



**UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARÁ**  
**INSTITUTO DE TECNOLOGIA**  
**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA E TECNOLOGIA DE**  
**ALIMENTOS**

**ANNA PAULA PEREIRA BARBOSA**

**COMPOSTOS BIOATIVOS E POTENCIAL ANTIOXIDANTE DA FRUTA**  
**JACAIACÁ (*Antrocaryon amazonicum*)**

**BELÉM-PA**

**2019**



**UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARÁ**  
**INSTITUTO DE TECNOLOGIA**  
**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA E TECNOLOGIA DE**  
**ALIMENTOS**

**ANNA PAULA PEREIRA BARBOSA**

**COMPOSTOS BIOATIVOS E POTENCIAL ANTIOXIDANTE DA FRUTA**  
**JACAIACÁ (*Antrocaryon amazonicum*)**

Dissertação de Mestrado apresentada ao Programa de Pós-graduação em Ciência e Tecnologia de Alimentos da Universidade Federal do Pará, como requisito para obtenção do grau de Mestre em Ciência e Tecnologia de Alimentos, sob a orientação do Prof. Dr. Renan Campos Chisté.

**BELÉM-PA**

**2019**

ANNA PAULA PEREIRA BARBOSA

COMPOSTOS BIOATIVOS E POTENCIAL ANTIOXIDANTE DA FRUTA JACAIACÁ  
(*Antrocaryon amazonicum*)

Dissertação de Mestrado apresentada ao Programa de Pós-graduação em Ciência e Tecnologia de Alimentos da Universidade Federal do Pará, como requisito para obtenção do grau de Mestre em Ciência e Tecnologia de Alimentos, sob a orientação do Prof. Dr. Renan Campos Chisté.

DATA DE AVALIAÇÃO: \_\_\_\_/\_\_\_\_/\_\_\_\_

CONCEITO: \_\_\_\_\_

BANCA EXAMINADORA

---

**Prof. Dr. Renan Campos Chisté**  
(PPGCTEA/ITEC/UFPA - Orientador)

---

**Prof. Dr. Rosinelson da Silva Pena**  
(PPGCTEA/ITEC/UFPA -Membro interno)

---

**Prof. Dr. Fábio Gomes Moura**  
(FBIOTEC/ICB/UFPA -Membro externo)

---

**Profa. Dra. Alessandra Santos Lopes**  
(PPGCTEA/ITEC/UFPA - Membro interno suplente)

---

**Prof. Dr. Rafaella de Andrade Mattietto**  
(EMBRAPA- Amazônia Oriental – Membro externo suplente)

*Dedico a Deus autor e consumidor da minha fé  
e aos meus pais (Paulo e Ana Rita)*

*Porque Dele e por Ele, e para Ele, são todas as coisas; glória, pois, a ele eternamente.*

*Amém.*

*Romanos 11:36*

*Kakuli walisoka la iesu (Dialeto africano que diz Ninguém é igual a Jesus)*

## **AGRADECIMENTOS**

*Agradeço e glorifico à Deus altíssimo que de manhã anuncia seu amor leal e de noite sua fidelidade comigo e a todos. Grandes coisas o Senhor tem feito por mim, por isso me alegro e agradeço por ter visto sua mão em cada detalhe do desenvolvimento desse estudo e agradeço até mesmo pelos detalhes que não contemplo. O Senhor é bom em todo tempo!*

*Agradeço imensamente ao Professor Renan Chisté, por toda orientação dada a mim e por todo conhecimento compartilhado, dedicação e paciência em responder meus questionamentos dos mais simples ao mais complexo com a mesma seriedade. Gostaria de enfatizar que senhor é um excelente profissional e alguém quem sem dúvida me espelha. Obrigada pela confiança na realização desde trabalho e por não ter poupado esforços pra que ele chegasse ao fim da melhor maneira possível, além disso agradeço por todos os ensinamentos que levarei para a vida. Louvo a Deus por sua vida.*

*Agradeço ao Professor Rosinelson Pena por fazer parte da banca e pela dedicação em corrigir e contribuir durante o desenvolvimento deste trabalho, suas contribuições foram essenciais também para meu desenvolvimento.*

*Agradeço ao Professor Fábio Moura por aceitar fazer parte do desenvolvimento desse estudo e por toda contribuição feita para realização deste trabalho. Obrigada por sua dedicação.*

*Agradeço a Professora Adriana Z. Mercadante por possibilitar a execução de parte da pesquisa desde estudo.*

*Agradeço ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq, Brasil) pelo apoio financeiro e a Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES, Brasil) pelo apoio financeiro através da bolsa de mestrado.*

*Agradeço aos meus pais Paulo Barbosa e Ana Rita Barbosa, por sonharem meus sonhos e por todo amor e carinho que me demonstram. Falta palavras pra expressa como sou grata a Deus pela vida de vocês. Agradeço a minha mãe, Ana Rita Barbosa, que sempre esteve ao meu lado sem poupar esforços para que eu pudesse estar aqui, realizando mais um sono e por cada oração feita ao Senhor em favor da minha vida. Agradeço a meu irmão Tayllon Barbosa e cunhada Elane Barbosa pelo incentivo no estudo e amor e carinho demonstrados a mim.*

*Agradeço a todos meus amigos do Laboratório de Tecnologia de Alimentos, em especial o Kevin Noronha que me ensinou coisas específicas para o desenvolvimento desse trabalho, mas o melhor ensinamento foi o valor amizade e companheirismo que eu nunca poderei esquecer. Agradeço a Andressa Moraes que também contribuiu para o desenvolvimento desse trabalho. E ao Rogerio e o Sergio que não mediram esforços para ajudar obter frutos de jacaicá para que eu desenvolvesse a pesquisa. E a todos os amigos Saulo, Felipe Maia, Evellyn Costa, Sara Monteiro e Willen Igreja, obrigada por cada momento vivido ao lado de vocês.*

*Agradeço a Professora Alessandra Lopes e ao Laboratório Labiotec por contribuir na execução desde trabalho. Agradeço cada pessoas que conheci. Gilson obrigada por me ajudar*

*em tudo que precisei a forma que você tratava fez toda a diferença, Daniela Gaspar obrigada pelas conversas entre as idas e vindas no laboratório. Obrigada a todos.*

*Agradeço a Francília e Deusa, não tenho palavras pra agradecer vocês, nosso trio é o melhor. Muito obrigada por cada momento vivido ao lado de vocês, conversas, noites mal dormidas de trabalho, que com a companhia de vocês ficou mais leve, risos, conselhos e puxões de orelha, vou levar vocês no meu coração por onde for. Vocês são provas do cuidado de Deus na minha vida. Sem vocês esse sonho seria mais difícil de se tornar realidade.*

*Agradeço a todos meus amigos da turma de Engenharia de Alimentos 2012 que me acompanham desde de a graduação em especial a Giselle Menezes pelas orações, incentivo e carinho sempre presente, a Maria Ribeiro pelas conversas e incentivo mesmo em meio a correria, é bom ter você como amiga, ao Robson que durante o mestrado me incentivou a continuar firme e buscar a realização deste sonho, e aos amigos que estão longe mais perto do coração Weshley Silva, Ananda LeHalle e Nayara Silva.*

*Agradeço a Nayanna Franco por suas orações, amizade e pelo carinho e incentivo demonstrados a mim. Obrigada por cada momento vivido ao seu lado a caminhada se tornou mais leve e tranquila com sua amizade.*

*Agradeço aos meus amigos André Martins, Flavia Gessario, Luan Rufino e Nayanna Franco, vocês tornaram o momento mais difícil dessa caminha possível de suportar e foram essenciais pra que eu chegasse até aqui.*

*Agradeço ao Hagi Lopescu meu namorado, presente de Deus recebido no final dessa etapa, mas que demonstra amor, carinho e incentivo para conclusão desse trabalho. Obrigado por seu cuidado e por me dá a sua família (Vânia, Humberto e Humberto Silva) enquanto a minha estar longe.*

*Agradeço a todos meus amigos do Pão da Vida-PIB-PA, que me incentivaram a desenvolver o melhor trabalho possível e acreditaram que este sonho era possível. Em especial a Larissa Amaral e Carol Amaral com quem pude dividir bons momentos de convivência e amizade. E ao André Carvalho e Elem Lima que me deram força na reta final desde trabalho.*

*Agradeço a todos meus amigos de longe (Jullyane Oliveira, Cyntia Cavalcante, Raquel, Amanda, Brenda, Kauanny, Emilly, Kharen Mendes e Aurileia Silva) que de alguma forma me ajudaram e acreditaram neste sonho.*

## RESUMO

Compostos bioativos são metabolitos secundários de plantas, presentes em diversas partes como folhas, caule, sementes e frutos. Tais compostos possuem propriedades antioxidantes cujo mecanismo de atuação se dá, em parte, pela sua capacidade de desativar espécies reativas de oxigênio (ROS) e de nitrogênio (RNS). Dentre os diversos frutos presentes no estuário Amazônico encontra-se o Jacaiacá (*Antrocaryon amazonicum*), já relatado com fonte promissora de compostos bioativos, a exemplo dos compostos fenólicos e carotenoides. Neste estudo, o perfil de carotenoides e compostos fenólicos na polpa e na casca do jacaiacá, de duas diferentes localidades (Cametá e São Caetano de Odivelas, Pará, Brasil) foi identificado e quantificado por LC-MS. Além disso, o potencial antioxidante de extratos obtidos de ambas as partes do fruto, contra ROS e RNS de importância fisiológica, foi determinado. De acordo com a composição química, a água e os carboidratos foram os principais constituintes tanto da casca quanto da polpa de jacaiacá. Os maiores teores de compostos bioativos foram encontrados nos frutos de São Caetano de Odivelas em ambas as partes (casca e polpa, respectivamente) e apresentaram teores de compostos fenólicos totais de 6555,9 mg EAG/100 g e 2855,89 mg EAG/100 g. Em relação aos perfis de carotenoides, os principais compostos identificados foram all-*trans*-luteína, seguido de all-*trans*-zeaxantina e all-*trans*- $\beta$ -criptoxantina; além disso, o all-*trans*- $\beta$ -caroteno e o 9-*cis*- $\beta$ -caroteno também foram identificados. Dez compostos fenólicos foram identificados, sendo o galol catequina, catequina, quercetina glucuronídeo e o ácido gálico os principais compostos. Em termos de capacidade antioxidante, os extratos obtidos da casca apresentaram maior eficiência na desativação de ROS e RNS do que os extratos da polpa. O extrato da casca de jacaiacá apresentou maior eficiência na desativação do oxigênio singlete ( $^1\text{O}_2$ ) ( $\text{IC}_{50} = 16,41\mu\text{g/mL}$ ), seguido do ácido hipocloroso ( $\text{HOCl}$ ) ( $\text{IC}_{50} = 20,19\mu\text{g/mL}$ ), peroxinitrito ( $\text{ONOO}^-$ ) ( $\text{IC}_{50} = 37,81\mu\text{g/mL}$ ) e radical ânion superóxido ( $\text{O}_2^{\cdot-}$ ) ( $\text{IC}_{50} = 47,09\mu\text{g/mL}$ ), enquanto para a polpa, a maior eficiência antioxidante foi observada para o  $\text{ONOO}^-$  ( $\text{IC}_{50} = 47,09\mu\text{g/mL}$ ), seguido do  $\text{HOCl}$  ( $\text{IC}_{50} = 29,70\mu\text{g/mL}$ ),  $^1\text{O}_2$  ( $\text{IC}_{50} = 75,84\mu\text{g/mL}$ ), e menor eficiência contra o  $\text{O}_2^{\cdot-}$  ( $\text{IC}_{50} = 144,07\mu\text{g/mL}$ ). Portanto, o fruto de jacaiacá demonstrou ser uma fonte de compostos bioativos com propriedades antioxidantes a ser explorado tanto pelas indústrias alimentícias, farmacêuticas e cosméticas.

**Palavras-chaves:** Fruta Amazônica, compostos fenólicos, carotenoides, capacidade antioxidante, espécies reativas de oxigênio, espécies reativas de nitrogênio.



## ABSTRACT

Bioactive compounds are secondary metabolites from plants, which are found in leaves, stem, seeds, peel, flowers and fruits. Such compounds exhibit antioxidant properties, since they can scavenge reactive oxygen species (ROS) and reactive nitrogen species (RNS) as one of the main mechanisms of action. Among the fruits present in the Amazonian estuary, the Jacaiacá (*Antrocaryon amazonicum*) was already reported as a promising source of bioactive compounds, such as phenolic compounds and carotenoids. In this study, the individual profiles of carotenoids and phenolic compounds in the pulp and peel of Jacaiacá, from two different cities in Pará State, Brazil (Cametá and São Caetano de Odivelas) was identified and quantified by LC-MS. Moreover, the antioxidant potential of the fruit extracts, from both parts against ROS and RNS of physiological importance, was assessed. According to the proximate composition, water and carbohydrates were the main constituents from the peel and pulp of the jacaiacá pulp. The highest levels of bioactive compounds were found in the fruits of São Caetano de Odivelas in both parts (peel and pulp) and the phenolic compounds contents of 6555.9 mg EAG/100 g and 2855.89 mg EAG/100 g. In relation to carotenoid profiles, the major compounds were all-*trans*-lutein, followed by all-*trans*-zeaxanthin and all-*trans*  $\beta$ -cryptoxanthin; in addition all-*trans*- $\beta$ -carotene and 9-*cis*- were also identified. Ten phenolic compounds were identified, being galoyl catechin, catechin, quercetin glucuronide and gallic acid the major ones. Regarding the antioxidant capacity, the peel extracts were more efficient in scavenging ROS and RNS than the pulp extracts. The peel extract showed higher efficiency against singlet oxygen ( $^1\text{O}_2$ ) ( $\text{IC}_{50} = 16.41\mu\text{g} / \text{mL}$ ), hypochlorous acid (HOCl) ( $\text{IC}_{50} = 20.19\mu\text{g} / \text{mL}$ ), peroxynitrite ( $\text{ONOO}^-$ ) ( $\text{IC}_{50} = 37.81\mu\text{g} / \text{mL}$ ) and superoxide anion radical ( $\text{O}_2^{\cdot-}$ ) ( $\text{IC}_{50} = 47.09\mu\text{g} / \text{mL}$ ), while the pulp extract was more efficient against  $\text{ONOO}^-$ , followed by HOCl ( $\text{IC}_{50} = 29.70\mu\text{g} / \text{mL}$ ),  $^1\text{O}_2$  ( $\text{IC}_{50} = 75.84\mu\text{g} / \text{mL}$ ) and less efficient against  $\text{O}_2^{\cdot-}$  ( $\text{IC}_{50} = 144.07\mu\text{g} / \text{mL}$ ). Therefore, jacaiacá fruit was characterized as a great source of bioactive compounds with antioxidant properties to be used by the food, pharmaceutical and cosmetic industries.

**Keywords:** Amazonian fruit, phenolic compounds, carotenoids, antioxidant capacity, reactive oxygen species, reactive nitrogen species.

## LISTA DE FIGURAS

<b>Figura 1</b> – Árvore de Jacaiacá.	18
<b>Figura 2</b> – Jacaiacá ( <i>Antrocaryon amazonicum</i> ).	19
<b>Figura 3</b> – Exemplos de carotenos.	21
<b>Figura 4</b> – Exemplos de xantofilas.	21
<b>Figura 5</b> – Estrutura básica dos flavonoides.	23
<b>Figura 6</b> – Estrutura de diferentes ácidos fenólicos	24
<b>Figura 7</b> – Estrutura química do ácido L-ascórbico.	25
<b>Figura 8</b> – Frutos do jacaiacá ( <i>Antrocaryon amazonicum</i> ) oriundos de Cametá (A) e São Caetano das Odivelas (B) e as medidas de diâmetro longitudinal e transversal.	36
<b>Figura 9</b> – Caracterização física dos frutos de jacaiacá de Cametá (A) e São Caetano de Odivelas (B) (Pará, Brasil).	37
<b>Figura 10</b> – Classificação dos diferentes frutos de jacaiacá por composição e compostos bioativos. (A) Projeção das variáveis pela Análise de Componentes Principais (PCA), (B) Dendrograma por Análise Hierárquica de Agrupamentos (HCA) e (C) gráfico de dispersão para os frutos por PCA, conforme sugerido pelos agrupamentos do HCA.	44
<b>Figura 11</b> – Cromatograma obtido por HPLC-DAD dos carotenoides da casca de jacaiacá de Cametá (A) e São Caetano de Odivelas (B) e da polpa de jacaiacá de Cametá (C) e São Caetano de Odivelas (D).	45
<b>Figura 12</b> – Cromatograma obtido por HPLC-DAD dos compostos fenólicos da Casca (A e B) e da polpa (C e D) do jacaiacá de Cametá e São Caetano de Odivelas, respectivamente.	51
<b>Figura 13</b> Capacidade de desativação de extratos de casca e polpa do jacaiacá contra o oxigênio singlete ( $^1O_2$ ), radical ânion superóxido ( $O_2^{\cdot-}$ ), ácido hipocloroso (HOCl) e peroxinitrito ( $ONOO^-$ ). Cada ponto representa a média e o desvio padrão (n = 3).	56

## LISTA DE TABELAS

<b>Tabela 1</b> – Caracterização físico-química da casca do jacaíacá <i>in natura</i> .	38
<b>Tabela 2</b> – Caracterização físico-química da polpa do jacaíacá <i>in natura</i> .	38
<b>Tabela 3</b> – Compostos bioativos da casca liofilizada do jacaíacá.	40
<b>Tabela 4</b> – Compostos bioativos da polpa liofilizada do jacaíacá.	40
<b>Tabela 5</b> – Carotenoides da polpa e da casca do jacaíacá de Cameté e de São Caetano de Odivelas, identificados por HPLC-DAD-APCI-MS/MS.	48
<b>Tabela 6</b> – Teor de carotenoides ( $\mu\text{g/g}$ ) dos lotes da casca e da polpa do jacaíacá de Cameté e de São Caetano de Odivelas.	49
<b>Tabela 7</b> – Compostos fenólicos da polpa e da casca do jacaíacá de Cameté e de São Caetano de Odivelas, identificados por HPLC-DAD-ESI-MS <sup>n</sup> .	52
<b>Tabela 8</b> – Teor de compostos fenólicos ( $\mu\text{g/g}$ ) dos lotes da casca e da polpa do jacaíacá de Cameté e de São Caetano de Odivelas.	55
<b>Tabela 9</b> – Teor de compostos fenólicos ( $\mu\text{g/g}$ ) dos extratos da casca e da polpa do jacaíacá obtidos de frutos de Cameté e de São Caetano de Odivelas.	59

## LISTA DE ABREVIATURAS

<b>AA</b>	Ácido Ascórbico
<b>AAPH</b>	2,2-azobis amidinopropano dihidroclorídrico
<b>ABTS</b>	2,2-azinobis-(3-etil-benzotiazolin-6-ácido sulfônico)
<b>ABS</b>	Absorbância
<b>PCA</b>	Análise de Componentes Principais
<b>APCI</b>	<i>Atmospheric Pressure Chemical Ionization</i>
<b>AOAC</b>	<i>Association of Official Analytical Chemists</i>
<b>DAD</b>	Detector de Arranjo de Diodos
<b>DCF1</b>	2,6-diclorofenolindolifenol
<b>DHR 123</b>	Dihidrorodamina 123
<b>DPPH</b>	2,2-difenil-1-picrilhidrazil
<b>ESI</b>	<i>Electrospray ionization</i>
<b>FCR</b>	Reagente Folin-Ciocalteu
<b>FRAP</b>	Potencial de reduzir íons de ferro
<b>HCA</b>	Análise Hierárquica de Agrupamentos
<b>HCl</b>	Ácido Clorídrico
<b>HPLC</b>	<i>High Performance Liquid Chromatography</i>
<b>H<sub>2</sub>O<sub>2</sub></b>	Peróxido de hidrogênio
<b>HOCl</b>	Ácido Hipocloroso
<b>MS/MS</b>	Espectro de Massas sequencial (Massa/Massa)
<b>MTBE</b>	Éter metil- <i>terc</i> -butílico
<b>NADH</b>	Dinucleótido de nicotinamida e adenina
<b>Na<sub>2</sub>CO<sub>3</sub></b>	Carbonato de sódio
<b>NBT</b>	Azul de nitrotetrazólio
<b>NO<sup>•</sup></b>	Óxido nítrico
<b>NO<sub>2</sub></b>	Dióxido de nitrogênio
<b>•OH</b>	Radical hidroxila
<b>O<sub>2</sub><sup>•-</sup></b>	Radical ânion superóxido
<b><sup>1</sup>O<sub>2</sub></b>	Oxigênio singleto
<b>O<sub>3</sub></b>	Ozônio
<b>ONOOH</b>	Ácido peroxinitroso
<b>ONOO<sup>-</sup></b>	Ânion peroxinitrito

<b>PMS</b>	Metossulfato de Fenazina ( <i>Phenazine Methosulfate</i> )
<b>RAE</b>	Atividade equivalente de retinol
<b>RNS</b>	Espécies reativas de nitrogênio
<b>ROS</b>	Espécies reativas de oxigênio
<b>UV</b>	Ultravioleta

## SUMÁRIO

<b>1. INTRODUÇÃO</b> .....	<b>16</b>
<b>2. OBJETIVOS</b> .....	<b>17</b>
2.1. <i>Objetivo geral</i> .....	17
2.2. <i>Objetivos específicos</i> .....	17
<b>3. REVISÃO DE LITERATURA</b> .....	<b>18</b>
3.1. JACAIACÁ .....	18
<b>3.1.1. Características Gerais</b> .....	<b>18</b>
<b>3.1.2. Fruto</b> .....	<b>19</b>
3.2. COMPOSTOS BIOATIVOS .....	20
<b>3.2.1. Carotenoides</b> .....	<b>20</b>
<b>3.2.2. Compostos fenólicos</b> .....	<b>22</b>
<b>3.2.3. Ácido ascórbico</b> .....	<b>24</b>
3.3. CAPACIDADE ANTIOXIDANTE .....	26
<b>4. MATERIAL E MÉTODOS</b> .....	<b>28</b>
4.1. MATÉRIA-PRIMA .....	28
4.2. CARACTERIZAÇÃO FÍSICA .....	28
4.3. COMPOSIÇÃO CENTESIMAL .....	28
4.4. DETERMINAÇÃO DOS COMPOSTOS BIOATIVOS NA POLPA E NA CASCA DO JACAIACÁ .....	29
<b>4.4.1. Determinação de ácido ascórbico</b> .....	<b>29</b>
<b>4.4.2. Determinação de compostos fenólicos totais</b> .....	<b>29</b>
<b>4.4.3. Determinação de flavonoides totais</b> .....	<b>30</b>
<b>4.4.4. Determinação de carotenoides totais</b> .....	<b>30</b>
4.5. DETERMINAÇÃO DO PERFIL DE CAROTENOIDES E COMPOSTOS FENÓLICOS POR HPLC-DAD-MS .....	30
4.6. DETERMINAÇÃO DA CAPACIDADE ANTIOXIDANTE CONTRA ESPÉCIES REATIVAS DE OXIGÊNIO (ROS) E DE NITROGÊNIO (RNS) .....	32
<b>4.6.1. Capacidade de desativação do radical ânion superóxido (<math>O_2^{\bullet-}</math>)</b> .....	<b>33</b>
<b>4.6.2. Capacidade de desativação do ácido hipocloroso (HOCl)</b> .....	<b>33</b>
<b>4.6.3. Porcentagem de desativação do oxigênio singlete (<math>^1O_2</math>)</b> .....	<b>33</b>
<b>4.6.4. Capacidade de desativação do peroxinitrito (<math>ONOO^-</math>)</b> .....	<b>34</b>
5. ANÁLISE ESTATÍSTICA .....	35
<b>6. RESULTADOS E DISCUSSÃO</b> .....	<b>36</b>
6.1. CARACTERIZAÇÃO FÍSICA E COMPOSIÇÃO CENTESIMAL .....	36
6.2. COMPOSTOS BIOATIVOS DA POLPA E DA CASCA DO JACAIACÁ .....	39

6.3. CLASSIFICAÇÃO DA CASCA E DA POLPA DE JACAIACÁ POR ANÁLISE ESTATÍSTICA MULTIVARIADA.....	43
6.4. PERFIL DE COMPOSTOS BIOATIVOS DA CASCA E DA POLPA DE JACAIACÁ .....	45
<b>6.4.1. Perfil de carotenoides.....</b>	<b>45</b>
<b>6.4.2. Perfil de compostos fenólicos.....</b>	<b>51</b>
6.5. CAPACIDADE ANTIOXIDANTE DOS EXTRATOS DA CASCA E DA POLPA DO JACAIACÁ CONTRA ROS E RNS.....	56
<b>7. CONCLUSÃO.....</b>	<b>60</b>
<b>8. REFERÊNCIAS .....</b>	<b>61</b>

## 1. INTRODUÇÃO

Compostos bioativos, a exemplo dos compostos fenólicos e os carotenoides, são metabólitos secundários e, estão amplamente presentes em plantas e podem ser encontrados no fruto, flor, folha e caule, tornando as plantas as principais fontes de compostos bioativos na natureza (PATIL et al., 2009; YANG et al., 2009; AZMIR et al., 2013). Os compostos bioativos atuam como antioxidantes devido a capacidade de prevenir ou diminuir danos oxidativos em lipídios, proteínas e ácidos nucleicos, causados por espécies reativas de oxigênio (ROS) e de nitrogênio (RNS). Essas espécies geradas em excesso no organismo, são as responsáveis por lesões celulares, gerando várias anomalias fisiológicas e patológicas, tais como inflamação, doenças cardiovasculares, câncer e envelhecimento precoce (FREIRE et al., 2013). Estudos têm evidenciado o potencial antioxidante de frutas devido à presença de compostos bioativos, em especial os compostos fenólicos e os carotenoides (SILVA, 2001; HASSIMOTO, et al., 2005; FINLEY, 2011; MARTIN; RAMOS, 2016).

A região Amazônica é uma fonte de diversas plantas que apresentam compostos bioativos, pois possui uma grande biodiversidade, tanto de plantas medicinais quanto de espécies frutíferas (SOUZA et al., 2008). São mais de duzentas espécies de frutos comestíveis, o que representa quase a metade da variedade de frutas nativas do Brasil (NEVES et al., 2012).

Dentre os diversos frutos presentes no estuário Amazônico encontra-se o jacaicá (*Antrocaryon amazonicum*), fruto pertencente à família Anacardiaceae, que é também denominado de taperebá-cedro, taperebá-açu, fruta-de-cedro e yacá-yacá (CARVALHO et al., 2001; LORENZI, 2009; CAVALCANTE, 2010). Há pouco estudo em relação a este fruto; porém, Mendes (2016) retrata o fruto como uma fonte de compostos fenólicos, ácido ascórbico e carotenoides, além de demonstrar atividade antioxidante [(método do ABTS- 2,2-azinobis- (3- etil-benzotiazolin-6-ácido sulfônico)], o que o torna uma fonte promissora de compostos bioativos.

