

ÓLEOS EXÓTICOS DA AMAZÔNIA: CARACTERIZAÇÃO FÍSICO-QUÍMICA E
PROPRIEDADES FUNCIONAIS

THAYS DA COSTA SILVEIRA

UNIVERSIDADE ESTADUAL DO NORTE FLUMINENSE

DARCY RIBEIRO – UENF

CAMPOS DOS GOYTACAZES – RJ

MARÇO-2017

**ÓLEOS EXÓTICOS DA AMAZÔNIA: CARACTERIZAÇÃO FÍSICO-QUÍMICA E
PROPRIEDADES FUNCIONAIS**

THAYS DA COSTA SILVEIRA

“Dissertação de mestrado apresentada ao Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias da Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, como parte das exigências para obtenção do título de Mestre em Produção Vegetal.”

Orientador: Victor Haber Perez

CAMPOS DOS GOYTACAZES – RJ

MARÇO-2017

FICHA CATALOGRÁFICA

Preparada pela Biblioteca do CCH / UENF

015/2018

S587 Silveira, Thays da Costa.

Óleos exóticos da Amazônia : caracterização físico-química e propriedades funcionais / Thays da Costa Silveira – Campos dos Goytacazes, RJ, 2017.

61 f.

Bibliografia: f. 45 - 55.

Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) – Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias, 2017.

Orientador: Victor Haber Perez.

1. *Arecaceae*. 2. Óleos Exóticos - Amazônia. 3. β -caroteno. 4. Atividade Antioxidante. I. Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro. II. Título.

CDD –634.974

ÓLEOS EXÓTICOS DA AMAZÔNIA: CARACTERIZAÇÃO FÍSICO-QUÍMICA E
PROPRIEDADES FUNCIONAIS

THAYS DA COSTA SILVEIRA

Dissertação de mestrado apresentada ao
Centro de Ciências e Tecnologias
Agropecuárias da Universidade Estadual
do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, como
parte das exigências para obtenção do
título de Mestre em Produção Vegetal.

Aprovada em 30 de março de 2017

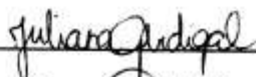
Comissão examinadora



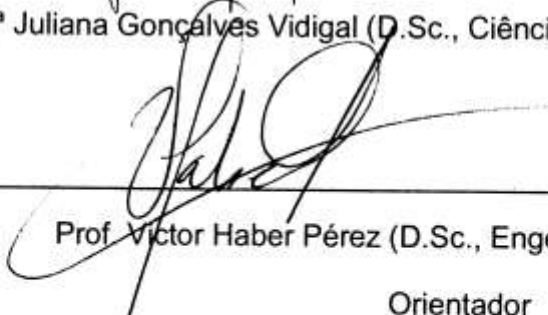
Geraldo Ferreira David (D.Sc., Produção Vegetal) UENF



Diana Catalina Cubides Roman (D.Sc., Produção Vegetal) UFES



Prof.ª Juliana Gonçalves Vidigal (D.Sc., Ciência e Tecnologia de Alimentos) IFF



Prof. Victor Haber Pérez (D.Sc., Engenharia Química) UENF

Orientador

AGRADECIMENTOS

Agradeço a Deus, por estar me guiando sempre em toda a minha trajetória e pela força e perseverança que obtive para atingir este desafio;

Aos meus familiares pelo incentivo e confiança, em especial aos meus pais Sandra e Márcio. Meus amigos incomparáveis que sempre estiveram ao meu lado, dando apoio, amor incondicional e fazendo o possível para que esse sonho se tornasse realidade e aos meus irmãos Márcio Júnior e Maria Eduarda, que sempre me fazem sorrir;

Ao Leonardo Barbosa, pelo companheirismo, amor, atenção, dedicação e por sempre me incentivar e apoiar;

Ao meu orientador Victor Haber Pérez, pela valiosa orientação, estímulo e compreensão e principalmente por ter acreditado em meu potencial;

A todos os meus companheiros de laboratório, Cláudia, Michele, Cristilane, Daiana, Leirson, Geraldo, Manuel, Leonardo e Eurípedes, pela amizade, brincadeiras, ajuda e parceria constante. Em especial à minha amiga Nathalia por estar sempre ao meu lado me ajudando em todas as etapas, sem importar a situação;

A Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro pela realização do curso de mestrado, ao laboratório de Engenharia de Processos pelos materiais necessários para a realização das análises e a CAPES pela bolsa de estudo concedida. Enfim, a todos que não foram citados, mas que contribuíram direta ou indiretamente na realização deste trabalho.

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	1
2. OBJETIVOS	3
2.1 Objetivo geral	3
2.2 Objetivos específicos	3
3. Revisão de literatura.....	4
3.1 Palmeiras nativas do Brasil: Ocorrência e importância	4
3.1.1. Tucumãs.....	6
3.1.2. Buriti (<i>Mauritia flexuosa</i> L. f.).....	8
3.1.3. Caiaué (<i>Elaeis oleífera</i> Kunth).....	9
3.1.4. Bacaba (<i>Oenocarpus bacaba</i>).....	9
3.1.5. Patauá (<i>Onecarpus bataua</i>)	10
3.2 Óleos vegetais dos frutos de palmeiras da Amazônia	13
3.3 Lipídios.....	15
3.4 Mecanismo de oxidação dos óleos	17
3.5 Propriedades funcionais e compostos bioativos	19
3.6 Atividade antioxidante	21
4. Materiais e Métodos	24
4.1 Materiais	24

4.2	Métodos analíticos	25
4.2.1	Avaliação das propriedades físico-químicas dos óleos	25
4.2.2	Avaliação dos compostos bioativos.....	28
4.2.2.1	Análise de carotenoides (β -caroteno)	28
4.2.2.2	Determinação da Atividade Antioxidante mediante o ensaio de descoloração do cátion-radical ABTS+·	29
4.2.3	Determinação do perfil de ácidos graxos dos óleos Método FAMEE's (Metil Ésteres de Ácidos Graxos) por cromatografia gasosa acoplado ao espectrômetro de massas (GC-MS)	29
4.2.4	Análise estatística.....	30
5	Resultados e discussões	31
5.1	Análises físico-químicas.....	31
5.2	Análise de carotenoides totais expressos em β -caroteno.....	36
5.3	Atividade Antioxidante mediante o ensaio de descoloração do cátion-radical ABTS+·	38
5.4	Perfil de ácidos graxos.....	40
6.	Conclusões.....	44
7.	Referências bibliográficas.....	45
Anexo.....		56

RESUMO

SILVEIRA, THAYS DA COSTA, M.Sc., Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro. Março de 2017. Título: Óleos Exóticos da Amazônia: Caracterização Físico-química e Propriedades Funcionais. Orientador: Prof. Victor Haber Perez.

Atualmente existe grande interesse na exploração de produtos naturais para o desenvolvimento de novos bioprodutos que encontram aplicações na indústria de alimentos. Neste contexto, a floresta Amazônica apresenta uma grande diversidade de plantas que são fontes de frutos exóticos, porém, pouco conhecidos ou apenas parcialmente explorados na sua região de ocorrência. Dentre eles, destaque pode ser dado, por exemplo, às palmeiras da família Arecaceae cujas espécies contêm frutos oleaginosos com promissoras propriedades físico-químicas e funcionais. Apesar de existirem diversos trabalhos sobre os aspectos vegetais dessas palmeiras que apontam o potencial de seus frutos e dos produtos derivados, como seus óleos, dados físico-químicos, bioquímicos e de suas propriedades funcionais são escassos na literatura. Desta forma, o objetivo deste trabalho é avaliar as propriedades físico-químicas e funcionais dos óleos exóticos extraídos de palmeiras da família Arecaceae relativas às seguintes espécies: Tucumã Açú (*Astrocaryum aculeatum* Meyer), Tucumã do Pará (*Astrocaryum vulgare* Mart), Buriti (*Mauritia flexuosa* L. f), Caiaué (*Elaeis Oleifera* Kunth), Bacaba (*Oenocarpus bacaba*) e Patauá (*Oenocarpus bataua*). Os resultados apontam que as

propriedades físico-químicas desses óleos se encontram dentro dos padrões determinados pela legislação, para óleos e gorduras, ANVISA (RDC de 23 de setembro de 2005), evidenciando sua boa qualidade. Em relação ao perfil de ácidos graxos, os óleos apresentaram como ácido graxo majoritário o ácido oleico, com valores de 79,50% para Buriti, 69,38% para Tucumã do Pará e 63,49% para Bacaba. Excessão foi o óleo de Caiapé, que apresentou 39,38% de ácido oleico. Além disso, o óleo de Tucumã Açú, demonstrou valor elevado quando comparado aos demais em relação ao percentual de ácido linoleico (9,72%). Esse ácido poli-insaturado proporciona benefícios à saúde, elevando os níveis da lipoproteína de alta densidade (Colesterol bom). Isto é um ponto positivo, uma vez que, o conteúdo de ácidos aterogênicos (C12:0, C14:0 e C16:0) que podem proporcionar a ocorrência de doenças cardiovasculares não foi elevado. Em relação aos valores da composição de β -caroteno, precursor da vitamina A os resultados demonstraram que os óleos possuem elevadas quantidades deste pigmento (243,5 $\mu\text{g/g}$ para Tucumã do Pará; 29 $\mu\text{g/g}$ para Tucumã Açú; 533,3 $\mu\text{g/g}$ para Buriti e 137,4 $\mu\text{g/g}$ para Caiapé), bem como valores significativos de atividade antioxidante. Assim, os óleos evidenciaram potencial para serem utilizados em formulações de alimentos com propriedades funcionais com possíveis aplicações para prevenção de hipovitaminose A.

Palavras-chave: Arecaceae, Amazônia, Óleos, β -caroteno, Atividade Antioxidante.

ABSTRACT

SILVEIRA, THAYS DA COSTA, M.Sc., Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro. March, 2017. Title: Exotic Oils from the Amazon: Physical-chemical Characterization and Functional Properties. Advisor: Víctor Haber Perez.

Currently there is great interest in the exploitation of natural products for the development of new bioproducts that find applications in the food industry. In this context, the Amazon forest presents a great diversity of plants that are sources of exotic fruits, but little known or only partially explored in their region of occurrence. Among them, prominence can be given, for example, to the palm trees of the family Arecaceae which species contains oleaginous fruits with promising physical-chemical and functional properties. Although there are several works on the vegetal aspects of these palm trees that indicate the potential of its fruits and derived products, such as its oils, physicochemical, biochemical data and its functional properties are scarce in the literature. Thus, the objective of this work is to evaluate the physical-chemical and functional properties of the exotic oils extracted from palm trees of the family Arecaceae on the following species: Tucumã Açú (*Astrocaryum aculeatum* Meyer), Tucumã do Pará (*Astrocaryum vulgare* Mart), Buriti (*Mauritia flexuosa* L. f), Caiapé (*Elaeis Oleifera* Kunth), Bacaba (*Oenocarpus bacaba*) and Patauá (*Onocarpus bataua*). The results indicate that the physico-chemical properties of these oils meet the standards established by the legislation for oils and

fats, ANVISA (RDC of September 23, 2005), showing its good quality. In relation to the fatty acid profile, the oils showed the major fatty acid oleic acid, with values of 79.50% for Buriti, 69.38% for Tucumã do Pará and 63.49% for Bacaba. Excess oil was Caiaué, which presented 39.38% oleic acid. In addition, the oil of Tucumã Açú, showed a high value when compared to the others in relation to the percentage of linoleic acid (9.72%). This polyunsaturated acid provides health benefits by raising the levels of high density lipoprotein (good cholesterol). This is a positive point, since the content of atherogenic acids (C12: 0, C14: 0 and C16: 0) that may provide for the occurrence of cardiovascular diseases has not been high. The results showed that they have high amounts of this pigment (243.5 $\mu\text{g} / \text{g}$ for Tucumã do Pará, 29 $\mu\text{g} / \text{g}$ for Tucumã Açú, 533.3 $\mu\text{g} / \text{g}$ for Buriti and 137.4 $\mu\text{g} / \text{g}$ for Caiaué) as well as significant values of antioxidant activity. Thus, the oils showed potential to be used in formulations of foods with functional properties with possible applications to prevent hypovitaminosis A.

Keywords: Arecaceae, Amazon, Oils, β -carotene, Antioxidant activity.

1. INTRODUÇÃO

Pesquisas com intuito de verificar espécies de plantas nativas, muitas delas encontradas na Amazônia, as quais podem originar produtos naturais que apresentam benefícios à saúde, têm se tornado cada vez mais importantes (Clement et al. 2005; Ferreira et al. 2008).

Dentre essas espécies, as palmeiras da família *Arecaceae*, apresentam um significativo valor cultural e econômico nas suas regiões de ocorrência, pois, as populações dessas localidades, as utilizam na produção artesanal, seus frutos são a principal matéria-prima utilizada da planta, que é aproveitada na alimentação humana e animal, dentre outras finalidades (Lima et al. 2013). Possuem elevado potencial nutricional, como o Tucumã que é considerado uma fonte alimentícia altamente calórica e que contém elevados teores de pró-vitamina A (Ferreira et al. 2008). No entanto, os frutos destas palmeiras, como a palmeira de Tucumã e de Bacaba são altamente perecíveis e possuem uma curta vida útil, pois os mesmos podem secar e apodrecer em poucos dias (FAO, 1987). Essas palmeiras possuem frutos com quantidades elevadas de óleo no mesocarpo e nas sementes (Pesce, 2009), sendo a extração do óleo uma alternativa para minimizar perdas e agregar valor à sua cadeia produtiva.

Os óleos considerados comestíveis possuem características de alto valor para a indústria de alimentos e cosméticos (Clement et al. 2005). Estes óleos podem ser considerados novas fontes potenciais de ácidos graxos insaturados e

de outros compostos bioativos, aumentando o seu valor comercial, já que estudos desenvolvidos com algumas espécies constataram que alguns desses apresentam importantes constituintes químicos na sua composição, como os ácidos graxos insaturados, especialmente o ácido oleico, além de quantidades significativas de β -caroteno e tocoferóis (Ferreira et al. 2008; Pesce, 2009; Costa, et al. 2010; Rodrigues et al. 2010; Vásquez-Ocmín et al. 2010). Todavia, apesar de haver trabalhos reportando e apontando o potencial de seus óleos, há poucos dados das propriedades físico-químicas e de suas propriedades funcionais na literatura.

No Brasil existem diversas espécies frutíferas, nativas e exóticas, que compõem as palmeiras da família *Arecaceae* (Lorenzi, 2010). O presente trabalho deu ênfase ao estudo de seis destas espécies, a saber: O Buriti (*Mauritia flexuosa* L. f.), o Tucumã Açú (*Astrocaryum aculeatum* Meyer), o Tucumã do Pará (*Astrocaryum vulgare* Mart), Caiuê (*Elaeis Oleifera* Kunth), Bacaba (*Oenocarpus bacaba*) e o Patauá (*Oenocarpus bataua*). Neste contexto, o objetivo deste trabalho foi explorar as propriedades físico-químicas, teor de carotenoides e potencial antioxidante de óleos exóticos considerando seis espécies de palmeiras da Amazônia.

2. OBJETIVOS

2.1 Objetivo geral

O presente trabalho tem como objetivo avaliar as propriedades físico-químicas e funcionais de óleos extraídos de frutos de palmeiras exóticas da Amazônia das seguintes variedades: Tucumã Açú (*Astrocaryum aculeatum* Meyer), Tucumã (*Astrocaryum vulgare* Mart), Buriti (*Mauritia flexuosa* L.), Caiaué (*Elaeis oleífera* Kunth), Bacaba (*Oenocarpus bacaba*) e Patauá (*Oenocarpus bataua*).

2.2 Objetivos específicos

- Identificar o perfil de ácidos graxos nos óleos de Tucumã Açú (*Astrocaryum aculeatum* Meyer), Tucumã (*Astrocaryum vulgare* Mart), Buriti (*Mauritia flexuosa* L.), Caiaué (*Elaeis oleífera* Kunth), Bacaba (*Oenocarpus bacaba*) e Patauá (*Oenocarpus bataua*);
- Caracterizar os óleos, por meio das análises físico-químicas: Índice de acidez, índice de peróxido, índice de iodo, índice de saponificação, análise de cor, densidade, viscosidade e umidade;
- Determinar as propriedades funcionais, por meio da capacidade antioxidante e do teor de carotenoides dos óleos em estudo.

3. REVISÃO DE LITERATURA

3.1 Palmeiras nativas do Brasil: Ocorrência e importância

No mundo tem-se registro de 2500 espécies, com 200 gêneros, que são importantes para a subsistência humana e indústrias no mercado mundial, fazendo com que a família *Arecaceae* seja a terceira mais importante família de plantas, ficando atrás apenas das gramíneas e leguminosas (Janick e Paull 2006).

Segundo o IBGE, o Brasil possui seis biomas diferentes, dentre os quais se encontram: Amazônia, Cerrado, Mata Atlântica, Caatinga, Pampa e Pantanal. Embora estas palmeiras sejam da mesma família, elas são encontradas em distintas regiões. Destes, a Amazônia é a que ocupa maior área no país, abrangendo nove estados, tais como, Acre, Amapá, Pará, Rondônia, Roraima, Maranhão, Tocantins e Mato Grosso e representa de 3 a 5 milhões Km² (Ratter et al. 1997).

