



UNIVERSIDADE FEDERAL DO AMAZONAS
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM QUÍMICA
MESTRADO EM QUÍMICA

ESTUDO QUÍMICO E ATIVIDADES BIOLÓGICAS DOS FRUTOS DE TUCUMÃ

(Astrocaryum aculeatum Meyer)

CAROLINE DE SOUZA MATHIAS

MANAUS – AM

2014

CAROLINE DE SOUZA MATHIAS

ESTUDO QUÍMICO E ATIVIDADES BIOLÓGICAS DOS FRUTOS DE TUCUMÃ

(*Astrocaryum aculeatum* Meyer)

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Química da Universidade Federal do Amazonas como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Química, com área de concentração em Química Orgânica.

Orientador: Prof. Dr Valdir Florêncio da Veiga Junior

MANAUS – AM

2014

Ficha Catalográfica

Ficha catalográfica elaborada automaticamente de acordo com os dados fornecidos pelo(a) autor(a).

M431e	<p>Mathias, Caroline de Souza Estudo químico e atividades biológicas dos frutos de tucumã (<i>Astrocaryum aculeatum</i> Meyer) / Caroline de Souza Mathias. 2014 140 f.: il. color; 31 cm.</p> <p>Orientador: Valdir Florêncio da Veiga Junior Dissertação (Mestrado em Química) - Universidade Federal do Amazonas.</p> <p>1. <i>Astrocaryum aculeatum</i>. 2. epicarpo. 3. endocarpo. 4. fenólicos . 5. óleo essencial. I. Veiga Junior, Valdir Florêncio da II. Universidade Federal do Amazonas III. Título</p>
-------	---

*Dedico este trabalho à minha mãe **Bianca** e minha Avó **Waldelourdes**, as mulheres da minha vida, pois sem elas eu nada seria e aos meus irmãos, **João Victor** e **Marcela** por toda dedicação, amor, carinho, incentivo e paciência nos meus momentos de estresse.*

AGRADECIMENTOS

À **Deus**, por ter me dado forças e coragem nos momentos mais difíceis e por sempre iluminar e guiar meu caminho.

À minha querida mãe **Bianca**, que sempre foi guerreira e batalhadora e que sempre me ensinou a ir a atrás dos meus sonhos sem desistir. Obrigada por ser essa mulher forte-sensível, exemplo a ser seguido! Sou sua fã número 1. Obrigada por sempre estar ao meu lado, me apoiando, dando forças, pelo amor e incentivo.

À minha amada avó **Waldelourdes**, a pessoa mais carinhosa, doce e forte ao mesmo tempo. Obrigada por todo seu amor em mim depositado. Sou a pessoa mais feliz do mundo de ter a senhora ao meu lado.

Aos meus irmãos **João Victor** e **Marcela** que são minhas razões, meu amores, que sempre estiveram ao meu lado, me dando forças e me apoiando.

Ao **Igor Medeiros e Edinilza Medeiros**, pelos conselhos, ensinamentos, pela paciência, pelo carinho, força, apoio incondicional, por sempre me incentivar e me mostrar do quanto sou capaz e pelas orações.

Ao meu orientador **Prof. Dr. Valdir Florêncio da Veiga Júnior** pela confiança, carinho e por não desistir de mim.

Ao meu tio **João Catunda** (meu pai) por todo o amor, carinho e por sempre querer cuidar de mim e pela minha prima **Maria João**, que é um presente que tanto amo e minha tia **Marcela** por toda força.

Ao meu pai **Marcelo Michiles** pelos ensinamentos, apoio e por sempre acreditar em mim.

Ao meu pai **Hiber Mathias**, minha avó **Myrna**, minhas irmãs **Ana Gabriela** e **Clara**, meus tios e minha madrasta (mãe do Paraguai) **Gilsa** que apesar da distância, sempre torceram pelo meu sucesso.

Aos amigos **Aimêe Oliveira**, **Luciana Freire** e **Fabiano Vargas**, **Diane Cabreira**, as Pessoas Legais, por todo o apoio, incentivos, risadas, por compartilharem os momentos alegres e de desespero, obrigada por sempre estarem ao meu lado.

Às amigas **Milena Campelo**, **Lidiam Leandro** e **Paula Barbosa**, por todos os ensinamentos, conselhos e risadas, por sempre me ajudarem nos momentos de dificuldade e pela amizade.

À **Taciane Brandão**, que foi muito mais do que uma pibic, tornou-se uma amiga. Obrigada por toda a ajuda nos experimentos.

Às queridas amigas **Duliane Gomes** e **Luana Monteiro** por sempre se mostrarem presentes nos momentos de dificuldade, me apoiando e incentivando.

Aos amigos **Éllida Mesquita**, **Katarine Tavares**, **William Costa** e **Ilbson Nascimento**, pelas palavras de carinho, descontração, apoio e amizade.

Às amigas **Jacqueline Paes** e **Jessica Vasconcelos**, que mesmo apesar da distância sempre torceram pelas minhas conquistas.

Às pibic's e ex-pibic's **Isadora Moita**, **Yasmin Cunha**, **Erica Caroline**, **Juliana Pereira**, **Marcielly Matos**, **Lorena Moura**, por me ajudarem a descascar os sacos de tucumã, que não foram poucos pelos momentos de descontração.

Aos Doutores **Iuri Bastos**, **Dayana Lacerda** e **André Rüdger** pelos ensinamentos e por me ajudarem sempre que precisei.

Aos companheiros de laboratório **Klenicy**, **Lamarão**, **Nilma**, **Alcilene**, **Orlando** e **Jésika**, **Priscilla Oliver** e **Priscila dos Santos** por toda a ajuda nas horas necessárias e momentos de descontração no laboratório.

Ao **prof. Dr. Emerson Lima** pela colaboração nos ensaios químicos realizados em seu laboratório.

Ao mestre **Rodrigo Souza** pelo auxílio nas análises das atividades antioxidantes.

Ao **Dr. Fábio Pieri** pelos ensaios realizados das atividades antimicrobianas.

Ao **prof. Dr. Afonso Leão Duarte** pelas análises no Laboratório de Espectrometria de Massas.

Ao doutorando **Felipe Moura**, ao doutorando e amigo **Richardson Alves** e a Mestre **Elzalina Soares** pela dedicação e apoio nas análises de espectrometria de massas.

Às professoras **Maria Lúcia Belém** e **Helyde Marinho** pelas importantes observações e correções durante o exame de Qualificação.

A todos os professores do corpo docente do Programa de Pós-graduação em Química por repassarem seus conhecimentos contribuindo para minha formação profissional.

À **todos** que contribuíram de alguma forma para a realização desse trabalho.

Ao **CNPq**, pelo apoio financeiro para a realização desta pesquisa de mestrado.

“O degrau de uma escada não serve simplesmente para que alguém permaneça em cima dele, destina-se a sustentar o pé de um homem pelo tempo suficiente para que ele coloque o outro um pouco mais alto.”

Thomas Huxley

RESUMO

O gênero *Astrocaryum* é composto por 40 espécies, destacando-se as espécies *Astrocaryum aculeatum* conhecido como tucumã-do Amazonas e *Astrocaryum vulgare*, tucumã-do-Pará. O tucumã-do-Amazonas apresenta frutos consumidos na alimentação humana em grande quantidade na Amazônia. O fruto possui várias variedades, é oleaginoso e sua polpa pode variar de cor amarelo à alaranjada, sendo consumida de diversas formas, como *in natura*, recheios de sanduiches e tapiocas, sorvetes, dentre outros. Cerca de 60% do fruto é tratado como resíduos e descartados sem dar uma funcionalidade tanto para o homem quanto para o meio ambiente. O presente estudo teve como objetivo analisar a composição química e atividades biológicas de duas variedades de *Astrocaryum aculeatum*, conhecidas como tucumã-arara (TA) e tucumã-comum (TC). Foram realizadas extrações de óleo essencial das duas variedades da polpa dos frutos de tucumã-do-Amazonas, sendo as classes presentes nos óleos: hidrocarbonetos, aldeídos, cetonas, ésteres, fenilpropanóides, terpenos e os ácidos carboxílicos que apresentaram a maior porcentagem presente nos óleos, sendo o constituinte majoritário do tucumã-arara e tucumã-comum o ácido cis-9-octadecenoico (23,19%) e o ácido-(E)-docos-13-enóico (29,89%), respectivamente. As análises físico-químicas foram realizadas com o óleo extraído com solvente (hexano) do epicarpo (casca) dos frutos. Na análise de estabilidade oxidativa, os valores apresentados pelo TA (24,25 h) e TC (9,24 h) demonstraram que os mesmos não degradam com facilidade. Em relação ao índice de acidez, o TC ($27,72 \pm 0,38$ mg KOH/g) apresentou um maior valor em relação ao TA ($15,08 \pm 0,61$ mg KOH/g). Esses valores apresentados pelo índice de acidez foram superiores ao recomendado para o consumo que é de 10 mg KOH/g para óleos de palma. Os valores do índice de saponificação para o TA foi de $163,92 \pm 2,42$ mg KOH/g e para o TC foi de $167,90 \pm 3,46$ mg KOH/g. Os valores de densidade das variedades foram semelhantes, 0,912 g/mL para o TC e 0,911 g/mL para o TA. Foram realizados testes para atividades antioxidantes quantitativamente e qualitativamente nos extratos hidroalcoólicos (6:4), metanólicos e etanólicos dos epicarpas das duas variedades. Os resultados foram positivos para todos os extratos no teste qualitativo, com isso, foram realizados o quantitativo, no qual os extratos que apresentaram os melhores resultados foram os hidroalcoólicos com porcentagem de inibição de 78,63 % do TA e 79,36% do TC. O CI_{50} também foi realizado e o extrato hidroalcoólico foi o que apresentou a melhor concentração, com 59,11 μ g/mL para o TA e 57,24 μ g/mL para o TC. A atividade antimicrobiana foi testada com os extratos alcoólicos dos epicarpas e apresentaram resultados negativos para todas as cepas testadas. A análise por espectrometria de massas foi realizada com os extratos do epicarpo no modo positivo por ESI e APCI e modo negativo por ESI e nas partições AcoEt dos extratos do endocarpo no modo negativo por ESI. Os íons majoritários do epicarpo por ESI $[M+H]^+$ foram o m/z 138, identificado como um alcaloide chamado trigonelina e m/z 219 como glicose com aduto de potássio $[glicose+K]^+$. No APCI $[M+H]^+$, foi identificado a catequina, como um dos majoritários, com m/z 291. Por ESI $[M-H]^-$ o majoritário do tucumã-comum foi o íon m/z 133, referente a um fenólico, conhecido como 3-hidroxycumarina e o majoritário do tucumã-arara foi o m/z 179, conhecido como ácido caféico. No espectro de massas do endocarpo (caroço) por ESI $[M-H]^-$, um dos íons majoritários é o íon m/z 137, referente ao *p*-hidróxibenzóico e ácido salicílico, já que são isômeros.

Palavras Chave: *Astrocaryum aculeatum*, epicarpo, endocarpo, fenólicos, óleo essencial, antioxidantes.

ABSTRACT

The *Astrocaryum* genus consists of 40 species, highlighting the *Astrocaryum aculeatum* species known as the tucumã-of-Amazon and *Astrocaryum vulgare*, tucumã-of-Pará. The tucumã-of-Amazon offers fruits consumed in food aplenty on Amazon. The fruit has several varieties, is oily and its pulp can vary from yellow to orange color, being consumed in various forms, as *in nature*, filling sandwiches and tapioca, ice cream, among others. About 60% of the fruit is treated as waste and disposed of without giving functionality for both man and the environment. The present study aimed to study the chemical composition and biological activities of two varieties of *Astrocaryum aculeatum* known as tucumã-arara (TA) and tucumã-comum (TC). Extraction of essential oils from two varieties of fruits pulp tucuma-the Amazons were performed, and the classes present in the oils: hydrocarbons, aldehydes, ketones, esters, phenylpropanoids, terpenes, and carboxylic acids showing the largest percentage present in oils being the major constituent of tucumã-arara and tucumã-comum are *cis*-9-octadecenoic acid (23.19%) and (E)-docos-13-enoic acid (29,89%), respectively. The physico-chemical analyzes were performed with the oil extracted with solvent (hexane) of the epicarp (peel) of the fruits. In the analysis of oxidative stability, the values given by TA (24.25 h) and TC (9.24 h) showed that they do not degrade easily. Regarding the acid value, the TC (27.72 ± 0.38) showed a higher value compared to TA (15.08 ± 0.61). These values shown by the index of acidity were higher than recommended for consumption that is 10 mg KOH / g for palm oils. The saponification values for TA was 163.92 ± 2.42 and 167.90 TC was ± 3.46 . The density of the varieties were similar, 0.912 g / mL for TC and 0.911 g / ml to TA. Tests for antioxidant quantity and quality activities in hydroalcoholic extracts (6:4), methanolic and ethanolic epicarpos of the two varieties were made. The results were positive for all statements in the qualitative test, therefore, the quantitative were performed in which the extracts showed that the best results were with hydroalcoholic percentage inhibition of 78.63% TA and 79.36% of TC . The IC₅₀ was also performed and the hydroalcoholic extract was also presented the best concentration to 59.11 mg / mL for TA and 57.24 mg / mL for TC. The antimicrobial activity was tested with alcoholic extracts of epicarpos and tested negative for all strains tested. Mass spectrometry was performed with extracts from the bark in the positive mode by ESI and APCI and ESI in negative mode and the partitions of the extracts from the endocarp by ESI in negative mode. The major ions by the peel ESI [M + H]⁺ were m/z 138 identified as an alkaloid trigonelline called and m/z 219 adult with glucose as potassium [glucose + K]⁺. At APCI [M + H]⁺, catechin was identified as majority, with m / z ESI 291 [MH]⁻. Tucumã-comum the majority of was m/z 133, referring to a phenolic, known as 3-hydroxycoumarin and the majority of tucumã-arara was m / z 179, known as caffeic acid. In the mass spectrum of the endocarp (seed) ESI [MH]⁻ ions is one of the major m/z 137, related to p-hydroxybenzoic acid and salicylic acid, as they are isomers.

Key words: *Astrocaryum aculeatum*, epicarp, endocarp, phenolic, essential oils, antioxidants.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Principais carotenoides encontrados nos frutos do tucumã.	8
Figura 2. Flavonoides encontrados nos frutos de tucumã.	9
Figura 3. Estruturas de compostos fenólicos.	10
Figura 4. Estruturas de flavonoides glicosilados e não glicosilados.	11
Figura 5. Exemplos de flavonoides encontrados na dieta humana.	12
Figura 6. Antocianidinas, isoflavonas e flavononas encontradas na dieta humana.	13
Figura 7. Rota biossintética dos flavonoides.	15
Figura 8. Resumo das atividades realizadas.	23
Figura 9. Fórmula para o cálculo do Índice de Retenção.	25
Figura 10. Placa cromatográfica para o ensaio qualitativo da atividade antioxidante de DPPH.	28
Figura 11. Cromatograma do óleo essencial da polpa do tucumã-arara.	37
Figura 12. Cromatograma do óleo essencial da polpa do tucumã-comum.	38
Figura 13. Estrutura dos compostos encontrados no óleo essencial de tucumã.	39
Figura 14. Espectros de massas dos constituintes majoritários do óleo essencial do tucumã- arara.	44
Figura 15. Espectros de massas dos constituintes majoritários dos óleos essenciais do tucumã- comum.	45
Figura 16. Perfil de fragmentação do ácido hexanoico.	46
Figura 17. Rearranjo de McLafferty em ésteres.	46
Figura 18. Rearranjo de McLafferty em alcoóis.	47
Figura 19. Fragmentação em cetonas.	48
Figura 20. Gráfico da estabilidade oxidativa da triplicata do óleo de tucumã comum.	49

Figura 21. Gráfico da estabilidade oxidativa da triplicata do óleo de tucumã-arara.	49
Figura 22. Teste qualitativo de DPPH com os extratos do epicarpo do tucumã.	57
Figura 23. Curva correspondente a varredura de radicais livres pelo método do DPPH• para extração em soxhlet dos epicarpós dos frutos de tucumã.	62
Figura 24. Espectros de massas do epicarpo do tucumã-arara por ESI [M+H] de acordo com o solvente utilizado.	66
Figura 25. Espectros de massas do epicarpo do tucumã-comum por ESI [M+H] de acordo com o solvente utilizado.	66
Figura 26. ESI-MS/MS do íon de m/z 138 [M+H] ⁺	67
Figura 27. Espectros de massas do epicarpo do tucumã-comum por APCI [M+H] de acordo com o solvente utilizado.	69
Figura 28. Espectros de massas do epicarpo do tucumã-comum por ESI [M+H] de acordo com o solvente utilizado.	70
Figura 29. ESI-MS/MS do íon m/z 127.	71
Figura 30. Proposta de fragmentação do íon de m/z 200.	72
Figura 31. ESI-MS/MS do íon m/z 289.	73
Figura 32. Fissão retro Diels-Alder (RDA) da catequina.	73
Figura 33. Clivagem do anel heterocíclico (C) da catequina entre as posições O-C2 e.	74
Figura 34. Espectro de massa [M-H] ⁻ do extrato bruto hidroalcoólico (6:4) do tucumã- comum.	75
Figura 35. Espectro de massa [M-H] ⁻ do extrato bruto metanólico do tucumã-comum.	76
Figura 36. Espectro de massa [M-H] ⁻ do extrato bruto hidroalcoólico (6:4) do tucumã-arara.	77
Figura 37. Espectro de massa [M-H] ⁻ do extrato bruto metanólico do tucumã-arara.	78
Figura 38. Estrutura da 3-hidroxycumarina.	79

Figura 39. Estruturas dos ácidos quínico e caféico.	80
Figura 40. Espectro de massa [M-H]- da partição do extrato metanólico do tucumã-comum.	81
Figura 41. Espectro de massa [M-H]- da partição do extrato metanólico do tucumã-arara.	82
Figura 42. Ácido cumárico ligado a uma hexose.	83
Figura 43. Proposta de fragmentação do ácido cumárico ligado a uma hexose.	83
Figura 44. Ácido 3-prenil-4-dihidrocinamoxi-cinâmico.	83
Figura 45. Estrutura dos ácidos fenólicos: A) Ácido salicílico ; B) Ácido <i>p</i> -hidróxibenzoico.	83
Figura 46. Proposta de fragmentação da naringina.	83

LISTAS DE TABELAS

Tabela 1. Cepas bacterianas Gram-Positivas e Gram-Negativas utilizadas para testar os extratos do epicarpo do tucumã.....	32
Tabela 2. Tabela dos constituintes do óleo essencial dos tucumãs arara e comum.....	41
Tabela 3. Comparação dos valores do tempo de indução para os óleos do tucumã-do-Amazonas e do tucumã-do-Pará.....	50
Tabela 4. Tempo de indução dos óleos utilizados comercialmente e dos óleos de tucumã-do-Pará, tucumã-comum e arara.	51
Tabela 5. Valores do índice de acidez (mg KOH/g) dos óleos de tucumã-arara e comum.....	51
Tabela 6. Valores do índice de saponificação (mg KOH/g) dos óleos dos tucumãs arara e comum.	53
Tabela 7. Valores do índice de saponificação para os frutos do tucumã-do-Amazonas e tucumã-do-Pará.....	54
Tabela 8. Densidade dos óleos de tucumã.....	55
Tabela 9. Porcentagem de inibição dos extratos do tucumã-arara e tucumã-comum frente ao radical livre DPPH., flavonoides e fenólicos totais.	60
Tabela 10. Avaliação da atividade antioxidante quantitativa dos extratos alcoólicos de <i>Astrocaryum aculeatum</i> frente o radical livre DPPH.	61

LISTA DE SIGLAS E ABREVIACÕES

ABNT: Associação Brasileira de Normas Técnicas

Abs.: absorvância

ABTS⁺ : 2,2'-azinobis (3-etilfenil-tiazolina-6-sulfonato)

AcOEt: acetato de etila

AGS: ácidos graxos saturados

AGI: ácidos graxos insaturados

ANVISA: Agência Nacional de Vigilância Sanitária

AOCS: American Oil Chemists' Society

APCI-MS: espectrometria de massas por ionização química à pressão atmosférica

CCD: cromatografia em camada delgada

CG-DIC: cromatografia à gás acoplada ao detector de ionização de chama

CG-EM: cromatografia à gás acoplada ao espectrômetro de massa

CS₅₀: capacidade de sequestro do radical

CIM: concentração inibitória mínima

DCM: diclorometano

DHA: ácido docosaenoico

DPPH : 2,2-difenil-1-picril-hidrazila

EGCG: galato de epigallocatequina

EPA: ácido eicosapentaenoico

EROs: espécies reativas de oxigênio

ESI-MS: espectrometria de massas de ionização por *spray* de elétrons

EtOH: etanol

CLAE: Cromatografia Líquida de Alta Eficiência

IAL: Instituto Adolpho Lutz

IR: índice de retenção

MeOH: metanol

NI: não identificado

SDE: sistema de destilação e extração simultânea

TR: tempo de retenção

SUMÁRIO

1.	<i>INTRODUÇÃO</i>	1
2.	<i>OBJETIVOS</i>	3
2.1.	<i>OBJETIVO GERAL</i>	3
2.2.	<i>OBJETIVOS ESPECÍFICOS</i>	3
3.	<i>REVISÃO BIBLIOGRÁFICA</i>	4
3.1.	<i>APROVEITAMENTO DOS SUBPRODUTOS DA FRUTICULTURA</i>	4
3.2.	<i>FAMÍLIA ARECACEAE</i>	5
3.3.	<i>TUCUMÃ</i>	6
3.4.	<i>FENÓLICOS E FLAVONOIDES</i>	9
3.4.1.	<i>ATIVIDADES BIOLÓGICAS DOS FLAVONOIDES</i>	14
3.4.2.	<i>BIOSSÍNTESE DOS FLAVONOIDES</i>	14
3.5.	<i>ATIVIDADE ANTIMICROBIANA</i>	15
3.6.	<i>ÓLEO ESSENCIAL</i>	16
3.7.	<i>ÁCIDOS GRAXOS</i>	18
3.7.1.	<i>ESTABILIDADE OXIDATIVA</i>	20
3.7.2.	<i>ÍNDICE DE ACIDEZ</i>	21
3.7.3.	<i>ÍNDICE DE SPONIFICAÇÃO</i>	21
4.	<i>MATERIAIS E MÉTODOS</i>	22
4.1.	<i>COLETA E PREPARO DO MATERIAL VEGETAL</i>	22
4.2.	<i>EXTRAÇÃO DO MATERIAL VEGETAL</i>	23
4.2.1.	<i>ÓLEOS ESSENCIAIS</i>	24
4.2.1.1.	<i>ANÁLISES CROMATOGRÁFICAS E ESPECTROMÉTRICAS DOS ÓLEOS ESSENCIAIS</i>	24

4.2.2.	<i>IDENTIFICAÇÃO DOS CONTITUENTES DOS ÓLEOS ESSENCIAIS</i>	24
4.3.	<i>FLAVONOIDES</i>	26
4.3.1.	<i>FRACIONAMENTO POR EXTRAÇÃO MÚLTIPLA</i>	26
4.3.2.	<i>IDENTIFICAÇÃO POR ESPECTROMETRIA DE MASSAS (EM)</i>	26
4.4.	<i>ANÁLISE DA ATIVIDADE ANTIOXIDANTE</i>	27
4.4.1.	<i>INIBIÇÃO DO RADICAL DPPH</i>	27
4.4.2.	<i>ANÁLISE QUALITATIVA DA ATIVIDADE ANTIOXIDANTE - DPPH</i>	27
4.4.3.	<i>ANÁLISE QUANTITATIVA DA ATIVIDADE ANTIOXIDANTE - DPPH</i>	28
4.4.4.	<i>ENSAIO DE VARREDURA DO RADICAL 2,2'- AZINOBIS (3-ETILFENIL-TIAZOLINA-6-SULFONATO) OU ABTS•+</i>	29
4.5.	<i>DETERMINAÇÃO DOS COMPOSTOS FENÓLICOS TOTAIS</i>	30
4.6.	<i>DETERMINAÇÃO DE FLAVONOIDES TOTAIS</i>	30
4.7.	<i>ATIVIDADE ANTIMICROBIANA</i>	31
4.8.	<i>CARACTERÍSTICAS FÍSICO-QUÍMICAS</i>	32
4.8.1.	<i>ÍNDICE DE ACIDEZ</i>	33
4.8.2.	<i>ÍNDICE DE SAPONIFICAÇÃO</i>	34
4.8.3.	<i>DENSIDADE</i>	34
4.8.4.	<i>ESTABILIDADE OXIDATIVA</i>	35
5.	<i>RESULTADOS E DISCUSSÃO</i>	35
5.1.	<i>METODOLOGIA DE ESTUDO</i>	35
5.2.	<i>COMPOSIÇÃO QUÍMICA DO ÓLEO ESSENCIAL DE TUCUMÃ</i>	36
5.3.	<i>CARACTERIZAÇÃO FÍSICO-QUÍMICA</i>	49
5.3.1.	<i>ESTABILIDADE OXIDATIVA- RANCIMAT</i>	49
5.3.2.	<i>ÍNDICE DE ACIDEZ</i>	51
5.3.3.	<i>ÍNDICE DE SAPONIFICAÇÃO</i>	53

5.3.4.	<i>DENSIDADE</i>	55
5.4.	<i>ATIVIDADE ANTIOXIDANTE</i>	56
5.4.1.	<i>ANÁLISE QUALITATIVA DAS ATIVIDADES ANTIOXIDANTES FRENTE AO RADICAL DPPH DOS EXTRATOS DO EPICARPO DO TUCUMÃ</i>	57
5.4.2.	<i>ANÁLISE QUANTITATIVA DAS ATIVIDADES ANTIOXIDANTES FRENTE AO RADICAL DPPH DOS EXTRATOS DO EPICARPO DO TUCUMÃ</i>	58
5.4.3.	<i>CONCENTRAÇÃO INIBITÓRIA (CI₅₀) DOS EXTRATOS BRUTOS DO EPICARPO</i>	60
5.5.	<i>ATIVIDADE ANTIMICROBIANA</i>	62
5.6.	<i>ESPECTROMETRIA DE MASSAS (EM)</i>	65
5.6.1.	<i>ANÁLISE DOS EXTRATOS BRUTOS DO EPICARPO DO TUCUMÃ POR ESPECTROMETRIA DE MASSAS NO MODO POSITIVO DE IONIZAÇÃO</i>	65
5.6.2.	<i>ANÁLISE DOS EXTRATOS BRUTOS DO EPICARPO DO TUCUMÃ POR ESPECTROMETRIA DE MASSAS NO MODO NEGATIVO DE IONIZAÇÃO</i>	74
5.6.3.	<i>ANÁLISE DAS PARTIÇÕES DOS EXTRATOS DO ENDOCARPO DO TUCUMÃ POR ESPECTROMETRIA DE MASSAS NO MODO NEGATIVO DE IONIZAÇÃO</i>	81
6.	<i>CONCLUSÃO</i>	89
7.	<i>REFERÊNCIAS</i>	91

1. INTRODUÇÃO

O Brasil, por possuir uma grande biodiversidade, ainda há muitas plantas comestíveis para serem descobertas. Muitos frutos são consumidos apenas regionalmente e a comercialização é mínima ou até mesmo inexistente (FINCO *et al.*, 2012).

Dentro da diversidade biológica da Floresta Amazônica, encontra-se a Família Arecaceae, suas espécies são popularmente conhecidas como palmeiras fornecedoras de produtos alimentícios, óleos, gorduras, essências, ceras, bálsamos, além de possuírem interesse paisagístico devido à grande diversidade de formas e tamanhos das folhas e pela beleza dos seus caules (BONDAR, 1964; LORENZI *et al.*, 1996).

De acordo com Henderson (1995) e Svenning (2001), as Arecaceae são distribuídas na Floresta Amazônica em cerca 34 gêneros e 151 espécies nesta família, destacando o gênero *Astrocaryum* e, nesse, o tucumã (*Astrocaryum aculeatum*) (LIMA, 1986).

Os frutos do tucumã são utilizados na alimentação humana e de animais, sendo que o mesocarpo (polpa) é considerado uma fonte alimentícia altamente calórica, devido ao elevado conteúdo de lipídeos. Apresenta quantidade expressiva do precursor da vitamina A, e teores elevados de fibra (CAVALCANTE, 1991). Duas espécies são conhecidas como tucumã: *Astrocaryum aculeatum* e *Astrocaryum vulgare*.

O *Astrocaryum aculeatum* é a espécie que apresenta frutos consumidos na alimentação humana em grande quantidade na Amazônia. Os frutos apresentam peso médio de 50,8 g, sendo que apenas 21,2 g são constituídos de mesocarpo (polpa), e o restante é tratado como resíduo (MARINHO E CASTRO, 2002; YUYAMA *et al.*, 1998). Alguns estudos científicos têm sido realizados com a amêndoa e a polpa do fruto para a produção do biodiesel e também para o aproveitamento das cascas das sementes para produção de carvão ecológico. (BAHIA, 1982; CAVALCANTE, 1996; LIMA, 1986).

As indústrias alimentícias brasileiras geram uma grande quantidade de resíduos que poderiam ter uma funcionalidade tanto para homem quanto para o meio ambiente. Muitos frutos comestíveis são processados para fabricação de sucos naturais, concentrados, doces em conserva, polpas e extratos. Geralmente as sementes são descartadas, mas poderiam ser utilizadas para minimizar o desperdício de alimentos (KOBORI, 2005).

A quantidade de cascas e sementes que são descartadas do tucumã constituem mais de 50% do fruto. Nesse contexto, o estudo da composição química dos resíduos de *Astrocaryum aculeatum*, aliada à avaliação de algumas atividades biológicas, poderia direcioná-las para uma possível utilização biotecnológica.

2. OBJETIVOS

2.1. OBJETIVO GERAL

Estudar a composição química e atividades biológicas de duas variedades de *Astrocaryum aculeatum*: Tucumã-Arara e Tucumã-Comum.

2.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- 2.2.1 Caracterizar o óleo essencial da polpa do tucumã;
- 2.2.2 Determinar a composição química dos extratos alcoólicos dos endocarpos por meio de métodos espectrométricos;
- 2.2.3 Verificar as atividades químicas e biológicas dos extratos alcoólicos dos epicarpos dos frutos;
- 2.2.4 Caracterizar os parâmetros físico-químicos do óleo do epicarpo do tucumã.

3. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

3.1. APROVEITAMENTO DOS SUBPRODUTOS DA FRUTICULTURA

As frutas são exemplos de importantes fontes de elementos nutritivos para a alimentação, como a presença dos minerais que desempenham função vital no desenvolvimento do corpo humano (HARDISSON *et al.*, 2001). De acordo com Steinmetz e Potter (1996), o consumo elevado de frutas e hortaliças demonstrou um decréscimo de determinados tipos de câncer e benefícios em relação a doenças cardiovasculares, diabetes, obesidade e catarata.

O Brasil produz cerca de 40 milhões de toneladas de frutos ao ano, sendo considerado o terceiro maior produtor mundial, participando com apenas 2% do comércio global do setor, o que demonstra o forte consumo interno (ANUÁRIO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 2010).

De acordo com Dias (2003), cerca de 20% da produção agrícola é desperdiçada na colheita, durante o transporte ou devido a embalagens inapropriadas. As cascas, caroços ou sementes e bagaços são os principais resíduos produzidos no processamento de frutas, no qual possuem em sua composição vitaminas, minerais, fibras e compostos antioxidantes importantes para as funções fisiológicas. (MATIAS *et al.*, 2005). Esses resíduos (subprodutos) poderiam ser utilizados para fins econômicos, como por exemplo, as cascas que vêm sendo bastante aproveitadas para a fabricação de sucos, xaropes, geléias, licores, entre outros produtos alimentícios, substituindo parte de ingredientes de maior valor agregado, conferindo aos alimentos características tecnológicas de sabor, textura e aroma diferenciados (TODA FRUTA, 2008; EVANGELISTA, 2006).

O processamento das frutas tropicais e subtropicais gera uma grande quantidade de descartados que representa um crescente problema devido ao aumento da produção. Como

este material está propenso à degradação microbiológica, dificulta uma exploração futura. Por isso, os resíduos industriais são muitas vezes utilizados como ração animal ou na forma de fertilizantes (SCHIEBER *et al.*, 2001).

3.2. FAMÍLIA ARECACEAE

A Floresta Amazônica é caracterizada pela alta diversidade biológica (RIBEIRO *et al* 1999), destacando um grupo muito particular de plantas da família Arecaceae denominadas popularmente de “palmeiras”, as quais além do potencial alimentar são também fornecedoras de óleos, gorduras, essências, ceras, bálsamos e resina, além do potencial paisagístico (BONDAR, 1964).

A família Arecaceae Schultz Sch é também conhecida como Palmae, única família da ordem Arecales e conforme Noblick (1996) é o segundo grupo das monocotiledôneas em importância econômica e ainda é uma das maiores famílias de plantas no mundo (RIBEIRO *et al.*, 1999). É representada por cerca de 2522 a 2700 espécies, reunidas em 240-252 gêneros (DRANSFIELD *et al.*, 2008; LORENZI *et al.*, 2010). Desse total, a região amazônica concentra 35 gêneros, 150 espécies de palmeiras (HENDERSON, 1995) e são exploradas para produção de óleo, amido, palmito, ceras e fibras (SANTELLI *et al.*, 2006).

Almeida e Silva (1997) estimam que cerca de 40% da flora Arecaceae amazônica seja utilizada de alguma forma pelas comunidades locais, principalmente para fins de alimentação, habitação, medicina popular, ornamentação e confecções de artesanatos (VILHENA-POTIGUARA *et al.*, 1987; BALEÉ, 1988; OLIVEIRA *et al.*, 1991).

As palmeiras, mas do que qualquer outra família de plantas fornecem mais carboidratos e óleos com inúmeras substâncias úteis possuindo importância ecológica e econômica (CORNER, 1966). Os frutos e sementes de várias espécies de palmeiras são ricos

em energia e estão disponíveis ao longo de todo o ano (BODMER & WARD, 2006), sendo utilizados como recursos para a sobrevivência de artrópodos, aves, roedores e outros animais (FLECHTMANN, 1997; JARDIM & DA CUNHA, 1998; HARMS & DALLING, 2000).

3.3. TUCUMÃ

O gênero *Astrocaryum* é composto de 40 espécies distribuídas em 12 países, dentre eles, no Brasil, Peru, Colômbia e nas Guianas. Oito espécies são endêmicas no Brasil, 4 espécies na Colômbia e 4 espécies no Peru. (KAHN, 1992).

Algumas das palmeiras neotropicais mais espinhosas pertencem ao gênero *Astrocaryum* e possuem espinhos pretos, afiados, com 30 cm de comprimento cobrindo o estipe, os quais são altos, algumas vezes pequenos e subterrâneos, solitários ou em grupo (HENDERSON *et al.*, 1995).

Dentre as espécies do gênero, destacam-se o *Astrocaryum aculeatum* e *Astrocaryum vulgare*, conhecidos como tucumã. A árvore de tucumã floresce entre março e julho e frutifica na época chuvosa, de janeiro a abril, embora alguns frutos possam ser encontrados durante o ano inteiro. Esta frutificação tem início entre 4 e 8 anos, quando as árvores atingem 1,5 até 5 m de altura (CALZAVARA, 1968; SHANLEY & MEDINA, 2005). A polpa é apreciada e consumida pela população na forma *in natura* ou como recheio de sanduíches, tapioca, cremes e sorvetes (YUYAMA, 2008). As fibras das folhas e o estipe são usados para confecção de artesanatos e utensílios como redes, cordas e arcos (BACELAR-LIMA, 2006).

Alguns trabalhos já demonstraram que na composição química do fruto do tucumã encontra-se, em média, 46% de umidade, 5% de proteínas, 30% de lipídios, 9% de fibras e 3% em minerais (GUEDES *et al.*, 2005; MORAES E DIAS, 2001; RIBEIRO E SOARES, 1995; YUYAMA *et al.*, 1998). O fruto apresenta ainda, elevado potencial de pró-vitamina A (caroteno) (MARINHO E CASTRO, 2002; YUYAMA *et al.*, 1998).

Astrocaryum vulgare Mart. é conhecido como tucumã-do-Pará, uma palmeira amplamente distribuída na Venezuela, Trinidad, Guianas, Bolívia e na Amazônia Brasileira. No Brasil pode ser encontrado nos estados do Amazonas, Rondônia, Mato Grosso, Acre, Pará e Amapá (LIMA *et al.*, 1986; LORENZI *et al.*, 2004; VILLACHICA, 1996). Esta espécie comumente encontrada na região amazônica pode alcançar de 10 a 15 m de altura, 15 a 20 cm de diâmetro (CAVALCANTE, 1991; CLEMENT *et al.*, 2005). Cresce próximo de rios, em áreas não cobertas com água, em terra firme, cobertura vegetal baixa e em campo limpo (CAVALCANTE, 1991). Os frutos normalmente elipsóides e alaranjados, quando maduros apresentam de 3 a 5 cm de comprimento e possuem um odor característico. A polpa alaranjada de 2 a 4 mm de espessura, de consistência pastoso-oleosa apresenta uma característica fibrosa (SIMÕES, 2010). De acordo com Rodriguez-Amaya *et al.* (2008), o tucumã (*Astrocaryum vulgare*) apresenta uma concentração de β -caroteno de 99 $\mu\text{g/g}$, que é inferior ao buriti (364 $\mu\text{g/g}$).

A espécie *Astrocaryum aculeatum* é uma palmeira alta, monopodial, monóica e com espinhos pretos de até 25 cm de comprimento (KAHN E MILLAN, 1992). O diâmetro do tronco chega a 30 cm e a altura chega a 25 m. (FAO, 1987). O fruto tem apenas uma semente, é globular ou elíptico, com 4,0 a 6,0 cm de comprimento e de 3,0 a 5,0 cm de diâmetro, de cor verde e amarelo-pardo; o epicarpo é liso e duro; o mesocarpo com espessura de 2,0 a 5,0 mm, fibroso, oleaginoso e de cor amarelo-alaranjada; o endocarpo é muito duro, lenhoso, escuro, de 2,0 a 3,0 mm de espessura (FAO, 1987; KAHN E MILLAN, 1992). Ocorre em floresta de terra firme, vegetação secundária (capoeiras), savanas, pastagens e roçados, sendo excepcionalmente tolerante a solos pobres e degradados. É encontrado com mais frequência no estado do Amazonas, podendo ser encontrado nos estados brasileiros do Pará, Roraima, Mato Grosso, Rondônia e Acre, além da Guiana, Peru e Colômbia (FAO, 1987).

