

**Universidade Federal de Minas Gerais**

**Faculdade de Farmácia**

**Departamento de Alimentos**

**PRODUÇÃO DE FARINHAS RICAS EM FIBRAS COM POTENCIAL  
BIOATIVO A PARTIR DE FRUTOS DO GÊNERO *SPONDIAS* E  
CARACTERIZAÇÃO DAS FRAÇÕES DIGERÍVEL E INDIGERÍVEL**

**Lais Brito Cangussu**

**Belo Horizonte**

**2022**

**Lais Brito Cangussu**

**PRODUÇÃO DE FARINHAS RICAS EM FIBRAS COM POTENCIAL  
BIOATIVO A PARTIR DE FRUTOS DO GÊNERO *SPONDIAS* E  
CARACTERIZAÇÃO DAS FRAÇÕES DIGERÍVEL E INDIGERÍVEL**

Tese apresentada ao Programa de  
Pós-Graduação em Ciência de Alimentos da  
Faculdade de Farmácia da Universidade  
Federal de Minas Gerais, como  
requisito à obtenção do grau de Doutora  
em Ciência de Alimentos.

Área de concentração: Ciência de alimentos

Orientador: Dr Leandro Soares de Oliveira

**Belo Horizonte**

**2022**

C222p Cangussu, Lais Brito.  
Produção de farinhas ricas em fibras com potencial bioativo a partir de frutos do gênero *Spondias* e caracterização das frações digerível e indigerível [recurso eletrônico] / Lais Brito Cangussu. – 2022.  
1 recurso eletrônico (140 f. : il.) : pdf.

Orientador: Leandro Soares de Oliveira.

Tese (doutorado) – Universidade Federal de Minas Gerais, Faculdade de Farmácia, Programa de Pós-Graduação em Ciência de Alimentos.

Exigências do sistema: Adobe Acrobat Reader.

1. Compostos fenólicos – Teses. 2. Bioacessibilidade – Teses. 3. Carotenoides – Teses. 4. Alcalóides – Teses. 5. Fibras alimentares – Teses. I. Oliveira, Leandro Soares de. II. Universidade Federal de Minas Gerais. Faculdade de Farmácia. III. Título.

CDD: 664.8



UNIVERSIDADE FEDERAL DE MINAS GERAIS  
FACULDADE DE FARMÁCIA  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA DE ALIMENTOS

### FOLHA DE APROVAÇÃO

#### PRODUÇÃO DE FARINHAS RICAS EM FIBRAS COM POTENCIAL BIOATIVO A PARTIR DE FRUTOS DO GÊNERO SPONDIAS E CARACTERIZAÇÃO DAS FRAÇÕES DIGERÍVEL E INDIGERÍVEL

LAÍS BRITO CANGUSSU

Tese submetida à Banca Examinadora designada pelo Colegiado do Programa de Pós-Graduação em CIÊNCIA DE ALIMENTOS, como requisito para obtenção do grau de Doutora em CIÊNCIA DE ALIMENTOS, área de concentração CIÊNCIA DE ALIMENTOS.

Aprovada em 07 de julho de 2022, pela banca constituída pelos membros:

Prof. Dr. Leandro Soares de Oliveira (Orientador e Presidente da Comissão) - UFMG  
Profa. Dra. Susana Isabel Pereira Casal Vicente - Universidade do Porto  
Prof. Dr. Renan Campos Chisté - UFPA  
Profa. Dra. Raquel Linhares Bello de Araújo - UFMG  
Profa. Dra. Érika Cristina Cren - UFMG

Assinatura dos membros da banca examinadora:



Documento assinado eletronicamente por **Renan Campos Chisté, Usuário Externo**, em 07/07/2022, às 17:34, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 5º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



Documento assinado eletronicamente por **Susana Isabel Pereira Casal Vicente, Usuária Externa**, em 07/07/2022, às 17:45, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 5º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



Documento assinado eletronicamente por **Leandro Soares de Oliveira, Membro de comitê**, em 11/07/2022, às 13:48, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 5º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



Documento assinado eletronicamente por **Raquel Linhares Bello de Araujo, Professora do Magistério Superior**, em 11/07/2022, às 14:45, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 5º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



Documento assinado eletronicamente por **Erika Cristina Cren, Coordenador(a) de curso**, em 13/07/2022, às 09:52, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 5º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



A autenticidade deste documento pode ser conferida no site

[https://sei.ufmg.br/sei/controlador\\_externo.php?](https://sei.ufmg.br/sei/controlador_externo.php?acao=documento_conferir&id_orgao_acesso_externo=0)

[acao=documento\\_conferir&id\\_orgao\\_acesso\\_externo=0](https://sei.ufmg.br/sei/controlador_externo.php?acao=documento_conferir&id_orgao_acesso_externo=0), informando o código verificador **1581585** e o código CRC **DC981A11**.

## Resumo

O umbu e a seriguela são frutos tropicais, de sabor e aroma agradáveis com grande potencial para exploração econômica. Seus resíduos (casca e semente) ainda são poucos estudados e escassos dados são encontrados na literatura acerca de sua caracterização e utilização. Trabalhos encontrados na literatura mostram que o umbu e a seriguela apresentam elevado teor de compostos com propriedades antioxidantes, demonstrando o potencial desses frutos como ingrediente funcional. Devido a isso, o presente trabalho tem como objetivo caracterizar os compostos bioativos e os componentes polissacarídeos formadores das fibras alimentares das farinhas de polpa e resíduos de umbu e seriguela. Compostos fenólicos, vitaminas, carotenoides e trigonelina presentes nas amostras foram quantificados e seus perfis foram obtidos por cromatografia líquida. A bioacessibilidade (15,04% a 114,27%) desses compostos também foi obtida e a fração indigerível foi caracterizada. Além disso, a fração polissacarídica formadora das fibras alimentares (FAT - 7,60% a 55,04%) foi investigada por Cromatografia a Gás e Espectroscopia no Infravermelho, além do teor de pectina extraída por aquecimento em microondas e seu grau de esterificação. Não há na literatura até o momento relatos da caracterização das fibras alimentares de umbu e seriguela. Os resultados evidenciaram uma grande quantidade dos compostos bioativos (ácido *p*-cumárico, ácido protocatecuico, procianidina B2, ácido elágico, ácido siríngico, ácido clorogênico, quercetina, luteína,  $\alpha$ -tocoferol,  $\alpha$ -caroteno, zeaxantina,  $\beta$ -criptoxantina,  $\beta$ -caroteno) analisados nas amostras em relação a resultados encontrados na literatura para outros frutos e resíduos. Esse foi o primeiro estudo a avaliar o teor de trigonelina (1,75 - 24,32%) e fenólicos não extraíveis (713,205 - 3209,05%) em umbu e seriguela. Os resultados obtidos para a fração polissacarídica evidenciaram que os pós analisados são compostos majoritariamente por polissacarídeos pécticos e hemiceluloses como xiloglucanas e arabinogalactanas. A caracterização da fração indigerível mostrou que essa fração contém outros compostos além das fibras, agregando valor a essas frações. Os resultados obtidos evidenciam o potencial das farinhas obtidas para serem utilizadas como ingredientes alimentícios, sendo boa fonte de compostos bioativos naturais e pectinas, podendo ser aplicados em produtos de panificação, massas e outros. A detecção desses compostos torna o produto atrativo comercialmente possibilitando agregar valor a produtos e subprodutos agrícolas ainda subaproveitados do ponto de vista científico, comercial e tecnológico.