Na floresta Amazônica há uma grande diversidade de plantas, dentre as quais se encontram as palmeiras da família *Arecaceae*. Algumas dessas espécies podem se adaptar em diversos tipos de habitat, tais como: solos pobres e degradados, em ambientes com alterações, em áreas que são periodicamente inundadas. Além disso, possuem resistência ao fogo (FAO, 1987; Ferreira e Gentil, 2006).

Estas espécies contêm um elevado potencial econômico, funcional e tecnológico para a população das localidades de sua ocorrência, pois seus frutos e sementes são utilizados na alimentação humana e animal; seu endocarpo é utilizado para confeccionar brincos, pulseiras e colares; suas folhas são utilizadas para confeccionar redes de pesca, linhas para arco de flecha, cordas e cestos. O estipe é utilizado para construir paredes de casas e currais (Lima, et al. 1986). Ainda, muitas palmeiras contêm o fruto oleaginoso, com quantidades significativas de óleo no mesocarpo do fruto e nas sementes (Pesce, 2009), podendo fornecer matéria-prima para a indústria de alimentos e cosméticos. Dessa forma, existe uma grande variedade de produtos que podem ser obtidos a partir destas que são ainda pouco exploradas.

Dentre estas espécies, encontram-se o tucumã Açú (*Astrocaryum aculeatum* Meyer) e o tucumã do Pará (*Astrocaryum vulgare* Mart), que possuem ocorrência nas terras firmes da Amazônia e são utilizados para a comercialização dos frutos que são comestíveis. O tucumã do Pará é comercializado principalmente na região central de Belém, já o tucumã Açú possui comercialização na região de Manaus (Kahan e Moussa, 1997). O Buriti (*Mauritia flexuosa* L. f.), por sua vez, possui ocorrência na América do Sul e por ser rico em β -caroteno, vem sendo pesquisado para a elaboração de doces e alimentos do mesocarpo do fruto desta palmeira em distintas partes do Brasil. Entretanto, atendem apenas à população da área de concentração da mesma (Clement, et al. 2005).

O Caiaué (*Elaeis Oleifera* Kunth) é uma palmeira de ocorrência na parte sul da América Central, abrangendo Colômbia, Venezuela, Guiana e região Amazônica. Seu fruto não é consumido fresco, mas deste se extrai o óleo comestível que possui sabor suave e agradável. A Bacaba (*Oenocarpus bacaba*) é encontrada na Amazônia Central, Ocidental e Meridional e Guianas. Seu fruto é utilizado para o preparo de bebidas que são apreciadas pela população e fazem parte da dieta da população da região (FAO, 1987).

Já a palmeira de Pataua (*Oenocarpus bataua*) é encontrada principalmente na região do Norte do país, além disso, possuem ocorrência no Peru, Colômbia, Equador, Bolívia e Venezuela. Os frutos desta palmeira são utilizados para extrair um “vinho”, este que é vendido nas cidades da região, deste também pode-se extrair o óleo, utilizado para fritura pela população da região (Cymeris, 2005).

3.1.1. Tucumãs

O tucumã Açú (*Astrocaryum aculeatum* Meyer) é uma palmeira que pode ser encontrada nos Estados do Amazonas, Acre, Rondônia e Roraima, e em outros locais do país, como no Pará ou em outros países como Peru e Colômbia. Esta pode atingir 25 m de altura, com espinhos compridos de até 8 cm ao longo de seu tronco. Pode se desenvolver em solos pobres e de terra firme, possui boa resistência ao fogo e capacidade de regeneração, podendo ser produzida sem adubo por anos (FAO, 1987; Costa, et al. 2005; Lorenzi, 2010).

A palmeira de Tucumã Açú floresce de julho a janeiro e sua frutificação acontece de fevereiro a agosto (Kahn e Moussa, 1997). Seu fruto, demonstrado na Figura 1, é muito consumido na forma in natura, com peso que varia entre 20 a 100 gramas (FAO, 1987); seu comprimento e diâmetro variam entre 4,5 a 6,5 cm e 3,5 a 4,5 cm, respectivamente. Apresenta casca de coloração amarelada e polpa (mesocarpo) carnosa, fibrosa e adocicada, com coloração que varia do amarelo ao alaranjado (Lorenzi, 2010). O rendimento deste fruto é dado em 13,5% de casca, 29,1% de polpa, 56,8% semente e 0,6% de demais estruturas (De Carvalho e Muller, 2005).

Por ano, a produção média dessas palmeiras é de 2 a 3 cachos, chegando ao máximo de 5 cachos, que podem conter de 200 a 400 frutos, com peso que varia de 10 a 30 quilos (Lima et al., 2013). A comercialização deste fruto é realizada principalmente na forma in natura ou polpa nas feiras livres de Manaus, com disponibilidade durante todo o ano (Costa et al. 2011).



Figura 1. Aspectos gerais do fruto de Tucumã Açú.

Já o tucumã do Pará (*Astrocaryum vulgare* Mart) possui ocorrência na Amazônia oriental, é nativo do Estado do Pará e pode ser encontrado no Amapá, Goiás, Maranhão, Tocantins, na Guiana Francesa e na Venezuela. Seu



florescimento ocorre entre março e julho e frutifica de janeiro a abril. No entanto, esta palmeira pode ofertar frutos durante todo o ano quando bem manejada. Assim como o Tucumã Açú, possui espinhos ao longo do tronco e pode alcançar até 20 metros de altura. Seus frutos possuem comprimento entre 3,5 a 5 cm e diâmetro entre 2,5 e 3,7 cm; sua casca tem coloração alaranjada assim como sua polpa, que é pastosa, fibrosa e muito oleosa, como demonstrado na Figura 2 (FAO, 1987; Lorenzi, 2010). A quantidade de palmeiras por hectare é igual a 5 (Cymeris, 2005). O rendimento do seu fruto é constituído em 15,4% de casca, 49,6% de polpa, 34,1% de semente e 0,9% de outras estruturas (De Carvalho e Muller, 2005).



Figura 2. Aspectos gerais do fruto de Tucumã do Pará.

As duas espécies de Tucumãs são utilizadas para a comercialização de diversos tipos de produtos em sua região de ocorrência. A Tabela 1 apresenta a utilização do fruto e do caroço pela população da região de densidade destas palmeiras.

Tabela 1. Utilização do fruto e do caroço do Tucumã.

Utilização	Tucumã Açú	Tucumã do Pará	Referências
 Fruto	Produção de sorvetes, cremes, recheios de tapiocas e sanduíches.	Vinho, sorvete, picolé, fabricação de sabão, alimentação de animais.	Yuyama et al. 2008 Costa et al. 2005
 Caroço	Alimentação de animais.	Anéis, pulseiras, colares e brinquedos, como petecas.	Cymerys, 2005

Tanto o Tucumã Açú quanto o Tucumã do Pará contêm altos teores de gorduras, densidade energética, fibras e carotenoides, sendo o de maior

concentração o β -caroteno. Estudos realizados por Ferreira et al. (2008), demonstram que o fruto de Tucumã (*Astrocaryum vulgare* Mart) apresentou rendimento de 25% de polpa e que este contém potencial nutricional por ser fonte de calorias, vitamina A, fibras e lipídios.

Yuyama e colaboradores (2008), avaliando a composição dos frutos de tucumã (*Astrocaryum aculeatum* Meyer) in natura, encontraram alta concentração de lipídios (32,29%), além disso, foram encontrados teores elevados de β -caroteno (10286,38 $\mu\text{g}/100\text{ g}$), sendo, portanto, uma fonte natural de provitamina A.

3.1.2. Buriti (*Mauritia flexuosa* L. f.)

O Buriti é uma palmeira encontrada na América do Sul, principalmente na Amazônia Ocidental (FAO, 1987). No Brasil, possui uma distribuição geográfica extensa, concentrada especialmente na Amazônia, Bahia, Ceará, Maranhão, Minas Gerais, Piauí e São Paulo. Esta palmeira pode alcançar de 3 a 25 m de altura, com frutificação que ocorre durante o verão. (Lorenzi, 2010). A quantidade de palmeiras por hectare é dada entre 60-70 palmeiras femininas e 75-85 masculinas (Cymeris, 2005). Floresce por quase todo o ano, principalmente entre os meses de dezembro a abril e o amadurecimento dos frutos ocorre entre dezembro a julho (Lorenzi, 1992).

Seu fruto, demonstrado na Figura 3, possui formato elipsoide-oblongo, que varia entre 3,7 a 5,3 cm de comprimento, com coloração castanho-avermelhada (Lorenzi, 2010). O peso de seus frutos varia entre 15 a 120 g (FAO, 1987) e o seu rendimento é formado por 22,2% de casca, 25,0% de polpa, 37,1% de semente e 15,7% de outras estruturas (De Carvalho e muller, 2005). A polpa do fruto do Buriti é consumida pela população para fabricação de doces e sucos (Clement, et al. 2005; Lorenzi, 2010).

O Buriti é fonte de calorias, vitaminas e de carotenoides (FAO, 1987), sendo ainda uma das fontes mais ricas em β -caroteno do Brasil (Rodriguez-Amaya, et al. 2008). Este fruto também apresenta teores elevados de tocoferóis, como demonstram estudos realizados por Costa et al. (2010), que analisaram a quantidade de tocoferóis em frutos de palmeiras que ocorrem no Brasil, onde o Buriti foi o que apresentou os valores mais elevados de α -tocoferol (346.72 $\mu\text{g}/\text{g}$).

Outro estudo como o de Cândido, et al. (2015) demonstrou que o Buriti possui elevada capacidade antioxidante, assim como quantidades significativas de carotenoides, se transformando em um fruto promissor, com um potencial funcional importante.



Figura 3. Aspectos gerais do fruto de Buriti.

3.1.3. Caiaué (*Elaeis oleífera* Kunth)

Popularmente conhecido como Ojon ou Caiaué, esta é uma palmeira encontrada na região Amazônica, na América Central, na Colômbia e nas Guianas, de caule solitário que possui de 1 a 6 m de comprimento. Assim como as demais palmeiras, sua frutificação ocorre no primeiro semestre do ano, de janeiro a julho. Seus frutos são oblongos ou comprimidos, com uma única semente, possuem cor alaranjada e polpa oleosa, como demonstrado na Figura 4. Deste fruto se extraí o óleo, que é utilizado na cozinha e produtos capilares, além de ser utilizado em ornamentação (Lorenzi, 2010).

O peso de seus frutos varia entre 3 a 13 g e assim como as espécies citadas anteriormente seu mesocarpo é rico em carotenoides e calorias, sendo uma grande fonte de vitamina A (FAO, 1987).



Figura 4. Aspectos gerais do fruto de Caiaué.

3.1.4. Bacaba (*Oenocarpus bacaba*)

A bacaba é uma palmeira encontrada no Amazonas e Pará, além do Brasil está palmeira é encontrada na Colômbia, Venezuela e Guianas. Possui caule solitário com tamanho que varia de 7 a 20 m de comprimento, assim como as demais palmeiras citadas neste trabalho, a mesma frutifica durante o verão. (Lorenzi, 2010). O número de palmeiras por hectare é de 1 a 20 palmeiras. (Cymeris, 2005).

Os frutos da Bacaba (Figura 5), possuem formato elipsoide, com diâmetro que varia de 1,3 a 1,5 cm, possui coloração roxa escura, e possuem uma semente. Os frutos são utilizados para o preparo de bebida e a planta é utilizada em ornamentação. (Lorenzi, 2010). Esta palmeira floresce principalmente entre os meses de julho a janeiro e a maturação dos frutos ocorre entre janeiro a abril. Suas folhas são utilizadas para a confecção de objetos, como bolsas e as amêndoas oferecem óleo comestível (Lorenzi, 1992), assim como sua polpa, além disto, desta palmeira podem ser adquiridos palmitos de boa qualidade (FAO, 1987).



Figura 5. Aspectos gerais do fruto de Bacaba.

3.1.5. Patauá (*Onecarpus bataua*)

O Patauá é uma palmeira encontrada no Norte do Brasil, principalmente Amazônia. A palmeira de patauá contém espinhos que podem alcançar até 80 cm de comprimento, a mesma palmeira pode alcançar até 15 m de altura, com produção de cachos com muitos frutos. Seus frutos (Figura 6) possuem coloração roxa, quase preta (Pesce, 2009), são oblongos com comprimento que varia de 2,7 a 4,5 cm. A utilização dos frutos fica por conta do preparo de sucos da polpa (vinho) e para a extração do óleo que possui a aparência semelhante ao azeite de oliva, que é utilizado pela população para fritar peixes. (Cymeris, 2005; Lorenzi, 2010). Outros estudos reportaram que os frutos aqui citados possuem alto valor nutritivo, alto valor calórico, carboidratos, fibras, proteínas e lipídios (Tabela 2).



Figura 6. Fotografia dos frutos de Patauá.

Fonte: <https://fitnessmagazine.com.br/pataua-informacao-nutricional/>

Tabela 2. Composição centesimal dos frutos de palmeiras nativas cultivadas no Brasil.

Frutos	Parte do fruto	Valor calórico (kcal/100 g polpa)	Umidade (%)	Carboidratos (%)	Fibras totais (%)	Proteínas (%)	Lipídios (%)	Cinzas (%)	Referência
Tucumã do Pará	Polpa	-	10,62	7,15	12,02	8,44	58,65	3,12	Bora et al. (2001)
Tucumã Açú	Mesocarpo	320,00	50,25	19,25	28,71	3,39	25,19	1,23	Leitão (2008)
Buriti	Polpa	166,36	62,93	3,08	5,17	2,10	13,85	0,94	Manhães e Sabaa-Srur (2011)
Caiaué	Parte comestível	341,40	33,50	45,90	6,80	3,00	16,20	1,40	Aguiar (1996)
Bacaba	Mesocarpo	606,30	5,80	39,30	18,90	4,60	30,20	1,20	Escriche, et al. (1999)
Patauá	Mesocarpo	524,20	9,70	31,30	42,20	4,40	10,70	1,70	Escriche, et al. (1999)

3.2 Óleos vegetais dos frutos de palmeiras da Amazônia

Os frutos de palmeiras nativas como de Tucumãs, merecem destaque para a produção de óleos vegetais, por possuírem altos teores de óleos na amêndoa e no mesocarpo. Destes podem ser extraídos dois tipos de óleos, o óleo da polpa e o óleo da amêndoa. O óleo da polpa é de cor alaranjada que em temperatura igual a 35°C, apresenta consistência líquida, já o óleo da amêndoa apresenta em temperatura de 32°C um aspecto mais mole (Pesce, 2009). O conteúdo de óleo da polpa de Tucumã é em torno de 38,50% (Rodrigues et al., 2010), demonstrando que a extração do óleo destes frutos pode ser viável, uma vez que, as matérias-primas a serem utilizadas para o processamento industrial de óleos e gorduras devem atender exigências como, o teor mínimo de óleo na matéria-prima deve ser em torno de 15%. Os óleos vegetais ocorrem em sementes e polpas de frutos, nestes geralmente o conteúdo de óleo é em torno de 18 a 70% e 30 a 58%, respectivamente (Gioielli, 1996).

Estes óleos possuem compostos relevantes como reportados por Oboh e Oderinde (1988), que estudando o óleo extraído da polpa do Tucumã (*Astrocaryum vulgare* Mart) encontraram 30,4% de ácido palmítico e 59,9% de ácido oleico, 2,2% esteárico, 2,9% ácido linoleico e 4,7% araquidônico. Assim como, Bora et al. (2001), que analisaram o óleo da polpa da mesma espécie de tucumã e encontraram 25,59% de ácidos graxos saturados, 47,36% de monoinsaturados e 27,05% de poli-insaturado.

Ferreira et al. (2008), avaliaram o óleo de Tucumã (*Astrocaryum vulgare* Mart) extraído por prensagem à temperatura ambiente das partes do epicarpo e mesocarpo e encontraram 29% de ácidos graxos saturados, 68% de monoinsaturados, e apenas 1% de poli-insaturado, onde o ácido oleico foi o predominante, apresentando um resultado expressivo de 67,6%. Em relação aos ácidos saturados o palmítico foi o que se destacou (22,9%). Os mesmos autores reportaram que este é uma importante fonte de carotenoides (21,800µg/100g) e que contém propriedades químicas próximas às do óleo de palma, que é utilizado para diversos fins na indústria alimentícia. Outro estudo demonstrou resultados iguais a 13,55 mg/100g de carotenoides em óleo extraído do fruto de Tucumã do Pará (*Astrocaryum vulgare* Mart.) (Oboh e oderinde, 1988).

Santos et al. (2013a) fazendo a caracterização de compostos minoritários em óleos obtidos do mesocarpo de frutos das principais espécies de palmeiras do Estado do Amapá (Bacaba, Buriti, Inajá, Pupunha e Tucumã), dando destaque ao tucumã encontraram quantidades significativas de tocoferóis (483 mg/kg).

Do fruto de Buriti pode ser extraído o óleo da polpa, apresentado, que é comestível e apreciado pela população (Lorenzi, 1992). Da polpa que se extrai este óleo são encontrados elevados conteúdos de lipídios (38,42 g/100g) e no perfil dos ácidos graxos do óleo são encontradas grandes quantidades de ácido oleico (75,50%) e palmítico (18,75%) (Rodrigues, et al. 2010).