De acordo com De Rosso (2007), os carotenóides encontrados no fruto de Tucumã (*Astrocaryum aculeatum*) são *all-trans-β*-caroteno, *all-trans-α*-caroteno, *all-trans-β*-criptoxantina, 13-*cis-β*-caroteno, *all-trans-α*-criptoxantina, zeinoxantina, *all-trans*-luteína, *cis-γ*-caroteno 3, 15-*cis-β*-caroteno, 5, 8-epoxi-*β*-caroteno, *cis-β*-zeacaroteno 2, *cis-β*-zeacaroteno 1, *all-trans-δ*-caroteno, *all-trans-β*-zeacaroteno, *all-trans-γ*-caroteno, *all-trans*-neoxantina, *cis*-violaxantina, *cis*-neoxantina, *all-trans*-zeaxantina, *all-trans-ζ*-caroteno, *cis*-luteína (Figura 1).

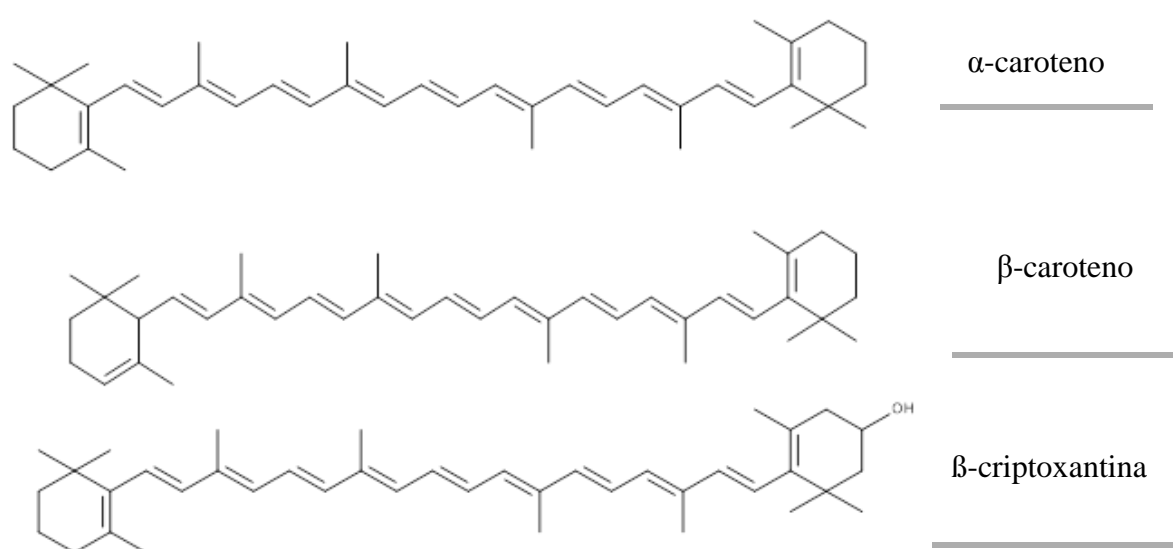


Figura 1. Principais carotenóides encontrados nos frutos do tucumã.

Estudos realizados com a polpa de tucumã (*Astrocaryum aculeatum*) relataram a presença de flavonóides, tais como, quercetina, epicatequina, catequina e galato de epigallocatequina (Figura 2) (GONÇALVES *et al.* 2010).

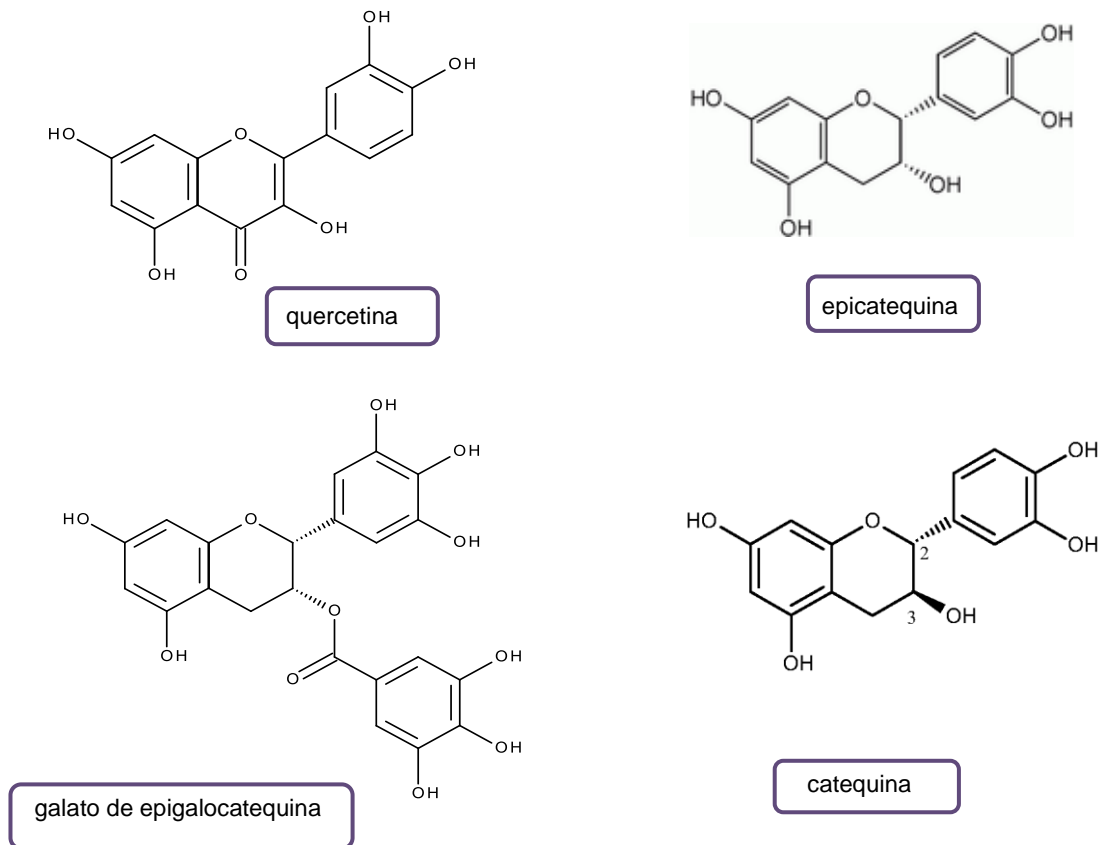


Figura 2. Flavonoides encontrados nos frutos de tucumã.

3.4. FENÓLICOS E FLAVONOIDES

Os compostos fenólicos representam a principal classe de metabólitos secundários presentes nas plantas e encontram-se amplamente distribuídos no reino vegetal. São derivados das vias do ácido chiquímico e fenilpropanoídica (SHAHIDI & NACZK, 2004). Estes fenólicos estão divididos em flavonoides (antocianinas, flavonóis e seus derivados), ácidos fenólicos (ácidos benzóico, cinâmico e seus derivados) e cumarinas (SOARES, 2002) (Figura 3).

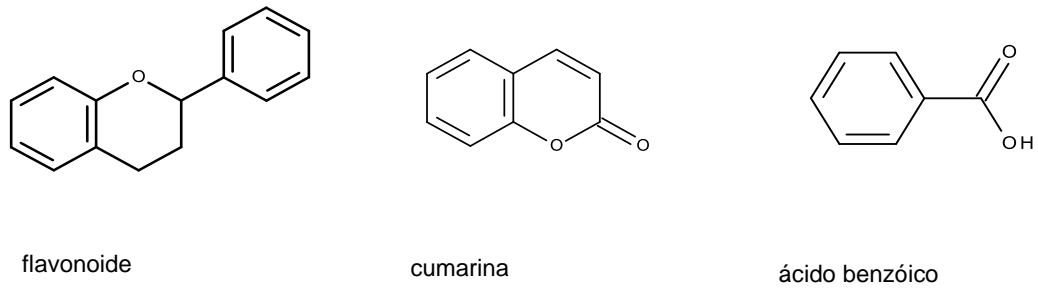


Figura 3. Estruturas de compostos fenólicos.

As principais fontes de compostos fenólicos são frutas cítricas, como limão, laranja e tangerina, além de outras frutas à exemplo da cereja, uva, ameixa, pêra, maçã e mamão, sendo encontrados em maiores quantidades na polpa que no suco da fruta (ANGELO & JORGE, 2007).

Os flavonoides são compostos fenólicos hidrossolúveis responsáveis pela coloração de flores, frutos e folhas de algumas espécies vegetais (STAFFORD, 2000; ZUANAZZI, 2007). Já foram identificados mais de 8.000 flavonoides diferentes (DORNAS *et al.*, 2008), sendo que os de origem natural se apresentam na forma oxigenada ou conjugada a açúcares e são conhecidos como heterosídeo, mas quando estes se encontram em sua forma livre, ou seja, sem a conjugação a outra molécula, é denominado aglicona ou genina (Figura 4) (ZUANAZZI E MONTANHA, 2000).

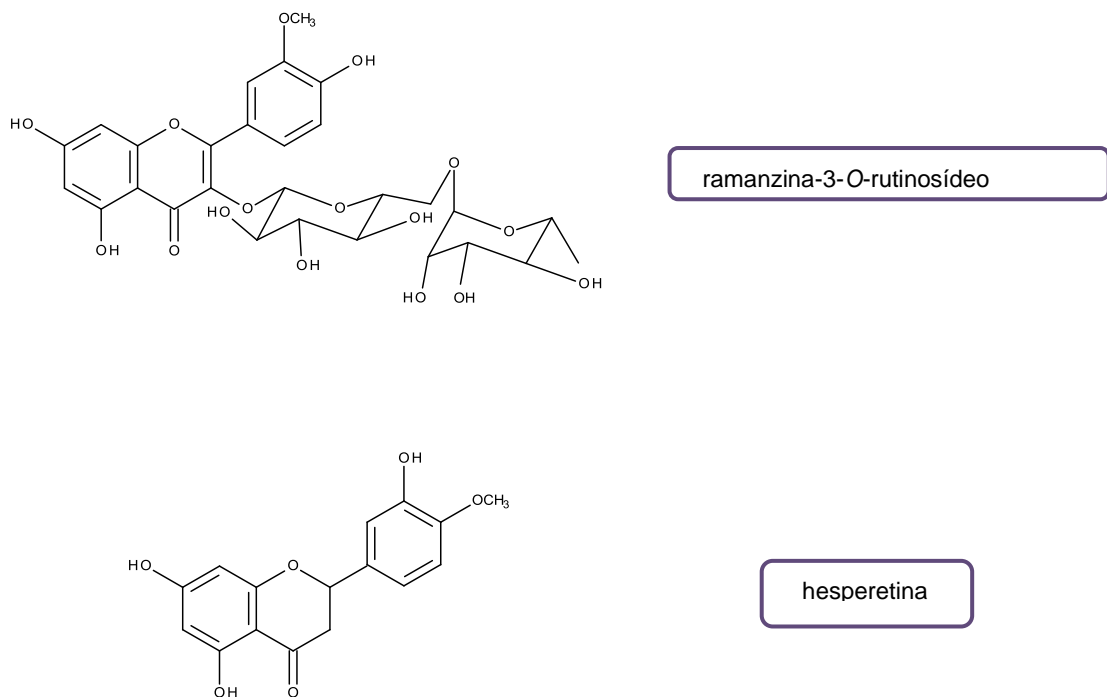


Figura 4. Estruturas de flavonoides glicosilados e não glicosilados.

Os flavonoides possuem um ou mais núcleos aromáticos contendo substituintes hidroxilados e/ou seus derivados funcionais. A estrutura padrão da maioria dos flavonoides é composta por 15 átomos de carbono em seu núcleo fundamental, constituído de duas fenilas ligadas por uma cadeia de três carbonos entre elas (Figura 4). O esqueleto C15 dos flavonoides é biogeneticamente derivado do fenilpropano (C6-C3) e três unidades de acetato (C6) (YOKOZAWA *et al.*, 1997).

Os flavonoides podem ser divididos em 14 classes, sendo 6 grupos os que se incluem na dieta humana, denominados flavanóis, flavonóis, flavonas, antocianidinas, isoflavonoides e flavanonas (Figura 5 e 6) (MARTÍNEZ-FLÓREZ *et al.*, 2002; YILMAZ E TOLEDO, 2004).

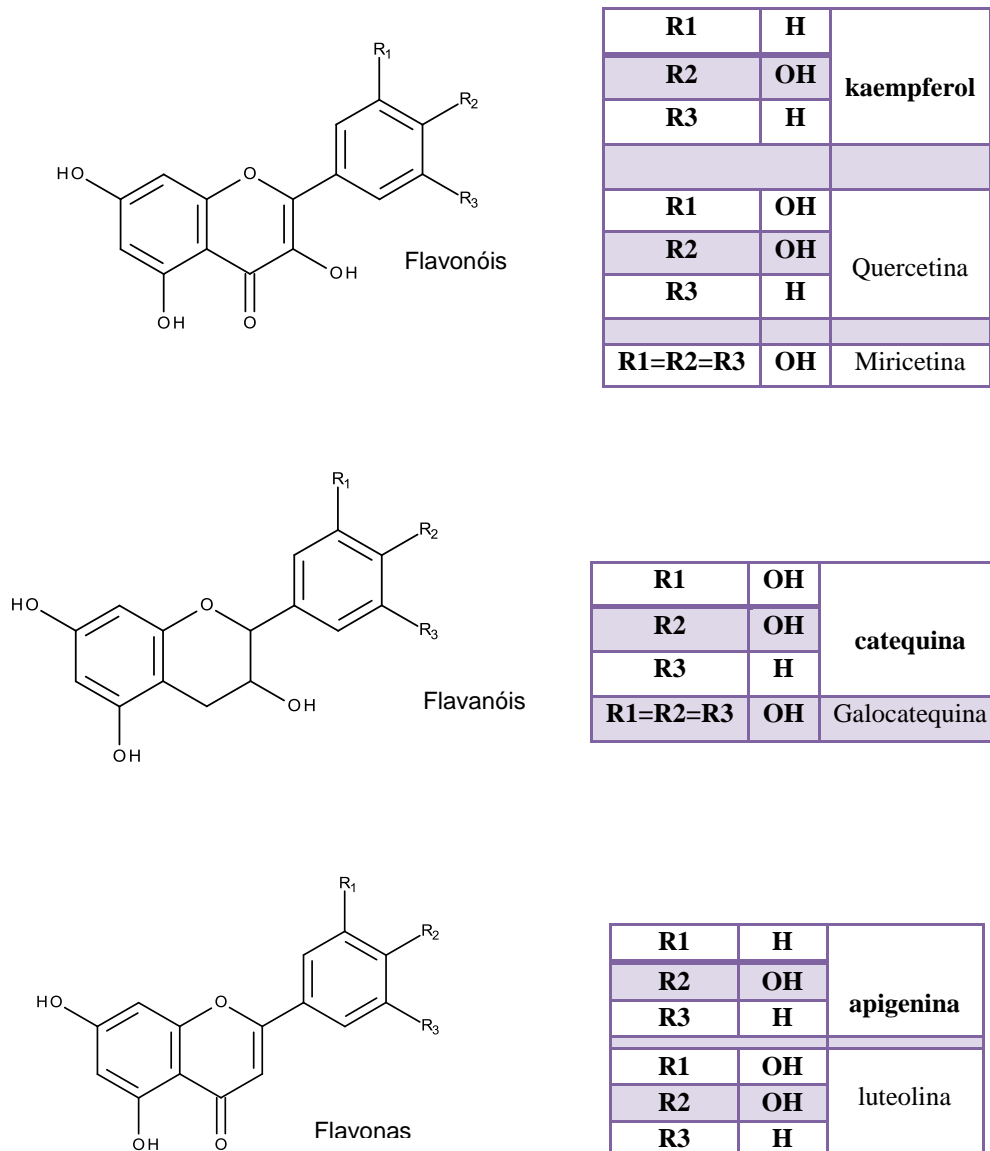


Figura 5. Exemplos de flavonoides encontrados na dieta humana.

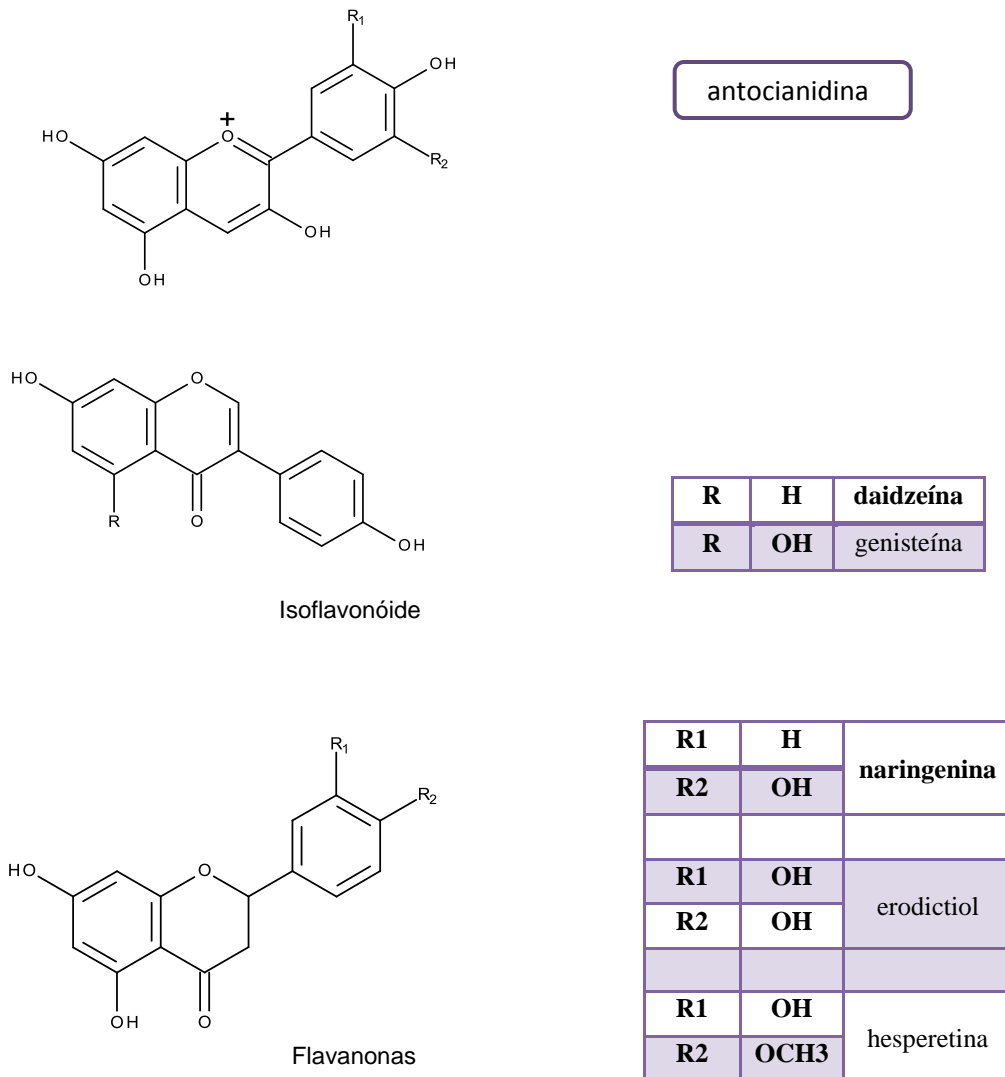


Figura 6. Antocianidinas, isoflavonas e flavanonas encontradas na dieta humana.

A análise de compostos fenólicos é influenciada pela natureza do composto, o método de extração empregado, o tamanho da amostra, o tempo e as condições de estocagem, o padrão utilizado e a presença de interferentes tais como ceras, gorduras, terpenos e clorofilas (SHAHIDI E NACZK, 1995).

3.4.1. ATIVIDADES BIOLÓGICAS DOS FLAVONOIDES

Os flavonoides apresentam uma ampla variedade de atividades farmacológicas e são utilizados no tratamento de doenças, como alergias (SHAIK *et al.*, 2006), diabetes *mellitus* (HABIBUDDIN *et al.*, 2008), câncer (MILLER *et al.*, 2008), e também como anti-virais (DROEBNER *et al.*, 2007) e anti-inflamatórios (CHARAMI *et al.*, 2008), além de atuarem como antioxidantes (BOOTS *et al.*, 2008).

As substâncias com núcleos fenólicos destacam-se como antioxidantes, pois são eficientes captadores de espécies reativas de oxigênio (EROs), além de reduzirem e quelarem íons férrico que catalisam a peroxidação lipídica (AL-MAMARY *et al.*, 2002; NAHAR & SARKER, 2005; DELAZAR *et al.*, 2006). Os antioxidantes são substâncias que podem retardar ou prevenir a oxidação de lipídios ou outras moléculas ao inibirem a iniciação ou a propagação da reação de oxidação em cadeia (AL-MAMARY *et al.*, 2002; MOREIRA *et al.*, 2002; WU *et al.*, 2005).

Flavonoides como as catequinas e as *epi*-catequinas podem ser encontrados no tucumã, fazendo parte da classe flavanas, possuindo uma coloração incolor (LÓPEZ *et al.*, 2000). As catequinas auxiliam na prevenção de doenças cardíacas, perda de memória e câncer, pela conversão dos compostos gerados pelos radicais livres em compostos inativos de baixa energia. O galato de epigallocatequina (EGCG) previne o câncer de pele foto induzido (BROWNSON, 2002).

3.4.2. BIOSÍNTESE DOS FLAVONOIDES

A biossíntese dos flavonoides ocorre através de duas vias metabólicas: a do chiquimato e do acetato. Os anéis B e C, que formam a porção fenil-propanoídica, são derivados do ácido *p*-cumárico, que é formado através da via do chiquimato, já o anel A é

formado por três unidades de acetato (Figura 7) (PIETTA, 2000; LOBO & LOURENÇO, 2007; DEWICK, 2009).

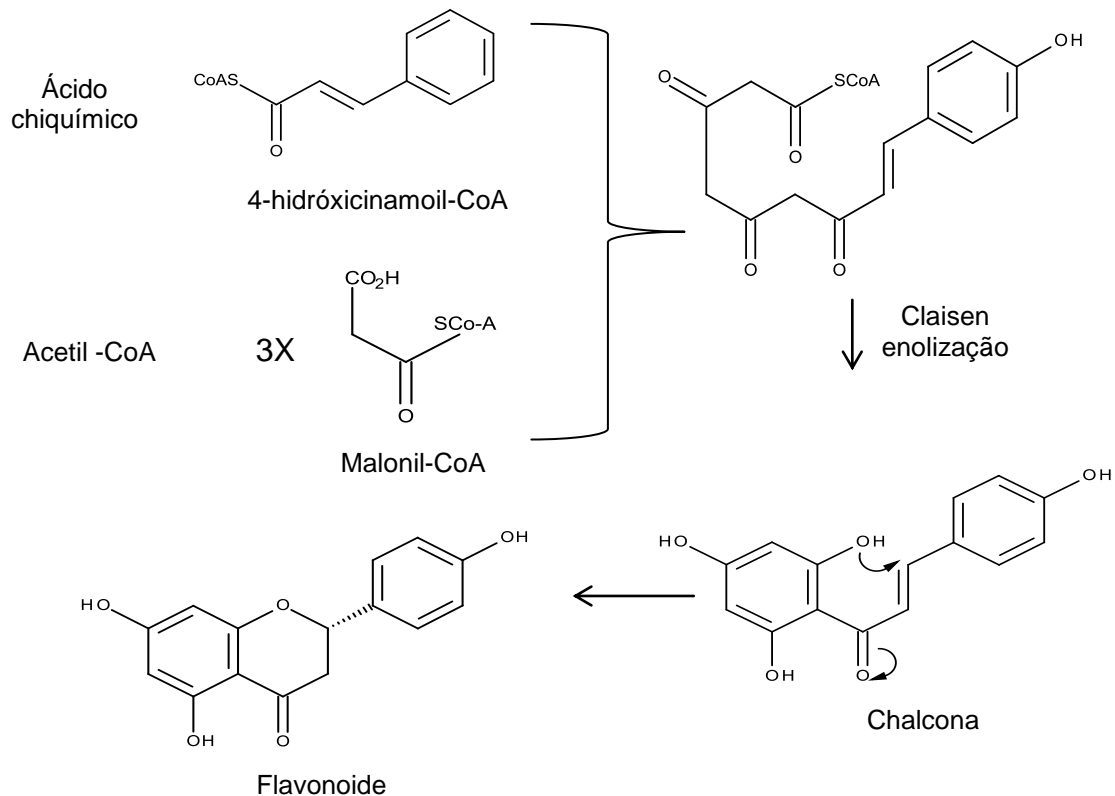


Figura 7. Rota biossintética dos flavonoides.

(DEWICK, 2009).

3.5. ATIVIDADE ANTIMICROBIANA

Apesar dos avanços técnico-científicos, as doenças infecciosas ainda ocupam posição de destaque na causa de mortalidade, sendo que um dos principais fatores que explicam essa liderança é a capacidade que os microrganismos possuem para a aquisição de mecanismos de resistência aos antimicrobianos (SILVER & BOSTIAN, 1993).

A atividade antimicrobiana de extratos vegetais é avaliada através da determinação de uma pequena quantidade da substância necessária para inibir o crescimento do microrganismo-teste conhecido como Concentração Inibitória Mínima (CIM). Um aspecto relevante na determinação da CIM de extratos vegetais é a preocupação em relação aos aspectos toxicológicos, microbiológicos e legais pertinentes aos compostos naturais ou suas combinações (PINTO *et al.*, 2003).

Muitos dos estudos sobre as atividades antimicrobianas de plantas de uso popular são realizados com extratos (NGWENDSON *et al.*, 2003), óleos essenciais (JANSSEN *et al.*, 1988; OUATTARA *et al.*, 1997), ou compostos isolados como alcaloides (KLAUSMEYER *et al.*, 2004), flavonoides (SOHN *et al.*, 2004), lactonas de sesquiterpenos (LIN *et al.*, 2003), diterpenos (EL-SEED *et al.*, 2002), triterpenos (KATERERE *et al.*, 2003), dentre outros.

Devido ao surgimento de microrganismos resistentes e de infecções oportunistas fatais, associadas a AIDS, quimioterapia antineoplásica e transplantes são necessárias pesquisa de novos agentes antimicrobianos (PENNA *et al.*, 2001).

3.6. ÓLEO ESSENCIAL

Chama-se de óleo essencial os líquidos oleosos voláteis, com um forte aroma, e que geralmente são extraídos de plantas, utilizando na maioria das vezes, a técnica de arraste a vapor, podendo ser utilizados também outros processos físicos na extração (SIMÕES e SPITZER, 2000).

Os óleos essenciais são misturas complexas de substâncias voláteis, lipofílicas, geralmente odoríferas e líquidas. São também conhecidos como óleos voláteis, etéreos, ou simplesmente essências (SIMÕES E SPITZER, 1999). As principais classes químicas

encontradas nos óleos essenciais são os terpenos, fenilpropanóides, ésteres e outras substâncias de baixo peso molecular (CRAVEIRO E QUEIROZ, 1993). São empregados principalmente como aromas, fragrâncias, fixadores de fragrâncias, em composições farmacêuticas e comercializados na sua forma bruta ou beneficiada, fornecendo substâncias purificadas como o limoneno, citral, citronelal, eugenol, mentol e safrol (SILVA-SANTOS *et al.*, 2006; CRAVEIRO E QUEIROZ, 1993).

Os óleos essenciais podem ser encontrados em flores, folhas, casca do tronco, madeira, raízes, frutos e sementes, e podem variar em sua composição de acordo com a localização em uma única espécie (JANSSEN *et al.*, 1987; COUTINHO *et al.*, 2006).

O Brasil é um dos principais fornecedores de óleos essenciais de laranja, limão, lima e outros cítricos, contribuindo no período com 5% do total de óleos importados e encontra-se entre os grandes exportadores internacionais (BIZZO *et al.*, 2009).

A maioria dos óleos essenciais do pericarpo dos frutos possui como componente principal o monoterpeneo limoneno, que é utilizado como matéria-prima para a obtenção de solventes, tintas, resinas e plásticos (CRAVEIRO *et al.*, 1981).

Estudos realizados com sete espécies de *Citrus* verificou-se o limoneno como constituinte monoterpênico caracterizado em maior quantidade em todos os óleos de todas as espécies, assim como o α -pineno, mirceno, linalol, terpinen-4-ol e α -terpineol, dentro outros (ARAÚJO, 2009).

Em estudos apontam que os óleos essenciais de plantas apresentaram atividade antimicrobiana contra um grande número de bactérias incluindo espécies resistentes a antibióticos e antifúngicos (ASSOLINI *et al.*, 2006). Esses óleos ainda apresentaram ação contra bactérias do tipo Gram-positivas e Gram-negativas, além de leveduras e fungos filamentosos (BERTINI *et al.*, 2005).

De acordo com Andrade (1998), foi realizada a extração do óleo essencial da polpa e casca do tucumã (*Astrocaryum vulgare*), no qual os constituintes majoritários foram o hexanoato de etila (47,6%), butanoato de etila (9,0%) e octanoato de etila (4,1%).

3.7. ÁCIDOS GRAXOS

Os ácidos graxos são compostos que tem como função orgânica o ácido carboxílico. Eles foram isolados primeiramente de fontes naturais, principalmente de gorduras. (GRAZIOLA; SOLIS & CURI, 2002). Os óleos vegetais são misturas de ésteres derivados do glicerol, nos quais os ácidos graxos são constituídos por cadeias com 8 a 24 átomos e são classificados como: saturados (AGS) e insaturados (AGI), sendo este último subdividido em monoinsaturado e polinsaturado (ROSSI & RAMOS, 2000; CHRISTIE, 1989; FENNEMA, 1996). Podem ser encontrados tanto na forma isolada quanto incorporada quimicamente a uma molécula de glicerol, podendo ser mono, di ou triglicerídeos, conhecidos também como triacilgliceróis.

Os ácidos graxos saturados são cadeias que apresentam somente ligações simples em sua estrutura, com conformação linear, flexível, permitindo uma interação maior entre as moléculas de AGS, com isso, o ponto de fusão é superior ao dos ácidos graxos insaturados e são encontrados geralmente na forma sólida (gordura) em produtos de origem animal (GRAZIOLA; SOLIS & CURI, 2002). Esses ácidos graxos são encontrados geralmente em alimentos, como carne, ovos, queijo, leite, manteiga, óleo de coco e palma (DZIEZAK, 1989).

Os ácidos graxos insaturados são cadeias que apresentam em sua estrutura ligações duplas (CURI *et al.*, 2002; SACKHEIM; LEHMAN, 2001). Os ácidos graxos insaturados são divididos em 2 grupos: os ácidos graxos monoinsaturados, como o ácido oleico (ω -9), e os ácidos graxos polinsaturados, que subdividem-se em ω -6 (linoleico e araquidônico) e ω -3 (α -

linolênico, eicosapentaenoico-EPA e docosahexaenóico-DHA), diferenciando-se apenas a posição da primeira dupla ligação (SPOSITO *et al.*, 2007).

Os AG's linoleico e linolênico são considerados essenciais, pois apesar de não serem produzidos pelo organismo, seu consumo tem que estar presente na alimentação (YETIV, 1988), pois ambos são precursores dos ácidos graxos polinsaturados de cadeia longa, como os ácidos araquidônico, eicosapentaenoico e docosahexaenóico, sendo fundamentais para a síntese do eicosanoide, que são moléculas participantes do controle do sistema circulatório e compostos envolvidos no sistema imune (WAINWRIGHT, 1997; ZHOU & NILSSON, 2001).

Certas análises como ponto de fusão, peso específico, viscosidade, solubilidade, reatividade química e estabilidade térmica e oxidativa podem ser utilizadas para mostrar a diferença nas propriedades físicas e químicas dependendo do grau de saturação dos óleos (ARAÚJO, 2005).

Zaninetti (2009) realizou estudos com os óleos da polpa de tucumã (*Astrocaryum aculeatum*) e de acordo com o autor, 95,1% do total da composição do óleo é constituído pelos ácidos palmíticos (22,64%), esteárico (33,9%) e oleico (38,5%), contendo ainda em menores concentrações os ácidos palmitoléico (0,3%), linoleico (0,9%), linolênico (1,2%), n-nonadecílico (0,2%), araquídico (1,5%) e gadolênico (0,6%).

Estudos realizados com o óleo bruto do epicarpo-mesocarpo do tucumã-do-Pará (*Astrocaryum vulgare*) apresentou como ácido graxo majoritário, o ácido oleico (67,62%), sendo esse o composto majoritário, seguido do ácido palmítico (22,90%), esteárico (2,95%), n-nonadecílico (2,63%), cáprico (0,8%), linoléico (1,15%) (FERREIRA *et al.*, 2008).

De acordo com Mantovani *et al.* (2003), no açaí, mesma família do tucumã, ocorre a predominância de ácidos graxos não saturados, incluindo majoritariamente o ácido oléico com (45,1%; 45,7%; 45,5%, para pericarpo, endocarpo e fruto íntegro, respectivamente), seguido

de ácido palmitoléico em menor grau (4,2%; 4,8%; 4,3%, para pericarpo, endocarpo e fruto íntegro, respectivamente), compondo mais de 50% do total de ácidos graxos.

3.7.1. ESTABILIDADE OXIDATIVA

A qualidade dos óleos e gorduras é determinada através de análises de estabilidade oxidativa através da resistência à oxidação (MOSER *et al.*, 1965). Essa análise é realizada por um período de tempo, que é chamado tempo de indução, que ocorre até alcançar um determinado ponto em que o grau de oxidação irá aumentar subitamente (TAN *et al.*, 2002).

A composição de ácidos graxos e de antioxidantes presentes nas amostras influencia significativamente a oxidação dos óleos, pois a peroxidação lipídica, as perdas de ácidos graxos livres e antioxidantes naturais vão influenciar no valor nutricional dos óleos vegetais, causando perdas na qualidade, desenvolvimento de sabores e odores desagradáveis, com isso, ocorre à diminuição da vida de prateleira, gerando problemas para a indústria de alimentos. (CHOE & MIN, 2006; VELASCO *et al.*, 2004; ARAIN, 2009).

Os fatores que podem causar a oxidação dos óleos são a presença de insaturações nos ácidos graxos, enzimas e metais pesados que atuam como catalisadores de processos oxidativo e foto-oxidação, exposição à luz, temperatura elevada e condições de armazenamento (MORETTO & FETT, 1998; ALBUQUERQUE & REGIANE, 2006).

3.7.2. ÍNDICE DE ACIDEZ

O índice de acidez é um dos parâmetros utilizados para medir o grau de degradação dos óleos, pois as alterações tanto hidrolíticas, como oxidativas ou térmicas, alteram a concentração de íons hidrogênio, ocorrendo a liberação de ácidos graxos livres, fazendo com que aumente a acidez do óleo (MENDONÇA *et al.*, 2008).

Se o teor de acidez do óleo bruto for alto, este é considerado de baixa qualidade ou que ocorreu o manuseio e armazenamento impróprios (ANGELUCCI *et al.*, 1987). Seus valores são expressos em termo de índice de acidez, sendo também em mL de solução normal por cento (%) ou em grama (g) do ácido principal, sendo geralmente, o ácido oleico (LUTZ, 1985). De acordo com o informe técnico da ANVISA, o valor máximo de ácido graxo livre presente nas análises do índice de acidez é de 0,9% que são referentes a óleos e gorduras utilizados em frituras (ABNT, 2011; BRASIL, 2004).

3.7.3. ÍNDICE DE SPONIFICAÇÃO

De acordo com a AOCS (2004), a definição do índice de saponificação é a quantidade de álcali necessário para saponificar uma quantidade de amostra definida. O valor do índice de saponificação é inversamente proporcional ao peso molecular, ou seja, quanto maior o peso molecular dos ácidos graxos, menor será o valor do índice de saponificação. Quanto mais alto for o valor do índice de saponificação, melhor é a gordura para ser utilizada na alimentação (MORETTO *et al.*, 2002). De acordo com “Codex Alimentarius” (2003), há uma variação nos valores do índice de saponificação dependendo do tipo de óleo. O óleo de soja possui valores aceitáveis de 189-195 mgKOH/g, já o óleo de palma possui valores entre 190-209 mgKOH/g.

O óleo da polpa do tucumã (*Astrocaryum aculeatum*) apresentou valor de 298,39 mgKOH/g (YUYAMA *et al.*, 2008). De acordo com Cecchi (2003), não é possível identificar os óleos através do índice de saponificação, pois estes possuem valores bem semelhantes.

4. MATERIAIS E MÉTODOS

4.1. COLETA E PREPARO DO MATERIAL VEGETAL

Os frutos de tucumã da espécie *Astrocaryum aculeatum* foram coletados em dois municípios: Rio Preto da Eva e Autazes - Amazonas.

Os frutos foram lavados em água corrente e o processamento foi iniciado com a separação das cascas, polpas e sementes, manualmente, utilizando facas de aço inox. Após o despulpamento e a separação, os frutos foram guardados em embalagens plásticas de poliestireno e congelados em freezer até o momento da secagem.

As cascas e sementes dos frutos de tucumã foram colocadas em bandejas de aço inox em estufa de circulação de ar a 40 °C secas separadamente. As cascas foram trituradas em liquidificador e as sementes foram primeiramente quebradas com o uso de martelo para separar as amêndoas e, posteriormente, trituradas no moinho de quatro facas na Faculdade de Farmácia-UFAM.

Após a secagem das amostras, estas foram guardadas novamente em embalagens plásticas de poliestireno até a realização dos extratos.

Para os códigos, o tucumã coletado em Rio Preto da Eva foi classificado como tucumã-arara e foi chamado de TA, e o coletado em Autazes foi classificado como tucumã comum (TC).

4.2. EXTRAÇÃO DO MATERIAL VEGETAL

Foram obtidos extratos das cascas e sementes e óleos essenciais da polpa dos frutos de Tucumã. O esquema a seguir resume as extrações realizadas com cada parte do fruto.

