, jussara, and guajiru. **Journal of Agricultural Food Chemistry**, v. 55, n. 23, p. 9389-9394, 2007.
- BUTLER, L. G. Protein-polyphenol interactions: nutritional aspects, in Proceeding. **16<sup>th</sup> International Conference Groupe Polyphenols**, Part II, v. 16, p. 11-18, 1992.
- CANTERI, M. G.; ALTHAUS, R. A.; VIRGENS FILHO, J. S. GIGLIOTI, E. A. GODOY, C. V. SASM – Agri: Sistema para análise e separação de médias em experimentos agrícolas pelos métodos Scott – Knott, Tukey e Duncan. **Revista Brasileira de Agrocomputação**, v. 1, n. 2, p. 18-24, 2001.
- CANTO, S. A. E. **Processo Extrativista do Açaí: Contribuição da Ergonomia com Base na Análise Postural Durante a Coleta dos Frutos**. 2001. 114f. Dissertação (Mestrado em Engenharia de Produção), Engenharia de Produção, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 2001.
- CAMARGO, O. A. **Métodos de Análise Química, Mineralógica e Física de Solos**. Campinas: IAC, p. 43, 1986.
- CARDOSO, M.; LEÃO, M. Estudos sobre o cultivo do palmitero. **O Agrônomo**, Campinas, v. 26, p. 1-18, 1974.
- CARVALHO, P. E. **Silvicultura de espécies nativas do Brasil**. Curitiba: EMBRAPA, p. 705, 1993.
- CHITARRA, M. I. F. **Processamento mínimo de frutas e hortaliças**. Viçosa, MG: Centro de Produção Técnica, p. 98, 1998.
- CHITARRA, M. I. F.; CHITARRA, A. B. **Pós-colheita de frutos e hortaliças: fisiologia e manejo**. 2 ed. Lavras: ESAL/FAEPE, p.320, 1990.
- COOMBE, B. G. The development of fleshy fruits. **Annual Review of Plant Physiology**, Palo Alto, v. 27, p. 507-528, 1976.
- DAHLQUIST, A. Determination of maltase and isomaltase activities with a glucose oxidase reagent. **Biochemistry Journal**, London, n. 80, p. 547-51, 1961.

DAVIN, L. B.; LEWIS, N. G. Dirigent Proteins and Dirigent Sites Explain the Mystery of Specificity of Radical Precursor Coupling in Lignan and Lignin Biosynthesis. **Plant Physiology**, v. 123, n. 2, p. 453-462, 2000.

DECKER, E. A. Phenolics: prooxidants or antioxidants?. **Nutrition Reviews**, New York, v. 55, n. 11, p. 396-407, 1997.

DEGÁSPARI, C. H.; WASZCZYNSKY, N.: Propriedades antioxidantes de compostos Fenólicos. **Visão Acadêmica**, Curitiba, v. 5, n. 1, p. 33-40, 2004.

DEL POZO-INSFRAN, D.; BRENES, C. H.; TALCOTT, S. T. Phytochemical composition and pigment stability of açai (*Euterpe oleracea* Mart.). **Journal of Agriculture and Food Chemistry**, v. 52, p. 1539-1545, 2004.

DIXON, R. A.; STEELE, C. L. Flavonoids and isoflavonoids: a gold mine for metabolic engineering. **Trends in Plant Science**, v. 4, n. 10, p. 394-400, 1999.

DODEMAN V. L.; DUCREUX, G.; KREIS, M. Zygotic embryogenesis *versus* somatic embryogenesis. **Journal of Experimental Botany**, Oxford, n. 48, n. 8, p. 1493-1509, 1997.

EMBRAPA - EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA. **Zoneamento ecológico para plantios florestais no Estado de Santa Catarina**. Colombo: Centro Nacional de Pesquisa de Florestas. p. 121,1989.

EMBRAPA. Centro Nacional de Pesquisa de Solos. Manual de Análises Químicas de Solos, Plantas e Fertilizantes. SILVA, F. C. da coord. Campinas: **Embrapa Informática Agropecuária**; Rio de Janeiro: Embrapa Solos, p.370, 1999.