Vázquez-Ocmín et al. (2010) avaliando a composição de ácidos graxos do óleo de Buriti, identificaram o oleico (75,63%) e palmítico (19,61%), também foram encontrados valores entre 264,60 ug/g a 324,42 ug/g de β - caroteno. Santos et al. (2013a) também encontraram em Buriti um elevado valor de tocoferóis igual a 1567 mg/kg. De Rosso e Mercadante encontraram valores relativamente elevados de carotenoides totais, iguais a 51,387 mg/100g em fruto de Buriti (*Mauritia vinifera*) e 6,265 mg/100g em fruto de Tucumã (*Astrocaryum aculeatum*).

Assim como o Tucumã, do fruto de Caiuá também se pode obter dois tipos de óleos. O óleo obtido da polpa é parecido com o óleo de dendê, de cor alaranjada, utilizado para a fabricação de sabão, e se obtido de frutos em baixa acidez e de boa qualidade, em bom estado de conservação, pode-se obter óleo comestível. Já o da amêndoa é branco e sólido, muito utilizado para a produção de manteigas vegetais (Pesce, 2009). A quantidade de óleo da polpa extraído deste fruto é em torno de 35% (FAO, 1987).

Estudos realizados por Rodríguez, et al. (2016) demonstraram que os óleos obtidos a partir de frutos das palmeiras *Elaeis oleífera* (Caiuá) e *Elaeis guineenses* possuem propriedades funcionais e antioxidantes.

Da bacaba se extrai um óleo muito consumido pelos povos da região Amazônica, seu óleo é utilizado na culinária, na produção de sabão, cosméticos e medicamentos (Cymeris, 2005).

O óleo de Patauá é extraído de forma muito primitiva e com baixo rendimento, pois o fruto contém uma proporção de óleo igual a 18,19% na polpa, todavia, se for extraído industrialmente e passar pelo processo de refino da forma correta, ele será um alto concorrente ao azeite de oliva por possuir aparência e atributos

semelhantes ao mesmo. (Pesce, 2009). Mambrin e Arellano (1997) estudaram o teor de carotenoides totais de óleos extraídos de palmeiras da mesma família e reportaram valores iguais a 0,29 mg/100g para Bacaba e 0,22 mg/100g para Patauí. A Tabela 3 demonstra o perfil de ácidos graxos dos óleos aqui citados.

Tabela 3. Perfil de ácidos graxos de óleos extraídos de frutos de palmeiras da família *Aceraceae*.

Número de carbonos: Insaturações	Tipos de óleos % Ácidos graxos				
	Tucumã do Pará (Polpa)		Buriti (Mesocarpo)	Bacaba (Mesocarpo)	Patauí (Polpa)
C(12:0)	-	-	-	-	-
C(14:0)	-	-	-	-	-
C(16:0)	13,86	30,40	20,80	25,90	11,30
C(18:0)	9,80	2,20	1,60	4,70	3,90
C(20:0)	0,82	4,60	-	-	0,10
C(16:1)	0,17	-	-	1,10	0,60
C(18:1)	46,41	59,90	71,60	46,20	77,70
C(20:1)	0,20	-	0,70	-	-
C(18:2)	26,13	2,90	2,50	20,00	4,90
C(18:3)	0,93	-	1,40	0,60	0,50
Outros	1,68	-	1,30	1,60	-
Referências	Bora et al. (2001)	Oboh e Oderinde (1998)	Santos et al. (2013a)	Santos et al. (2013a)	Mambrim e Arellano (1997)

3.3 Lipídios

Os lipídios são um amplo grupo de compostos com grande diversidade, solúveis em solventes orgânicos. Estes compostos são relevantes por corroborar em atributos como, sabor, textura e densidade calórica, que estão diretamente relacionados à qualidade dos alimentos. (McClements e Decker, 2010). Em alimentos são classificados de acordo com o seu estado físico em temperatura ambiente (25°C), onde os óleos se encontram no estado líquido e as gorduras no estado sólido. De acordo com a Resolução da Diretoria Colegiada (RDC), nº 270, de 22 de setembro de 2005, Óleos Vegetais e Gorduras Vegetais são os produtos formados principalmente de glicerídeos de ácidos graxos de espécies vegetais. Óleos e gorduras são compostos de ésteres de glicerol, entretanto, além destes,

contêm substâncias como: Tocoferóis e tocotrienóis, clorofila, pigmentos corotenoides, e vitaminas lipossolúveis, que são importantes agentes na nutrição do ser humano (Oetterer, et al. 2006).

Os elementos que compõem a fração lipídica dos alimentos são classificados em glicerídeos e não glicerídeos. Estes são o produto da reação de uma molécula de glicerol com até três moléculas de ácidos graxos. Identificados como mono, di ou triglicerídeo de acordo com a quantidade de moléculas de ácidos graxos presentes na reação (Oetterer, et al. 2006).

Os ácidos graxos são formados por um grupo ácido carboxílico e uma cadeia alifática (McClements e Decker, 2010). Podem ser classificados como saturados, monoinsaturados e poli-insaturados, a diferença ocorre de acordo com o número de átomos de carbono da cadeia, posição e número de duplas ligações. Tais compostos podem sofrer alterações que são relevantes para controlar a qualidade de óleos e gorduras durante todo o processamento, desde a obtenção até o armazenamento (Oetterer, et al. 2006). Na Tabela 4 se encontram os ácidos graxos saturados e insaturados e os seus respectivos números de átomos de carbono e nome trivial.

Tabela 4. Nomenclatura trivial de ácidos graxos saturados e insaturados (Oetterer, et al. 2006).

Nº de carbonos graxos	Ácidos
C6:0	Caproico
C8:0	Caprílico
C10:0	Cáprico
C12:0	Láurico
C14:0	Mirístico
C16:0	Palmítico
C16:1	Palmitoleico
C18:0	Esteárico
C18:1 n-9 cis	Oleico
C18:2 n-6	Linoleico
C18:3 n-3	Linolênico
C20:0	Araquídico
C20:4 n-6	Araquidônico
C22:0	Behênico
C22:1 n-9	Erúcico
C24:0	Linhocérico

Os insaturados contêm características importantes no caso de óleos comestíveis, pois estes são mais susceptíveis a sofrer o processo de oxidação (Oetterer, et al. 2006), que é um processo pelo qual ocorre a interação de lipídios com o oxigênio, acarretando alterações químicas indesejáveis (Silva, et al. 1999).

3.4 Mecanismo de oxidação dos óleos

Óleos e gorduras estão aptos a sofrer o processo de oxidação, por serem constituídos por compostos que podem facilmente sofrer este processo, como monogliceróis, digliceróis, trigliceróis, fosfolipídios, esteróis e ácidos graxos livres, entre outros (Cosgrove et al. 1987; Ramalho e Jorge, 2006).

Existem diversos fatores pró-oxidantes que aceleram o processo de oxidação dos óleos, dentre eles estão: composição de ácidos graxos, umidade, ácidos graxos livres, metais, energia luminosa, enzimas, temperatura elevada, concentração de oxigênio, entre outros. Devido aos lipídios possuírem distintos ácidos graxos insaturados, a exposição a diferentes pró-oxidantes forma muitos produtos que podem causar a decomposição, uma vez que, as ligações duplas podem sofrer reações com o hidrogênio ou com o oxigênio singlete, formando produtos que degradam o alimento (McClements e Decker, 2010).

O processo de deterioração mais frequente em óleos e gorduras é a rancidez, este tipo de deterioração pode ocorrer de duas formas, a oxidativa e a hidrolítica. Estes processos prejudicam as características destes alimentos, fornecendo perda do valor comercial, através da deterioração do sabor e odor e perda do valor nutritivo. Na rancidez hidrolítica ocorre a formação de ácidos graxos livres, através do processo de hidrólise, que pode ser ocasionado pela atuação das enzimas lipases. Esta reação também pode ocorrer devido à presença de umidade e em altas temperaturas pelo processo de fritura em que os óleos são submetidos (Moretto, 1998; Araújo, 2011).

O processo de oxidação de maior frequência em óleos e gorduras é a auto-oxidação, que também pode ser chamada de rancidez oxidativa, este processo forma produtos primários (produzidos na etapa de iniciação e propagação) e produtos secundários (produzidos na etapa de terminação) (McClements e Decker, 2010). A oxidação primária está associada à reação do oxigênio atmosférico com

os ácidos graxos insaturados a partir de suas duplas ligações, que podem formar compostos indesejáveis e passa por três etapas, as quais incluem: Iniciação, propagação e terminação. Na etapa de iniciação ocorre a formação de um radical livre, na dupla ligação do carbono que possui a ligação insaturada, que perde um átomo de hidrogênio, assim este radical se liga ao oxigênio atmosférico, formando os radicais peróxidos. Na etapa de propagação ocorre a decomposição dos peróxidos, que podem gerar diversos outros radicais livres. Estes radicais livres reagem entre si, fazendo com que os peróxidos sejam quebrados formando compostos secundários, sendo esta a última reação, formadora de produtos estáveis, conhecida como terminação (Moretto, 1998). A Figura 7 demonstra a sequência de reações que ocorrem no processo de oxidação lipídica.

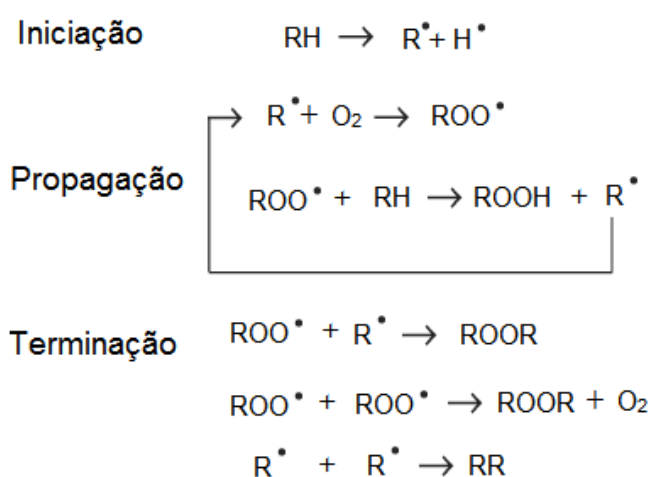


Figura 7. Mecanismo de auto-oxidação, onde RH é o ácido graxo insaturado; R^{\bullet} é o radical livre; ROO^{\bullet} é o radical peróxido e ROOR é o hidroperóxido.

Fonte: Adaptada de Ramalho e Jorge (2006).

A oxidação também pode ocorrer por outro mecanismo de reação, ao qual não inclui a formação de radicais livres, chamado de foto-oxidação. Esse mecanismo é iniciado quando o alimento é exposto a energia luminosa na presença de compostos fotossensores, como a clorofila, mioglobina e riboflavina. Assim como na reação de auto-oxidação o produto que é formado no intermédio da reação são os peróxidos. Outra forma de ocorrer a oxidação é por via enzimática, através de enzimas lipoxigenases que catalisam a oxidação de ácidos graxos insaturados, como dos ácidos, oleico, linoleico e araquidônico (Araújo, 2011).

3.5 Propriedades funcionais e compostos bioativos

A busca por alimentos funcionais e nutracêuticos que possuam propriedades favoráveis à saúde tem se tornado cada vez mais relevantes, devido à descoberta de estudos que demonstram que alimentos com propriedades antioxidantes são capazes de prevenir doenças crônicas, como: Alzheimer, câncer, doenças cardiovasculares e diabetes (Obrenovich et al., 2011).

Estes alimentos que são conhecidos como funcionais são aqueles que possuem nutrientes ou componentes com efeitos fisiológicos além da sua capacidade básica de nutrir (Rodríguez et al., 2003). Os conhecidos como nutracêuticos, estão destinados à área médica e de saúde para prevenção de doenças associadas às suas propriedades nutricionais. São compostos por vitaminas, lipídios, polifenóis, minerais, fibras e proteínas. Apesar da utilização deste termo, muitos alimentos ou ingredientes alimentares necessitam ainda ser pesquisados cientificamente, para que de fato sejam considerados nutracêuticos (Millward, et al. 2008).

Espécies vegetais como o Tucumã, o Buriti, o Caiaué, Bacaba e Patauá são fontes com propriedades interessantes tanto do ponto de vista nutricional, como do ponto de vista funcional, e por serem constituídos por compostos como os já citados anteriormente, podem ser inseridos na categoria de alimentos funcionais.

Compostos bioativos como os carotenoides que são encontrados nestes vegetais, são pigmentos lipossolúveis presentes em diversos frutos e vegetais, que vão da coloração amarela a vermelha. Esses pigmentos são sintetizados por plantas, algas, fungos, leveduras e bactérias, mas os animais não possuem a capacidade de biossintetizar carotenoides, dessa forma, necessitam da alimentação para obtê-los. Esses pigmentos são importantes constituintes dos alimentos, por possuírem função antioxidante e apresentar benefícios à saúde, prevenindo doenças degenerativas, alguns ainda apresentam atividade provitamínica A, por possuírem um anel- β não substituído, com uma cadeia poliênica com 11 carbonos. Dos que possuem esta característica estão o β -caroteno, α -caroteno e β -criptoxantina, dentre estes o β -caroteno é o que contém maior atividade de provitamina A, sendo a metade de sua molécula (Figura 8)

atribuída à estrutura da vitamina A, dessa forma, ele pode ser transformado em até 100% retinol (Ambrósio, et al. 2006; Rodriguez-Amaya, et al. 2008). Segundo Bianchi e Antunes (1999), essa vitamina previne o desenvolvimento de tumores da bexiga, mama, estômago e pele, assim como pode minimizar a incidência de câncer retal e de cólon.

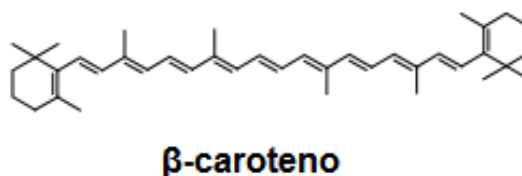


Figura 8. Estrutura química do β-caroteno.

Fonte: Ambrósio et al. 2006.

Demais compostos encontrados em óleos vegetais, são potentes antioxidantes, como os tocoferóis que possuem quatro formas, tais como: α , β , γ e δ -tocoferol (Iupac, 1982; Bianchi e Antunes, 1999; Brigelius-Flohe e Traber, 1999; Moraes e Colla, 2006), das formas já citadas a α -tocoferol é a mais potente fonte natural precursora de vitamina E (Brigelius-Flohe e Traber, 1999; Moraes e Colla, 2006).

Estes antioxidantes naturais como os carotenoides e vitamina E, possuem a capacidade de absorver radicais livres, inibindo as reações oxidativas promovidas pelos mesmos. Assim, protegem as células, prevenindo a ocorrência de doenças crônicas (Podsedeck, 2007).

Os ácidos graxos encontrados nestes óleos também estão incluídos neste grupo de compostos funcionais. Alguns ácidos graxos além de possuírem um importante papel na dieta, como os ômega 6 (C18:2) e 3 (C18:3), possuem também propriedades de prevenção de algumas doenças. Estes compostos ômega 3 e 6 devem ser ingeridos em proporções equilibradas de acordo com uma razão 5:1 (ômega 6:3). O ômega 3 por exemplo tem benefícios sobre doenças coronárias, câncer, artrite, depressão e mal de Alzheimer. Enquanto, o ômega 6 também possui papéis fisiológicos relevantes, tais como: participação na estrutura de membranas celulares, influenciando a viscosidade sanguínea, pressão arterial, funções plaquetárias, entre outros (Moraes e Colla, 2006). Salienta-se ainda que, o ômega

6 quando consumido em elevadas quantidades em relação ao ômega 3 este ácido graxo pode gerar reações inflamatórias que causam patologias, como hipertensão arterial, diabetes e obesidade (Santos, et al. 2013b). Assim, deve-se atribuir uma grande importância ao equilíbrio Ômega-6/3, pois estes competem pela ação da mesma enzima (delta-6 dessaturase), que converte ambos em distintos compostos, fazendo com que a ação protetora do ômega-3 se torne limitada (Liou, et al. 2007; Santos, et al. 2013b).

3.6 Atividade antioxidante

Os antioxidantes podem ser considerados como qualquer substância que em baixas concentrações é capaz de retardar o processo oxidativo, inibindo a velocidade deste processo ou prolongando o período de indução (Sies e Stahl, 1995).

A utilização de antioxidantes em alimentos para prevenir a ocorrência de deterioração, é na maioria das vezes realizada através de antioxidantes sintéticos (BHT hidroxitolueno butilado, BHA hidroxianisol butilado, TBHQ butil hidroxiquinona terciária e PG galato de propila). Entretanto, a indústria de alimentos vem diminuindo o uso de antioxidantes sintéticos, pois existe uma certa preocupação em relação a esses compostos, além disso, os consumidores estão procurando cada vez mais produtos naturais (McClements e Decker, 2010). Assim, os antioxidantes de fontes naturais vêm sendo pesquisados em diversos alimentos que possuam compostos com essa característica, como uma forma de substituir os antioxidantes sintéticos (Moure, et al. 2001; Tawaha et al. 2007). Estes agentes antioxidantes naturais presentes nos frutos aos quais são extraídos os óleos vegetais, podem possuir alta capacidade antioxidante, que conferem benefícios para a saúde, além disso, podem proporcionar maior estabilidade oxidativa a esses alimentos (Castelo-Branco e Torres, 2011).