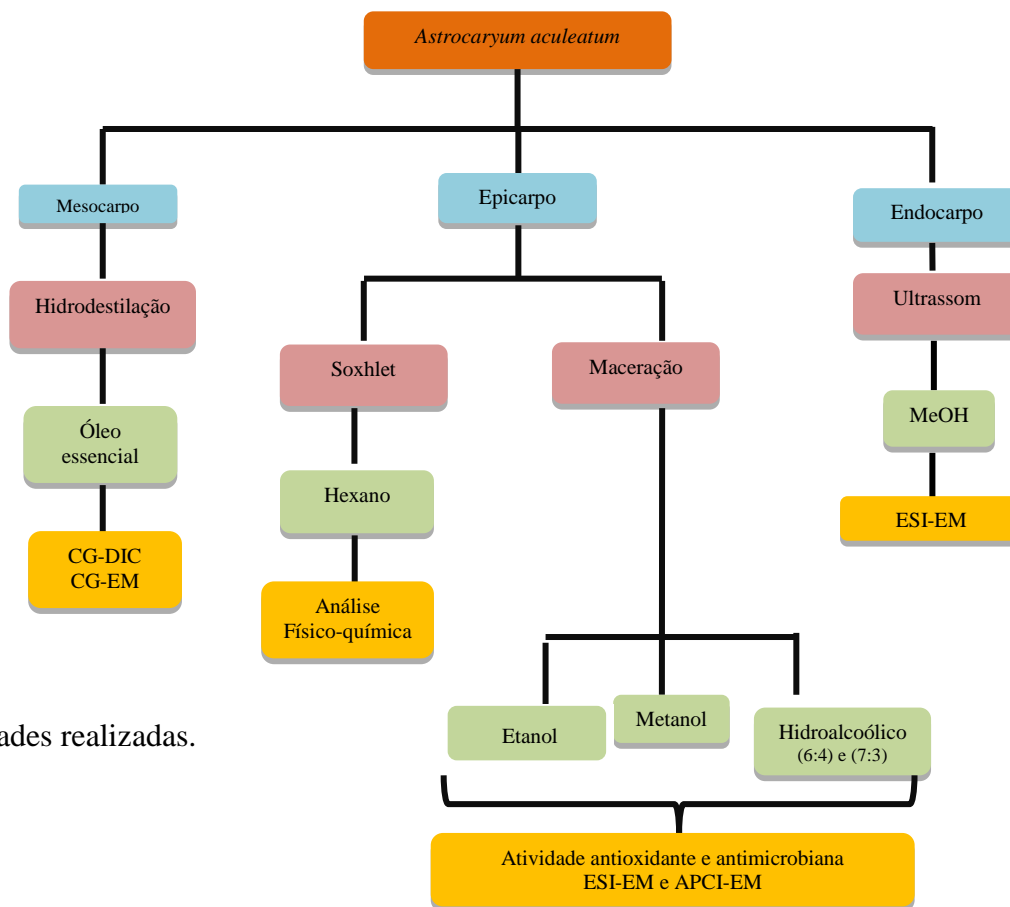


Figura8. Resumo das atividades realizadas.

4.2.1. ÓLEOS ESSENCIAIS

Para a extração do óleo essencial, o mesocarpo do fruto de tucumã foi triturado *in natura* em liquidificador e submetida à hidrodestilação utilizando extrator de vidro tipo Clevenger modificado durante 4 h. O sulfato de sódio (Na_2SO_4) foi adicionado nos óleos essenciais para eliminação da água. O cálculo do rendimento do óleo essencial foi realizado com base no peso do material seco e triturado.

4.2.1.1. ANÁLISES CROMATOGRÁFICAS E ESPECTROMÉTRICAS DOS ÓLEOS ESSENCIAIS

As condições da análise por cromatografia em fase gasosa acoplada ao detector de ionização de chama (CG-DIC) na coluna CP-SIL foram: o gás Hélio (He) foi utilizado como gás de arraste com fluxo de 2,0 mL/min, a injeção foi realizada em modo split 1:10, a temperatura do injetor em 250 °C e do detector em 290 °C. A programação do forno foi 60 °C a 240 °C a 3 °C/min.

A análise qualitativa realizada por cromatografia em fase gasosa acoplada ao espectrômetro de massas (CG-EM) na coluna DB-5 foi realizada sob as mesmas condições utilizadas para CG-DIC. Para a detecção foi aplicada a técnica de impacto eletrônico a 70 eV.

4.2.2. IDENTIFICAÇÃO DOS CONTITUENTES DOS ÓLEOS ESSENCIAIS

A identificação dos compostos foi realizada por comparação dos espectros de massas com os da espectroteca Wiley 7.0 pelo cálculo dos Índices de Retenção (IR) e por comparação com os Índices disponíveis na literatura (ADAMS, 2007).

Para o cálculo do IR usou-se a equação proposta por Kovats (1958) e modificada posteriormente por Van den Dool e Kratz, em 1963. Kovats propôs que os logaritmos dos tempos de retenção de uma série homóloga obtidos para uma determinada coluna a uma determinada temperatura são linearmente proporcionais ao número de carbonos. Posteriormente, Van den Dool e Kratz notaram que quando uma programação de temperatura é feita, o índice aritmético é mais apropriado que o índice logarítmico. Então, o índice de retenção para uma determinada substância pode ser expresso pela Equação da Figura 10 .

$$\text{IR} = 100 \times N + 100 \times \frac{[\text{Tr}(\text{amostra}) - \text{Tr}(N)]}{[\text{Tr}(N+1) - \text{Tr}(N)]}$$

Figura 9. Fórmula para o cálculo do Índice de Retenção.

Onde IR é o Índice de retenção; N: hidrocarboneto (anterior ao pico analisado); Tr: tempo de retenção; N+1: hidrocarboneto (posterior ao pico analisado).

Para a identificação dos constituintes foi necessário injetar a amostra e as substâncias de referência (série homóloga de *n*-alcanos- C8 a C30) nas mesmas condições de análise e para comparar o tempo de retenção do hidrocarboneto anterior ao pico da substância analisada e o posterior. A programação da temperatura é essencial para seguir os requisitos da Equação 1, pois não pode-se usar isotermas, a taxa de aquecimento não deve variar, pois o aumento de temperatura deve ser gradativo e linear.

4.3. EXTRAÇÃO DO ENDOCARPO - FLAVONOIDES

Os extratos dos endocarpos dos tucumãs foram obtidos por extração pela maceração em ultrassom utilizando o solvente metanol realizado com três extrações sucessivas de 20 minutos em ultrassom. A evaporação do solvente foi realizada por evaporador rotatório sob pressão reduzida.

4.3.1. FRACIONAMENTO POR EXTRAÇÃO MÚLTIPLA

Foram realizadas partições com os extratos hidroalcolócos (6:4 e 7:3) e metanólicos dos epicarpos dos frutos de tucumã utilizando sistemas de solventes de diferentes polaridades para verificação de compostos flavonoídicos, de acordo com a metodologia utilizada por Engel *et al.* (2008).

Os extratos foram particionados de acordo com a metodologia utilizada por Engel *et al.* (2008), com modificações. Foram pesados aproximadamente 200 mg do extrato bruto seco, em seguida, a amostra foi diluída em 20 mL de EtOH/H₂O (9:1). Posteriormente, o material foi transferido para um funil de separação sendo extraído com 20 mL de diclorometano (DCM) por quatro vezes. A fração resultante (hidroalcolica) foi extraída com 20 mL de acetato de etila (AcOEt) por quatro vezes. As frações AcOEt foram evaporadas e utilizadas para as análises de identificação.

4.3.2. IDENTIFICAÇÃO POR ESPECTROMETRIA DE MASSAS (EM)

As frações particionadas AcOEt foram analisadas por meio de inserção direta no aparelho espectrômetro *ion trap* LCQ FleetTM (Thermo Scientific), equipado com uma fonte de *eletrospray* ESI e APCI, localizado na Central Analítica da Universidade Federal do Amazonas e no Centro de Biotecnologia da Amazônia (CBA). As frações foram diluídas em

MeOH grau HPLC, com concentração de 10 ppm, onde 200 µL foram injetados nos modos positivo e negativo.

4.4. ANÁLISE DA ATIVIDADE ANTIOXIDANTE

Os extratos brutos dos epicarpós do *Astrocaryum aculeatum* das duas variedades foram submetidos a avaliação das atividades antioxidantes frente a dois radicais livres: DPPH[•], ABTS⁺. Tais análises foram realizadas no Laboratório de Estresse Oxidativo e Aterogênese da Faculdade de Ciências Farmacêuticas da Universidade Federal do Amazonas, sob supervisão do Prof. Dr. Emerson Silva Lima.

4.4.1. INIBIÇÃO DO RADICAL DPPH

Os testes qualitativos foram realizados para a verificação da atividade inibidora nos extratos hidroalcoólicos, metanólicos e etanólicos (MONTENEGRO, 2006; SOLER-RIVAS, 2000) e se o resultado for positivo, é realizada a técnica quantitativa (MOLYNEUX, 2004).

4.4.2. ANÁLISE QUALITATIVA DA ATIVIDADE ANTIOXIDANTE - DPPH

O teste de atividade antioxidante qualitativo foi realizado através da capacidade sequestrante do radical estável 2,2-difenil-1-picrilhidrazil (DPPH) em soluções com solvente metanol, por trinta segundos.

Foram aplicadas sobre uma cromatoplaça de sílica gel (CCD) soluções das amostras de extratos brutos (15 µL) com concentrações de 10 mg/mL. Cada área destinada às amostras possuía dimensões de 2 cm x 2 cm. Na placa, foram aplicados também o padrão quercetina e

o solvente MeOH, que é o branco. Após a total evaporação do solvente, a placa foi borrifada com solução metanólica de DPPH 3 mM.

A atividade antioxidante foi evidenciada pela presença de manchas amarelas ou brancas decorrentes da redução do DPPH, contra a coloração púrpura de fundo, após alguns minutos à temperatura ambiente (SOLER-RIVAS *et al.*,2000)

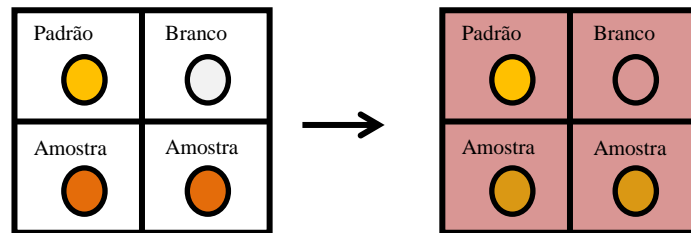


Figura 10. Placa cromatográfica para o ensaio qualitativo da atividade antioxidante de DPPH:

4.4.3. ANÁLISE QUANTITATIVA DA ATIVIDADE ANTIOXIDANTE - DPPH

A análise quantitativa para a atividade antioxidante foi realizada de acordo com BRAND-WILLIAMS (1995) com pequenas modificações. Inicialmente, a solução de DPPH foi preparada com concentração de 0,8 mmol/L. Em seguida realizou-se a diluição da solução de forma que sua absorvância se aproximou de $1.000 \pm 0,1$. Na microplaca adicionou-se 30 μL do extrato e 270 μL da solução de DPPH, em triplicata. Para o controle utilizou-se o mesmo volume do teste. Em seguida as microplacas foram incubadas em temperatura ambiente na ausência de luz por 30 minutos e então realizou-se as leituras das absorvâncias em um leitor de microplacas (DTX800, Beckman) no comprimento de onda 517 nm. Para obtenção da concentração mínima inibitória de 50% dos radicais DPPH (CI_{50}), uma curva de concentração foi feita a partir dela, para gerar a equação da reta, sendo os resultados desta equação expressos em $\mu\text{g/mL}$. O padrão utilizado foi a quercetina.

Os cálculos de inibição foram feitos mediante a fórmula seguir:

$$\% \text{ Inibição} = 100 \times [1 - (\text{Abs2 amostra} - \text{Abs controle})/\text{Abs controle}]$$

4.4.4. ENSAIO DE VARREDURA DO RADICAL 2,2'-AZINOBIS (3-ETILFENIL-TIAZOLINA-6-SULFONATO) OU ABTS^{•+}.

O ensaio realizado para varredura do radical ABTS^{•+} foi realizado mediante o método descrito Re *et al.* (1999) com pequenas modificações. Inicialmente, preparou-se a solução de ABTS pela reação de 0,7 mM do radical ABTS dissolvido em água deionizada (5 mL) com 5 mL de persulfato de potássio (2,4 mM). A mistura reacional foi incubada em temperatura ambiente na ausência de luz por 12 horas até obter a solução oxidada de tonalidade azul esverdeada. Em seguida, a solução foi diluída numa proporção de 1:5 da solução/ água deionizada e então ajustada para uma absorbância de 1,000±0,1 em um comprimento de onda de 715 nm. Retirou-se uma alíquota 30 µL da amostra e 270 µL da solução de ABTS, adicionados na microplaca em triplicata. As amostras e o controle foram incubados por 15 minutos na ausência de luz, e em seguida, realizou-se a leitura. A obtenção da concentração mínima inibitória de 50% dos radicais livres (CI₅₀) foi realizada através da curva de concentração que gerou a equação da reta, sendo os resultados expressos em µg/mL. O padrão utilizado foi a quercetina.

$$\% \text{ Inibição} = 100 \times [1 - (\text{Abs2 amostra} - \text{Abs controle})/\text{Abs controle}]$$

4.5. DETERMINAÇÃO DOS COMPOSTOS FENÓLICOS TOTAIS

A determinação de fenóis totais foi quantificada pelo método descrito por Singleton & Rossi (1965), com modificações. Inicialmente, 10 µL dos extratos (1 mg/mL) mais 50 µL da solução Folin-Ciocalteu (1:10) foram adicionados nas microplacas e ficaram incubados por 8 minutos. E em seguida, adicionou-se solução de carbonato de sódio 0,4 % e a solução foi novamente incubada por 3 minutos. Em seguida, realizou-se as leituras das absorvâncias em 620 nm. O padrão para teste foi o ácido gálico e as análises foram realizadas em triplicata.

$$\text{Fenóis totais} = \frac{\text{Abs amostra} \times 100}{\text{Abs padrão}}$$

4.6. DETERMINAÇÃO DE FLAVONOIDES TOTAIS

A quantificação de flavonoides totais foi realizada de acordo com o método descrito por Zhishen, Mengcheng e Jianming (1999), com modificações. Inicialmente, adicionou-se 30 µL extrato (1 mg/mL), 90 µL de etanol, 6 µL de cloreto de alumínio 10 % e 6 µL de acetato de potássio na microplaca e incubou-as por 30 minutos, em seguida, realizou-se a leitura no comprimento de onda 510 nm. A análise foi realizada em triplicata. O padrão da quantificação foi a quercetina.

$$\text{Flavonoides totais} = \frac{\text{Abs amostra} \times 100}{\text{Abs padrão}}$$

4.7. ATIVIDADE ANTIMICROBIANA

Para a análise da atividade antimicrobiana foi realizada a técnica de difusão em ágar cilindro em placas (PIERI *et al.*, 2012), com modificações, para avaliar a bioatividade dos extratos alcoólicos de tucumã, sobre patógenos bacterianos Gram-positivos e Gram-negativos. As culturas bacterianas foram ajustadas à escala 0,5 de MacFarland e semeadas, por espalhamento em superfície com auxílio de suabes, em placas de Petri de 9 cm descartáveis, previamente preparadas com uma camada inferior de 10 mL de ágar bacteriológico (Himedia, Mumbai, Índia), e outra superior com 10 mL de ágar Müeler Hinton (Himedia, Mumbai, Índia). Com o uso de ponteiras estéreis de 200 µL, foram feitos orifícios esféricos no ágar Müeler Hinton distribuídos equidistantes nas placas, nos quais 40 µL das soluções teste foram depositadas à concentração de 10mg/mL. Os extratos e frações foram solubilizados de acordo com sua polaridade com concentrações variáveis de Tween 80, as quais foram utilizadas como controle negativo. Como controle positivo utilizou-se um antimicrobiano ao qual a cepa seja sabidamente sensível. Após preparadas, as placas foram incubadas em estufa bacteriológica a 37 °C por 24/48h. A atividade antimicrobiana foi identificada pela formação de zonas de inibição bacteriana ao redor dos orifícios. Para a visualização destas zonas foi acrescentado um indicador colorimétrico preparado com água destilada estéril, 0,1% de trifeniltetrazóico e 1% de ágar bacteriológico. Foram considerados resultados positivos as zonas de inibição de qualquer tamanho ao redor do orifício. Entretanto estas foram mensuradas em milímetros para posterior comparação. Os testes foram feitos com duas repetições em duplicata.

Tabela 1. Cepas bacterianas Gram-Positivas e Gram-Negativas utilizadas para testar os extratos do epicarpo do tucumã.

ATCC 6051	<i>Bacillus subtilis subsp. subtilis</i> (CT)
ATCC 23355	<i>Enterobacter cloacae</i>
ATCC 4083	<i>Enterococcus faecalis</i> (<i>Streptococcus faecalis</i>)
ATCC 10536	<i>Escherichia coli</i>
CDC O86:H35	<i>Escherichia coli</i> (EPEC)
CDC EDL-933	<i>Escherichia coli</i> (EHEC)
CDC EDL-1284	<i>Escherichia coli</i> (EIEC)
ATCC 13076	<i>Salmonella enterica subsp. enterica serovar Enteritidis</i> (CT)
ATCC 13311	<i>Salmonella enterica subsp. enterica serovar Typhimurium</i>
ATCC 12022	<i>Shigella flexneri</i>
ATCC 13813	<i>Streptococcus agalactiae</i> (CT)
NCTC 10449 / ATCC 25175	<i>Streptococcus mutans</i> (CT)
ATCC H9812	<i>Salmonella enterica subsp. enterica serovar Braenderup</i>
ATCC 33090	<i>Listeria innocua</i>
ATCC 15313	<i>Listeria monocytogenes</i>
ATCC 19112	<i>Listeria monocytogenes</i>
ATCC 19117	<i>Listeria monocytogenes</i>
ATCC 14458	<i>Staphylococcus aureus</i>
ATCC 12598	<i>Staphylococcus aureus</i>
ATCC 8095	<i>Staphylococcus aureus</i>
ATCC 29213	<i>Staphylococcus aureus</i>
ATCC 12600	<i>Staphylococcus aureus</i>
ATCC 23235	<i>Staphylococcus sp.</i>
ATCC 903	<i>Streptococcus parasanguinis</i>
ATCC 9809	<i>Streptococcus gallolyticus</i>
ATCC 10557	<i>Streptococcus oralis</i> (<i>Streptococcus sanguis</i>)
ATCC 7953	<i>Geobacillus stearothermophilus</i>
ATCC 12344	<i>Streptococcus pyogenes</i> grupo A tipo 1
ATCC 14506	<i>Enterococcus faecalis</i> (<i>Streptococcus faecalis</i>)
ATCC 12228	<i>Staphylococcus epidermidis</i>
ATCC 27851	<i>Staphylococcus sunulans</i>
ATCC 29971	<i>Staphylococcus xylosus</i>
UFPEL	<i>Staphylococcus intermedius</i>

4.8. CARACTERÍSTICAS FÍSICO-QUÍMICAS

Nas análises para a determinação das características físico-químicas foram realizadas a determinação de acidez, índice de saponificação, refração, estabilidade oxidativa e densidade, descritas a seguir.

4.8.1. ÍNDICE DE ACIDEZ

Para análise do índice de acidez, pesou-se 2 g da amostra em erlenmeyer de 125 mL, em seguida, adicionou-se 25 mL de solução de éter de petróleo e etanol (2:1). Após a homogeneização, acrescentou-se 3 gotas do indicador. Titulou-se com solução de hidróxido de sódio 0,1 M, até o aparecimento da coloração rósea.

Para o cálculo do índice de acidez, utilizou-se a seguinte fórmula:

$$\frac{v \times f \times 6,61}{P}$$

Onde:

v = número de mL da solução de hidróxido de sódio 0,1 M gasto na titulação.

f = fator de correção da solução de hidróxido de sódio 0,1 M.

P = número de gramas da amostra.

(IAL, 2005)

4.8.2. ÍNDICE DE SAPONIFICAÇÃO

Para análise do índice de saponificação, pesou-se cerca de 2 g de amostra em erlenmeyer de 250 mL, em seguida, adicionou-se 20 mL de solução de KOH. Após a homogeneização, acrescentou-se 3 gotas do indicador. Titulou-se com solução de ácido clorídrico 0,1 M, até o desaparecimento da coloração rósea.

Para o cálculo do índice de saponificação, utilizou-se a seguinte fórmula:

$$\frac{25,06 \times f \times (B-A)}{P}$$

Onde:

A = volume gasto na titulação da amostra

B = volume gasto na titulação do branco

f = fator da solução de HCl 0,5 M

P = numero de gramas da amostra

(IAL, 2005)

4.8.3. DENSIDADE

Determinou-se a densidade seguindo as normas da Associação Brasileira de Normas Técnicas (ABNT). O método utilizado foi o NBR 14065/2006 que é utilizado para destilados de petróleo e óleos viscosos. O densímetro utilizado foi o digital (Density meter DMA, 4500).

4.8.4. ESTABILIDADE OXIDATIVA

Para a medida da estabilidade oxidativa foi utilizado o método proposto pela AOCS (1993). O equipamento Rancimat, marca Metrohm, modelo 743, foi utilizado para realização das análises, nas seguintes condições: 3 g de óleo, temperatura da análise em 100°C e fluxo de ar em 20 L/h. Uma curva de condutividade elétrica x tempo é automaticamente plotada com o decorrer da reação e do teste, e o período de indução é determinado em horas.

5. RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1. METODOLOGIA DO ESTUDO

O tucumã (*Astrocaryum aculeatum*) mesmo sendo muito consumido na região Amazônica, ainda apresenta pouco estudo químico no que diz respeito a esse fruto. Grande parte dos estudos encontrados na literatura é referente à outra espécie, chamado tucumã-do-Pará (*Astrocaryum vulgare*).

Grande parte do fruto de tucumã é considerado resíduo, formado pelo epicarpo e o endocarpo. Sendo assim, foram realizados estudos químicos com o epicarpo, mesocarpo e endocarpo dos frutos de tucumã da espécie *Astrocaryum aculeatum*.

Foram realizadas as extrações dos óleos do epicarpo do fruto através de solvente (hexano) por meio de soxhlet para a realização das análises físico-químicas a fim de comparação com o óleo da outra espécie (*Astrocaryum vulgare*).

Com o epicarpo, foram realizadas também a extração alcoólica para a análise da atividade antimicrobiana e antioxidante, já que estudos afirmam que resíduos também

possuem essas atividades e análises por espectrometria de massas afim de obter um perfil cromatográfico.

Com o mesocarpo, foi extraído o óleo essencial para a identificação dos constituintes voláteis da polpa. Para a análise quantitativa e qualitativa, foram utilizadas as análises no CG-DIC e CG-EM, pois a cromatografia gasosa é o método mais indicado para a separação dos componentes de misturas complexas, como os óleos essenciais.

Com o endocarpo, foram realizadas as extrações metanólicas para determinar a composição química. Utilizou-se a técnica de espectrometria de massas, sendo possível determinar a massa molecular das substâncias.

5.2. COMPOSIÇÃO QUÍMICA DO ÓLEO ESSENCIAL DE TUCUMÃ

Os óleos essenciais foram extraídos do mesocarpo dos frutos dos tucumãs-arara (TA) e tucumãs-comum (TC) coletados em diferentes localidades. O método de extração utilizado foi por hidrodestilação, nos quais os rendimentos apresentaram valores de 0,0092% no OE de TC e 0,0086% no TA. Dessa forma, é possível observar que houve uma pequena diferença significativa nos rendimentos dos óleos essenciais.

As análises dos óleos foram realizadas quantitativamente por Cromatografia em Fase Gasosa com detectores de Ionização em Chama (CG-DIC) e identificados por Cromatografia gasosa acoplada à Espectrometria de Massas (CG-EM).

Ao analisar os cromatogramas, observou-se que estes apresentaram diferença tanto nos perfis cromatográficos quanto na quantidade e nos constituintes identificados. As ampliações dos cromatogramas estão nas figuras 11 e 12.

As classes de compostos químicos encontrados nos óleos essenciais analisados foram hidrocarbonetos, aldeídos, cetonas, ácidos carboxílicos, ésteres, fenilpropanóides e terpenos.

O óleo essencial do tucumã-arara (TA) apresentou 87 constituintes, sendo que a maioria com área menor de 1%. No total, foram identificados 19 constituintes que representam 86,3% da composição química. Dentre os constituintes químicos identificados, destacam-se o ácido cis-9-octadecenóico (23,2%), 2-nonadecanona (15,4%), octadecanoato de metila (13,8%) e o ácido docos-13-enóico (11,5%) por serem os constituintes majoritários.

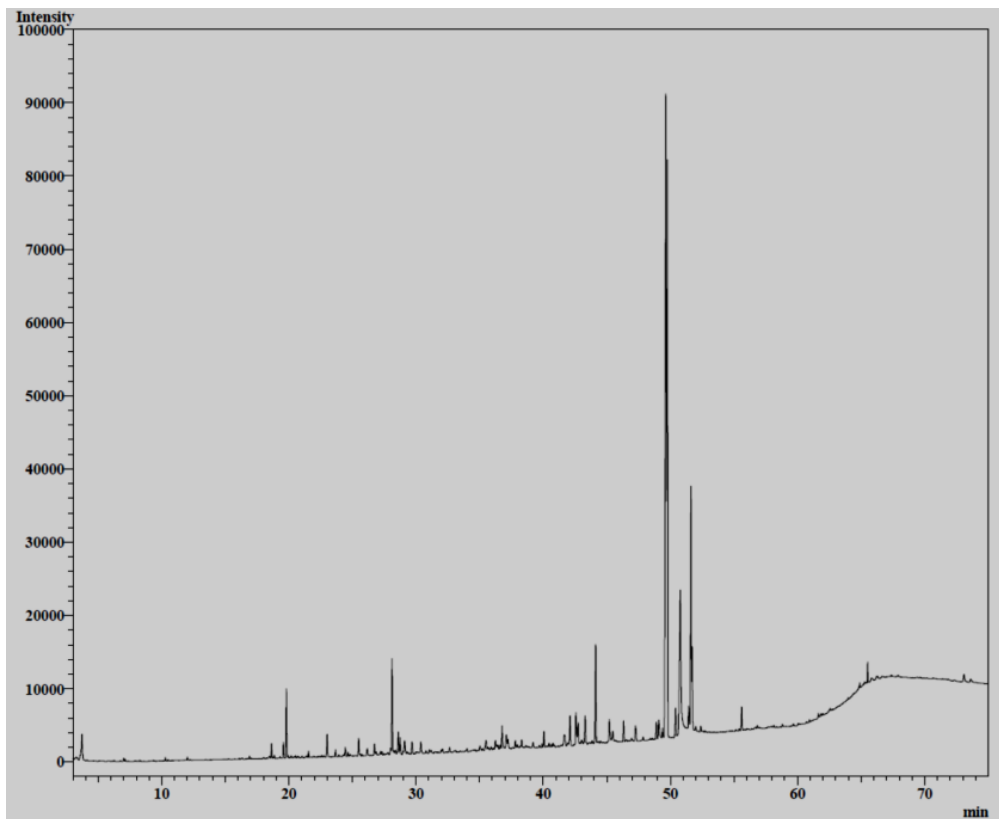


Figura 11. Cromatograma do óleo essencial da polpa do tucumã-arara.

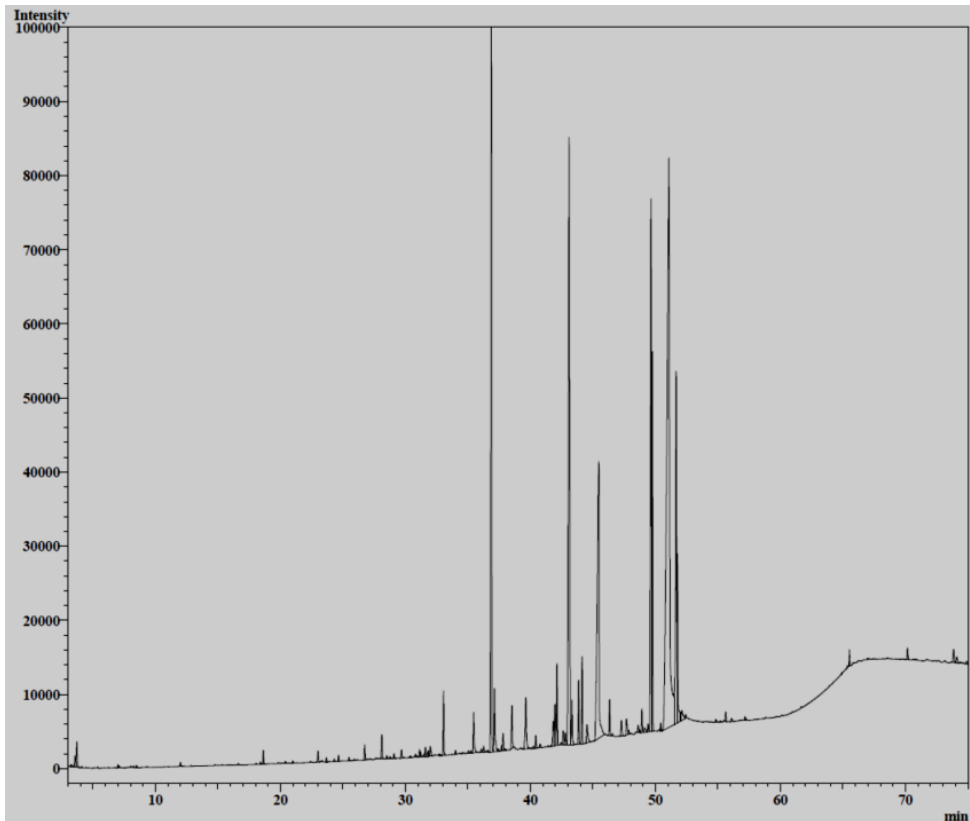


Figura 12. Cromatograma do óleo essencial da polpa do tucumã-comum.

O constituinte químico safrol, pertencente à classe dos fenilpropanóides (BERGO *et al.*, 2005; SILVA & BASTOS, 2007), foi identificado apenas no óleo essencial do TA com 3,3%. Essa substância é utilizada como matéria-prima para a síntese de substâncias de interesse farmacêutico, podendo ser utilizados também como agentes anti-inflamatórios e na indústria como fixadores de perfumes, mas possui propriedades carcinogênicas (BARREIRO & FRAGA, 1999).

A β -ionona, o α -copaeno e β -cariofileno foram os sesquiterpenos identificados nos óleos essenciais das duas variedades do fruto de tucumã. Sendo que a β -ionona apresentou valores bem distintos, como 4,5% no óleo essencial do TA e apenas 0,36% no TC. Já o α -copaeno e o β -cariofileno apresentaram baixos percentuais de concentração em ambos os óleos como pode ser visto na tabela 2.

A β -ionona é um sesquiterpeno presente em óleos voláteis (BANTHORPE, 1994), que é utilizado como intermediário na síntese industrial de fragrâncias e da vitamina A, além de ser um aditivo alimentar, realçando o sabor e o aroma de alimentos e bebidas (FERREIRA, 2001). Vale ressaltar que esse composto é um dos produtos resultantes da degradação oxidativa do alfa e beta-caroteno (WACHÉ *et al.*, 2003).

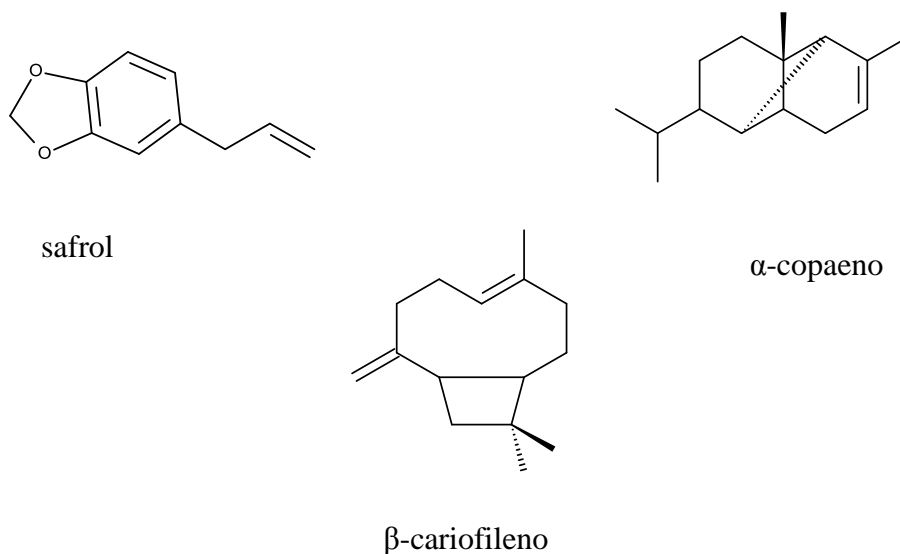


Figura 13. Estrutura dos compostos encontrados no óleo essencial de tucumã.

O óleo essencial do TC apresentou 93 constituintes, sendo que apenas 18 substâncias foram identificadas, representando 90,8 % da composição química (tabela 2). Os constituintes majoritários foram o ácido docos-13-enóico (29,9%), 2- heptadecanona (14,2 %), heptadecano (10,6%) e o ácido hexadecanóico (10,1%).

O ácido hexadecanóico, conhecido como ácido palmítico (C16:0), foi identificado nas duas variedades com valores bem distintos. O óleo do TA apresentou 0,56% do constituinte presente na amostra, enquanto o óleo do TC apresentou cerca de 10%. De acordo com Chong *et al.* (2006), o ácido palmítico é o ácido graxo saturado (AGS) mais abundante na dieta humana, junto com o ácido mirístico e o esteárico. Estudos apontam que os ácidos graxos com cadeias maiores que dez átomos de carbono podem estar relacionados com o aumento da

concentração sérica de colesterol total, considerado um fator de risco cardiovascular (FERNANDEZ & WEST, 2005; RUXTON *et al.*, 2007).

Composição	Irlit	TA (%)	IR ₁	TC (%)	IR ₂
NI		1,72	808	0,47	808
2(E)-decenal	1260	0,62	1258	0,18	1258
Safrol	1285	3,03	1285	-	-
2(E)-undecenal	1357	1,03	1360	0,16	1361
α-copaeno	1374	0,31	1376	0,058	1376
β-cariofileno	1417	0,84	1419	0,052	1419
6,10-dimetil-undeca-5,9-dien-2-ona		0,49	1450	0,2	1450
β-ionona	1487	4,19	1484	0,36	1484
NI		1,04	1495	0,05	1493
NI		0,89	1499	0,04	1499
Pentadecanal		0,14	1582	0,2	1582
NI		-	1610	0,9	1610
NI		0,64	1674	0,69	1674
Heptadecano	1700	1,23	1710	10,64	1713
NI		0,85	1719	1,11	1720
NI		0,36	1740	0,28	1740
Hexadecanal		0,11	1744	0,03	1744
NI		0,33	1759	0,73	1759
NI		0,18	1790	1,14	1790
NI		0,59	1850	0,53	-
Hexadecanol	1874	1,58	1863	-	-
NI		1,91	1877	0,31	1878
NI		1,12	1884	0,21	1884
2-heptadecanona		0,24	1890	14,21	1892
NI		-	1899	0,73	1899
NI		0,14	1916	0,91	1916
hexadecanoato de metila		4,63	1924	1,18	1924
NI		1,18	1957	-	-
ácido hexadecanóico		0,56	1965	10,12	1965
NI		0,95	1992	0,5	1992
NI		1,04	2022	0,3	2022
NI		0,80	2075	0,36	2076
ácido cis-9-octadecenóico		23,19	2099	9,2	2099
2-nonadecanona		15,35	2103	5,37	2103

octadecanoato de metila	13,83	2138	-	-
ácido-(E)-docos-13-enóico	11,55	2166	29,89	2147
ácido octadecanóico	-	-	6,42	2167
Octadeca-9,12,15-trien-1-ol	3,41	2169	2,55	2170
<i>Hidrocarbonetos</i>	1,23		10,64	
<i>Aldeídos</i>	1,9		0,57	
<i>Fenilpropanóide</i>	3,03		-	
<i>Sesquiterpenos não-oxigenados</i>	1,15		0,11	
<i>Terpeno</i>	4,19		0,36	
<i>Cetonas</i>	16,08		19,78	
<i>Álcool</i>	4,99		2,55	
<i>Ácidos Carboxílicos</i>	35,3		55,63	
<i>Éster</i>	18,46		1,18	
<i>NI</i>	13,74		9,26	

Legenda: Irlit: índice de retenção da literatura; TA: tucumã-arara; TC: tucumã-comum; IR: índice de retenção calculado.

Tabela 2. Tabela dos constituintes do óleo essencial dos tucumãs arara e comum.

Portanto, comparou-se os constituintes químicos identificados no OE do fruto de tucumã com as substâncias de frutos pertencentes a diferentes famílias. O pequi (*Caryocar brasiliense*), pertencente à família Caryocaraceae, é um fruto do cerrado bastante utilizado pela população do nordeste assim como o fruto de tucumã é consumido no Amazonas.

De acordo com Marques *et al.*, (2002), o pequi possui um alto valor alimentício, medicinal, melífero, ornamental, tanífero e oleaginoso. O óleo essencial do mesocarpo do pequi apresentou constituintes diferentes do óleo essencial do tucumã, destacando-se o ácido hexanóico sendo o composto majoritário com 18,44%, β -elemeno, 3,5,5-trimetil-2-cicloexen-1-ona, octanoato de etila e o 1,8- cineol, mas ambos apresentaram como constituintes ácidos carboxílicos e ésteres, demonstrando tendências lipídicas que o óleo apresenta (MARQUES *et al.*, 2002).

Com isso, pode-se observar, de acordo com a tabela 2, as substâncias majoritárias das variedades do tucumã são ácidos carboxílicos e ésteres (ácido cis-9-octadecenóico e ácido

nonadecanóico), podendo concluir que o óleo essencial de tucumã apresenta características de óleo fixo.

De acordo com estudos realizados por Andrade (1998), a extração dos constituintes voláteis do tucumã-do-Pará (*Astrocaryum vulgare*) foi realizada durante 1 h utilizando o sistema de destilação e extração simultânea (SDE). O constituinte majoritário identificado no estudo de Andrade (1998) foi o hexanoato de etila (47,5%) e as substâncias β -ionona (0,5%), ácido palmítico (0,7%) e o ácido octadecenoato de etila (0,3%) são alguns dos constituintes minoritários encontrados nos óleos essenciais dos frutos de *Astrocaryum vulgare* presentes nos OE do *Astrocaryum aculeatum*.

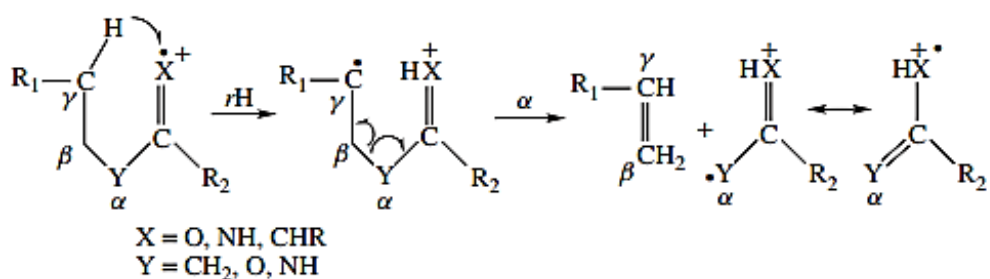
Vale ressaltar que o ácido palmítico que possui apenas 0,7% da substância presente na amostra dos óleos do *Astrocaryum vulgare* é um dos constituintes majoritários do TC (*Astrocaryum aculeatum*) (10%).