Considerando que não há registros na literatura científica, sobre o perfil de compostos bioativos do jacaicá e que o potencial antioxidante do fruto não foi reportado para espécies reativas de natureza biológica; este estudo teve por objetivo identificar e quantificar o perfil individual de compostos fenólicos e carotenoides na polpa e na casca do jacaicá, bem como determinar o potencial antioxidante do fruto contra espécies reativas de importância fisiológica. Além disso, os resultados deste estudo poderão contribuir para agregar valor ao fruto devido a identificação de novas fontes de compostos bioativos com potencial antioxidante.



## **2. OBJETIVOS**

### *2.1. Objetivo geral*

Determinar o perfil de compostos bioativos e o potencial antioxidante da polpa e da casca do jacaíacá como estratégia para valorização deste fruto Amazônico.

### *2.2. Objetivos específicos*

- Determinar as características físicas e físico-químicas do jacaíacá oriundo de duas localidades do estado do Pará;
- Identificar e quantificar os compostos bioativos na polpa e na casca do jacaíacá;
- Determinar o potencial antioxidante de extratos da polpa e da casca do fruto contra espécies reativas de oxigênio de importância fisiológica.

### 3. REVISÃO DE LITERATURA

#### 3.1. JACAIACÁ

##### 3.1.1. Características Gerais

O jacaiacá (*Antrocaryon amazonicum*) é uma espécie nativa da região Amazônica, também conhecida pelo nome "cedro". Além desses, possui outros nomes populares como: taperebá-cedro, fruta-de-cedro, cedrorana, taperebá-açu e yacá-yacá (SCHWARTZ et al., 2006; CAVALCANTE, 2010).

Walter Adolpho Ducke foi o primeiro a encontrar o fruto no Baixo Amazonas, (Pará, Brasil), e reconheceu esta espécie como a única representante americana do gênero *Poupartia* do velho mundo. Esta espécie também foi encontrada, em estado espontâneo, na zona do salgado, (Pará, Brasil) e nos estados do Mato Grosso (CARVALHO, et al., 2001; CAVALCANTE, 2010) e Acre (NYBG, 2014).

O jacaiacazeiro (Figura 1) é uma espécie de uso múltiplo, sendo utilizado tanto o fruto quanto a madeira. A árvore possui de 25 a 37 m de altura e até 80 cm de diâmetro, normalmente com sapopemas (raízes grandes bem desenvolvidas que conferem estabilidade à planta). O tronco e os galhos são esbranquiçados, pode apresentar-se dilatado no terço inferior, onde a casca é bastante fissurada, semelhante ao tronco do "cedro" (*Cedrella odorata* L.); motivo pelo qual é chamada de cedro. Os ramos são finos e orientados para cima, formando uma copa aberta. É uma planta dioica, ou seja, podem ocorrer nos dois sexos. Normalmente, durante o mês de novembro, a árvore perde folhas, e em seguida ocorre a floração (CARVALHO et al., 2001; FAO, 2011).



**Figura 1.** Árvore do Jacaiacá

### 3.1.2. Fruto

O fruto do jacaíacá (Figura 2) é uma drupa, com 4-5 cm de diâmetro e 2-3 cm de comprimento. É globoso-achatado, liso e de cor amarela ou alaranjado; possui uma casca fina e uma polpa doce que envolve o endocarpo duro. O período de frutificação varia de outubro a novembro e em março. Com o amadurecimento do fruto ocorre a queda, mas o estágio de maturação ótimo se dá após 2 a 3 dias de armazenamento (CORRÊA, 1931; CAVALCANTE, 2010; FAO, 2011).



**Figura 2.** Fruto do jacaíacá (*Antrocaryon amazonicum*)

Segundo Almeida (2002), o fruto jacaíacá tem sabor e aroma que se assemelham ao taperebá ou cajá (*Spondias mombin*). Sua aplicação mostra-se relevante na região natural de ocorrência, sendo os frutos bastante apreciados, especialmente, no preparo de refrescos, bebidas, doces, sorvetes e aperitivos.

Segundo Mendes (2016), os frutos de jacaíacá possuem aproximadamente 79% de umidade, 0,21% de lipídeos, 0,81% de proteínas, 0,75% de cinzas e 18,96% de carboidratos (base úmida); além de apresentar compostos fenólicos (3888,16 mg equivalentes de ácido gálico/100 g de polpa), carotenoides (6,69 mg carotenoides/100g de polpa, base seca) e ácido ascórbico (162 mg /100g de polpa, base seca), resultando uma capacidade antioxidante de 520,64  $\mu\text{mol}$  equivalentes de trolox/100g de polpa, base seca (método ABTS).

Além dos atributos sensoriais para o desenvolvimento de novos produtos, o perfil de compostos bioativos dos frutos do jacaíacá ainda não foram identificados, o que justifica a o estudo do seu potencial para utilização pelas indústrias alimentícias, farmacêuticas e cosméticas.

## 3.2. COMPOSTOS BIOATIVOS

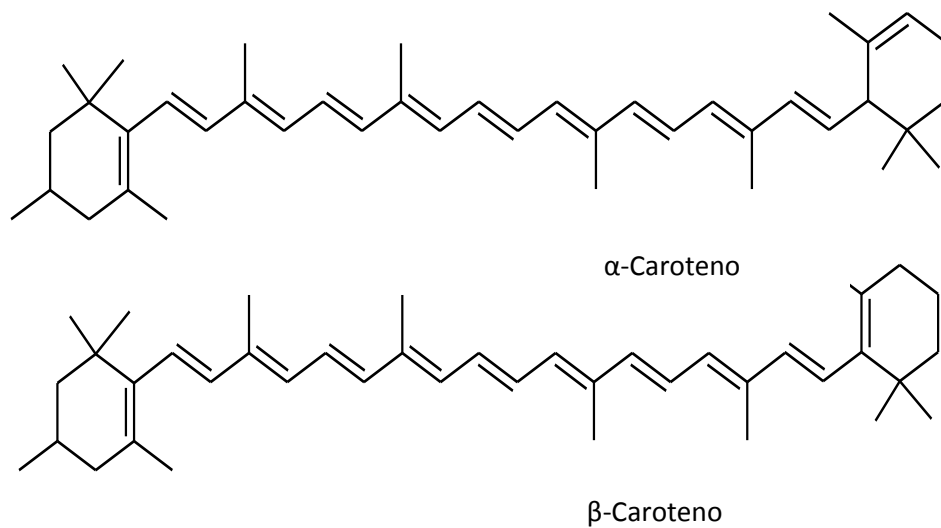
A crescente demanda pela melhoria e prevenção de doenças, tem impulsionado o estudo de compostos bioativos, como os compostos fenólicos, vitaminas, carotenoides, minerais, ácidos graxos mono e poli-insaturados, proteínas ou peptídeos bioativos, probióticos, entre outros, o que resulta em possíveis aplicações nos campos de produtos farmacêuticos, nutracêuticos e de alimentos funcionais (ANU BHUSHANI; ANANDHARAMAKRISHNAN, 2014; DIAS et al., 2015).

Nos vegetais existe a presença de dois tipos de metabólitos: primários e secundários. De maneira geral, os compostos bioativos são metabólitos secundários. Os metabólitos primários participam dos processos de fotossíntese, respiração e assimilação de nutrientes, assegurando a sobrevivência do vegetal. Os metabólitos secundários, por sua vez, são comumente chamados de fitoquímicos, e estão associados às estratégias de defesa das plantas; além disso, apresentam elevada atividade biológica (RICE-EVANS et al., 1996; SILVA et al., 2009).

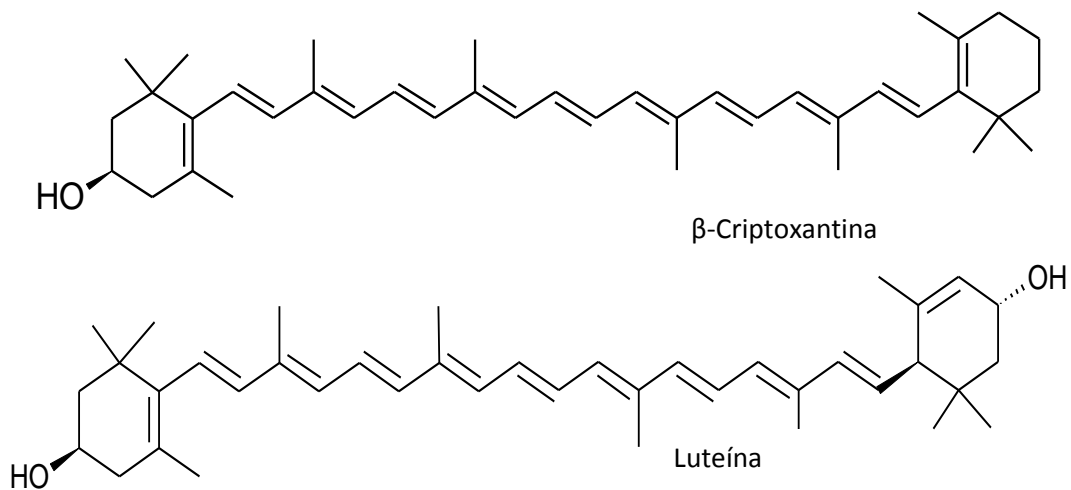
Os três grupos de agentes fitoquímicos mais importantes são os terpenos (várias unidades de isopreno), os alcaloides (compostos nitrogenados heterocíclicos) e os compostos fenólicos. Essas substâncias podem ser encontradas em várias partes da planta, tais como: folhas, caule, flor e frutos (PATIL et al., 2009; AZMIR et al., 2013).

### 3.2.1. Carotenoides

Os carotenoides são pigmentos lipossolúveis que podem ser divididos em carotenos e xantofilas, de acordo com a estrutura química. Os carotenos são compostos apenas por hidrocarbonetos, enquanto as xantofilas são derivados oxigenados (INBARAJ et al., 2008; KAO et al., 2011). Estes compostos são quimicamente tetraterpenos com um extenso sistema de ligações duplas conjugadas que geram um sistema de ressonância nos elétrons  $\pi$  que se movem por toda cadeia poliênica (FAILLA et al., 2008). As Figuras 3 e 4 mostram exemplos de estruturas dos carotenoides mais comumente encontrados em alimentos: os carotenos e as xantofilas, respectivamente.



**Figura 3.** Exemplos de carotenos.



**Figura 4.** Exemplos de xantofilas.

Carotenoides são intensamente coloridos; são responsáveis pelas cores que variam do amarelo ao vermelho; e são sintetizados por plantas e micro-organismos e estão presentes em muitos alimentos, particularmente frutas, vegetais, e em alguns animais, como o salmão (URSACHE et al., 2017).

Os carotenoides estão localizados em cloroplastos, em conjunto com as clorofilas. Por este motivo a cor amarela, comum de alimentos contendo carotenoides, pode ser mascarada pela cor verde das clorofilas. Nesse caso, são principalmente as xantofilas (luteína, violaxantina e neoxantina) os carotenoides encontrados nos cloroplastos. Além disso, os carotenoides também estão localizados nos tilacóides, onde ocorrem muitas reações dos complexos

proteicos; assim eles podem exercer sua função de fotoproteção (TELFER et al., 2008; BRITTON; HELLIWELL, 2009).

Os principais carotenoides encontrados nos alimentos são: o  $\beta$ -caroteno, o  $\alpha$ -caroteno, a  $\beta$ -criptoxantina, o licopeno, a luteína e a zeaxantina. Normalmente, esses são também os carotenoides mais encontrados no plasma humano e são os mais estudados em termos de efeitos de proteção à saúde. Aproximadamente 90% dos carotenoides na dieta e no corpo humano são representados pelo  $\beta$ -caroteno,  $\alpha$ -caroteno, licopeno, luteína e  $\beta$ -criptoxantina (RODRIGUEZ-AMAYA et al., 2008).

Os carotenoides são também compostos bioativos, com efeitos benéficos à saúde e alguns deles apresentam atividade provitamina A (RODRIGUEZ-AMAYA et al., 2008). Após décadas de pesquisa sobre carotenoides, a compreensão do papel desses pigmentos tem aumentado, e vem sendo correlacionados com a diminuição da incidência de doenças referente ao envelhecimento precoce, incluindo o câncer, doenças cardiovasculares, cataratas e degeneração macular (BOWEN et al., 2015).

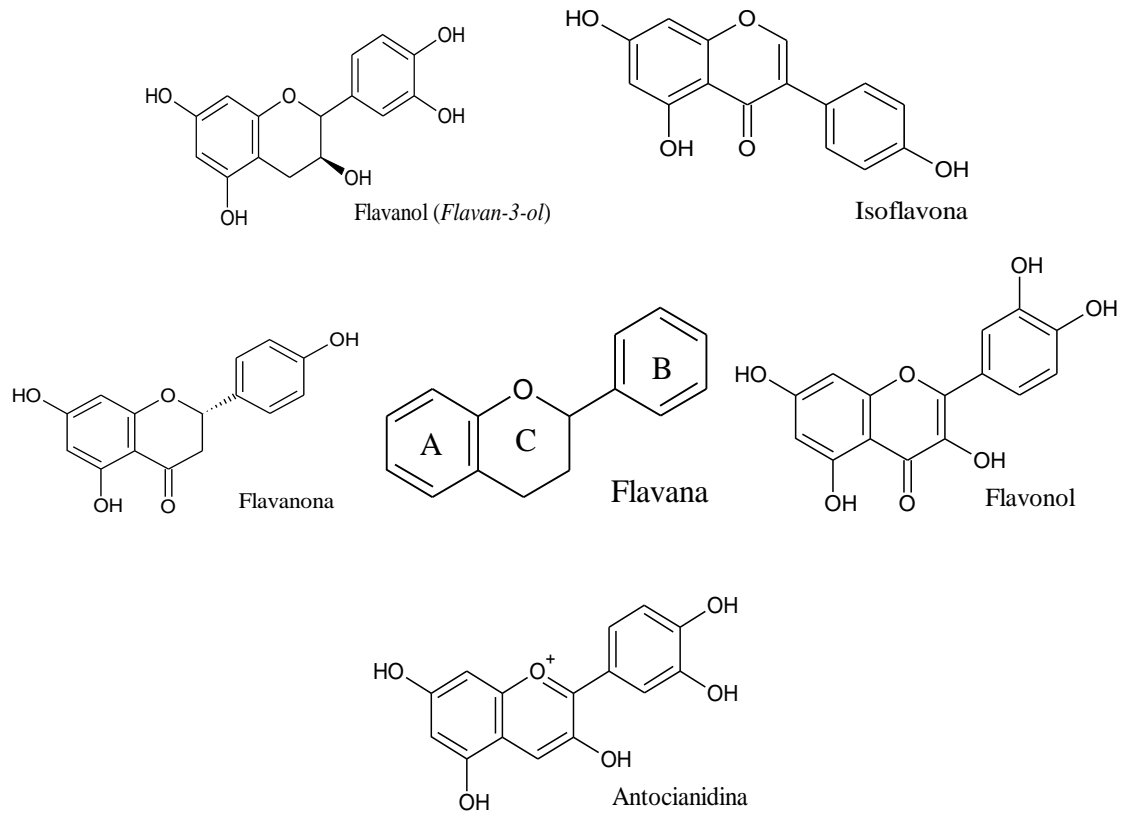
Os carotenoides, juntamente com outros compostos bioativos, estão sendo amplamente utilizados como ingredientes ativos em uma gama de produtos alimentícios (SILVA et al., 2010). Em particular, os carotenoides possuem inúmeras aplicações na indústria de alimentos como corantes, antioxidantes e aditivos para a alimentação (RIVERA; CANELA-GARAYOA, 2011).

### **3.2.2. Compostos fenólicos**

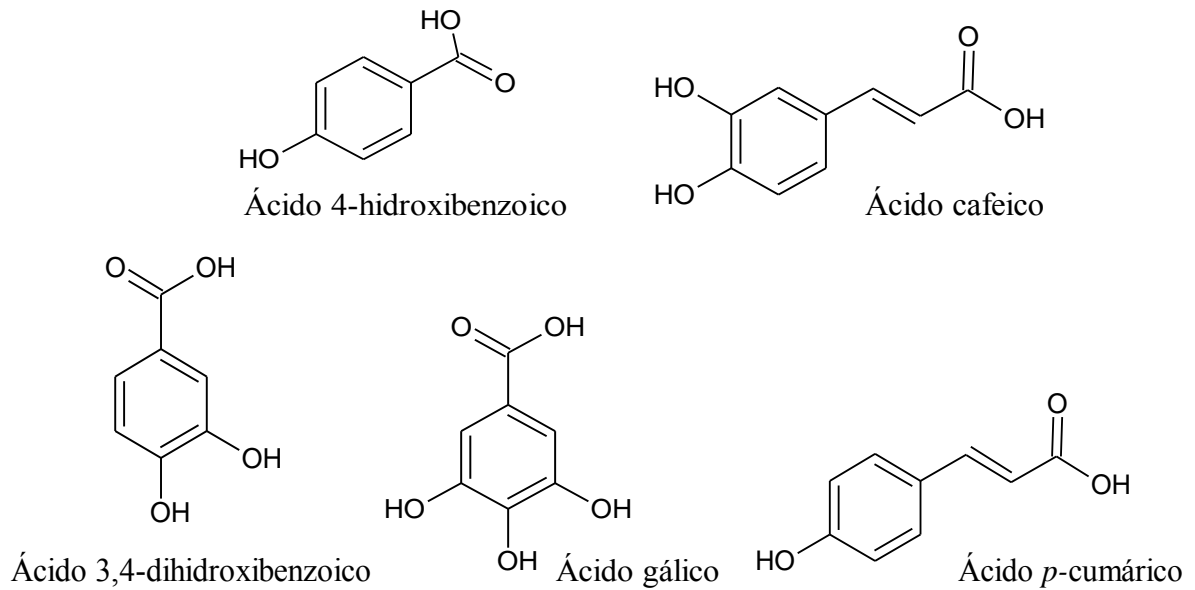
Os compostos fenólicos compõem o maior grupo dos compostos bioativos, com mais de 8.000 estruturas identificadas e largamente distribuídas na natureza. Esses compostos apresentam como modelo estrutural básico um grupo fenol, constituído por um anel aromático hidroxilado. No entanto, os compostos fenólicos apresentam ampla diversidade estrutural. O número e o arranjo dos átomos de carbono podem classificá-los, por exemplo, em flavonoides (flavonóis, flavonas, flavan-3-ols, antocianidinas, flavanonas, isoflavonas e outros) e ácidos fenólicos (ácidos hidroxibenzóicos e ácidos hidroxicinâmicos) (ARES; NOZAL, 2013; LIU et al., 2014; MARTIN et al., 2016).

Os ácidos fenólicos e os flavonoides são os compostos fenólicos mais comuns e, geralmente, apresentam-se na forma de glicosídeos ou de agliconas. Os flavonoides apresentam-se como glicosídeos, com um ou múltiplos açúcares ligados por um grupo hidroxila (OH) (OH-glicosídeo) ou por ligações carbono-carbono (C-glicosídeos) (ACOSTA-

ESTRADA et al., 2014; SUN et al., 2017). A estrutura dos compostos fenólicos pode apresentar-se tanto como uma simples molécula, quanto como um polímero complexo de elevada massa molecular. As Figuras 5 e 6 mostram, respectivamente, a estrutura básica dos flavonoides e alguns exemplos de ácidos fenólicos comumente encontrados em plantas.



**Figura 5.** Estrutura básica dos flavonoides.



**Figura 6.** Estrutura de diferentes ácidos fenólicos.

O potencial antioxidante desses compostos depende do número e disposição dos grupos hidroxilas na molécula de interesse e a atuação pode ocorrer de diversas formas, como, por exemplo, agentes redutores, desativadores de espécies reativas, quelantes de metais e moduladores de sistemas enzimáticos (SHAHIDI; AMBIGAIPALAN, 2015). Tais compostos demonstraram atividade farmacológica em estudos *in vitro*, como anticancerígenas, antidiarreicas, antialérgica, anti-inflamatória, antioxidante e antimicrobianas (PAZ et al., 2015).

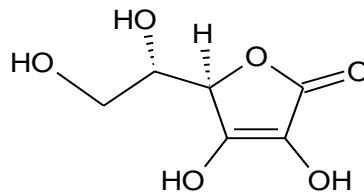
Os compostos fenólicos são essenciais para o crescimento, defesa e reprodução das plantas, sendo sintetizados durante o desenvolvimento normal. Formam-se em resposta às condições de estresse como, a exposição às radiações ultravioleta (UV). Esses compostos, após serem formados, atuam como agente antipatogênico nas infecções e ferimentos, na defesa contra o ataque de pragas e ainda, contribuem com a pigmentação dos vegetais (SHAHIDI; NACZK, 1995; NACZK; SHAHIDI, 2004; GIADA; MANCINI-FILHO, 2006).

### 3.2.3. Ácido ascórbico

O ácido ascórbico (AA) (Figura 7), comumente conhecido como vitamina C, enquadra-se no grupo das vitaminas hidrossolúveis (HAMID, 2010). Ele possui estrutura de lactona e é representado pelo enantiômero L de AA, a forma bioquimicamente e fisiologicamente ativa. Em condições fisiológicas ocorre como um ânion ascorbato (XIAOJING et al., 2017). O nome químico do ácido ascórbico é 2-oxo-L-treo-hexono-1,4-lactona-2,3-enediol e existe em duas formas: reduzida (ácido ascórbico) ou oxidada (ácido deidroascórbico) (NAIDU, 2003;



ROCHA et al., 2013). Pode ser encontrado naturalmente em frutas e vegetais e, em menor quantidade em tecidos animais e produtos derivados (PISOSCHI et al, 2014).



**Figura 7.** Estrutura química do ácido L-ascórbico.

O AA pode atuar como cofator para muitas enzimas importantes e também como regulador do crescimento das plantas, floração e sinalização hormonal (CONKLIN; BARTH, 2004; KOTCHONI et al., 2009; FOYER; NOCTOR, 2011; KERCHEV et al., 2011). Uma vez que os humanos não sintetizam o AA, este composto deve ser adquirido principalmente pelo consumo de alimentos (NISHIKIRNI et al., 1994).

A importância do AA tem aumentado ao longo dos anos, dada a sua atuação como antioxidante dietético, classificado sob o grupo de antioxidantes primários ou naturais. Ele é um antioxidante potente ou agente redutor capaz de eliminar ROS e RNS, que têm potencial para danificar biomoléculas e promover a carcinogênese, por exemplo (HAMID, 2010). O AA participa ainda da síntese de colágeno, adrenalina, esteroides, degradação da tirosina, formação de ácidos biliares, absorção de ferro e metabolismo ósseo, sendo a sua principal função a de manter cofatores metálicos nos menores estados de valência. Acentua a resposta imunológica e também interfere na produção do hormônio tiroxina, que regula a taxa de metabolismo basal e a temperatura corporal (SÍZER; WHITNEY, 2003).

A deficiência de AA pode causar escorbuto, doença caracterizada por apresentar quadro hemorrágico, fraqueza muscular, alterações na gengiva, osteoporose, dificuldade de cicatrização de ferimentos e anemia. Apesar das propriedades funcionais do AA, se consumido em excesso, ele pode levar à irritação gástrica e um dos seus metabólitos, ácido oxálico, pode causar problemas renais.

O AA tem também a capacidade de proteger constituintes oxidáveis, incluindo compostos fenólicos, sendo amplamente utilizado como antioxidante em alimentos e bebidas (CROTT; FENECH, 1999; MAMEDE et al., 2011). Porém, o processamento de alimentos pode degradar parte do ácido ascórbico presente nos produtos, haja vista que o AA é uma substância lábil, sensível a condições oxidativas e térmicas. As perdas ocorrem de forma mais significativa

durante o armazenamento prolongado, altas temperaturas, baixa umidade relativa, danos físicos e danos causados pelo frio (LEE; KADER, 2000; DAMODARAN et al., 2010).

### 3.3. CAPACIDADE ANTIOXIDANTE

Os compostos antioxidantes podem ser definidos como substâncias que, quando em baixas concentrações, comparadas com substrato oxidável, podem prevenir ou retardar as reações de oxidação (HALLIWELL; GUTERIDGE, 1999). No entanto, os compostos antioxidantes não podem reverter o processo oxidativo e nem evitar a rancidez hidrolítica em alimentos (RAJALAKSHMI; NARASIMHAN, 1995). No organismo, as ROS e RNS encontram-se envolvidas na produção de energia, fagocitose, regulação do crescimento celular, sinalização intercelular e síntese de substâncias biológicas importantes. Por outro lado, se por alguma razão forem produzidas em excesso, ou se as defesas antioxidantes endógenas funcionarem de forma deficiente, podem provocar oxidações de macromoléculas, como os lipídeos, proteínas ou DNA (estresse oxidativo) e as consequentes disfunções biológicas e doenças associadas (HALLIWELL; GUTERIDGE 1999; VALKO et al., 2007).

As principais espécies reativas de interesse biológico, provenientes do metabolismo celular, compreendem as ROS e as RNS. Exemplos de ROS são: radical ânion superóxido ( $O_2^{\bullet-}$ ), radical hidroxila ( $\bullet OH$ ), peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ), radical peroxila ( $ROO^{\bullet}$ ), hidroperóxido orgânico ( $ROOH$ ), oxigênio singlete ( $^1O_2$ ) e ozônio ( $O_3$ ). Exemplos de RNS são óxido nítrico ( $NO^{\bullet}$ ), peroxinitrito ( $ONOO^-$ ), ácido peroxinitroso ( $ONOOH$ ) e dióxido de nitrogênio ( $NO_2$ ) (FANG et al., 2002; LABAT-ROBERT et al., 2014).

As principais classes de compostos naturais com atividade antioxidante são: vitaminas (C e E), carotenoides (carotenos e xantofilas) e compostos fenólicos (flavonoides, ácidos fenólicos) (SINDHI et al., 2013; OROIAN et al., 2015; SHAHIDI; AMBIGAIPALAN, 2015). A capacidade antioxidante destes compostos está relacionada com as suas estruturas químicas, incluindo a polaridade, e também com a natureza e a posição dos grupos constituintes (SOUZA et al., 2007). Essas substâncias podem interagir, com segurança, com espécies oxidantes e terminam a reação em cadeia antes de danificar moléculas vitais, utilizando diversos mecanismos: (a) eliminação de espécies que iniciam a peroxidação, (b) quelação de metais para impedir a geração de espécies reativas ou decomposição de peróxidos, (c) interação com  $O_2$ , para a prevenção da formação de peróxidos, (d) interrupção da reação em cadeia auto-oxidativa, e/ou (e) redução da concentrações de  $O_2$  localizado no meio reacional (OROIAN et al., 2015; SHAHIDI; ZHONG, 2015).