A atividade antioxidante em alimentos pode ser avaliada de diversas formas, por distintos métodos. Estes são fundamentados em mecanismos diferentes, tais como: pela transferência de um átomo de hidrogênio (HAT) (Figura 9) ou pela transferência de um elétron (ET). Os dois mecanismos possuem o objetivo de

verificar o efeito protetor dos antioxidantes em relação aos radicais livres (Huang, 2005).

Dentre estes métodos pode-se destacar, o DPPH• (2,2-difenil-1-picrilhidrazila), que é um dos mais utilizados para avaliar a capacidade antioxidante. Esta análise baseia-se na descoloração de uma amostra de cor violeta, com solução do radical estável DPPH•, que na presença de um composto antioxidante, ocorre uma mudança na coloração e a solução passa a ser amarela, isto ocorre devido à captura do DPPH por um antioxidante que causa um decréscimo da absorvância a 515 nm (Brand-Williams e Berset, 1995). No mecanismo de transferência de um átomo de hidrogênio, ocorre a doação de um hidrogênio de um composto antioxidante no elétron desemparelhado do radical DPPH, assim a intensidade de absorção é minimizada e a solução perde a cor violeta.

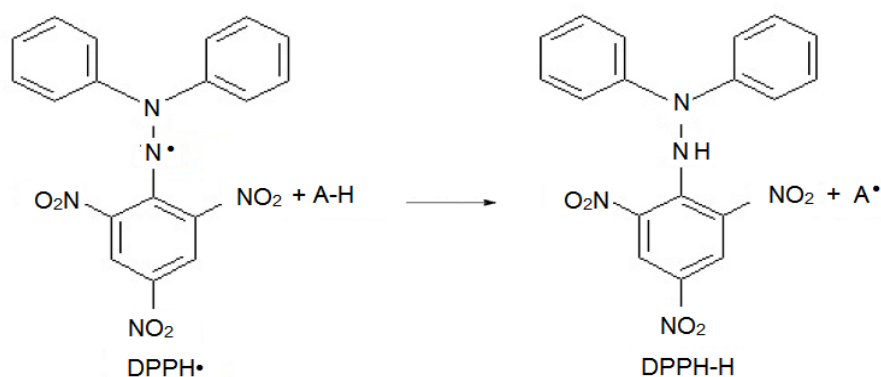


Figura 9. Mecanismo de reação da análise de atividade antioxidante pelo método DPPH via doação de um átomo de hidrogênio.

Fonte: Adaptado de Oliveira, 2015.

Para o mesmo método alguns autores citam que o mecanismo de reação ocorre pela transferência de elétrons através da reação entre fenóis e o DPPH. Ainda, citam que o mecanismo de transferência de hidrogênio, é uma via marginal, pois podem ser utilizados solventes que possuem forte aceitação de ligações de hidrogênio, como o metanol e etanol (Foti, et al. 2004; Huang, et al. 2005; Oliveira, et al. 2015).

Outro método prático e bastante utilizado para determinar a capacidade antioxidante de eliminação dos radicais livres, é o método do radical ABTS+•, este método é estável e rápido, além disso, é ideal para realizar avaliação de compostos de natureza tanto hidrofílica quanto lipofílica (Kuskoski, et al. 2005; Floegel, et al. 2011);

Este método parte-se do princípio da reação do ABTS com o persulfato de potássio (K_2SO_5), formando o $ABTS^{+\bullet}$ de coloração azul esverdeada, que possui absorvância máxima em 645, 734 e 815nm (Miller, et al. 1993; Re et al. 1999). Quando o antioxidante é adicionado no meio, ocorre a redução do $ABTS^{+\bullet}$ em ABTS, fazendo com que a coloração do meio desapareça. A Figura 10 demonstra a reação entre o radical $ABTS^{+\bullet}$ e o antioxidante.

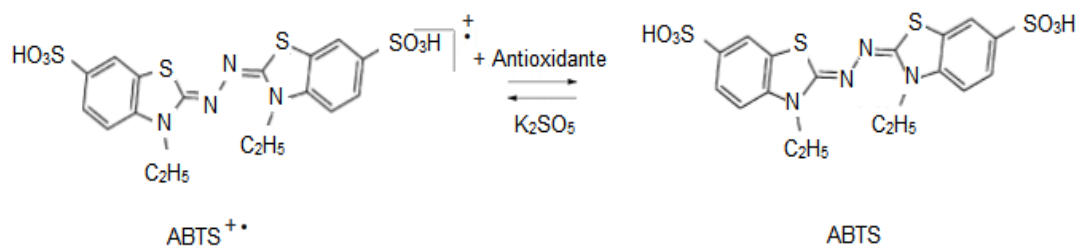


Figura 10. Mecanismo de reação da análise de atividade antioxidante pelo método $ABTS^{+\bullet}$ (Huang, et al. 2005; Moon e Shibamoto, 2009).

4. MATERIAIS E MÉTODOS

4.1 Materiais

Foram estudados óleos extraídos de espécies de Tucumã Açú (*Astrocaryum aculeatum* Meyer), Tucumã do Pará (*Astrocaryum vulgare* Mart), Buriti (*Mauritia flexuosa* L.), Ojon (*Elaeis oleífera* Kunth), Bacaba (*Oneocarpus bacaba*) e Patauá (*Oneocarpus bataua*), os quais foram obtidos da Amazon Oil Industry LTDA, cuja sede fica localizada na cidade de Ananindeua, Estado do Pará. Os óleos foram armazenados a 10°C em geladeira.

As atividades experimentais foram realizadas no laboratório Planta Piloto no Setor de Engenharia de Processos e Operações Unitárias pertencentes ao Laboratório de Tecnologia de Alimentos (LTA), do Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias (CCTA) da Universidade Estadual do Norte Fluminense (UENF), em Campos dos Goytacazes, RJ. Parte das atividades experimentais foi realizada no Instituto de Biotecnología y Agroindustria da Universidade Nacional da Colômbia (UNAL), sede Manizales durante Estágio sanduiche.

4.2 Métodos analíticos

4.2.1 Avaliação das propriedades físico-químicas dos óleos

Para a obtenção dos índices de acidez, índice de saponificação, índice de peróxido, índice de iodo, índice de refração dos óleos, análise de umidade e densidade foram utilizadas metodologias descritas pela AOCS - American Oil Chemists' Society e AOAC - Association Official Analytical Chemistry.

4.2.1.1 Índice de acidez

A análise do índice de acidez consistiu em pesar 2 g da amostra em um frasco Erlenmeyer de 125 mL. Em seguida foram adicionados 25 mL de solução de éter: álcool (2:1). Logo após, a titulação foi realizada com solução de hidróxido de potássio 0,1 mol/L com duas gotas do indicador fenolftaleína, até o aparecimento da coloração rósea.

O índice de acidez (IA) foi expresso em mg KOH/g de amostra e calculado pela Equação 1:

$$IA = \frac{V \cdot F \cdot 5,61}{M} \quad (1)$$

Em que, V é o volume (mL) gasto da solução de hidróxido de potássio (0,1 mol/L); F é o fator de correção da solução de hidróxido de potássio; 5,61 fator de correção numérico da análise e M a massa da amostra (g).

4.2.1.2 Índice de peróxido

Para determinar o índice de peróxido foi usado o método da AOCS Cd 8-53, que consistiu brevemente em pesar 5g do óleo e dissolvê-lo em 30 mL da solução de ácido acético-clorofórmio (3:2 v/v), seguido da adição de 0,5 mL de solução saturada de iodeto de potássio. Após repouso, foram adicionados 30 mL de água destilada e 0,5 mL de solução de amido indicadora. Depois foi realizada uma

titulação com solução de tiosulfato de sódio 0,1 mol/L, até o desaparecimento da coloração azulada (AOCS, 2009).

O índice de peróxido (IP) foi expresso em meq/1000g de amostra e calculado pela Equação 2:

$$IP = \frac{(A-B) \cdot N \cdot F \cdot 1000}{M} \quad (2)$$

Em que, A é o volume (mL) gasto da solução de tiosulfato de sódio; B é o volume gasto da solução de tiosulfato de sódio na titulação do branco; N é mol/L da solução de tiosulfato de sódio; F é o fator da solução de tiosulfato de sódio e M é a massa da amostra (g).

4.2.1.3 Índice de iodo

O método da AOCS utilizado foi o Cd 1-25, que consistiu na pesagem de 0,25 g de óleo em frasco Erlenmeyer de 500 mL e posterior adição de 10 mL de ciclohexano. Em seguida foram acrescentados 25 mL da solução de Wijs. Essa mistura foi deixada em repouso ao abrigo da luz e à temperatura ambiente, por 30 minutos. Após o repouso, foram adicionados 10 mL da solução de iodeto de potássio em 15% e 100 mL de água que foi fervida e resfriada. No processo de titulação foi utilizada uma solução de tiosulfato de sódio 0,1 mol/L, até o aparecimento de uma fraca coloração amarela. Adicionou-se de 1 a 2 mL de solução indicadora, continuando a titulação até desaparecer totalmente a coloração azul. O branco foi preparado e determinado da mesma forma que as demais amostras (AOCS, 2009).

O índice de iodo (II) foi expresso em g I₂/100g de amostra e foi calculado pela Equação 3:

$$II = \frac{(B - A) \cdot M \cdot 12,88}{P} \quad (3)$$

Em que, M é a molaridade da solução de Na₂S₂O₃; B é o volume gasto na titulação do branco expresso em mL; A é o volume gasto na titulação da amostra expresso em mL e P é a massa da amostra sob análise expressa em g.

4.2.1.4 Índice de saponificação

O método da AOCS utilizado foi o Cd 3-25. Pesou-se de 4 a 5 g de amostra. Após a pesagem adicionou-se 50 mL da solução alcoólica de KOH (4% m/v). Logo após, as amostras foram fervidas em um condensador até a completa saponificação. Em seguida, o indicador fenolftaleína foi adicionado e titulado com ácido clorídrico 0,5 mol/L até o desaparecimento da cor rosa. (AOCS, 2009).

O índice de Saponificação (IS) foi expresso em g KOH/g de amostra e foi calculado pela Equação 4:

$$IS = \frac{28,06 \cdot F \cdot (B - A)}{M} \quad (4)$$

Em que, *A* é o volume gasto na titulação da amostra; *B* é o volume gasto na titulação do branco; *F* é o fator da solução de HCl e *M* é a massa da amostra (g) analisada; 28,06 fator de correção numérico da análise.

4.2.1.5 Análise de cor

A cor foi medida por reflectância utilizando-se um colorímetro da marca Minolta, modelo CR-300, com fonte de luz D 65, com 8 mm de abertura no padrão C.I.E (Commission Internationale de L'Eclairage). Para a caracterização objetiva da cor foi utilizado o sistema CIELAB ($L^*a^*b^*$). Os valores de L^* (clareza), a^* (componentes verde-vermelhos) e b^* (azul-amarelo) foram obtidos diretamente do colorímetro e utilizados para cálculo da tonalidade cromática ($H^* = \arctan b^*/a^*$). Para H^* , o 0 representa o vermelho puro; o 90, o amarelo puro; o 180, o verde puro e o 265, o azul puro (Mcguire, 1992).

4.2.1.6 Análise de umidade

A umidade foi determinada utilizando estufa com circulação mecânica de ar MOD 320E, à temperatura de 105°C até peso constante (AOAC, 1998).

4.2.1.7 Densidade e viscosidade

A densidade relativa foi determinada a 25 °C, utilizando-se um picnômetro de 5 ml, seguindo a metodologia da Instituto Adolfo Lutz (2008). Já a viscosidade dinâmica foi determinada em viscosímetro Brookfield Modelo LVDVII (Brookfield Viscometers Ltd, EUA) empregando o cone CP 41. As medidas foram realizadas em triplicata, a 40°C empregando 2 mL de amostra.

Para o cálculo da viscosidade cinemática, utilizou-se a expressão:

$$\nu = \frac{\mu}{\rho} \quad (5)$$

Em que, μ é a viscosidade dinâmica e ρ a densidade.

4.2.2 Avaliação dos compostos bioativos

4.2.2.1 Análise de carotenoides (β -caroteno)

Os carotenoides das amostras dos óleos foram analisados por meio de metodologia adaptada de Wilberg e Rodriguez-Amaya (1995). Para carotenoides foram analisadas quatro espécies, Buriti, Tucumã Açú, Tucumã do Pará e Caiaué. Os óleos foram transferidos para um funil de separação, contendo 25 mL de hexano e 20 ml de água. O conteúdo foi agitado suavemente e, após 20 minutos, a fase aquosa foi retirada e reservada. O procedimento de separação foi repetido com a fase aquosa. O extrato colorido resultante foi concentrado em rotaevaporador a 38°C e avolumado para 25 ml com hexano. Todo o procedimento foi realizado na ausência de luz.

A quantificação foi realizada por meio de curvas de calibração da solução padrão de β -caroteno (Sigma-Aldrich) em diferentes concentrações. A definição do comprimento de onda foi realizada por meio das soluções padrões em comprimentos de onda entre 400 e 500 nm em espectrofotômetro SHIMADZU UV-VIS marca JENWAY, modelo 6405. O comprimento de onda a 450 nm correspondeu ao comprimento de máxima absorbância das soluções.

4.2.2.2 Determinação da Atividade Antioxidante mediante o ensaio de descoloração do cátion-radical ABTS⁺

O Ensaio de descoloração do radical ABTS⁺, foi determinado com base no método descrito por Re et al. (1999) e Ozgen et al. (2006), com algumas modificações. Cada amostra foi diluída em três concentrações distintas (150 mL, 300 mL e 500 mL). Os testes foram realizados por meio da combinação de 130 mL de amostra com 3 mL de solução de cátion radical ABTS⁺. Os testes foram realizados por meio da combinação de 130 mL de amostra com 3 mL de solução de cátion radical ABTS⁺. As soluções resultantes foram mantidas durante 30 minutos no escuro, e, em seguida, a absorbância foi medida a 734 nm utilizando um espectrofotômetro UV/ Visível modelo 6405 Jenway (Felsted, Reino Unido). O cátion radical ABTS foi preparado misturando a solução 2,2'-azino-bis-(3-etilbenzotiazolina)-6-sulfônico, 7 mM (ABTS⁺) com uma solução 2,45 mM de persulfato de potássio (PDS). Esta mistura foi agitada em vórtice durante dois minutos e deixada em banho de ultrasson à temperatura ambiente (22 ± 2 °C) durante 20 min e, em seguida, foram reservadas durante 24 h na ausência de luz a 4 °C para alcançar um estado estável oxidado. Após este tempo, a solução foi diluída com tampão de acetato 20 mM (pH 4,5) a uma absorbância de 0,700 a 734 nm ± 0,01. Foi preparada uma curva de calibração com solução padrão Trolox® diluída em etanol (50, 100, 200, 250, 300, 400 e 500 µM). A porcentagem de inibição de cátion radical ABTS⁺, foi calculada de acordo com a equação 6 e os valores de IC50 foram expressos como µmol de Trolox® / 100 g de amostra seca (AT - µmol de Trolox® / 100 g de fruta).

$$\text{Inibição da absorbância } \lambda_{517} = \left(1 - \frac{A_f}{A_o}\right) \times 100 \quad (6)$$

4.2.3 Determinação do perfil de ácidos graxos dos óleos Método FAMEE's (Metil Ésteres de Ácidos Graxos) por cromatografia gasosa acoplado ao espectrômetro de massas (GC-MS)

Os triglicerídeos das amostras de óleos foram hidrolisados com solução de hidróxido de sódio 0,5 mol/L em metanol e esterificados com solução de cloreto de amônia e ácido sulfúrico para obtenção dos ésteres metílicos de ácidos graxos, em

seguida foram adicionados 4 mL de solução salina e 5 mL de éter de petróleo (Maia, 1992). Por fim, a fração superior foi separada para avaliar o perfil de ácidos graxos.

O perfil de ácidos graxos dos óleos sob estudo foi realizado em GC-2014 Shimadzu gas chromatograph acoplado a um detector de chamas (FID). A temperatura do injetor foi 260°C e 1 µL de amostra foi injetado no modo split (2:1). A coluna usada foi BD-ASTMD6584 15m×0.10mm×0.32 µm cujas condições de operação foram, temperatura inicial a 100°C (1 min), aumentou 3°C/min até 150°C (12 min), em seguida aumentou 7°C/min até 200°C (7 min) e finalmente 10°C/min até 250°C (15 min).

O método foi validado usando uma mistura padrão de ésteres etílicos contendo de C4-C24.

4.2.4 Análise estatística

As análises foram realizadas em triplicata, com excessão do perfil de ácidos graxos. Para o tratamento estatístico dos dados foram calculados a média e o desvio padrão. Pelas equações 7 e 8:

$$\bar{X} = \frac{\sum_{i=1}^n X_i}{n} \quad (7)$$

$$\sigma = \sqrt{\frac{\sum_{i=1}^n (X_i - \bar{X})^2}{n-1}} \quad (8)$$

Onde, \bar{X} é o valor da média; X_i valor do parâmetro; n número de réplicas e σ desvio padrão.

5 RESULTADOS E DISCUSSÕES

5.1 Análises físico-químicas

Os resultados dos parâmetros físico-químicos para o índice de acidez, Índice de peróxido, Índice de saponificação, índice de iodo, densidade, viscosidade e umidade dos óleos sob estudo estão apresentados na Tabela 5.