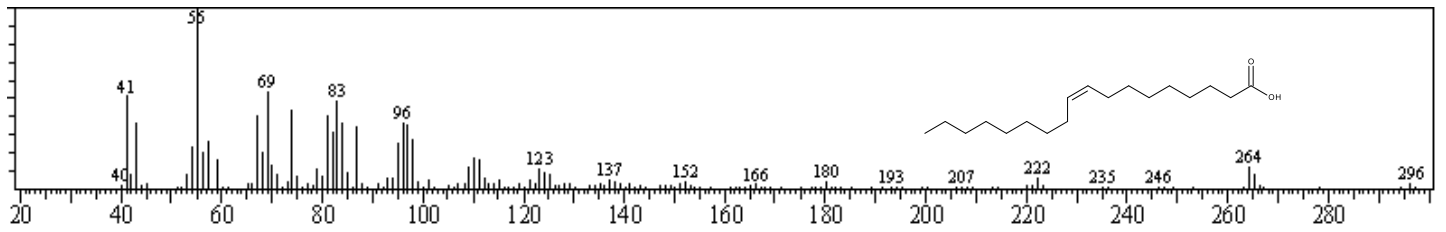
O fruto pajezeiro (*Triplaris sp.*) pertencente a família Polygonaceae, coletado no Piauí, apresentou em sua composição 65,93% de ésteres, destacando-se o palmitato de etila (21,67%) e o 10-octadecenoato de metila (21,72%) (CARNEIRO *et al.*, 2010). O murici (*Byrsonima crassifolia*, Malpighiaceae), fruta típica da região, apresentou hexanoato de etila e hexanoato de metila em sua composição (ALVES, 2004).

Estudos realizados por Narain *et al.* (2004) identificaram os compostos voláteis na polpa de maracujá (*Passiflora edulis* forma *Flavicarpa*), no qual 59,24% da composição é formada por ésteres, sendo os compostos majoritários butanoato de hexila (14,83%), hexanoato de hexila (10,76%) e butanoato de etila (8,27%). Com isso, pode-se concluir que os ésteres são classes de compostos orgânicos comumente encontrados nos óleos essenciais de frutos.

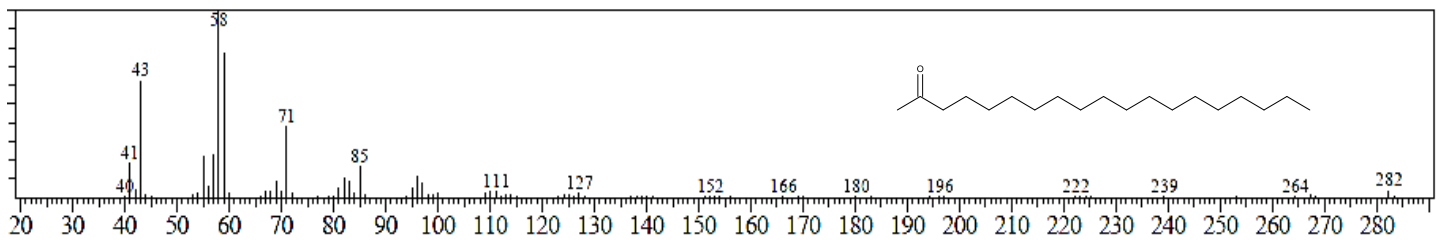
Os espectros de massas das principais substâncias detectadas por EM são característicos de ésteres, cetonas, hidrocarbonetos e álcoois (Figuras 14 e 15).

Para a interpretação dos espectros de massas, sabe-se que as classes dos constituintes majoritários sofrem o rearranjo de McLafferty, conhecido também como rearranjo de γ -hidrogênio, é uma das reações de rearranjos mais estudadas em íons de fase-gasosa (KINGSTON *et al.*, 1974). A reação ocorre com a transferência de um γ -hidrogênio a um grupo funcional insaturado, acompanhado pela clivagem das ligações α , β resultando na expulsão de um alceno e a formação do íon ímpar de elétrons (“*odd-electron ion*”) OE⁺. Íon (DASS, 2007).

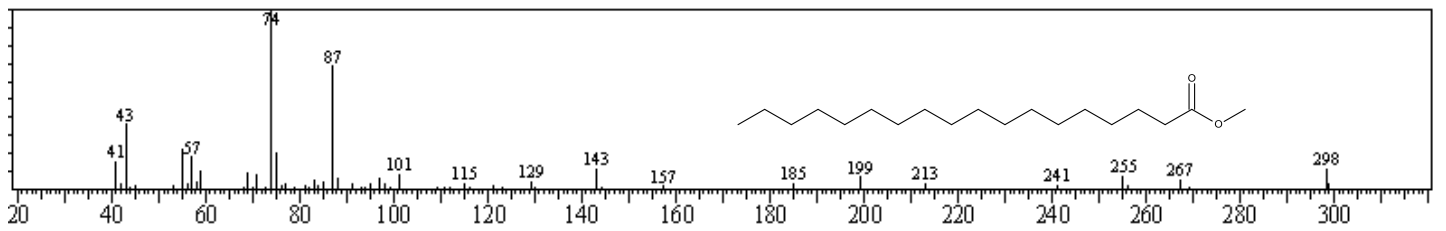




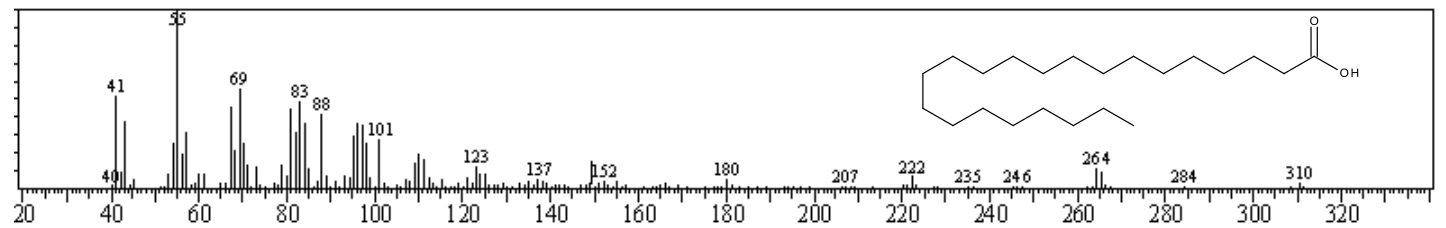
a) ácido cis-9-octadecénico



b) 2-nonadecanona

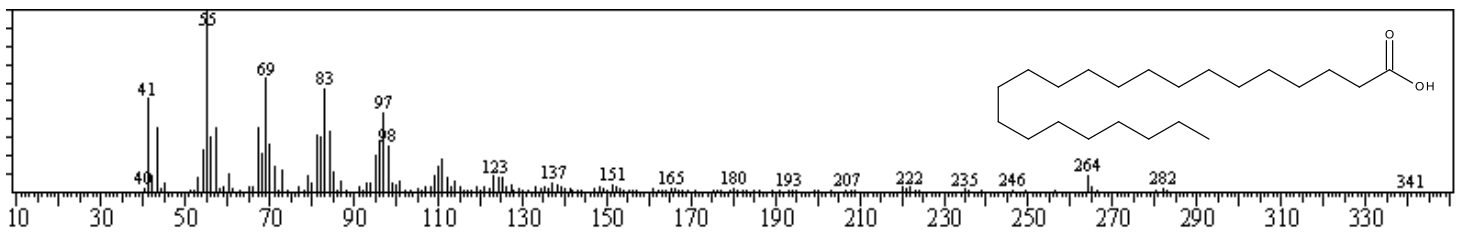


c) octadecanoato de metila

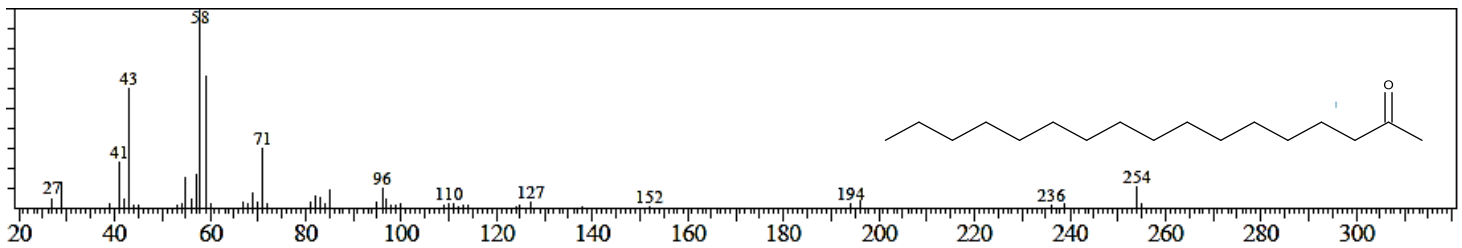


d) ácido docosa-13-enóico

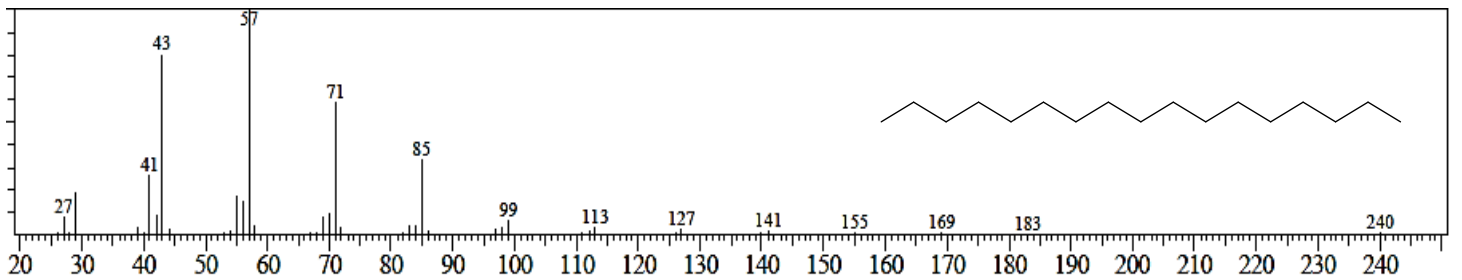
Figura 14. Espectros de massas dos constituintes majoritários do óleo essencial do tucumã-arara.



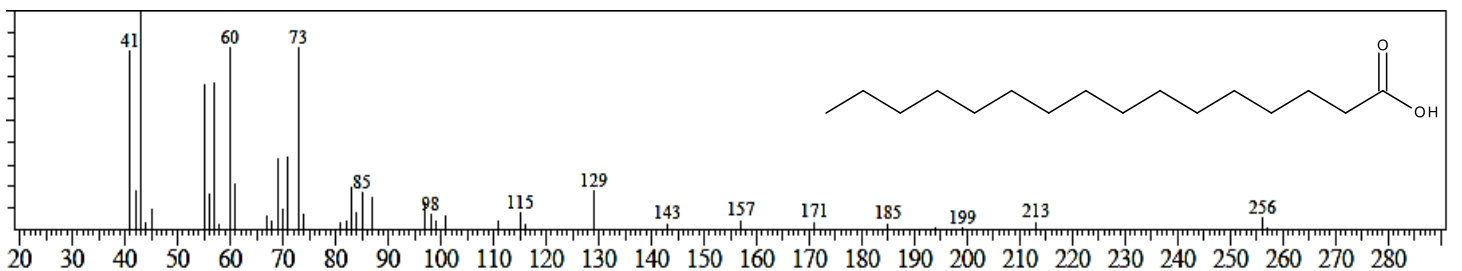
a) ácido docosa-13-enóico



b) 2-heptadecanona



c) heptadecano



d) ácido hexadecanóico (ácido palmítico)

Figura 15. Espectros de massas dos constituintes majoritários do óleo essencial do tucumã-comum.

Nos ácidos carboxílicos de cadeias longas os espectros de massas resultam em duas séries de picos com quebra de cada ligação C-C, com retenção da carga pelo fragmento contendo oxigênio (m/z 45, 59, 73, 87,...) ou pelo fragmento alquila (m/z 29, 43, 57, 71, 85,...). O espectro dos ácidos de cadeia longa se assemelha às séries de hidrocarbonetos, com

intervalos de 14 unidades de massa, com a diferença de que se observam ainda os picos de rearranjo de McLafferty. O ácido hexanoico, por exemplo, fragmenta-se da seguinte maneira:

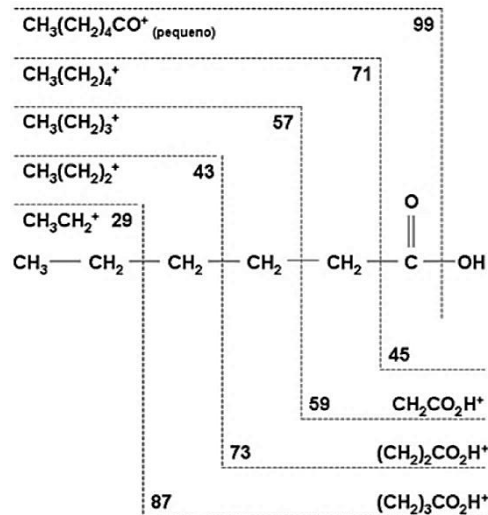


Figura 16. Perfil de fragmentação do ácido hexanoico.

Em relação aos ésteres graxos, o pico mais característico é devido ao rearranjo de McLafferty, com quebra da ligação β em relação ao grupo $C=O$. Assim, o éster metílico de um ácido alifático não ramificado no carbono α dá um pico intenso em m/z 74, o pico base dos ésteres metílicos de cadeia linear na faixa de C_6 a C_{26} .

Pode-se deduzir a estrutura do fragmento que retém a hidroxila e a do substituinte em

α :

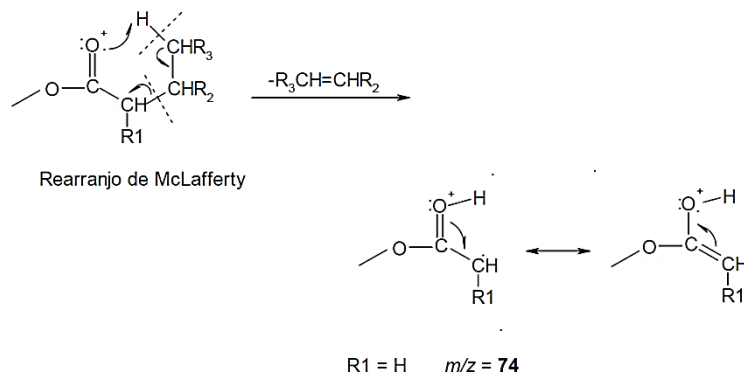


Figura 17. Rearranjo de McLafferty em ésteres.

A principal característica na fragmentação de álcoois é a quebra da ligação “ α ” ao grupo hidroxila resultando num íon oxonium que é estabilizado por ressonância. Outra fragmentação característica é a perda de uma molécula de água a partir do íon molecular.

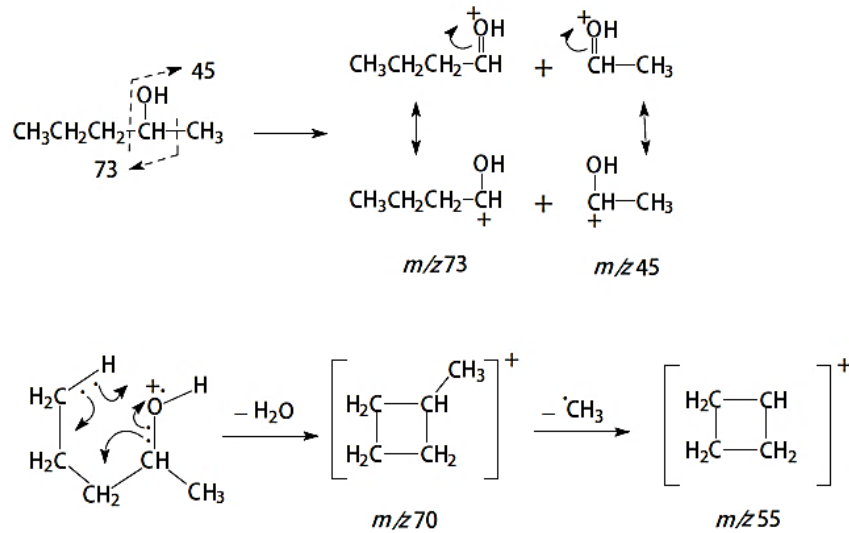
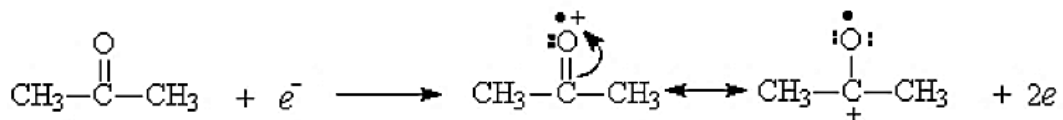


Figura 18. Rearranjo de McLafferty em alcoóis.

A fragmentação dos alcanos lineares formam uma série de cátions que diferem entre si em massa por m/z 14, ou seja, um grupo metileno (CH_2). O ponto mais frágil para fragmentação tende a ser mais para o meio da molécula formando os cátions e radicais mais estáveis.

Os espectros de massas das cetonas apresentam pico molecular intenso devido a carga positiva ser estabilizada por ressonância no sistema π de elétrons da carbonila.



Nas cetonas assimétricas podem ocorrer duas possibilidades de clivagem α -carbonila. A quebra favorecida é a que elimina o maior radical alquila. No exemplo, observam-se ambos

os fragmentos m/z 71 e m/z 43 resultantes da quebra α , no entanto o íon a m/z 43 é o mais intenso por resultar da quebra mais favorecida:

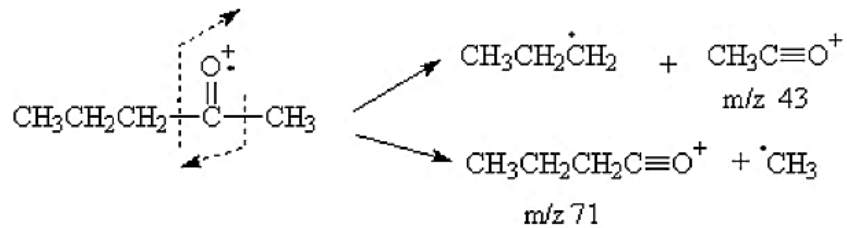
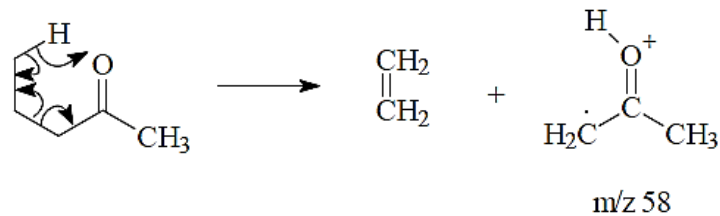


Figura 19. Fragmentação em cetonas.

O segundo mecanismo de fragmentação das cetonas é quando a cadeia ligada ao grupo carbonila tem hidrogênio- γ , com isso, ocorre o rearranjo McLafferty. O íon fragmento referente este rearranjo é sempre par e sua intensidade depende do tipo de estrutura molecular.

No exemplo, o fragmento m/z 58 é devido ao rearranjo McLafferty:



Com a identificação dos constituintes, pode-se observar que os óleos apresentaram uma pequena diferença na composição química e diferentes concentrações das substâncias presentes em ambos os óleos essenciais, podendo-se dizer que as variedades dos tucumãs apresentaram semelhança química em relação ao óleo essencial da polpa do fruto.

5.3. CARACTERIZAÇÃO FÍSICO-QUÍMICA

5.3.1 ESTABILIDADE OXIDATIVA- RANCIMAT

As análises da estabilidade oxidativa foram realizadas nos óleos dos epicarpos dos tucumãs TC e TA extraídos por soxhlet. O tempo médio de indução para os óleos foram de 564 min \pm 0,02 para o TC e 1465 min \pm 0,64 para o TA. As figuras abaixo mostram os valores do tempo de indução (em horas) das triplicatas dos óleos de tucumã.

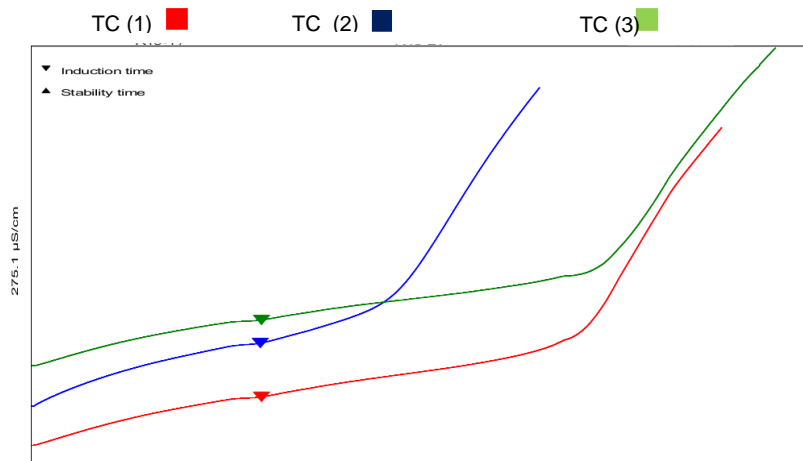


Figura 20. Gráfico da estabilidade oxidativa da triplicata do óleo de tucumã comum.

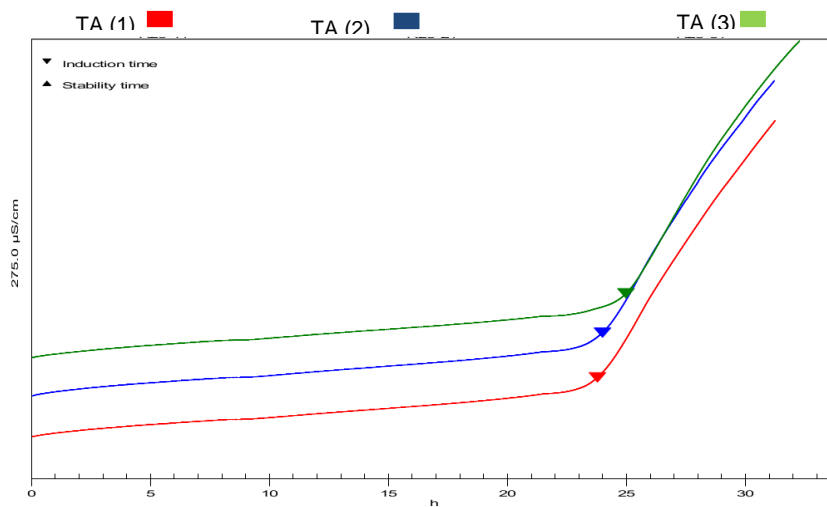


Figura 21. Gráfico da estabilidade oxidativa da triplicata do óleo de tucumã-arara.

As diferenças na oxidação dos óleos e gorduras são devidas as concentrações de ácidos graxos poli-insaturados, ou seja, quanto mais ácidos desse tipo, menor será o valor da estabilidade oxidativa. A composição de ácidos graxos diferenciados pode representar, portanto a diferença nos valores do tempo de indução.

Foi possível comparar os valores de estabilidade oxidativa dos óleos do tucumã *Astrocaryum aculeatum* com o tucumã-do-Pará (*Astrocaryum vulgare*). Estudos realizados por Rogério *et al.* (2010) demonstram valor médio de tempo de indução de 10,8h. Os valores para comparação podem ser vistos na tabela 3, a seguir:

. Tabela 3. Comparação dos valores do tempo de indução para os óleos do tucumã-do-Amazonas e do tucumã-do-Pará.

Amostras	Tempo de indução
TC	9,24h
TA	24,25
<i>A.vulgare</i> (MT)	10,8h

O valor do tempo de indução para o *Astrocaryum vulgare* foi semelhante ao observado para o TC, podendo dizer que estes apresentam composição de ácidos graxos poli-insaturados similares.

Os valores dos tempos de indução dos óleos dos tucumãs foram comparados com os óleos utilizados comercialmente. No trabalho de Fuentes (2011) é relatado o tempo de indução do óleo de milho, soja, canola e girassol (Tabela 4). Observa-se que os óleos do tucumã (TC) apresentaram o tempo de indução semelhante aos demais óleos que são consumidos pela população e os óleos de TA apresentaram valores bem superiores, significando que este óleo é mais difícil de degradar. Sabendo que quanto maior o teor de

ácidos graxos saturados presentes nas amostras, maior o tempo de indução e conseqüentemente maior a estabilidade oxidativa, pode-se concluir que os óleos do TA podem possuir uma quantidade de AGS (ácidos graxos saturados) superior aos demais óleos.

Tabela 4. Tempo de indução dos óleos utilizados comercialmente e dos óleos de tucumã-do-Pará, tucumã-comum e arara.

Amostra	Tempo de indução
TC	9h24min
TA	24h25min
A. vulgare	10h8min
Óleo de milho	12h1min
Óleo de soja	10h
Óleo de canola	9h4min
Óleo de girassol	6h

5.3.2. ÍNDICE DE ACIDEZ

A análise do índice de acidez é utilizada para verificar o grau de conservação do óleo que está relacionada com a limpeza, coleta, secagem, tipo de extração do óleo, armazenamento (MORETTO; FETT, 1998).

Com isso, realizou-se a análise de índice de acidez para os óleos dos tucumãs TC e TA:

Tabela 5. Valores do índice de acidez (mg KOH/g) dos óleos de tucumã-arara e comum.

Amostras	IA (1)	IA (2)	IA (3)	Média±DP
	(mg KOH/g)			
TC	27,82	28,05	27,30	27,72±0,38
TA	15,43	14,37	15,44	15,08±0,61

De acordo com a Tabela 5, observou-se que os valores de índice de acidez encontrados para os óleos apresentaram diferença significativa, no qual o TC apresentou em média um índice de 27,72 mg KOH/g, enquanto o valor encontrado no TA foi cerca de 15,08 mg KOH/g.

A mesma análise foi realizada por Ferreira (2008) para o tucumã-do-Pará (*Astrocaryum vulgare*), no qual o valor encontrado foi de 5,47 mg KOH/g para o óleo extraído do endocarpo-mesocarpo. Comparando os óleos dos tucumãs, *Astrocaryum aculeatum* e *Astrocaryum vulgare*, pode-se observar que os mesmos apresentaram diferença no valor do índice de acidez, sendo que o tucumã-do-Pará (*Astrocaryum vulgare*) foi o que apresentou o menor índice.

O fruto buriti (*Mauritia flexuosa* L.f.) pertencente à mesma família do tucumã, Arecaceae, apresentou índice de acidez de 17,36 mg NaOH/g quando extraído com solvente e armazenado em temperaturas entre 2-8 °C, valor próximo a do encontrado no tucumã-arara (TA) com 15,08 mg KOH/g (CARVALHO, 2011).

O óleo bruto do açaí, extraído da polpa com éter de petróleo, apresentou índice de acidez de 0,46 mg KOH/g (SILVA & ROGEZ, 2013), valor bem inferior aos do encontrado para os frutos de tucumã-do-Amazonas, tucumã-do-Pará e buriti, sendo que estes são pertencentes a mesma família.

Essa diferença nos valores de índice de acidez para os frutos pertencentes à mesma família pode ser o método de extração utilizado, pois os frutos que apresentaram os menores valores foram extraídos com éter de petróleo (óleo bruto de açaí) e os óleos que foram extraídos com o solvente hexano, apresentaram altos índices (buriti e tucumã-do-Amazonas).

De acordo com o CODEX (1993) o valor máximo do índice de acidez permitido para o azeite de oliva é de 4,0 mg KOH/g, já para os óleos de palma, o valor recomendado é de até 10mg KOH/g. Sendo assim, é possível observar que os óleos da casca de tucumã analisados não podem ser utilizados no consumo, pelo menos quando o mesmo for extraído com o solvente hexano pelo método de soxhlet.

Trabalhos realizados por Albuquerque & Regiane (2006) indica que o alto índice de acidez pode ser da degradação da amostra, devido o tempo decorrido entre a coleta e o processamento de fruto. Além disso, as temperaturas também alteram as propriedades físico-químicas, levando a rancificação (NOGUEIRA, 1992).

5.3.3. ÍNDICE DE SAPONIFICAÇÃO

As análises de índice de saponificação, assim como o índice de refração e a densidade relativa fornecem características específicas de cada óleo, como, por exemplo, o comprimento da cadeia e números de insaturações (MORETTO *et al.*, 1998).

Os valores encontrados dos índices de saponificação para os óleos das cascas dos tucumãs podem ser observados na tabela a seguir:

Tabela 6. Valores do índice de saponificação (mg KOH/g) dos óleos dos tucumãs arara e comum.

Amostras	IS (1)	IS (2)	IS (3)	Média
	(mg KOH/g)			
TC	170,67	164,03	169,02	167,90±3,46
TA	166,31	161,47	164,00	163,92±2,42

Os índices de saponificação dos óleos analisados apresentaram uma pequena diferença entre eles, mas valores discrepantes quando comparados com os da literatura (Tabela 7).

Vale ressaltar que quanto maior o índice de saponificação, melhor será o óleo para a alimentação (MORETTO *et al.*, 2002). Dentre os valores listados na tabela 6, comparando os valores do índice de saponificação dos óleos fixos das cascas do TC e do TA com os óleos fixos da polpa do tucumã-do-Amazonas (*Astrocaryum aculeatum*) e tucumã-do-Pará (*Astrocaryum vulgare*), observou-se que os óleos das cascas foram os que apresentaram o menor valor de índice de saponificação.

Tabela 7. Valores do índice de saponificação para os frutos do tucumã-do-Amazonas e tucumã-do-Pará.

Amostras	Índice de saponificação (mg KOH/g)
TC	167,90±3,46
TA	163,92±2,42
<i>Astrocaryum vulgare</i> (polpa)	202,71
<i>Astrocaryum aculeatum</i> (polpa)	298,39

Comparou-se o índice de saponificação com os de outros frutos, como a castanha-do-Brasil que apresentou valor de 198,58 mg KOH/g (FERREIRA *et al.*, 2006), o babaçu que apresentou variação entre 245-256 mgKOH/g (ROSSELL, 1993) e o pequi com índice de 200 mg KOH/g (BRASIL, *et al.*, 2011). De todos os óleos desses frutos comparados, o que apresentou o melhor valor para o índice de saponificação foi o óleo da polpa do tucumã-do-Amazonas (*Astrocaryum aculeatum*) com 298,39 mgKOH/g seguido do babaçu (245-256 mgKOH/g).

Os óleos analisados do TC e do TA foram os que apresentaram o menor valor do índice de saponificação, sendo o menos apropriado para o consumo.

5.3.4. DENSIDADE

De acordo com Moretto *et al.*, (1998), a densidade é uma das análises que caracterizam o tipo de óleo. Os valores das densidades dos óleos analisados podem ser observados na tabela abaixo:

Tabela 8. Densidade dos óleos de tucumã.

Amostras	D (1)	D (2)	D (3)	Média
	(g/cm ³)			
TC	0,912	0,913	0,913	0,912±0,00
TA	0,911	0,911	0,911	0,911±0,00

Observa-se que os valores de densidade para ambos os óleos são os mesmos, podendo afirmar, que nesse caso, o local de coleta e as variedades não influenciaram no valor de densidade dos óleos dos frutos.

O trabalho realizado por Ferreira *et al.*,(2008), com os frutos do tucumã-do-Pará (*Astrocaryum vulgare*) também apresentou valor de densidade de 0,91 g/cm³. Sendo assim, pode-se concluir que a densidade dos óleos dos frutos de tucumã de ambas as espécies é as mesmas.

Estudos realizados com o óleo de buriti (*Mauritia flexuosa*) por Ribeiro (2008) apresentaram valores de 0,84 g/cm³ para óleos brutos e 0,86 g/cm³ para óleos refinados de buriti, valores semelhantes encontrados por García-Queiroz *et al.*,(2003), que apresentou densidade de 0,86 g/cm³.

O valor de densidade para a Castanha-do-Pará foi de 0,907 g/cm³ de acordo com estudos realizados por Ferreira *et al.*, (2006). A densidade do óleo bruto do açaí, analisado por Silva e Rogez (2013) apresentou valor de 0,893 g/cm³.

Sendo assim, pode-se perceber que os valores de densidade do tucumã, da castanha-do-Pará, do açaí e a do buriti são próximos, afirmando que não é possível identificar a espécie do óleo através da densidade, podendo dizer que esses óleos devem apresentar composição química semelhante.

5.4. ATIVIDADE ANTIOXIDANTE

O uso de antioxidantes na indústria alimentícia não é recente, mas nota-se que há a necessidade de substituir os artificiais pelos naturais. Isso se deve à própria exigência do mercado que evita o consumo de alimentos com constituintes sintéticos (VALENTÃO *et al.*, 2002; AMAROWICZ *et al.*, 2004).

Os compostos antioxidantes encontrados nos alimentos podem ocorrer naturalmente ou ser introduzidos durante o processamento para o consumo (WATERS *et al.*, 1996).

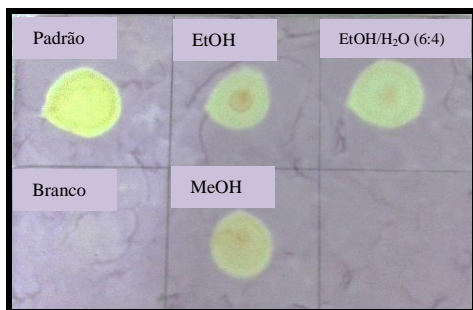
As frutas, verduras e legumes, também contêm agentes antioxidantes, tais como as vitaminas C, E e A, a clorofilina, os flavonóides, carotenóides, curcumina e outros que são capazes de restringir a propagação das reações em cadeia e as lesões induzidas pelos radicais livres (STAVRIC, 1994; FOTSIS *et al.*, 1997; POOL-ZOBEL *et al.*, 1997).

Os antioxidantes presentes nos vegetais mais frequentemente encontrados são os compostos fenólicos, como os flavonoides. As propriedades benéficas desses compostos podem ser atribuídas à sua capacidade de sequestrar os radicais livres (DECKER, 1997).

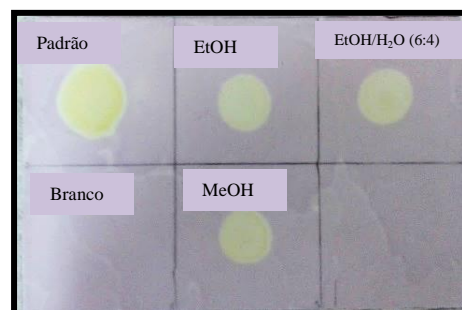
A captura de radicais livres como o DPPH[•] foi realizado com os extratos das cascas do tucumã por serem métodos simples aplicados em laboratórios químicos.

5.4.1. *ANÁLISE QUALITATIVA DAS ATIVIDADES ANTIOXIDANTES FRENTE AO RADICAL DPPH· DOS EXTRATOS DO EPICARPO DO TUCUMÃ*

As análises qualitativas foram realizadas para avaliar os extratos brutos em relação à capacidade de sequestro do radical livre 2,2'-difeníl-1-picrilhidrazila (DPPH) por cromatografia em camada delgada (CCD) utilizando uma solução de DPPH em metanol. De acordo com Yamaguchy (1998), o radical estável DPPH[·] apresenta coloração violeta mas na presença de doadores de hidrogênio, como os antioxidantes, este se reduz mudando sua coloração para amarelo devido ao decréscimo na absorbância. Sendo assim, ao comparar os resultados obtidos através das análises qualitativas do DPPH[·], observa-se que as amostras dos extratos brutos referentes ao tucumã-arara e tucumã-comum apresentaram resultados positivos quando comparados com o padrão quercetina, sendo possível sugerir que as amostras possuem substâncias com atividades antioxidantes (Figura 22).



a) Extrato dos epicarpós do tucumã-arara.



b) Extrato dos epicarpós do tucumã-comum.

Legenda: EtOH: etanol; EtOH/H₂O (6:4): hidroalcoólico; MeOH: metanol.

Figura 22. Teste qualitativo de DPPH com os extratos do epicarpo do tucumã.

5.4.2. ANÁLISE QUANTITATIVA DAS ATIVIDADES ANTIOXIDANTES FRENTE AO RADICAL DPPH DOS EXTRATOS DO EPICARPO DO TUCUMÃ

Os ensaios quantitativos das atividades antioxidantes foram realizados na Faculdade de Ciências Farmacêuticas UFAM para encontrar a concentração necessária dos extratos capaz de inibir em 50% os radicais livres.

Dentre os métodos que determinam a habilidade dos antioxidantes em sequestrar radicais, destacam-se aqueles que envolvem um radical cromóforo, sendo utilizado nesse ensaio o DPPH[•] (1,1-difenil-2-picrilhidrazil) (ARNAO, 2000; HUANG *et al.*, 2005) e o radical ABTS^{•+} que possui uma coloração intensa verde azulado e quando ele é reduzido na presença de antioxidante, este perde sua coloração (THOMAS *et al.*, 2004).

Os resultados das análises quantitativas podem ser observados na tabela 9, no qual os valores médios são apresentados na análise com concentração de 100 µg/mL. Observando a tabela, nota-se uma maior porcentagem de inibição para as amostras hidroalcoólicas (6:4 v/v) do tucumã-arara e do tucumã comum com $78,63 \pm 0,60$ % e $79,36 \pm 0,24$ %, respectivamente, podendo dizer que o local de coleta e a variedade do fruto não apresentaram diferença nos extratos da casca frente ao radical livre DPPH[•]. Os valores percentuais das amostras hidroalcoólicas foram maiores do que o encontrado para o padrão quercetina com porcentagem de $75,52 \pm 0,25$ %. Os extratos metanólicos também apresentaram uma boa porcentagem de inibição nos extratos do tucumã-arara, com $54,77 \pm 1,28$ % e no tucumã-comum, $68,21 \pm 0,96$ %.

Observa-se que os maiores percentuais de fenólicos também estão presentes nos extratos hidroalcoólicos (6:4 v/v) nas amostras TC ($12,95 \pm 0,43$ %) e TA ($11,33 \pm 0,34$ %), seguido dos extratos metanólicos TC e TA com $8,96 \pm 0,28$ % e $7,15 \pm 0,33$ %.

Pode-se concluir que os extratos etanólicos utilizados no extrato de tucumã foram menos eficientes para a realização das análises de varredura frente ao DPPH. Em relação às análises de flavonoides totais, verificou-se que as amostras que apresentaram maiores porcentagens foram o extrato etanólico TA com $3,26 \pm 0,22$ % e o extrato hidroalcoólico (6:4 v/v) TC com $3,07 \pm 0,16$ %.