A capacidade antioxidante *in vitro* pode ser medida por diferentes ensaios. Dentre os métodos mais difundidos, podem ser citados, a capacidade de desativação do ROO<sup>•</sup>, a redução do reagente Folin-Ciocalteu (FCR), o potencial de reduzir íons de ferro (FRAP), o sequestro do radical 2,2-difenil-1-picrilhidrazil (DPPH) e ABTS (HUANG et al., 2005; HOYOS-ARBELÁEZ et al., 2017). Além disso, outros métodos que utilizam radicais de importância biológica são realizados, como a capacidade de desativação do O<sub>2</sub><sup>•-</sup>, a capacidade de desativação do H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> e a capacidade de desativação do HOCl.

## 4. MATERIAL E MÉTODOS

### 4.1. MATÉRIA-PRIMA

Os frutos de jacaicá (*Antrocaryon amazonicum*) (dois lotes com 15 kg cada) foram obtidos em feiras dos municípios de Cameté (Latitude 2° 14' 38'' S e Longitude 49° 29' 45'' W) e São Caetano de Odivelas (Latitude 0° 44' 40'' S e Longitude 48° 1' 42'' W), Pará, Brasil (Número do cadastro no Sistema Nacional de Gestão do Patrimônio Genético e do Conhecimento Tradicional Associado – SisGen: A334963). Os frutos foram obtidos em períodos diferentes, início (março, 2017 - Lote 1) e fim (abril, 2017 - Lote 2) de safra. As amostras foram acondicionadas em caixas térmicas com gelo e transportadas para o laboratório. A polpa e a casca foram separadas da semente e trituradas. Uma parte das amostras de polpa e casca foram embaladas a vácuo e armazenadas sob congelamento (-18 °C) e protegidas da luz até o momento de realização das análises de composição centesimal; e a outra parte foi submetida à liofilização (LIOTOP, L101, Brasil) e destinada às análises de compostos bioativos.

### 4.2. CARACTERIZAÇÃO FÍSICA

A caracterização física foi realizada com frutos *in natura* (n = 100/localidade), selecionados aleatoriamente. Os parâmetros determinados foram: diâmetro longitudinal e transversal, massa do fruto, massa da polpa, massa da casca e massa da semente. As medidas foram obtidas com auxílio de paquímetro (WORKER, 111317, Brasil) e as massas com auxílio de balança analítica (BEL engineering, M214Ai, Brasil).

### 4.3. COMPOSIÇÃO CENTESIMAL

A composição centesimal foi determinada na polpa e na casca do fruto. Os teores de umidade (105 °C), cinzas, e proteínas totais (fator 6,25 de conversão de nitrogênio total em proteína total), assim como os valores de pH e teores de sólidos solúveis totais (°Brix) foram obtidos pelos métodos descritos pela *Association of Official Analytical Chemists* (AOAC) (1998). O teor de lipídios totais foi determinado pela metodologia de Bligh & Dyer (1959). O teor de carboidratos totais foi obtido pela diferença de 100% e a soma dos percentuais de umidade, cinzas, lipídios e proteínas. O valor energético total (VET) foi calculado de acordo com os fatores de conversão de Atwater, específicos para frutos, como indicado na Equação 1

(FAO/WHO, 2002). Todos os ensaios foram realizados em triplicata ( $n = 3$ ) e os resultados foram expressos em g/100g de amostra (polpa e casca, base úmida).

$$\text{VTE (Kcal/100g)} = (\% \text{ proteínas} \times 3,36) + (\% \text{ lipídeos} \times 8,37) + (\% \text{ carboidratos} \times 3,6) \quad (\text{Eq. 1})$$

#### 4.4. DETERMINAÇÃO DOS COMPOSTOS BIOATIVOS NA POLPA E NA CASCA DO JACAIACÁ

##### 4.4.1. Determinação de ácido ascórbico

O ácido ascórbico foi extraído das partes (casca e polpa) do jacaíacá liofilizadas, com solução aquosa de ácido oxálico a 1%. O procedimento de extração foi repetido 3 vezes, e logo em seguida o extrato foi centrifugado ( $3000 \times g$  a  $4 \text{ }^\circ\text{C}$ ) e filtrado, conforme descrito por Almeida et al. (2012). O extrato contendo ácido ascórbico foi injetado em HPLC (modelo Agilent 1260 Infinity, Santa Clara, CA, EUA) e separado em coluna C18 (Synergi Hydro,  $4 \mu\text{m}$ ,  $250 \times 4,6 \text{ mm}$ , Phenomenex). A fase móvel foi constituída por uma solução de ácido sulfúrico ( $0,001 \text{ M}$ ,  $\text{pH } 2,5$ ), com fluxo de  $0,7 \text{ mL/min}$ , no modo isocrático, por  $10 \text{ min}$ , e temperatura da coluna foi de  $25 \text{ }^\circ\text{C}$ . O cromatograma foi obtido a  $245 \text{ nm}$ . O ácido ascórbico foi identificado com base no tempo de retenção, co-cromatografia e características do espectro UV em comparação com o padrão autêntico de ácido ascórbico analisado sob as mesmas condições. A quantificação foi realizada a partir de curva analítica de sete pontos, obtida com padrão de ácido ascórbico ( $1,56\text{-}100 \text{ mg/mL}$ ), e os resultados foram expressos  $\text{mg/100g}$  de amostra, realizados em triplicata ( $n=3$ , base seca).

##### 4.4.2. Determinação de compostos fenólicos totais

Os extratos utilizados para a determinação de compostos fenólicos totais foram obtidos a partir de  $0,5 \text{ g}$  das partes do fruto: polpa e casca liofilizadas. A extração foi realizada com metanol/água ( $80:20$ , v/v), por cinco vezes, como descrito por Chisté e Mercadante (2012). A determinação de compostos fenólicos totais foi realizada pelo método espectrofotométrico de Folin-Ciocalteu (SINGLETON; ROSSI, 1965). A leitura da absorbância foi realizada na faixa do visível, no comprimento de onda de  $750 \text{ nm}$ . Os resultados ( $n=3$ ) foram expressos em  $\text{mg}$  de equivalente ácido gálico ( $\text{mg}$  de EAG/g de amostra, base seca), determinados a partir da curva analítica, utilizando padrão autêntico de ácido gálico ( $1\text{-}100\text{mg/L}$ ).

#### 4.4.3. Determinação de flavonoides totais

Os extratos utilizados para a determinação de flavonoides totais foram obtidos, conforme descrito para a obtenção do extrato para a determinação dos compostos fenólicos totais. A determinação de flavonoides totais foi realizada pelo método espectrofotométrico descrito por Pękal e Pyrzynska (2014). Os flavonoides totais foram quantificados por espectrofotometria a 435 nm e os resultados (n=3) expressos em mg de equivalente de quercetina (mg de EQ/100 g de amostra, base seca) determinados a partir da curva analítica, utilizando padrão comercial de quercetina (1,56-100 mg/mL).

#### 4.4.4. Determinação de carotenoides totais

O teor de carotenoides totais foi determinado segundo o método de extração exaustiva descrito por Godoy e Rodrigues Amaya (1994), utilizando acetona com posterior partição em éter de petróleo/éter etílico (1:1, v/v) e seguido de leitura em espectrofotômetro a 450 nm. O teor de carotenoides totais foi calculado pela Equação 2:

$$\text{Carotenoides Totais } (\mu\text{g} / \text{g}) = \frac{(10^4 \times \text{ABS} \times \text{Vf})}{(\text{M} \times A_{1\text{cm}}^{1\%})} \quad (\text{Eq. 2})$$

onde, ABS representa absorvância da amostra; Vf o volume final do extrato de carotenoides (mL); M a massa da amostra (g) e  $A_{1\text{cm}}^{1\%}$  o coeficiente específico de absorção do  $\beta$ -caroteno, em éter de petróleo ( $A_{1\text{cm}}^{1\%}=2592$ ).

#### 4.5. DETERMINAÇÃO DO PERFIL DE CAROTENOIDES E COMPOSTOS FENÓLICOS POR HPLC-DAD-MS

A identificação dos carotenoides e compostos fenólicos na polpa e na casca do jacaicá foi realizada em um HPLC Shimadzu (modelo Prominence UFLC, Kyoto, Japão), equipado com uma bomba binária (LC-20AD), uma unidade de degaseificação (DGU-20A3R), um injetor automático (SIL-20AHT), um forno (CTO-20A), um detector de arranjo de diodos (DAD-SPD-M20A), conectado, em série, a um espectrômetro de massas (MS) da Bruker Daltonics (AmaZon speed ETD, Bremen, Alemanha), com *ion-trap* como analisador de massa carga ( $m/z$ ) e fontes de ionização: ionização química a pressão atmosférica (APCI), para carotenoides, e *eletrospray* (ESI), para compostos fenólicos. A quantificação de carotenoides e

compostos fenólicos na polpa e na casca do jacaíacá foi realizada em HPLC (modelo Agilent 1260 Infinity, Santa Clara, CA, EUA), equipado com uma bomba quaternária (G1311C), uma válvula de injeção *Rheodyne* com *loop* de 20  $\mu\text{L}$ , um forno (G1316A) e um detector DAD (G1328C). Em todas as análises cromatográficas, as amostras e os solventes foram filtrados utilizando membranas de 0,22 e 0,45  $\mu\text{m}$ , respectivamente (Millipore, Billerica, MA, EUA).

Para a análise de carotenoides, os extratos foram submetidos à partição líquido-líquido, com éter de petróleo/éter etílico (1:1, v/v), lavados com água destilada, saponificados durante a noite com 10% de KOH em metanol (1:1, v/v), re-particionado e secos sob fluxo de  $\text{N}_2$ , seguindo os mesmos procedimentos descritos por De Rosso & Mercadante (2007). Os extratos saponificados secos foram re-solubilizados em MTBE (éter metil-*terc*-butílico) e injetados no sistema cromatográfico.

Os carotenoides do extrato da polpa e da casca do jacaíacá foram separados em uma coluna  $\text{C}_{30}$  YMC (5  $\mu\text{m}$ , 250 mm  $\times$  4,6 mm) com um gradiente linear de metanol/MTBE a 0,9 mL/min e com temperatura na coluna ajustada a 29  $^\circ\text{C}$  (CHISTÉ; MERCADANTE, 2012). Os espectros UV-Vis foram registrados entre 200 e 600 nm e os cromatogramas processados a 450 nm. Os carotenoides foram identificados por MS, utilizando APCI como fonte de ionização, no modo positivo, com uma varredura de  $m/z$  100 a 800 e parâmetros de MS definidos conforme descrito por Chisté e Mercadante (2012). Os carotenoides foram identificados de acordo com a ordem de eluição, tempo de retenção, co-cromatografia com padrão autêntico, características dos espectros UV-visível [ $\lambda_{\text{máx}}$ , estrutura fina espectral (% III/II) e intensidade do pico *cis* (%  $A_{\text{B}}/A_{\text{II}}$ )] e de massa, em comparação com os dados disponíveis na literatura (CHISTÉ; MERCADANTE, 2012).

A quantificação dos carotenoides foi realizada por HPLC-DAD, em comparação com o padrão de  $\beta$ -caroteno, utilizando curvas analíticas externas de cinco pontos (duplicata, 3,12-100  $\mu\text{g}/\text{mL}$ ). O fator de conversão NAS-IOM (2001) foi utilizado para calcular o valor da vitamina A, considerando 12  $\mu\text{g}$  de *all-trans*- $\beta$ -caroteno correspondente a 1  $\mu\text{g}$  de equivalente de atividade do retinol (RAE) e a atividade utilizada foi de 100% para *all-trans*- $\beta$ -caroteno e 50% para os demais carotenoides pró-vitamínicos (incluindo os *cis*-isômeros). O teor de carotenoides determinado por HPLC-DAD, foi expresso em  $\mu\text{g}/\text{g}$  de extrato, considerando três procedimentos de extração independentes ( $n = 3$ , base seca).

Os compostos fenólicos foram identificados em extratos obtidos de cada parte do jacaíacá (polpa e casca), conforme metodologia descrita por Chisté e Mercadante (2012). Os compostos fenólicos foram separados em uma coluna  $\text{C}_{18}$  (4  $\mu\text{m}$ , 250  $\times$  4,6 mm, Phenomenex)

a 0,9 mL/min, temperatura da coluna a 29 °C, com uma fase móvel consistindo em água/ácido fórmico (99,5:0,5, v/v) (solvente A) e acetonitrila/ácido fórmico (99,5:0,5, v/v) (solvente B), em gradiente linear de A:B 99:1 (v/v) a 50:50 em 50 min, seguida de 50:50 a 1:99 por 5 min. Os compostos fenólicos foram identificados por MS, utilizando ESI como fonte de ionização, no modo negativo com uma varredura no intervalos de  $m/z$  100 a 800. Os espectros UV-Vis foram obtidos entre 200 e 600 nm e os cromatogramas processados a 270, 320 e 360 nm. Os compostos fenólicos foram identificados com base nas seguintes informações: ordem de eluição e tempo de retenção dos picos na coluna C<sub>18</sub>, características dos espectros UV-visível e de massa, em comparação com padrões autênticos analisados nas mesmas condições, e dados disponíveis na literatura (CHISTÉ; MERCADANTE, 2012).

Os compostos fenólicos foram quantificados em comparação com padrões externos disponíveis, utilizando curva analítica de sete pontos (duplicata, 1,56-100 µg/mL) e os resultados foram expressos em µg/g de extrato (base seca), considerando três procedimentos de extração independentes (n = 3).

#### 4.6. DETERMINAÇÃO DA CAPACIDADE ANTIOXIDANTE CONTRA ESPÉCIES REATIVAS DE OXIGÊNIO (ROS) E DE NITROGÊNIO (RNS)

O extrato utilizado para a determinação da capacidade antioxidante foi obtido por extração, em triplicata, utilizando o solvente etanol/água (80:20, v/v). Cinco gramas de casca (mistura das amostras de casca de Cameté e São Caetano de Odiveles do início e fim da safra) e da polpa (mistura das amostras de polpa de Cameté e São Caetano de Odiveles do início e fim da safra) liofilizadas foram pesadas e adicionado solvente na proporção de 1:8 (m/v), agitado por 15 h a 168 rpm, à temperatura ambiente (25 °C) e protegido da luz. Os extratos foram filtrados a vácuo e o resíduo retido no filtro foi lavado com 10 mL de solvente de extração. Os extratos foram liofilizados e acondicionados a -18 °C, até o momento das análises. Os valores de IC<sub>50</sub> (concentração necessária de extrato para inibir em 50% o efeito oxidante da espécie reativa testada) foram calculados a partir das curvas de porcentagens de inibição *versus* concentração de extrato, usando o programa Origin Pro 8 (OriginLab Corporation, Northampton, MA, USA). Para todos os ensaios realizados, a quercetina foi utilizada como controle positivo.



#### 4.6.1. Capacidade de desativação do radical ânion superóxido ( $O_2^{\bullet-}$ )

A desativação do  $O_2^{\bullet-}$  pelos extratos da polpa e da casca do jacaicá foi determinada pelo sistema NADH/PMS/ $O_2$ . A capacidade de desativação do  $O_2^{\bullet-}$  foi determinada pelo monitoramento do efeito dos extratos na redução do NBT (Azul de nitrotetrazólio) a 560 nm, durante 2 min (GOMES et al., 2007), em leitor de microplacas (Synergy HTX, Biotek, Vermont, USA). O ensaio foi realizado a 37 °C, e os extratos foram testados em diferentes concentrações (1,9-1000  $\mu$ g/mL). Os resultados (n=3) foram expressos como a porcentagem de inibição da redução de NBT ao diformazano, para o cálculo do  $IC_{50}$ .

#### 4.6.2. Capacidade de desativação do ácido hipocloroso (HOCl)

A desativação do HOCl, pelos extratos da polpa e da casca do jacaicá, foi determinada no leitor de microplacas, pelo monitoramento da inibição da oxidação da dihidrorodamina 123 (DHR 123, não fluorescente), para rodamina 123 (fluorescente), pelo HOCl (GOMES et al., 2007). A capacidade antioxidante do extrato da polpa e casca do jacaicá foram testadas em diferentes concentrações (1,17 - 1000  $\mu$ g/mL). O experimento foi realizado a 37 °C e o sinal de fluorescência (excitação a 528 nm e emissão a 485 nm) foi detectado imediatamente após a introdução da placa no leitor. Os resultados (n=3) foram expressos em porcentagem de inibição da oxidação da DHR 123, para o cálculo do  $IC_{50}$  ( $\mu$ g/mL).

#### 4.6.3. Porcentagem de desativação do oxigênio singlete ( $^1O_2$ )

A porcentagem de proteção exibida pelos extratos da casca e da polpa de jacaicá contra o  $^1O_2$  foi determinada de acordo com o método descrito por Chisté et al., (2011), com adaptações. As reações foram realizadas utilizando o L-triptofano (TRP) (40  $\mu$ M), como actinômetro da reação e o azul de metileno (MB) (10  $\mu$ L) como sensibilizador. A fonte de excitação utilizada foi uma lâmpada incandescente de 75 W com filtros de coloração vermelha e alaranjada para permitir a excitação apenas do MB. A luz de excitação foi focada na cubeta de quartzo contendo o sistema reacional e o decaimento da absorbância do TRP foi monitorado durante 20 min, utilizando o espectrofotômetro (Thermo Fisher Scientific, EVO 60, USA) e a leitura realizada a cada 1 min a 219 nm. Os dados cinéticos obtidos a partir do decaimento da absorbância do TRP foram ajustados para uma cinética de reação de primeira ordem, utilizando o programa Origin Pro 8 (OriginLab Corporation, Northampton, MA, USA), para calcular as

constantes de velocidade de reação ( $k$ ) (Eqs. 3-4). A porcentagem de inibição fornecida pelos extratos e pela quercetina (controle positivo) foi calculada pela Equação 5:

$$Y = Y_{\infty} + A \cdot \exp\left(-\frac{x}{t_2}\right) \quad \text{Eq. 3}$$

$$k = \frac{\ln 2}{t_2} \quad \text{Eq. 4.}$$

$$\text{Porcentagem de inibição } {}^1O_2 (\%) = \frac{k_{obs}^{TRP} - k_{obs}^{TRP+antioxidante}}{k_{obs}^{TRP}} \times 100 \quad \text{Eq. 5}$$

onde,  $Y$  é a intensidade da absorbância de TRP,  $Y_{\infty}$  é a intensidade de absorbância do TRP no tempo infinito,  $A$  é o fator pré-exponencial,  $k$  é a pseudo-constante de primeira ordem,  $x$  é o tempo de reação em min,  $t_{1/2}$  (tempo de meia-vida),  $k_{obs}^{TRP}$  é a pseudo-constante de primeira ordem observada e ajustada à curva de decaimento do TRP, obtida no experimento branco (ausência de antioxidante) e  $k_{obs}^{TRP+antioxidante}$  é a pseudo constante de primeira ordem, observada e ajustada à curva de decaimento do TRP na presença dos extratos antioxidantes. Os extratos foram testados em diferentes concentrações (6-300  $\mu\text{g/mL}$ ) e os resultados ( $n=3$ ) expressos, em porcentagem de inibição da oxidação do TRP, para o cálculo do  $\text{IC}_{50}$  ( $\mu\text{g/mL}$ ).

#### 4.6.4. Capacidade de desativação do ânion peroxinitrito ( $\text{ONOO}^-$ )

A capacidade de desativação do  $\text{ONOO}^-$  foi obtida pelo monitoramento do efeito dos extratos da casca e da polpa do jacaicá e do padrão de quercetina na oxidação da DHR123 induzida pelo  $\text{ONOO}^-$  para a rodamina 123 (ALMEIDA et al., 2008). O experimento foi realizado no leitor de microplacas a 37 °C e o sinal de fluorescência (excitação a 528 nm e emissão a 485 nm) foi detectado após 2 min de incubação. Os extratos foram testados em diferentes concentrações (1,9-1000  $\mu\text{g/mL}$ ) e os resultados ( $n=3$ ) foram expressos em porcentagem de inibição da oxidação da DHR 123, para o cálculo do  $\text{IC}_{50}$  ( $\mu\text{g/mL}$ ).

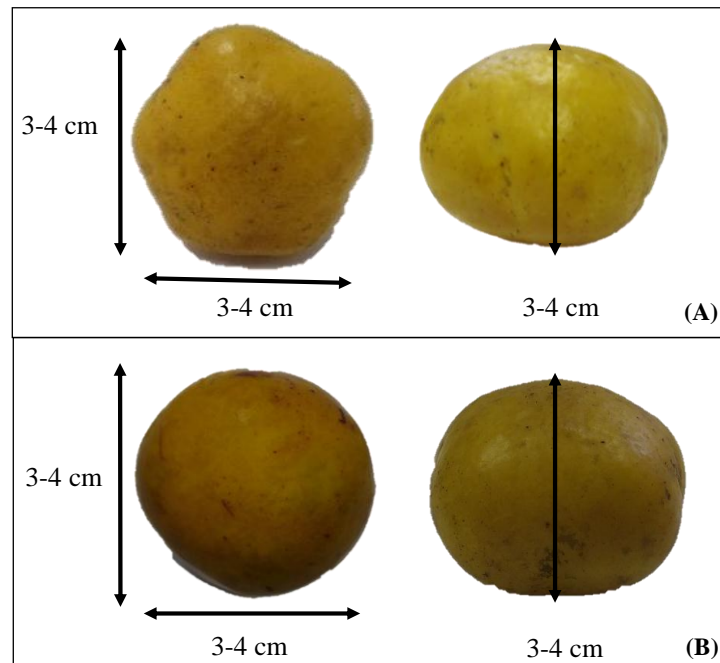
## 5. ANÁLISE ESTATÍSTICA

Todos os resultados (média  $\pm$  desvio padrão) foram calculados e submetidos à análise de variância (one-way ANOVA) e as médias foram comparadas pelo Teste de Tukey, a 95% de significância ( $p < 0,05$ ), com o auxílio do aplicativo Statistica 8.1 (Statsoft). Todas as médias obtidas após a caracterização físico-química e teor de compostos bioativos totais (variáveis ativas) foram utilizadas para a classificação do jacaíacá das diferentes localidades (e lotes) por duas técnicas exploratórias multivariadas: Análise de Componentes Principais (PCA) e Análise Hierárquica de Agrupamentos (HCA). A PCA foi realizada utilizando a matriz de covariância e para a análise de HCA, a árvore hierárquica foi obtida considerando as mesmas variáveis ativas aplicadas na PCA e as polpas e cascas do jacaíacá, das diferentes localidades foram agrupadas pela técnica *unweighted pair-group average*, considerando a distância Euclidiana como coeficiente de similaridade.

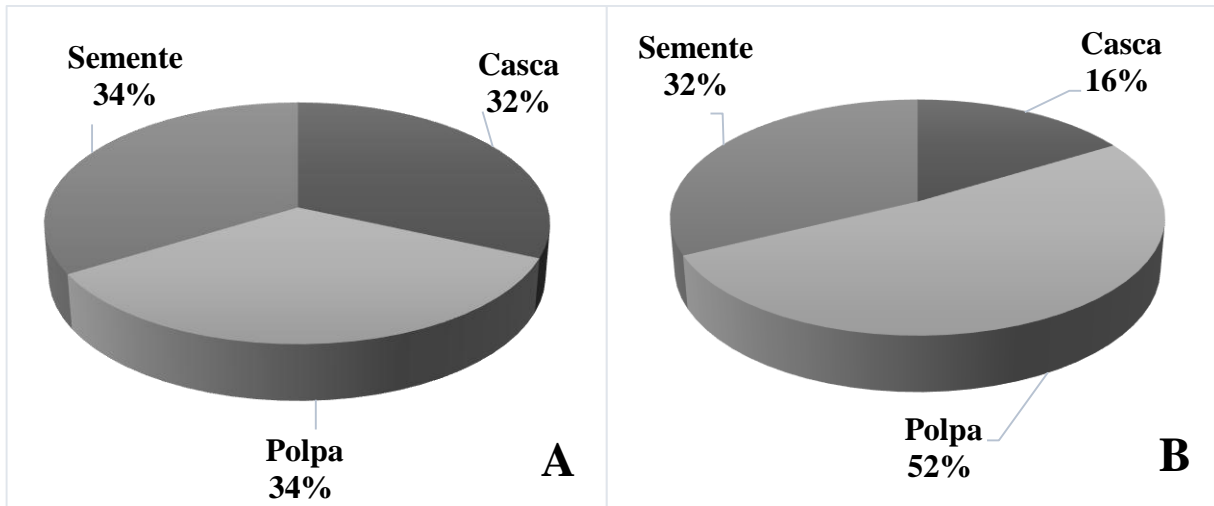
## 6. RESULTADOS E DISCUSSÃO

### 6.1. CARACTERIZAÇÃO FÍSICA E COMPOSIÇÃO CENTESIMAL

Os frutos maduros de jacaíacá obtidos em Cameté e São Caetano das Odivelas (Figura 8) apresentaram-se globulosos, de cor amarelada, com aproximadamente 3-4 cm de diâmetro longitudinal e transversal, como já descrito por outros autores (CORRÊA, 1931; CAVALCANTE, 2010; FAO, 2011). Os frutos apresentaram massa de aproximadamente  $26,73 \pm 5,18$  g a  $31,65 \pm 5,86$  g, suas sementes representam mais de 30% do fruto, a casca variou de 16% a 32% e a polpa variou de 34% a 52% (Figura 9). Os frutos que apresentaram maior rendimento de polpa foram obtidos em São Caetano de Odivelas (50,32%).



**Figura 8.** Frutos do jacaíacá (*Antrocaryon amazonicum*) oriundos de Cameté (A) e São Caetano das Odivelas (B) e as medidas do diâmetro longitudinal e transversal.



**Figura 9.** Caracterização física dos frutos de jacaiaçá de Cameté (A) e São Caetano de Odivelas (B) (Pará, Brasil).

A análise dos principais constituintes químicos realizada, possibilitou uma visão geral da composição química e do valor nutritivo do fruto. De acordo com a composição nutricional (Tabelas 1 e 2), a água e os carboidratos são os principais constituintes tanto da casca quanto da polpa do jacaiaçá.