Palavras-chave: Compostos Fenólicos. Bioacessibilidade. Carotenoides. Trigonelina. Fibras.

## Abstract

Umbu and seriguela are tropical fruits, with a pleasant flavor and aroma with great potential for economic exploitation. Its residues (bark and seed) are still poorly studied and scarce data are found in the literature about its characterization and use. Studies found in the literature show that umbu and seriguela have a high content of antioxidants, demonstrating the potential of these fruits as functional ingredients. Due to this, the present work aims to characterize the bioactive compounds and the polysaccharide components that form the dietary fibers of pulp flours and umbu and seriguela residues. Phenolic compounds, vitamins, carotenoids and trigonelline present in the samples were quantified and their profiles were obtained by liquid chromatography. The bioaccessibility (15.04% a 114.27%) of these compounds was also obtained and the indigestible fraction was characterized. Furthermore, the polysaccharide fraction forming the dietary fibers (FAT - 7,60% a 55,04%) was investigated by Gas Chromatography and Infrared Spectroscopy, in addition to the pectin content extracted by microwave heating and its degree of esterification. There are no reports in the literature to date on the characterization of the dietary fibers of umbu and seriguela. The results showed a large amount of bioactive compounds analyzed (*p*-coumaric acid, protocatechuic acid, procyanidin B2, ellagic acid, syringic acid, chlorogenic acid, quercetin, lutein,  $\alpha$ -tocopherol,  $\alpha$ -carotene, zeaxanthin,  $\beta$ -cryptoxanthin,  $\beta$ -carotene) in the samples in relation to results found in the literature for other fruits and residues. This was the first study to evaluate the content of trigonelline (1.75 - 24.32%) and non-extractable phenolics (713.20 - 3209.05%) in umbu and seriguela. The results obtained for the polysaccharide fraction showed that the powders analyzed are mainly composed of pectic polysaccharides and hemicelluloses such as xyloglucans and arabinogalactans. The characterization of the indigestible fraction showed that this fraction contains other compounds besides fibers, adding value to these fractions. The results obtained show the potential of the flours obtained to be used as food ingredients in bakery products, pasta and others, being a good source of natural bioactive compounds and pectins. The detection of these compounds makes the product commercially attractive, making it possible to add value to agricultural products and by-products that are still underused from a scientific, commercial and technological point of view.

Keywords: Phenolic Compounds. Bioaccessibility. Carotenoids. Trigonelline. Fibers.

## Lista de Figuras

Figura 1: Figura 1: Árvore de umbu em uma cultura conjunta de milho e feijão (A), árvore de umbu inteira (B), frutos (C), flor (D)	22
Figura 2: Estrutura da Xiloglucana	32
Figura 3: Estrutura da arabino-4-galactana	32
Figura 4: Representação esquemática dos componentes estruturais da pectina	32
Figura 5: Estrutura geral da pectina	33
Figura 6: Estrutura química do ácido gálico	36
Figura 7: Estrutura química do ácido caféico	36
Figura 8: Estrutura química do ácido clorogênico (ácido 5cafeoilquínico)	36
Figura 9: Estrutura química da quercetina	37
Figura 10: Estrutura química do $\alpha$ -caroteno	40
Figura 11: Estrutura química da $\beta$ -criptoxantina	40
Figura 12: Estrutura química do $\alpha$ -tocoferol	43
Figura 13: Estrutura química do retinol	43
Figura 14: Estrutura química da trigonelina	44
Figura 15: Representação da obtenção da fração indigerível de alimentos	47
Figura 16: Farinhas obtidas de casca de umbu maduro e semi-maduro, respectivamente	51
Figura 17: Farinhas obtidas de polpa de umbu maduro e semi-maduro, respectivamente	53
Figura 18: Farinhas obtidas de casca, polpa e semente de seriguela, respectivamente	52
Figura 19: Reação entre quercetina e cloreto de alumínio	60
Figura 20: Cromatograma típico para fenólicos: 1. ácido <i>p</i> -cumárico; 2. ácido elágico; 3. Quercetina; 4. procianidina b2	75
Figura 21: Cromatograma típico para carotenóides: 1. Luteína; 2. Zeaxantina; 3. $\beta$ -criptoxantina; 4. $\alpha$ -tocoferol; 5. $\alpha$ -caroteno; 6. $\beta$ -caroteno	78
Figura 22: Cromatograma e espectro de trigonelina obtido na amostra C1	79
Figura 23: Cromatograma e espectro de trigonelina obtido na amostra C2	79
Figura 24: Cromatograma e espectro de trigonelina obtido na amostra P1	81
Figura 25: Cromatograma e espectro de trigonelina obtido na amostra P2	81
Figura 26: Cromatograma e espectro de trigonelina obtido na amostra PS	93
Figura 27: Cromatograma e espectro de trigonelina obtido na amostra CS	93
Figura 28: Cromatograma e espectro de trigonelina obtido na amostra SS	94
Figura 29 - Espectro de casca e polpa de umbu	106
Figura 30: Espectros FTIR dos pós produzidos	111
Figura 31: Segunda derivada dos espectros FTIR dos pós produzidos	111