Ao compararmos os teores de fenólicos com flavonoides, percebeu-se que as amostras que apresentaram as maiores porcentagens de fenólicos apresentaram baixas porcentagens de flavonoides, podendo supor que nas amostras podem estar presentes outras substâncias fenólicas como, por exemplo, os ácidos fenólicos e polifenóis (taninos). Os extratos etanólicos, apesar de apresentarem baixos percentuais de fenólicos, quase que em sua totalidade são formados de substâncias flavonoídicas como, a amostra TA_{EtOH} , que apresenta 4,3 % de fenólicos e 3,26 % de flavonoides.

Foi possível comparar os valores de fenólicos dos frutos de tucumã com o fruto de bacuri (*Platonia insignis* Mart.), fruto encontrado na região Amazônica. De acordo com SOUSA *et al.* (2007), foram realizados ensaios de fenólicos totais da polpa e cascas do fruto em solventes aquosos, etanólicos, acetato de etila e em acetona. O melhor resultado encontrado foi na casca do fruto utilizando como solvente o AcOEt, apresentando valor de 178,23 mg EAG/g, seguido do extrato em acetona da polpa (157,47 mg EAG/g) e no extrato etanólico da casca (149,40 mg EAG/g).

Os valores apresentados pelo fruto de bacuri foram próximos aos do encontrado pelos frutos de tucumã, sendo que o valor mais próximo foi entre a extrato etanólico da casca de bacuri (149,40 mg EAG/ g) com o extrato hidroalcoólico (6:4 % v/v) do tucumã-comum (147,50 mg EAG/ g). Os extratos etanólicos dos tucumãs foram os que apresentaram a menor quantidade de fenólicos totais, com 31,57 mg EAG/ g para o TA_{EtOH} e 27,51 mg EAG/ g para o TC_{EtOH} .

Amostra	DPPH (% de inibição)	Flavonóides (%)	Fenólicos (%)	Fenólicos (mg EAG/g)
TA_{EtOH}	21,04 ± 1,93	3,26 ± 0,22	4,30 ± 0,26	31,57 ± 0,01
TA_{EtOH/H₂O (6:4)}	78,63 ± 0,60	2,54 ± 0,04	11,33 ± 0,34	125,73 ± 0,01
TA_{MeOH}	54,78 ± 1,23	2,59 ± 0,22	7,15 ± 0,33	69,72 ± 0,01
TC_{EtOH}	15,04 ± 1,10	2,64 ± 0,23	3,99 ± 0,04	27,51 ± 0,01
TC_{EtOH/H₂O (6:4)}	79,36 ± 0,24	3,07 ± 0,16	12,95 ± 0,43	147,50 ± 0,01
TC_{MeOH}	68,21 ± 0,96	3,01 ± 0,22	8,96 ± 0,28	94,07 ± 0,01

Legenda: EtOH: etanol; EtOH/H₂O (6:4): hidroalcoólico; MeOH: metanol.

Tabela 9. Porcentagem de inibição dos extratos do tucumã-arara e tucumã-comum frente ao radical livre DPPH., flavonoides e fenólicos totais.

5.4.3. CONCENTRAÇÃO INIBITÓRIA (CI₅₀) DOS EXTRATOS BRUTOS

A partir dos resultados encontrados na concentração de 100 µg/mL, por meio da varredura frente ao método colorimétrico do DPPH, foram realizadas as diluições apenas nos extratos hidroalcoólicos e metanólicos, que apresentaram melhores percentuais de inibição para verificar o valor do CI₅₀.

De acordo com o observado na tabela 10, a concentração inibitória mínima variou entre 57,24 ± 0,31 µg/mL e 105 ± 0,90 µg/mL, sendo o melhor resultado encontrado nas amostras hidroalcoólicas (6:4) TC e TA com concentrações de 57,24 ± 0,31 µg/mL e 59,11 ± 0,51 µg/mL, respectivamente.

Foi possível comparar os valores dos CI₅₀ dos frutos do tucumã com os frutos caraguatá (*Bromelia balansae* Mez) e tarumã (*Vitex cymosa* Bert.). Esses frutos além de serem consumidos pela população na forma *in natura* são consumidos na forma de doces, geleias e xaropes (SILVA *et al.*, 2001 e LORENZI, 2002). Estudos realizados por Tavares *et al.*, (2010), com os extratos aquosos e etanólicos das cascas desses frutos, mostraram valores do CI₅₀ para os extratos das cascas dos frutos do caraguatá de 17,61 ± 1,41 µg/mL para o

extrato aquoso e $12,49 \pm 0,69 \mu\text{g/mL}$ para o extrato etanólico. Para os frutos do tarumã observou-se valores de $2,66 \pm 0,35 \mu\text{g/mL}$ para o extrato aquoso e $11,32 \pm 0,28 \mu\text{g/mL}$ para o extrato etanólico. Os valores de CI_{50} apresentados por esses frutos foram valores melhores do que os encontrados para o fruto de tucumã nos extratos hidroalcoólicos (6:4) que apresentaram valores de $59,11 \pm 0,51 \mu\text{g/mL}$, para as amostras do TA; $57,24 \pm 0,31 \mu\text{g/mL}$, para as amostras TC.

O trabalho apresentado por Barreiros e Barreiros (2011), das atividades antioxidantes dos extratos hidroalcoólicos das polpas de três frutos amazônicos, abiu, biribá e cubiu através do método do sequestro do radical DPPH apresentaram valores de CI_{50} bem superiores aos do encontrado pelo tucumã. O cubiu apresentou CI_{50} de $9900 \mu\text{g/mL}$, o abiu com $1393 \mu\text{g/mL}$ e o beribá com $8027,5 \mu\text{g/mL}$. Pode-se concluir que os valores da casca de tucumã apresentaram resultados melhores e mais eficientes do que o da polpa dos três frutos analisados.

Tabela 10. Avaliação da atividade antioxidante quantitativa dos extratos alcoólicos de *Astrocaryum aculeatum* frente o radical livre DPPH.

Amostras	DPPH ($\mu\text{g/mL}$)
TA EtOH/H ₂ O (6:4)	$59,11 \pm 0,51$
TA MeOH	$105,46 \pm 0,90$
TC EtOH/H ₂ O (6:4)	$57,24 \pm 0,31$
TC MeOH	$67,75 \pm 1,83$

Legenda: EtOH: etanol; EtOH/H₂O (6:4): hidroalcoólico; MeOH: metanol.

Na figura 23 pode-se observar a curva correspondente à varredura de radicais livres pelo método do DPPH para a extração em maceração utilizando como solvente de extração o hidroalcoólico 60%.

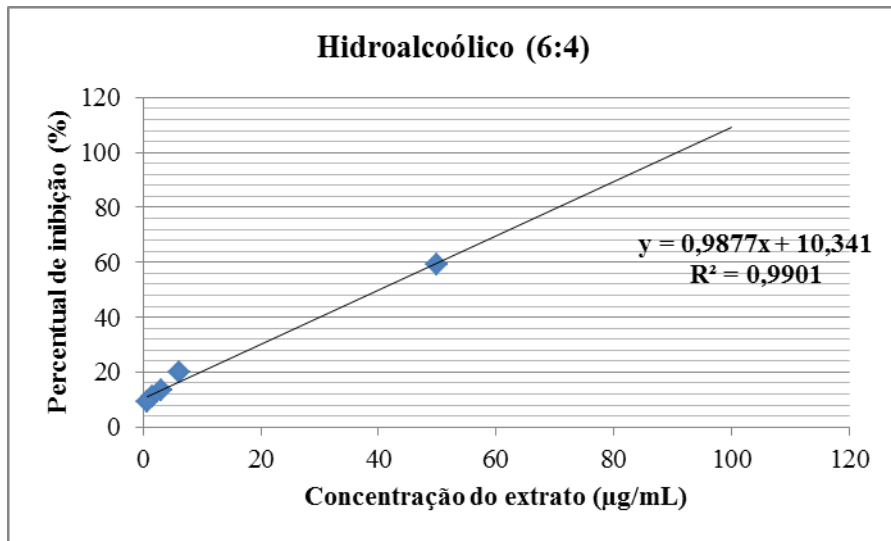


Figura 23. Curva correspondente a varredura de radicais livres pelo método do DPPH• para extração em soxhlet dos epicarpós dos frutos de tucumã.

Foram realizadas também as análises quantitativas pelo método de ABTS^{•+} para as amostras que apresentaram atividade frente ao radical. As amostras que apresentaram atividade foram as hidroalcoólicas (6:4) TC ($54,08 \pm 3,50 \mu\text{g/mL}$), TA ($36,69 \pm 0,72 \mu\text{g/mL}$) e as metanólicas TC ($43,37 \pm 1,11 \mu\text{g/mL}$) e TA ($80,40 \pm 3,15 \mu\text{g/mL}$). Pode-se perceber que as mesmas amostras foram as que apresentaram atividade frente ao radical livre DPPH•. Os extratos que apresentaram melhores valores de CI_{50} foram os hidroalcoólicos, TC e TA.

5.5. ATIVIDADE ANTIMICROBIANA

O estudo de agentes antimicrobianos tem grande abrangência, sendo utilizado em vários setores do campo farmacêutico e cosmético. Com isso, esse estudo é utilizado como o primeiro *screening* na descoberta da atividade farmacológica de novos agentes, sendo de extrema importância, principalmente em um país como o Brasil que oferece uma imensa

biodiversidade. Essas pesquisas contribuem significativamente no desenvolvimento do campo da saúde em nível mundial, no qual se podem encontrar substâncias mais eficazes e menos tóxicas na corrida contra a resistência e o surgimento de micro-organismos patogênicos (MENG *et al.*, 2000; HO *et al.*, 2001; MICHELIN *et al.*, 2005; LEITÃO *et al.*, 2006; LIMA *et al.*, 2006; BARBOSA-FILHO *et al.*, 2007; SAÚDE-GUIMARÃES & FARIA, 2007).

Grandes quantidades de resíduos ricos em compostos bioativos são geradas através do processamento de frutas no qual são reconhecidos pelas suas propriedades promotoras de saúde e aplicações tecnológicas, como antioxidantes e antimicrobianas, representando, portanto, potenciais fontes naturais dessas substâncias (JORGE & MALACRIDA, 2008), superando muitas vezes o teor nas porções comestíveis das frutas (SOONG & BARLOW, 2004; SHUI & LEONG, 2006).

Os extratos dos tucumãs arara e comum obtidos nesse estudo não produziram inibição bacteriana em nenhum dos micro-organismos testados, apresentados na metodologia.

Estudos realizados por Carvalho (2011) com o fruto de buriti (*Mauritia flexuosa* L.f.) pertencente à mesma família do tucumã (Arecaceae) mostram que os óleos puros da polpa extraídos de três diferentes maneiras (artesanal, prensagem e pelo solvente hexano) também não apresentaram halo de inibição para os micro-organismos testados (*Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Klebsiella pneumoniae* e *Candida albicans*). Quando as amostras foram diluídas (20 µl/mL), estas apresentaram zona de inibição frente ao microrganismo *Pseudomonas aeruginosa*, no qual o halo de inibição foi de 11 mm nas amostras extraídas artesanalmente e ± 12 mm nas amostras realizadas por prensagem e solvente orgânico (hexano). Carvalho (2011) acredita que esse resultado positivo deve-se pelo uso do agente emulsificante, Tween 80, a uma concentração de 5%, que facilitou a dispersão das mesmas no meio ágar.

Estudos realizados por Jobin *et al.* (2013) com o extrato etanólico da polpa e casca do

fruto de tucumã (*Astrocaryum aculeatum*) demonstraram resultados positivos para quatro micro-organismos testados dentre os quais são: *E. faecalis* (ATCC 29212), *B. cereus* (ATCC 9634), *L. monocytogenes* (ATCC 7644) e *C. albicans* (ATCC 90028). Neste trabalho foram realizados os ensaios para as mesmas espécies, no entanto em cepas diferentes.

De acordo com a literatura, foram testados extratos da polpa, casca e semente de duas espécies de pupunha (*B. gasipaes* e *B. dahlgreniana*) e semente do açaí (*E. oleraceae*) frente a dois micro-organismos, *Staphylococcus aureus* (Gram-positivo) e *Pseudomonas Aeruginosa* (Gram-negativo). Foi possível verificar efeito inibitório nos óleos das sementes de açaí e nas cascas das duas variedades de pupunha apenas para o microrganismo *Staphylococcus aureus* (MELHORANÇA FILHO & PEREIRA, 2012).

Vale ressaltar, que de acordo com Lubian (2010), o comportamento diferenciado obtido entre cepas da mesma espécie poderia ser justificado pela existência da variabilidade genética entre diferentes linhagens, o que pode alterar a susceptibilidade a antimicrobianos o que poderia justificar o fato dos resultados apresentados entre o presente trabalho e o realizado por Jobin *et al.* (2013) terem sido diferentes. Outro fator que também pode ser levado em consideração são os constituintes presentes nas amostras que deverão ser comparados para tentar verificar o porquê da diferença dos resultados apresentados.

De acordo com Gobbo-Neto e Lopes (2007) vários são os fatores que influenciam na composição química da planta, já que o clima, o solo, época e métodos de plantio, adubação, dentre outros, podem influenciar nos metabolismos secundários das plantas, podendo causar mudança na atividade antimicrobiana.

5.6. ESPECTROMETRIA DE MASSAS (EM)

A espectrometria de massas (EM) é uma técnica analítica utilizada para a identificação da composição química de compostos isolados ou de compostos presentes em misturas complexas através de suas massas iônicas, podendo ter carga elétrica, positiva ou negativa, baseado na sua movimentação através de um campo elétrico ou magnético. O espectrômetro de massas determina a massa da molécula medindo sua razão massa/carga (m/z) (VAN BRAMER, 1997).

As fontes ionizadoras utilizadas no presente trabalho foram: Ionização por Electrospray (ESI) e Ionização Química à Pressão Atmosférica (APCI).

5.6.1. ANÁLISES DOS EXTRATOS BRUTOS DO EPICARPO DO TUCUMÃ POR EM NO MODO POSITIVO DE IONIZAÇÃO

Os extratos brutos dos epicarpes do tucumã-arara e tucumã-comum foram avaliados por EM com o objetivo de analisar o perfil da composição química dos extratos produzidos por cada solvente analisado na extração.

Os espectros de massas foram obtidos nas mesmas condições de análises para todos os extratos, no modo positivo de ionização $[M + H]^+$ tanto por ESI quanto APCI.

Nas figuras 24 e 25 são apresentados os espectros de massas das extrações do epicarpo do tucumã-arara e tucumã-comum por ESI conforme o solvente utilizado.

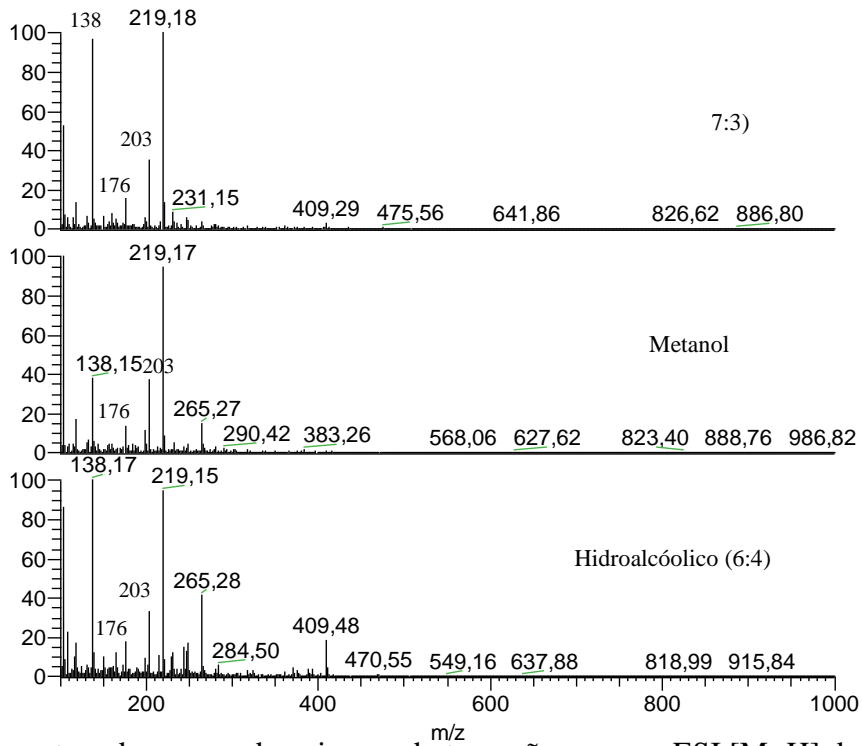


Figura 24. Espectros de massas do epicarpo do tucumã-arara por ESI [M+H] de acordo com o solvente utilizado.

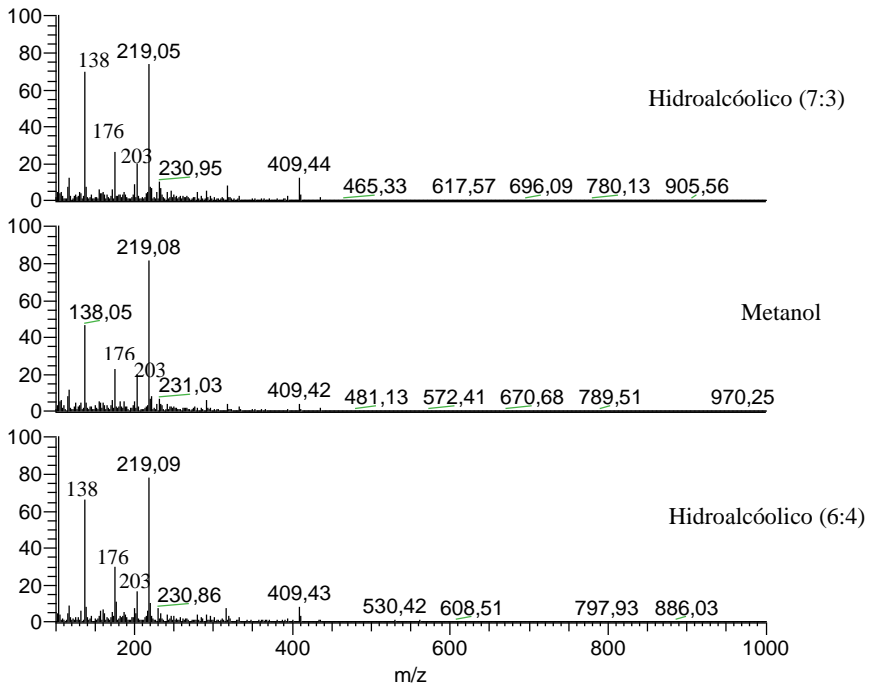


Figura 25. Espectros de massas do epicarpo do tucumã-comum por ESI [M+H] de acordo com o solvente utilizado.

Ao comparar os espectros de massas por ESI, observa-se que o solvente utilizado na extração não interferiu na composição química dos extratos do epicarpo assim como as variedades do tucumã-arara e tucumã-comum, pois os constituintes majoritários foram os mesmos em todos os extratos.

Os picos majoritários encontrados nos extratos brutos do epicarpo foram os m/z 138, 176, 203, 219.

De acordo com Amorim *et al.* (2009), o íon m/z 138 foi identificado como o alcaloide trigonelina protonada e seu aduto de potássio com m/z 176, sendo que a massa dos dois íons estão presentes nos espectros de massa do epicarpo do tucumã. Para a confirmação da substância presente no extrato, foi realizada a fragmentação do íon m/z 138.

O espectro da fragmentação apresentado por Chen *et al.* (2014) apresentaram os seguintes íons: m/z 138, 110, 94, 92, 78, os mesmos apresentados no espectro abaixo (Figura 26), obtido a partir da fragmentação dos extratos de tucumã. Sendo assim, sugere-se que essa substância se trata do alcaloide piridínico trigonelina.

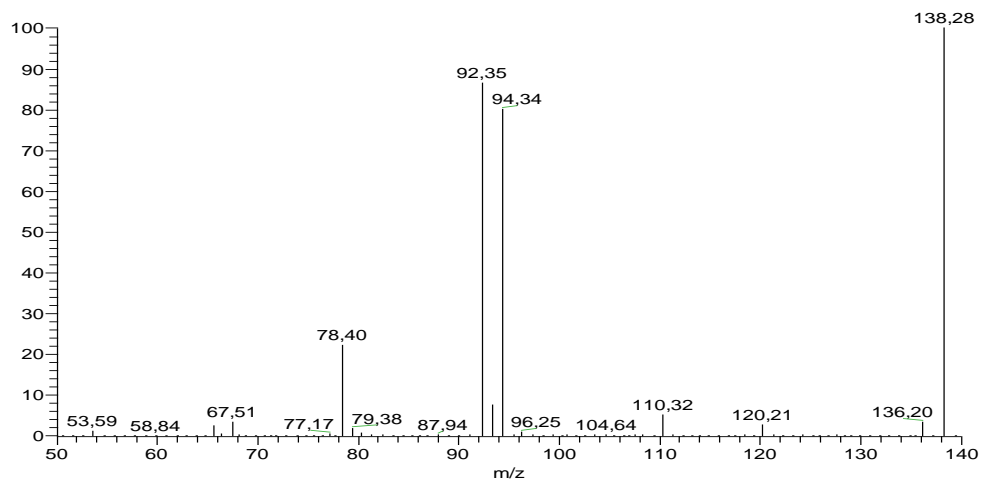
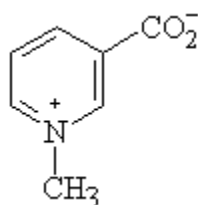


Figura 26. ESI-MS/MS do íon de m/z 138 $[M+H]^+$.

A trigonelina é um alcalóide n-metil bataína, importante para o sabor ácido, foram reportados vários efeitos, dentre eles, hipoglicêmico, hipocolesterolêmico, antitumoral, anti-enxaqueca, antisséptico (DUKE, 2001).



O íon majoritário de m/z 219, de acordo com a literatura, pode ser identificado como aduto de glicose e potássio [glicose + K]⁺ (AMORIM *et al.*, 2009). Estudos realizados por Araújo (2005), demonstram que a m/z 203 pode ser identificada também como aduto de glicose e sódio [glicose + Na]⁺, sendo estes presentes em todos os espectros de massas.

Nas figuras 27 e 28, podem ser observados os espectros de massas por APCI dos frutos do tucumã-arara e tucumã-comum.

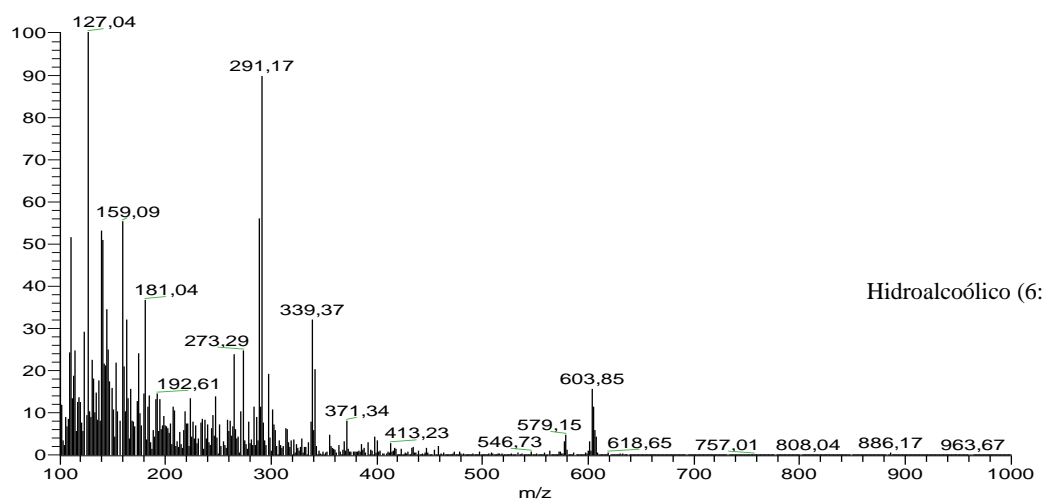
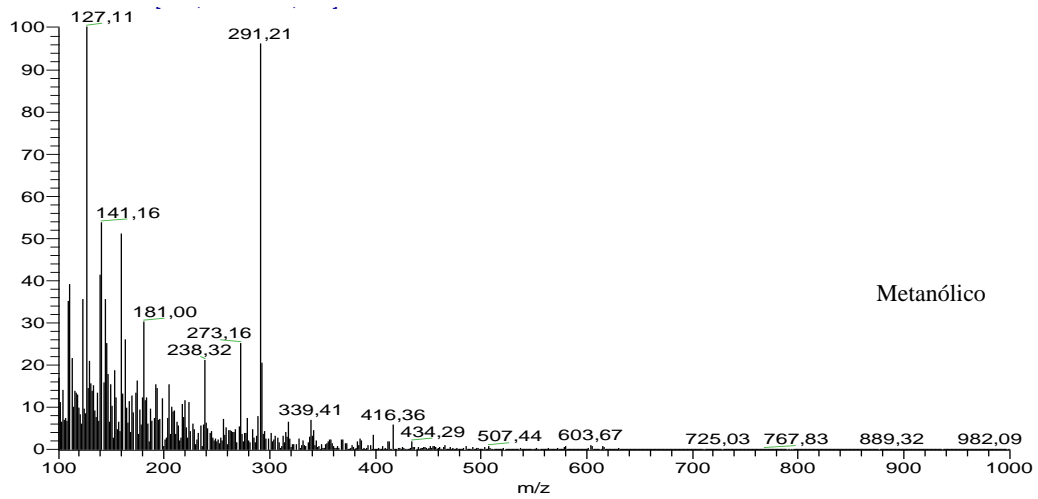
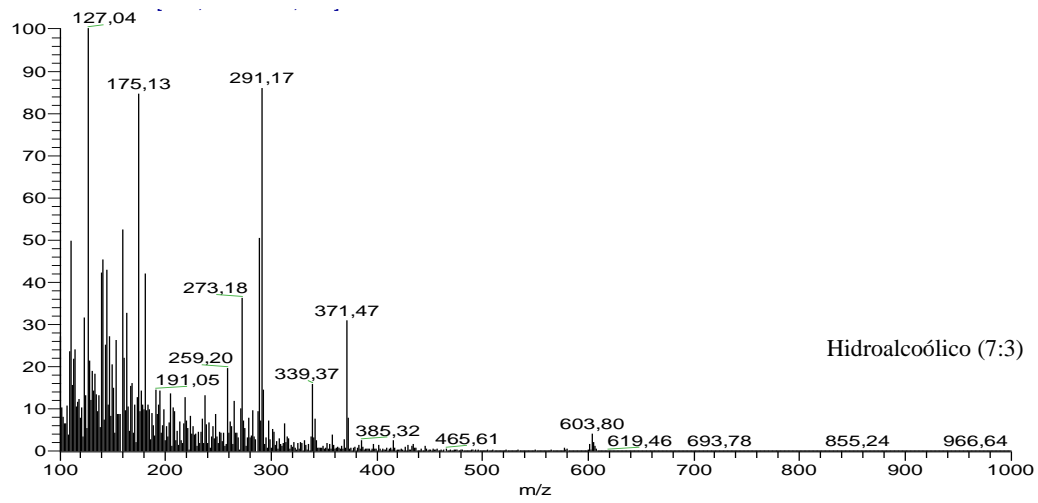


Figura 27. Espectros de massas do epicarpo do tucumã-arara por APCI [M+H] de acordo com o solvente utilizado.

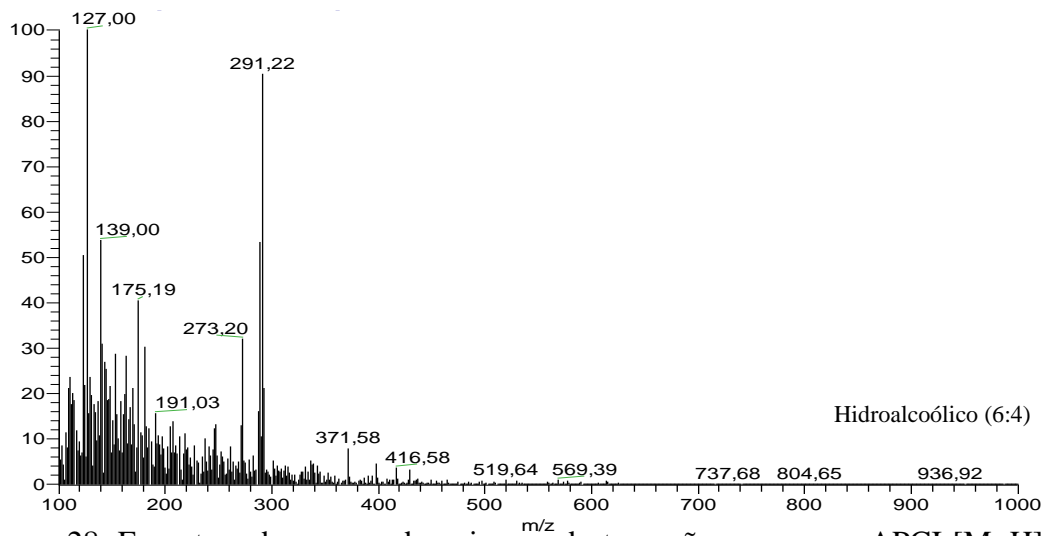
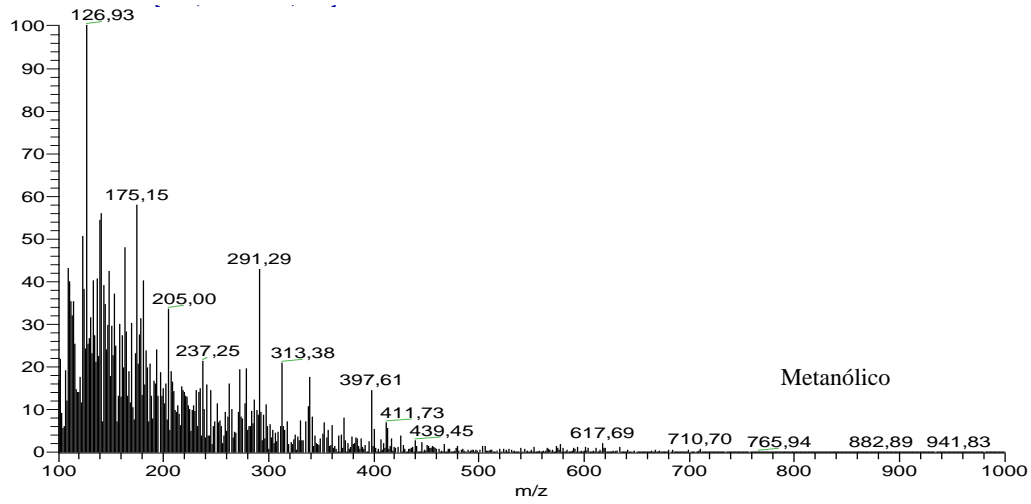
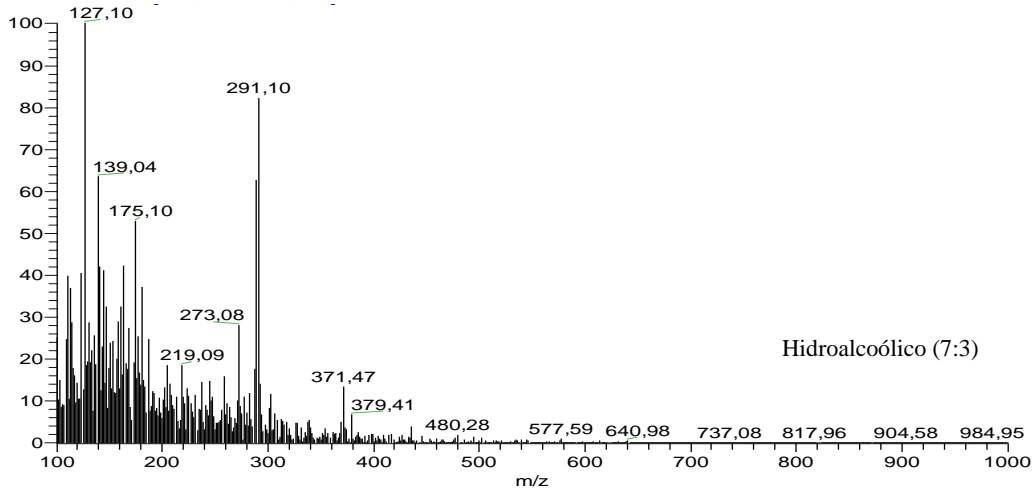


Figura 28. Espectros de massas do epicarpo do tucumã-comum por APCI [M+H] de acordo com o solvente utilizado.

Os espectros de massas analisados por APCI apresentaram uma pequena diferença tanto entre os solventes utilizados nas extrações dos tucumãs quanto nas variedades estudadas.

Os íons de m/z 127, 181, 273, 291 estão presentes em todos os espectros, independente do solvente e das variedades, o que diferencia, é a concentração da substância presente nas amostras. Sendo o pico m/z 127 e 291 majoritários em todos os espectros.

O pico m/z 175 está presente em todos os espectros de massas do tucumã-comum e apenas no extrato hidroalcoólico (7:3) do tucumã-arara, sendo um dos majoritários. Já o pico m/z 339 está presente somente nas amostras do tucumã-arara e o pico m/z 371 está presente apenas nos extratos hidroalcoólicos de ambas as variedades. O íon de m/z 603 está presente nas amostras hidroalcoólicas e metanólicas do tucumã-arara.

Sugere-se que o íon m/z 127, que é o composto majoritário presente em todos os extratos, seja derivado do íon m/z 200, que é o 5-dietoximetil-2-furanometanol, pois de acordo com a literatura, as fragmentações desse pico resultam nos íons m/z 127, 109 e 81, ambos presentes nas fragmentações da amostra.

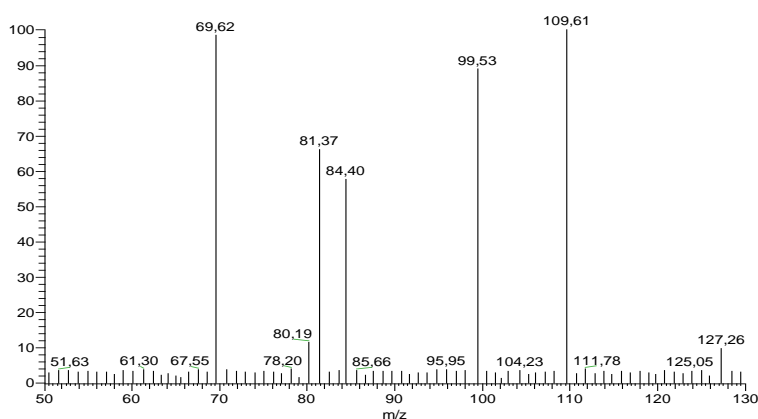


Figura 29. ESI-MS/MS do íon m/z 127.

Na figura abaixo segue a proposta de fragmentação realizada por Hu e Li (2011), no qual é possível verificar semelhanças entre as fragmentações apresentadas.

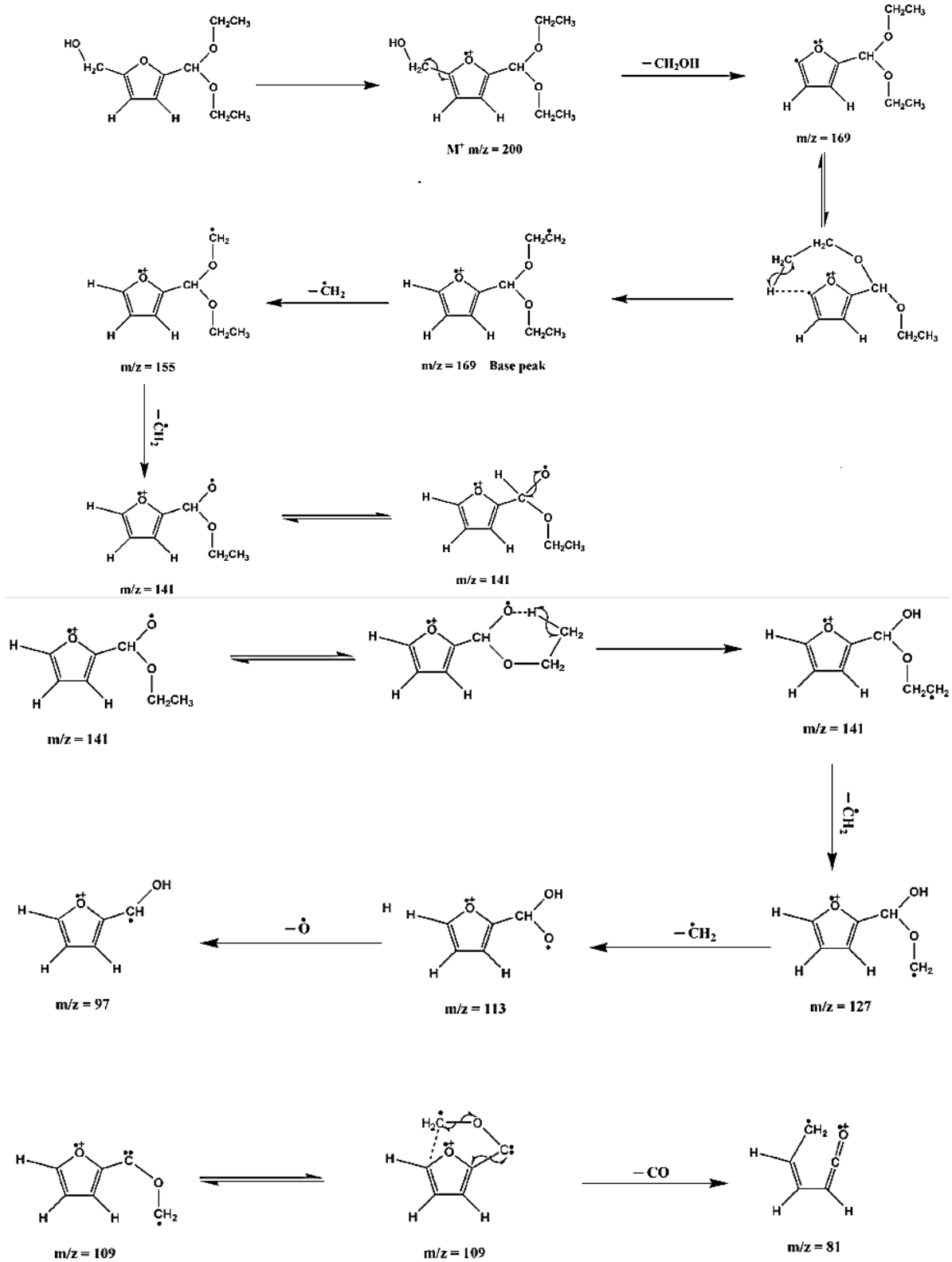


Figura 30. Proposta de fragmentação do íon de m/z 200.