Os teores de umidade da casca de jacaiaçá variaram de 75,51 a 81,9% e na polpa variaram de 82,89 a 89,12%. Os teores de lipídeos variaram de 1,13 a 2,06% na casca e 0,54 a 0,96% na polpa, e o teores de carboidratos variaram entre 10,18 a 17,59 % na casca e de 5,37 a 13,39% na polpa. Quanto ao valor energético total, os valores variaram de 61,83-92,42 kcal/100 g na casca e de 41,03-63,95 kcal/100 g na polpa do fruto. O valor energético fornecido pelo jacaiaçá é semelhante ao encontrado em frutas tropicais como manga, cajá e goiaba (60 kcal/100 g, 65,42 kcal/100 g, e 68 kcal/100 g) (USDA, 2008). Os teores de água, lipídeos, proteínas e carboidratos da polpa de jacaiaçá são superiores aos encontrados por Tiburski et al. (2011) para a polpa de cajá (*Spondias mombin*) (1,06%), fruta pertencente ao mesmo gênero do jacaiaçá. A casca de jacaiaçá apresentou composição semelhante ao encontrado em cascas de manga (MARQUES, 2010) e nas cascas de outras frutas como o maracujá e o melão (MOURA, 2017).

**Tabela 1** – Caracterização físico-química da casca de jacaíacá *in natura*.

Características físico-químicas*	Cametá		São Caetano de Odivelas	
	Lote 1	Lote 2	Lote 1	Lote 2
Umidade (%)	78,46 ± 0,17 <sup>b</sup>	81,48 ± 0,84 <sup>a</sup>	75,51 ± 0,43 <sup>c</sup>	81,9 ± 1,10 <sup>a</sup>
Lipídeos (%)	1,13 ± 0,118 <sup>c</sup>	1,75 ± 0,15 <sup>b</sup>	2,06 ± 0,13 <sup>a</sup>	1,41 ± 0,06 <sup>c</sup>
Proteínas (%)	2,33 ± 0,05 <sup>c</sup>	4,23 ± 0,12 <sup>b</sup>	5,63 ± 0,15 <sup>a</sup>	4,66 ± 0,12 <sup>b</sup>
Resíduo mineral fixo (Cinzas) (%)	0,83 ± 0,00 <sup>a</sup>	0,54 ± 0,01 <sup>c</sup>	0,73 ± 0,14 <sup>b</sup>	0,56 ± 0,01 <sup>c</sup>
Carboidratos Totais (%)	17,59 ± 0,18 <sup>a</sup>	10,18 ± 0,01 <sup>c</sup>	16,4 ± 0,49 <sup>a</sup>	12,41 ± 0,83 <sup>b</sup>
pH	5,07 ± 0,04 <sup>b</sup>	4,57 ± 0,01 <sup>c</sup>	5,37 ± 0,08 <sup>a</sup>	5,33 ± 0,02 <sup>a</sup>
Acidez total (% ácido cítrico)	1,28 ± 0,01 <sup>b</sup>	1,34 ± 0,00 <sup>a</sup>	1,12 ± 0,00 <sup>c</sup>	1,10 ± 0,02 <sup>c</sup>
Valor energético total (kcal/100 g)	78,53 ± 1,65 <sup>b</sup>	61,83 ± 3,96 <sup>c</sup>	92,42 ± 3,98 <sup>a</sup>	64,28 ± 5,26 <sup>c</sup>

\*Os valores (média ± desvio padrão, n = 3, base úmida) seguidos por letras iguais na mesma linha não diferem significativamente (p < 0,05) para o teste de Tukey.

**Tabela 2** – Caracterização físico-química da polpa de jacaíacá *in natura*.

Características físico-químicas*	Cametá		São Caetano de Odivelas	
	Lote 1	Lote 2	Lote 1	Lote 2
Umidade (%)	82,89 ± 0,73 <sup>d</sup>	88,23 ± 0,17 <sup>a</sup>	85,16 ± 0,84 <sup>c</sup>	89,12 ± 0,14 <sup>a</sup>
Lipídeos (%)	0,95 ± 0,08 <sup>a</sup>	0,54 ± 0,2 <sup>c</sup>	0,93 ± 0,05 <sup>a</sup>	0,96 ± 0,03 <sup>a</sup>
Proteínas (%)	2,16 ± 0,10 <sup>d</sup>	3,3 ± 0,21 <sup>c</sup>	4,07 ± 0,24 <sup>a</sup>	4,24 ± 0,28 <sup>a</sup>
Resíduo mineral fixo (Cinzas) (%)	0,54 ± 0,01 <sup>b</sup>	0,54 ± 0,01 <sup>b</sup>	0,71 ± 0,15 <sup>a</sup>	0,27 ± 0,01 <sup>c</sup>
Carboidratos Totais (%)	13,39 ± 1,01 <sup>a</sup>	7,01 ± 0,46 <sup>b</sup>	8,41 ± 0,01 <sup>b</sup>	5,37 ± 0,15 <sup>c,d</sup>
pH	2,41 ± 0,08 <sup>a</sup>	2,39 ± 0,01 <sup>a</sup>	2,17 ± 0,03 <sup>b</sup>	2,10 ± 0,02 <sup>b</sup>
Acidez total (% ácido cítrico)	1,13 ± 0,05 <sup>a</sup>	0,93 ± 0,07 <sup>a</sup>	1,19 ± 0,13 <sup>a</sup>	1,02 ± 0,00 <sup>a</sup>
Sólidos solúveis (°Brix)	10,27 ± 0,23 <sup>a</sup>	9,2 ± 0,17 <sup>b</sup>	8,20 ± 0,00 <sup>c</sup>	9,6 ± 0,01 <sup>b</sup>
Valor energético total (kcal/100 g)	63,95 ± 2,01 <sup>a</sup>	44,10 ± 3,86 <sup>b</sup>	55,98 ± 3,37 <sup>a</sup>	41,03 ± 1,98 <sup>b</sup>

\*Os valores (média ± desvio padrão, n = 3, base úmida) seguidos por letras iguais na mesma linha não diferem significativamente (p < 0,05) para o teste de Tukey.

Com relação ao teor de resíduo mineral fixo, a casca apresentou variação de 0,54 a 0,83% e de 0,27 a 0,71% na polpa. Os teores de pH variaram de 4,57 a 5,37 na casca e 2,10 a 2,41 na polpa e a acidez total variou de 1,10 a 1,28 % de ácido cítrico na casca e na polpa variou de 0,93 a 1,13% de ácido cítrico. A acidez dos frutos pode variar consideravelmente de uma espécie para outra, e os frutos podem ser considerados de baixas acidez como o melão, a banana e o abacate, com acidez entre 0,1 e 0,3% de ácido cítrico enquanto outros são consideradas frutas ácidas, apresentando acidez entre 3 e 8% de ácido cítrico, como o limão e o umbu (*Spondias tuberosa*). Dessa forma, o jacaíacá pode ser considerada uma fruta de média acidez, uma vez que sua acidez varia de 0,9 a 3% de ácido cítrico, tal como a cereja, o morango, a framboesa e a laranja (NIELSEN, 2003; MATTIETTO, 2005; TIBURSKI et al. 2011).

O teor de resíduo mineral fixo na polpa e casca do jacaíacá foi semelhante ao encontrado na polpa de cajá (0,58%) (MATTIETTO, 2005). Da mesma forma, os valores encontrados para o pH e a acidez total da polpa e da casca do jacaíacá foram semelhantes aos reportados para a

casca de caju e de cajá (pH 2,83 e 5,7, respectivamente) e a acidez total da polpa de cajá (1,46% de ácido cítrico) (TIBURSKI et al. 2011; ANJOS, 2018).

As características físico-químicas e nutricionais apontam diferenças entre o início (Lote 1) e o fim de safra (Lote 2) e as localidades. Quando analisada as diferenças encontradas na casca e na polpa, nota-se que há uma redução no valor energético total no fim da safra, devido à redução no teor de carboidratos totais. As variações observadas na composição nutricional do jacaíacá entre as localidades e os diferentes períodos da safra podem ser associadas à deficiência de substratos, como os carboidratos, durante o processo respiratório. Assim outros compostos como as proteínas, lipídeos e ácidos orgânicos, que normalmente são utilizados em reações bioquímicas fundamentais para a síntese de novos compostos orgânicos, a exemplo dos compostos fenólicos, durante o desenvolvimento do fruto (CHITARRA; CHITARRA, 2005; MATARAZZO et al., 2013; LIMA et al., 2015).

Apesar das diferenças existentes na caracterização físico-química e nutricional dos frutos de jacaíacá, tanto a polpa quanto a casca do fruto não podem ser diferenciadas quanto a localidade e ou período da safra, pois tais parâmetros podem não ser eficientes para separar os frutos.

## 6.2. COMPOSTOS BIOATIVOS DA POLPA E DA CASCA DO JACAÍACÁ

Os teores de compostos bioativos (ácido ascórbico, compostos fenólicos totais, flavonoides totais e carotenoides totais) da polpa e da casca dos frutos do jacaíacá estão apresentados nas Tabelas 3 e 4. Os teores mais elevados de compostos bioativos foram encontrados na casca do fruto de ambas as localidades, com exceção do teor de ácido ascórbico que foi maior para as polpas. Este resultado está de acordo com os dados reportados por Ayala-Zavala et al. (2011), que descreveram que em cascas de frutas tropicais o conteúdo de compostos bioativos está localizado preferencialmente na casca e nas sementes e em menor proporção na polpa.

**Tabela 3** – Compostos bioativos da casca liofilizada de jacaíacá.

Compostos Bioativos*	Cametá		São Caetano de Odiveiras	
	Lote 1	Lote 2	Lote 1	Lote 2
Ácido ascórbico (mg/100g)	15,6 ± 0,4 <sup>a</sup>	5,84±0,3 <sup>b</sup>	26,7±0,8 <sup>a</sup>	7,77±0,1 <sup>a</sup>
Composto fenólicos Totais (mg EAG/100g)	4884,12±13,06 <sup>b</sup>	2886, 56±5,15 <sup>d</sup>	6555,9±25,4 <sup>a</sup>	3736,28±1,2 <sup>c</sup>
Flavonoides Totais (mg EQ/100g)	68,92±0,39 <sup>c</sup>	69,82±0,73 <sup>c</sup>	109,80±2,06 <sup>b</sup>	127,29±1,75 <sup>a</sup>
Carotenoides Totais (mg/100g)	1,72±0,07 <sup>b</sup>	2,23±0,04 <sup>b</sup>	4,67±0,18 <sup>a</sup>	4,56±0,31 <sup>a</sup>

\*Os valores (média ± desvio padrão, n = 3, base seca) seguidos por letras iguais na mesma linha não diferem significativamente (p < 0,05) para o teste de Tukey. EAG= equivalentes de ácido gálico e EQ= equivalentes de quercetina.

**Tabela 4** – Compostos bioativos da polpa liofilizada de jacaíacá.

Compostos Bioativos*	Cametá		São Caetano de Odiveiras	
	Lote 1	Lote 2	Lote 1	Lote 2
Ácido ascórbico (mg/100g)	81,1±0,9 <sup>a</sup>	9,7±0,6 <sup>a</sup>	77,6±0,9 <sup>a</sup>	10,4±0,3 <sup>a</sup>
Composto fenólicos Totais (mg EAG/100g)	1267,23±9,8 <sup>d</sup>	1910,66±11,82 <sup>b</sup>	1394,5±0,66 <sup>c</sup>	2855,89±27,2 <sup>a</sup>
Flavonoides Totais (mg EQ/100g)	28,6±0,09 <sup>d</sup>	64,98±0,40 <sup>c</sup>	67,74±0,83 <sup>b</sup>	95,25±0,07 <sup>a</sup>
Carotenoides Totais (mg/100g)	0,54±0,1 <sup>c</sup>	1,16±0,062 <sup>b</sup>	1,28±0,05 <sup>b</sup>	1,73±0,01 <sup>a</sup>

\*Os valores (média ± desvio padrão, n = 3, base seca) seguidos por letras iguais na mesma linha não diferem significativamente (p < 0,05) para o teste de Tukey. EAG= equivalentes de ácido gálico e EQ= equivalentes de quercetina.

A casca do jacaíacá apresentou menor teor de ácido ascórbico em comparação com a polpa do fruto e essa diferença variou de aproximadamente 2 até 5 vezes. A polpa de jacaíacá apresentou o maior teor de ácido ascórbico no início da safra de ambas as localidades, e estes valores foram superiores aos já reportados para a polpa de jacaíacá (33,55 mg/100 g) (MENDES, 2016) e seriguela (130 mg/100 g); e ao fim da safra, o teor foi inferior ao encontrado em umbu (174 mg/100 g) (OMENA et al., 2012).

O teor de ácido ascórbico variou expressivamente de acordo com o período em que o fruto foi colhido, e este comportamento foi observado na casca e na polpa, independentemente da localidade. Os frutos colhidos no início da safra têm o conteúdo superior no fim da safra, em aproximadamente 62-71% na casca e 87 % na polpa. Dessa forma, se o objetivo pretendido é a extração desse composto bioativo, o momento ideal para a colheita dos frutos é no início da safra e extraídos da sua polpa, independentemente da localidade.

Dentre os compostos bioativos analisados, o teor de compostos fenólicos totais foram os mais expressivos. Na casca dos frutos obtidos em Cametá, nota-se que no início da safra o



conteúdo de composto fenólicos é maior, e ao caminhar para o final da safra ocorre uma redução de 40% no teor. O mesmo ocorre nas cascas de frutos de São Caetano de Odivelas com redução ainda maior, de aproximadamente 43%. Por outro lado, é interessante perceber que a polpa de jacaíacá tem os maiores teores de compostos fenólicos totais ao final da safra em ambas as localidades. Para os frutos oriundos de Cametá, a polpa obtida no final da safra possui teor aproximadamente 33% superior ao início e em São Caetano de Odivelas o teor encontrado foi duas vezes superior ao início da safra.

De maneira geral, tanto a casca quanto a polpa de jacaíacá, obtidas a partir dos frutos de São Caetano de Odivelas, apresentaram teores mais elevados de compostos fenólicos totais do que os frutos coletados em Cametá. O teor mais elevado de compostos fenólicos totais foi obtido para a casca de jacaíacá de São Caetano de Odivelas, no início da safra. Os resultados sugerem que o melhor momento para a obtenção de compostos fenólicos, a partir da casca, é no início da safra; porém, a polpa, tem teores de compostos bioativos mais elevados no final da safra.

O papel dos compostos fenólicos, que são metabolitos secundários, é bastante discutido e dentre as funções exercidas por esses compostos estão atividade antimicrobiana, antiproliferativa, inseticida ou herbicida, além das funções como interação com o meio ambiente, referente à tolerância a temperaturas extremas ou estresse hídrico, atração de polinizadores e defesas contra herbívoros e patógenos, assim pode-se sugerir que no início da safra o vegetal necessitou produzir mais compostos para sua manutenção e defesa na casca por estar mais exposta ao meio ambiente (MOTTA et al., 2011, MYIASHIRA et al., 2012; MOTTA et al., 2013, SAVIETTO et al., 2013; RIGHI et al., 2013; GIRARDI et al., 2014; RIAL et al., 2014).

Na casca de jacaíacá, o teor de compostos fenólicos totais, em base seca, foi superior ao reportado para a casca de algumas frutas como o mamão (25,24 mg EAG/100g), a banana (753,96 mg EAG/100g), o cajá (925,84 mg EAG/100g) e o caju (5286,49 mg EAG/100g) (SILVA et al., 2014; MORAIS et al., 2015). A polpa de jacaíacá exibiu teores de compostos fenólicos totais, em base seca, superior ao obtido para a polpa de cajá (260 a 573 mg EAG/100 g) (TIBURSKI et al., 2010; OLAYIWOLA et al., 2013).

Vasco et al., (2008), que testou 17 frutas do Equador, com relação aos teores de compostos fenólicos totais, classificou os frutos em três categorias: baixo (<100 mg EAG/100 g), médio (100-500 mg EAG/100 g) e alto (> 500 mg EAG/100 g). De acordo com essa classificação, a casca e a polpa de jacaíacá podem ser considerados fontes com altos teores de

compostos fenólicos totais, para a utilização por indústrias interessadas na extração desses compostos.

Em termos de flavonoides totais, as cascas de frutos de jacaíacá de Cametá não apresentam diferenças expressivas no teor desses compostos, independente do período da safra. Contudo, não é observado o mesmo para as cascas de frutos de São Caetano de Odivelas, onde o maior conteúdo foi encontrado ao fim da safra. O mesmo ocorre para a polpa de Cametá e São Caetano de Odivelas, onde o resultado mais expressivo, em relação ao teor de flavonoides totais, foi encontrado no fim da safra dos frutos de São Caetano de Odivelas: aproximadamente duas vezes superior ao encontrado em frutos coletados em Cametá, tanto no início quanto no fim da safra. Portanto, tais resultados indicam que os frutos de jacaíacá procedentes de São Caetano de Odivelas possuem maior potencial para a obtenção de frutos e extratos com elevado teor de flavonoides totais.

Analisando individualmente o teor de carotenoides totais da casca de jacaíacá, nota-se que, de maneira geral, não há diferença significativa entre o início e o fim da safra em ambas as localidades. Entretanto, as cascas dos frutos de São Caetano de Odivelas exibiram maior conteúdo de carotenoides totais, aproximadamente duas vezes superior aos demais. Na polpa, ocorre comportamento semelhante; no entanto, o teor é apenas 26% superior ao início da safra, para os frutos de São Caetano de Odivelas. Os resultados encontrados na polpa e na casca de jacaíacá foram inferiores aos teores de carotenoides totais reportados por Mendes (2016) para a polpa de jacaíacá (6,69 mg/100g); e a casca de São Caetano de Odivelas apresentou resultado superior ao reportado por Melo e Andrade (2010) para os carotenoides totais do umbu (3,02 µg/100g).

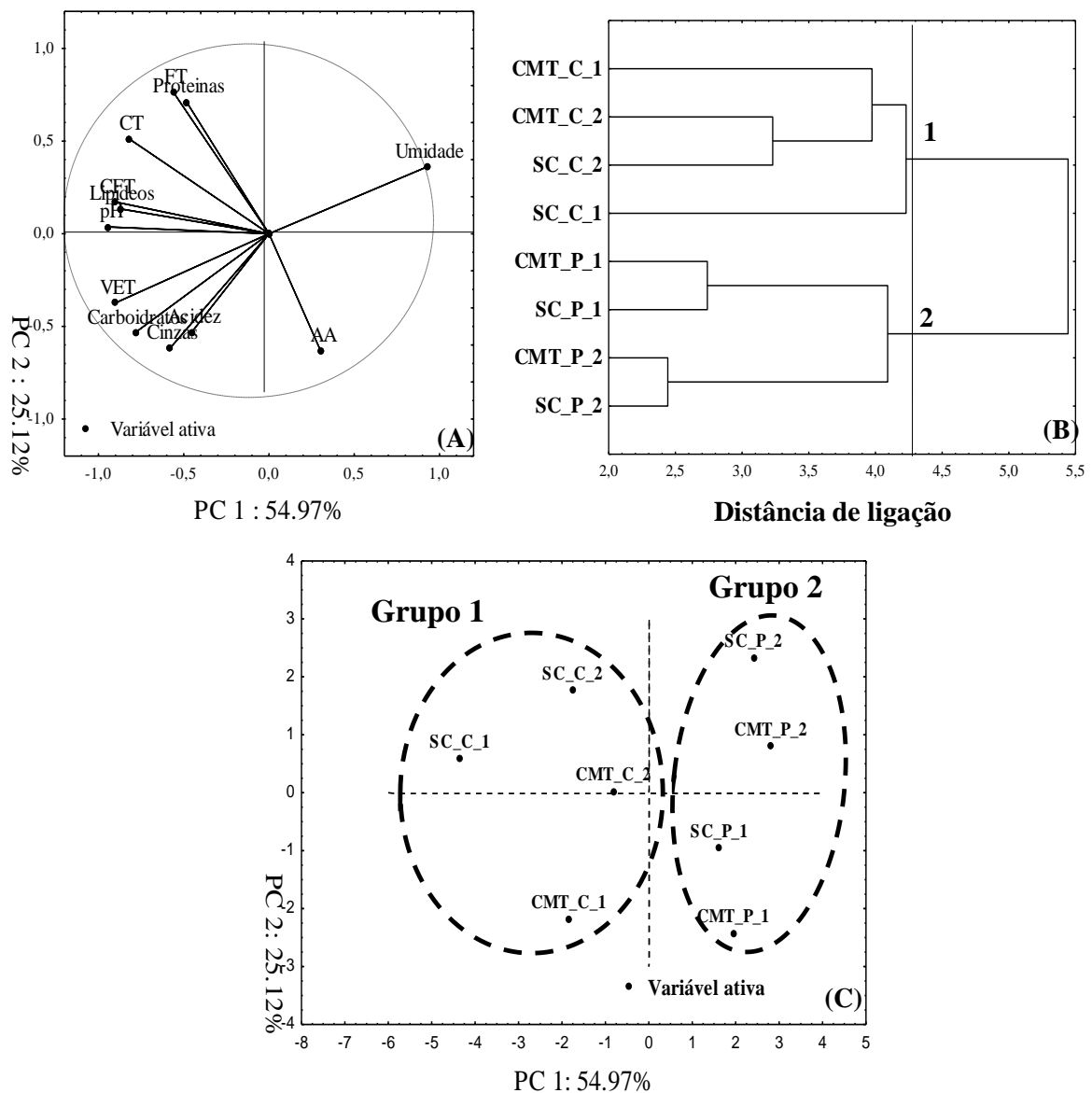
O teor de compostos bioativos pode ser afetado, pela localidade, safra, cultivar, estágio de maturação, práticas de cultura e processamento (FALLER; FIALHO, 2009; VILLARODRÍGUEZ et al., 2010; GAYOSSO-GARCÍA SANCHO et al., 2011). Dessa forma, os resultados indicam que os frutos cultivados na região de São Caetano de Odivelas apresentaram maior teor de compostos bioativos em comparação aos frutos cultivados em Cametá. Contudo, para maior extração de compostos bioativos o período da colheita, parte do fruto e o composto de interesse são parâmetros a serem analisados em conjunto.

### 6.3. CLASSIFICAÇÃO DA CASCA E DA POLPA DE JACAIACÁ POR ANÁLISE ESTATÍSTICA MULTIVARIADA

A análise de componentes principais (PCA) (Figura 10A) e análise hierárquica de agrupamentos (HCA) (Figura 10B) realizada para classificar os frutos de jacaíacá obtidos em duas localidades e em dois períodos levou em consideração as características físico-químicas (umidade, lipídeos, proteínas, cinzas, carboidratos, pH, acidez, valor energético total) e os teores de compostos bioativos (ácido ascórbico, compostos fenólicos totais, flavonoides totais e carotenoides totais). Os dois componentes principais, PC1 e PC2, foram responsáveis por explicar 80,09% da variância total dos dados, sendo o primeiro componente principal (PC1) capaz de explicar 54,97% da variação, enquanto o segundo (PC2) explicou 25,12% da variação total. O dendograma obtido pela HCA (Figura 10B) fornece evidências para a formação de dois grupos, que podem ser observados na Figura 10C.

A partir da análise conjunta da PCA e HCA, é possível classificar as amostras de polpa e casca dos frutos de jacaíacá em dois grupos distintos: um grupo composto pelas cascas e o outro grupo composto pelas polpas do fruto. O primeiro grupo (Figura 10C), formado pelas cascas de jacaíacá de ambas as localidades, e dos dois períodos de safra, foi agrupado em função dos maiores teores de compostos fenólicos totais, flavonoides totais e carotenoides totais (Figura 10A). Além disso, entre as cascas analisadas, foi possível observar que a casca dos frutos de jacaíacá de São Caetano de Odivelas, obtidas no início da safra, apresentaram os teores mais elevados de compostos fenólicos totais, enquanto a casca dos frutos de São Caetano de Odivelas e de Cametá, obtidas no final da safra, exibiram os maiores teores de flavonoides totais e carotenoides totais. O segundo grupo (Figura 10C) foi formado pelas polpas de jacaíacá de ambas as localidades, e dos dois períodos de safra, devido aos maiores teores de ácido ascórbico e umidade. Ao visualizar a separação das amostras (Figura 10C), é possível observar que dentre as polpas analisadas, as polpas dos frutos coletados no início da safra tenderam a agrupar-se por apresentarem os teores mais elevados de ácido ascórbico entre as amostras.

No geral, nota-se que a PCA e a HCA distinguem as amostras de casca e de polpa, principalmente levando em consideração os compostos bioativos. Ainda é possível verificar que os compostos bioativos estão em maior abundância na casca de frutos obtidos em São Caetano de Odivelas, no início da safra. Em contrapartida, ao observar apenas as amostras de polpas, a diferença está no período de obtenção do fruto e não na sua localidade.



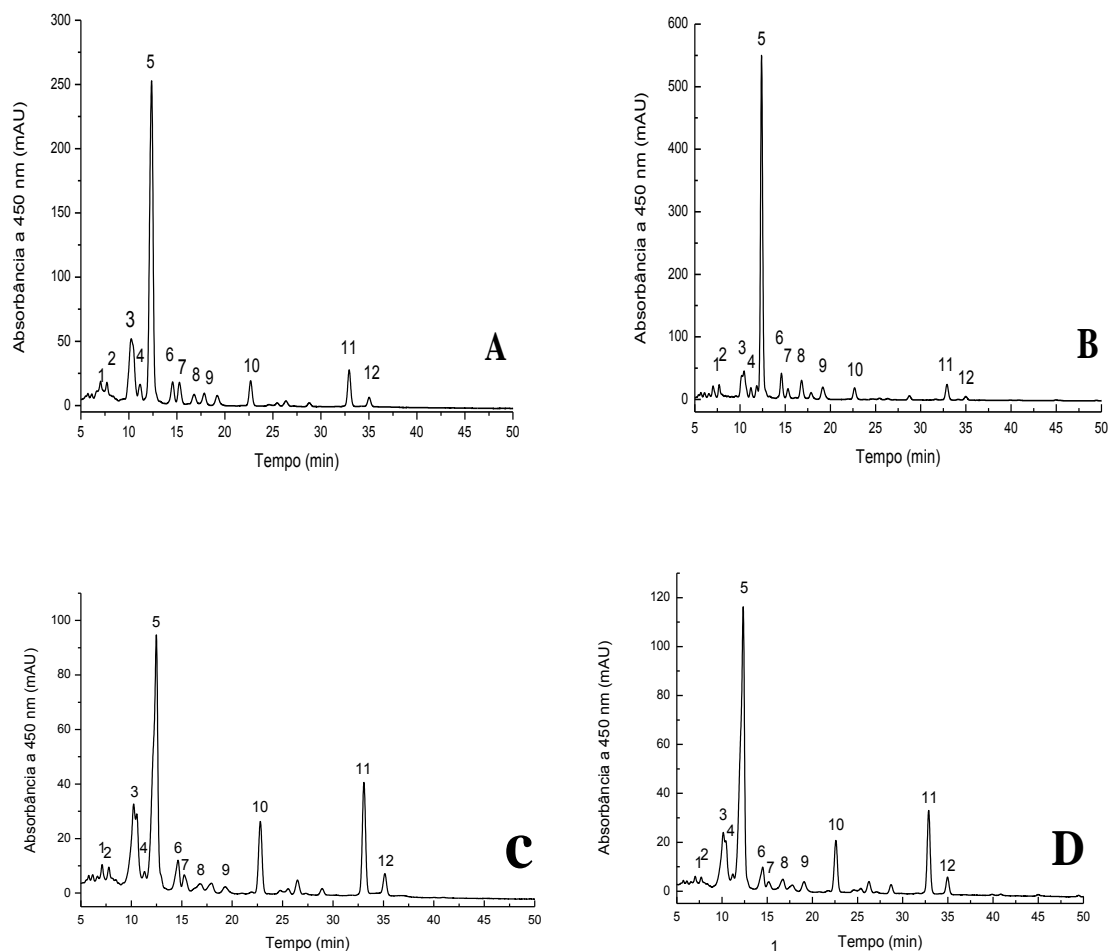
**Figura 10.** Classificação dos diferentes frutos de jacaiacá por composição e compostos bioativos. (A) Projeção das variáveis pela Análise de Componentes Principais (PCA), (B) Dendrograma por Análise Hierárquica de Agrupamentos (HCA) e (C) gráfico de dispersão para os frutos por PCA, conforme sugerido pelos agrupamentos do HCA<sup>1</sup>.