## Lista de Tabelas

Tabela 1: Características de frutos em diferentes estádios de maturação.....	24
Tabela 2: Codificação de amostras de casca e polpa de umbu.....	51
Tabela 3: Codificação de amostras de casca, polpa e semente de seriguela .....	52
Tabela 4: Programação de gradiente de concentração de fase móvel para análise de trigonelina por CLAE.....	63
Tabela 5: Programação de gradiente de concentração de fase móvel para análise de trigonelina por CLAE.....	65
Tabela 6: Composição centesimal de PRF de cascas de umbu maduro e semi-maduro.....	66
Tabela 7: Propriedades tecnológicas de PRF de cascas de umbu a temperatura ambiente.....	68
Tabela 8: Parâmetros de cor de PRF de cascas de umbu maduro e semi-maduro.....	70
Tabela 9: Bioacessibilidade e teores de compostos fenólicos extraíveis de cascas e polpas de umbu.....	71
Tabela 10: Teores de compostos fenólicos não-extraíveis de cascas e polpas de umbu.....	73
Tabela 11: Teores de fenólicos de polpas e farinhas de cascas de umbu.....	75
Tabela 12: Teores de carotenoides ( $\beta$ -caroteno) de cascas e polpas de umbu em diferentes condições de extração.....	78
Tabela 13: Teores de carotenoides de polpas e farinhas de cascas de umbu.....	84
	86
	76
	77
Tabela 14: Quantidade de trigonelina em amostras de casca e polpa de umbu.....	
Tabela 15: Composição centesimal de PRF de casca e semente de seriguela.....	
Tabela 16: Propriedades tecnológicas de PRF de semente e casca de seriguela a temperatura ambiente.....	
Tabela 17: Parâmetros de cor de PRF de semente e casca de seriguela.....	
Tabela 18: Bioacessibilidade e teores de compostos fenólicos extraíveis de resíduos e polpas de seriguela.....	87
Tabela 19: Bioacessibilidade e teores de compostos fenólicos extraíveis de resíduos e polpas.....	89
Tabela 20: Teores de compostos fenólicos não-extraíveis de resíduos e polpa de seriguela....	91
Tabela 21: Teores de carotenoides ( $\beta$ -caroteno) de resíduos e polpa de seriguela em diferentes condições de extração.....	91
Tabela 22: Teores de carotenoides de polpas e farinhas de cascas de umbu.....	92
Tabela 23: Quantidade de trigonelina em amostras de resíduos e polpa de seriguela.....	93
Tabela 24: Quantidade de pectina e fibras solúvel e insolúvel em amostras de casca e polpa.....	103

de umbu .....	
Tabela 25: Composição monossacarídica de pós de polpa e casca de umbu.....	104
Tabela 26: Quantidade de pectina e fibra solúvel e insolúvel em amostras de resíduos e polpa de seriguela.....	107
Tabela 27: Composição monossacarídica de pós de casca e resíduos de seriguela.....	109
Tabela 28: Composição da fração não digerível de farinhas de casca e semente de seriguela..	116

### **Lista de Abreviaturas**

- AA – Ácido Ascórbico
- AChE - Acetilcolinesterase
- ATM – Alto Teor de Metoxilação
- BTM – Baixo Teor de Metoxilação
- CG – Cromatografia a gás
- CLAE – Cromatografia Líquida de Alta Eficiência
- DCM - Diclorometano
- DMSO - Dimetilsulfóxido
- DRI – Dietary Reference Intakes
- EAG – Equivalente de Ácido Gálico
- EAT – Equivalente de Ácido Tânico
- EE – Extrato Etéreo
- EQC – Equivalente de Quercetina
- FD – Fibras Dietéticas
- FDAO – Fibras Dietéticas Antioxidantes
- FE – Fenólicos Extraíveis
- FNE – Fenólicos Não Extraíveis
- FT – Fenólicos Totais
- FTIR – Espectroscopia de Infravermelho por Transformada de Fourier
- FOS – Fruto-Oligossacarídeos
- IAA – Índice de Absorção de Água
- IAO – Índice de Absorção de Óleo
- IOM – Institute of Medicine
- ISA – Índice de Solubilidade em Água
- NEPA – Proantocianidinas Não Extraíveis
- PA - Proantocianidinas
- PRF – Pós Ricos em Fibras
- PVPP – Poli(VinilPirrolidona)
- RG I – Ramnogalacturonas do Tipo I

RG II – Ramnogalacturonas do Tipo II

RMR – Razão Molar Relativa

RMF – Resíduo Mineral Fixo

TFA – Ácido Trifluoráceito

VI – Volume de Intumescimento

## SUMÁRIO

Lista de Figuras.....	07
Lista de Tabelas.....	08
Lista de Abreviaturas.....	09
Capítulo 1: Revisão Bibliográfica.....	12
1.1: Introdução.....	13
1.2: Objetivos.....	17
1.2.1: Objetivo Geral.....	17
1.2.2: Objetivos Específicos.....	17
1.3: Revisão Bibliográfica.....	18
1.3.1: Frutos Tropicais.....	18
1.3.2: Gênero <i>Spondias</i> .....	19
1.3.2.1: Seriguela.....	20
1.3.2.2: Umbu.....	22
1.3.3: Estádio de maturação dos frutos.....	24
1.3.4: Resíduos Alimentares.....	26
1.3.5: Pós Ricos em Fibras (PRF).....	29
1.3.6: Carboidratos em Plantas.....	30
1.3.7: Compostos Bioativos.....	34
1.3.7.1: Compostos Fenólicos.....	35
1.3.7.2: Carotenoides.....	40
1.3.7.3: Vitaminas.....	42
1.3.7.4: Trigonelina.....	44
1.3.8: Bioacessibilidade de compostos bioativos.....	45
1.3.9: Propriedades Tecnológicas.....	47
Capítulo 2: Avaliação do potencial tecnológico e bioativo de farinhas de umbu e seriguela.....	49
2.1: Material e Métodos.....	50
2.1.1: Produção de farinhas de polpa e resíduos de umbu e seriguela.....	50
2.1.1.1: Matéria- prima.....	50
2.1.1.2: Obtenção das farinhas.....	50
2.1.2: Composição centesimal.....	53
2.1.2.1: Umidade.....	53
2.1.2.2: Resíduo Mineral Fixo (RMF).....	53
2.1.2.3: Extrato Etéreo (EE).....	53
2.1.2.4: Proteína.....	54
2.1.3: Propriedades tecnológicas.....	55