O índice de acidez é um importante parâmetro para avaliar o estado de conservação dos óleos e está relacionado à qualidade da matéria-prima, assim como o índice de peróxido é um importante avaliador do estado de oxidação dos mesmos. Dessa forma, estes dois índices são relevantes para avaliar a rancidez hidrolítica e oxidativa (Moretto, 1998).

De acordo com a Resolução da Diretoria Colegiada (RDC) nº 270, de 22 de setembro de 2005, o índice de acidez para óleos prensados a frio e não refinados, não deve ultrapassar um teor máximo de 4,0 mg KOH/g e para índice de peróxido um teor máximo de 15 meq O₂/kg é aceitável. Como pode ser observado, os valores obtidos neste trabalho para o índice de acidez variaram de 1,39 mg NaOH/g para Buriti a 3,45 mg NaOH/g para Patauá e de peróxidos variaram de 1,29 meq O₂/1000g para Patauá a 4,76 meq O₂/1000g para Bacaba, estes resultados estão dentro dos limites estabelecidos pela resolução para óleos vegetais.

Tabela 5. Resultados das análises físico-químicas de seis espécies de óleos de palmeiras da Amazônia.

Propriedades	Tipos de óleos					
	Tucumã do Pará	Tucumã Açú	Buriti	Caiaué	Bacaba	Pataua
Índice de acidez (mg KOH/g)	2,87±0,04	2,42±0,09	1,39±0,01	3,55±0,01	1,88±0,08	3,45±0,04
Índice de peróxido (meq O ₂ /1000g)	2,45±0,09	2,47±0,41	1,90±0,77	2,98±0,39	4,76±1,57	1,29±0,12
Índice de saponificação (mg KOH/g)	250,70±3,28	255,86±2,14	247,85±2,69	224,84±2,89	239,47±3,33	209,07±13,13
Índice de iodo (g I ₂ /100g)	76,87± 0,71	81,45±1,65	75,74±0,66	77,65±0,89	80,07±0,44	81,10±0,88
Umidade (%)	0,10±0,00	0,19±0,04	0,22±0,04	0,21±0,01	0,06±0,01	0,09±0,02
Densidade (g/mL (25°C))	0,91±0,00	0,92±0,01	0,91±0,01	0,89±0,00	0,90±0,00	0,90±0,00
Viscosidade Dinâmica (cP)	38,57±0,21	38,13±0,12	36,30±0,17	33,27±0,25	39,80±0,20	43,27±0,55
Viscosidade cinemática (mm ² /s)	42,25±0,21	41,40±0,12	38,89±0,17	37,21±0,25	44,07±0,20	47,86±0,55

Média ± desvio padrão dos resultados obtidos das análises físico-químicas dos óleos de palmeiras nativas da Amazônia.

Na literatura, diversos autores reportaram valores para o índice de acidez semelhantes aos encontrados neste estudo, como Bora et al. (2001) que encontraram resultados para o índice de acidez igual a 1,12 mg KOH/g e índice de peróxido igual a 1,72 meq O₂/Kg para Tucumã da espécie *Astrocaryum vulgare* Mart. Em óleos extraídos do mesocarpo de três amostras distintas da espécie de Buriti, foram encontrados valores semelhantes para o índice de acidez (2,69 mg KOH/g, 2,13 mg KOH/g e 3,54 mg KOH/g) e peróxido (11,12 meq O₂/Kg, 10,00 meq O₂/Kg e 12,46 meq O₂/Kg). (Vásquez-Ocmín et al. 2010). Aquino et al. (2012) encontraram para óleo de Buriti bruto um valor de 14,82 meq O₂/Kg para índice de peróxido. Santos et al. (2013a), reportaram valores mais elevados para óleo de Bacaba, Buriti e Tucumã, 11,9 meq O₂/kg; 7,4 meq O₂/Kg, 6,8 meq O₂/kg, respectivamente para o índice de peróxido. Já Mambrim e Barrera-Arellano (1997), encontraram valores para o índice de peróxido iguais a 7,61 meq O₂/Kg para Bacaba, 0,05 meq O₂/Kg para Tucumã e 1,83 meq O₂/kg para Patauá.

Ferreira et al. (2008), reportaram valores de acidez para o óleo de tucumã de 5,47 mg de KOH/g e peróxido de 2,99 meq O₂/kg, os quais são maiores que nos óleos utilizados neste trabalho. Já para óleos de Buriti armazenados à temperatura de 2-8°C extraídos por método artesanal foram encontrados valores referentes ao índice de acidez igual a 5,82 mg. NaOH/g (Carvalho, et al. 2001).

O índice de iodo é um parâmetro utilizado para medir o grau de insaturações das cadeias de ácidos graxos presentes nos óleos. (Moretto, 1998). Foram encontrados valores bem próximos para os óleos estudados, variando de 75,74 g I₂/100g para Buriti a 81,45 g I₂/100g para Tucumã Açú. De acordo com a Codex Alimentarius (2003), azeites de oliva virgens apresentam índices de iodo que variam de 75-94 g I₂/100g. Esses valores são similares aos dos óleos encontrados neste estudo, demonstrando que estes óleos possuem composição parecida com a do azeite de oliva. Bora et al. (2001) reportaram para óleo de Tucumã um valor igual a 82 g I₂/100g, próximo ao encontrado neste estudo para o óleo da mesma espécie.

O índice de saponificação é um método utilizado para verificar a quantidade de hidróxido de potássio (alcáli) necessária para saponificar os ácidos graxos presentes em uma quantidade definida de amostra. (Moretto, 1998; IAL, 2008). Os resultados obtidos para este índice ficaram situados na faixa de 224,83 mg de KOH/g para Caiuá a 255,86 mg de KOH/g para Tucumã Açú. Cunha et al. (2012),

encontraram para o óleo de Buriti valor igual a 196 mg de KOH/g. Já para óleo extraído da polpa de Tucumã do Pará foi encontrado valor de 110,5 mg de KOH/g, inferior aos apresentados neste trabalho para a mesma espécie. (Bora, et al. 2001). Outro estudo que encontrou um valor inferior foi o de Oboh e Oderinde (1988), que reportaram para o índice de saponificação em óleo da polpa de Tucumã do Pará um valor igual a 188,6 mg de KOH/g. Por outro lado, Pesce (2009) reportou valores parecidos com os encontrados neste estudo para óleos de Tucumã Açú (220,2 mg KOH/g) e Buriti (246 mg KOH/g).

O teor de umidade é um importante parâmetro na qualidade dos óleos, pois pode influenciar nas reações de rancidez hidrolítica, uma vez que a acidez dos óleos e gorduras decorre da hidrólise enzimática, que ocorre nos frutos e sementes com elevados teores de umidade (Machado, et al. 2006), este parâmetro fora das recomendações técnicas pode significar perda na estabilidade química, na deterioração microbiológica, nas alterações fisiológicas e na qualidade dos alimentos (Gomes e Oliveira, 2011). Os teores de umidade das amostras em estudo apresentaram valores que variaram entre 0,06% para Bacaba e 0,22% para Buriti. Para óleos vegetais refinados o teor de umidade para o rebeneficiamento deve ser abaixo de 0,80%, dessa forma os óleos estudados estão dentro dos limites da legislação (ANVISA, 2006).

As densidades dos óleos demonstraram valores típicos para óleos vegetais e seus resultados foram próximos. Os valores encontrados foram 0,894 g/mL para Caiuá, 0,903 g/mL para Bacaba, 0,904 g/mL para Patauá, 0,910 g/mL para Buriti, 0,913 g/mL para Tucumã Açú e 0,921 g/mL para Tucumã do Pará. Ferreira et al. (2008) reportaram um valor igual a 0,910 g/mL em óleo bruto extraído do epicarpomesocarpo do fruto de tucumã, valor este bem próximo ao encontrado neste estudo para a mesma espécie. Pesce (2009) reportou valores de densidade a 15 °C bem próximos aos encontrados, para óleo de Bacaba 0,918 g/ml e para óleo de Patauá 0,912 g/ml. Os valores deste estudo também foram próximos aos reportados para densidade relativa a 20 °C para azeites de oliva (0,910-0,916). (Codex Alimentarius, 2003).

Os óleos de maneira geral demonstraram viscosidades parecidas e os resultados variaram entre 33,27 cP para Caiuá e 43,47 cP para Patauá. Aquino et al. (2012), reportaram um valor de viscosidade igual a 43,29 mm²s⁻¹ em óleo bruto

de Buriti, para o óleo da mesma espécie foi encontrado um valor próximo, igual a $38,89 \text{ mm}^2\text{s}^{-1}$. Estes parâmetros como a viscosidade e a densidade em óleos vegetais são relevantes para as etapas de projeto de equipamentos, de processamento e especificação do produto (Brock, et al. 2008).

Os resultados para a análise de cor estão apresentados na tabela 6 e a Figura 12 evidencia a cor dos seis tipos de óleos estudados. A cor é um importante parâmetro sensorial para os consumidores, sendo o primeiro estímulo na percepção de um alimento e define a força de decisão na compra de um determinado produto. Esta propriedade é relevante tecnologicamente, por ser o atributo de maior influência na aceitação dos alimentos (Rodriguez-Amaya, 2008).

Os óleos que demonstraram predominância da cor vermelha a^* foram o de Tucumã do Pará e o de Buriti, enquanto que o óleo de Caiuê demonstrou predominância da coloração amarela b^* . Em relação à claridade (L^*), o óleo de Tucumã Açú foi o que demonstrou maior claridade com um valor de 25,40. Para o índice $^\circ\text{Hue}$, o óleo de Caiuê foi o que demonstrou maior valor, igual a 92,66.

A intensidade da cor pode estar relacionada à concentração de pigmentos naturais presentes nestes óleos, como a clorofila, carotenoides e flavonoides (Schiozer e Barata, 2007). Dessa forma, quanto mais intensa a cor, maior é a concentração destes compostos presentes nos óleos.

Tabela 6. Análise colorimétrica de seis espécies de óleos de palmeiras da Amazônia.

Tipos de óleos	Parâmetro			
	L^*	a^*	b^*	$^\circ\text{Hue}$
Tucumã do Pará	25,40±0,16	14,53±0,72	7,43±0,59	26,96±0,75
Tucumã Açú	28,50±0,26	0,14±0,10	8,91±1,68	89,90±0,90
Buriti	26,82±0,60	18,28±0,28	13,16±0,20	35,70±0,10
Caiuê	31,75±1,94	-1,16±0,10	24,35±2,77	92,66±0,32
Bacaba	29,76±1,29	-1,09±0,11	14,13±0,95	94,36±0,15
Patauá	41,70±5,97	-1,13±0,30	5,76±0,67	100,86±1,81

Média ± desvio padrão dos resultados obtidos das análises colorimétricas dos óleos de palmeiras nativas da Amazônia.

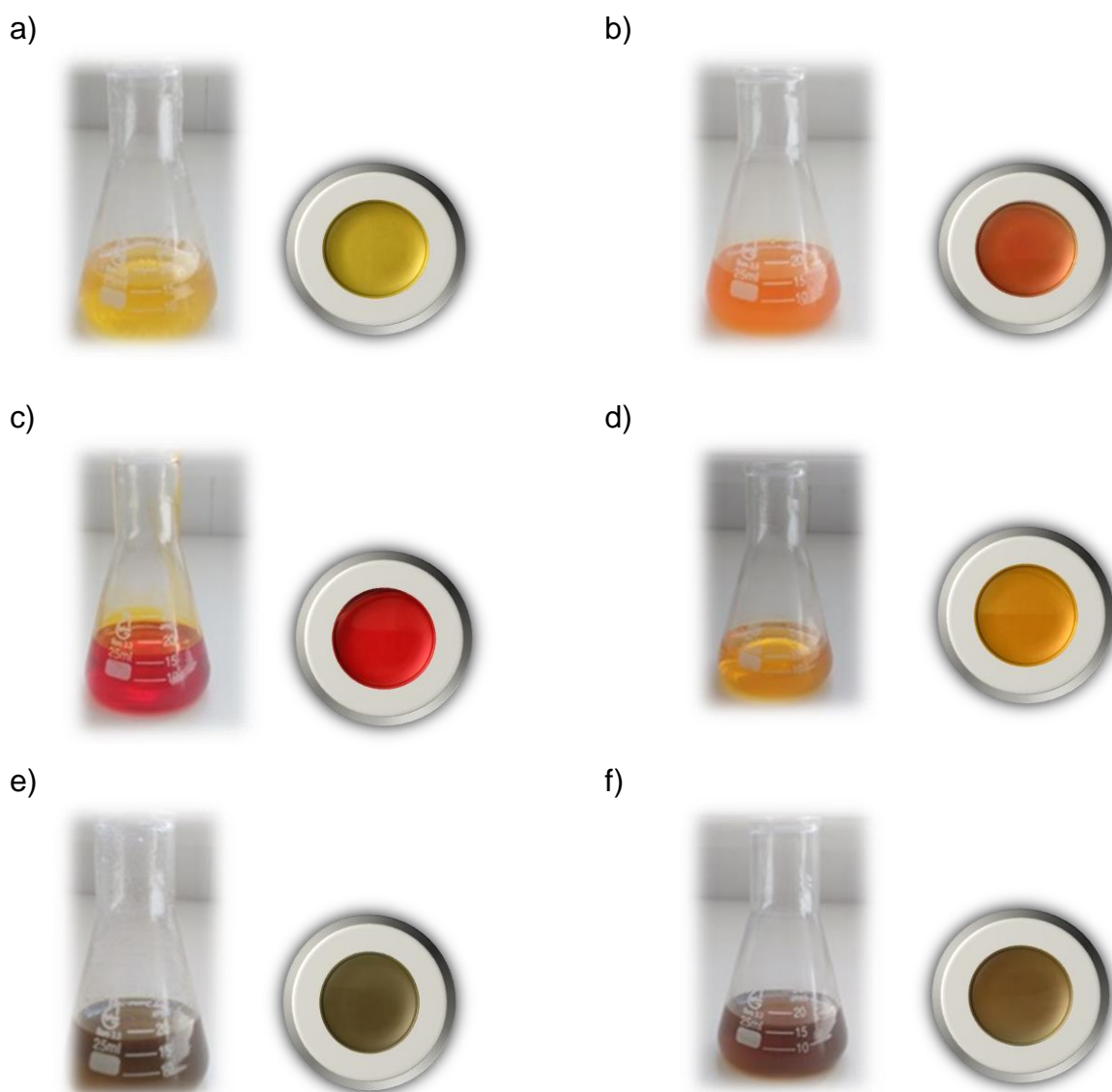


Figura 12. Fotografias dos óleos comerciais das espécies: a) Tucumã Açú, b) Tucumã do Pará, c) Buriti, d) Caiaué, e) Bacaba e f) Patauá.

5.2 Análise de carotenoides totais expressos em β -caroteno

A Figura 13 demonstra o teor de β -caroteno dos óleos estudados. Os valores encontrados nas amostras de óleos foram iguais a 243,4 $\mu\text{g/g}$ para Tucumã do Pará, 28,6 $\mu\text{g/g}$ para Tucumã Açú, 533,3 $\mu\text{g/g}$ para Buriti e 137,4 $\mu\text{g/g}$ para Caiaué. Estes resultados podem ser relacionados com análise de cor, uma vez que o óleo de Buriti que apresentou maior intensidade da cor vermelha, foi o que demonstrou maior conteúdo de β -caroteno.

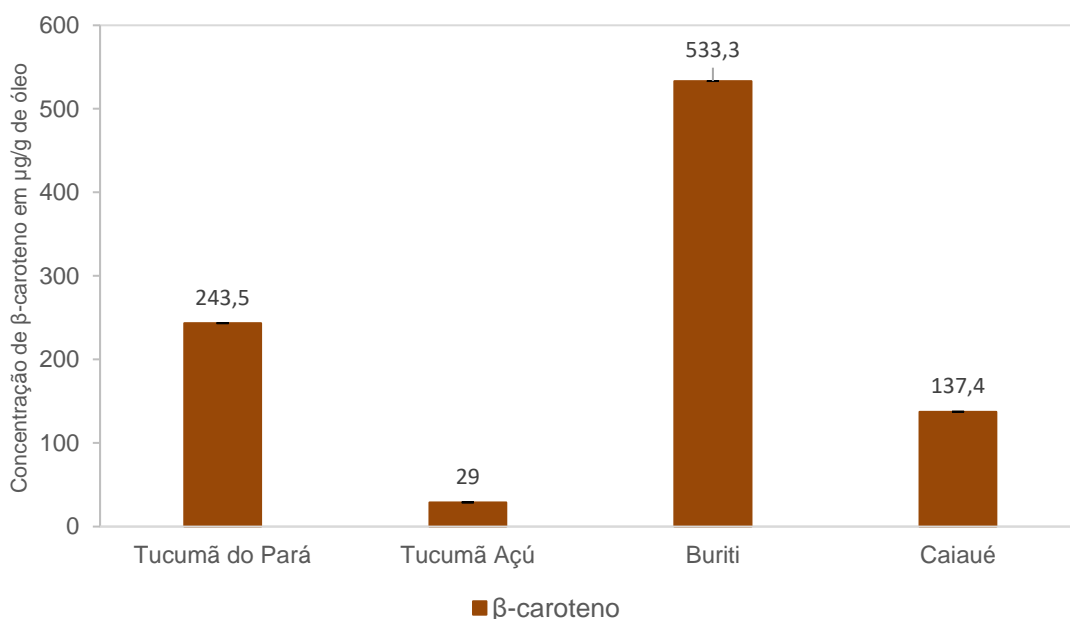


Figura 13. Conteúdo de β-caroteno em óleos de diferentes frutos de espécies de palmeiras da família *Arecaceae*.