FILHO, J. L. V. **Análise econômica da produção e transformação em ARPP, dos frutos de *Euterpe edulis* Martius em açai no município de Garuva Estado de Santa Catarina**. 2005. 77 f. Dissertação. Universidade Federal de Santa Catarina. Programa de Pós Graduação em Agroecossistemas. Florianópolis, SC.

FISCH, S. T. V.; NOGUEIRA JR., L. R.; MANTOVANI, W. Fenologia reprodutiva do *Euterpe edulis* Martius na Reserva Ecológica do Trabiçu (Pindamonhangaba - SP). **Revista Biociências**, Taubaté, v. 6, n. 2, p. 31-37, 2000.

FLEIG, F. D.; RIGO, S. M. Influência do tamanho dos frutos do palmitero *Euterpe edulis* Martius na germinação das sementes e crescimento das mudas. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 8, n. 1, p. 35-41, 1998.



- FRANCIS, F. J.; MARKAKIS, P. C. Food colorants: anthocyanins. **Critical Review of Food Science and Nutrition**, v. 28, p. 273-314, 1989.
- GALETTI, M.; ZIPPARRO, V. B.; MORELLATO, P. C. Fruiting phenology and frugivory on the palm *Euterpe edulis* in a lowland Atlantic forest of Brazil. **Ecotropica**, v. 5, n. 115-122, 1999.
- GENOVESE, M. I.; SANTOS, R. J.; HASSIMOTTO, M. N. A.; LAJOLO, F. M. Determinação do conteúdo de fenólicos totais em frutas. **Revista Brasileira de Ciências Farmacêuticas**, v. 39, n. 3, p. 67-69, 2003.
- GILLASPY, G.; BENDAVID, H.; GRUISSEM, W. Fruit: a developmental perspective. **The Plant Cell**. Baltimore, v. 5, p. 1439-1451, 1993.
- GIOVANNONI, J. J. Genetic regulation of fruit development and ripening. **The Plant Cell**, Rockville, v. 16, Suplemento, p. 170-180, 2004.
- GIUSTI, M.; WROLSTAD, R. E. Acylated anthocyanins from edible sources and their applications in food systems. **Journal of Biochemistry Engineering**, v. 14, n. 3, p. 217-225, 2003.
- HALLIWELL, B. Free radicals and antioxidants: a personal view. **Nutrition Reviews**, New York, v. 52, n. 8, p. 253-265, 1995.
- HARBORNE, J. B.; SAITO, N.; DETONI, C. H. Anthocyanins of *Cephaelis*, *Cynomorium*, *Euterpe*, *Lavatera* and *Pinanga*. **Biochemistry System Ecology**, v. 22, p. 835-836, 1994.
- HATFIELD, R.; VERMERRIS, W. Lignin formation in plants. The dilemma of linkage specificity. **Plant Physiology**, v. 126, p. 1351-1357, 2001.
- HEATON, J. W.; MARANGONI, A. G. Chlorophyll degradation in processed foods and senescent plant tissues. **Trends in Foods Science and Technology**, v. 7, p. 8-15, 1996.
- HERRMANN, K. M.; WEAVER, L. M. The shikimate pathway. **Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology**. Palo Alto, CA, v. 50, n. 1, p. 473-503, 1999.
- HÖRTENSTEINER, S.; FELLER, U. Nitrogen metabolism and remobilization during senescence. **Journal of Experimental Botany**, v. 53, p. 927-937, 2002.
- IADEROZA, M.; BALDINI, V. L. S.; DRAETTA, S. E.; BOVI, M. L. A. Anthocyanins from fruits of açai (*Euterpe oleracea* Martius) and juçara (*Euterpe edulis* Martius). **Tropical Science**, v. 32, p. 41-46, 1992.