2.1.3.1: Índice de Absorção de Água (IAA).....	55
2.1.3.2: Índice de Solubilidade em Água (ISA).....	55
2.1.3.3: Índice de Absorção de Óleo (IAO).....	56
2.1.3.4: Volume de Intumescimento (VI).....	56
2.1.4: Análise Colorimétrica.....	57
2.1.5: Extração de compostos fenólicos livres.....	57
2.1.5.1: Quantificação de compostos fenólicos extraíveis totais.....	57
2.1.5.2: Quantificação de taninos.....	57
2.1.5.3: Quantificação de flavonóides.....	57
2.1.5.4: Quantificação de ácidos fenólicos.....	59
2.1.6: Quantificação de compostos fenólicos não extraíveis.....	59
2.1.6.1: Taninos condensados.....	59
2.1.6.2: Taninos Hidrolisáveis.....	60
2.1.7: Quantificação de carotenoides.....	61
2.1.8: Quantificação de trigonelina.....	62
2.1.9: Perfil de compostos fenólicos por CLAE.....	63
2.1.10: Perfil de carotenoides e vitaminas lipossolúveis por CLAE.....	64
2.1.11: Bioacessibilidade de compostos bioativos.....	66
2.1.12: Análises Estatísticas.....	66
2.2: Resultados e Discussão.....	66
2.2.1: Umbu.....	66
2.2.2: Seriguela.....	81
2.3: Conclusão.....	95
Capítulo 3:Caracterização química de componentes da fração polissacarídica das farinhas.	96
3.1: Material e Métodos.....	97
3.1.2: Fibras solúveis e insolúveis.....	97
3.1.3: Extração de pectina.....	98
3.1.4: Grau de esterificação da pectina.....	98
3.1.5: Espectroscopia do infravermelho.....	98
3.1.6: Avaliação da composição química dos polissacarídeos por cromatografia a gás.....	99
3.1.7: Análises Estatísticas.....	102
3.2: Resultados e Discussão.....	102
3.2.1: Umbu.....	102
3.2.2: Seriguela.....	107
3.3: Conclusão.....	113
Capítulo 4: Caracterização da fração indigerível das farinhas produzidas.....	114
4.1: Material e Métodos.....	115
4.2: Resultados e Discussão.....	115
4.3: Conclusão.....	118
Referências Bibliográficas.....	119
Apêndices.....	139

# Capítulo 1: Revisão Bibliográfica



## 1.1 Introdução

O Brasil contém uma das maiores diversidades de espécies frutíferas do mundo, sendo que as regiões Norte e Nordeste, em especial, produzem grande variedade de frutos com excelentes perspectivas para exploração econômica. Apesar da grande diversidade dessas regiões, ainda existem poucos estudos sobre o potencial de compostos bioativos provenientes das plantas dessa região (CORDEIRO et al., 2018). Dentre as espécies frutíferas presentes na região Nordeste brasileira, destaca-se a *Spondias sp.*, a qual o extrativismo constitui fonte alternativa de renda para os pequenos produtores do semi árido (MELO; ANDRADE, 2010). Dentro da espécie *Spondias sp.* encontram-se os frutos umbu (*Spondias tuberosa A.*) e seriguela (*Spondia purpúrea L.*).

O umbu é uma fruta tropical brasileira originada do umbuzeiro. O umbuzeiro é uma planta endêmica da Caatinga, adaptada para sobreviver e produzir frutos mesmo sob estresse hídrico e salino (CORDEIRO et al., 2018). Quando o umbu está maduro, sua polpa é doce (9,5 ° Brix), agradável e de sabor ácido suave (pH cerca de 3). Ele é rico em vitaminas (B1, B2, A, C e niacina), minerais (cálcio, fósforo e ferro) e antioxidantes naturais (NARAIN et al., 1992). Porém os compostos antioxidantes e algumas características do umbu não foram bem exploradas e estudadas (NETO et al., 2016).

A seriguela, fruta com polpa de aroma e sabor agradáveis, tem origem na América Tropical (LEON; SHAW, 1990). Devido sua excelente qualidade sensorial, a seriguela é muito apreciada no nordeste brasileiro, refletido pelo contínuo aumento do consumo do fruto *in natura* ou processado na forma de diversos produtos (SACRAMENTO; SOUZA, 2000). De acordo com Melo et al. (2008) a polpa de seriguela apresenta quantidades relevantes de polifenóis e potencial atividade antioxidante. A seriguela apresenta grande potencial econômico (PINTO, 1997), apesar de não ter se fixado como cultura explorada na forma de pomares comerciais no Brasil.

O umbu e a seriguela são frutíferas de fácil propagação, desenvolvendo em regiões quentes e com falta de água e são uma fonte de sustento para os agricultores durante a estação seca (NETO et al., 2012; SANTOS et al., 2011). Várias regiões mundiais têm apresentado temperaturas cada vez mais altas e diminuição do volume de chuvas. Com essa realidade, essas

frutas podem ser uma alternativa para consumo da população e para sobrevivência de muitos agricultores em momentos de seca, como também serem utilizadas pela indústria alimentícia para produção de diversos produtos. Estudos têm mostrado o potencial dos frutos da espécie *Spondias* para elaboração de diversos produtos: suco de umbu (VIDIGAL et al., 2011; USHIKUBO et al., 2007; RIBEIRO et al., 2017a), vinho de umbu (DUARTE et al., 2010), fermentado de umbu (PAULA et al., 2012), polpa de seriguela (MELO et al., 2008), bebida mista de umbu, extrato hidrossolúvel de soja e água de coco (NETO et al., 2016), geleia e doce de seriguela (LIMA; MELEIRO, 2012), barra de cereal diet de umbu (SILVA et al., 2018), dentre outros. Porém, apesar destes frutos serem utilizados para elaboração de produtos, trabalhos aprofundados sobre os compostos bioativos presentes neles são escassos.

Estudos recentes têm mostrado que os consumidores estão cada vez mais buscando alimentos saudáveis. Desta maneira, existe uma pressão nas indústrias em fabricar e comercializar produtos baseados em nutrientes ou alimentos que, além de serem saborosos, também forneçam benefícios à saúde (RIBEIRO et al., 2014). Muitos frutos são exemplos de alimentos que apresentam características sensoriais desejáveis pelos consumidores e que fornecem benefícios à saúde, uma vez que eles não fornecem apenas nutrientes essenciais para a vida, mas também compostos bioativos que reduzem o risco de desenvolvimento de doenças crônicas não-transmissíveis (SEIFRIED et al., 2007). São exemplos de compostos que apresentam efeitos benéficos à saúde presentes em vegetais: compostos fenólicos, carotenoides, fibras, vitaminas e alcaloides.

Compostos fenólicos são largamente distribuídos como metabólitos secundários em plantas, e, portanto, fazem parte da dieta humana (GONZALES et al., 2015). Eles têm atraído um grande interesse, pois são potentes antioxidantes e exibem várias atividades fisiológicas como anti-inflamatório, antimicrobiano, antialérgico, anticancerígeno e anti-hipertensivos (AKKARACHIYASIT et al., 2010). Os compostos fenólicos podem ser classificados em dois grupos distintos de acordo com sua extratibilidade: os fenólicos extraíveis (FE) e os não extraíveis (FNE). A fração FNE dispõe de compostos fenólicos que são vinculados ou aprisionados na matriz da planta e, conseqüentemente, permanecem no resíduo após a extração com solventes aquoso-orgânicos (WHITE et al., 2010). De acordo com Albishi et al. (2013), as frações FNEs apresentam maiores quantidades de compostos fenólicos que as frações FEs. Explorando essa

fração, portanto, resulta em uma maior valorização da matéria-prima. No entanto, as frações fenólicas não extraíveis não foram profundamente estudadas e são muitas vezes desconsideradas na literatura atual.