Os valores encontrados neste trabalho para óleos de Buriti, Tucumã do Pará, Tucumã Açú e Caiaué são superiores aos valores encontrados em frutas que se destacam em relação ao conteúdo de carotenoides, em especial o β-caroteno, como o melão (*Cucumis melo*) (0,1 μg/g), a acerola (*Malpighia glabra*) (4,0 μg/g), o caju (0,9 μg/g), entre outras. Ainda o valor aqui reportado para o óleo de Buriti foi muito superior, quando comparado ao valor encontrado na cenoura crua (*Daucus carota*), que possui um conteúdo igual a 20 μg/g de β-caroteno. (Rodríguez-Amaya et al. 2008). Trujillo-Quijano et al. (1990), demonstraram que o óleo de *Elaeis oleífera* (Caiaué), possui elevadas quantidades de carotenoides, com um total de aproximadamente 1506,5 μg/g. Os mesmos autores citam que este óleo é uma fonte muito rica de provitamina A, uma vez que o conteúdo de β – caroteno (400,3 μg/g) nesta espécie é elevado. No trabalho aqui realizado para o conteúdo de β – caroteno, foi encontrado um valor inferior (137,4 μg/g) ao do trabalho de Trujillo et al. (2010), anteriormente citado, para a mesma espécie (Caiaué). A diferença nos valores pode ter ocorrido devido a diferentes formas de extração dos óleos. Ainda, os óleos aqui estudados podem ter sofrido algum tipo de perda ou degradação destes compostos, por conta do armazenamento e tempo de estocagem.

Segundo Rodríguez-Amaya et al. (2008), os carotenoides são pigmentos lipossolúveis presentes em diversos frutos e vegetais, que vão da coloração

amarela a vermelha e estes pigmentos possuem atividade de provitamina A. Dos carotenoides existentes, o β -caroteno é o maior precursor desta vitamina. Os frutos de palmeiras apresentam elevados teores deste composto, como os frutos de buriti (364 $\mu\text{g/g}$), tucumã (99 $\mu\text{g/g}$), bocaiúva (59 $\mu\text{g/g}$), bacuri (17 $\mu\text{g/g}$) e umari (99 $\mu\text{g/g}$). Destes pode-se destacar o buriti que é o fruto que possui maior concentração de β -caroteno do Brasil. Alguns carotenoides, que são precursores da vitamina A são utilizados para combater a carência da mesma. Outras atividades são conferidas aos carotenoides, pois estes pigmentos podem reduzir o risco de doenças degenerativas, tais como câncer, doenças cardiovasculares e catarata, além disso, fortalecem o sistema imunológico. Dessa forma, os carotenoides são pigmentos importantes, por proporcionarem diversos benefícios à saúde (Rodríguez-Amaya et al. 2008).

Em um estudo realizado por Yuyama, et al. (1998), que utilizaram farinha de Buriti em ração de ratos, foi relatado que o fruto de Buriti é uma fonte rica em provitamina A, uma vez que os ratos que consumiam as rações preparadas com o fruto de Buriti, foram os que demonstraram maiores reservas de vitamina A no organismo. O β -caroteno é absorvido no corpo pelo intestino, e convertido em retinol pela quebra da cadeia carbônica, por meio da ação de enzimas. O retinol formado é transportado através dos vasos linfáticos até o fígado, onde fica armazenada a vitamina A (Ambrósio et al. 2006).

5.3 Atividade Antioxidante mediante o ensaio de descoloração do cátion-radical ABTS⁺

A Tabela 7 apresenta os resultados da atividade antioxidante dos óleos estudados neste trabalho. O método de análise de atividade antioxidante empregado demonstrou resultados variáveis entre os óleos. Pela falta de um método padrão para medir a capacidade antioxidante, se torna mais complexa a comparação de resultados reportados por grupos de pesquisas distintos (Huang et al. 2005 e Prior et al. 2005). No entanto, o método mais apropriado para a avaliação de óleos vegetais é o ensaio pelo cátion-radical ABTS, pois o mesmo é propício para ser utilizado em amostras lipofílicas e hidrofílicas. Os óleos apresentaram potencial antioxidante e o destaque pode ser dado para o óleo de Buriti que dentre

os óleos, foi o que demonstrou maior atividade antioxidante (2524,736 $\mu\text{mol trolox}/100\text{g}$); já o óleo de bacaba foi o que apresentou menor atividade antioxidante (324,72 $\mu\text{mol trolox}/100\text{g}$).

Tabela 7. Resultados da análise de Atividade antioxidante dos óleos realizada pelo método ABTS.

Tipos de Óleos	Atividade antioxidante avaliada por ABTS		
	$\mu\text{mol trolox}/\text{mL de óleo}$	$\mu\text{mol trolox/g}$	$\mu\text{mol trolox}/100\text{ g}$
Tucumã do Pará	0,43 \pm 0,04	10,70 \pm 0,88	1070,45 \pm 87,60
Tucumã Açú	0,15 \pm 0,03	3,97 \pm 0,67	397,29 \pm 66,98
Buriti	1,01 \pm 0,05	25,25 \pm 1,28	2524,73 \pm 127,74
Caiaué	0,12 \pm 0,01	3,28 \pm 0,38	327,83 \pm 38,24
Bacaba	0,12 \pm 0,02	3,25 \pm 0,57	324,72 \pm 56,60
Patauá	0,24 \pm 0,02	6,30 \pm 0,52	629,81 \pm 52,06

Média \pm desvio padrão dos resultados obtidos das análises de ABTS.

Ainda são poucos os dados na literatura encontrados sobre a atividade antioxidante dos óleos aqui testados. Pellegrini et al. (2003) encontraram em óleos vegetais valores muito elevados aos encontrados neste estudo pelo método ABTS, para óleo de soja 2200 $\mu\text{mol de Trolox/g}$, azeite de oliva extra virgem 1179 $\mu\text{mol de Trolox/g}$, girassol 1170 $\mu\text{mol de Trolox/g}$ e amendoim 61 $\mu\text{mol de Trolox/g}$. Sánchez et al. (2007), por outro lado, estudaram a capacidade antioxidante por diferentes métodos em azeites de oliva e encontraram resultados próximos ao encontrados para óleo de Buriti da espécie aqui estudada. Pelo método ABTS foram avaliados azeites extraídos de diferentes safras de colheita, de 2001 a 2004. Para a safra de 2003-2004 foi encontrado um resultado igual a 1,00 mMol de Trolox/L, o resultado

foi próximo ao encontrado em óleo de Buriti analisado pelo mesmo método no presente estudo, que apresentou um resultado igual a 1,011 μmol de Trolox/mL.

Em frutos de Buriti do Cerrado e da Amazônia, Cândido, et al. (2015), encontraram resultados para o método ABTS iguais a 46,63 μmol de Trolox/g e 33,02 μmol de Trolox/g, respectivamente. Esses resultados são superiores aos encontrados em óleo de Buriti (25,25 μmol de Trolox/g) no presente estudo e os mesmos autores citam que as diferenças nas regiões de onde os frutos de buriti são obtidos influenciam no conteúdo de compostos bioativos e na capacidade antioxidante dos mesmos, além disso, no momento da extração do óleo podem ter ocorrido perdas desta atividade.

A análise de atividade antioxidante em óleos comestíveis é de grande relevância, pois ela pode ser considerada um índice de qualidade, uma vez que uma elevada atividade antioxidante nestes alimentos está relacionada à capacidade em que um composto antioxidante tem em inibir a ocorrência da oxidação lipídica, principal reação de degradação, que proporciona baixa qualidade, e diminui os atributos sensoriais destes produtos, demonstrando assim maior vida útil e maior estabilidade aos óleos comestíveis. (Christodouleas, et al. 2014). Um antioxidante é capaz de inibir o processo de oxidação, pois quando o mesmo reage com um radical livre ele é oxidado e se transforma em um radical livre estável, que inibe a propagação da reação (Sánchez, et al. 2007).

5.4 Perfil de ácidos graxos

Os resultados do perfil de ácidos graxos estão apresentados na Tabela 8 e os cromatogramas se encontram no anexo A. Todas as espécies de óleos de palmeiras analisadas neste trabalho demonstraram em sua composição predominância do ácido oleico (C18:1) monoinsaturado. O ácido oleico apareceu em maior proporção nos óleos de Tucumã do Pará (69,38%) e Buriti (79,50%), outro ácido graxo importante foi o ácido linoleico (C18:2) poli-insaturado que apresentou maiores porcentagens nos óleos de Tucumã Açú (9,72%) Caiaué (8,37) e Bacaba (7,39%).

O Ômega 9 (C18:1) é o ácido graxo mais encontrado na natureza, seu consumo não afeta significativamente o nível do colesterol total (Santos, et al.

2003), ainda dietas ricas em ácidos graxos monoinsaturados demonstram efeitos mais favoráveis sobre os níveis de triglicérides e HDL-c, dessa forma minimiza o risco de doenças cardiovasculares (Kris-Etherton, et al. 1999).

Tabela 8. Perfil de ácidos graxos (%) dos óleos das espécies de palmeiras estudadas.

Nº de carbonos: Insaturações	Tipos de Óleos					
	Tucumã Açú	Tucumã do Pará	Buriti	Caiaué	Bacaba	Patauá
C10:0	-	-	-	1,10	-	-
C12:0	-	-	-	12,99	-	-
C14:0	-	-	-	3,78	-	-
C16:1	0,12	-	-	-	0,38	0,44
C16:0	6,08	25,38	15,59	14,38	14,24	8,36
C18:1	61,64	69,38	79,50	39,38	63,49	56,55
C18:2	9,72	5,03	3,55	8,37	7,39	6,03
C18:0	22,13	-	-	17,15	14,49	28,78
C20:0	0,30	0,23	0,36	-	-	0,27
C22:0	-	-	-	1,89	-	-
C24:0	-	-	-	0,97	-	-

Alguns ácidos graxos saturados (SFA) podem acarretar riscos à saúde, como doenças cardiovasculares. Desses ácidos graxos os de maior associação a estes riscos são: o ácido láurico (C12:0), o mirístico (C14:0) e o palmítico (C16:0), pois contribuem para o aumento da lipoproteína de alta densidade, o “colesterol ruim” (LDL-c) e diminuem a lipoproteína de baixa densidade, o “colesterol bom” (HDL-c). Isto ocorre através, do aumento dos níveis de LDL, que contribuem para a ocorrência do processo aterogênico, que é um processo pelo qual ocorre a inflamação vascular e formação de células espumosas na parede das artérias, promovendo o entupimento e dificultando o fluxo sanguíneo. O ácido esteárico por sua vez, não proporciona tantos malefícios quanto os demais, uma vez que, ele funciona como um ácido graxo neutro (Santos et al., 2013b), pois ele sofre dessaturação quando é metabolizado, assim ele é convertido em ácido oleico de forma rápida, sem aumentar o colesterol (Bonanome et al., 1988).

Os óleos aqui citados, apresentaram para ácidos graxos saturados quantidades mais elevadas do ácido palmítico e do ácido esteárico, no entanto o último se comporta como um ácido neutro, dessa maneira ele não proporciona

malefícios à saúde. Além disso, os ácidos graxos poli-insaturados como o ácido linoleico, são essenciais, ou seja, o organismo humano não é capaz de produzi-lo, dessa forma, eles se tornam importantes na dieta através dos alimentos. Ainda, o ácido linoleico encontrado nos óleos citados acima, é transformado em ácido araquidônico no organismo, este que é o ácido graxo verdadeiramente essencial. Estes são relevantes na estrutura e respiração celular, portanto contribuem de forma positiva para a saúde (Moretto, 1998), e agem como precursores da síntese de substâncias mediadoras da inflamação, que atuam na regulação da pressão sanguínea, na coagulação do sangue, dilatação das veias e como antiplaquetário (Rodriguez, et al. 2003; Moraes e Colla, 2006).

O óleo de Caiué apresentou ácidos graxos aterogênicos na sua composição, no entanto, o ácido graxo de maior predominância foi o monoinsaturado (39,38%). Outro estudo como o de Santos et al. (2013a) reportou a predominância do ácido graxo oleico para óleos de Bacaba (46,2%), Buriti (71,6%) e Tucumã (64,7%), também reportou que dentre os óleos estudados (Bacaba, Inajá, Buriti, Pupunha e Tucumã), o óleo de Bacaba foi o que apresentou maior teor do ácido linoleico (20,0%). Para óleos da mesma espécie, foram encontrados no trabalho aqui citado teores relevantes de ácido oleico para Bacaba (63,49%), Buriti (79,50%) e Tucumã (61,64%) e dos óleos estudados (Tucumã Açú, Tucumã do Pará, Buriti, Caiué, Bacaba e Patauá) o óleo de Tucumã Açú foi o que demonstrou maior quantidade de ácido linoleico (9,72%).

Tavares et al. (2003), encontraram resultados próximos a este estudo, em que o ácido graxo majoritário em fruto de Buriti (*Mauritia vinifera* Mart.) de três amostras diferentes foi o ácido oleico (MUFA), seus valores variaram entre 72,6 a 74,6%. Outro estudo que mostrou resultados similares ao do trabalho em questão foi o de Rodrigues et al. (2010), cujos autores reportaram quantidades elevadas de ácidos graxos monoinsaturados (MUFA) para óleos de Tucumã (65,10%), Buriti (75,50%) e Patauá (76,70%). O mesmo estudo reportou as seguintes quantidades para ácidos graxos poli-insaturados (PUFA): Tucumã do Pará (2,80%), Buriti (2,25%) e para Patauá (4%), estes resultados foram relativamente próximos aos resultados do estudo aqui citado para óleos de palmeiras da mesma espécie, Tucumã do Pará (5,03%), Buriti (3,55%) e Patauá (6,03%).

Bora et al. (2001) avaliando o óleo extraído da polpa do fruto de Tucumã (*Astrocaryum vulgare* Meyer), encontraram em maiores proporções os ácidos graxos, oleico (46,81%), linoleico (26,13%) e palmítico (13,86%). Para o estudo em questão, a mesma espécie de Tucumã também demonstrou maiores proporções dos ácidos graxos, oleico (69,38%), esteárico (25,38%) e linoleico (5,03%).

Quando comparados ao azeite de oliva, os óleos demonstraram semelhanças em relação à porcentagem de ácidos graxos insaturados. De acordo com a Codex Alimentarius (2003) os ácidos graxos majoritários nos azeites de oliva virgem, são os ácidos palmítico (7,5 a 20%), esteárico (0,5 a 5,0%), oleico (55,0 a 83%) e linoleico (3,5 a 21%).

6. CONCLUSÕES

A avaliação das propriedades físico-químicas dos óleos de Tucumã do Pará, Tucumã Açú, Buriti, Caiaué, Bacaba e Patauá revelou que estes óleos se encontram dentro dos parâmetros previstos pela legislação RDC (nº 270, de 22 de setembro de 2005) para óleos e gorduras, confirmando que esses foram extraídos utilizando as Boas Práticas de Fabricação e que esses óleos são de boa qualidade.

Os óleos revelaram propriedades funcionais muito atrativas em função do seu potencial antioxidante, o que se pressupõe que os mesmos possuem alta estabilidade oxidativa. Os valores de composição de β -caroteno, demonstraram que os mesmos possuem elevadas quantidades deste pigmento antioxidante, destes o óleo de Buriti foi o que apresentou maior conteúdo de β -caroteno e conseqüentemente maior capacidade antioxidante. Em relação ao perfil de ácidos graxos, o ácido graxo majoritário na maioria dos óleos foi o ácido oleico (C18:1), também apresentaram baixa composição de ácidos graxos aterogênicos. Isto é um ponto positivo, uma vez que os ácidos aterogênicos podem elevar a ocorrência de doenças cardiovasculares. Dessa forma, os óleos apresentaram potencial para serem utilizados para a formulação de alimentos com possíveis aplicações para prevenção de hipovitaminose A, diante disto, estes óleos extraídos de polpas de frutos da Amazônia possuem compostos funcionais importantes para a saúde e podem ser inseridos na dieta.

7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Aguiar, J. P. L. (1996) Notas e Comunicações. Tabela de Composição de Alimentos da Amazônia. *Acta Amazônica*, 26(1/2), 121-126.
- Ambrósio, C. L. B., Campos, F. D. A. C., e Faro, Z. P. D. (2006) Carotenóides como alternativa contra a hipovitaminose A. *Revista de Nutrição*, 19(2), 233-243.
- ANVISA. Agência Nacional de Vigilância Sanitária, 22 de setembro de 2005. Aprova Regulamento Técnico para Óleos Vegetais, Gorduras Vegetais e Cremes Vegetais: RDC, nº270. Diário Oficial da União.
- AOAC, Official Methods of Analysis of the AOAC (1998) Association of Official Analytical Chemists. 16th ed. Washington, DC. ATWATER, W.O., WOODS, C.D. The chemical composition of american food materials. Farmers' Bulletin No. 28. U.S. Department of Agriculture, Washington.
- AOCS, American Oil Chemists' Society (2009) Official and tentative methods of the American Oil Chemists' Society: including additions and revisions. 6. ed. Champaign: AOCS.