<sup>1</sup>Legenda: CMT\_C1 (casca Cameté lote 1) e CMT\_C2 (casca Cameté lote 2), CMT\_P1 (polpa Cameté lote 1) e CMT\_P2 (polpa Cameté lote 2); SC\_C1 (casca São Caetano de Odiveiras lote 1) e SC\_C2 (casca São Caetano de Odiveiras lote 2), SC\_P1 (polpa São Caetano de Odiveiras lote 1) e SC\_P2 (polpa São Caetano de Odiveiras lote 2). CFT (compostos fenólicos totais), FT (flavonoides totais), CT (carotenoides totais), AA (ácido ascórbico) e VET (valor energético total).

## 6.4. PERFIL DE COMPOSTOS BIOATIVOS DA CASCA E DA POLPA DE JACAIACÁ

### 6.4.1. Perfil de carotenoides

O perfil de carotenoides da casca e da polpa do jacaicá, obtido tanto em Cameté quanto em São Caetano de Odivelas podem ser visualizados na Figura 11, e as características dos picos estão descritas na Tabela 5. Doze carotenoides foram detectados, dos quais 4 deles não puderam ter a estrutura química identificada com as informações obtidas pela técnica aplicada. Os espectros MS/MS confirmaram a atribuição da molécula protonada ( $[M+H]^+$ ) de todos os picos identificados, através dos fragmentos esperados para a cadeia poliênica dos carotenoides e dos grupos funcionais, juntamente com as características do espectro UV-visível. A composição de carotenoides não se diferenciou entre a polpa e a casca de jacaicá, independentemente da localidade, sendo as xantofilas os principais constituintes de ambas as partes do fruto.



**Figura 11.** Cromatograma obtido por HPLC-DAD dos carotenoides da casca de jacaicá de Cameté (A) e São Caetano de Odivelas (B) e da polpa de jacaicá de Cameté (C) e São Caetano de Odivelas (D).

Os picos 1 e 2, apresentaram os mesmos espectros por se tratarem de isômeros: *all-trans*-neocromo e *9-cis*-neocromo, respectivamente. A massa molecular foi confirmada pela  $[M+H]^+$  com  $m/z$  601 e por fragmentos de perdas consecutivas de duas moléculas de água, a  $m/z$  583  $[M+H-18]^+$ , 565  $[M+H-18-18]^+$ , bem como o fragmento de  $m/z$  509  $[M+H-92]^+$  resultante de uma perda adicional do tolueno na cadeia poliênica. Além disso, outro fragmento foi detectado:  $m/z$  221, que indica a presença de uma molécula contendo grupo epóxido em um anel  $\beta$  contendo um grupo hidroxila (OH) (FARIA, et al., 2009).

Os picos 3, 7, 8 e 9, obtidos para ambas as partes do fruto (polpa e casca), pertencem ao grupo das xantofilas, considerando a massa molecular observada através da  $[M+H]^+$  detectada; no entanto as estruturas químicas não puderam ser identificados devido à falta de dados consistentes para a comparação com os dados disponíveis na literatura para assegurar sua completa identificação.

Os picos 5 e 6 foram designados como *all-trans*-luteína e *all-trans*-zeaxantina. Apesar desses compostos apresentarem a mesma fórmula química ( $C_{40}H_{56}O_2$ ) e  $[M+H]^+$  idêntica ( $m/z$  569), a zeaxantina possui dois anéis  $\beta$ , enquanto a luteína tem um anel  $\beta$  e outro  $\epsilon$ . Dessa forma um dos grupos hidroxilas da luteína é alílico a ligação dupla no anel- $\epsilon$  e não conjugada com a cadeia poliênica, o que resulta em uma ligação dupla a menos que a zeaxantina. Assim, é possível distingui-las por características espectrais UV-visível e fragmentações de massa. A zeaxantina apresenta valores de  $\lambda_{max}$  (420, 451, 476 nm) superiores aos da luteína (411, 444, 472 nm). A confirmação ainda se dá pela maior intensidade do pico da  $[M+H]^+$  ( $m/z$  569) em comparação ao fragmento de  $m/z$  551  $[M+H-18]^+$ , e o contrário é observado para a luteína, como relatado anteriormente (DE ROSSO; MERCADANTE, 2007).

*All-trans*- $\beta$ -criptoxantina foi atribuída ao pico 10, cuja  $[M+H]^+$  exibiu  $m/z$  553 e fragmentos de  $m/z$  535  $[M+H-18]^+$ , 473  $[M+H-80]^+$ , resultantes da eliminação de uma molécula de água e o grupamento metil-ciclopentadieno, respectivamente (BREEMEN, et al., 1995; BREEMEN, et al., 2012).

Os picos 11 e 12 representam o grupo dos carotenos: *all-trans*- $\beta$ -caroteno e *9-cis*- $\beta$ -caroteno, com  $[M+H]^+$  de  $m/z$  537, com uma perda característica do tolueno a  $m/z$  444  $[M-92]^+$  e fragmento de  $m/z$  457  $[M+H-80]^+$ , devido a eliminação do grupo metil-ciclopentadieno. Além disso, esses picos exibiram deslocamento hipsocrômico e presença de pico *cis* no espectro UV-visível, característico da isomerização desses compostos (BRITTON, et al., 2004).

Os principais carotenoides encontrados na casca e na polpa do jacaicá foram *all-trans*-luteína e *all-trans*- $\beta$ -caroteno (Tabela 6). O maior teor total de carotenoides encontrado na casca

do jacaíacá foi de 32,9 µg/g e 9,57 µg/g na polpa, de ambas as amostras pertencentes ao início da safra de São Caetano de Odivelas. E a *all-trans*-luteína representou aproximadamente 65% dos carotenoides identificados na casca e aproximadamente 60% dos carotenoides identificados na polpa.

**Tabela 5.** Carotenoides da polpa e da casca de jacaíacá de Cametá e de São Caetano de Odiveias, identificados por HPLC-DAD-APCI-MS/MS.

Pico <sup>a</sup>	Carotenoide*	t <sub>R</sub> (min) <sup>b</sup>	λ <sub>máx</sub> (nm) <sup>c</sup>	% III/II	% A <sub>B</sub> /A <sub>II</sub>	[M+H] <sup>+</sup> (m/z)	MS <sup>2</sup> (m/z)
1	All- <i>trans</i> -neocromo	7.1	397, 420, 447	63	0	601	583[M+H-18],565[M-H-18-18],509[M+H-92], 491[M+H-92-18], 221
2	9- <i>cis</i> -neocromo	7.8	397, 419, 446	50	n.c	601	583[M+H-18],565[M-H-18-18],509[M+H-92], 491[M+H-18-92] 221
3	Não identificado 1	10.2	329, 399, 421, 44	83	14	601	583 [M+H-18] <sup>+</sup> , 565 [M+H-18-18] <sup>+</sup> 491[M+H-18-92] <sup>+</sup> , 221
4	5,8-Epoxy-Luteína	10.5	305, 398, 420,44	100	23	585	585[M+H-18],567[M-H-18-18],509[M+H-92], 491[M+H-92-18]
5	All- <i>trans</i> -luteína	12.5	411, 444, 472	58	0	569	551[M+H-18], 477 [M+H-92]
6	All- <i>trans</i> -zeaxantina	14.6	420,451, 476	22	0	569	551[M+H-18],533[M+H-18-18], 489[M+H-80], 477 [M+H-92]
7	Não identificado 2	15.2	421,439,467	63	0	551	533[M+H-18] <sup>+</sup> , 477 [M+H-92]
8	Não identificado 3	17.9	420,442, 468	20	0	569	n.d
9	Não identificado 4	19.3	412, 444, 471	25	0	569	n.d
10	All- <i>trans</i> -β-criptoxantina	22.8	430, 451, 477	37	0	553	535[M+H-18], 473[M+H-80], 497[M+H-56]
11	All- <i>trans</i> -β-caroteno	33.10	420,451, 477	28	0	537	457[M+H-80],444[M-92]
12	9- <i>cis</i> -β-Caroteno	35.1	420, 447,471	25	n.c	537	444[M-92]

\*Identificação provisória baseada em UV-vis e espectros de massa, bem como tempos de retenção de HPLC relativos e dados publicados. <sup>a</sup>Numerado de acordo com o cromatograma mostrado na Figura 7. <sup>b</sup>Tempo de retenção na coluna C30. <sup>c</sup>Gradiente linear de metanol/MTBE. n.c = não calculado. n.d = não detectado.



**Tabela 6.** Teor de carotenoides ( $\mu\text{g/g}$ ) dos lotes da casca e da polpa de jacaicá de Cametá e de São Caetano de Odiveiras

	Casca				Polpa			
	Cametá		São Caetano de Odiveiras		Cametá		São Caetano de Odiveiras	
	Lote 1	Lote 2	Lote 1	Lote 2	Lote 1	Lote 2	Lote 1	Lote 2
<i>All-trans</i> -neocromo <sup>h</sup>	0,59±0,02 <sup>b</sup>	0,47±0,01 <sup>c</sup>	0,68±0,02 <sup>a</sup>	0,51±0,04 <sup>c</sup>	0,19±0,01 <sup>d</sup>	0,19±0,006 <sup>d</sup>	0,24±0,02 <sup>d</sup>	0,21±0,01 <sup>d</sup>
<i>9-cis</i> -neocromo <sup>h</sup>	0,48±0,02 <sup>b</sup>	0,42±0,02 <sup>b</sup>	0,59±0,01 <sup>a</sup>	0,47±0,03 <sup>b</sup>	0,19±0,02 <sup>d</sup>	0,18±0,003 <sup>d</sup>	0,22±0,03 <sup>c</sup>	0,29±0,08 <sup>c</sup>
Não identificado 1 <sup>h</sup>	1,47±0,11 <sup>b</sup>	1,21±0,27 <sup>c</sup>	2,64±0,02 <sup>a</sup>	1,73±0,018 <sup>b</sup>	0,29±0,07 <sup>e</sup>	0,42±0,17 <sup>e</sup>	1,0±0,03 <sup>d</sup>	0,71±0,08 <sup>e</sup>
5,8-Epoxy-Luteína <sup>i</sup>	2,11±0,03 <sup>c</sup>	2,2±0,06 <sup>b</sup>	2,98±0,03 <sup>a</sup>	2,78±0,14 <sup>b</sup>	1,13±0,01 <sup>d</sup>	1,05±0,036 <sup>e</sup>	1,09±0,02 <sup>e</sup>	1,03±0,01 <sup>e</sup>
<i>All-trans</i> -luteína <sup>i</sup>	8,52±0,49 <sup>c</sup>	13,46±3,76 <sup>b</sup>	21,29±0,65 <sup>a</sup>	20,81±3,81 <sup>a</sup>	1,73±0,41 <sup>e</sup>	1,05±0,119 <sup>e</sup>	5,75±0,07 <sup>d</sup>	4,04±0,16 <sup>e</sup>
<i>All-trans</i> -zeaxantina <sup>h</sup>	0,72±0,03 <sup>c</sup>	1,18±0,14 <sup>b</sup>	1,61±0,06 <sup>a</sup>	1,15±0,5 <sup>b</sup>	0,24±0,01 <sup>c</sup>	2,73±0,05 <sup>c</sup>	0,53±0,02 <sup>c</sup>	0,30±0,01 <sup>c</sup>
Não identificado 2 <sup>h</sup>	0,77±0,05 <sup>b</sup>	3,07±2,33 <sup>a</sup>	0,91±0,06 <sup>b</sup>	0,88±0,12 <sup>b</sup>	0,40±0,02 <sup>b</sup>	0,23±0,003 <sup>b</sup>	0,30±0,01 <sup>b</sup>	0,24±0,01 <sup>b</sup>
Não identificado 3 <sup>h</sup>	0,62±0,05 <sup>b</sup>	0,70±0,04 <sup>b</sup>	0,71±0,01 <sup>b</sup>	0,78±0,05 <sup>a</sup>	0,21±0,02 <sup>c</sup>	0,23±0,006 <sup>c</sup>	0,23±0,01 <sup>c</sup>	0,21±0,01 <sup>c</sup>
Não identificado 4 <sup>h</sup>	0,51±0,01 <sup>c</sup>	0,75±0,10 <sup>b</sup>	0,98±0,09 <sup>a</sup>	0,99±0,11 <sup>a</sup>	0,18±0,01 <sup>d</sup>	0,21±0,003 <sup>d</sup>	0,27±0,01 <sup>d</sup>	0,22±0,01 <sup>d</sup>
<i>All-trans</i> - $\beta$ -criptoxantina <sup>h</sup>	0,80±0,00 <sup>b</sup>	0,95±0,14 <sup>b</sup>	1,34±0,06 <sup>a</sup>	1,02±0,14 <sup>b</sup>	0,35±0,08 <sup>c</sup>	0,61±0,003 <sup>c</sup>	0,88±0,07 <sup>b</sup>	0,52±0,01 <sup>c</sup>
<i>All-trans</i> - $\beta$ -caroteno <sup>h</sup>	1,10±0,06 <sup>b</sup>	1,11±0,15 <sup>b</sup>	1,27±0,12 <sup>a</sup>	1,60±0,28 <sup>a</sup>	0,38±0,09 <sup>c</sup>	0,54±0,003 <sup>c</sup>	1,02±0,10 <sup>b</sup>	0,59±0,05 <sup>c</sup>
<i>9-cis</i> - $\beta$ -caroteno <sup>h</sup>	0,53±0,01 <sup>a</sup>	0,53±0,05 <sup>a</sup>	0,58±0,03 <sup>a</sup>	0,60±0,07 <sup>a</sup>	0,21±0,01 <sup>c</sup>	0,23±0,005 <sup>c</sup>	0,32±0,01 <sup>b</sup>	0,24±0,01 <sup>c</sup>
<b>Total de carotenoide (<math>\mu\text{g/g}</math>)</b>	<b>12,88±0,85<sup>c</sup></b>	<b>21,98±2,13<sup>b</sup></b>	<b>32,9±1,06<sup>a</sup></b>	<b>30,94±4,86<sup>a</sup></b>	<b>2,36±0,81<sup>g</sup></b>	<b>3,78±0,041<sup>f</sup></b>	<b>9,57±0,01<sup>d</sup></b>	<b>5,89±0,19<sup>e</sup></b>
<b>Vitamina A (<math>\mu\text{g RAE/g}</math>)</b>	<b>0,147±0,01<sup>a</sup></b>	<b>0,154±0,01<sup>a</sup></b>	<b>0,217±0,01<sup>a</sup></b>	<b>0,228±0,03<sup>a</sup></b>	<b>0,06±0,01<sup>a</sup></b>	<b>0,08±0,01<sup>a</sup></b>	<b>0,135±0,02<sup>a</sup></b>	<b>0,081±0,01<sup>a</sup></b>

Os valores (média  $\pm$  desvio padrão), seguidos por letras iguais na mesma linha não diferem significativamente ( $p < 0,05$ ) para o teste de Tukey. Os carotenoides foram quantificados em equivalentes de  $\beta$ -caroteno<sup>h</sup> e luteína<sup>i</sup> ( $n = 3$ , base seca). RAE = atividade equivalente de retinol.

Os requerimentos estruturais para que os carotenoides apresentem atividade provitamina A são a presença de pelo ao menos um anel  $\beta$ -ionona não substituído, ligado a uma cadeia poliênica com, no mínimo, 11 carbonos (MACHLIN, 1990, YUYAMA et al., 2013). Estruturalmente, a vitamina A (retinol) é essencialmente a metade da molécula de  $\beta$ -caroteno, o que o torna o mais potente carotenoide provitamina A, além do alfa e gama carotenos e dos criptoxantinas (RODRIGUEZ-AMAYA, 1997; YUYAMA et al., 2013).

Dentre os compostos químicos identificados, apenas três apresentam atividade de provitamina A: o all-*trans*- $\beta$ -caroteno, o 9-*cis*- $\beta$ -caroteno e a all- *trans*- $\beta$ -criptoxantina. A maior atividade de vitamina A foi de 0,228  $\mu\text{g}$  RAE/g de casca e 0,135  $\mu\text{g}$  RAE/g de polpa (nos frutos de São Caetano de Odivelas). Assim, os frutos de jacaíacá não podem ser considerados como fontes com elevados teores de compostos provitamina A, quando comparados em polpas de outros frutos, como o mamão (1,27  $\mu\text{g}$  RAE/g polpa), a manga (0,54  $\mu\text{g}$  RAE/ g polpa), (SCHWEIGGERT et al., 2012) e o caju (1,35  $\mu\text{g}$  RAE/g) (SCHWEIGGERT et al., 2016).

A luteína e a zeaxantina são carotenoides encontrados na retina humana (BERNSTEIN et al., 2016), que tem a função de proteger a retina da lesão fotoquímica, além de possuírem propriedades antioxidantes, com a capacidade de neutralizar ROS, e assim fornecem benefícios para saúde ocular (BARKER et al., 2011). Além disso, são importantes para o desenvolvimento cognitivo em crianças (HAMMOND et al., 2008; HENRIKSEN et al., 2014). A  $\beta$ -criptoxantina pode conferir benefícios à saúde dos ossos, conforme relatado em estudos *in vitro*, em ratos e dados epidemiológicos que sugerem que a  $\beta$ -criptoxantina regula a homeostase óssea (YAMAGUCHI et al., 2003).

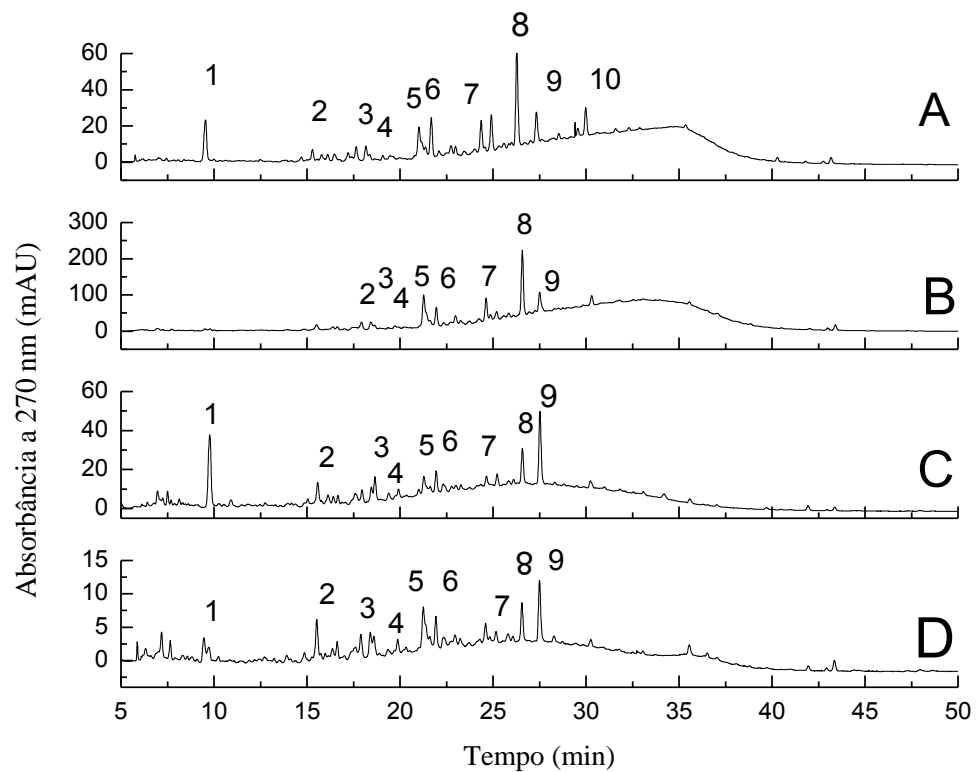
O teor mais alto de luteína (21,29  $\mu\text{g}/\text{g}$  de casca e 5,75  $\mu\text{g}/\text{g}$  de polpa) no jacaíacá foi superior ao encontrados em algumas frutas Amazônicas, como o buriti e o tucumã (0,03 a 0,79  $\mu\text{g}$  de luteína/g de polpa). O teor de zeaxantina (1,78  $\mu\text{g}/\text{g}$  de casca e 0,61  $\mu\text{g}/\text{g}$  de polpa) do jacaíacá, por sua vez foi superior ao encontrado em tucumã (0,16  $\mu\text{g}$  de zeaxantina/g de polpa) e em abricó (0,61  $\mu\text{g}$  de zeaxantina/g de polpa) (DE ROSSO; MERCADANTE, 2007; MURILLO; MELENDEZ-MARTÍNEZ, 2010; CHISTÉ; MERCADANTE, 2012).

Portanto, neste estudo o perfil de carotenoides do jacaíacá foi reportado pela primeira vez, demonstrando que tanto a casca quanto a polpa podem ser utilizadas como fonte de carotenoides. Segundo Fernández-García et al. (2012) e WHO, (2013), o Instituto de Medicina da Academia Nacional de Ciências (EUA) estabeleceu níveis de recomendação diária (RDA) de carotenoides para a população. A RDA é 900 mg/dia para homens e 700 mg/dia para mulheres. O fruto de jacaíacá consegue fornecer aproximadamente 15% da RDA com o

consumo de 100 g de fruto [ $\approx$  5 frutos (casca e polpa, base úmida)]. Assim o fruto pode ser considerado uma boa alternativa para aumentar a ingestão regular de carotenoides, levando em consideração que os nutrientes devem ser adquiridos a partir de uma alimentação diversificada e balanceada.

#### 6.4.2 Perfil de compostos fenólicos

Os perfis dos compostos fenólicos da casca e da polpa de jacaíacá obtidos em Cameté e em São Caetano de Odivelas são mostrados na Figura 12 e na Tabela 7. Foram determinados, por HPLC-DAD-MS/MS, dez compostos na casca de Cameté, sete na casca de São Caetano e oito nas polpas de ambas as localidades. Dentre os compostos detectados seis deles não puderam ser identificados com os dados obtidos. Os compostos fenólicos foram identificados considerando os seguintes parâmetros: ordem de eluição, características do espectro UV-vis [comprimento de onda de absorção máxima ( $\lambda_{max}$ )], em comparação com dados disponíveis na literatura. A composição de compostos fenólicos apresentou diferença entre a casca e a polpa de jacaíacá, e entre a casca de Cameté e a de São Caetano de Odivelas.



**Figura 12.** Cromatograma obtido por HPLC-DAD dos compostos fenólicos da Casca (A e B) e da polpa (C e D) do jacaíacá de Cameté e São Caetano de Odivelas, respectivamente.

**Tabela 7.** Compostos fenólicos da polpa e da casca de jacaicá de Cametá e de São Caetano de Odiveiras, identificados por HPLC-DAD-ESI-MS<sup>n</sup>

Pico	Composto fenólico <sup>a</sup>	t <sub>R</sub> (min) <sup>c</sup>	λ <sub>max</sub> (nm) <sup>d</sup>	[M-H] <sup>-</sup> (m/z)	MS <sup>2</sup> (m/z) <sup>e</sup>	MS <sup>3</sup> (m/z) <sup>e</sup>
1	Ácido gálico <sup>f</sup>	9.7	274	169	<b>125</b>	[169→125]: nd
2	Cafeoil hexose <sup>f</sup>	15.5	329	341	<b>179</b>	[341→179]: <b>161</b> , 135
3	Catequina <sup>g</sup>	18.5	277	289	271, <b>245</b> , 231, 205, 179	[289→245]: 227, 217, 205, <b>187</b>
4	Não identificado <sup>f</sup>	19.9	279, 310(sh)	355	<b>311</b> , 288, 264, 178	[355→311]: <b>267</b>
5	Galoil catequina <sup>g</sup>	21.3	276	441	<b>289</b> , 245	[441→289]: 271, <b>245</b>
6	Derivado glicosídico do ácido hidroxibenzóico <sup>f</sup>	21.9	276	421	383, <b>259</b> , 217	[421→259]: <b>217</b>
7	Não identificado <sup>f</sup>	24.5	278	561	<b>399</b> , 355	[561→399]: <b>355</b> , 337, 311, 183
8	Quercetina glucuronídeo <sup>h</sup>	26.6	355	477	459, <b>301</b>	[477→301]: 273, 257, 241, <b>179</b> , 155
9	Não identificado <sup>f</sup>	27.5	279, 310(sh)	283	<b>239</b> , 195	[283→239]: <b>197</b>
10	Não identificado <sup>h</sup>	29.9	273, 369	461	446, <b>327</b> , 313	[461→327]: <b>313</b>

<sup>a</sup>Identificação baseada em espectros UV-Visíveis e de massa, bem como tempos de retenção de HPLC relativos e dados publicados. <sup>b</sup>n = 3 (base seca). <sup>c</sup>Tempo de retenção na coluna C18 Synergi Hydro (4 μm). <sup>d</sup>Solvente: gradiente de 0,5% de ácido fórmico em água e acetonitrila com 0,5% de ácido fórmico. <sup>e</sup>Nos espectros MS<sup>2</sup> e MS<sup>3</sup>, o íon mais abundante é mostrado em negrito.

O ácido gálico foi identificado nas polpas de Cametá e São Caetano de Odivelas e na casca de Cametá (Pico 1, Tabela 7), após comparação com o padrão autêntico de ácido gálico, considerando a presença da molécula desprotonada ( $[M-H]^-$ ) com  $m/z$  169 e fragmento  $MS^2$  a  $m/z$  125 característico do ácido gálico; este fragmento corresponde à perda neutra de 44 u ( $CO_2$ ) (CHISTÉ; MERCADANTE, 2012). Na casca obtida em São Caetano de Odivelas não foi observada a presença do ácido gálico.