Existem estudos que quantificaram o teor de compostos fenólicos extraíveis na polpa e resíduos de umbu e seriguela (ZIELINSKI et al., 2014; RIBEIRO et al., 2017a; OMENA et al., 2012; MELO; ANDRADE, 2010; MELO et al., 2008), porém, não existem estudos que quantificaram as classes fenólicas separadas (flavonoides, taninos e ácidos fenólicos) e o teor de fenólicos não extraíveis. Poucos estudos identificaram os fenólicos do umbu e da seriguela. Foram encontrados 18 compostos fenólicos na fração extraível em casca de seriguela (ENGELS et al., 2012), 13 compostos na fração não extraível em polpa de seriguela (DUTRA et al., 2017) e 5 compostos fenólicos em polpa de umbu (ZERAİK et al., 2016). Não existem estudos que identificaram os fenólicos presentes na fração fenólica não extraível da polpa do umbu e resíduos do umbu e seriguela.

Os carotenoides são pigmentos naturais, solúveis em lipídios, que possuem ação antioxidante. Esses pigmentos estão presentes em uma vasta variedade de vegetais (VON LINTIG; SIES, 2013). Eles são classificados de acordo com sua estrutura química em carotenos (carotenoides de hidrocarbonetos) e xantofilas (carotenoides oxigenados). A variabilidade natural dos carotenoides é muitas vezes aumentada pela formação de ésteres. Por esse motivo, para simplificar a análise desses compostos é realizada uma saponificação, passo que libera os carotenoides esterificados. Porém, durante a saponificação pode ocorrer a degradação e formação de artefatos (MURILLO et al., 2013). Existem estudos que quantificaram o teor de carotenoides em umbu e seriguela (MELO; ANDRADE, 2010; ZIELINSKI et al., 2014; OLIVEIRA et al., 2011; RIBEIRO et al., 2017) e existem estudos que avaliaram o perfil de carotenoides em suco de umbu (RIBERIRO et al., 2017), casca e polpa de seriguela (VILLA-HERNÁNDEZ et al., 2017), polpa de umbu (MURILLO et al., 2010) e polpa de seriguela (BERNI et al., 2019). Todos esses estudos realizaram a etapa de saponificação. Não existem estudos que avaliaram o perfil de carotenoides em resíduos de umbu e em semente de seriguela.

Vitaminas como a C e E e  $\beta$ -caroteno (precursor da vitamina A) exercem propriedades antioxidantes, as quais exercem ação protetora contra a evolução de processos degenerativos que conduzem à doenças e ao envelhecimento precoce (BARCIA et al., 2010). Diversos autores

analisaram a vitamina C em umbu e seriguela: casca, semente e polpa de seriguela e umbu (OMENA et al., 2012), polpa de umbu (BASTOS et al., 2016; GOUVÊA et al., 2017) e polpa de seriguela (ROCHA et al., 2011; KOZIOL; MACÍA, 1998). Porém estudos com as vitaminas lipossolúveis são mais escassos nesses frutos.

Fibras dietéticas (FD) são polímeros de carboidratos não amidos e lignina que não são digeridos pelas enzimas digestivas humanas no intestino delgado e absorvidos, apresentando inúmeros efeitos fisiológicos benéficos. Os benefícios à saúde mais comuns atribuídos às FD são: redução do colesterol no sangue, melhorias na função do intestino grosso, redução da resposta glicêmica, risco reduzido de doenças coronárias e redução de peso corporal (LEÃO et al., 2017). As FDs podem ser agrupadas em dois grupos de acordo com sua solubilidade em água: FD solúveis (pectina, gomas, mucilagens, inulina, fruto-oligossacarídeos,  $\beta$ -glucanas, psyllium e hemicelulose tipo A) e FD insolúveis (celulose, hemicelulose e lignina) (CUPPARI, 2002). Não existem estudos que realizaram análises aprofundadas das frações de fibras em umbu e seriguela.

Alcalóides são compostos nitrogenados derivados das plantas com diversas propriedades farmacológicas. A trigonelina é um alcalóide amplamente distribuído em plantas terrestres e invertebrados marinhos (FARAG et al., 2015). Ela tem várias atividades biológicas, incluindo ação contra a cárie dentária, atividade anti-invasiva contra as células cancerosas (ASHIHARA, 2015) e efeito antidiabético (YOSHINARI et al., 2009). Não existem estudos que analisaram trigonelina em umbu e seriguela e devido ao fato dela estar amplamente distribuída no reino vegetal é relevante estudá-la nesses frutos.

O primeiro passo para determinar os possíveis efeitos de um composto é avaliar sua estabilidade durante a digestão gastrointestinal, uma vez que qualquer composto só pode ser considerado potencialmente eficaz para a saúde humana se permanecer bioacessível após todas as fases envolvidas na digestão gastrointestinal (PELLEGRINI et al., 2018). Desta forma, é essencial que a bioacessibilidade dos compostos bioativos em alimentos seja analisada. Existem apenas dois estudos que analisaram a bioacessibilidade em polpa de seriguela.

Apenas as polpas dos frutos umbu e seriguela são consumidas e utilizadas para a elaboração de produtos, resultando, portanto, em liberação de resíduos (casca e semente). Vários estudos têm revelado que as cascas e as sementes de certos frutos contêm atividade antioxidante

mais elevada que a polpa. Desta forma, os resíduos resultantes do processo de beneficiamento de frutos constituem uma rica fonte de compostos bioativos, tornando-se importante avaliar o potencial deste material na perspectiva de empregá-los em produtos alimentícios, visando substituir ou reduzir o uso de aditivos sintéticos, uma vez que a inocuidade de diversos aditivos vem sendo questionada (MELO; ANDRADE, 2010). Existem diversos estudos da incorporação de fibras vegetais em produtos alimentícios através da produção de Pós Ricos em Fibras (PRF) (SAN-JOSÉ et al., 2018; OZBOY-OZBAS et al., 2010; SONG et al., 2013). PRF de vegetais apresentam boas qualidades funcionais, como capacidade de retenção de água e óleo e alto teor de compostos antioxidantes e fibras dietéticas (PLA et al., 2010; SONG et al., 2013; RANDHAWA et al., 2015; LEÃO et al., 2017). Não existem estudos que avaliaram o potencial tecnológico de resíduos de umbu e seriguela. Devido ao fato dos estudos dos frutos umbu e seriguela serem poucos e não aprofundados, este estudo visa caracterizar a fração polissacarídica desses frutos, bem como suas propriedades tecnológicas e bioativas.

## **1.2 Objetivos**

### **1.2.1 Objetivo Geral**

Este trabalho tem como objetivo um estudo aprofundado da fração polissacarídica e dos compostos bioativos presentes na polpa e nos resíduos de umbu e seriguela.