INDERJIT, A. F.; DAKSHINI, K. M. M. Allelopathic potential of the phenolics from the roots of *Pluchea lanceolata*. **Physiologia Plantarum**, v. 92, p. 571–576, 1994.

ITAL – Normas Analíticas do Instituto Adolfo Lutz. 4ª ed., São Paulo : **Instituto Adolfo Lutz: métodos físicos e químicos para análise de alimentos**, p. 1020, 2008.

JIE KANG A.; ZHIMIN, L. B.; TONG W.; GITTE, S. J. C.; SCHAUSS, A. G. D.; WUA, X. Anti-oxidant capacities of flavonoid compounds isolated from acai pulp (*Euterpe oleracea* Martius). **Food Chemistry**, doi:10.1016, 2010.

KANG, N.; RO, H.; PARK, Y.; KIM, H.T.; HUH, T.L.; RHEE, M. Seson, a novel zinc finger protein, controls cilia integrity for the LR patterning during zebrafish embryogenesis. **Journal of Biochemistry and Biophysical Research Communications**, v. 401, n. 2, p. 169-174, 2010.

KERBAUY, G. B. **Fisiologia Vegetal**. Editora Guanabara, ed. 2, p. 452, 2008.

KLEIN, R. M. *Euterpe edulis* Martius - observações ecológicas. In: REITZ, R. (Ed.). Palmeiras, Itajaí: **Flora Ilustrada Catarinense**. p. 102-105, 1974.

KONDO, E. Y.; TSUDA, K.; MUTO, N.; UEDA, J. Antioxidative activity of Apple skin or flesh extracts associated with fruit development on selected Apple cultivar. **Scientia Horticulture**, v.96, p. 177-185, 2002.

KOSSMANN, J., LLOYD, J. Understanding and influencing starch biochemistry. **Critical Reviews Plant Science**. v. 19, n. 3, p. 171–226, 2000.

KUSKOSKI, E. M.; ASUERO, G. A.; MORALES, T. M.; FETT, R. Frutos tropicais silvestres e polpas de frutas congeladas: atividade antioxidante, polifenóis e antocianinas. **Ciência Rural**, v. 36, n. 4, p. 1283-1287, jul-ago, 2006.

LAPS, R. R. **Frugivoria e dispersão de sementes de palmeteiro (*Euterpe edulis* Martius, *Arecaceae*) e mata atlântica, sul do Estado de São Paulo**. Universidade Estadual de Campinas, 1996. 84p.

LAWLESS, H. T.; HEYMANN, H. **Sensory evaluation of food**. Maryland: Aspen Publishers, 1999.

LEHNINGER, A. L. **Principles of Biochemistry**. 4<sup>th</sup> edition. April, 2004.

LEONG, A. C. N.; KINJO, Y.; TAKO, M.; IWASAKI, H.; OKU, H.; TAMAKI, H. Flavonoid glycosides in the shoot system of Okinawa Taumu (*Colocasia esculenta* S.). **Food Chemistry**, v. 119, n. 2, p. 630–635, 2010.