O pico 2, foi identificado como sendo um composto glicosídeo derivado do ácido cafeico (cafeoil hexose), e a sua identificação foi confirmada pela  $[M-H]^-$  de  $m/z$  341 e pela presença de um íon intenso em  $m/z$  179 (ácido cafeico) decorrente da perda de uma hexose (162 u). Além disso, exibiu a perda neutra de 44 u ( $CO_2$ ), comum em ácidos fenólicos (RIBEIRO et al., 2016; PATRAS et al., 2017).

Os picos 3 e 5 são correspondentes a catequina e ao galoil catequina. A catequina exibiu a  $[M-H]^-$  de  $m/z$  289, que produziu os fragmentos  $m/z$  245,  $m/z$  205 e  $m/z$  179, característicos da catequina (WANG, et al., 2015; CALLEMIEN; COLLIN, 2008; GANGOPADHYAY et al., 2016). A presença de fragmentos correspondentes a perdas de galoil (152 u) e pico intenso de  $m/z$  289 referente a molécula da catequina permitiu confirmar a presença do galoil catequina (CUYCKENS; CLAEYS, 2004; CLIFFORD et al., 2007; GORDON et al., 2011; MALDINI et al., 2011).

O pico 4 não pode ser identificado devido à falta de dados consistentes de fragmentação e características do espectro UV-Visível para comparação com os dados disponíveis na literatura.

O pico 6 foi atribuído a um composto do grupo dos ácidos hidroxibenzóicos, nomeado como derivado do ácido glicosil-hidroxibenzóico, este composto foi assim identificado pois suas características de espectro UV-vis e massas indicam para uma molécula menos complexada, assim como os ácidos hidroxibenzóicos (COUTINHO, et al. 2016).

O pico 8 foi atribuído ao flavonoide quercetina glucuronídeo, cuja molécula apresentou  $[M-H]^-$  de  $m/z$  477, com uma perda neutra do ácido glicurônico (176 u), resultado em um fragmento de  $m/z$  referente a aglicona de quercetina. A identificação de quercetina 3-glucuronídeo já foi realizada em frutos de araçá vermelho (*Psidium cattleianum*) (IM et al., 2012, RIBEIRO et al., 2014).

Dos dez compostos fenólicos identificados na casca e na polpa de jacaicá, os principais foram galoil catequina, catequina, quercetina glucuronídeo e ácido gálico (Tabela 8). O maior teor de compostos fenólicos na casca foi  $5665,52 \pm 221,9$   $\mu\text{g/g}$  casca, obtido para os frutos de

Cametá e na polpa, o maior conteúdo foi de  $2028,87 \pm 16,01 \mu\text{g/g}$  polpa, obtido em frutos de São Caetano de Odivelas, sendo esse resultado aproximadamente 3 vezes inferior ao obtido na casca. A casca e a polpa do jacaíacá apresentaram teores próximos ou superiores ao descrito para o fruto Amazônico maná-cubiu ( $1718 \mu\text{g/g}$ ) (Rodrigues et al., 2013), piquiá ( $5163 \mu\text{g/g}$ ) (CHISTÉ et al., 2012) e polpa ( $212,12 \mu\text{g/g}$ ) e casca ( $354,31 \mu\text{g/g}$ ) de manga (LÓPEZ-COBO et al., 2017).

Os benefícios à saúde pela ingestão de compostos de fenólicos estão associados ao seu papel na prevenção de vários distúrbios, relacionados ao efeito prejudicial das ROS e dos RNS (VALKO et al., 2007). Muitos estudos têm sido voltados para avaliar as propriedades antioxidantes de compostos fenólicos, a exemplo das catequinas (RE et al., 1999; PRIOR & CAO, 1999; HIGDON; FREI, 2003; LAMBERT; ELIAS, 2010). As catequinas e seus derivados, como o galol catequina foram considerados bons inibidores da peroxidação lipídica da lipoproteína de baixa densidade (LDL). A ação antioxidante da catequina está bem estabelecida, em estudos *in vitro* e sistemas *in vivo* (GRZESIK et al., 2018). Tais compostos apresentam ainda atividade antibacteriana de largo espectro, contra bactérias Gram-negativas e Gram-positivas (ARAKAWA et al., 2004, STAPLETON et al., 2004, AJIBOYE et al., 2016; IBITOYE et al., 2019).

Outro composto de interesse encontrado neste estudo é a quercetina glucuronídeo. Segundo Lesjak et al., (2018) este flavonoide apresenta atividade antioxidante em testes *in vitro*, inibição da peroxidação lipídica e atividade anti-inflamatória. Além dos compostos já citados, também temos o ácido gálico, um ácido fenólico encontrado em plantas medicinais e materiais alimentícios. Tem sido relatado que os ácidos fenólicos exibem seus efeitos antioxidantes ao desativar em espécies reativas oxidantes, inativando enzimas responsáveis pela geração de ROS; aumentando a ativação de enzimas antioxidantes (SAIBABU et al., 2015; Li et al., 2017), além de exibir um efeito protetor contra o dano hepático (OMOBOWALE et al., 2018).

Neste estudo, o perfil de compostos fenólicos do jacaíacá foi reportado pela primeira vez, demonstrando que tanto a polpa quanto a casca do fruto são boas fontes para obtenção de composto fenólicos de interesse para a utilização na inibição de processos de oxidação, tanto em sistemas alimentícios, quanto em sistemas fisiológicos.

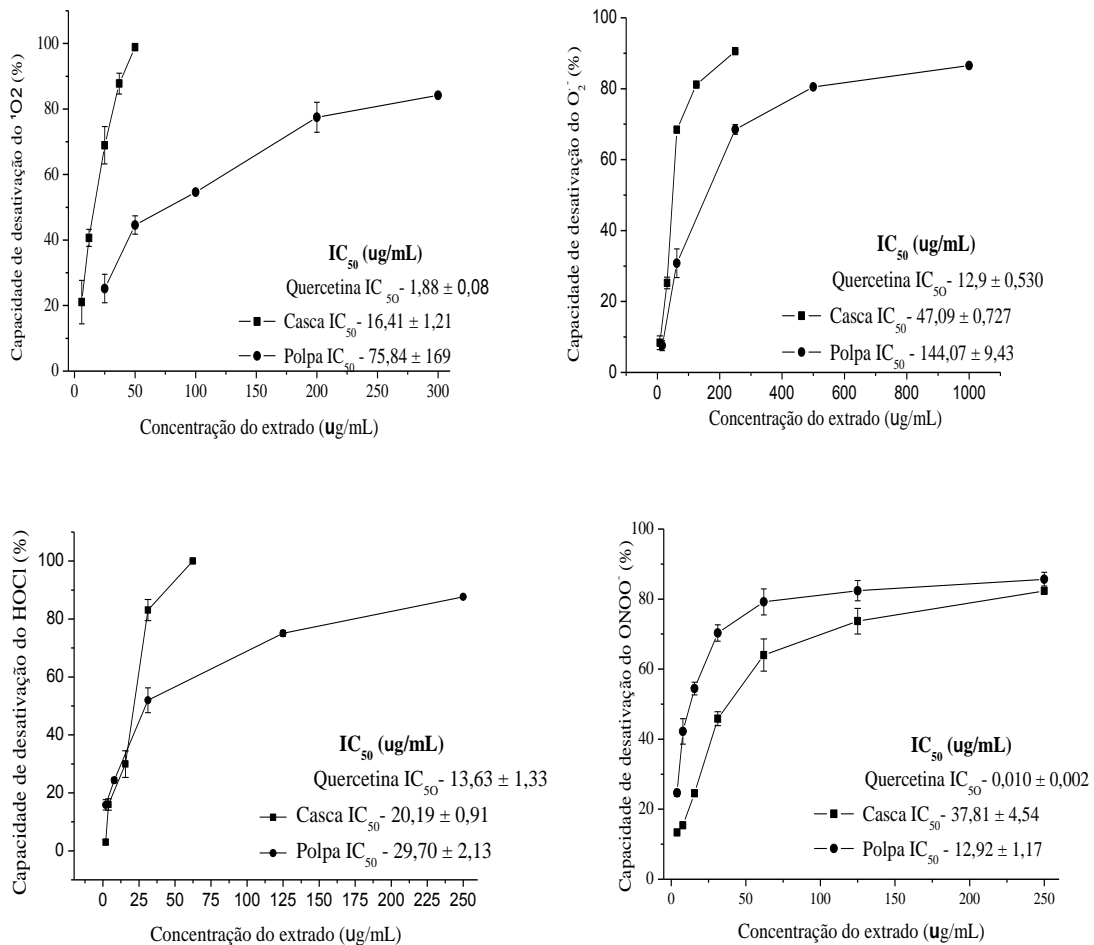
**Tabela 8** – Teor de compostos fenólicos ( $\mu\text{g/g}$ ) dos lotes da casca e da polpa de jacaicá de Cametá e de São Caetano de Odiveiras

	Casca				Polpa			
	Cametá		São Caetano de Odiveiras		Cametá		São Caetano de Odiveiras	
	Lote 1	Lote 2	Lote 1	Lote 2	Lote 1	Lote 2	Lote 1	Lote 2
Ácido gálico <sup>f</sup>	484,01 $\pm$ 8,59 <sup>a</sup>	382,76 $\pm$ 2,4 <sup>b</sup>	-	-	246,8 $\pm$ 16,56 <sup>d</sup>	191,58 $\pm$ 7,8 <sup>e</sup>	218,88 $\pm$ 4,61 <sup>d</sup>	176,47 $\pm$ 0,61 <sup>e</sup>
Cafeoil hexose <sup>f</sup>	196,96 $\pm$ 4,60 <sup>a</sup>	186,01 $\pm$ 0,02 <sup>a</sup>	215,54 $\pm$ 14,6 <sup>a</sup>	197,9 $\pm$ 14,43 <sup>a</sup>	181,1 $\pm$ 9,29 <sup>a</sup>	165,53 $\pm$ 2,50 <sup>a</sup>	182,98 $\pm$ 2,31 <sup>a</sup>	194,83 $\pm$ 1,00 <sup>a</sup>
Catequina <sup>g</sup>	974,96 $\pm$ 0,11 <sup>a</sup>	827,68 $\pm$ 1,2 <sup>b</sup>	572,71 $\pm$ 5,71 <sup>c</sup>	462,37 $\pm$ 11,83 <sup>c</sup>	255,3 $\pm$ 13,40 <sup>d</sup>	239,01 $\pm$ 6,19 <sup>d</sup>	331,62 $\pm$ 4,58 <sup>c,d</sup>	332,20 $\pm$ 13,28 <sup>c</sup>
Não identificado 1	-	-	-	-	155,8 $\pm$ 3,41 <sup>b</sup>	157,04 $\pm$ 3,43 <sup>b</sup>	155,69 $\pm$ 1,26 <sup>b</sup>	172,09 $\pm$ 1,26 <sup>a</sup>
Galoil catequina <sup>g</sup>	1628,12 $\pm$ 16,82 <sup>b</sup>	1300,55 $\pm$ 7,5 <sup>c</sup>	1867,17 $\pm$ 24,53 <sup>a</sup>	2025,48 $\pm$ 3,81 <sup>a</sup>	259,5 $\pm$ 39,7 <sup>e</sup>	394,61 $\pm$ 20,67 <sup>e</sup>	451,38 $\pm$ 10,90 <sup>e</sup>	674,87 $\pm$ 13,6 <sup>d</sup>
Derivado do ácido glicosil-hidroxibenzóico <sup>f</sup>	428,60 $\pm$ 17,0 <sup>a</sup>	336,15 $\pm$ 7,5 <sup>b</sup>	304,64 $\pm$ 0,06 <sup>c</sup>	166,76 $\pm$ 2,72 <sup>d</sup>	187,88 $\pm$ 2,5 <sup>d</sup>	185,88 $\pm$ 6,79 <sup>d</sup>	165,65 $\pm$ 1,58 <sup>d</sup>	154,57 $\pm$ 4,57 <sup>d</sup>
Não identificado 2	282,73 $\pm$ 11,67 <sup>a</sup>	176,62 $\pm$ 6,0 <sup>c</sup>	237,87 $\pm$ 7,68 <sup>b</sup>	169,72 $\pm$ 6,84 <sup>c</sup>	-	-	-	-
Não identificado 3	323,94 $\pm$ 0,97 <sup>a</sup>	259,61 $\pm$ 11,3 <sup>b</sup>	-	-	-	-	-	-
Quercetina glucuronídeo <sup>h</sup>	534,39 $\pm$ 22,34 <sup>b</sup>	818,38 $\pm$ 6,3 <sup>a</sup>	782,43 $\pm$ 57,66 <sup>a</sup>	516,51 $\pm$ 10,69 <sup>b</sup>	348,6 $\pm$ 11,25 <sup>c</sup>	272,75 $\pm$ 0,003 <sup>c</sup>	255,18 $\pm$ 1,25 <sup>c</sup>	304,87 $\pm$ 0,01 <sup>c</sup>
Não identificado 4	221,37 $\pm$ 18,17 <sup>a</sup>	155,09 $\pm$ 1,01 <sup>c</sup>	180 $\pm$ 10,91 <sup>b</sup>	166,98 $\pm$ 3,92 <sup>c</sup>	-	-	-	-
Não identificado 5	272,06 $\pm$ 17,20 <sup>a</sup>	250,96 $\pm$ 7,7 <sup>b</sup>	-	-	-	-	-	-
<b>Total de compostos fenólicos (<math>\mu\text{g/g}</math>)</b>	<b>5665,52 <math>\pm</math> 221,9<sup>a</sup></b>	<b>4669,08 <math>\pm</math> 113,3<sup>b</sup></b>	<b>4156,55 <math>\pm</math> 23,14<sup>c</sup></b>	<b>3722,53 <math>\pm</math> 50,44<sup>c</sup></b>	<b>1550,88 <math>\pm</math> 3,34<sup>d</sup></b>	<b>1680,0 <math>\pm</math> 0,041<sup>d</sup></b>	<b>1956,40 <math>\pm</math> 0,37<sup>d</sup></b>	<b>2028,87 <math>\pm</math> 16,01<sup>d</sup></b>

Os picos foram quantificados como equivalentes ao ácido gálico<sup>f</sup>, catequina<sup>g</sup>, quercetina<sup>h</sup> (n=3, base seca). - Significa ausência do composto na amostra.

## 6.5. CAPACIDADE ANTIOXIDANTE DOS EXTRATOS DA CASCA E DA POLPA DO JACAIACÁ CONTRA ROS E RNS

Os extratos da casca e da polpa do jacaíacá foram capazes de desativar as ROS e RNS testadas e os valores de  $IC_{50}$  são mostrados na Figura 13. Além disso, a casca mostrou-se mais eficiente em todos os ensaios de desativação de ROS; no entanto, a maior eficiência de desativação de RNS foi observada para o extrato da polpa de jacaíacá.



**Figura 13.** Capacidade de desativação de extratos de casca e polpa do jacaíacá contra o oxigênio singlete ( $^1O_2$ ), radical ânion superóxido ( $O_2^{\cdot-}$ ), ácido hipocloroso (HOCl) e peroxinitrito ( $ONOO^-$ ). Cada ponto representa a média e o desvio padrão ( $n = 3$ ).

Entre as ROS testadas, a casca do jacaíacá apresentou maior capacidade de desativação para o  $^1O_2$ , com valor de  $IC_{50}$  de  $16,41 \mu\text{g/mL}$ , enquanto a polpa foi capaz de inibir o efeito oxidante do  $^1O_2$  em 50%, com uma concentração aproximadamente 5 vezes maior ( $75,84 \mu\text{g/mL}$ ). A inibição da ação oxidante do  $^1O_2$  é de fundamental importância nos sistemas



fisiológicos, pois a geração em excesso, induz a desregulação na fisiologia celular, acarretando em muitos distúrbios e doenças (SCHWEITZER et al., 2003; SLANGER et al., 2003; MINAEV et al., 2007; KRASNOVSKY, 2010). A importância na desativação de espécies, como o  $^1\text{O}_2$ , surge devido ao fato de que essa espécie ao atingir o estado excitado (induzido pela presença de sensibilizadores ou pela radiação UV), pode reagir com outros compostos, produzindo endoperóxidos e ao quais por sua vez podem levar a geração de outros radicais, produzindo efeitos biológicos deletérios (BLÁZQUEZ-CASTRO et al., 2012; BLÁZQUEZ-CASTRO; 2014; CARRASCO et al., 2015; WESTBERG et al., 2016; CARRASCO et al., 2016). Entre os compostos formados a partir do  $^1\text{O}_2$ , podemos citar os radicais alquila ( $-\text{R}^\bullet$ ), radicais alcóxila ( $\text{RO}^\bullet$ ),  $\text{ROO}^\bullet$ , hidroperóxidos orgânicos (ROOH),  $\text{O}_2^{\bullet-}$ ,  $\text{H}_2\text{O}_2$ , radical hidroxila ( $^\bullet\text{OH}$ ) e  $\text{ONOO}^-$  (DRÖGE, 2002; PRYOR et al., 2006; KALYANARAMAN, 2013; KRUMOVA; COSA, 2016; BLÁZQUEZ-CASTRO, 2017; SIES, 2017).

O  $^1\text{O}_2$  é um dos mais reativos e tóxicos e sua alta reatividade com biomoléculas, incluindo ácidos nucleicos, proteínas e lipídios, torna-o um potencial agressor quando produzido dentro da célula. Um impacto maior tem os tecidos com maior contato com a radiação UV, especialmente pele e olhos, causando diferentes doenças, como câncer e envelhecimento prematuro (BAIER et al., 2007). Além disso, o  $^1\text{O}_2$  também reage com lipídios de membrana para iniciar a peroxidação (FREITAS et al., 2009). Assim, uma vez desativado, ele reduz o potencial dano em células, prevenindo doenças.

Os resultados para ambos os extratos (casca e polpa) do jacaíacá, demonstraram a menor eficiência na eliminação de  $\text{O}_2^{\bullet-}$ , dentre as ROS analisadas, sendo que o extrato da casca apresentou maior efeito, com valor de  $\text{IC}_{50}$  de 47,09  $\mu\text{g/mL}$ ; enquanto o extrato da polpa necessitou de 144,07  $\mu\text{g/mL}$  para desativar 50% do efeito dessa mesma espécie. Ambos os extratos foram mais eficientes do que os extratos de cajá ( $\text{IC}_{50}$  de 1447,94  $\mu\text{g/mL}$ ) e cambuí-cipó ( $\text{IC}_{50}$  de 68,33  $\mu\text{g/mL}$ ) (SOARES, 2019). O  $\text{O}_2^{\bullet-}$ , dentre as ROS e RNS, apresenta a menor reatividade; porém, é o precursor de uma variedade de oxidantes poderosos (HENDERSON, 1996; VALKO et al., 2007). Este radical pode sofrer dismutação gerando  $\text{H}_2\text{O}_2$ , espontaneamente, em baixo pH, ou por de catálise enzimática (superóxido dismutase, SOD). A maior parte do  $\text{H}_2\text{O}_2$  formado é utilizado na formação de outro oxidante: o HOCl, que é aproximadamente 100 a 1000 vezes mais tóxico que o  $\text{O}_2^{\bullet-}$  (FREITAS et al., 2009).

A capacidade de eliminação de HOCl pelos extratos da polpa e casca do jacaíacá também foi verificada nesse estudo, e o resultado obtido foi promissor. Um valor de  $\text{IC}_{50}$  de 20,19  $\mu\text{g/mL}$  foi alcançado pelo extrato da casca e um valor de 29,63  $\mu\text{g/mL}$  foi encontrado para polpa do

jacaiacá (o  $IC_{50}$  do extrato da polpa, foi a resposta mais eficiente observada pelo extrato da polpa em relação a desativação das ROS testadas). Os resultados encontrados nos extratos de jacaiacá foram menos eficientes do que o observado para a quercetina ( $IC_{50} = 13,63 \mu\text{g/mL}$ ), que foi utilizada como controle positivo. Soares et al. (2019), obteve um resultado mais eficiente para extratos de cajá ( $IC_{50} 13, 68 \mu\text{g/mL}$ ); porém os resultados para casca do jacaiacá foram mais eficientes do que os reportados para a amora vermelha ( $IC_{50} = 31,11 \mu\text{g/mL}$ ); obtido pelo mesmo autor. Ainda assim, os frutos do jacaiacá apresentaram maior atividade desativadora de HOCl do que os extratos da polpa de piquiá ( $IC_{50} = 199,0 \mu\text{g} / \text{mL}$ ) (CHISTÉ et al, 2012). Essa resposta positiva é de grande importância, uma vez que o HOCl possui elevada reatividade com biomoléculas, proporcionando efeitos nocivos as células hospedeiras e tecidos, durante um processo inflamatório (CHISTÉ et al., 2012). O HOCl é frequentemente associado a uma série de patologias resultantes de inflamação crônica, como aterosclerose e doenças degenerativas, como a doença de Alzheimer, esclerose, e vários tipos de câncer. Esse radical ainda implica em muitos outros processos patológicos, como alguns danos pulmonares associados à fibrose cística, lesão de isquemia reperfusão, artrite reumatóide, doenças inflamatórias intestinais, bem como diversos processos inflamatórios (MALLE, et al., 2006; ROSSO, et al, 2006; HO et al., 2013).

Neste estudo, os resultados demonstraram que diferente do ocorrido nas ROS, o extrato de polpa do jacaiacá mostrou-se mais efetivo na desativação de  $ONOO^-$ , com  $IC_{50}$  de  $12,92 \mu\text{g/mL}$ ; enquanto o extrato da casca necessitou de uma concentração 3 vezes maior para inibir 50% do efeito oxidante desta espécie ( $IC_{50} = 37,81 \mu\text{g/mL}$ ). O extrato do jacaiacá foram mais eficiente do que o extrato das sementes de frutos de sapota ( $IC_{50}$  de  $152 \mu\text{g/mL}$ ) (BERTO et al., 2015) e diferentes extratos de polpa de piquiá ( $54-142 \mu\text{g/mL}$ ) (CHISTÉ et al., 2012).

O  $ONOO^-$ , pode ser formado a partir da reação entre o  $O_2^{\bullet-}$  com o  $NO^{\bullet}$ , esta reação é termodinâmica favorável, sendo sua formação *in vivo* de  $ONOO^-$  inevitável, além disso é bastante reativo e danifica biomoléculas, como lipídios, proteínas, carboidratos, DNA, entre outros. A produção contínua de  $ONOO^-$ , mesmo em menores concentrações, ocasiona a destruição de células (PACHER et al., 2007). Portanto,  $ONOO^-$  está envolvido no desenvolvimento de muitos processos patológicos *in vivo*, tais como vasoconstrição juntamente com aumento da resistência à insulina e o hipertireoidismo, a arteriosclerose, isquemia-reperfusão, diabetes, doenças inflamatórias, distúrbios neurodegenerativos e câncer (GOMES et al., 2006; HU et al., 2014).

A Tabela 9 mostra os principais compostos fenólicos e o teor presente no extrato de casca e polpa de jacaíacá, os compostos fenólicos já haviam sido identificados no item anterior. Galoíl catequina, foi o principal composto fenólico identificado em ambos os extratos, com o teor de 5509,04  $\mu\text{g/g}$  no extrato da casca e de 276,25  $\mu\text{g/g}$  na polpa. O galoíl catequina tem sido associado com redução de diversas doenças degenerativas (IKEDA et al., 2005; AJIBOYE et al., 2016; RZESIK et al., 2017; IBITOYE et al., 2019).

**Tabela 9.** Teor de compostos fenólicos ( $\mu\text{g/g}$ ) dos extratos da casca e da polpa do jacaíacá obtidos de frutos de Cameté e de São Caetano de Odivelas.

<b>Composto fenólico</b>	<b>Casca</b>	<b>Polpa</b>
Ácido gálico <sup>f</sup>	528,20±25,99 <sup>a</sup>	199,04 ±0,56 <sup>b</sup>
Cafeoil hexose <sup>f</sup>	196,45±6,88 <sup>a</sup>	155,97±0,24 <sup>b</sup>
Catequina <sup>g</sup>	886,72±0,11 <sup>a</sup>	325,18±20,3 <sup>b</sup>
Não identificado 1	-	178,36±18,2
Galoíl catequina <sup>g</sup>	5509,04±144,05 <sup>a</sup>	276,25±16,94 <sup>b</sup>
Derivado do ácido glicosil-hidroxibenzóico <sup>f</sup>	579,47±24,58 <sup>a</sup>	212,88±0,04 <sup>b</sup>
Não identificado 2	629,61,73±14,88	-
Não identificado 3	486,16±3,27	-
Quercetina glucuronídeo <sup>h</sup>	1434,28±32,27 <sup>a</sup>	259,61±11,3 <sup>b</sup>
<b>Total de compostos fenólicos (<math>\mu\text{g/g}</math>)</b>	<b>9903,19±65,99<sup>a</sup></b>	<b>1741,716,61<sup>b</sup></b>

Os picos foram quantificados como equivalentes ao ácido gálico<sup>f</sup>, catequina<sup>g</sup>, quercetina<sup>h</sup> (n=3, base seca). - Significa ausência do composto na amostra.

A capacidade antioxidante do extrato da casca e da polpa do jacaíacá foram reportados, pela primeira vez, para espécies ROS e RNS. De maneira geral o extrato obtido da casca de jacaíacá mostrou um alto teor de compostos fenólicos e muito superior ao extrato de polpa, o que pode ser a razão de ser mais eficiente na desativação das espécies reativas testadas. O extrato da casca do jacaíacá apresentou maior eficiência para o  $^1\text{O}_2$ , seguido do HOCl, ONOO<sup>-</sup> e O<sub>2</sub><sup>•-</sup>; enquanto para a polpa, a maior eficiência foi observada para o ONOO<sup>-</sup>, seguido do HOCl,  $^1\text{O}_2$  e O<sub>2</sub><sup>•-</sup>.

## 6. CONCLUSÃO

Tanto a polpa quanto a casca de jacaiacá apresentam uma promissora composição química para a pesquisa de compostos bioativos independentemente se produzidas em Cameté ou em São Caetano de Odivelas, no Pará, Brasil. Entretanto as amostras obtidas em São Caetano das Odivelas se destacam quanto ao maior teor de compostos bioativos.

A localidade não é o único parâmetro a ser analisado, o período ideal de colheita dos frutos também é um critério que vem associado a parte do fruto que se deseja extrair os compostos bioativos. Assim para extrair o maior teor desses de compostos bioativos, este estudo aponta para os frutos obtidos no final da safra de São Caetano de Odivelas como ideal e ainda o maior rendimento obtido a partir da casca.

Os principais carotenoides identificados em ambas as partes do fruto pertencem ao grupo das xantofilas. Apesar do fruto não apresentar um alto nível de atividade provitamina A, seus compostos químicos majoritários são potenciais benéficos para a manutenção da saúde humana.