O segundo íon majoritário presente na amostra é o de m/z 291, que de acordo com a literatura, é referente à catequina devido às fragmentações propostas, no qual apresentam m/z 147, 139 e 123, corroborando com o trabalho apresentado por Correia (2005).

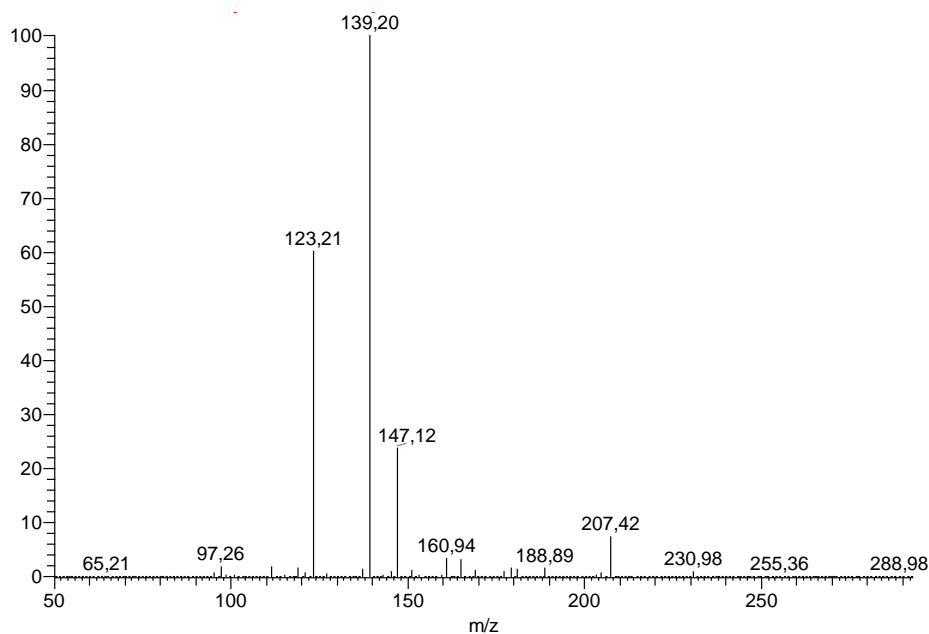


Figura 31. ESI-MS/MS do íon m/z 289.

De acordo com Hemingway e Karchesy (1989), o íon referente a m/z 139, que é o mais estável, é resultado da quebra do anel C por *retro* Diels-Alder (RDA).

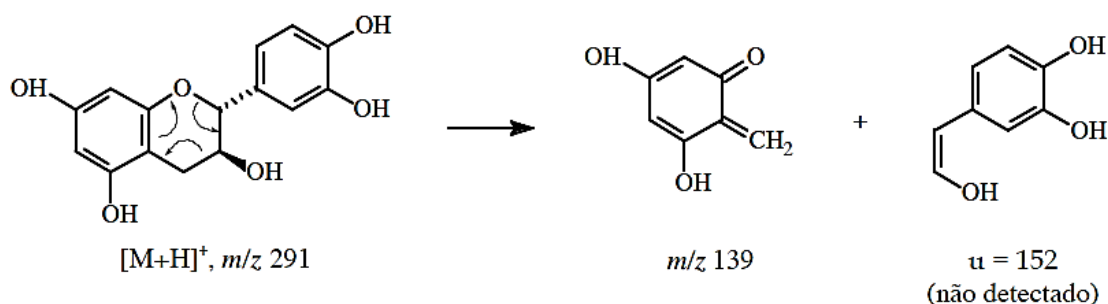


Figura 32. Fissão *retro* Diels-Alder (RDA) da catequina.

O íon m/z 123, que também é detectado na fragmentação do íon m/z 291, resulta da clivagem do anel C, mas através de um mecanismo diferente do apresentado anteriormente.

Neste caso, a clivagem ocorre entre O-C2 e C2-C3, dando origem a um íon estável, como pode ser visto na figura.

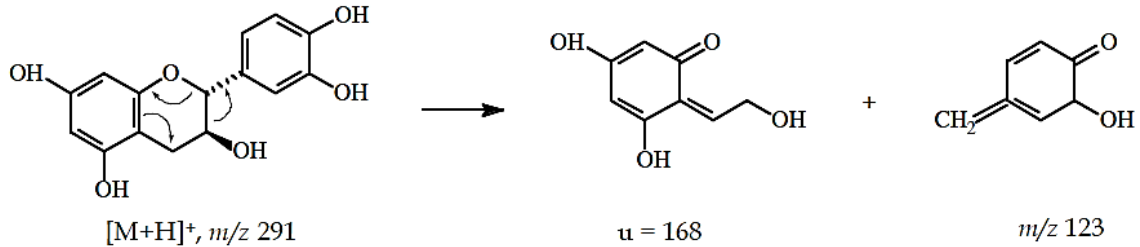


Figura 33. Clivagem do anel heterocíclico (C) da catequina entre as posições O-C2 e C3

Sugere-se que pico de $m/z\ 273$, apresentado no full-scan das amostras seja resultante da perda de uma molécula de água, em C_3 .

A catequina pertencente à classe dos polifenóis é um composto incolor, hidrossolúvel e que contribuem para o amargor e a adstringência dos vegetais, além de possuir benefícios a saúde, como redução na incidência de certos tipos de câncer, redução do colesterol sérico e estimulação do sistema imunológico (ARAÚJO, 2008; COZZOLINO, 2009).

Com a identificação da catequina, confirma-se o dado realizado por flavonoides totais, no qual apresentaram valores positivos para essa classe.

5.6.2. ANÁLISES DOS EXTRATOS BRUTOS DO EPICARPO DO TUCUMÃ POR EM O MODO NEGATIVO DE IONIZAÇÃO

Foram realizadas também as análises dos extratos brutos hidroalcoólicos (6:4) e metanólicos do tucumã-comum e tucumã-arara por espectrometria de massas no modo negativo de ionização $[M-H]^-$ por ESI.

Nas figuras 34 e 35 são apresentados os espectros de massas do tucumã-comum de acordo com o solvente utilizado na extração.

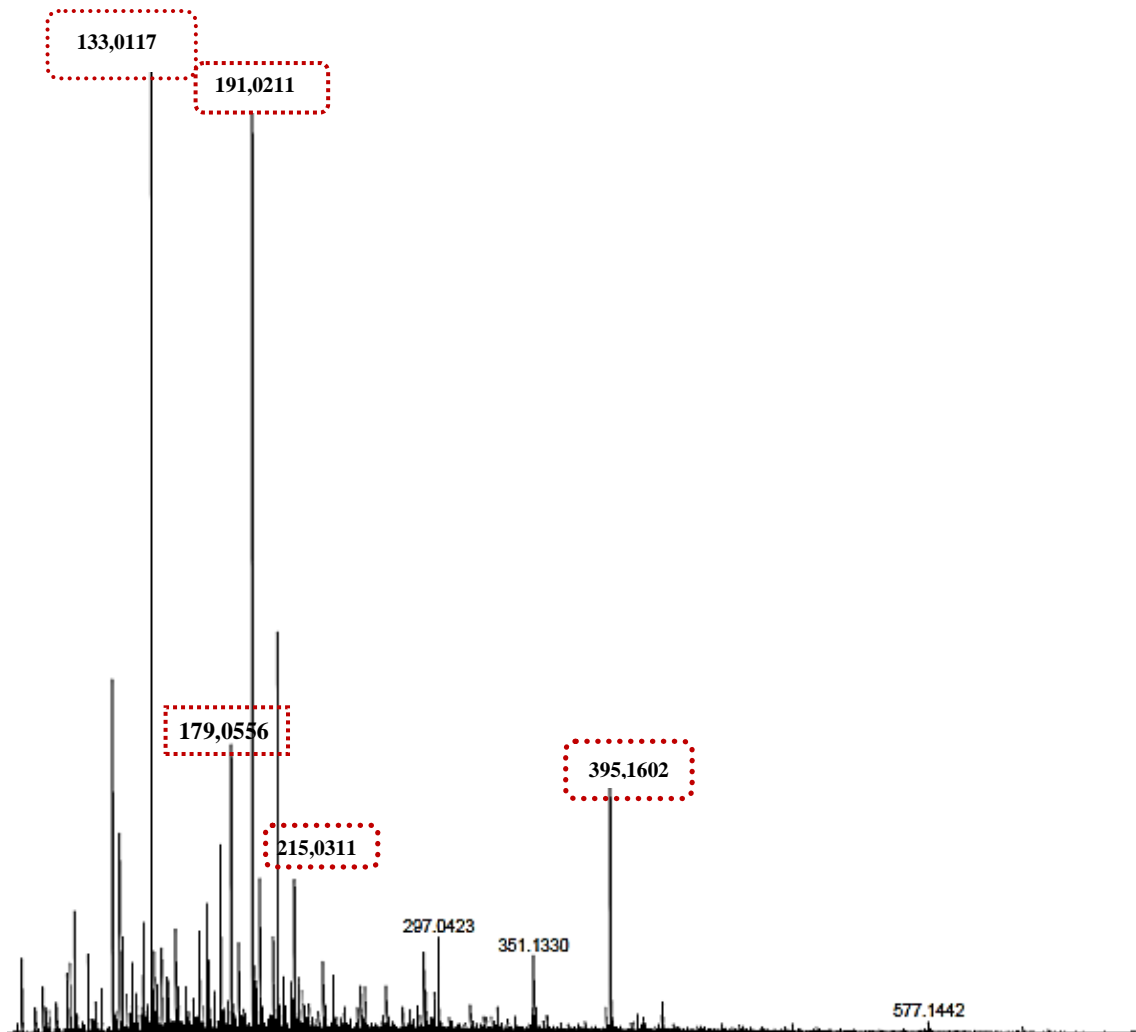
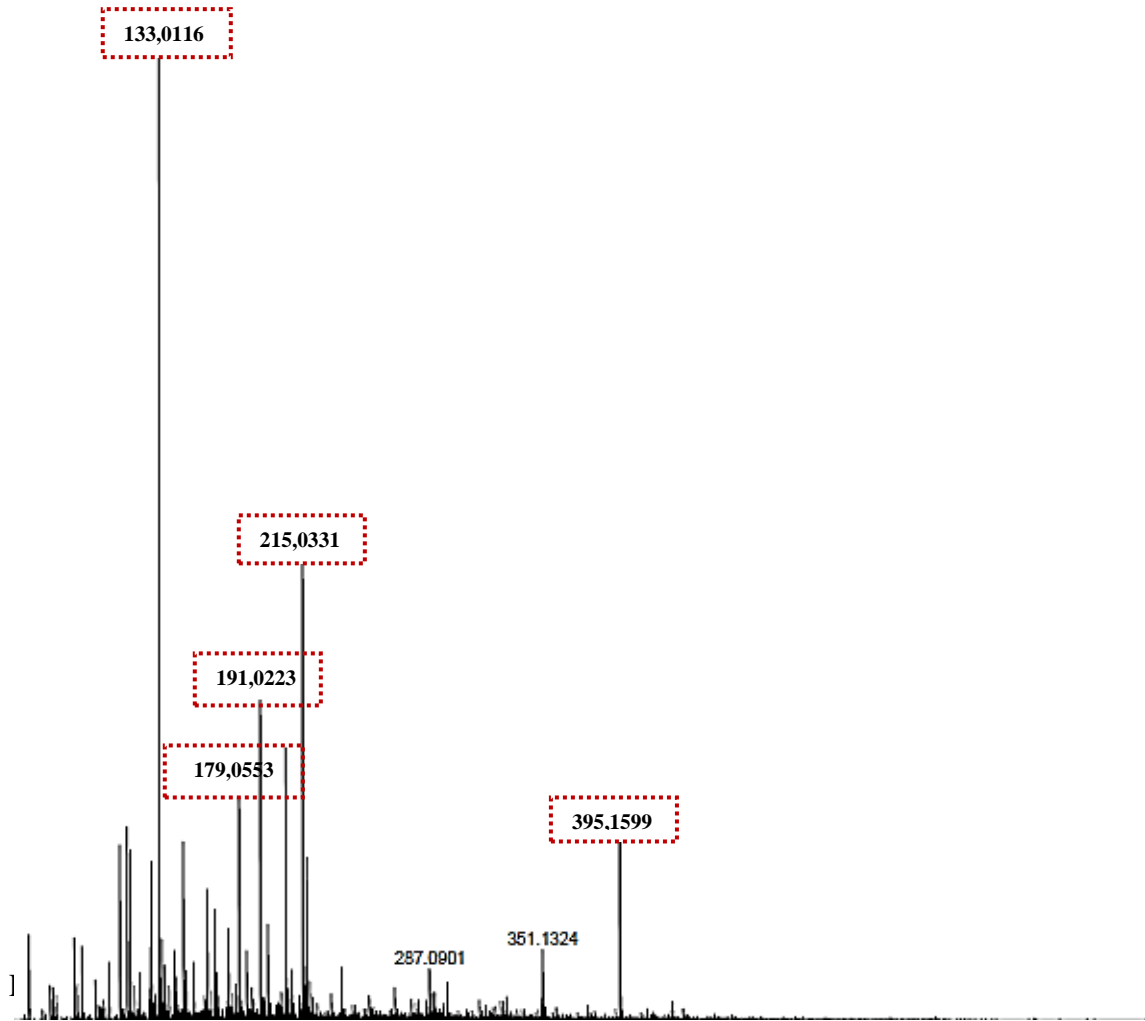


Figura 34. Espectro de massa [M-H]- do extrato bruto hidroalcoólico (6:4) do tucumã-comum.



Analisando as figuras 34 e 35, pode-se observar que os espectros de massas dos extratos brutos hidroalcoólico e metanólico do tucumã-comum são semelhantes. O íon majoritário em ambos os espectros é o de m/z 133. Nota-se que no extrato bruto hidroalcoólico o segundo íon majoritário é o m/z 191 e no extrato bruto metanólico é o de m/z 215.

Observou-se que apenas as intensidades dos íons foram diferentes entre os espectros do tucumã-comum referentes ao solvente utilizado na extração.

Nas figuras 36 e 37, serão apresentados os espectros de massas do extrato bruto do tucumã-arara de acordo com o solvente utilizado na extração.

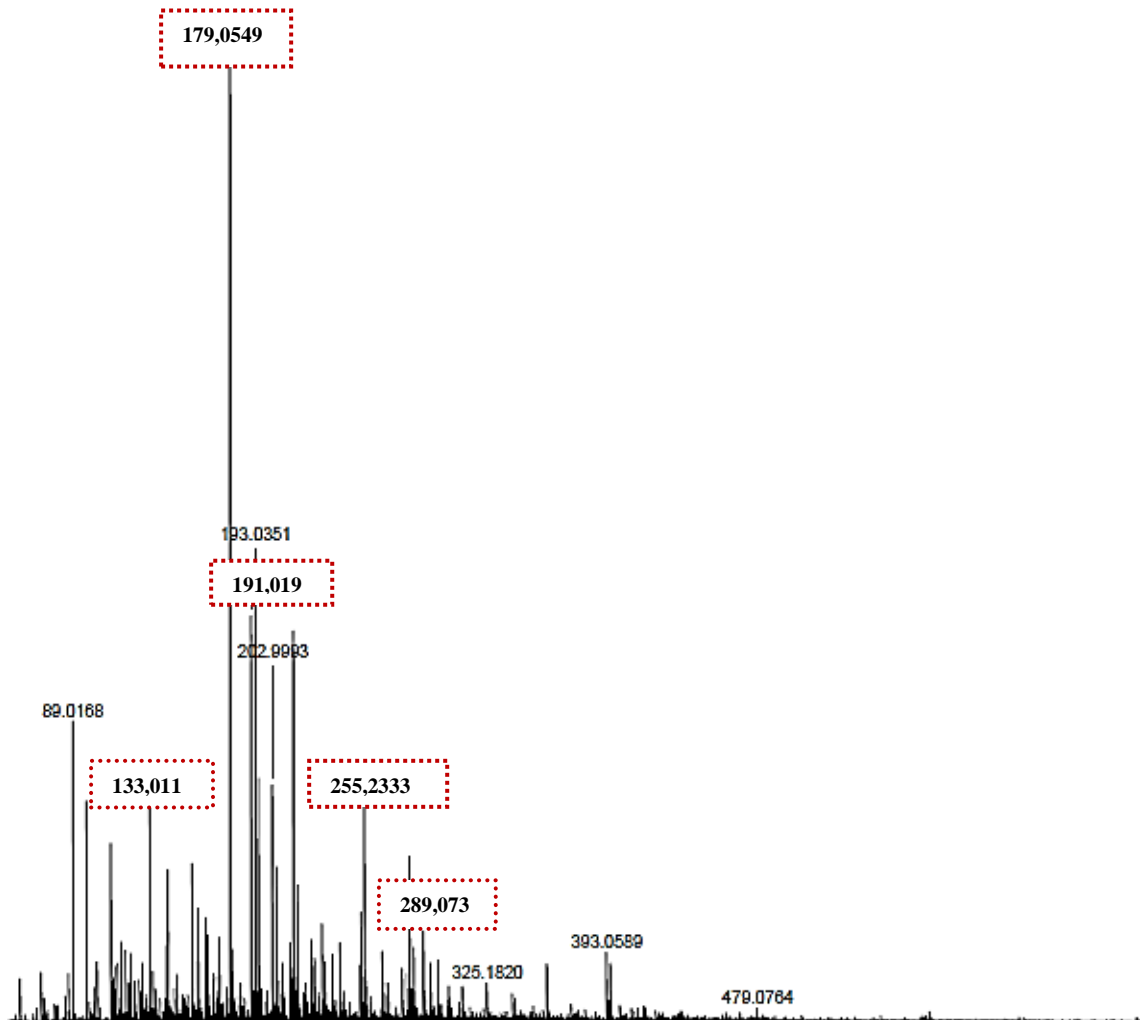


Figura 36. Espectro de massa [M-H]⁻ do extrato bruto hidroalcoólico (6:4) do tucumã-arara.

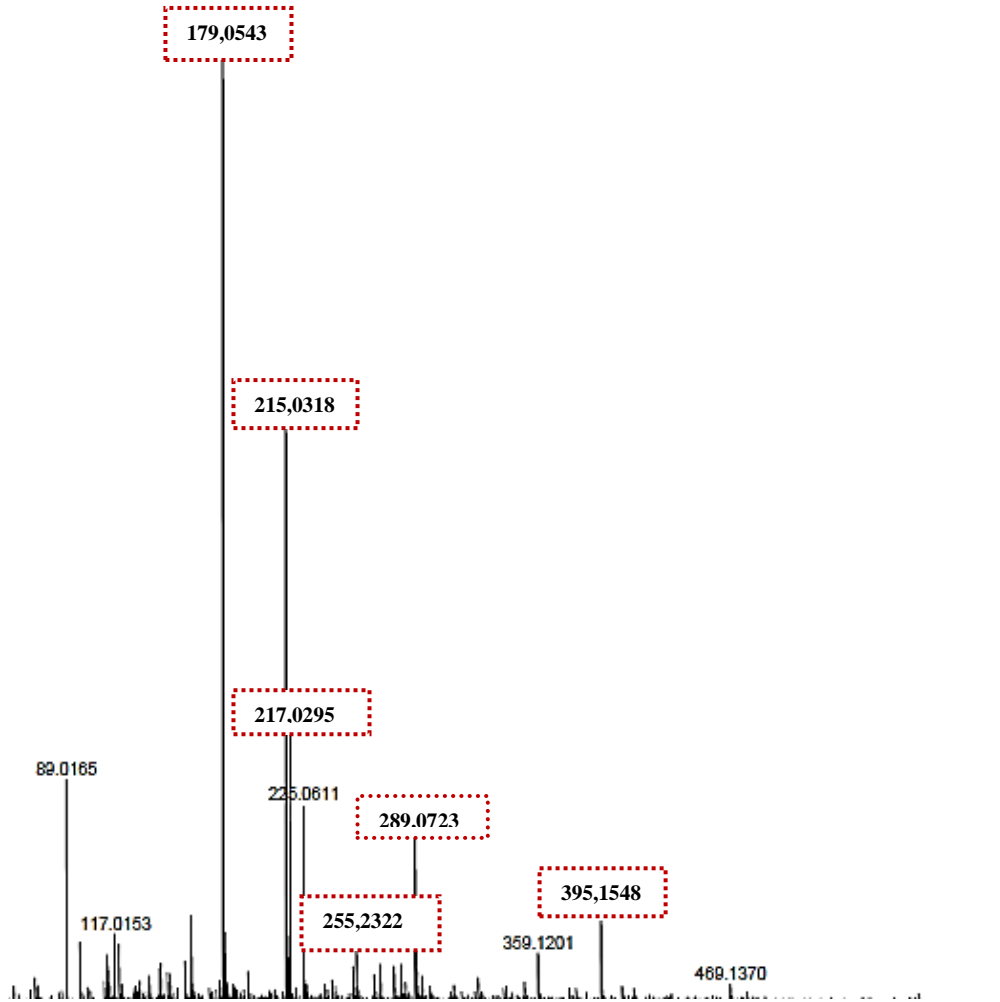


Figura 37. Espectro de massa [M-H]- do extrato bruto metanólico do tucumã-arara.

Ao comparar os espectros de massas do tucumã-arara, observa-se que houve uma pequena diferença nos íons apresentados. O íon majoritário é o mesmo presente no extrato bruto hidroalcoólico e metanólico, sendo o de m/z 179.

Analisado os EM do tucumã-comum (Figura 34 e 35) com o tucumã-arara (Figura 36 e 37), pode-se observar que estes apresentaram apenas diferença nas intensidades dos íons.

O íon m/z 133, presente nos espectros de massas dos extratos hidroalcoólicos do tucumã arara e comum e no extrato metanólico do tucumã-comum de acordo com Thiebaud *et*

al. (2013), é um fragmento referente ao íon m/z 161 que é a substância 3-hidroxicumarina. Segundo o autor, o espectro de massa da substância mostrou um grande fragmento com a m/z 133, igual ao que pode ser visto nas figuras 34 e 35, nos espectros de massa do tucumã-comum.

Apesar do íon m/z 161 não estar identificado no espectro de massas, o mesmo encontra-se no relatório do espectro de massas onde estão todos os íons presentes no extrato.

As cumarinas fazem parte do grupo de compostos fenólicos naturais encontrados em uma variedade de plantas (KANEKO *et al.*, 2003). Algumas cumarinas possuem atividades antiviral, antibacteriana (SIDDIQUI *et al.*, 2007) e anti-inflamatórias (FYLAKTAKIDOU *et al.*, 2004; BUCOLO *et al.*, 2008).

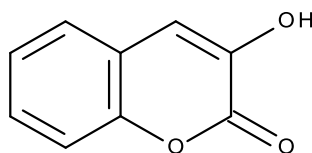


Figura 38. Estrutura da 3-hidroxicumarina.

Os íons m/z 191 e 179, presentes em todos os espectros de massas, podem ser referentes ao ácido quínico e caféico. Os ácidos hidroxicinâmicos são mais comuns do que os ácidos hidroxibenzóicos, podendo ser encontrados livres ou esterificados nos alimentos. O ácido cafeico e o ácido quínico se combinam para formar o ácido clorogênico, sendo encontrado em muitos tipos de frutas e em altas concentrações no café (MANACH *et al.*, 2004).

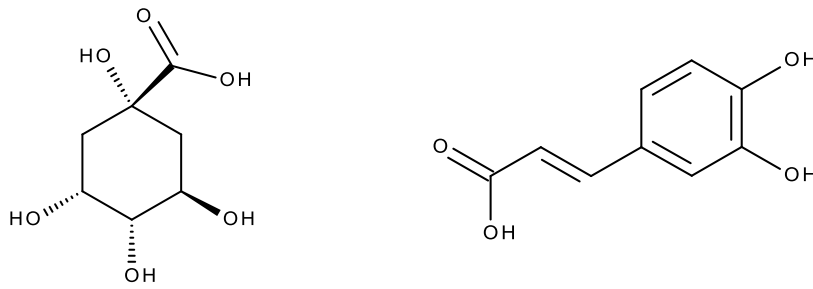


Figura 39. Estruturas dos ácidos quínico e caféico.

De acordo com Al-Rawahi *et al.* (2014), os íons referente a m/z 215 e 217 são identificados como derivados do ácido caféico, e o íon de m/z 395 é um derivado do ácido gálico, encontrados também em cascas do fruto de romã, sugerindo que sejam essas substâncias identificadas nos espectros.

O íon m/z 255, presente em maior quantidade nos espectros de massas dos tucumãs-arara, pode ser identificado como ácido palmítico (C16:0).

O íon de m/z 289 está presente em todos os espectros de massa, sendo em maior concentração nos extratos hidroalcoólicos e metanólicos do tucumã-arara, pode ser identificado como a catequina, sendo que essa substância já havia sendo identificada também no modo positivo de ionização.

5.6.3. ANÁLISES DAS PARTIÇÕES *AcOEt* DOS EXTRATOS BRUTOS DO ENDOCARPO DOS TUCUMÃS POR EM NO MODO NEGATIVO DE IONIZAÇÃO

Foram realizadas as análises no espectro de massas no modo negativo de ionização $[M-H]^-$ por ESI nas partições realizadas com os extratos metanólicos dos endocarpos dos tucumãs arara e comum, com o objetivo de se obter um perfil químico.

Nas figuras 40 e 41 são apresentados os espectros de massas das extrações do endocarpo dos tucumãs comum e arara por ESI, respectivamente.

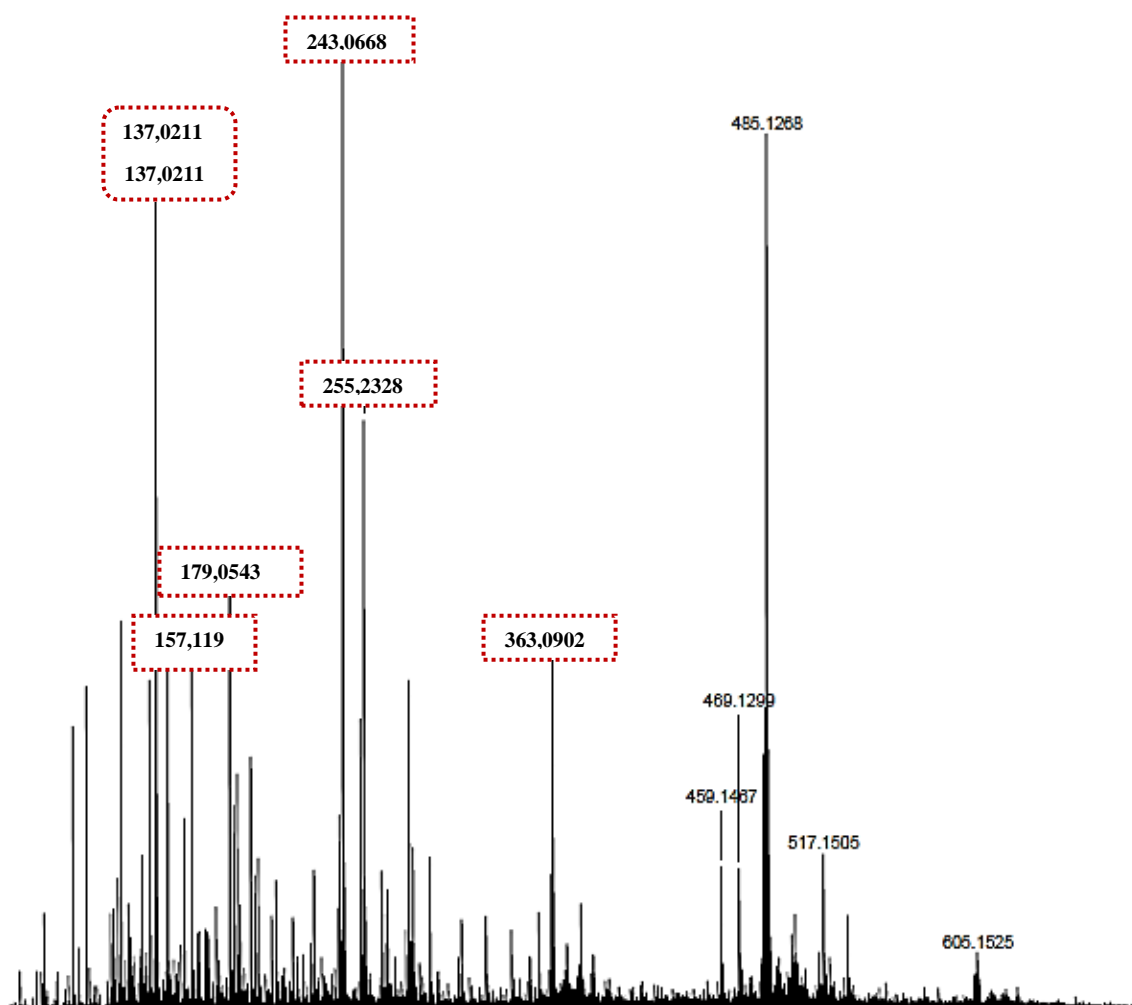


Figura 40. Espectro de massa $[M-H]^-$ da partição do extrato metanólico do tucumã-comum.

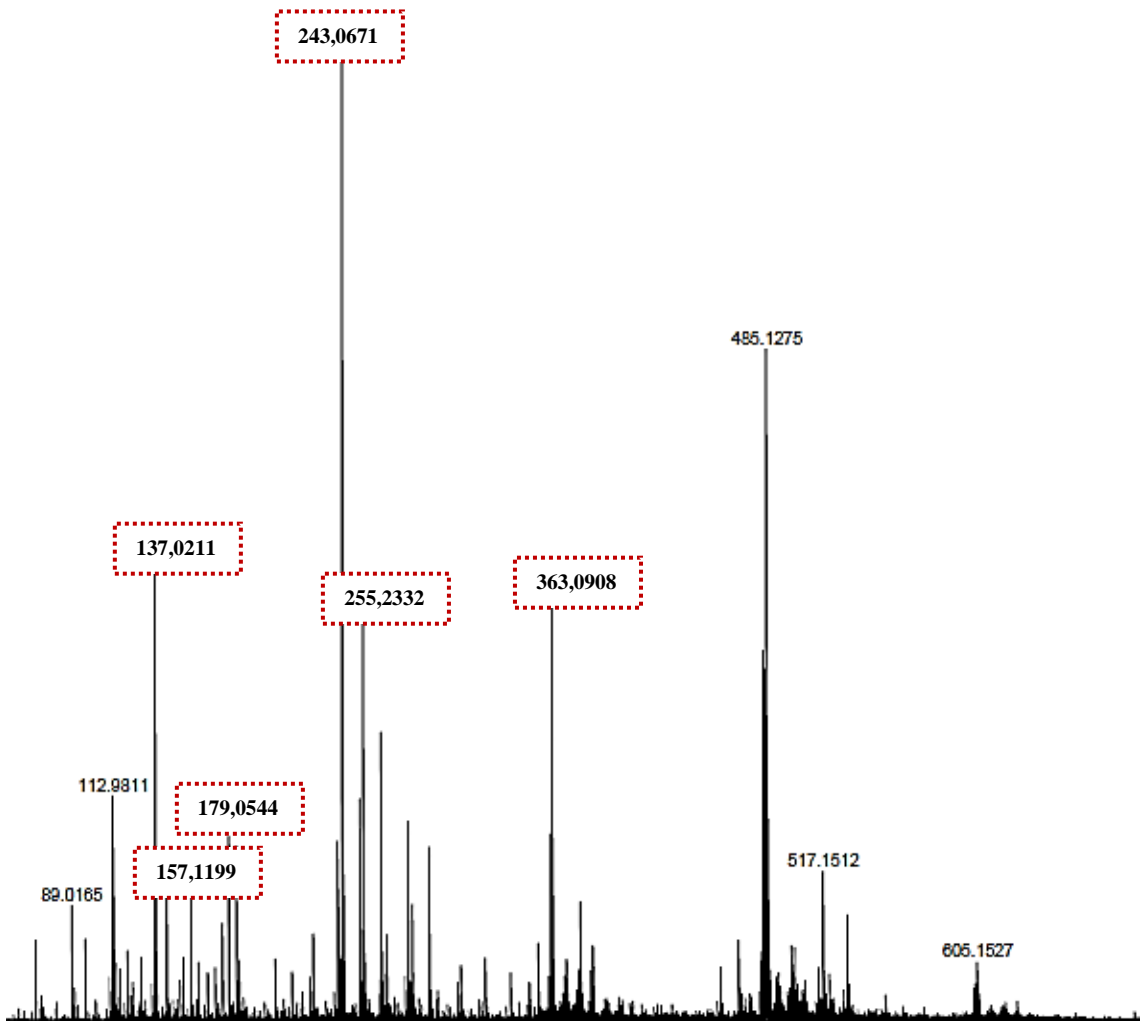


Figura 41. Espectro de massa [M-H]⁻ da partição AcOEt do extrato metanólico do tucumã-arara.

Comparando os EM do tucumã-comum (Figura 40) com o tucumã-arara (Figura 41) observa-se que apenas as intensidades de alguns íons foram variadas, sendo que o íon majoritário é o mesmo para ambos (m/z 243).

Os íons de m/z 255 [M-H]⁻ e 281[M-H]⁻ podem ser identificados como o ácido palmítico (C16:0) e ácido oleico (C18:1), respectivamente (Amorim *et al.*,2009). De acordo com a literatura, esses ácidos graxos também foram encontrados no endocarpo do açai, pertencente à mesma família do tucumã, *Arecaceae*, sendo realizada por cromatografia gasosa (Mantovani *et al.*,2003).

De acordo com estudos realizados por Alves (2010), esses ácidos graxos também são encontrados em óleos de girassol, oliva e canola, podendo ser observado no EM abaixo:

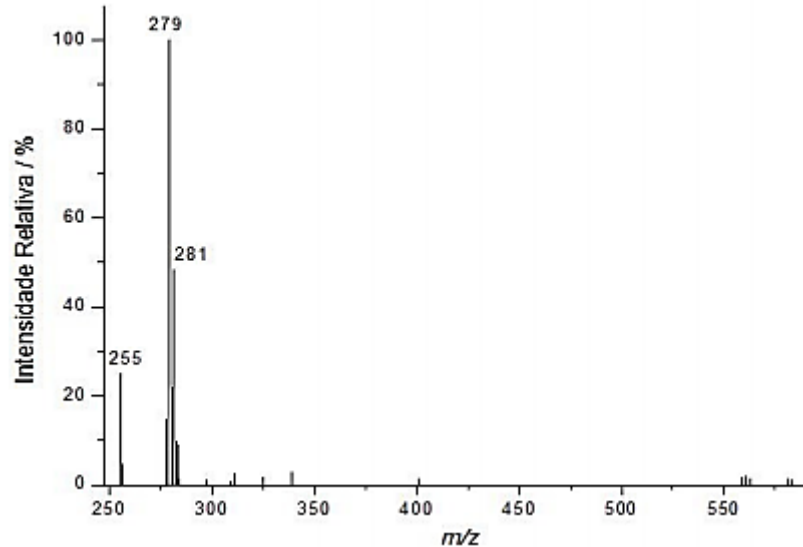


Figura 42. ESI(-)-MS (*fingerprint*) típico de uma amostra de óleo de soja.

Ao analisar o íon de m/z 241, sugere-se que este seja fragmento da molécula de genisteína, molécula de m/z 269. Assim, os íons com m/z 227 e 157 também seriam os fragmentos da mesma molécula.

De acordo com Kang *et al.*(2007), o espectro de massas da genisteína (Figura 43) apresenta os mesmos íons apresentados no *full scan* deste trabalho (Figura 30) , que deve estar relacionado com a fragmentação dessa molécula.

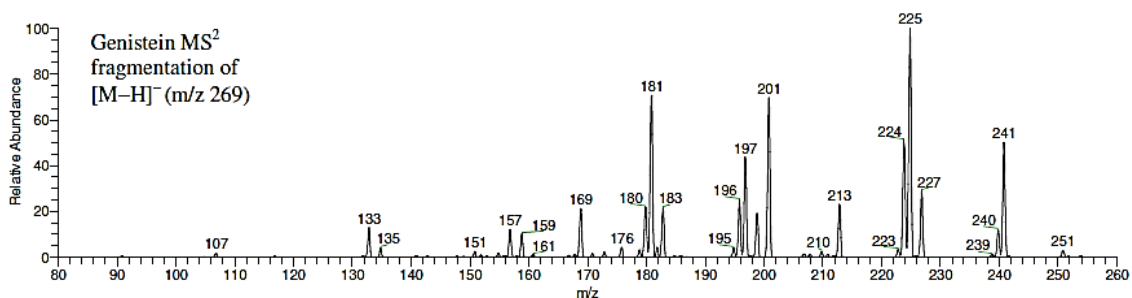


Figura 43. Fragmentação da molécula Ginesteína com m/z 369 $[M-H]^-$.

Segue abaixo a proposta de fragmentação da substância genisteína no qual serão demonstrados os íons apresentados no espectro de massas desse trabalho.