- LEOPOLD, A. C.; KRIEDEMANN, D. E. **Plant growth and development**. New York: McGraw-Hill, 1975. 531p.
- LI, C.; DU, H.; WANG, L.; SHU, Q.; ZHENG, Y.; XU, Y. Flavonoid composition and antioxidant activity of tree peony (*paeonia section moutan*) yellow flowers. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 57, n. 18, p. 8496–8503, 2009.
- LIN, S. S. Efeito do tamanho e maturidade sobre a viabilidade, germinação e vigor do fruto de palmitero. **Revista Brasileira de Sementes**, Brasília, v. 8, n. 1, p. 57-66, 1986.
- LOGEMANN, E.; PAMISKE, M.; HAHLBROCK, K. Modes of expression and common structural features of the complete phenylalanine ammonia-lyase gene family in parsley. **Proceeding of the National Academy of Sciences**, v. 92, p. 5905-5909, 1995.
- LOPES, A. S.; SILVA, M. C.; GUILHERME, L. R. G. **Boletim técnico nº1: acidez do solo e calagem**. 3 ed. São Paulo: ANDA, 1991.
- LORENZI, H. Árvores brasileiras. Manual de Identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil. **Nova Odessa. Ed. Plantarum**. 352p. 1992.
- LORENZI, H.; SOUZA, H. M.; MEDEIROS, J. T.; CERQUEIRA, L. S. C.; FERREIRA, E. Palmeiras Brasileiras e Exóticas Cultivadas. **Instituto Plantarum de Estudos da Flora LTDA**. 2004.
- MACRAE, E., QUICK, W. P., BENKER, C., STITT, M. Carbohydrate metabolism during postharvest ripening in kiwifruit. **Planta**, v. 188, p. 314-323, 1992.
- MAO, W.W., KINSELLA, J.E. Amylase activity in banana fruit: properties and changes in activity with ripening. **Journal of Food Science**, v. 46, p. 1400-1403, 1981.
- MAC FADDEN, J. **A produção de açaí a partir do processamento dos frutos do palmitero (*Euterpe edulis Martius*) na Mata Atlântica**. 2005. 100 p. Dissertação (Mestrado em Agroecossistemas) Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis-SC.
- MALACRIDA, C.; VALLE, E. M.; BOGGIO, S. B. Postharvest chilling induces oxidative stress response in the dwarf tomato cultivar Micro-Tom. **Physiologia Plantarum**, v. 127, p. 10-18, 2006.
- MALACRIDA, C. R.; MOTTA, S. Antocianinas em uvas e determinação da estabilidade. **Boletim do Centro de Pesquisa de Processamento de Alimentos**, Curitiba, v. 24, n. 1, p. 59-82 jan./jun., 2006.

MANTOVANI, A.; MORELLATO, L. P. C. Fenologia da Floração, frutificação, mudança foliar e aspectos da biologia floral do palmito. In: ***Euterpe edulis* Martius – (Palmito) biologia, conservação e manejo**. Editores: REIS, M. S.; REIS, A. Itajaí: Herbário Barbosa Rodrigues, p. 23-38, 2000.

MARRIOTT, J.; ROBINSON, M.; KARIKARI, S. K. Starch and sugar transformation during the ripening of plantains and bananas. **Journal of Agricultural and Food Science**, v. 32, p. 1021-1026, 1981.

MEDINA-SUAREZ, R.; MANNING, K.; FLETCHER, J.; AKED, J.; BIRD, C.R.; SEYMOUR, G.B. Gene expression in the pulp of ripening bananas. Two-dimensional sodium dodecyl sulfate-polyacrylamide gel electrophoresis of in vitro translation products and cDNA cloning of 25 different ripening-related mRNAs. **Plant Physiology**, v. 115, n. 2, p. 453-461, 1997.

MENEZES, E. M. S.; TORRES, A. T.; SRUR, A. U. S. Valor nutricional da polpa do açaí (*Euterpe oleracea* Martius) liofilizada. **Acta Amazônica**, v. 38, n. 2, p. 311-316, 2008.

MOTA, R.V., LAJOLO, F.M, CIACCO, C., CORDENUNSI, B.R. Composition and functional properties of banana flour from different varieties. **Starch/Stärke**, v. 52, n. 2-3, p. 63-68, 2000.

MUKERJEA, R., YU, L. L., ROBYT, J. F. Starch biosynthesis: mechanism for the elongation of starch chains. **Carbohydrate Research**, v. 337, n. 11, p. 1015-1022, 2002.

NELSON, N. A photometric adaptation of the Somogyi method for determination of glucose. **Journal of Biological Chemistry**, Bethesda, v. 153, p. 375-380, 1944.

NODARI, R. O.; FANTINI, A.C.; REIS, A.; REIS, M. S. Restauração de populações de *Euterpe edulis* Martius (Arecaceae) na Mata Atlântica. In: **REIS, M.S.; REIS, A. (Org.). *Euterpe edulis* Martius (palmito) biologia, conservação e manejo**. Itajaí: Herbário Barbosa Rodrigues, p. 335, 2000.