### **1.2.2 Objetivos Específicos**

- Determinação da composição centesimal, propriedades tecnológicas e análise colorimétrica das farinhas dos resíduos;
- Quantificação de trigonelina, fenólicos extraíveis e não extraíveis e carotenoides das farinhas das polpas e dos resíduos;
- Quantificação das classes fenólicas extraíveis (flavonóides, ácidos fenólicos e taninos) e não extraíveis (taninos condensados e taninos hidrolisáveis – elagitaninos e galotaninos) separadas;
- Avaliação da viabilidade da execução da etapa de saponificação na extração de

carotenoides;

- Identificação dos carotenoides, vitaminas e fenólicos presentes nas farinhas das polpas e dos resíduos por CLAE;
- Avaliação da bioacessibilidade in vitro dos compostos bioativos avaliados;
- Determinação dos compostos presentes na fração indigerível das farinhas das polpas e dos resíduos (taninos condensados, proteína resistente, amido resistente, lignina, polissacarídeos não amiláceos e minerais);
- Caracterização da fração polissacarídica das farinhas das polpas e dos resíduos (teor de fibras solúveis e insolúveis e de pectina, perfil de monossacarídeos e análise de infravermelho).

### **1.3. Revisão Bibliográfica**

#### **1.3.1. Frutos Tropicais**

Nas regiões tropicais existe uma grande variedade de frutos que são consumidos por humanos e animais (MURILLO et al., 2013). As frutas tropicais frescas são importantes fontes de carboidratos, vitaminas, minerais e fibras (FENG et al., 2015), além de muitas delas serem consideradas um reservatório de substâncias bioativas, as quais são muito visadas devido às suas possíveis propriedades ditas promotoras da saúde (MURILLO et al., 2013). O aumento do reconhecimento do valor nutricional e terapêutico dos frutos tropicais têm acarretado o crescimento do seu consumo nos mercados nacionais e internacionais (SILVA et al., 2014). Os frutos tropicais são bastante apreciados pelos consumidores de todo o mundo, devido suas excelentes características sensoriais (FENG et al., 2015).

Existem mais de 3000 tipos de frutas tropicais produzidas anualmente em todo o mundo (STRAWN et al., 2011). De acordo com a FAO (2020), a produção de frutas tropicais no Brasil atingiu 602.651 de toneladas em 2018. O Brasil é o terceiro produtor mundial de frutas frescas e processadas, seguido pela China e Índia (FAO, 2014), e é considerado o principal produtor de frutas tropicais do mundo (IBRAF, 2017). A produção global de frutas tropicais aumentou mais de 5% ao ano na última década. Uma série de frutas tropicais foi exportada para os países não-prósperos para assegurar a demanda durante todo o ano de produtos frescos. Alguns

exemplos de frutos tropicais são: kiwi, manga, mamão, carambola, abacaxi, tangerina, umbu, seriguela, cajá, dentre outros.

O Brasil apresenta uma grande variedade de espécies de frutas exóticas e nativas, que são subexploradas e apresentam grande potencial para utilização agroindustrial, podendo ser uma possível fonte de renda para a população local. Essas frutas representam uma oportunidade para os agricultores locais terem acesso a mercados especiais, onde os consumidores enfatizam o caráter exótico e a presença de nutrientes capazes de prevenir doenças degenerativas (SILVA et al., 2014). Além disso, existe o potencial de isolar compostos bioativos específicos dos subprodutos destes frutos para aplicação em suplementos alimentares, aditivos dietéticos e produtos farmacêuticos, contribuindo para a recuperação de resíduos da agroindústria (AYALA-ZAVALA et al., 2011).

### **1.3.2. Gênero *Spondias***

O gênero *Spondias* pertence à família Anacardiaceae e possui cerca de 20 espécies (MELO; ANDRADE, 2010), das quais sete encontram-se distribuídas na América Tropical e, aproximadamente, dez na Ásia Tropical (MILLER; SCHAAL, 2005). A família Anacardiaceae é subdividida em 5 tribos: Anacardieae, Spondiadeae, Rhoeeae, Semecarpeae e Dobineae. Alguns membros das tribos Anacardieae e Rhoeeae, como o caju (*Anacardium occidentale* L.), manga (*Mangifera indica* L.) e pistache (*Pistacia vera* L.) são plantas alimentares importantes. A tribo Spondiadeae contém 17 gêneros e 140 espécies, incluindo o gênero *Spondias*. A família Anacardiaceae apresenta 70 gêneros e mais de 600 espécies, principalmente árvores e arbustos que crescem em zonas tropicais, subtropicais e temperadas. Muitos membros da família Anacardiaceae são usados como plantas medicinais, uma vez que são ricos em metabólitos secundários das plantas, como os compostos fenólicos, tendo atividades biológicas interessantes (ENGELS et al., 2012).

Frutos do gênero *Spondias* estão dentro das espécies frutíferas da região nordeste brasileiro, cujo extrativismo constitui fonte alternativa de renda para os pequenos produtores do semiárido (MELO; ANDRADE, 2010). Estes frutos mostram uma importância econômica significativa para o Nordeste do Brasil, tendo várias frutas que são usadas como alimento humano e animal. Espécies do gênero *Spondias* que ocorrem no Brasil: *Spondias mombin* (Cajá),

*Spondias purpurea* L. (Seriguela), *Spondias tuberosa* Arruda (Umbu), *Spondias venulosa* Mart. (Cajá-grande), e um suposto híbrido entre *S. mombin* e *S. tuberosa*, conhecido como "umbu-cajá". A taxonomia do gênero *Spondias* não é clara, com a presença de supostos híbridos e espécies com pouca diferenciação morfológica. Entre as espécies que ocorrem no Brasil, as mais notáveis são *S. mombin*, que é comum nas florestas do Atlântico e da Amazônia; *S. tuberosa*, uma espécie adaptada aos habitats xéricos e *S. purpurea* introduzida da América Central (SILVA et al., 2015).

### 1.3.2.1. Seriguela

A seriguela (*Spondias purpurea* L.), planta nativa das florestas semi-áridas tropicais da América Central, é distribuída do México ao norte do Peru e do Brasil, onde é abundante (OMENA et al., 2012; DUTRA et al., 2017). Ela também é conhecida como mombin vermelho, mombin roxo, ciruela, ciriguela, siriguela, ceriguela, jocote e ameixa espanhola (ENGELS et al., 2012). A árvore da *Spondias purpurea* é pequena (3-10 m) e produz frutos ovais, lisos e brilhantes que amadurecem ao longo do ano, dependendo da variedade, e variam amplamente em cores de verde a amarelo, laranja, vermelho e violeta. Os frutos são pequenos de até 5,5 cm de comprimento e pesam 12-28 g. Sua textura varia de calcário a cremoso e suculento, e sua polpa apresenta gosto agridoce. O endocarpo fibroso e lignificado ocupa a maior parte da fruta, porém não é comestível. As frutas são consumidas com ou sem a pele, cruas, cozidas, secas, em sobremesas, como conservas ou como bebidas (ENGELS et al., 2012; DUTRA et al., 2017).