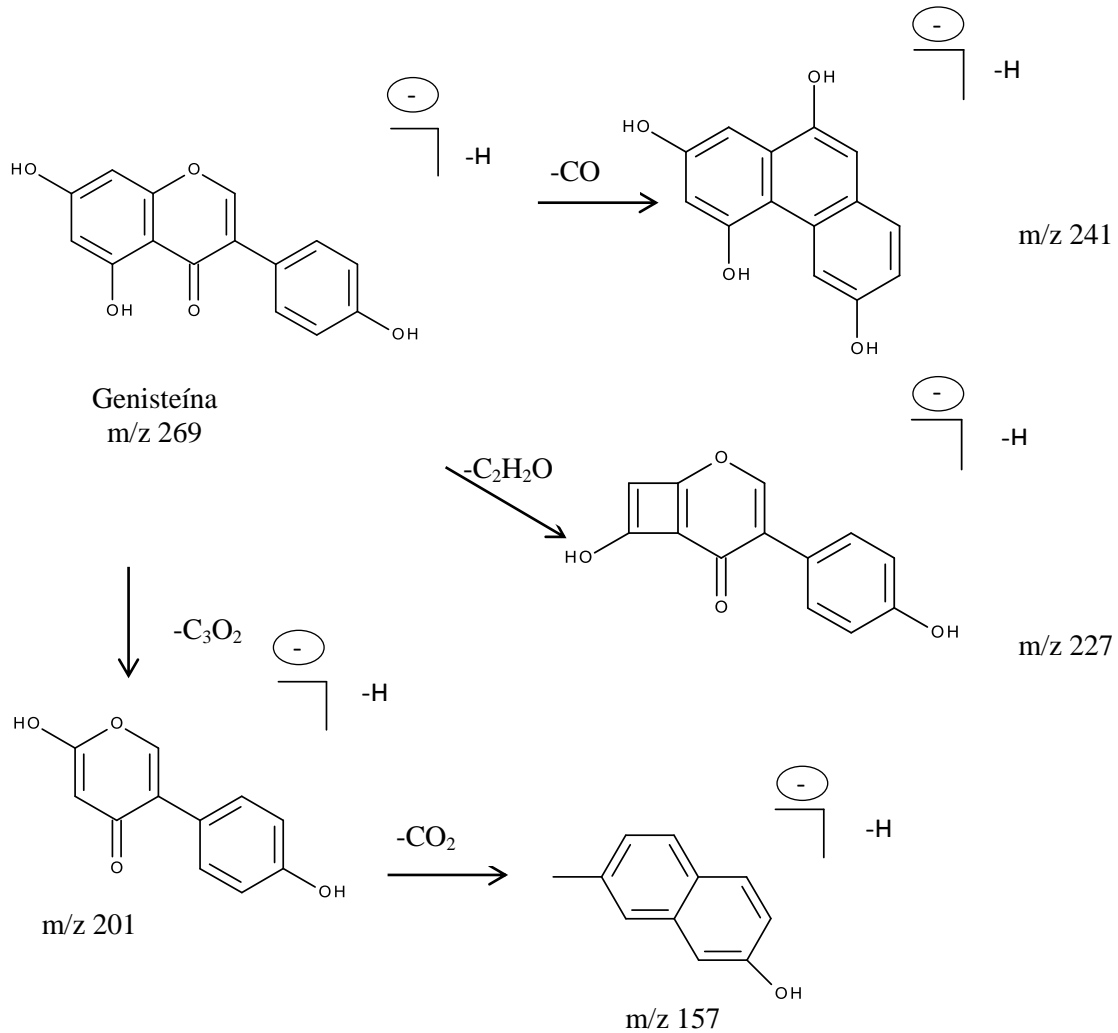


Figura 44. Proposta de fragmentação da molécula de genisteína.

De acordo com Pietta (2000), a isoflavona genisteína é encontrada prioritariamente em leguminosas, tais como, soja, feijão preto e grão de bico. As isoflavonas são classificadas como fitoestrógenos, pois sua estrutura apresenta similaridade com a do estrogênio. Mesmo não sendo esteroides, a posição análoga ao estradiol apresenta propriedade pseudohormonal e capacidade de ligação ao receptor de estrogênio (MANACH *et al.*, 2004).

Apesar do íon m/z 269, referente à genisteína, não estar explícito no espectro de massas, esse íon aparece no relatório do espectro de massas no qual aparecem todos os íons presentes na amostra.

O íon m/z 325 pode ser identificado como ácido cumárico ligado a uma hexose, como pode ser visto na figura abaixo:

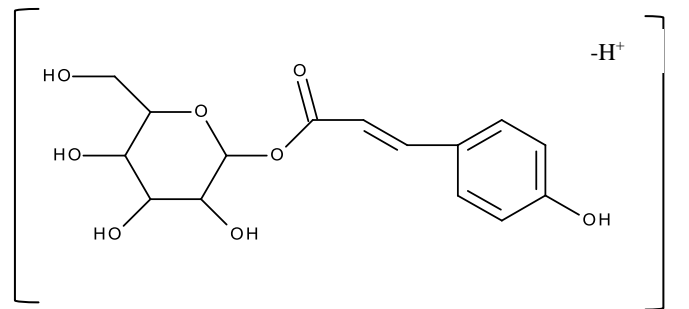


Figura 42. Ácido cumárico ligado a uma hexose.

Esse íon pode gerar dois fragmentos, o de m/z 163, referente ao ácido cumárico e o de

m/z 179 referente à unidade hexose.

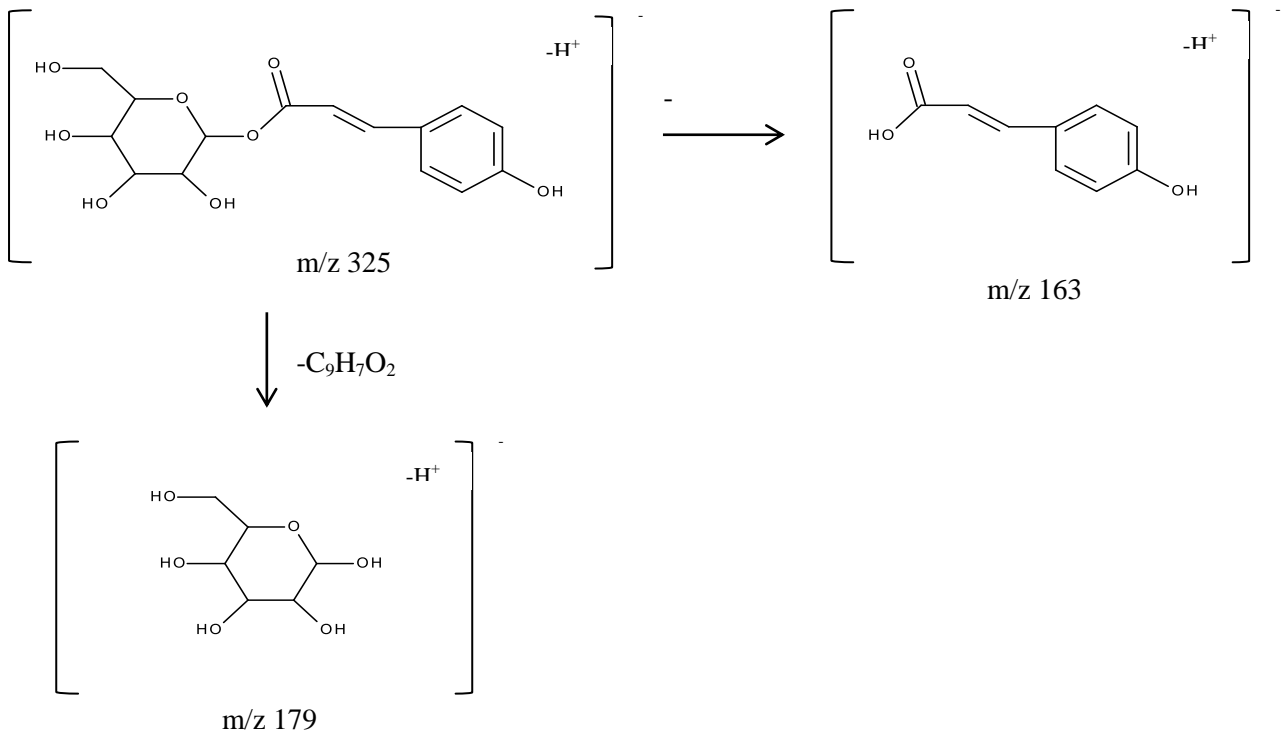


Figura 43. Proposta de fragmentação do ácido cumárico ligado a uma hexose.

O ácido cumárico pertencente do grupo dos ácidos hidroxicinâmicos é um dos antioxidantes mais ativos dos ácidos fenólicos, podendo ser encontrado em diversos frutos (PIMENTEL *et al.*, 2005). Geralmente, os hidroxicinâmicos são encontrados na forma de glicosídeos ou ligados a proteínas e a outros polímeros e raramente são encontrados na forma livre. (MANACH, 2004).

De acordo com a literatura, o íon de m/z 363, que aparece em quase todos os espectros de massa, pode ser identificado como ácido 3-prenil-4-diidrocinamoxi-cinâmico. Essa substância foi identificada também em extratos oleosos e etanólicos de própolis (BURIOL *et al.*, 2009).

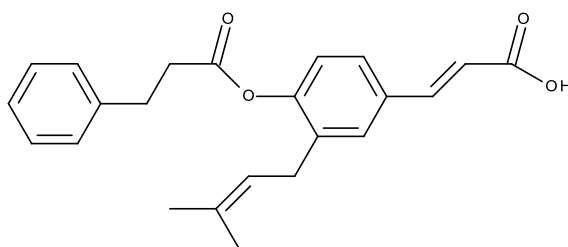


Figura 44. Ácido 3-prenil-4-diidrocinamoxi-cinâmico.

De acordo com Banskota *et al.* (2001), o ácido 3-prenil-4-diidrocinamoxi-cinâmico, possui atividade hepatoprotetoras e atua como antioxidante.

Para o íon m/z 137, um dos majoritários presentes nos espectros de massa das partições dos extratos metanólicos do tucumã arara e comum, sugerem-se as substâncias ácido *p*-hidróxibenzoico e ácido salicílico, já que eles são isômeros e aparecem duas vezes nos EM.



Figura 45. Estrutura dos ácidos fenólicos: A) Ácido salicílico ; B) Ácido *p*-hidróxibenzoico.

Os compostos fenólicos são importantes antioxidantes naturais, pois possuem elevados potenciais redox, permitindo que estes compostos sejam bons agentes redutores, dadores de hidrogénio e com capacidade de reagir com espécies reativas de oxigênio e de azoto (OLIVEIRA, 2006).

Observou-se que nos endocarpos e epicarpos dos tucumãs comum e arara foram encontrados várias substâncias fenólicas. Vale ressaltar que essas partes dos tucumãs são tratadas como resíduo, com isso há a necessidade de um futuro estudo para transformar esses resíduos em algo produtivo como fonte de fenólicos para população evitando o desperdício.

O íon m/z 243 pode ser referente ao fragmento da molécula de naringina ou isonaringina (m/z 579), de acordo com o trabalho realizado por Xu *et al.* (2009).

A principal flavanona glicosilada é a naringina, sendo conhecida pela medicina tradicional chinesa por possuírem atividades anti-inflamatórias, antioxidantes e antihipercolesterolêmica, sendo encontrada principalmente em frutos cítricos como laranja, limão, uva, acerola (JAIN & PARMAR, 2011; LIU *et al.*, 2012).

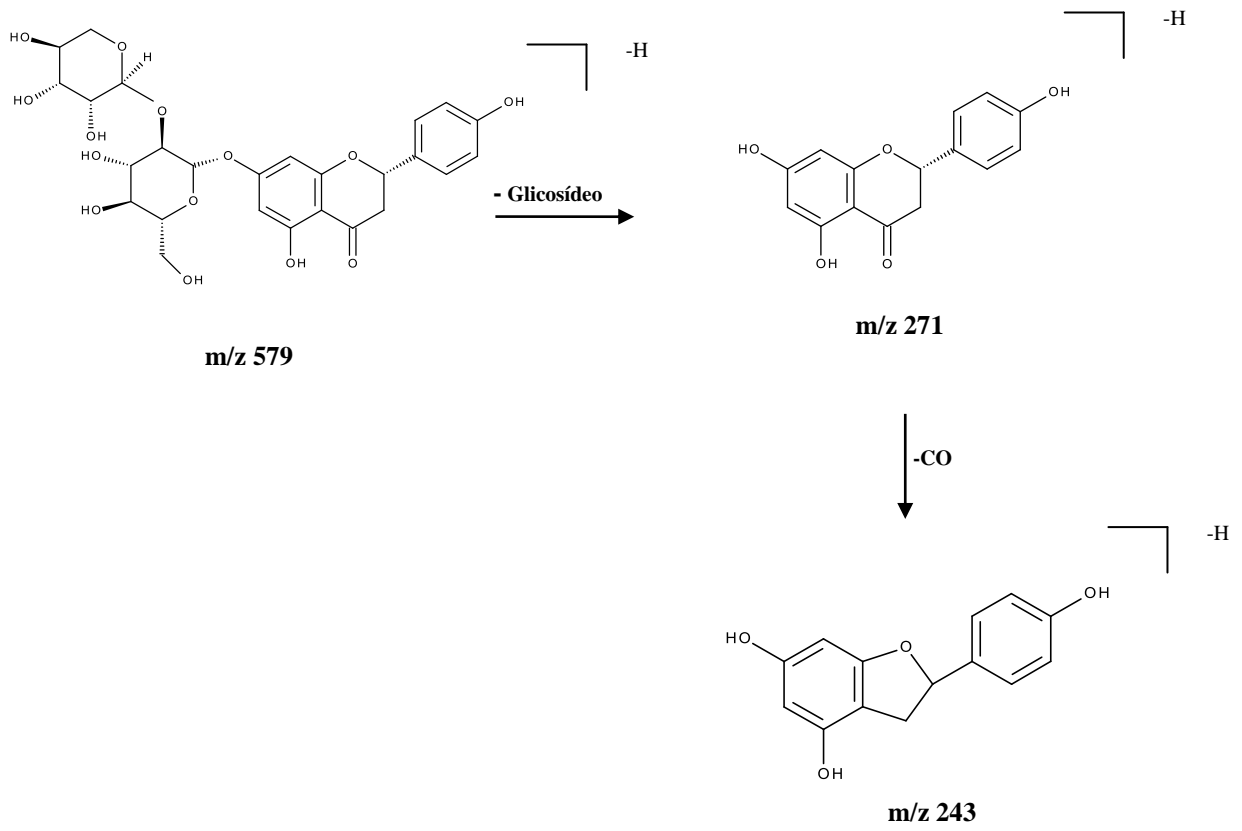


Figura 46. Proposta de fragmentação da naringina.

6. CONCLUSÃO

Com os resultados obtidos a partir dos estudos químicos e atividades biológicas dos extratos, dos óleos essenciais de duas variedades da espécie *Astrocaryum aculeatum*, pode-se concluir que:

- O constituinte majoritário do óleo do tucumã-arara foi o ácido cis-9-octadecenoico, conhecido como ácido oleico e no tucumã-comum, o ácido docosa-13-enóico. Sendo assim, percebe-se que as variedades e o local de coleta influenciaram na composição química do óleo essencial.
- Em relação à estabilidade oxidativa dos extratos apolares, os óleos apresentaram altos valores de tempo de indução quando comparados com a literatura. Como o tempo de indução do tucumã-arara foi bem superior aos demais, pode significar que este, possui uma maior quantidade de ácidos graxos saturados.
- Os índices de acidez dos óleos apresentaram diferença significativa entre eles, no qual o TC apresentou $27,72 \pm 0,38$ mg KOH/g e o TA com $15,08 \pm 0,61$ mg KOH/g, valores inapropriados para o consumo. Em relação ao índice de saponificação, os óleos apresentaram valores semelhantes: o TC com $167,90 \pm 3,46$ mg KOH/g e o TA com $163,92 \pm 2,42$ mg KOH/g. As densidades apresentadas pelos óleos não apresentaram diferença significativa: $0,912 \pm 0,00$ g/cm³ para o TC e $0,911 \pm 0,0080$ g/cm³ para o TA. Com isso, percebe-se que a variedade e o local de coleta apresentaram influência na composição.
- Os testes da atividade antioxidante do epicarpo dos tucumãs comum e arara apresentaram melhores resultados com os extratos metanólicos e hidroalcoólicos tanto nos extratos do tucumã-comum quanto no tucumã-arara.

- Apesar de a porcentagem de inibição dos extratos terem apresentados excelentes resultados, o CI_{50} apresentou valores maiores do que os encontrados nas literaturas por outros frutos. O TC apresentou 67,75 $\mu\text{g/mL}$ no extrato metanólico e 57,24 $\mu\text{g/mL}$ para o hidroalcoólico e o TA com 195,46 no extrato metanólico e 59,11 $\mu\text{g/mL}$ para o hidroalcoólico.
- As análises dos extratos dos epicarpos dos tucumãs comum e arara no modo positivo por ESI apresentaram uma substância alcalóidica chamada trigonelina (m/z 138) e a glicose com aduto de potássio (m/z 219). Por APCI, foi identificado o flavonoide catequina (m/z 291)
- Nas análises por espectrometria de massas no modo negativo por ESI nos extratos brutos do epicarpo do tucumã, foram identificadas substâncias fenólicas como a 3-hidróxicumarina, ácido quínico e caféico e o ácido graxo, ácido palmítico.
- Nas partições dos extratos do endocarpo dos tucumãs comum e arara foram identificados por espectrometria de massas no modo negativo por ESI os ácidos graxos, palmítico e oleico, a genisteína (isoflavona) e os ácidos fenólicos: ácido cumárico glicosilado, ácido 3-prenil-4-dihidrocinamóxi-cinâmico, ácido *p*-hidróxibenzóico e ácido salicílico.
- Vale ressaltar que esse é o primeiro estudo determinando a composição química tanto do epicarpo quanto do endocarpo dos tucumãs, sendo necessários futuros estudos para determinar um destino adequado a esses resíduos.

7. REFERÊNCIAS

ADAMS, R.P. *Identification of Essential Oil Components by Gas Chromatography / Mass Spectrometry*, 4thed. Carol Stream, IL: Allured Publishing Corp., 804p., 2007.

ALBUQUERQUE, S. R. S; REGIANI, A. M. Estudo do fruto do buriti (*Mauritia flexuosa*) para obtenção de óleo e síntese de biodiesel. In: Reunião Anual da Sociedade Brasileira de Química, 29. Anais: Águas de Lindóia. Sociedade Brasileira de Química (SBQ), 2006.

AL-MAMARY, M.; AL-MEERI, A.; AL-HABORI, M. Antioxidant activities and total phenolics of different types of Honey. *Nutr Res*, v. 22, p. 1041-1047, 2002.

ALMEIDA, S. S.; SILVA, P. J. D. As palmeiras: aspectos botânicos, ecológicos e econômicos. In: LISBOA, P. L. B. (org.), Caxiuana. Belém: Museu Paraense Emílio Goeldi, p.235-251, 1997.

ALVES, G. L. Compostos voláteis importantes para o aroma de jenipapo (*Genipa americana* L.) e murici (*Byrsonima crassifolia* L. Rich). Tese (Doutorado em Ciência de Alimentos) - Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 2004.

ALVES, J.O. Espectrometria de massas com ionização electrospray (ESI-MS) e métodos quimiométricos: caracterização de azeites de oliva (extra virgem e puro) e outros óleos vegetais e quantificação de óleos adulterantes em azeite de oliva extra virgem. Dissertação (Mestrado). Universidade Federal de Minas Gerais – UFMG, 2010.

AL-RAWAHI, A.S.; EDWARDS, G.; AL-SIBANI, M.; AL-THANI, G.; AL-HARRASI, A.S.; RAHMAN, M.S. Phenolic Constituents of Pomegranate Peels (*Punica granatum* L.) Cultivated in Oman. *European Journal of Medicinal Plants*, v.4, p. 315-331, 2014.

AMAROWICZ, R.; PEGG, R.B.; RAHIMI-MOGHADDAM, P.; BARL, B.; WEIL, J.A. Free-radical scavenging capacity and antioxidant activity of selected plant species from the Canadian prairies. *Food chemistry*, v. 84, n.8, p. 551-562, 2004.

AMERICAN OIL CHEMISTS SOCIETY – AOCS - Official Methods and Recommended Practices of the American Oil Chemists' Society. Champaign: AOCS, 1993.

AMERICAN OIL CHEMISTS SOCIETY – AOCS - Official Methods and Recommended Practices of the American Oil Chemists Society. Washington, 2004.

AMORIM, A.C; REZENDE, C.M.;HOVELL, A.M.C.; PINTO, A.C.; EBERLIN, M.N.; ARRUDA, N.P.; PEREIRA, E.J.; BIZZO, H.R.; CATHARINO, R.R.; MORAIS FILHO, Z.B. Green and roasted arabica coffees differentiated by ripeness, process and cup quality via electrospray ionization mass spectrometry fingerprinting. *J. Braz. Chem. Soc.*, v.20, p. 313-321, 2009.

ANDRADE, E.H.A.; SANTOS, A.S.; ZOGHBI, M.G.B.; MAIA, J.G.S. Volatile constituents of fruits of *Astrocaryum vulgare* Mart. and *Bactris gasipaes* H.B.K. (Arecaceae). *Flavour and Fragrance Journal*, v.13, p.151-153, 1998.

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

ANGELUCCI, E.; CARVALHO, L.R.; CARVALHO, N.R.P.; FIGUEIREDO, B.I.; MANTOVANI, B.M.D.; MORAES, M.R. *Análise química de alimentos*, (Manual Técnico), 123p., 1987.

ANUÁRIO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA. Santa Cruz do Sul: Editora Gazeta, 129 p., 2010.

ARAIN, S.;SHERAZI, S.T.H.; BHANGER, M.I.; TALPUR, F.; MAHESAR, S.A. Oxidative stability assessment of *Bauhinia purpuria* seed oil in comparison to two conventional vegetables oils by differential scanning calorimetry and Rancimat methods. *Termochimica Acta*, v. 484, n. 1-2, p.1-3, 2009.

ARAÚJO, A.S. Análise e tipificação de diferentes amostras de cervejas através de espectrometria de massas por ionização electrospray. Dissertação (Mestrado) – Universidade Estadual de Campinas – UNICAMP, 2005.

ARAÚJO, J.M. Química de Alimentos: teoria e prática. 4 ed. Viçosa, Minas Gerais: UFV, 477p., 2008.

ARAÚJO JÚNIOR, C.P. Composição química e atividades biológicas dos óleos essenciais de frutas cítricas. Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal Rural de Pernambuco – UFRPE, 2009.

ARNAO, M. B. Some methodological problems in the determination of antioxidant activity using chromogen radicals: a practical case. *Trends in Food Science & Technology*, v. 11, n.11, p. 419-421, 2000.

ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE NORMAS TÉCNICAS – ABNT, NBR 11115 - Norma Técnica. Rio de Janeiro: RJ, 2011.

ASSOLINI, F. A.; TEDESCO, A. M.; CARPES, S. T.; FERRAZ, C.; ALENCAR, S. M. Atividade antioxidante e antibacteriana dos compostos fenólicos dos extratos de plantas usadas como chás. *Brazilian Journal Food Technology*, v.9, n. 3, p. 209-215, 2006.

BACELAR-LIMA, C. G.; MENDONÇA, M. S.; BARBOSA, T. C. T. S. Morfologia Floral de uma População de Tucumã, *Astrocaryum aculeatum* G. Mey. (Arecaceae) na Amazônia Central. *Acta amazônica*, v. 36, n.4, p. 407 – 412, 2006.

BAHIA, J. A importância atual dos óleos de Patauá, Dendê e Tucumã. Manaus. Anais do 3º Encontro de Profissionais da química da Amazônia. Manaus: Conselho Regional de Química da 6ª Região, 1982.

BALEÉ, W. Indigenous adaptation to amazonian palms forest. *Principes*, v.32, n.2, p. 47-54, 1988.

BANSKOTA, A.H.; TEZUKA, Y.; KADOTA, S. Recent progress in pharmacological research of propolis. *Phytother Res*, v.15, p. 561-571, 2001.

BANTHORPE, D.V. Terpenóides. In: Natural Products: Their Chemistry and Biological Significance (Mann, J., Davidson, R.S., Hobbs, J.B., Banthorpe, D.V., Harborne, J.B.), pp. 289-359, Harlow, UK: Longman Scientific & Technical, Longman Group, 1994.

BARBOSA-FILHO, J.M.; NASCIMENTO-JÚNIOR, F.A.; TOMAZ, A.C.A.; ATHAYDE-FILHO, P.F.; SILVA, M.S.; CUNHA, E.V.L.; SOUZA, M.F.V.; BATISTA, L.M.; DINIZ, M.F.F.M. Natural products with antileprotic activity. *Rev Bras Farmacogn*, v. 17, p. 141-148, 2007.

BARREIROS, A.L.B.S.; BARREIROS, M.L. Atividade antioxidante das frutas amazônicas abiu (*Pouteria caimito*), biribá (*Rollinia mucosa*) e cubiu (*Solanum sessiliflorum*) pelo método do seqüestro do DPPH. 34ª Reunião anual da Sociedade Brasileira de Química, 2011.

BARREIRO, E.J.; FRAGA, C.A.M. A utilização do safrol, principal componente químico do óleo de sassafrás, na síntese de substâncias bioativas na cascata do ácido araquidônico: anti-inflamatórios, analgésicos e anti-trombóticos. *Química Nova*, v.22, n.5, p. 744-759, 1999.

BARTHLOTT, W.; NEINHUIS, C.; CUTLER, D.; DITSCH, F.; MEUSEL, I.; THEISEN, I.; WILHELMI, H. Classification and terminology of plant cuticular waxes. *Botanical Journal Linnean Society*, v. 126, p. 237-260, 1998.

BERGO, C. L.; MENDONÇA, H. A.; SILVA, M. R. Efeito da época e frequência de corte de pimenta longa (*Piper hispidinervum* C. DC.) no rendimento de óleo essencial. *Acta Amazonica*, v. 35, n. 02, p. 111-117, 2005.

BERTINI, L.M.; PEREIRA, A.F.; OLIVEIRA, C.L.L.; MENEZES, E.A.; MORAIS, S. M.; CUNHA, F.A.; CAVALCANTI, E.S.B. Perfil de sensibilidade de bactérias frente a óleos essenciais de algumas plantas do nordeste do Brasil. *Infarma*, v. 17, n. 34, 2005.

BIZZO, H.R.; HOVELL, A.M.C.; RESENDE, C.M. Óleos essenciais no Brasil: aspectos gerais, desenvolvimento e perspectiva. *Química nova*, v. 32, n. 3, p. 588-594, 2009.

BODMER, R.E.; WARD, D. Frugivory in large mammalian herbivores. In *Large Herbivores ecology, ecosystem dynamics and conservation* (K. Danell, P. Duncan, R. Berstrom & J. Pastor, eds). Cambridge University Press, Cambridge, p.232-260. <http://dx.doi.org/10.1017/CBO9780511617461.010>, 2006.

BOOTS, A. W.; HAENEN, G. R.; BAST, A. Health effects of quercetin: From antioxidant to nutraceutical. *European Journal Pharmacology*, v.13, n.585(2-3), p. 325-37, 2008.

BONDAR, G. Palmeiras do Brasil. Secretaria da Agricultura do Estado de S.Paulo. Instituto de Botânica. S.Paulo - SP Editora Gráfica Irmãos Andrioli S/A. Boletim n. 2 139p, 1964.

BRAND-WILLIAMS, W.; CUVELIER, M. E.; BERSET, C. Use of free radical method to evaluate antioxidant activity. *Lebensmittel-Wissenschaft und-Technologie*, v. 28, p. 25-30, 1995.

BRASIL, ANVISA, Agência Nacional de Vigilância Sanitária, 2004.

BRASIL, R.V.; CAVALLIERI, A.L.F.; COSTA, A.L.M.; GONÇALVES, M.A.B. Caracterização física e química do óleo de pequi exposto a diferentes condições de armazenamento. 63^a Reunião anual da SBPC, 2011.

BROWNSON, D.M; AZIOS, N.G.; FUQUA, B.K.; DHARMAWARDHANE, S.F.; MABRY, T.J. Flavonoid effect relevant to cancer. *Journal of Nutrition*, v. 132, n.11, p. 3482S-3489S, 2002.

BUCOLO, C.; MALTESE, A.; MAUGERI, F.; WARD, K.W.; BAIULA, M.; SPARTA, A.; SPAMPINATO, S. New coumarin-based anti-inflammatory drug: putative antagonist of the integrins $\alpha_1\beta_2$ and $\alpha_m\beta_2$. *Journal of Pharmacy and Pharmacology*, v.60, p. 1473-1479, 2008.

BUKOVAC, M.J.; PASTOR, A.; KNOVHE, M. The cuticular membrane: a critical factor in rain-induced cracking of sweet cherry fruit. *HortScience*, v. 34, n. 3, p. 549, 1999.

BURIOL, L.; FINGER, D.; SCHMIDT, E.M.; SANTOS, J.M.T.; ROSA, M.R.; QUINÁIA, S.P.; TORRES, Y.R.; SANTA, H.S.Z.; PESSOA, C.; MORAES, M.O.; COSTA-LOTUFO, L.V.; FERREIRA, P.M.P.; SAWAYA, A.C.H.F.; EBERLIN, M.N. Composição química e atividade biológica de extrato oleoso de própolis: uma alternativa ao extrato etanólico. *Quím Nova*, v.32, p. 296-302, 2009.

CALZAVARA, B. B. Fruticultura tropical amazônica. In: I SEMINÁRIO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA. Cruz das Almas, Bahia, 1968.

CARNEIRO, J.G.M.; CITO, A.M.G.L.; PESSOA, E.F. Constituintes voláteis do fruto do pajeuzeiro (*Triplaris* sp.). *Rev. Bras. Frutic.*, v. 32, n. 3, p. 907-909, 2010.

CARVALHO, C.O. Comparação entre métodos de extração do óleo de *Mauritia flexuosa* L.f. (Arecaceae-Buriti) para o uso sustentável na reserva de desenvolvimento Tupé: Rendimento e atividade antimicrobiana. Dissertação de mestrado, 110 p., 2011.

CAVALCANTE, P. B. Frutas comestíveis da Amazônia. 5ª ed. Belém: CEJUP, CNPq, Museu Paraense Emílio Goeldi (Coleção Adolfo Ducke). 279p., 1991.

CAVALCANTE, Paulo B. Frutas comestíveis da Amazônia. 6ª edição. Belém: CNPQ/ Museu Paraense Emílio Goeld, 1996.

CECCHI, H. M. Fundamentos teóricos e práticos em análise de alimentos. Editora da UNICAMP: 2º Ed. rev.- Campinas, SP, editora da UNICAMP, 207p., 2003.

CHARAMI, M.T.; LAZARI, D.; KARIOTI, A.; SKAL TSA, H.; HADJIPAVLOU-LITINA, D.; SOULELES, C. Antioxidant and antiinflammatory activities of *Sideritis perfoliata* subsp. *perfoliata* (Lamiaceae). *Phytotherapy Research*, v.22, n.4, p.450-4, 2008.

CHARLES, M.T.; MAKHLOUF, J.; ARUL, J. Physiological basis of UV-C induced resistance to *Botrytis cinerea* in tomato fruit II. Modification of fruit surface and changes in fungal colonization. *Postharvest Biology and Technology*, v.47, p. 21–26, 2008.

CHEN, W. ; GAO, Y.; XIE, W.; GONG, L.; LU, K.; WANG, W.; LI, Y.; LIU, X.; ZHANG, H.; DONG, H.; ZHANG, W.; ZHANG, L.; YU, S.; WANG, G.; LIAN, X.; LUO, J. Genome-wide association analyses provide genetic and biochemical insights into natural variation in rice metabolism. *Nature Genetics*, v. 46, p. 714–721, 2014.

CHOE, E.; MIN, D.B. Mechanisms and Factors for Edible Oil Oxidation. *Comprehensive reviews in food science and food safety*, v. 5, n.4, p 169-186, 2006.

CHONG, E.W.; SINCLAIR, A.J.; GUYMER, R.H. Facts on fats. *Clin. Experiment Ophthalmol*, v. 34, n. 5, p. 464-471, 2006.

CHRISTIE, W. W. Gas chromatography and Lipids: A practical guide. Dundee: The oily Press Ltd, 1989.

CLEMENT, C. R.; LLERAS, P. E.; VAN LEEUWEN, J. O potencial das palmeiras tropicais no Brasil: acertos e fracassos das últimas décadas. *Revista Brasileira de Agrociência*, v. 9, n. 1-2, p. 67-71, 2005.

CODEX ALIMENTARIUSCOMMISSION – FAO/WHO. Fats, oils and related products. 2nded. *Codex Alimentarius*, v. 8, 133p., 1993.

CODEX ALIMENTARIUS - FAO/WHO. Codex Standard for Named Vegetable Oils. CODEX STAN 210 (Amended 2003). *Codex Alimentarius*, 2003.

CORNER, E.J.H. The Natural History of Palms. Weidenfeld e Nicolson, London, 1966.

CORREIA, H.S.N. *Agrimonia eupatoria* L. e *Equisetum telmateia* Ehrh. Perfil Polifenólico e Capacidade de Captação de Espécies Reactivas de Oxigénio. Dissertação (Mestrado). Universidade de Coimbra, 2005.

COUTINHO, D. F.; AGRA, M. F.; BASÍLIO, I. J. L. D.; BARBOSA-FILHO, J. M. Morphoanatomical study of the leaves of *Ocotea duckei* Vattimo (Lauraceae-Lauroideae). *Revista Brasileira Farmacognosia*, v. 16, p. 537-544, 2006.

COZZOLINO, S.M.F. Biodisponibilidade de nutrientes. 3 ed. São Paulo: Manole, 878p. 2009.

CRAVEIRO, A.A.; FERNANDES, A.G.; ANDRADE, C.H.S.; MATOS, F.J.A.; ALENCAR, J.W.; MACHADO, M.I.L. Óleos essenciais de plantas do Nordeste. Fortaleza: Editora da UFC, 1981.

CRAVEIRO, A.A.; QUEIROZ, D.C. Óleos essenciais e química fina. *Química Nova*, v. 16, n.3, p. 224-228, 1993.

DASS, C. *Fundamentals of Contemporary Mass Spectrometry*. New Jersey: Hoboken, John Wiley & Sons, 587 p., 2007.

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

DELAZAR, A.; TALISCHI, B.; NAZEMIYEH, H.; REZAZADEH, H.; NAHAR, L.; SARKER, S.D. Chrozophorin: a new acylated flavone glucoside from *Chrozophora tinctoria* (Euphorbiaceae). *Rev Bras Farmacogn*, v.16, p. 286-290, 2006.

DE ROSSO, V.V.; MERCADANTE, A.Z. Identification and quantification of carotenoids, by HPLC-PDA-MS/MS, from Amazonian fruits. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, v.55, n.13, p.5062-5072, 2007.

DEWICK, P.M. *Medicinal Natural Products* (Third Edition), John Wiley & Sons Ltd, England, 2009.

DIAS, Maria Clarice. Comida jogada fora. *Correio Braziliense*, 31 ago. 2003. Disponível em: <<http://www.consciencia.net/2003/09/06/comida.html>>.

DZIEZAK, J.D. Fat, oils and fat substitutes. *Food Technol*, v. 43, n. 7, p. 66-74, 1989.

DORNAS, W. C. et al. Flavonóides: potencial terapêutico no estresse oxidativo. *Revista de Ciências Farmacêuticas Básica e Aplicada*, v. 28, n. 3, p. 241-249, 2008.

DRANSFIELD, J. et al. *Genera Palmarum: Evolution and Classification of Palms*. Kew: Kew Publishing. *Royal Botanic Gardens*, 2008.

DROEBNER, K.; EHRHARDT, C.; POETTER, A.; LUDWIG, S.; PLANZ, O. CYSTUS052, a polyphenol-rich plant extract, exerts anti-influenza virus activity in mice. *Antiviral Research*, v. 76, n.1, p.1-10, 2007.

Duke, J. A. *Handbook of Medicinal Spices*. CRC Press: New York, 297p., 2001.

ELL-SEEDI, H.R.; SATA, N.; TORSSELL, K.B.; NISHIYAMA, S. New labdene diterpenes from *Eupatorium glutinosum*. *Journal Natural Products*, v. 65, p. 728-729, 2002.

ENGEL, I.C.; FERREIRA, R.A.; CECHINEL-FILHO, V.; MEYRE-SILVA C. Controle de qualidade de drogas vegetais a base de *Bauhinia forficata* Link (Fabaceae). *Rev. Bras. Farmacogn.*, v. 18, n. 2, p. 258-264, 2008.

EVANGELISTA, J. *Tecnologia de alimentos*. 2. ed. São Paulo: Atheneu, 2006.

FAO. *Especies forestales productoras de frutas y otros alimentos. Exemplos de America Latina*, v.44, n. 3, 241p., 1987.

FERNANDEZ, M.L.; WEST, K.L. Mechanisms by which dietary fatty acids modulate plasma lipids. *J. Nutr.*, v. 135, n. 9, p. 2075-2078, 2005.

FERREIRA, V.; LÓPES, R.; AZNAR, M. Olfactometry and Aroma Extract Dilution Analysis of Wines. In: *Analysis of Taste and Aroma*, J. Jackson, pp. 89-122, 2001.

FERREIRA, E.S.; SILVEIRA, C.S.; LUCIEN, V.G.; AMARAL, A.S. Caracterização físico-química da amêndoa, torta e composição dos ácidos graxos majoritários do óleo bruto da castanha-do-Brasil (*Bertholletia excelsa* H.B.K). *Alim. Nutr.*, v. 17, n.2, p.203-208, 2006.

FERREIRA, E.S.; LUCIEN, V.G.; AMARAL, A.S.; SILVEIRA, C.S. Caracterização físico-química do fruto do óleo extraído de tucumã (*Astrocaryum vulgare* Mart). *Alim. Nutr.*, v.19, n. 4, p. 427-433, 2008.

FENNEMA, O.R. New York: Marcel Dekker. *Food Chemistry*, p. 226-312, 1996.

FINCO, F. D. B. A.; KAMMERER, D. R.; CARLE, R.; TSENG, W. H.; BOSER, S.; GRAEVE, L. Antioxidant activity and characterization of phenolic compounds from Bacaba (*Oenocarpus bacaba* Mart.) fruit by HPLC-DAD-MSn. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, v. 60, n. 31, p. 7665-7673, 2012.

FLECHTMANN, C. H. W. Mite (Arthropoda: Acari) associates of palms (Arecaceae), in Brazil: III. *Eutetranychus nomurai* n. sp. (Tetranychidae) from *Attalea phalerata* Mart. *International Journal of Acarology*, v. 23, n. 4, p. 269-273, 1997.

FOTSIS, T.; PEPPER, M.S.; AKTAS, E.; BREIT, S.; RASKU, S.; ADLERCREUTZ, H.; WAHALA, K.; MONTESANO, R.; SCHWEIGERER, L. Flavonoids, dietary-derived inhibitors of cell proliferation and *in vitro* angiogenesis. *Cancer Research*, Baltimore, v.57, n.14, p.2916-2921, 1997.

FUENTES, P.H.A. Avaliação da qualidade de óleos de soja, canola, milho e girassol durante o armazenamento. Dissertação de mestrado, 98 p., 2011.

FYLAKTAKIDOU, K.C.; HADJIPAVLOU-LITINA, D.J.; LITINAS, K.E.; NICOLAIDES, D.N.; Natural and synthetic coumarin derivatives with anti-

inflammatory/antioxidant activities. *Current pharmaceutical design*, v.10, p. 3813-3833, 2004.

GARCIA-QUIROZ, A.; MOREIRA, S.G.C.; MORAIS, A.V.; SILVA, A.S.; ROCHA, G.N.; ALCANTARA, P. Physical and chemical analysis of dielectric proprieties and differential scanning calorimetry techniques on buriti oil. *Instrumental Science and Technology*, v. 31, p.93-101, 2003.

GOBBO-NETO, L.; LOPES, N.P. Plantas medicinais: fatores de influência no conteúdo de metabolitos secundários. *Química Nova*, v.30, p. 374-81, 2007.

GONCALVES, A. E. S. S.; LAJOLO, M.F.; GENOVESE, M. I. Chemical Composition and Antioxidant/Antidiabetic Potential of Brazilian Native Fruits and Commercial Frozen Pulps. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, v. 58, n.8 p. 4666–4674, 2010.