NOLLET, M. L. **Handbook of food analysis**. New York: Marcel Dekker, v.1, 1996.

PAIVA, E. P. **Constituintes da parede celular de duas cultivares de mamão: influência do estágio de maturação**. 2008. 90 f. Dissertação (Mestrado em Ciência dos Alimentos). Programa de Pós-graduação em Nutrição, Universidade Federal de Pernambuco, Recife, 2008.

PINHEIRO, M. A. S. **Fitossociologia de Áreas Enriquecidas com o Palmito *Euterpe edulis* (Martius) em Paisagens Alteradas da Mata Atlântica**. 2007. p. 101. Dissertação. Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro. Curso de Pós-Graduação em Ciências Ambientais e Florestais. Seropédica, RJ.

PRUZINSKA, A.; TANNER, G.; ANDERS, I.; ROCA M.; HÖRTENSTEINER, S. Chlorophyll breakdown: Pheophorbide a oxygenase is a rieke-type iron- sulfur protein, encoded by the accelerated cell death I gene. **Plant Biology**, v. 100, n. 25, dec., 2003.

PULIDO, R.; BRAVO, L.; SAURA-CALIXTO, F. Antioxidant activity of dietary as determined by a modified ferric reducing/antioxidant power assay. **Journal Agriculture and Food Chemistry**, v. 48, p. 3396-3402, 2000.

RAIJ, B. V.; CANTARELLA, H.; ZULLO, M. A. T. O método tampão SMP para determinação da necessidade de calagem de solos do Estado de São Paulo. **Bragantia**, v. 38, p. 57-69, 1979.

REIS, A. **Dispersão de sementes de Euterpe edulis Martius (Palmae) em uma Floresta Ombrófila Densa Montana da encosta Atlântica em Blumenau - SC**. 1995. 154 f. Tese (Doutorado em Biologia Vegetal) - Universidade Estadual de Campinas, Campinas.

REIS, M.S.; GUERRA, M.P. *Euterpe edulis* Martius (Palmito). Florianópolis: **Projeto "Inventário dos Recursos florestais da Mata Atlântica"**. 1999. Disponível em <http://www.unicamp.br/nipe/rbma/pamilto.htm>. Acesso em: 27/10/2009.

REITZ, R. Palmeiras. Flora Ilustrada Catarinense. **Herbário Barbosa Rodrigues**, Itajaí, SC. 1974.

RIBEIRO, G. V. **Morfoanatomia dos frutos de açaí em função do teor de água utilizando microscopia óptica e microtomografia de raios-x**. Universidade Federal de São Carlos – UFSCar – São Paulo. 2010. 71p.

ROGEZ, H. **Açaí: preparo, composição e melhoramento da conservação**. Belém: EDUFPA, p. 313, 2000.

SAAVEDRA, T. A. **Constituintes Polifenólicos e Propriedades Antioxidantes da Polpa do Fruto da Palmeira Juçara (Euterpe edulis)**. Universidade Estadual de Campinas, São Paulo. 2008, 125p.

SEOANE, C. E. S.; KAGEYAMA, P. Y.; RIBEIRO, A.; MATIAS, REIS, R.; M. S.; BAWA, K.; SEBBENN, A. M. Efeitos da fragmentação florestal sobre a imigração de sementes e a estrutura genética temporal de populações de *Euterpe edulis* Martius. **Revista do Instituto Florestal**, v. 17, n. 1, p. 25-43, 2005.

SCHAUSS, A. G.; WU, X.; PRIOR, R. L.; OU, B.; PATEL, D.; HUANG, D.; KABABICK, J. P. Phytochemical and Nutrient Composition of the Freeze-Dried Amazonian Palm Berry, *Euterpe oleraceae* Martius (Acai). **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 54, p. 8598-8603, 2006.