Além dos carotenoides, a fruta apresenta elevado teor de compostos fenólicos. Os principais compostos detectados na casca e na polpa foram galoil catequina, catequina, quercetina glucoronídeo e ácido gálico. Esses compostos têm sido bastante associados com a redução de doenças degenerativas.

Ainda os extratos obtidos demonstram capacidade antioxidante contra ROS e RNS. Entretanto, a maior eficiência de capacidade antioxidante foi contra ROS, com destaque para o  $^1\text{O}_2$ , resposta muito interessante já que essa espécie participa da formação de várias outras espécies com maior toxicidade.

Portanto, pela primeira vez o perfil de compostos bioativos, assim como o potencial antioxidante dos frutos de jacaiacá contra ROS e RNS de importância fisiológica foram reportados, caracterizando o fruto como uma fonte promissora de compostos de interesse para as indústrias alimentícias, farmacêuticas e cosmética; e este estudo contribui de forma positiva para valorização deste fruto de origem Amazônica ainda não-explorado comercialmente.

## 7. REFERÊNCIAS

- ACOSTA-ESTRADA, B. A.; GUTIÉRREZ-URIBE, J. A.; SERNA-SALDÍVAR, S. O. Bound phenolics in foods, a review. **Food Chemistry**, v. 152, p. 46-55, 2014.
- AJIBOYE, T.O.; ALIYU, M.; ISIAKA, I.; HALIRU, F.Z.; IBITOYE, O.B.; UWAZIE, J.N. et al., Contribution of reactive oxygen species to (+)-catechin-mediated bacterial lethality, **Chemico-Biological Interactions**, p. 258, 2016.
- AJIBOYE, T.O.; SKIEBE, E.; WILHARM, G. Phenolic acids potentiate colistin-mediated killing of *Acinetobacter baumannii* by inducing redox imbalance, **Biomedicine & Pharmacotherapy**, v. 101 p.737–744, 2018.
- ALAHYANE, A.; HARRAK, H.; AYOUR, J.; ELATERI, I.; AIT-OUBAHOU, A.; BENICHOU M. Bioactive compounds and antioxidant activity of seventeen Moroccan date varieties and clones (*Phoenix dactylifera L.*). **South African Journal of Botany**, n.121, p.402–409, 2019.
- AL-FARSI, M., ALASALVAR, C., MORRIS, A., BARON, M., SHAHIDI, F. Compositional and sensory characteristics of three native fresh and sun-dried date (*Phoenix dactylifera L.*) varieties grown in Oman. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, n.53, p.7586–7591, 2005.
- ALMEIDA, M.M.B.; SOUSA, P. H. M.; ARRIAGA, A.M. C.; PREADO, G. M; MAGALHÃES, C. E.; MAIA, G. A.; LEMOS, T. L.G. Bioactive compounds and antioxidant activity of fresh exotic fruits from northeastern Brazil. **Food Research International**, v.44, n.7, p. 2155-2159, 2011.
- ALMEIDA, M.J.; DARIN, A.; HERNANDES, L.; AISSA, A.; CHISTÉ, R.; MERCADANTE, A. L.; ANTUNES AND BIANCHI, M. **Plant Foods for Human Nutrition**, v.67, p.171–177, 2012.
- AL-ORF, S.M., AHMED, M., ATWAI, N.A., AL-, H., DEHWAH, A., DEHWAH, S. Review: Nutritional properties and benefits of the date fruits (*Phoenix dactylifera L.*). **Bulletin of the National Nutrition Institute of the Arab Republic of Egypt**, p. 97–129, 2012.
- ANJOS, C.J.F.†; BRANDÃO, M.P.; CONFESSOR, M.V.A.; VILAR, D.A.; VILAR, M.S.A. Caracterização físico-químicas da casca do *Anacardium occidentale* (cajuzeiro-roxo)

obtidas em feiras livre e ervanário no município de Campina Grande e Guarabira – PB. Disponível em <  
[http://editorarealize.com.br/revistas/conbracis/trabalhos/TRABALHO\\_EV108\\_MD1\\_SA3\\_ID561\\_21052018233723.pdf](http://editorarealize.com.br/revistas/conbracis/trabalhos/TRABALHO_EV108_MD1_SA3_ID561_21052018233723.pdf) > Acesso em 05 de setembro 2018.

ANU BHUSHANI, J., & ANANDHARAMAKRISHNAN, C. Electrospinning and electro spraying techniques: Potential food based applications. **Trends in Food Science & Technology**, v.38 n.1, p. 21-33, 2014.

AOAC - Association of Official Analytical Chemists: Official Methods of Analysis. Washington (USA) 1998.

ARAKAWA, H.; MAEDA, M.; OKUBO, S.; SHIMAMURA, T. Role of hydrogen peroxide in bactericidal action of catechin, **Biological & Pharmaceutical Bulletin**, v. 27, p. 1–6, 2004.

ARES, A.M.; NOZAL, M.J.; BERNAL J. Extraction, chemical characterization and biological activity determination of broccoli health promoting compounds. **Journal Chromatography A**, v.1313, p.78-95, 2013.

ASSUNÇÃO, R. B.; MERCADANTE, A. Z. Carotenoids and ascorbic acid from cashew apple (*Anacardium occidentale L.*): variety and geographic effects. **Food Chemistry**, n. 81, p. 495-502, 2003.

AYALA-ZAVALA, J. F., VEGA-VEGA, V., ROSAS-DOMINGUEZ, C., PALAFOX-CARLOS, H., VILLARODRIGUEZ, J. A., SIDDIQUI, M. Agro-industrial potential of exotic fruit byproducts as a source of food additives. **Food Research International**, v. 44, p.1866–1874, 2011.

AZMIR, J.; ZAIDUL, I.S.M.; RAHMAN, M.M.; SHARIF, K. M.; MOHAMED, A.; SAHENA, F.; JAHRUL, M.H.A.; GHAFOR, K.; NORULAINI, N.A.N.; OMAR, A.K.M. Techniques for extration of biocative compounds from plants materials: A review. **Journal of Food Engineering**, v. 117, n. 4, p. 426-436, 2013.

BAIER, J.; MAISCH, T.; MAIER, M.; LANDTHALER, M.; BAUMLER, W. Direct detection of singlet oxygen generated by UVA irradiation in human cells and skin, **The Journal of Investigative Dermatology**, v.127, 1498–1506, 2007.

- BALIGA, M.S., BALIGA, B.R.V., KANDATHIL, S.M., BHAT, H.P., VAYALIL, P.K., A review of the chemistry and pharmacology of the date fruits (*Phoenix dactylifera L.*). **Food Research International**, n.44, 1812–1822, 2011.
- BARKER, F.M., SNODDERLY, D.M., JOHNSON, E.J., SCHALCH, W., KOEPCKE, W., GERSS, J., NEURINGER, M. Nutritional manipulation of primate retinas, V: effects of lutein, zeaxanthin, and n-3 fatty acids on retinal sensitivity to blue-light-induced damage. **Investigative Ophthalmology & Visual Science**, v.52, p.3934-3942, 2011.
- BERNSTEIN, P.S. LI, B., VACHALI, P.P., GORUSUPUDI, A., SHYAM, R., HENRIKSEN, B.S., NOLAN, J.M. Lutein, zeaxanthin, and meso-zeaxanthin: The basic and clinical science underlying carotenoid-based nutritional interventions against ocular disease. **Progress in Retinal and Eye Research**, v. 50, p. 34-66, 2016.
- BERTONCELJ, J., DOBERSEK, U., JAMNIK, M., GOLOB, T. Evaluation of the phenolic content, antioxidant activity and colour of Slovenian honey. **Food Chemistry**, n. 105, 822–828, 2007.
- BLÁZQUEZ-CASTRO, A.; BREITENBACH, T.; OGILBY, P.R. Singlet oxygen and ROS in a new light: low-dose subcellular photodynamic treatment enhances proliferation at the single cell level, **Photochemistry and Photobiology Science**, v.13, p. 1235–1240, 2014.
- BLÁZQUEZ-CASTRO, A.; CARRASCO, E.; CALVO, M. I.; JAÉN, P.; STOCKERT, J.C. ET AL., Protoporphyrin IX-dependent photodynamic production of endogenous ROS stimulates cell proliferation, **European Journal of Cell Biology**, v. 91, p.216–223, 2012.
- BLIGH EG, DYER WJ. A rapid method of total lipid extraction and purification. **Canadian Journal Biochemistry and Physiology**, v. 37 p. 911–917, 1959.
- BONVEHI, J. S.; COLL F. V. AND RIUS, J. I. A. AOAC Int., v.83, p.627–634, 2000.
- BOWEN, E. P., STACEWICZ-SAPUNTZAKIS, M., & DIWADKAR-NAVSARIWALA, V. **Carotenoids in Human Nutrition**. In C. Chen (Ed.), *Pigments in Fruits and Vegetables: Genomics and Dietetics*, New York, NY: Springer New York. p. 31-67, 2015.
- BRAND-WILLIAMS, W.; CUVELIER, M.E.; BERSET, C. Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. **Lebensmittel-Wissenschaft und-Technologie**, v.28, n.1, p. 25-30, 1995.

- BREEMEN R.B. VAN, NATASA L. D.; PAJKOVIC, D. Atmospheric pressure chemical ionization tandem mass spectrometry of carotenoids. **International Journal of Mass Spectrometry**, v. 312, p.163-172, 2012.
- BREEMEN R.B. VAN, SCHMITZ, H.H. SCHWARTZ, S.J. Fast atom bombardment tandem mass spectrometry of carotenoids. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.43, p.384–389, 1995.
- BRITTON, G., & HELLIWELL, J. R. **Carotenoid-protein interactions**. In: Carotenoids Natural functions, Britton, G., Liaaen-Jensen, S., and Pfander, H., Eds., Birkhäuser Verlag, Basel, Boston, Berlin. v. 4 p. 99-117, 2008.
- BRITTON, G.; LIAAEN-JENSEN, S.; PFANDER, H. Carotenoids Handbook; Birkhauser: Basel, Switzerland, 2004.
- CALLEMIEN, D., & COLLIN, S. Use of RP-HPLC-ESI (-)-MS/MS to differentiate various proanthocyanidin isomers in lager beer extracts. **Journal of the American Society of Brewing Chemists**, v.66, p.109–115, 2008.
- CARR, A.; FREI, B. Does vitamin C act as a pro-oxidant under physiological conditions FASEB J. v.13, p.1007, 1999.
- CARRASCO, E.; BLÁZQUEZ-CASTRO, A.; CALVO, M.I.; JUARRANZ, A.; ESPADA, J. Switching on a transient endogenous ROS production in mammalian cells and tissues, **Methods**, v.109 p.180–189, 2016.
- CARRASCO, E.; CALVO, M I.; BLÁZQUEZ-CASTRO, A.; VECCHIO, D.; ZAMARRON, A. et al., Photoactivation of ROS production In Situ transiently activates cell proliferation in mouse skin and in the hair follicle stem cell niche promoting hair growth and wound healing, **Journal Investigative Dermatology**, v. 135, p. 2611–2622, 2015.
- CARVALHO, J.E.U; MULLER, C.H; NASCIMENTO, W.M.O. Classificação de sementes de espécies frutíferas nativas da Amazônia de acordo com o comportamento no armazenamento. Comunicado técnico. Ministério da Agricultura e Abastecimento, n.60, p.1-4, 2001.
- CAVALCANTE, P. B. Frutas Comestíveis da Amazônia. 6º ed. Belém, PA; Museu Paraense Emilio Goeldi: CNPQ, p.279, 2010.



- CHISTE, R. C.; BENASSI, M.T.; MERCADANTE, A. Z. Effect of solvent type on the extractability of bioactive compounds, antioxidant capacity and colour properties of natural annatto extracts, **International Journal of Food Science and Technology**, v. 46, p.1863–1870, 2011.
- CHISTÉ, R. C.; MERCADANTE, A. Z. Identification and quantification, by HPLC-DAD-MS/MS, of carotenoids and phenolic compounds from the Amazonian fruit *Caryocar villosum*. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 60, p. 5884–5892, 2012.
- CHITARRA, M.I.F., & CHITARRA, A.B. Pós-colheita de Frutos e Hortaliças. Fisiologia e Manuseio. Lavras, 2005.
- CLIFFORD, M. N.; STOUPI, S.; KUHNERT, N. Profiling and characterization by LC-MS of the galloylquinic acid of green tea, tara tannin, and tannic acid. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 55, p. 2797–2807, 2007.
- CONKLIN PL, BARTH C Ascorbic acid, a familiar small molecule intertwined in the response of plants to ozone, pathogens, and the onset of senescence. **Plant, Cell & Environment**, v.27, p.959–970, 2004.
- CORRÊA. M. P. Dicionário das plantas úteis do Brasil e das exóticas cultivadas. Rio de Janeiro. Ministério da agricultura. V. II. 1931.
- COUTINHO, I. D.; BAKER J.M.; ALA, J.L.; BEALE M. H.; CRESTE, S.; CAVALHEIRO A. J. Perfil metabólico de genótipos de cana-de-açúcar e identificação de glicosídeos flavonóides e ácidos fenólicos. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 64, 2016.
- CROTT JW, FENECH M. Effect of vitamin C supplementation on chromosome damage, apoptosis and necrosis ex vivo. **Carcinogenesis**, v. 20 n.6 p.1035–41, 1999.
- DAMODARAN, S. Química de alimentos de Fennema. 4.ed. Porto Alegre: Ed. Artmed, 2010.
- DAVALOS, A.; GÓMEZ-CORDOVÉS, C; BARTOLOMÉ, B. Extending applicability of the oxygen radical absorbance (ORAC) assay. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 52, p.48-54, 2004.

- DE ROSSO, V. V.; MERCADANTE, A. Z. Identification and quantification of carotenoids, by HPLC-PDA-MS/MS, from Amazonian fruits. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 55, p.5062–5072, 2007.
- DIAS, M. I., FERREIRA, I. C. F. R., & BARREIRO, M. F. Microencapsulation of bioactives for food applications. **Food & Function**, v.6 n.4, 1035-1052, 2015.
- DRÖGE, W. Free radicals in the physiological control of cell function, **Physiology Reviews**, v.82, p. 47–95, 2002.
- ESCARPA, A.; GONZALEZ, M. C. An overview of analytical chemistry of phenolic compounds in foods. **C. Reviews in Analytical Chemistry**, v.31, n.2, p.57-139, 2001.
- FAILLA, M.L.; HUO, T.; THAKKAR, S.K. *In vitro* screening of relative bioaccessibility of carotenoids from foods. **Asia Pacific Journal of Clinical Nutrition**, v.17 n.1, p. 200–203, 2008.
- FALLER, A. L. K., & FIALHO, E. The antioxidant capacity and polyphenol content of organic and conventional retail vegetables after domestic cooking. **Food Research International**, v.42, p. 210–215, 2009.
- FANG, Y.; YANG, S.; WU, G. Free radicals, antioxidants and nutrition. **Nutrition**, v. 18, p. 872-879, 2002.
- FAO/WHO. Food and Agriculture Organization of the United Nations. Food energy: methods of analysis and conversion factors. Food and Nutrition Paper 77; Rome, 2002.
- FAO. Food and Agriculture Organization of the United Nations. Fruit trees and useful plants in Amazonia life. People and Plants Paper 218; Rome, 2011.
- FARIA, A. F.; HASEGAWA, P. N.; CHAGAS, E. A.; PIO, R.; PURGATTO, E.; MERCADANTE, A. Z. Cultivar influence on carotenoid composition of loquats from Brazil. **Journal of Food Composition and Analysis**, v. 22, p. 196–203, 2009.
- FENNEMA, O.R.; DAMODARA, S.; PARKIN K. **Química de alimentos de Fennema**. 4. Ed. Porto Alegre: Artmed, 2010. 586.p.
- FERNÁNDEZ-GARCÍA, E; CARVAJAL-LÉRIDA, I; JARÉN-GALÁN, M; GARRIDO-FERNÁNDEZ, J.; PÉREZ-GÁLVEZ; HORNERO-MÉNDEZ, D. Carotenoids bioavailability from foods: From plant pigments to efficient biological activities. **Food Research International**, v. 46, p. 438–450, 2012.

- FILIPOVIC, M.; MARKOVIC, Z.; ĐOROVIC, J.; DIMITRIC, J.; MARKOVIC; LUCIC, B.; AMIC, D. Qsar of the free radical scavenging potency of selected hydroxybenzoic acids and simple phenolics. **Comptes Rendus Chimie**, v. 18, p. 492-498, 2015.
- FINLEY, W. J. Antioxidants in food: state of the science important to the food industry. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 59, p. 6837- 6846, 2011.
- FOYER, C.H., NOCTOR, G. Ascorbate and glutathione: the heart of the redox hub. **Plant Physiology**, v. 155, p.2–18. 2011.
- FREIRE, J.M; ABREU, M.P.; ROCHAI, D. A.; CORRÊA, A. D.; MARQUES, N. R. Quantificação de compostos fenólicos e ácido ascórbico em frutos e polpas congeladas de acerola, caju, goiaba e morango. **Ciência Rural**, v. 43, p. 2291-2296, 2013.
- FREITAS, M.; LIMA, J. L.; FERNANDES, E. Optical probes for detection and quantification of neutrophils' oxidative burst. A review, **Analytica Chimica Acta**, v.649, p.8–23, 2009.
- GANGOPADHYAY, N.; RAI, D. K.; BRUNTON N. P.; GALLAGHE, E.; HOSSAIN, M. B. Antioxidant-guided isolation and mass spectrometric identification of the major polyphenols in barley (*Hordeum vulgare*) grain **Food Chemistry**, v. 210, p. 212–220, 2016.
- GAYOSSO-GARCÍA SANCHO, L. E., YAHIA, E. M., & GONZÁLEZ-AGUILAR, G. A. Identification and quantification of phenols, carotenoids, and vitamin C from papaya (*Carica papaya L.*, cv. Maradol) fruit determined by HPLC-DAD-MS/MS-ESI. **Food Research International**, v.44, p. 1284–1291, 2011.
- GIADA, M. L. R.; MANCINI FILHO, J. Importância dos compostos fenólicos da dieta na promoção da saúde humana, **Ciências Biológicas e da Saúde UEPG**, v. 12, p. 7-15, 2006.
- GIRARDI, Felipe A. et al. Phytochemical profile and antimicrobial properties of Lotus spp.(Fabaceae). **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 86, n. 3, p. 1295-1302, 2014.
- GODOY, H. T.; RODRIGUEZ-AMAYA, D. B. Occurrence of *cis*-isomers of provitamin A in Brazilian fruits. **Journal Agriculture Food Chemical**, v. 42, p. 1306-1313, 1994.
- GOMES, A., FERNANDES, E., SILVA, A. M. S., SANTOS, C. M. M., PINTO, D. C. G. A., CAVALEIRO, J. A. S., ET AL. 2-Styrylchromones: Novel strong scavengers of reactive

- oxygen and nitrogen species. **Bioorganic and Medicinal Chemistry**, v.15, p.6027–6036, 2007.
- GOMES, A.; FERNANDES, E.; LIMA, J. L. F. C. Use of fluorescence probes for detection of reactive nitrogen species: A review. **Journal of Fluorescence**, v.16, p.119–139, 2006.
- GOMES, A.; FERNANDES, E.; SILVA, A.M.; SANTOS, C.M.; PINTO, D. C.; CAVALEIRO, J. A., ET AL. 2-Styrylchromones: Novel strong scavengers of reactive oxygen and nitrogen species. **Bioorganic & Medicinal Chemistry**, v.15, p.6027–6036, 2007.
- GORDON, A., JUNGFER, E., SILVA, B.A., MAIA, J. G. S., & MARX, F. Phenolic constituents and antioxidant capacity of four underutilized fruits from the Amazon region. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 59, p. 7688–7699, 2011.
- GRZESIK, M.; NAPARŁO, K.; BARTOSZ, G.; SADOWSKA-BARTOSZ, I. Antioxidant properties of catechins: comparison with other antioxidants. **Food Chemistry**, v. 241, p. 480-492, 2018.
- HALLIWELL, B.; GUTTERIDGE, J.M.C. Free radicals in biology and medicine. 3ed. New York: Clarendon Press; Oxford: Oxford University Press, 1999.
- HALLIWELL, B.; GUTTERIDGE, J. M. C. Free radicals in biology and medicine, 4ed. Clarendon, Oxford, UK; 2007.
- HAMID AA, AIYELAAGBE OO, USMAN LA, AMEEN OM, LAWAL A. Benefits Antioxidants: it's medicinal and pharmacological applications. **African Journal of Pure and Applied Chemistry**, v. 4, p.142-51, 2010.
- HAMMOND JR, B.R. Possible role for dietary lutein and zeaxanthin in visual development. **Nutrition Reviews**, n. 66 p.695-702, 2008.
- HASSIMOTO, N. M. A.; GENOVESE, M. I.; LAJOLO, F. M. Antioxidant activity of dietary fruits, vegetables, and commercial frozen fruit pulps. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 53, p. 2928-2935, 2005.
- HENRIKSEN, B.S., CHAN, G.M., Importance of carotenoids in optimizing eye and brain development. **Journal of Pediatric Gastroenterology and Nutrition**, v.59, n.5, p.552, 2014.

- HIGDON, J. (2015). Vitamin E. Retrieved Disponível em < <http://lpi.oregonstate.edu/mic/vitamins/vitamin-E#antioxidant-activity>> Acesso em 29 de janeiro. 2018.
- HIGDON, J.V. & FREI, B. Tea catechins and polyphenols: health effects, metabolism, and antioxidant functions. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, v.43, p.89-143, 2003.
- HODGKINSON, A. Oxalic acid in biology and medicine, Academic Press, London, UK, 1977.
- HOLLMAN, P. C. H. Evidence for health benefits of plant phenols: local or systemic effects. **Journal of the Science Food Agriculture**, v. 81, p. 842-852, 2001.
- HO, R.; VIOLETTE, A.; CRESSEND, D.; RAHARIVELOMANANA, P.; CARRUPT, P. A.; HOSTETTMANN, K. Antioxidant potential and radical-scavenging effects of flavonoids from the leaves of *Psidium cattleianum* grown in French Polynesia. **Natural Product Research**, v.26, p. 274–277, 2012.
- HOYOS-ARBELÁEZ J.; VÁZQUEZ, M., CONTRERAS-CALDERÓN J. Electrochemical methods as a tool for determining the antioxidant capacity of food and beverages: A review. **Food Chemistry** v.221, p.1371–1381, 2017.
- HUANG, D.; OU, B.; PRIOR, R. L. The chemistry behind antioxidant capacity assays. **Journal of Agricultural and food Chemistry**, v. 53,p. 1841-1856, 2005.
- HU, DH, PENG, J., ZHANG, X., ZHENG, HL, YAN, SM, ZHANG, YT, DING, Q.L. Thyroid hormone exacerbates vasoconstriction in insulin resistance: The role of ONOO, **European Journal of Pharmacology**, v.730, p. 41-50, 2014.
- IKEDA, I.;TSUDA, K.; SUZUKI, Y.; KOBAYASHI, M.; UNNO, T.; TOMOYORI, H., et al. Tea catechins with a galloyl moiety suppress postprandial hypertriacylglycerolemia by delaying lymphatic transport of dietary fat in rats. **The Journal of Nutrition**, v.135, p.155-9, 2005.
- IM, I., PARK, K.-R., KIM, S.-M., KIM, C., PARK, J. H., NAM, D., JANG, H.-J., SHIM, B. S., AHN, K. S., MOSADDIK, A., SETHI, G., CHO, S. K., & AHN, K. S. The butanol fraction of guava (*Psidium cattleianum* Sabine) leaf extract suppresses MMP-2 and MMP-9 expression and activity through the suppression of the ERK1/2 MAPK signaling pathway. **Nutrition and Cancer**, v.64, p.255–266, 2012.

- INBARAJ, B.S.; LU, H.; HUNG, C.F.; WU, W.B. LIN; C.L. CHEN, B.H. Determination of carotenoids and their esters in fruits of *Lycium barbarum* Linnaeus by HPLC–DAD–APCI–MS, **Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis**, v.47, p.812–818, 2008.
- JIANG Q. Natural forms of vitamin E: metabolism, antioxidant, and anti-inflammatory activities and their role in disease prevention and therapy. **Free Radical Biology & Medicine**, v.72, p.76-90, 2014.
- KALYANARAMAN, B. Teaching the basics of redox biology to medical and graduate students: oxidants, antioxidants and disease mechanisms, **Redox Biology**, v.1 p. 244–257, 2013.
- KAO, T. H.; CHEN, C. J.; CHEN, B. H. Carotenoid composition in *Rhinacanthus nasutus* (L.) Kurz as determined by HPLC–MS and affected by freeze-drying and hotair- drying. **Analyst**, v.136, p. 3194–3202, 2011.
- KERCHEV, P.I., PELLNY, T.K., VIVANCOS, P.D., KIDDLE, G., HEDDEN, P., DRISCOLL, S., VANACKER, H., VERRIER, P., HANCOCK, R.D., FOYER, C.H., The transcription factor ABI4 is required for the ascorbic acid-dependent regulation of growth and regulation of jasmonate dependent defense signaling pathways in Arabidopsis. **The Plant Cell**, v. 23, p.3319–3334, 2011.
- KOTCHONI SO, LARRIMORE KE, MUKHERJEE M, KEMPINSKI CF, BARTH C. Alterations in the endogenous ascorbic acid content affect flowering time in Arabidopsis. **Plant Physiology**, v. 149, p.803–815, 2009.
- KRUMOVA, K; COSA, G. Chapter 1: Overview of reactive oxygen species, in: S. Nonell, C. Flors (Eds.) Singlet Oxygen: Applications in Biosciences and Nanosciences, Volume 1, Ch. 1, **Comprehensive Series in Photochemical & Photobiological Sciences, Royal Society of Chemistry**, 2016.
- LABAT-ROBERT, J.; ROBERT, L. Longevity and aging. Role of free radicals and xanthine oxidase. A review. **Pathologie Biologie**, v. 62, p. 61-66, 2014.
- LAMBERT, J.D., & ELIAS, R.J. The antioxidant and pro-oxidant activities of green tea polyphenols: a role in cancer prevention. **Archives of Biochemistry and Biophysics**, v. 501, p.65-72, 2010.