A polpa (MELO et al., 2008) e a casca (SILVA et al., 2016) da seriguela apresentam quantidades relevantes de polifenóis e compostos com potencial antioxidante. As frutas e outras partes da árvore de seriguela são usadas para o tratamento de diversas doenças como diarreia, úlceras, desinteria e inchaço. Os extratos aquosos e metanólicos de folhas da árvore (AYOK et al., 2008) e cascas da fruta (GACHET et al., 2010) de seriguela têm propriedades antimicrobianas. Apesar dos inúmeros usos medicinais da seriguela, as pesquisas fitoquímicas nesta planta são escassas e limitadas.

Um estudo realizado por Almeida et al. (2017) usou o extrato das folhas dessa planta para avaliar o perfil fitoquímico e as atividades antioxidante e antiulcerosa. Para isso, os autores

utilizaram cromatografia de camada fina e líquida de alta eficiência, ensaios de DPPH, ABTS, FRAP e testes *in vivo*, respectivamente. Como resultado, foi observada a presença de flavonóides, ácido cafeico e epigallocatequina e alta atividade antioxidante, possivelmente devido à presença desses constituintes. Os ensaios *in vivo* mostraram redução de úlceras, confirmando a atividade antiúlceras. Berni et al. (2019) avaliaram o potencial antioxidante, o conteúdo de carotenóides e a bioacessibilidade de frutas tropicais não convencionais, entre elas a seriguela. Como resultado, os autores observaram teores de fibras de 3,05%, potencial antioxidante maior no ensaio DPPH quando comparado com ABTS, conteúdo elevado de carotenóides e xantofilas com bioacessibilidade de 18 a 49%.

Neris, Loss e Guedes (2017) avaliaram a composição físico-química da seriguela em diferentes graus de maturação e localidades. Os autores verificaram a prevalência de componentes importantes como a vitamina C em frutos maduros (17,07 - 19,77 mg/100g). Além disso, eles destacam que essa matéria-prima é fonte de fibras e apresenta baixo teor de gordura e proteínas. Como pontuado anteriormente a seriguela é consumida em alguns produtos de fácil preparo, todavia, a produção de produtos mais elaborados tem se mostrado viáveis, como geleias, sorvetes, vinhos, bebidas fermentadas, licores, refrigerantes e aplicação em biscoitos.

Um estudo com aproveitamento integral da seriguela para obtenção de biscoitos foi realizado por Albuquerque et al. (2016). Os autores obtiveram farinha do resíduo da seriguela e verificaram altos teores de fibras e vitamina C (12,82 e 57,99 mg/100 g, respectivamente) nesse produto. A farinha foi aplicada em biscoitos e foram observados maiores teores de fibras, minerais e vitamina C e menor teor lipídico com relação aos biscoitos controle (sem adição da farinha), além de boa aceitação por parte do painel sensorial. Dessa forma, o aproveitamento desse subproduto pode ser usado como ingrediente para produção de biscoitos ou outros produtos de panificação com baixo custo.

### **1.3.2.2. Umbu**

O umbu é uma fruta nativa das regiões tropicais semi-áridas do Nordeste Brasileiro, ocorrendo do Piauí até o norte de Minas Gerais (VIDIGAL et al., 2011; MELO; ANDRADE, 2010; OMENA et al., 2012), inexistindo relatos de sua ocorrência em outras regiões do planeta

(PRADO; GIBBS, 1993). É adaptado a regiões com precipitações entre 400 e 800 mm anuais, temperatura entre 12 e 38 °C e 2000 a 3000 horas de luz/ano (GIULIETTI et al., 2002). Sua safra ocorre de dezembro a março (MOURA et al., 2013) e é conhecido como umbu, imbu ou ambu (PAULA et al., 2012). Seu nome é derivado da palavra indígena tupi-guarani ymb-u que denota a árvore que dá água, em referência a uma adaptação fisiológica, uma vez que sua árvore forma tubérculos radiculares, que são capazes de armazenar água, minerais e solutos orgânicos (MERTENS et al., 2017).

Sua árvore (Figura 1), espécie xerofítica, tem aproximadamente 6 m de altura, copa que atinge até 15 m de diâmetro (BRAGA, 1960) e fruto tipo drupa (redonda, oval ou oblonga) com casca amarelo-esverdeada e polpa branco-esverdeada com sabor agridoce. O fruto têm em média 2-4 cm de diâmetro, 10-20 g de peso e são constituídos por 22 % de casca, 68 % de polpa e 10 % de caroço (MELO; ANDRADE, 2010). Quando a fruta está madura, a polpa é doce (9.5 °Brix), agradável e de sabor ácido suave (pH cerca de 3) (GALVÃO et al., 2011). De acordo com dados do IBGE (2019), em 2017 foram produzidas 7465 toneladas do fruto.



Figura 1: Árvore de umbu em uma cultura conjunta de milho e feijão (A), árvore de umbu inteira (B), frutos (C), flor (D) (NETO et al., 2010)

Atualmente os frutos do umbuzeiro têm ganhado espaço nos mercados nacional e internacional, pois, além de apresentarem sabor agradável e aroma peculiar, são uma boa fonte de compostos bioativos (MOURA et al., 2013). O umbu é fonte de vitaminas (B1, B2, C e niacina), minerais (cálcio, fósforo e ferro) e antioxidantes (NAIRAN et al., 1992). Há relatos que estes frutos possuem de 9,61 mg/100g a 31,26 mg/100g de vitamina C, além de carotenoides, clorofilas e compostos fenólicos (SOUZA; CATÃO, 1970; OLIVEIRA et al., 2013). No entanto, o umbu ainda não está devidamente caracterizado no que se refere aos parâmetros químicos e, em especial, ao seu potencial antioxidante.

Várias partes da *S. tuberosa* são usadas na medicina popular, como a casca, casca de haste, frutas, raízes, resina e folhas, para tratar uma grande variedade de doenças como infecções, doenças venéreas, distúrbios digestivos, diabetes, distúrbios menstruais, doenças inflamatórias nos rins, feridas, dor nos dentes (FERREIRA-JÚNIOR et al., 2011) e dengue (ARA et al., 2011). Os frutos são usados como um tônico natural e como fonte de vitaminas (AGRA et al., 2007). Apesar do uso extensivo de *S. tuberosa* em medicina popular, estudos farmacológicos sobre este tema são escassos na literatura.