SCHIMALKO, M. E.; ALZAMORA, S.M. Color, chlorophyll, caffeine, and water content variation during yerba-mate processing. **Grying Technology**, v.3, n. 19, p. 597-608, 2001.

SCHOEFS, B. Chlorophyll and carotenoid analysis in food products. Properties of the pigments and methods of analysis. **Trends in Food Science and Technology**, v. 3, p. 361-371, 2002.

SCHOENINGER, E. R.; KIRCHNER, F. F. Quantificação e avaliação de parâmetros quali-quantitativos do palmito (*Euterpe edulis* Martius), ao longo de um gradiente altimétrico em um sistema de informação geográfica. **Revista Floresta**, n. 33, p. 183-198, 2002.

SCHOLTEN, G.; KACPROWSKI, M. Analysis of polyphenolics in wines. **Die Wein Wissenschaft**, v. 48, p. 33-38, 1992.

SCHULTZ, J. **Compostos fenólicos, antocianinas e atividade antioxidante de açais de Euterpe edulis Martius e Euterpe oleracea Martius submetidos a tratamentos para sua conservação**. Universidade Federal de Santa Catarina. Florianópolis, junho de 2008.

SERRANO, M. E. D. Flavonoides recombinantes de relevancia farmacéutica. **Revista Mexicana de Ciencias Farmacéuticas**, outubro-diciembre, v. 38, n.004, p. 42-47, 2007.

SFREDO, G. J.; BORKERT, C. M.; CATTELAN, A. J.; HUNGRIA, M. Adubação e calagem para soja no Brasil. **Informativo Abrates**, v. 4, n. 1, p. 19-43, 1994.

SINGLETON, V. L.; ROSSI, J. A. Colorimetry of total phenols with phosphomolibdic – phosphotungstic acid reagent. **Die Wein Wissenschaft**, v. 16, p. 144-156, 1965.

SHAHIDI, F.; WANASUNDARA, P. K. J. P. D. Phenolic antioxidants. **Critical Review Food Science and Nutrition**, v. 32, n. 1, p. 67-103, 1992.

SHAHIDI, F.; NACZK, M. **Food Phenolics – Sources, Chemistry, Effect, Applications**. Pennsylvania: Technomic, p. 321, 1995.

SHAHIDI, F.; NACZK, M. **Phenolics en Food and Nutraceuticals**. New York: CRC Press, p. 365, 2004.

SIES, H., STAHL, W. Vitamins E and C,  $\beta$ -carotene, and other carotenoids as antioxidants. **American Journal of Clinical Nutrition**, Bethesda, v. 62, n. 6, p. 1315-1321, 1995.

SMEEKENS, G. S. M. Sugar-induced signal transduction in plants. **Annual Review Plant Physiology and Plant Molecular Biology**, Dordrecht, v. 51, p. 49-81, 2000.