- Aquino, J. D. S., Pessoa, D. C., Araújo, K. D. L. G., Epaminondas, P. S., Schuler, A. R. P., Souza, A. G. D., e Stamford, T. L. M. (2012) Refining of buriti oil (*Mauritia flexuosa*) originated from the Brazilian Cerrado: physicochemical, thermal-oxidative and nutritional implications. *Journal of the Brazilian Chemical Society*, 23(2), 212-219.
- Araújo, J. (2011) Química de alimentos: teoria e prática. 5 ed. Atual. Viçosa, MG. Ed. UFV.
- Brand-Williams, W., Cuvelier, M. E., e Berset, C. L. W. T. (1995) Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *LWT-Food science and Technology*, 28(1), 25-30.
- Bianchi, M. L. P., Antunes, L. M. G. (1999) Radicais livres e os principais antioxidantes da dieta. *Rev. Nutr.*, Campinas, 12 (2):123-130.
- Bonanome, A., Grundy, S. M. (1988) Effect of dietary stearic acid on plasma cholesterol and lipoprotein levels. *N Engl J Med.*;318(19):1244-8.
- Bora, P.S., Narain, N., Rocha, R. V. M., De Oliveira Monteiro, A. C., De Azevedo Moreira, R. (2001) Caracterización de las fracciones Protéicas y Lipídicas de pulpa y semillas de Tucuma (*Astrocaryum vulgare* Mart.). *Cienc. Tecnol. Aliment.*, 3 (2):111-116.
- Brigelius-Flohe, R., Traber, M. G. (1999) Vitamin E: function and metabolismo. *The FASEB Journal*,13:1145-1155.
- Brock, J., Nogueira, M. R., Zakrzewski, C., Corazza, F. D. C., Corazza, M. L., Oliveira, J. D. (2008) Determinação experimental da viscosidade e condutividade térmica de óleos vegetais. *Ciência e tecnologia de alimentos*, 28(3), 564-570.
- Cândido, T. L. N., Silva, M. R., Agostini-Costa, T. S. (2015) Bioactive compounds and antioxidant capacity of buriti (*Mauritia flexuosa* L.f.) from the Cerrado and Amazon biomes. *Food Chemistry*, 177:313–319.

- Castelo-Branco, V. N., Torres, A. G. (2011) Capacidade antioxidante total de óleos vegetais comestíveis: determinantes químicos e sua relação com a qualidade dos óleos. *Rev. Nutr.*, Campinas, 24(1):173-187.
- Clement, C.R., Lleras Pérez, E., Van Leeuwen, J. (2005) O potencial das palmeiras tropicais no Brasil: Acertos e fracassos das últimas décadas. *Agrociencias, Montevideo*, 9 (1-2):67-71.
- Codex Alimentarius Commission (2003) Codex standards for olive oils and olive pomace oil: CODEX STAN 33-1981 (rev. 2-2003). *Roma: FAO/WHO*.
- Cosgrove, J. P., Church, D. F., e Pryor, W. A. (1987) The kinetics of the autoxidation of polyunsaturated fatty acids. *Lipids*, 22(5), 299-304.
- Costa, J. R., Van Leeuwen, J., Costa, J. A. (2005) Tucumã-do-amazonas, *Astrocaryum tucuma* Martius. In: Shanley, P.; Medina, G. Frutíferas e plantas úteis na vida amazônica. Belém, 215-222.
- Costa, J. R. da., Leeuwen, J. van., Costa, J. A. (2011) Tucumã of Amazonas *Astrocaryum aculeatum* G. Mey. In: Shanley, P., Cymerys, M., Serra, M., Medina, G. Fruit trees and useful plants in Amazonian life. *Rome: Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO)*, p. 205-2013
- Costa, P. A., Ballus, C. A., Teixeira-Filho, J., Godoy, H. (2010) Phytosterols and tocopherols content of pulps and nuts of Brazilian fruits. *Food Research International*, 43:1603–1606.
- Christodouleas, D. C., Fotakis, C., Nikokavoura, A., Papadopoulos, K., e Calokerinos, A. C. (2015) Modified DPPH and ABTS assays to assess the antioxidant profile of untreated oils. *Food Analytical Methods*, 8(5), 1294-1302.
- Cymerys, M. (2005) Tucumã-do-pará. In: SHANLEY, P.; MEDINA, G. Frutíferas e Plantas Úteis na Vida Amazônica. Belém: CIFOR, Imazon, 209-214.

- De Carvalho, J. E. U., Muller, C. (2005) Biometria e rendimento percentual de polpa de frutas nativas da Amazônia. Embrapa Amazônia Oriental. Comunicado técnico.
- De Rosso, V. V., e Mercadante, A. Z. (2007) Identification and quantification of carotenoids, by HPLC-PDA-MS/MS, from Amazonian fruits. *Journal of agricultural and food chemistry*, 55(13), 5062-5072.
- Escriche, I., Restrepo, J., Serra, J. A., e Herrera, L. F. (1999) Composition and nutritive value of Amazonian palm fruits. *Food and Nutrition Bulletin*, 20(3), 361-364.
- FAO - Food and Agriculture Organization (1987) Especies forestales productoras de frutas y otros alimentos. 3. *Ejemplo de America Latina*, 44/3. Rome, 241.
- Ferreira, E. S., Lucien, V. G., Amaral, A. S., Silveira, C. S. (2008) Caracterização físico-química do fruto e do óleo extraído de Tucumã (*Astrocaryum vulgare* Mart). *Alim. Nutr.*, Araraquara, 19 (4): 427-433.
- Ferreira, S. A. N., Gentil, D. F. O. (2006) Extração, embebição e germinação de sementes de tucumã (*Astrocaryum aculeatum*). *Acta y Amazônica*, 36(2):141 – 146.
- Floegel, A., Kim, D. O., Chung, S. J., Koo, S. I., e Chun, O. K. (2011) Comparison of ABTS/DPPH assays to measure antioxidant capacity in popular antioxidant-rich US foods. *Journal of food composition and analysis*, 24(7), 1043-1048.
- Foti, M. C., Daquino, C., e Geraci, C. (2004) Electron-transfer reaction of cinnamic acids and their methyl esters with the DPPH• radical in alcoholic solutions. *The Journal of organic chemistry*, 69(7), 2309-2314.
- Gioielli, L. A. (1996) Óleos e gorduras vegetais: Composição e Tecnologia. *Revista Brasileira de Farmacognosia*, 211-232.

- Gomes, J. C., Oliveira, G. F. (2011) Análises físico-químicas de alimentos. Viçosa-MG: Editora UFV, p 303
- Huang, D., Ou, B., e Prior, R. L. (2005) The chemistry behind antioxidant capacity assays. *Journal of agricultural and food chemistry*, 53(6), 1841-1856.
- IBGE. (2016) Biomass. Disponível em: <http://7a12.ibge.gov.br/vamos-conhecer-o-brasil/nosso-territorio/biomass.html>. Acessado em: 01/12/2016.
- Instituto Adolfo Lutz - IAL. (2008) Métodos físico-químicos para análise de alimentos. São Paulo: Instituto Adolfo Lutz. 1020p.
- IUPAC-IUB. Joint Commission on Biochemical Nomenclature – JCBN. (1982) Nomenclature of Tocopherols and Related Compounds. *Molecular and Cellular Biochemistry*, 49:183-185.
- Janick, J., e Paull, R. E. (Eds.). (2008) The encyclopedia of fruit and nuts. CABI.
- Kahn, F., Moussa, F. (1997) Uso y potencial economico de dos palmas, *Astrocaryum aculeatum* Meyer y *A. vulgare* Martius, en la Amazonia brasileña.
- Kris-Etherton, P. M., Pearson, T. A., Wan, Y., Hargrove, R. L., Moriarty, K., Fishell, V., e Etherton, T. D. (1999) High-monounsaturated fatty acid diets lower both plasma cholesterol and triacylglycerol concentrations. *The American journal of clinical nutrition*, 70(6):1009-1015.
- Kuskoski, E. M., Asuero, A. G., Troncoso, A. M., Mancini-Filho, J., e Fett, R. (2005) Aplicación de diversos métodos químicos para determinar actividad antioxidante en pulpa de frutos. *Food Science and Technology (Campinas)*, 25(4), 726-732.
- Leitão, A. M. (2008) Caracterização morfológica e físico-química de frutos e sementes de *Astrocaryum aculeatum* Meyer (*Arecaceae*) de uma floresta secundária. Manaus, 91 f.

- Lima, R. R., Trassato, L. C., e Coelho, V. (1986) O Tucumã (*Astrocaryum vulgare* Mart.) principais características e potencialidade agroindustrial. EMBRAPA-CPATU. Boletim de pesquisa.
- Lima, L. P., Guerra, G. A. D., Ming, L. C., Macedo, M. R. A. (2013) Ocorrências e usos do Tucumã (*Astrocaryum vulgare* Mart.) em comunidades ribeirinhas, quilombolas e de agricultores tradicionais no município de Irituia, Pará. *Rev. Antropol., Amazônia*, 5(3):762-778.
- Liou Y. A., King D. J., Zibrik D., Innis S. M. (2007) Decreasing linoleic acid with constant alpha-linolenic acid in dietary fats increases (n-3) eicosapentaenoic acid in plasma phospholipids in healthy men. *J Nutr.*, 137(4):945-52.
- Lorenzi, H. (1992) Árvores Brasileiras, Vol1. *Plantarum, Nova Odessa*.
- Lorenzi, H. (2010) Flora brasileira: Arecaceae (palmeiras). Instituto Plantarum de Estudos da Flora.
- Maia, E. L. (1992) Otimização de metodologia para caracterização de constituintes lipídicos e determinação da composição em ácidos graxos e aminoácidos de peixes de água doce. Tese de Doutorado. UNICAMP. pp 28.
- Mambrim, M. C. T., e Barrera-Arellano, D. (1997) Caracterización de aceites de frutos de palmeras de la región amazónica del Brasil. *Grasas y aceites*, 48(3), 154-158.
- Manhães, L. R. T., e Sabaa-Srur, A. U. O. (2011) Centesimal composition and bioactive compounds in fruits of buriti collected in Pará. *Food Science and Technology*, Campinas, 31(4), 856-863.
- Mcclements, D. J., Decker, E. A. Lipídios. In: Mcclements, S., Parkin, K. L., e Fennema, O. R. (2010) *Química de alimentos de Fennema*.4:132-176.

- Mcguire, R. G. (1992) Reporting of objective color measurements. *HortScience*, 27(12):1254-1255.
- Miller, N. J., Rice-Evans, C., Davies, M. J., Gopinathan, V., e Milner, A. (1993) A novel method for measuring antioxidant capacity and its application to monitoring the antioxidant status in premature neonates. *Clinical science (London, England: 1979)*, 84(4), 407-412.
- Millward, D. J., Layman, D. K., Tomé, D., Schaafsma, G. (2008) Protein quality assessment: impact of expanding understanding of protein and amino acid needs for optimal health. *Am J Clin Nutr.*, 15:76 – 81.
- Moon, J. K., e Shibamoto, T. (2009) Antioxidant assays for plant and food components. *Journal of agricultural and food chemistry*, 57(5), 1655-1666.
- Moraes, F. P., Colla, L. M. (2006) Alimentos funcionais e nutraceuticos: Definições, legislação e benefícios à saúde. *Revista Eletrônica de Farmácia*, 3(2):109-122.
- Moretto, E; Fett, R. (1998) Tecnologias de óleos e gorduras vegetal na indústria de alimentos. São Paulo: Varela.
- Moure, A., Cruz, J. M., Franco, D., Domínguez, J. M., Domínguez, H., Sineiro, J., Nunez, M. J. e Parajó, J. C. (2001) Natural antioxidants from residual sources. *Food chemistry*, 72(2), 145-171.
- Oboh, F. O. J., Oderinde, R. A. (1988) Analysis of the Pulp and Pulp Oil of the Tucum (*Astrocaryum vulgare* Mart) Fruit. *Food Chemistry*, 30:277-287.
- Obrenovich, M. E., Li, Y., Parvathaneni, K.; Yendluri, B. B.; Palacios, H. H.; Leszek, J.; Aliev, G. (2011) Antioxidants in Health, Disease and Aging. *CNS e Neurological Disorders - Drug Targets*, 10:192-207.

- Oetterer, M., Reginato-D'arce, M. A. B., e Spoto, M. (2006) Fundamentos de ciência e tecnologia de alimentos. Editora Manole Ltda.
- Oliveira, G. L. S. (2015) Determinação da capacidade antioxidante de produtos naturais in vitro pelo método do DPPH•: estudo de revisão. *Rev. bras. plantas med*, 17(1), 36-44.
- Ozgen, M., Reese, R. N., Tulio, A. Z., Scheerens, J. C., e Miller, A. R. (2006) Modified 2, 2-azino-bis-3-ethylbenzothiazoline-6-sulfonic acid (ABTS) method to measure antioxidant capacity of selected small fruits and comparison to ferric reducing antioxidant power (FRAP) and 2, 2'-diphenyl-1-picrylhydrazyl (DPPH) methods. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 54(4), 1151-1157.
- Pesce, C. (2009) Oleaginosas da Amazônia. 2 ed., rev. e atual. Belém: Museu Paraense Emílio Goeldi, Núcleo de Estudos Agrários e Desenvolvimento Rural.
- Pellegrini, N., Serafini, M., Colombi, B., Del Rio, D., Salvatore, S., Bianchi, M., e Brighenti, F. (2003) Total antioxidant capacity of plant foods, beverages and oils consumed in Italy assessed by three different in vitro assays. *The Journal of nutrition*, 133(9), 2812-2819.
- Podsdek, A. (2007) Natural antioxidants and antioxidant capacity of Brassica vegetables: A review. *LWT*, 40:1–11.
- Prior, R. L., Wu, X., e Schaich, K. (2005) Standardized methods for the determination of antioxidant capacity and phenolics in foods and dietary supplements. *Journal of agricultural and food chemistry*, 53(10), 4290-4302.
- Ramalho, V. C., e Jorge, N. (2006) Antioxidantes utilizados em óleos, gorduras e alimentos gordurosos. *Química Nova*, 29(4), 755.
- Ratter, J. A., Ribeiro, J. F., e Bridgewater, S. (1997) The Brazilian cerrado vegetation and threats to its biodiversity. *Annals of botany*, 80(3), 223-230.

- Re, R., Pellegrini, N., Proteggente, A., Pannala, A., Yang, M., e Rice-Evans, C. (1999) Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free radical biology and medicine*, 26(9), 1231-1237.
- Rodrigues-Amaya, D. B.; Kimura, M.; Amaya-Farfan, J. (2008) Fontes brasileiras de carotenoides: Tabela brasileira de composição de carotenoides em alimentos. Ministério do Meio Ambiente. Departamento de Conservação da Biodiversidade, Brasília.
- Rodrigues, A. M. C., Darnet, S., Silva, L. H. M. (2010) Fatty Acid Profiles and Tocopherol Contents of Buriti (*Mauritia flexuosa*), Patawa (*Oenocarpus bataua*), Tucuma (*Astrocaryum vulgare*), Mari (*Poraqueiba paraensis*) and Inaja (*Maximiliana maripa*) Fruits. *J. Braz. Chem. Soc.*, 21 (10):2000-2004.
- Rodríguez, J. C., Gómez, D., Pacetti, D., Núñez, O., Gagliardi, R., Frega, N. G., Ojeda, M. L., Loizzo, M. R., Tundis, R., Lucci, P. (2016) Effects of the Fruit Ripening Stage on Antioxidant Capacity, Total Phenolics, and Polyphenolic Composition of Crude Palm Oil from Interspecific Hybrid *Elaeis oleifera* × *Elaeis guineenses*. *J. Agric. Food Chem.*, 64:852–859.
- Rodriguez, M. B. S., Megías, S. M., Baena, B. M. (2003) Alimentos funcionales y nutrición óptima. ¿Cerca o lejos? *Rev Esp Salud Pública*, 77:317-331.
- Sánchez, C. S., González, A. T., García-Parrilla, M. C., Granados, J. Q., De La Serrana, H. L. G., e Martínez, M. L. (2007) Different radical scavenging tests in virgin olive oil and their relation to the total phenol content. *Analytica Chimica Acta*, 593(1), 103-107.
- Santos, M. F. G., Alves, R. E., Ruíz – Méndez, M. V. (2013a) Minor componentes in oils obtained from Amazonian palm fruits. *Grasas y aceites*, 64 (5):531-536.

Santos R.D., Gagliardi A.C.M., Xavier H.T., Magnoni C.D., Cassani R., Lottenberg A.M., Casella, Filho A., Araújo, D.B., Cesena, F.Y., Alves, R.J., Fenelon, G., Nishioka, S.A.D., Faludi, A.A., Geloneze, B., Scherr, C., Kovacs, C., Tomazzela, C., Carla, C., Barrera-Arellano, D., Cintra, D., Quintão, E., Nakandakare, E.R., Fonseca, F.A.H., Pimentel, I., Santos, J.E., Bertolami, M.C., Rogero, M., Izar, M.C., Nakasato, M., Damasceno, N.R.T., Maranhão, R., Cassani, R.S.L., Perim, R., Ramos, S (2013b) Sociedade Brasileira de Cardiologia. I Diretriz sobre o consumo de Gorduras e Saúde Cardiovascular. *Arq Bras Cardiol.* 100 (1Supl.3):1-40.