- LEE, M. J.; FENG, W.; YANG, L.; CHEN, Y.K., CHI, E.; LIU, A.; YANG, C. S. Methods for efficient analysis of tocopherols, tocotrienols and their metabolites in animal samples with HPLC-EC. **Journal of food and drug analysis XXX**, p.1-2, 2017.
- LEE, S. K.; KADER, A. A. Preharvest and postharvest factors influencing vitamin C content of horticultural crops. **Postharvest Biology and Technology**, v.20, p.207–220, 2000.
- LESJAK, M.; BEARA, I.; SIMIN, N.; PINTAĆ, D.; MAJKIĆ, T.; BEKVALAC, K.; ORČIĆ, D.; MIMICA-DUKIĆ, N. Antioxidant and anti-inflammatory activities of quercetin and its derivatives. **Journal of Functional Foods**, v.40, p.68–75, 2018.
- LI, B; WENG, Q; LIU, Z; SHEN, M; ZHANG, J; WU, W et al. Selection of antioxidants against ovarian oxidative stress in mouse model. **Journal of Biochemical and Molecular Toxicology**, v. 31, p.e21997, 2017.
- LIMA, J. P.; RODRIGUES, L. F.; MONTEIRO, A. G. D. P.; VILAS BOAS, V. B. (2015): 352 Climacteric pattern of mangaba fruit (*Hancornia speciosa* Gomes) and its responses to 353 temperature. **Scientia Horticulturae**, v.197, p. 399–403, 2015.
- LIU, H., FANG, G., LI, C., PAN, M., LIU, C., FAN, C., & WANG, S. Molecularly imprinted polymer on ionic liquid-modified CdSe/ZnS quantum dots for the highly selective and sensitive optosensing of tocopherol. **Journal of Materials Chemistry**, v.22, p.19882–19887, 2012.
- LIU, H., FANG, G., ZHU, H., & WANG, S. Application of molecularly imprinted polymer appended onto CdSe/ZnS quantum dots, **Food analytical methods**, v. 7, p. 1443-1450, 2014.
- LORENZI, H. Árvores Brasileiras. Manual de Identificação e Cultivo de Plantas Arbóreas Nativas do Brasil, Nova Odessa. Ed. **Plantarum**, v. 03, p.384, 2009.
- MACHLIN, L.J. Handbook of vitamins. Marcel Dekker, Inc., p.1-57, 1990.
- MALDINI, M.; MONTORO, P.; PIZZA, C. Phenolic compounds from *Byrsonima crassifolia* L. bark: Phytochemical investigation and quantitative analysis by LC-ESI MS/MS. **Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis**, v. 56, p. 1-6, 2011.
- MAMEDE AN, TAVARES SD, ABRANTES AM, TRINDADE J, MAIA JM, BOTELHO MF. The role of vitamins in cancer: a review. **Nutrition and Cancer**, v.63 n.4 p.479–94, 2011.

- MARQUES, A.; CHICAYBAM, G.; ARAUJO, M.T.; MANHÃES, L. R. T.; SABAA-SRUR, A.U.O. Composição centesimal e de minerais de casca e polpa de manga (*Mangifera indica* L.) cv. Tommy Atkins. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 32, n. 4, p. 1206-1210, 2010.
- MATARAZZO, P. H. M.; SIQUEIRA, D. L.; SALOMAO, L. C. C.; SILVA, D. F. P.; CECON, P. R. Desenvolvimento dos frutos de lulo (*Solanum quitoense* LAM), em Viçosa-MG. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 35, p. 131-142, 2013.
- MATTIETTO, R. A. Estudo tecnológico de um néctar misto de cajá (*Spondias lutea* L.) e umbu (*Spondias tuberosa*, Arruda Câmara). Tese (Doutorado em Tecnologia de Alimentos) - Faculdade de Engenharia de Alimentos, Universidade Estadual de Campinas, Campinas. 2005.
- MATTIETO, R. A.; LOPES, A. S.; MENEZES, H. C. Caracterização física e físico-química dos frutos de cajazeira (*Spondia mombin* L.) e de suas polpas obtidas por dois tipos de extrator. **Brazilian Journal of Food Technology**, v. 13, p. 156-164, 2010.
- MARTIN, M.A.; RAMOS, S. Cocoa polyphenols in oxidative stress: Potential health applications, **Journal of Functional Foods**, v.27, p. 570-588, 2016.
- MARQUES, A.; CHICAYBAM, G.; ARAUJO, M.T.; MANHÃES, L. R. T.; SABAA-SRUR, A.U.O. Composição centesimal e de minerais de casca e polpa de manga (*Mangifera indica* L.) cv. Tommy Atkins. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 32, p. 1206-1210, 2010.
- MELÉNDEZ-MARTÍNEZ, A. J.; VICARIO, I. M.; HEREDIA, F. J. Pigmentos carotenoides: consideraciones estructurales y fisicoquímicas. **Archivos Latinoamericanos de Nutrición**, v. 57, p. 109-117, 2007.
- MELO, E. A; ANDRADE, R. A. M. S; Compostos bioativos e potencial antioxidante de frutos do umbuzeiro. **Alimentos e Nutrição**, v.21, p. 453-457, 2010.
- MENDES, K.A. Obtenção de um produto desidratado a base de jacaíacá (*Antrocaryon amazonicum* (Ducke)Burt.& Hill) e cará-roxo (*Dioscorea trifida* L.) em leite de jorro. 2016. Dissertação de mestrado. Pós-graduação em ciência e tecnologia de alimentos. Universidade Federal do Pará.Belém.2016.
- MINAEV, B.F. Electronic mechanisms of molecular oxygen activation, **Russian Chemical Reviews**, v.76, p.988–1010, 2007.



- MIYASHIRA, Carlos H. et al. Influence of caffeine on the survival of leaf-cutting ants *Atta sexdens rubropilosa* and in vitro growth of their mutualistic fungus. **Pest management science**, v. 68, n. 6, p. 935-940, 2012.
- MOTTA, Lucimar B. et al. Constituintes e atividade antiproliferativa de extratos de folhas de macrobothrys *Croton*. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 21, n. 6, p. 972-977, 2011.
- MOTTA, Lucimar B. et al. Antiproliferative activity and constituents of leaf extracts of *Croton sphaerogynus* Baill.(Euphorbiaceae). **Industrial Crops and Products**, v. 50, p. 661-665, 2013.
- MOURA, A.G.C.; SOUZA, R.L.A.; OLIVEIRA, E.N.A. C. Elaboração e caracterização físico-química e sensorial de casca de melão e albedo de maracujá cristalizado. **Tecnologia & Ciência Agropecuária**, v. 11, p.77-81, 2017.
- MORAIS, D. R.; ROTTA, E.; SARGI, S. C.; SCHMIDT, E. M.; BONAFE, E. G.; EBERLIN, M. E.; SAWAYA, A.C.H.F.; VISENTAINER, J. V. Antioxidant activity, phenolics and UPLC–ESI(–)–MS of extracts from different tropical fruits parts and processed peels. **Food Research International**, v. 77, p. 392-399, 2015.
- MURILLO, E.; MELÉNDEZ-MARTÍNEZ, A. J.; Portugal, F. Screening of vegetables and fruits from Panama for rich sources of lutein and zeaxanthin. **Food Chemistry**, v.122, p.167–172, 2010.
- NACZK, M.; SHAHIDI, F. Extraction and analysis of phenolics in food. **Journal Chromatography A**, v.1054 p. 95-111, 2004.
- NAIDU KA. A vitamina C na saúde humana e na doença ainda é uma visão geral. **Nutrition Journal**, v.2: p.7. 2003.
- NEVES, L. C.; CAMPOS, A. J. D; BENEDETTE, R.M.;TOSIN, J.M.; CHAGAS, E.A.. Characterization of the antioxidant capacity of natives fruits from the Brazilian amazon region. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v.34, p.1165–1173, 2012.
- NISHIKIMI M, FUKUYAMA R, MINOSHIMA S, SHIMIZU N, YAGI K. Cloning and chromosomal mapping of the human nonfunctional gene for l-gulonogamma-lactone oxidase, the enzyme for L-ascorbic acid biosynthesis missing in man. **Journal of Biological Chemistry**, v.269 p.13685–13688, 1994.

- NYBG, the New York Botanical Garden. International Plant Science Center. The virtual herbarium of the New York botanical garden. *Antrocaryon amazonicum*. New York. Disponível em: <<http://nybg.org>> Acesso em 28 de janeiro 2018.
- OLAYIWOLA, G.; UKPONMWAN, O.; OLAWODE, D. Sedative and anxiolytic effects of the extracts of the leaves of *stachytarpheta cayennensis* in mice. **African Journal of Traditional Complementary and Alternative Medicines**, v.10, p.568-579, 2013.
- OMENA, C.M.B; VALENTIM I.B; GUEDES G.D.S; RABELO, L.A; MANO C.M; BECHARA, E.J.H; SANT'ANA, A.E.G. Antioxidant, anti-acetylcholinesterase and cytotoxic activities of ethanol extracts of peel, pulp and seeds of exotic Brazilian fruits: antioxidant, anti-acetylcholinesterase and cytotoxic activities in fruits. **Food Research International**, v.49, p.334-344, 2012.
- OMOBOWALE, T.O.; OYAGBEMI, A. A.; AJUFO, U. E.; ADEJUMOBI, O. A.; OLADAVIES, O. E.; ADEDAPO, A. A. et al. Ameliorative effect of gallic acid in doxorubicin-induced hepatotoxicity in Wistar rats through antioxidant defense system. **Journal of Dietary Supplements**, v.15, p.183-96, 2018.
- OU, B.; HUANG, D.; HAMPSCH-WOODILL, M.; FLANAGAN, J. A.; DEEMER, E. K. Analysis of antioxidant activities of common vegetables employing oxygen radical absorbance capacity (ORAC) and ferric reducing antioxidant power (FRAP) assays: a comparative study. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 50, p. 3122-3128, 2002.
- OROIAN, M.; ESCRICHE, I. Antioxidants: Characterization, natural sources, extraction and analysis. **Food Research International**, v. 74, p. 10-36, 2015.
- PACHECO, S. Preparo de padrões analíticos, estudo de estabilidade e parâmetros de validação para ensaio de carotenoides por cromatografia líquida. Dissertação (Mestrado), Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Instituto de Ciência e Tecnologia de Alimentos, Seropédica-RJ, 2009.
- PACHER, P.; BECKMAN, J. S.; LIAUDET, L. Nitric oxide and peroxynitrite in health and disease. **Physiological Reviews**, v.87, p.315–424, 2007.

- PATIL, B. S.; JAYAPRAKASHA, G.K.; MURTHY, K. N. C.; VIKRAM, A. Bioactive compounds: historical perspective, opportunities and challenges. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, v. 57, p. 8142-8160, 2009.
- PATRAS, M. A.; KUHNERT, N.; JAISWAL, R. AND GORDON J. M. Profiling and quantification of region isomeric caffeoyl glucoses in berry fruits. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, v.66, p.1096-1104, 2017.
- PAZ, M.; GÚLLON, P.; BARROSO, M. F.; CARVALHO, A. P.; DOMINGUES, V. F.; GOMES, A. M.; BECKER, H.; LONGHINOTTI, E.; DELERUE-MATOS, C. Brazilian fruit pulps as functional foods and additives: Evaluation of bioactive compounds. *Food chemistry*, v. 172, p. 462–8, 2015.
- PISOSCHI, A. M.; POP A.; SERBAN, A. I.; FAFANEATA, C. Electrochemical methods for ascorbic acid determination. *A.M. Electrochimica Acta*, v.121, p.443– 460, 2014.
- PRIOR, R.L., & CAO, G. Antioxidant capacity and polyphenolic components of teas: implications for altering in vivo antioxidant status. *Proceedings of the Society for Experimental Biology and Medicine*, v.220, p.255-261, 1999.
- PRYOR, W.A.; HOUK, K.N.; FOOTE, C.S.; FUKUTO, J.M.; IGNARRO, L.J. et al., Free radical biology and medicine: it's a gas, man, *American Journal Physiology-Regulatory Integrative Comparative Physiology*, v. 291 p. 491–511, 2006.
- RAJALAKSHMI, D.; NARASIMHAN, S. (1995). Food antioxidants: sources and methods of evaluation: In: Madvahi, D.L.; Deshpande, S.S.; Salunkhe, D.K. (Ed) Food antioxidants: technological, toxicological and health perspectives. New York: M. Dekker, p.65-157.
- RESQUE, O. R Vocabulário de frutas comestíveis da Amazônia. Museu Paraense Emílio Goeldi. Belém, 2007.
- RE, R., PELLEGRINI, N., PROTEGGENTE, A., PANNALA, A., YANG, M., & RICE-EVANS, C. Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radical Biology and Medicine*, v.26, p.1231-1237, 1999.
- RIAL, Carlos et al. Phytotoxicity of cardoon (*Cynara cardunculus*) allelochemicals on standard target species and weeds. *Journal of Agricultural and food chemistry*, v. 62, n. 28, p. 6699-6706, 2014.

- RIBEIRO, A. B.; CHISTÉ, R. C.; FREITAS, M.; SILVA, A. F.; VISENTAINER, J. V.; FERNANDES, E. *Psidium cattleianum* fruit extracts are efficient in vitro scavengers of physiologically relevant reactive oxygen and nitrogen species. **Food Chemistry**, n.165, p.140–148, 2014.
- RIBEIRO, A. B.; CHISTÉ, R.C.; JOSÉ L.; LIMAB F. C.; FERNANDES, E. *Solanum diploconos* fruits: profile of bioactive compounds and in vitro antioxidant capacity of different parts of the fruit. **Food & Function Journal**, v. 7, p. 2249–2257, 2016.
- RICE-EVANS, C. A.; MILLER, N. J.; PAGANGA, G. Structure antioxidant activity relationship of flavonoids and phenolic acid. **Free Radical Biology and Medicine**, v. 20, n. 7, p. 933-956, 1996.
- RIGHI, Adne A. et al. Chemical composition and efficacy of dichloromethane extract of *Croton sphaerogynus* Baill.(Euphorbiaceae) against the cattle tick *Rhipicephalus microplus* (Acari: Ixodidae). **Veterinary parasitology**, v. 192, n. 1-3, p. 292-295, 2013.
- RIVERA, S.M.; CANELA-GARAYOA, R. Analytical tools for the analysis of carotenoids in diverse materials. **Journal Chromatography A**, v. 1224 p.1–10, 2012.
- ROCHA, A.V., COMINETTI, C., COZZOLINO, S.M.F. Vitamina C, in: COZZOLINO, S.M.F., COMINETTI, C. Bases bioquímicas e fisiológicas da nutrição: nas diferentes fases da vida, na saúde e na doença. Barueri, SP: Manole, 2013.
- RODRIGUES, E., MARIUTTI, L. R. B., & MERCADANTE, A. Z. Carotenoids and phenolic compounds from *Solanum sessiliflorum*, an unexploited Amazonian fruit, and their scavenging capacities against reactive oxygen and nitrogen species. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.61, p.3022–3029, 2013.
- RODRIGUEZ-AMAYA, D. B.; KIMURA, M.; GODOY, H. T., AMAYA-FARFAN, J. Updated Brazilian database on food carotenoids: Factors affecting carotenoids composition, **Journal of Food Composition and Analysis**, v. 21, p. 445– 463, 2008.
- ROSSO, V. V. Bioactivities of Brazilian fruits and the antioxidant potential of tropical biomes. **Food and Public Health**, v.3, p.37–51, 2013.
- RUFINO, M.S.M. et al. Metodologia científica: determinação da atividade antioxidante total em frutos pela captura do radical livre ABTS. Fortaleza: EMBRAPA, 2007. (Comunicado técnico).

- SAIBABU V, FATIMA Z, KHAN LA, HAMEED S. Therapeutic potential of dietary phenolic acids. **Advances in Pharmacological Sciences**, v. 2015, 2015.
- SAVIETTO, J. P. Antiproliferative activity of methanol extracts of four species of Croton on different human cell lines. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 23, n. 4, p. 662-667, 2013.
- SCHWARTZ, G.; WATRIN, O. S.; GOMES, J. I. Espécies arbóreas da sede da Embrapa Amazônia Oriental: Conservação *Ex Situ* e um novo Espaço de Educação Ambiental em Belém. **Revista Ciências Agrárias**, v. 46, p.181-194, 2006.
- SCHWEIGGERT, R. M., STEINGASS, C. B., ESQUIVEL, P., & CARLE, R. Chemical and morphological characterization of Costa Rican papaya (*Carica papaya* L.) hybrids and lines with particular focus on their genuine carotenoid profiles. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.60, p. 2577–2585, 2012.
- SCHWEIGGERT, R.M.; VARGAS, E.; CONRAD, J.; HEMPEL, J.; GRAS, C.C.; ZIEGLER, J.U.; MAYER, A.; JIMÉNEZ, V.; ESQUIVEL, P.; CARLE, R. Carotenoids, carotenoid esters, and anthocyanins of yellow-, orange-, and red-peeled cashew apples (*Anacardium occidentale* L.). **Food Chemistry**, v.200, p. 274–282, 2016.
- SCHWEITZER, C.; SCHMIDT, R. Physical mechanisms of generation and deactivation of singlet oxygen, **Chemical Reviews**, v.103, p.1685–1757, 2003
- SHAHIDI, F.; AMBIGAIPALAN, P. Phenolics and polyphenolics in foods, beverages and spices: Antioxidant activity and health effects – A review. **Journal of Functional Foods**, v. 18, p. 820-897, 2015.
- SHAHIDI, F.; ZHONG, Y. Measurement of antioxidant activity. *Journal of functional foods*, v. 18, p. 757-781, 2015.
- SHAHIDI, F.; NACZK, M. Food phenolics: sources, chemistry, effects and applications. 1<sup>a</sup> ed. Lancaster, PA: Technomic Pub. Co , p. 171-91, 1995.
- SIES, H. Hydrogen peroxide as a central redox signaling molecule in physiological oxidative stress: oxidative eustress, **Redox Biology**, v. 11, p.613–619, 2017.
- SILVA, S.; TASSARA, H. Frutas no Brasil. São Paulo: Nobel, 2001.

- SILVA, E.M., SOUZA, J.N.S., ROGEZ, H., REES, J-F., LARONDELLE, Y. Antioxidant activities and polyphenolic contents of fifteen selected plant species from the Amazonian Region. **Food Chemistry**, v.101, p.1012 - 1018, 2007.
- SILVA, V.L.; COZZOLINO, S.M.F. Vitamina C (Ácido Ascórbico). In: COZZOLINO, S.M.F. Biodisponibilidade de nutrientes. 3.ed. Barueri: Manole, 2009. cap.13, p.354-373.
- SILVA, H.D.; CERQUEIRA, M.A.; SOUZA, B.W.S.; RIBEIRO, C.; AVIDES, M.C. QUINTAS, COIMBRA, J.S.R.; CARNEIRO-DA-CUNHA, M.G.; VICENTE, A.A. Nanoemulsions of  $\beta$ -carotene using a high-energy emulsification–evaporation technique, **J. Journal of Food Engineering**, v.102, p.130– 135, 2011.
- SILVA, L.M.R.; FIGUEIREDO, E.A.T.; RICARDO, N.M.P.S.; VIEIRA, I.G.P.; FIGUEIREDO, R; W.; BRASIL, I. M.; GOMES, C. L. Quantification of bioactive compounds in pulps and by-products of tropical fruits from Brazil. **Food Chemistry**, v. 143 p. 398–404, 2014.
- SINGLETON, V. L.; ROSSI, J. A. Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic phosphotungstic acid reagent. **American Journal of Enology and Viticulture, Davis**, v. 16, n. 3, p. 144-158, 1965.
- SINDHI, V.; GUPTA, V.; SHARMA, K.; BHATNAGAR, S.; KUMARI, R.; DHAKA, N. Potential applications of antioxidants – A review. **Journal of Pharmacy Research**, v. 7, n. 9, p. 828-835, 2013.
- SLANGER, T.G.; COPELAND, R.A. Energetic oxygen in the upper atmosphere and the laboratory, **Chemical Reviews**, v. 103 p. 4731–4765, 2003.
- SOARES, C. J.; ROSALEN, L. P.; LAZARINI, G. J., MASSARIOLI, P. A.; FORTUNATO, S. C.; DIAS, N. B.; ALENCAR, M. S. Comprehensive characterization of bioactive phenols from new Brazilian superfruits by LC-ESI-QTOF-MS, and their ROS and RNS scavenging effects and anti-inflammatory activity, **Food Chemistry**, v. 281, p. 178-188, 2019.
- SOUZA, J.N.S.; SILVA, E.M.; LOIR, A.; REES, J.F.; ROGEZ, H.; LARONDELLE, Y. Antioxidant capacity of four polyphenol-rich Amazonian plant extracts: A correlation study using chemical and biological in vitro assays. **Food Chemistry**, Reading, v.106, p. 331-339, 2008.

- STAPLETON, P.D.; SHAH, S.; ANDERSON, J.C.; HARA, Y. ; HAMILTON-MILLER, J.M.T.; TAYLOR P.W. Modulation of beta-lactam resistance in *Staphylococcus aureus* by catechins and gallates. **International Journal Antimicrobial Agents**, v.23, p. 462–467, 2004.
- SUN, F.L. L.; GUO, Y.; ZHANG, Y.; ZHUANG, Y. Antioxidant and anti-tyrosinase activities of phenolic extracts from rape bee pollen and inhibitory melanogenesis by cAMP/MITF/TYR pathway in B16 mouse melanoma cells. **Frontiers Pharmacology**, v.8 p.104, 2017.
- SZARKA, A., TOMASSKOVICS, B., & BÁNHEGYI, G. The ascorbate-glutathione- $\alpha$ -tocopherol triad in abiotic stress response. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 13, p. 4458–4483, 2012.
- TAIZ, L.; ZEIGER, E. *Fisiologia Vegetal*. 4. ed. Porto Alegre: Artmed. 2013.
- TELFER, A., PASCAL, A., & GALL, A. (2008). Carotenoids in photosynthesis. In: *Carotenoids Volume 4: Natural functions*, pp. 265-308. Britton, G., Liaaen-Jensen, S., and Pfander, H., Eds., Birkhäuser Verlag, Basel, Boston, Berlin.
- THÉRIAULT, M., CAILLET, S., KERMASHA, S., LACROIX, M. Antioxidant, antiradical and antimutagenic activities of phenolic compounds present in maple products. **Food Chemistry**, n. 98, 490–501, 2006.
- TIBURSKI, J.H.; ROSENTHAL, A.; DELIZA, R.; GODOY, R. L. O.; PACHECO, S. Nutritional properties of yellow mombin (*Spondias mombin* L.) pulp. **Food Research International**, 44, 2326-2331, 2011.
- TRABER MG. VITAMIN E. IN: SHILS ME, SHIKE M, ROSS AC, CABALLERO B, COUSINS RJ, editors. *Modern nutrition in health and disease*. 10th ed. Philadelphia: Lippincott Williams & Wilkins; p. 396e411. 2006.
- USDA. *Recommended dietary allowances*. Washington DC: National Academy Press, 2008.
- URSACHE, F.M.; ANDRONOIU, D.G.; GHINEA, I.O.; BARBU, V. ; IONIȚĂ, E.; COTÂRLEȚ, M.; DUMITRAȘCU, L.; BOTEZ, E. ; RÂPEANU, G.; STĂNCIUC, N. Valorizations of carotenoids from sea buckthorn extract by microencapsulation and

- formulation of value-added food products. **Journal of Food Engineering**, v. 219, p. 16-24, 2018.
- VALKO, M.; MORRIS, H.; CRONIN, M.T; Metals, toxicity and oxidative stress, **Current Medicinal Chemistry**, v.12, p.1161, 2005.
- VALKO, M.; LEIBFRITZ, D.; MONCOL, J.; CRONIN, M.T.D.; MAZUR, M.; TELSER, J. Free radicals and antioxidants in normal physiological functions and human disease. **The International Journal of Biochemistry & Cell Biology**, v.39, p44-84, 2007.
- VATTEM, D.; SHETTY, K. Ellagic acid production and phenolic antioxidant activity in cranberry pomace (*Vaccinium macrorpom*) mediated bey *Lentinus edodes* using a solid-state system. **Process Biochemistry**, v. 39, p. 367-379, 2003.
- VALKO, M.; MORRIS, H.; CRONIN, M.T; Metals, toxicity and oxidative stress, **Current Medicinal Chemistry**, v.12, p.1161, 2005.
- VASCO, C., RUALES, J., & KAMAL-ELDIN, A. Total phenolic compounds and antioxidant capacities of major fruits from Ecuador. **Food Chemistry**, v.111, p.816–823. 2008.
- VILLA-RODRÍGUEZ, J. A., MOLINA-CORRAL, F. J., AYALA-ZAVALA, J. F., OLIVAS, G. I., & GONZÁLEZ- AGUILAR, G. A. Effect of maturity stage on the content of fatty acids and antioxidant activity of ‘Hass’ avocado. **Food Research International**, v. 44, p. 1231–1237, 2010.
- WANG, X., WANG, W., LI, L., PERRY, G., LEE, H.-G., & ZHU, X. Oxidative stress and mitochondrial dysfunction in Alzheimer’s disease. **Biochimica et Biophysica Acta (BBA)-Molecular Basis of Disease**, v.1842, p.1240–1247, 2014.
- WAWRZYNIAK, J; RYNIECKI, A.; ZEMBRZUSKI, W. Application of voltammetry to determine vitamin C in apple juices. **Acta Scientiarum Polonorum Technologia Alimentaria**. v.4, p.5 - 16 2005.
- WESTBERG, M.; BREGNHØJ, M.; BLÁZQUEZ-CASTRO, A.; BREITENBACH, T.; ETZERODT, M. et al., Control of singlet oxygen production in experiments performed on single mammalian cells, **Journal of Photochemistry and Photobiology a Chemistry**, v.321, p.297–308, 2016.
- WILLCOX, J.K; ASH, S,L; CATIGNANI, G,L. Antioxidants and prevention of chronic disease. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, v. 44, p. 275-95, 2004.



World Health Organization (WHO). BMI Classification, 2013

XIAOJING H.; HUANG, X.; AI, Z; ZHAO, J.; ZHANG L. Ascorbic acid induced atrazine degradation. **Journal of Hazardous Materials**, v.327 p.71–78, 2017.

YAMAGUCHI, M., UCHIYAMA S. Effect of carotenoid on calcium content and alkaline phosphatase activity in rat femoral tissues in vitro: the unique anabolic effect of  $\beta$ - cryptoxanthin, **Biological and Pharmaceutical Bulletin**, v. 26 p.1188–1191, 2003.

YANG, M; SUN, J; LU, Z. Phytochemical analysis of traditional Chinese medicine using liquid chromatography coupled with mass spectrometry. **Journal Chromatography A**, v.1216 p. 2045-2062, 2009.

YUYAMA, L.; YONEKURA, L.; AGUIAR, J.P.L.; SOUZA, A.S.; ENRICONI A.; FABE, M.A.; LIRA, K.S. Vitamina A, in: COZZOLINO, S.M.F.; COMINETTI, C. Bases bioquímicas e fisiológicas da nutrição: nas diferentes fases da vida, na saúde e na doença. Barueri: Manole, 2013.

ZANATTA, C. F.; MERCADANTE, A. Z. Carotenoid composition from the Brazilian tropical fruit camu-camu (*Myrciaria dubia*). **Food Chemistry**, v. 101, p.1526-1532, 2007.