- SMITH, A.M., DENYER, K., MARTIN, C. The synthesis of the starch granule. **Annual Review Plant Physiology and Plant Molecular Biology**, v. 48, p. 67–87, 1997.
- SMITH, A. M.; ZEEMAN, S.C.; SMITH, S.M. Starch degradation. **Annual Review Plant Biology**, v. 56, p. 73-98, 2005.
- SOMOGYI, M. A reagent for the copper-iodometric determination of very small amounts of sugar. **Journal of Biological Chemistry**, v.117, p. 771-776, 1937.
- SOMOGYI, M. Notes on sugar determination. **Journal of Biological Chemistry**, Bethesda, v.195, n.1, p.19-23, 1952.
- SOUSA, M. A. C.; YUYAMA, L. K. O.; AGUIAR, J. P. L.; PANTOJA, L. Suco de açaí (*Euterpe oleracea* Martius): avaliação microbiológica, tratamento térmico e vida de prateleira. **Acta Amazônica**, v. 36, n. 4, p. 483-496, 2006.
- STREIT, N. M.; CANTERLE, L. P.; CANTO, M. W.; HECKTHEUER, E. H. As Clorofilas. **Ciência Rural**, maio-junho, v. 35, n. 3, p. 748-755, 2005.
- STRUDWICK, J.; SOBEL, G. L. Uses of *Euterpe oleracea* Martius In the Amazon Estuary, Brazil. **Advances in Economic Botany**, v. 6, p. 225-253, 1988.
- TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. 3 ed. Porto Alegre: ARTMED, p. 719, 2004.
- TANAKA, A.; ITO, H.; TANAKA, R.; TANAKA, N. K.; YOSHIDA, K.; OKADA, K. Chlorophyll a oxygenase CAO is involved in chlorophyll b formation from chlorophyll a. **Proceeding of the National Academy of Science**, v. 95, p. 12719-12723, 1998.
- THAIPONG, K.; BOONPRAKOB, U.; CROSBY, K.; CISNEROSZEVALLOS, L.; BYRNE, D. H. Comparison of ABTS, DPPH, FRAP and ORAC assays for estimating antioxidant activity from guava fruit extracts. **Journal of Food Composition and Analysis**, v. 19, p. 669-675, 2006.
- THOO, Y. Y.; HOA, S. K.; LIANG, J. Y.; HOB, C. W.; TAN, C. P. Effects of binary solvent extraction system, extraction time and extraction temperature on phenolic antioxidants and antioxidant capacity from mengkudu *Morinda citrifolia*. **Food Chemistry**, v. 120, p. 290-295, 2010.
- TRAPP, S.; CROTEAU, R. Defensive resin biosynthesis in conifers. Institute of Biological Chemistry, Washington State University, Pullman, Washington. **Annual Review Plant Physiology and Plant Molecular Biology**, v. 52, p. 689-724, 2001.

TSUKAMOTO FILHO, A. A. **Introdução do palmitreiro (*Euterpe edulis*) em sistemas agroflorestais em Lavras – Minas Gerais**. 1999. 145p. Dissertação de Mestrado em Engenharia Florestal, Universidade Federal de Lavras, Minas Gerais.

TURNBULL, J. J.; NAKAJIMA, J.; WELFORD, R. W. D.; YAMAZAKI, M.; SAITO, K.; SCHOFIELD, C. J. Mechanistic studies on three 2-oxoglutarate dependent oxygenases of flavonoid biosynthesis. **The Journal of Biological Chemistry**, v. 279, n. 2, p. 1206-1216, 2004.

VAN SCHAİK, C. P.; TERBORGH, J. W.; WRIGHT, S. J. The phenology of tropical forests: adaptive significance and consequences for primary consumers. **Annual Review of Ecology and Systematics**, v. 24, p. 353-377, 1993.

VIEIRA-JUNIOR, A. **Seqüência e caracterização molecular do cDNA de uma  $\alpha$ -amilase expressa durante o amadurecimento da banana (*Musa spp.*)**. São Paulo, 2001. 87p. (Dissertação de Mestrado - Faculdade de Ciências Farmacêuticas - USP).

VON ELBE, J. H. Colorantes. In: FENNEMA, O. W. **Química de los alimentos**. 2.ed. Zaragoza : Wisconsin - Madison, Cap.10, p. 782-799, 2000.

WARRINGTON, L. J.; FULTON, T. A.; HALLIGAN, E. A. SILVA, H. N. Apple fruit growth and maturity are affected by early season temperatures. **Journal American Society Horticultural Science**, Alexandria, v. 124, n. 5, p. 468-477, 1999.

WENGEL, G. E. **Bioquímica experimental dos alimentos**, Ed. Unisinos, p. 136-147, 2001.

XU, H.; VAVILIN, D.; VERMAAS, W. Chlorophyll *b* can serve as the major pigment in functional photosystem II complexes of cyanobacteria. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 98, n. 24, 2001.

ZHANG P. Y., WHISTLER R. L., BEMILLER J. N., HAMAKER B. R. Banana starch: production, physicochemical properties, and digestibility - a review. **Carbohydrate Polymers**, v. 59, n. 4, p. 443-458, 2005.