GRAZIOLA, F.; SOLIS, V. S.; CURI, R. Estrutura e classificação dos ácidos graxos. In: CURI, R.; POMPÉIA, C. MIYSAKA, C. K.; PROCOPIO, S. Entendendo a gordura: os ácidos graxos. Barueri, SP: Manole, 2002. 580 p.

GUEDES, A. M. M.; FRANÇA, L. F.; CORRÊA, N. C. F. Caracterização física e físico-química da polpa de Tucumã (*Astrocaryum vulgare*, Mart.). In.: CONGRESSO LATINO AMERICANO DE CIÊNCIAS DOS ALIMENTOS, Campinas, Anais. *Sociedade Brasileira de Ciência dos Alimentos*, 2005.

HABIBUDDIN, M.; DAGHRIRI, H.A.; HUMAIRA, T.; AL QAHTANI, M.S.; HEFZI, A.A. Antidiabetic effect of alcoholic extract of *Caralluma sinaica* L. on streptozotocin-induced diabetic rabbits. *Journal of Ethnopharmacology*, v.117, n.2, p.215-20, 2008.

HARDISSON, A.; RUBIO, C.; BAEZ, A.; MARTIN, M.; ALVAREZ, R.; DIAZ, E. Mineral composition of the banana (*Musa acuminata*) from the island of Tenerife. *Food chemistry*, v. 73, n. 2, p. 153-161, 2001.

HARMS, K. E.; J. W. DALLING. A bruchid beetle and a viable seedling from a single diaspore of *Attalea butyracea*. *Journal of Tropical Ecology*, v. 16, p. 319-325, 2000.

HEMINGWAY, R.W.; KARCHESY, J.J. Chemistry and significance of condensed tannins. Plenum Press. New York and London, 545, 1989.

HENDERSON, A.; GALEANO, G.; BERNALI, R. Field guide to the palms of the Americas. Princeton University Press, Princeton, New Jersey, 352p., 1995.

HEREDIA, A. *et al.* La cutícula vegetal: estructura y funciones. *Ecologia*, v. 12, n. 2, p.293-305, 1998.

HILDEBRAND, D.; COLLINS, G. Manipulation of linolenat and other fatty acids in soybean oil. Soybean. *Research Documents Online*. 1998. Disponível em: <<http://www.ag.uirec.edu/~stratsoy/research>>. Acesso em 18 de março de 2007.

HO, K.Y.; TSAI, C.C.; HUANG, H.S.; CHEN, C.P.; LIN, T.C.; LIN, C.C. Antimicrobial activity of tannin components from *Vaccinium vitis-idaea* L. *J Pharm Pharmacol*, v. 53, p. 187-191, 2001.

HU, X.; LI, C.H. Levulinic esters from the acid-catalysed reactions of sugars and alcohols as part of a bio-refinery. *Green Chem.*, v.13, p. 1676-1679, 2011.

HUANG, D.; OU, B.; PRIOR, R. L. The Chemistry behind Antioxidant Capacity Assays. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, v.53, n.6, p.1841-1856, 2005.

INSTITUTO ADOLFO LUTZ. Normas Analíticas do Instituto Adolfo Lutz. v.1: Métodos químicos e físicos para análise de alimentos, 3. ed. São Paulo: IMESP, 1985.

INSTITUTO ADOLFO LUTZ. Normas Analíticas do Instituto Adolfo Lutz. Métodos químicos e físicos para análise de Alimentos. 3ª ed. São Paulo, Instituto Adolfo Lutz, v. 1, 2005.

JAIN, M; PARMAR, H.S. Evaluation of antioxidative and anti-inflammatory potential of hesperidin and naringin on the rat air pouch model of inflammation. *Inflammation Res.*, v. 60, p.483-49, 2011.

JARDIM, M. A. G. & A. C. DA. C. CUNHA. Usos de palmeiras em uma comunidade ribeirinha do estuário Amazônico. *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, Série Botânica*, v. 14, n. 1, p. 69-77, 1998.

JANSSEN, A. M.; SCHEFFER, J. J. C.; SWENDSEN, A. B. Antimicrobial activity of essential oils: A 1976-1986 literature review. Aspects of the tests methods. *Planta Médica*, v. 53, n.5, p.395-398, 1987.

JANSSEN, A. M.; SCHEFFER, J. J. C.; PARHAN-VAN ATTEN, A.W.; SVENDSEN, A.B. Screening of some essential oils for their activities on dermatophytes. *Pharmaceutisch Weekblad. Scientific Edition*, v. 10, p. 277-280, 1988.

JOBIM, M.L.; SANTOS, R.C.V.; ALVES, C.F.S.; OLIVEIRA, R.M.; MOSTARDEIRO, C.P.; SAGRILLO, M.R.; SOUZA FILHO, O.C.; GARCIA, L.F.M.; MANICA-CATTANI, M.F.; RIBEIRO, E.E.; CRUZ, I.B.M. Antimicrobial activity of Amazon *Astrocaryum aculeatum* extracts and its association to oxidative metabolism. *Microbiological Research*, v. 169, p. 314-23, 2013.

JORGE, N.; MALACRIDA, C.R. Extratos de sementes de mamão (*Carica papaya* L.) como fonte de antioxidantes naturais. *Alimentos e Nutrição*, v. 19, p. 337-340, 2008.

KAHN, F; MILLÁN, B. *Astrocaryum* (Palmae) in Amazonia: a preliminary treatment. *Bulletin de l'Institut Français*, v. 21, n.2, p.459-531, 1992.

KANEKO, T.; BABA, N.; MATSUO, M. Protection of cumarins against linoleic acid hydroperoxide-induced cytotoxicity. *Chemico-Biological Interactions*, Amsterdam, v.142, p. 239-254, 2003.

KANG, J.G.; HICK, L.A.; PRICE, W.E. A fragmentation study of isoflavones in negative electrospray ionization by MSn ion trap massspectrometry and triple quadrupole mass spectrometry. *Rapid Communications in Mass Spectrometry*, v.21, p. 857-868, 2007.

KATERERE, D.R.; GRAY, A.I.; NASH, R.J.; WAIGH, R.D. Anti-microbial activity of pentacyclic triterpenes isolated from African Combretaceae. *Phytochemistry*, v. 63, p. 81-88, 2003.

KINGSTON, D.G.I.; BURSEY, J.T.; BURSEY, M.M. Intramolecular hydrogen transfer in mass spectra II. McLafferty rearrangement and related reactions, *Chem. Rev.* v. 2, p. 215-242, 1974.

KLAUSMEYER, P.; CHMURNY, G.N.; MCCLOUD, T.G.; TUCKER, K.D.; SHOEMAKER, R.H. A novel antimicrobial indolizinium alkaloid from *Aniba panurensis*. *Journal Natural Product*, v. 67, p. 1732-1735, 2004.

KOBORI, C.N.; JORGE, N. Caracterização dos óleos de algumas sementes de frutas como aproveitamento de resíduos industriais. *Ciência e agrotecnologia*, v. 29, n. 5, p. 1008-1014, 2005.

LEITÃO, S.G.; CASTRO, O.; FONSECA, E.M.; JULIÃO, L.S.; TAVARES, E.S.; LEO, R.R.T.; VIEIRA, R.C.; OLIVEIRA, D.R.; LEITÃO, G.G.; MARTINO, V.; SULSEN, V.; BARBOSA, Y.A.G.; PINHEIRO, D.P.G.; SILVA, P.E.A.; TEIXEIRA, D.F.; LOURENÇO, M.C.S. Screening of Central and South American plant extracts for

antimycobacterial activity by the Alamar Blue test. *Rev Bras Farmacogn*, v. 16, p 6-11, 2006.

LIMA, R.R.; TRASSATO, L.C.; COELHO, V. O tucumã (*Astrocaryum vulgare* Mart.) principais características e potencialidade agroindustrial. Belém: Embrapa-CPATU, 25 p., 1986.

LIMA, I.O.; OLIVEIRA, R.A.G.; LIMA, E.O.; FARIAS, N.M.P.; SOUZA, E.L. Atividade antifúngica de óleos essenciais sobre espécies de *Candida*. *Rev Bras Farmacogn*, v. 16, p. 197-201, 2006.

LIN, F.; HASEGAWA, M.; KODAMA, O. Purification and identification of antimicrobial sesquiterpene lactones from yacon (*Smallanthus sonchifolius*) leaves. *Bioscience, Biotechnology and Biochemistry*, v. 67, p. 2154-2159, 2003.

LIU, M.; ZOU, W.; YANG, C.; PENG, W.; SU, W. Metabolism and excretion studies of oral administered naringi, a putative antitussive, in rats and dogs. *Biopharm. Drug Dispos*, v.33, p. 123-134, 2012.

LOBO, A.M.; LOURENÇO, A.M. Biossíntese de produtos naturais. Lisboa: IST Pess, 2007.

LÓPEZ O.P.; JIMÉNEZ A.R.; VARGAS F.D.. Natural pigments: carotenoids, anthocyanins, and betalains – characteristics, biosynthesis, processing, and stability. *Critical Reviews Food Science and Nutrition*, v.40, n.3, p.173-289, 2000.

LORENZI, H.; SOUZA, H.M.; MEDEIROS-COSTA, J.T. Palmeiras do Brasil: nativas e exóticas. Nova Odessa: Instituto Plantarum de Estudos da Flora, 303 p., 1996.

LORENZI, H. Árvores brasileiras: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil. 2ed. Nova Odessa: Plantarum, v.2., 2002.

LORENZI, H.; SOUZA, H.M.; COSTA, J. T. de M.; CERQUEIRA, L.S.C.; FERREIRA, E. Palmeiras brasileiras e exóticas cultivadas. Nova Odessa: Instituto Plantarum, 432p., 2004.

LORENZI, H. et al. Flora Brasileira: Arecaceae (Palmeiras). Nova Odessa – SP: Instituto Plantarum, 2010.

LUBIAN, C.T.; TEXEIRA, J.M.; LUND, R.G.; NASCENTE, P.S.; DEL PINO, F.A.B. Antifungal activity of the aqueous extract from *Arctium minus* (Hill) Bernh. (Asteraceae) on oral *Candida* species. *Rev. bras. Plantas med.*, v. 12, p. 157-162, 2010.

LUTZ, I. A. Normas Analíticas do Instituto Adolfo Lutz: Métodos físicos e químicos para análises de alimentos. 3.ed. São Paulo: IMESP, 1985. v.1. 533p.

MANACH, C.; SACALBERT, A.; MORAND, C.; RÉMÉSY, C.; JIMÉNEZ, L. Polyphenols: food sources and bioavailability. *American Journal of Clinical Nutrition*, v. 79, n. 5, p. 727-747, 2004.

MANTOVANI, I.S.B.; FERNANDES, S.B.O.; MENEZES, F.S. Constituintes apolares do fruto do açáí (*Euterpe oleracea* M. - Arecaceae). *Revista Brasileira de farmacognosia*, v.13, supl., p. 41-42, 2003.

MARINHO, H.A.; CASTRO, J.S. Carotenóides e valor de pró-vitamina A em frutos da região amazônica: pajurá, piquiá, tucumã e umari. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA. Anais. Belém: SBF, 2002.

MARQUES, M.C.S.; CARDOSO, M. DAS G.; SOUZA, P.E.; GAVILANES, M.L.; SOUZA, J.A.; PEREIRA, N.E.; NEGRÃO, I.O. Efeito fungitóxico dos extratos de

Caryocar brasiliense Camb. Sobre os fungos Botrytis cinerea, Colletotrichum truncatum e Fusarium oxysporum. *Ciência Agrotec*, Lavras, p. 1410-1419, 2002.

MARTÍNEZ-FLÓREZ, S.; GONZÁLEZ-GALLEGO, J.; CULEBRAS, J.M.; TUÑÓN, M.J. Los flavonóides: propiedades y acciones antioxidantes. *Nutritional Hospital*, v.17, n.6, p-271-278, 2002.

MATAS, A.J.; COBB, E.D.; BARTSCH, J.A.; PAOLILLO, D.J.Jr.; NIKLAS, K.J. Biomechanics and anatomy of Lycopersicon esculentum fruit peels and enzyme-treated samples. *American Journal of Botany*, v. 91, n.3, p.352-360, 2004.

MATIAS, M. F. O.; OLIVEIRA, E. L.; GERTRUDES, E.; MAGALHÃES, M.A. Use of fibres obtained from the cashew (*Anacardium occidentale*, L) and guava (*Psidium guayava*) fruits for enrichment of food products. *Brazilian Archives of Biology and Technology*, Curitiba, v. 48, p. 143-150, 2005.

MELHORANÇA FILHO, A.L.; PEREIRA, M.R.R. Antimicrobial activity of açai and pupunha oils on the development of *Pseudomonas aeruginosa* and *Staphylococcus aureus*. *Biosci. J.*, v. 28, p. 598-603, 2012.

MENDONÇA, M.A.; BORGGO, L.A.; ARAÚJO, W.M.C.; NOVAES, M.R.C.G. Alterações físico-químicas em óleos de soja submetidos ao processo de fritura em unidades de produção de refeição no Distrito Federal. *Ciência Saúde*, n.19, p. 115-122, 2008.

MENG, J.C.; ZHU, Q.X.; THAN, R.X. New antimicrobial mono and sesquiterpenes from *Soroiseris hookeriana* subsp. *Erysimoides*. *Planta Med*, v. 66, p. 541-544, 2000.

MICHELIN, D.C.; MORESCHI, P.E.; LIMA, A.C.; NASCIMENTO, G.G.F.; PAGANELLI, M.O.; CHAUD, M.V. Avaliação da atividade antimicrobiana de extratos vegetais. *Rev Bras Farmacogn*, v. 15, p. 316-320, 2005.

MILLER, E.G.; PEACOCK, J.J.; BOURLAND, T.C.; TAYLOR, S.E.; WRIGHT, J.M. Inhibition of oral carcinogenesis by citrus flavonoids. *Nutrition and Cancer*, v.60, n.1, p.69-74, 2008.

MOLYNEUX, P. The use of the stable free radical diphenylpicrylhydrazyl (DPPH) for estimating antioxidant activity. *Songklanakarin Journal of Science and Technology*, v. 26, n. 2, p.211-9, 2004.

MONTENEGRO, L.H.M.; OLIVEIRA, P.E.S.; CONSERVA, L.M.; ROCHA, E.M.M.; BRITO, A.C.; ARAÚJO, R.M.; TREVISAN, M.T.S.; LEMOS, R.P.L. Terpenóides e avaliação do potencial antimalárico, larvicida, anti-radicalar e anticolinesterásico de *Pouteria venosa* (Sapotaceae). *Rev. bras. farmacogn.*, v.16, suppl., 0, p. 611-617, 2006.

MORAIS, J. D.; DIAS, M. R. P. Elaboração do doce em massa e néctar de tucumã (*Astrocaryum vulgare* Mart). 96f. Monografia (Especialista em Tecnologia de Alimentos) - Universidade Federal do Pará. Belém, 2001.

MOREIRA, D.L.; ENGELHARDT, R.L.; REIS, A.S.; SANCHES, E.M.; LEITÃO, S.G.; LEITÃO, G.G. Substâncias fenólicas com atividade antioxidante de *Pseudopiptadenia contorta* (Leguminosae-Mimosoideae). *Rev Bras Farmacogn*, n. 12(Supl.), p. 124-125, 2002.

MORETTO, E.; FETT, R. Tecnologia de óleos e gorduras vegetais na indústria de alimentos. São Paulo: Varela, 1998.

MORETTO, E.; FETT, R.; GONZAGA, L.; KUSKOSKI, E. Introdução à ciência de alimentos. Florianópolis, SC: Ed. da UFSC, 255p., 2002.

MOSER, A.H.; EVANS, C.D.; COWAN, J.C.; KWOLEK, W.F. A light test to measure stability of edible oils. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, v. 42, n.1, p. 30-33, 1965.

NAHAR, L.; SARKER, S.D. Chenoalbuside: an antioxidant phenolic glycoside from the seeds of *Chenopodium album*L. (Chenopodiaceae). *Rev Bras Farmacogn*, v.15, p. 279-282, 2005.

NARAIN, N.; ALMEIDA, J.N. das; GALVÃO, M.S. de; MADRUGA, M.S.; BRITO, E.S. Compostos voláteis dos frutos de maracujá (*Passiflora edulis* forma *Flavicarpa*) e de cajá (*Spondias mombin* L.) obtidos pela técnica de *headspace* dinâmico. *Ciência e Tecnologia de alimentos*, v. 24, n. 2, p. 212-216, 2004.

NEINHUIS, C.; KOCH, K.; BARTHLOTT, W. Movement and regeneration of epicuticular waxes through plant cuticles. *Planta*, v.213, n.3, p.427-434, 2001.

NGWENDSON, J.N.; BEDIR, E.; EFANGE, S.M.; OKUNJI, C.O.; IWU, M.M.; SCHUSTER, B.G.; KHAN, I.A. Constituents of *Peucedanum zenkeri* seeds and their antimicrobial effects. *Pharmazie*, v. 58, n. 8, p. 587-589, 2003.

NOBLICK, L.R. *Syagrus*. *The Palm Journal*, v.126, p. 12-46, 1996.

NOGUEIRA, R. I. Secagem e desidratação de frutas e hortaliças. In: NOGUEIRA, R. I. (Ed.). *Curso de Processamento de Frutas e Hortaliças*. Rio de Janeiro: EMBRAPA, p. 117-130, 1992.

OLIVEIRA, J.; ALMEIDA, S.S.; VILHENA-POTIGUARA, R.; LOBATO, L.C.B. Espécies vegetais produtoras de fibras utilizadas por comunidades amazônicas. *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, série Botânica*, v. 7, n.2, p.393-428, 1991.

OLIVEIRA, A.L.; LOPES, R.B.; CABRAL, F.A.; EBERLIN, M.N. Volatile compounds from pitanga fruit (*Eugenia uniflora* L.). *Food Chemistry*, v.99, p.- 1-5, 2006.

OLIVEIRA, L.R.; NEVES, J.A.; SILVA, M.J.M. Avaliação da qualidade físico-química do óleo bruto da amêndoa de babaçu (*Orbignya spp*). *Comunicata Scientiae*, v. 4, n.2, p. 161-167, 2013.

OUATTARA, B.; SIMARD, R.E.; HOLLEY, R.A.; PIERRE, G.J.; BÉGIN, A. Antibacterial activity of selected fatty acids and essential oils against six meat spoilage organisms. *International Journal of Food Microbiology*, v. 37, p. 155-162, 1997.

PAUL, S.; MITTAL, G.S.; Regulating the use of degraded oil/fat in deep-fat/oil food frying. *Critical reviews in Food service and Nutrition*, v.37, n. 7, p. 635-662, 1997.

PENNA, C.; MARINO, S.; VIVOT, E.; CRUAÑES, M.C.; MUÑOZ, J.D.; CRUAÑES, J.; FERRARO, G.; GUTKIND, G.; MARTINO, V. Antimicrobial activity of Argentine plants used in the treatment of infectious diseases. Isolation of active compounds from *Sebastiania brasiliensis*. *J Ethnopharmacol*, v. 77, p. 37-40, 2001.

PESIS, E.; AHARONI, D.; AHARON, Z.; BEN-ARIE, R.; AHARONI, N.; FUCHS, Y. Modified atmosphere and modified humidity packaging alleviates chilling injury in mango fruit. *Postharvest Biology and Technology*, v. 19, n. 1, p. 93-101, 2000.

PIETTA, P. G. Flavonoids as antioxidants. *J Nat Prod*, v. 63, n. 7, p. 1035-1042, 2000.

PIERI, F.A.; SILVA, V.O.; SOUZA, C.F.; COSTA, J.C.M.; SANTOS, L.F.; MOREIRA, M.A.S. Antimicrobial profile screening of two oils of *Copaifera* genus. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia.*, v.64, n.1, p.241-244, 2012.

PIETTA, P.G. Flavonoids as antioxidants. *Journal of Natural Products*, v.63, p.1035-1042, 2000.

PIMENTEL, C.V.M.B.; FRANCK, V.M.; GOLLUCKE, A.P.B. *Alimentos funcionais: Introdução às principais substâncias bioativas em alimentos*, v.1, 2005.

PINTO, T.J.A.; KANEKO, T.M.; OHARA, M.T. Controle Biológico de Qualidade de Produtos Farmacêuticos, Correlatos e Cosméticos. 2.ed. São Paulo: Atheneu Editora, 325 p., 2003.

POOL-ZOBEL, B.L., BUB, A., MÜLLER, H., WOLLOWSKI, I., RECHKEMMER, G. Consumption of vegetables reduces genetic damage in humans: first results of a human intervention trial with carotenoid-rich foods. *Carcinogenesis*, New York, v.18, n.9, p.1847-1850, 1997.

POST-BEITTENMILLER, D. Biochemistry and Molecular Biology of Wax production in plants. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology*, v. 47, p. 405–430, 1996.

PRUSKY, D.; PLUMBLEY, R. A.; KOBILER, I. The relationship between antifungal diene levels and fungal inhibition during quiescent infection of unripe avocado fruits by *Colletotrichum gloeosporioides*. *Plant Pathology*, v. 40, n. 1, p. 45-52, 1991.

RE, R.; PELLEGRINI, N.; PROTEGGENT, A.; PANNALA, A.; YANG, M.; RICE-EVANS, C.; Antioxidant activity applying an improved ABTS+ radical cation decolorization assay. *Free Radicals in Biology and Medicine*, v.26, n.09/10, p.1231–1237, 1999.

RIBEIRO, C. C.; SOARES, M. S. Caracterização do fruto e elaboração de geléia da polpa de tucumã (*Astrocaryum vulgare* Mart.). In: ENCONTRO REGIONAL DO NORTE E NORDESTE DA SOCIEDADE BRASILEIRA DE CIÊNCIA E TECNOLOGIA DE ALIMENTOS, Fortaleza. Anais, Fortaleza: Sociedade Brasileira de Ciência e Tecnologia de Alimentos, 213p., 1995.

RIBEIRO, J. E. L.; HOPKINS, J. J. P.; VICENTINI, A.; SOTHERS, C. A.; COSTA, M. A. S. Flora da Reserva Ducke: Guia de Identificação das 72 Plantas Vasculares de uma

floresta de Terra-firme na Amazônia Central. Manaus: INPA, 1999.

RIBEIRO, B. D. Aplicação de tecnologia enzimática na obtenção de β -caroteno a partir de óleo de buriti (*Mauritia vinifera*). Dissertação de Mestrado do Curso de Tecnologia de processos químicos e bioquímicos. Universidade Federal do Rio de Janeiro, 2008.

RODRIGUEZ-AMAYA, D. B.; KIMURA, M.; AMAYA-FARFAN, J. Fontes brasileiras de carotenóides – Tabela brasileira de composição de carotenóides em alimentos, Ministério do Meio Ambiente, 2008.

ROGERIO, J. B.; DUARTE, I. D.; ANTONIASSI, R.; BIZZO, H. R.; JUNQUEIRA, N. T. V. Rendimento em óleo e composição de ácidos graxos de frutos de tucumã coletados no Estado do Mato Grosso. 4º Congresso da Rede Brasileira de 90 Tecnologia de Biodiesel. 7º Congresso Brasileiro de Plantas Oleaginosas, Óleos, Gorduras e Biodiesel, Belo Horizonte-MG, outubro, 2010.

ROSSEL, J.B. Grassas y alimentos grassos. In: RANKEN, M.D. Manual de Indústria de los Alimentos. Editora Acríbia, Zaragoza, 2 ed., p.195-225. 1993.

ROSSI, L.F.S.; RAMOS, L.P. Produção de bicomcombustível alternativo ao óleo diesel através da transesterificação de óleo de soja usado em frituras. *Química Nova*, v. 23, n. 4, 2000.

RUXTON, C.H.S.; REED, S.C.; SIMPSON, M.J.A.; MILLINGTON, K.J. The health benefits of omega-3 polyunsaturated fatty acids: a review of the evidence. *Journal of Human Nutrition and Dietetics*, v.20, n.3, p. 275-285, 2007.

SACKHEIM, G.I.; LEHMAN, D.D. Química e bioquímica para Ciências Biológicas, 8 ed. São Paulo, editora Manole, p. 357-378, 2001.

SALA, J.M. Content, chemical composition and morphology of epicuticular wax of Fortune mandarin fruits in relation to peel pitting. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, v. 80, n. 13, p. 1887-1894, 2000.

SANTELLI, P.; CALBO, M. E. R.; CALBO, A. G. Fisiologia pós-colheita de frutos da palmeira *Syagrus oleraceae* (Mart.) Becc. (Arecaceae). *Acta Botanica Brasilica*, v. 20, n. 3, p. 523-528, 2006.

SANTOS, D.Y.A.C.; EGYDIO, A.P.M. Total wax and *n*-alkane profiles from fruit and leaf waxes of *Malpighia glabra* L. *Boletim de Botânica da Universidade de São Paulo*, v.28, n.1, p.1-7, 2010.

SAÚDE-GUIMARÃES, D.A.; FARIA, A.R. Substâncias da natureza com atividade anti-*Trypanosoma cruzi*. *Rev Bras Farmacogn*, v. 17, p. 455-465, 2007.

SCHIEBER, A.; STINTZING, F. C.; CARLE, R. By-products of plant food processing as a source of functional compounds: recent developments. *Trends Food Science Technology*, Cambridge, v. 12, p. 401-413, 2001.

SCOTT, F.M. Cell wall surface of the higher plants. *Nature*, v.210, n.5040, p.1015-1017, 1966.

SHAHIDI F, NACZK M. Food phenolics: sources, chemistry, effects and applications. Lancaster: Technomic, 1995.

SHAHIDI, F.; NACZK, M. Phenolics in food and nutraceuticals. CRC Press, p. 403-427, 2004.

SHAIK, Y. B. et al. Role of quercetin (a natural herbal compound) in allergy and inflammation. *Journal of Biological Regulators e Homeostatic Agents*, v.20, n.3-4 p.47-52, 2006.

SHANLEY, P.; MEDINA, G. Frutíferas e plantas úteis na vida amazônica. Belém: CIFOR, 2005.

SHUI, G.; LEONG, L.P. Residue from star fruit as valuable source for functional food ingredients and antioxidant nutraceuticals. *Food Chemistry*, v. 97, p. 277-284, 2006.

SIDDIQUI, A.A.; RAJESH, R.; ALAGARSAMY, V.; DE CLERCQ, E. Synthesis, antiviral, antituberculosic and antibacterial activities of some novel, 4-(4-substituted phenyl)-6(4-nitrophenyl)-2-(substituted imino) pyrimidines. *Archiv der Pharmazie*, v.340, p.95-102, 2007.

SILVA, D.B.; SILVA, J.A.; JUNQUEIRA, N.T.V.; ANDRADE, L.R.M. *Frutas do Cerrado*. 1ª ed. Brasília, Distrito Federal, Brasil, Embrapa, 178p., 2001.

SILVA-SANTOS, A.; ANTUNES, A. M. S.; BIZZO, H. R.; D'AVILA, L. A.; A proteção patentária na utilização de óleos essenciais e compostos terpênicos para o desenvolvimento tecnológico e industrial. *Revista Brasileira de Plantas Medicinai*s, v.8, n.4, p.14-22, 2006.

SILVA, D. M.; BASTOS, C.N. Antifungal activity of essential oils of Piper species against *Crinipellis pernicios*a, *Phytophthora palmivora* and *Phytophthora capsici*. *Fitopatologia Brasileira*, v. 32, n. 02, p. 143-145, 2007.

SILVA, J.J.M.; ROGEZ, H. Avaliação da estabilidade oxidativa do óleo bruto de açaí (*Euterpe oleracea*) na presença de compostos fenólicos puros ou de extratos vegetais amazônicos. *Quím. Nova*, v. 36, n. 3, p. 400-406, 2013.

SILVER, L.L.; BOSTIAN, K.A. Discovery and development of new antibiotics: The problem of antibiotic resistance. *Antimicrob Agent Chemother*, v. 37, p. 377-383, 1993.

SIMÕES, C.M.O.; SPITZER, V. Óleos voláteis. In: SIMÕES, da UFRGS/ Editora da UFSC, p. 387-416, 1999.

SIMÕES, C.M.O.; SPITZER, V. Óleos voláteis. Farmacognosia da planta ao medicamento. Porto Alegre: UFRGS, p. 387-415, 2000.

SIMÕES, D.L.V. Composição Nutricional e elaboração do biscoito e da barra de cereal do fruto de tucumã. Dissertação (Mestrado) – Faculdade de Ciências e Tecnologia da Universidade Nova de Lisboa, 2010.

SINGLETON, V. L.; ROSSI, J.A. Jr. Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. *Amer. J. Enol. Viticult.* v. 16, p. 144-158, 1965.

SOARES, S.E. Ácidos fenólicos como antioxidantes. *Revista de Nutrição*, v.15, n.1, p. 71-81, 2002.

SOHN, H.Y.; SON, K.H.; KWON, G.S.; KANG, S.S. Antimicrobial and cytotoxic activity of 18 prenylated flavonoids isolated from medicinal plants: *Morus alba* L., *Morus mongolica* Schneider, *Broussonetia papyrifera* (L.) Vent, *Sophora avescens* Ait and *Echinosophora koreensis* Nakai. *Phytomedicine*, v. 11, p. 666-672, 2004.

SOLER-RIVAS, C.; ESPÍN, J.C.; WICHERS, H.J. An easy and fast test to compare total free radical scavenger capacity of foodstuffs. *Phytochemical analysis*, v.11, p.330-338, 2000.

SOONG, Y.Y.; BARLOW, P.J. Antioxidant activity and phenolic content of selected fruit seeds. *Food Chemistry*, v. 88, p. 411-417, 2004.

SOUSA, C.M.M.; CARVALHO, A.A.; CHAVES, M.H. Constituintes químicos voláteis e não voláteis de cascas do fruto bacuri (*Platonia insignis*). Resumo da 32^a reunião anual da Sociedade Brasileira de Química, 2007.

SPOSITO, A.C.; CARAMELLI, B.; FONSECA, F.A.H.; BERTOLAMI. IV Diretriz Brasileira sobre Dislipidemias e Prevenção da Aterosclerose. Departamento de Aterosclerose da Sociedade Brasileira de Cardiologia. Arquivos Brasileiros de Cardiologia. 2007.

STAFFORD, H. A. Flavonoid Metabolism. CRC Press. Florida - United States, 2000.

STAVRIC, B. Antimutagens and anticarcinogens in foods. *Food Chemical Toxicology*, Oxford, v.32, n.1, p.79-90, 1994.

STEINMETZ, K. A.; POTTER, J. D.; Vegetables, fruits, and cancer prevention: A review. *Journal of the American dietetic Association*, v. 96, n. 10, p. 1027-1039, 1996.

SVENNING, J. C. On the role of microenvironmental heterogeneity in the ecology and diversification of Neotropical rain-forest palms (Arecaceae). *Bot.Rev.*67:1-53, 2001.

TAN, C.P.; CHE MAN, Y.B.; SELEMAT, J.; YUSOFF, M.S.A. Comparative studies of oxidative stability of edible oils by differential scanning calorimetry and oxidative stability index methods. *Food Chemistry*, v. 76, n. 3, p. 385-389, 2002.

TAVARES, M.S.S.; RAMOS, M.I.L. Atividade antioxidante de frutos do cerrado e do pantanal, do estado do Mato Grosso do Sul: padronização de metodologias, 2010.

THIEBAUD, N.; SILVA, S.V., JAKOB, I., SICARD, G.; CHEVALIER, J.; MÉNÉTRIER, F.; BERDEAUX, O.; ARTUR, Y.; HEYDEL, J.M.; LE BOM, A.M. Odorant Metabolism Catalyzed by Olfactory Mucosal Enzymes Influences Peripheral Olfactory Responses in Rats. *PLoS ONE*, v.8, 13p., 2013.

THOMAS,J.H.;DRAKE,J.M.; PADDOCK,J.R.; CONKLIN,S.; JOHNSON, J; SELIS KAR,C.J.; HALSALL, H.B.; HEINEMAN, W.R. Characterization of ABTS at a polymer-modified electrode. *Electroanalysis*, v.16,p. 547-555, 2004.

TODA FRUTA. Aproveitamento de subprodutos de frutas. Disponível em: <http://www.todafruta.com.br/todafruta/mostra_conteudo.asp?conteudo=1268>. Acesso em: 15 set. 2008.

VAN BRAMER, S. E. *An introduction to mass spectrometry*. ed. Chester: Widener University, 1997.

VALENTÃO, P.; FERNANDES, E.; CARVALHO, F.; ANDRADE, P.B.; SEABRA, R.M.; BASTOS, M.L. Antioxidative properties of cardoon (*Cynara cardunculus* L.) infusion against superoxide radical, hydroxyl radical, and hypochlorous acid. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, v. 50, n.17, p. 4989-4993, 2002.

VELASCO, J.; ANDERSEN, M.L.; SKIBSTED, L.H. Evaluation of oxidative stability of vegetable oils by monitoring the tendency to radical formation. A comparison of electron spin resonance spectroscopy with the Rancimat method and differential scanning calorimetry. *Food Chemistry*, v. 85, n. 4, p. 623-632, 2004.

VILHENA-POTIGUARA, R. C.; ALMEIDA, S. S.; OLIVEIRA, J.; LOBATO, L.C.B.; LINS, A.L.F.A. Plantas fibrosas. I Levantamento botânico na micro-região do Salgado (Pará-Brasil). *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, série Botânica*, v.3, n.2, p. 279-301, 1987.

VILLACHICA, H. *Frutales y hortalizas promisorias de la Amazonía: tratado de cooperación amazónica*. Lima: Secretaria Pro-Tempore, Tratado de Cooperación Amazonica, 367p., 1996.

VON WETTSTEIN-KNOWLES, P.; Biosynthesis and genetics of waxes. *In*: Rj Hamilton, *Waxes: Chemistry, Molecular Biology and Functions*. Oily Press, Dundee, Scotland, p.91-130, 1995.

VOGG, G.; FISCHER, S.; LEIDE, J.; EMMANUEL, E.; JETTER, R.; LEVY, A.A.; RIEDERER, M. Tomato fruit cuticular waxes and their effects on transpiration barrier properties: functional characterization of a mutant deficient in a very-long-chain fatty acid beta-ketoacyl-CoA synthase. *The Journal Experimental Botany*, v. 55, n. 401, p. 1401-10, 2004.

WACHÉ, Y.; BOSSER-DERRATULD, A.; LHUCUENOT, J.; BELIN, J. Effect of cis/trans isomerism of β -carotene on the ratios of volatile compounds produced during oxidative degradation. *J. Agric. Food Chem.*, v. 51, p. 1984-1987, 2003.

WAINWRIGHT, P.E. Essential fatty acids and behavior. Is there role for the eiconanóides? In: YESHUDA, S. MOSTOFISKY, D.I. Handbook of essential fatty acid biology: biochemistry, physiology, and behavioral neurobiology. Totowa: Humana Press, cap. 14, p. 299-234, 1997.

WATERS, M.D.; STACK, H.F.; JACKSON, M.A.; BROCKMAN, H.E.; DE FLORA, S. Activity profiles of antimutagens: *in vitro* and *in vivo* data. *Mutation Research*, Amsterdam, v.350, n.1, p.109-129, 1996.

WU, J.H.; TUNG, Y.T.; WANG, S.Y.; SHYUR, L.F.; KUO, Y.H.; CHANG, S.T. Phenolic antioxidants from the heartwood of *Acacia confusa*. *J Agric Food Chem*, n.53, p. 5917-5921, 2005.

XU, F.; LIU, Y.; ZHANG, Z.; YANG, C.; TIAN, Y. Quasi-MSⁿ identification of flavanone 7-glycoside isomers in *Da Chengqi Tang* by high performance liquid chromatography-tandem mass spectrometry. *Chinese Medicine*, v.4, p.15, 2009.

YAMAGUCHY, T; TAKAMURA, H.; MATOBA, T.; TERAJO, J. HPLC method for evaluation of the free radical-scavenging activity of foods by using 1,1-diphenyl-2-picrylhydrazyl. *Biosci. Biotechnol. Biochem.*, v. 62, n. 6, p. 1201-1204, 1998.

YETIV, J.Z. Clinical applications of fish oils. *JAMA*, v. 260, p. 655-70, 1988.

YILMAZ, Y.; TOLEDO, R.T. Health aspects of functional grape seed constituents. *Trends in Food Science and Technology*, v.15, n.9, p. 422-433, 2004.

YOKOZAWA, T.; DONG, E.; LIU, Z.W.; SHIMIZU, M. Antioxidant activity of flavones and flavonols in vitro. *Phytotherapy Research*, v.11, p.446-450, 1997.

YUYAMA, L. K. O. et al. Biodisponibilidade dos carotenóides do buriti (*Mauritia flexuosa* L.) em ratos. *Acta Amazônica*, v. 28, n. 4, p. 409-415, 1998.

YUYAMA, L. K. O.; YONEKURA, L.; AGUIAR, J.P.L.; SOUSA, R.F.S. Biodisponibilidade dos carotenóides do buriti (*Mauritia flexuosa* L.) em ratos. *Acta Amazonica*, Manaus, v. 28, n. 4, p. 409-415, 1998.

YUYAMA, L.K.O.; MAEDA, R.N.; PANTOJA, L.; AGUIAR, J.P.L.; MARINHO, H.A. Processamento e avaliação da vida-de-prateleira do tucumã (*Astrocaryum aculeatum* Meyer) desidratado e pulverizado. *Ciência e Tecnologia de Alimentos*, v. 28, n. 2, p. 408-412, 2008.

ZANINETTI, R.A. Caracterização dos óleos de frutos de tucumã (*Astrocaryum aculeatum*) para produção de biodiesel. Dissertação, 47 p., 2009.

ZHISHEN, J.; MENGCHENG, T.; JIANMING, W. The determination of flavonoid contents in mulberry and their scavenging effects on superoxide radicals. *Food Chem.*, v. 64, p. 555-559, 1999.

ZHOU, L.; NILSSON, A. Sources of eicosanoids precursor fatty acid pools in tissues. *J. Lipid. Res.*, Bethesda, v. 42, p. 1521-1542, 2001.

ZUANAZZI, J.A.S.; MONTANHA, J.A. Flavonoides. In: SIMÕES, C.M.O.; SCHENKEL, E.P.; GOSMANN, G.; MELLO, J.C.P.; MENTZ, L.A.; PETROCIVK, P.R.

Farmacognosia: da planta ao medicamento. 2.ed. Porto Alegre: UFRGS, p.489-516, 2000.

ZUANAZZI, J. A. S. *Farmacognosia da Planta ao medicamento*. Ed. da UFSC. 3ª ed, p. 499 - 517, Santa Catarina, 2007.