Schiozer, A. L., e Barata, L. E. S. (2013) Estabilidade de corantes e pigmentos de origem vegetal. *Revista Fitos Eletrônica*, 3(02), 6-24.

Sies, H., & Stahl, W. (1995) Vitamins E and C, beta-carotene, and other carotenoids as antioxidants. *The American journal of clinical nutrition*, 62(6), 1315S-1321S.

Silva, F. A., Borges, M. F. M., e Ferreira, M. A. (1999) Métodos para avaliação do grau de oxidação lipídica e da capacidade antioxidante. *Química Nova*, 22 (1):94-103.

Tavares, M., Aued-Pimentel, S., Lamardo, L. C., Campos, N. C., Jorge, L. I., e Gonzalez, E. (2003) Composição química e estudo anatômico dos frutos de buriti do Município de Buritizal, Estado de São Paulo. *Rev. Inst. Adolfo Lutz*, 62(3), 227-232.

Tawaha, K., Alali, F. Q., Gharaibeh, M., Mohammad, M., e El-Elimat, T. (2007) Antioxidant activity and total phenolic content of selected Jordanian plant species. *Food Chemistry*, 104(4), 1372-1378.

Trujillo-Quijano, J., Rodriguez-Amaya, D. B., Esteves, W., e Plonis, G. F. (1990) Carotenoid composition and vitamin A values of oils from four Brazilian palm fruits. *European Journal of Lipid Science and Technology*, 92(6), 222-226.

Vásquez-Ocmín, P. G., Alvarado, L. F., Solís, V. S., Torres, R. P., Mancini-Filho, J. (2010) Chemical characterization and oxidative stability of the oils from three morphotypes

of *Mauritia flexuosa* L.f, from the Peruvian Amazon. *Grasas y aceites*, 61 (4):390-397.

Wilberg, V. C., e Rodriguez-Amaya, D. B. (1995) HPLC quantitation of major carotenoids of fresh and processed guava, mango and papaya. *LWT-Food Science and Technology*, 28(5):474-480.

Yuyama, L. K. O., Maeda, R. N., Pantoja, L., Aguiar, J. P. L., Marinho, H. A. (2008) Processamento e avaliação da vida-de-prateleira do tucumã (*Astrocaryum aculeatum* Meyer) desidratado e pulverizado. *Ciência e Tecnologia de Alimentos*, Campinas, 28 (2):408-412.

Yuyama, L. K. O., Yonekura, L., Aguiar, J. P., e Sousa, R. F. (1998) Biodisponibilidade dos carotenoides do Buriti (*Mauritia flexuosa* L.) em ratos. *Acta amaz*, 28(4), 409-15.

ANEXO A

Anexo A. Apresenta os cromatogramas dos óleos de seis espécies da família *Arecaceae*, identificados por cromatografia gasosa com espectrômetro de massas (CG-MS).

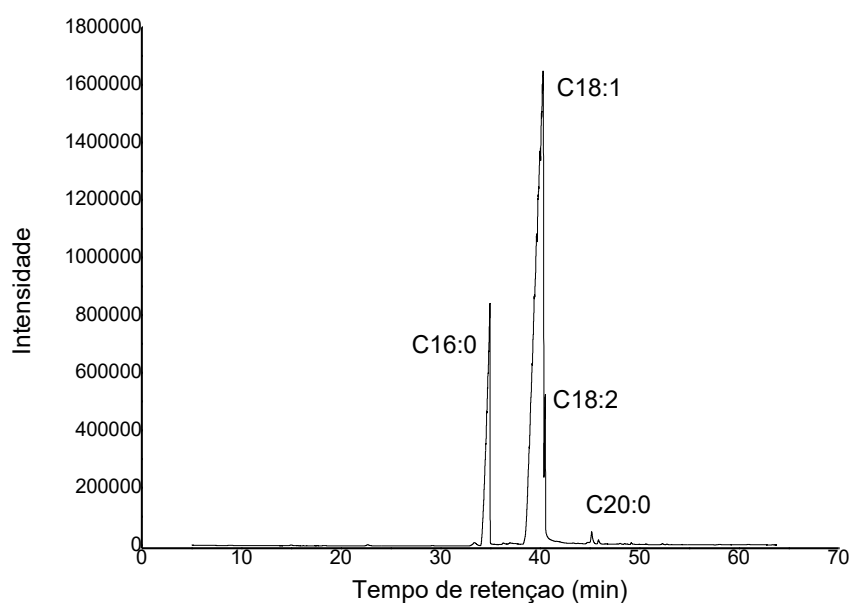


Figura A1. Cromatograma do Óleo de Tucumã do Pará (*Astrocaryum vulgare* Mart).

Tabela A1. Ácidos graxos presentes no óleo de Tucumã do Pará identificados por CG-MS.

Composto	TR	Área	Fórmula	% AG
Ácido palmítico	34,776	11496154	C16:0	25,38
Ácido oleico	39,628	31426078	C18:1	69,38
Ácido linoleico	39,930	2270589	C18:2	5,03
Ácido araquídico	45,057	103673	C20:0	0,23

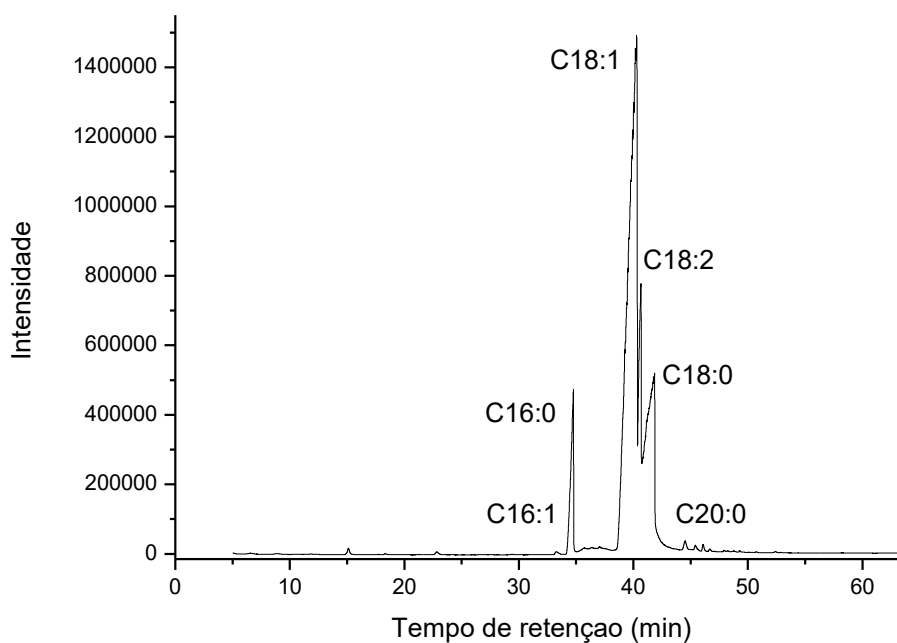


Figura A2. Cromatograma do Óleo de Tucumã Açú (*Astrocaryum aculeatum* Meyer).

Tabela A2. Ácidos graxos presentes no óleo de Tucumã Açú identificados por CG-MS.

Composto	TR	Área	Fórmula	% AG
Ácido palmitoleico	33,244	151709	C16:1	0,12
Ácido palmítico	34,763	7767571	C16:0	6,08
Ácido oleico	40,285	78713859	C18:1	61,64
Ácido linoleico	40,666	12413159	C18:2	9,72
Ácido esteárico	41,855	28257929	C18:0	22,13
Ácido araquídico	44,536	387938	C20:0	0,30

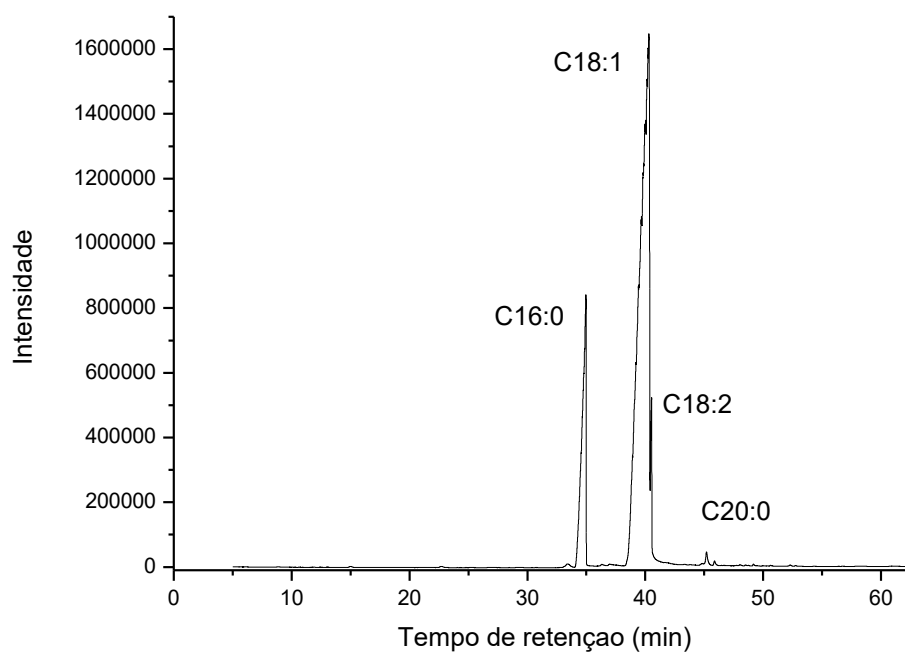


Figura A3. Cromatograma do Óleo de Buriti (*Mauritia flexuosa* L.).

Tabela A3. Ácidos graxos presentes no Óleo de Buriti identificados por CG-MS.

Composto	TR	Área	Fórmula	% AG
Ácido palmítico	34,971	19372549	C16:0	15,59
Ácido oleico	40,304	92818732	C18:1	79,50
Ácido linoleico	40,537	4148330	C18:2	3,55
Ácido araquídico	45,199	415880	C20:0	0,36

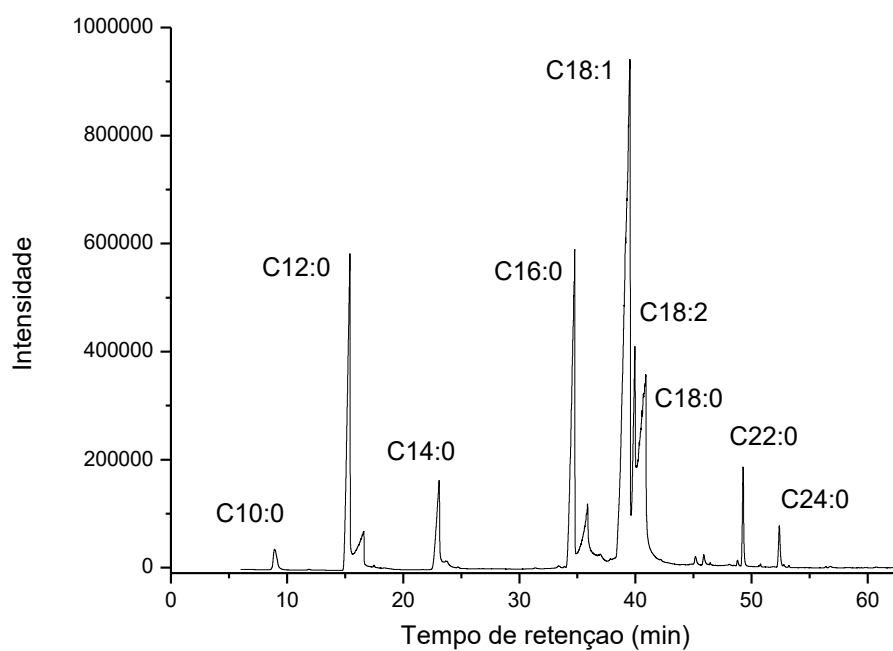


Figura A4. Cromatograma do Óleo de Caiaué (*Elaeis oleifera* Kunth).

Tabela A4. Ácidos graxos presentes no óleo de caiaué identificados por CG-MS.

Composto	TR	Área	Fórmula	% AG
Ácido cáprico	8,92	853064	C10:0	1,10
Ácido láurico	15,414	10051626	C12:0	12,99
Ácido mirístico	23,096	2926299	C14:0	3,78
Ácido palmítico	34,767	11123200	C16:0	14,38
Ácido oleico	39,526	30471307	C18:1	39,38
Ácido linoleico	39,951	6474685	C18:2	8,37
Ácido esteárico	40,889	13267967	C18:0	17,15
Ácido behênico	49,268	1458979	C22:0	1,89
Ácido lignocérico	52,381	749386	C24:0	0,97

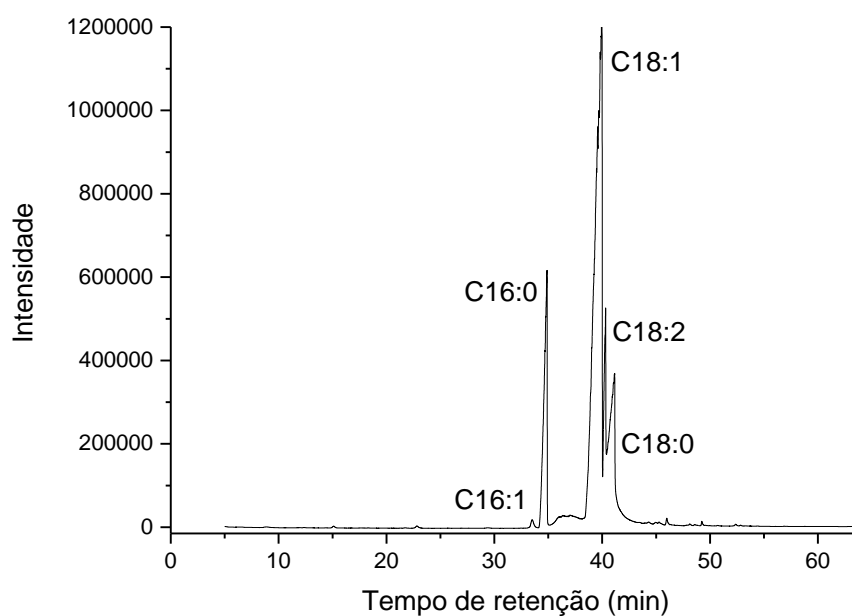


Figura A5. Cromatograma do Óleo de Bacaba (*Oenocarpus bacaba*).

Tabela A5. Ácidos graxos presentes no óleo de Bacaba identificados por CG-MS.

Composto	TR	Área	Fórmula	% AG
Ácido palmitoleico	33,515	328666	C16:1	0,38
Ácido palmítico	34,886	12252697	C16:0	14,24
Ácido oleico	39,972	54647204	C18:1	63,49
Ácido linoleico	40,318	6361370	C18:2	7,39
Ácido esteárico	41,158	12473274	C18:0	14,49

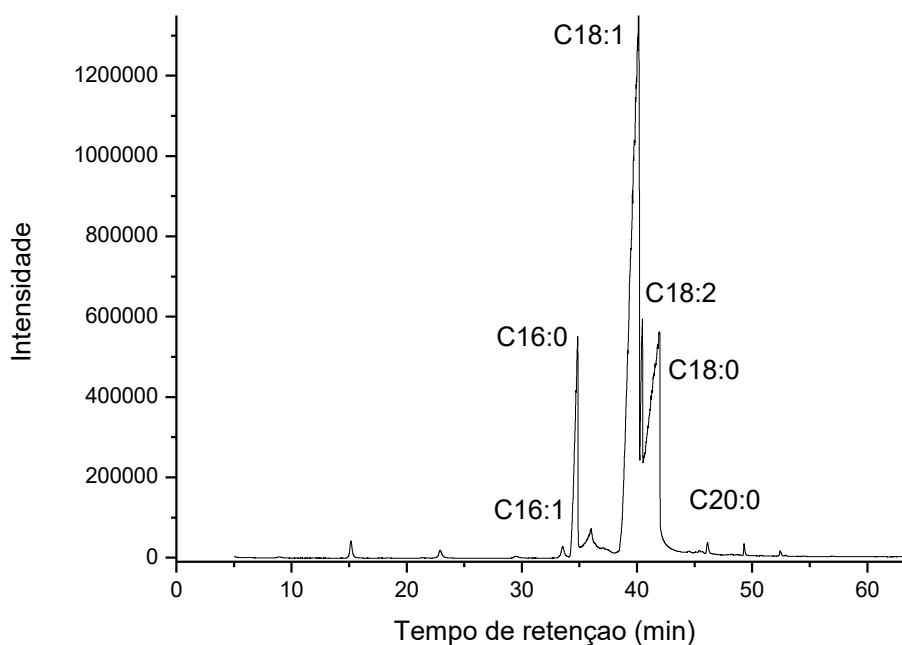


Figura A6. Cromatograma do Óleo de Patauá (*Oenocarpus bataua*).

Tabela A6. Ácidos graxos presentes no óleo de Patauá identificados por CG-MS.

Composto	TR	Área	Fórmula	% AG
Ácido palmitoleico	33,536	518925	C16:1	0,44
Ácido palmítico	34,856	9891026	C16:0	8,36
Ácido oleico	40,139	66929171	C18:1	56,55
Ácido linoleico	40,472	7135142	C18:2	6,03
Ácido esteárico	41,972	34072461	C18:0	28,78
Ácido araquídico	46,135	326227	C20:0	0,27