*S. tuberosa* produz flores e frutas durante a estação seca (NADIA et al., 2007), quando a maioria das espécies de plantas permanecem em um estado completamente decíduo (ARAÚJO et al., 2007). Desta forma, esta espécie representa um recurso importante para polinizadores e dispersores durante a estação seca. Além disso, os frutos representam um suplemento de renda para os produtores locais, pois são usados como alimento para humanos e gado. Assim, *S. tuberosa* têm grande importância em contextos ecológicos, sociais, econômicos e culturais (ALMEIDA et al., 2011). O umbu se destaca pela sua grande importância socioeconômica para as populações do nordeste do Brasil (OLIVEIRA et al., 2011; COSTA et al., 2015a), sendo comercializado pelos pequenos agricultores para as principais capitais do Nordeste para serem consumidos *in natura* e na forma de polpa congelada. Ele é adequado para o consumo e para a industrialização de muitos produtos, como doces, compotas, sorvetes, refrescos, sucos, calda para refrescos, vinagre, vinho, licor, batidas, geleia, conservas, xaropes, umbu cristalizado e polpa congelada. Sua crescente importância socioeconômica para a região é confirmada pelo

surgimento de várias pequenas agroindústrias de processamento do umbu (MELO; ANDRADE, 2010; COSTA et al., 2015b).

### 1.3.3. Estádio de maturação dos frutos

Os frutos são geralmente classificados em três estádios (verde, semi-maduro e maduro) de maturidade (GALVÃO, 2011). A Tabela 1 mostra as características da maioria dos frutos de acordo com o estágio de maturação.

Tabela 1: Características de frutos em diferentes estádios de maturação

	<b>Verde</b>	<b>Semi-maduro</b>	<b>Maduro</b>
<b>Coloração da casca</b>	verde	verde amarelado	amarelo esverdeado a vermelho
<b>Textura</b>	duro	semi-duro	macio
<b>Extração da polpa</b>	difícil	normal	fácil

Fonte: Galvão, 2011.

O estágio de maturação é um fator importante, pois pode influenciar a qualidade composicional das frutas e legumes. Durante o amadurecimento, vários fatores bioquímicos, fisiológicos e mudanças estruturais acontecem, determinando os atributos de qualidade dos frutos. Quando estão maduros, os frutos têm uma vida útil curta, o que é influenciado pela redução dos níveis de antioxidantes durante a maturação (AMIRA et al., 2012). O teor de fitoquímicos, como carotenoides e fenólicos, é amplamente influenciado pelo estágio de maturação (DELPINO-RUIS et al., 2015; MELO et al., 2008). Por exemplo, durante a maturação dos frutos, a conversão à luteína e zeaxantina provoca uma diminuição nos níveis de  $\alpha$ -caroteno e  $\beta$ -caroteno (SILVA et al., 2011).

Sólidos solúveis são usados como índice de maturidade para alguns frutos, indicando a quantidade de substâncias que se encontram dissolvidos no suco ou polpa, sendo constituído em sua maioria por açúcares (HONORATO et al., 2015). Frutos com elevado grau de maturidade contêm teores de açúcares maiores que frutos verdes, pois os polissacarídeos são degradados em monossacarídeos e dissacarídeos durante a maturação. A acidez também é influenciada pelo estágio de maturação, uma vez que a acidez titulável total de uma fruta é dada pela presença de

ácidos orgânicos e a quantidade desses ácidos tende a diminuir durante o processo de maturação devido à oxidação que sofrem durante o processo respiratório ou na conversão em açúcares (ALBUQUERQUE et al., 2015).

Em relação à cor, os frutos tendem a perder a cor verde com o avanço da maturação: seriguela (MARTINS et al., 2003), cajá (MOURA et al., 2003), mamão (SANCHO et al., 2010), pitanga (SANTOS et al., 2006), umbu (SILVA et al., 2011), entre outros. Com o avanço da maturação, a cor verde é substituída por outros pigmentos de várias tonalidades. Os frutos apresentam cor de fundo, que corresponde fundamentalmente às clorofilas e carotenoides, nos tons verde, amarelo e alaranjado, e com o avanço da maturação, a coloração verde diminui e aumenta a cor amarela. Isso ocorre em razão da degradação das clorofilas pela ativação das clorofilases e evolução da coloração característica pela biossíntese de pigmentos ou desmascaramento daqueles previamente sintetizados (MOURA et al., 2013).

Existem estudos sobre o efeito da maturação nas características de diversos frutos. SILVA et al. (2008), SAMPAIO et al. (2007) e MOURA et al. (2003) concluíram que a acidez do cajá diminui com o tempo de armazenamento. Frutos de palmeira (*Phoenix dactylifera* L.) foram investigados em três estádios diferentes. Os açúcares totais, pH, proteínas e cinzas aumentaram até o estágio completo de maturação. Pelo contrário, o peso, a umidade e os lipídios totais diminuíram ao longo do mesmo período (AMIRA et al., 2011). Estudo feito com framboesa preta mostra que a sacarose e a maioria dos aminoácidos e os ácidos orgânicos diminuem, enquanto a frutose, a glicose e as cianidinas aumentaram em concentração relativa com o aumento da maturação (KIM et al., 2011). Tomana e Yomada (1989) analisaram maçãs durante o amadurecimento e encontraram que a proporção de sacarose aumentou rapidamente durante a maturação enquanto as de glicose e frutose diminuíram. Melo e Andrade (2010) analisaram umbu maduro e semi-maduro e encontraram que os frutos maduros exibiram maior teor de carotenoides totais do que o umbu semi-maduro, enquanto que para o teor de fenólicos totais não foi detectada diferença significativa entre os frutos.

Devido à elevada perecibilidade, o umbu é raramente consumido fresco nas regiões que não é cultivado. Desta forma, é importante avaliar as características destes frutos em diferentes

estádios de maturação. Menezes et al. (2017) encontraram que a colheita do umbu pode ser realizada no estágio verde, uma vez que o umbu verde apresentou maior rendimento de polpa e qualidade idêntica aos demais estádios, possibilitando assim maior aproveitamento dos frutos pelas indústrias de processamento.

#### **1.3.4. Resíduos Alimentares**

O aumento do desperdício de alimentos tem sido uma preocupação crescente na sociedade moderna. Os esforços para reduzir o desperdício de alimentos têm sido alvo de muitos fóruns acadêmicos e não acadêmicos, sendo que a valorização dos resíduos agroalimentares é um passo importante para aliviar esse problema (GONZALES et al., 2015). O Brasil é um país de grande atividade agrícola, resultando em elevada produção de resíduos agroindustriais. Estes resíduos, material orgânico sem utilização comercial, muitas vezes transforma-se em uma fonte de poluição ambiental. Os resíduos de certos frutos exibem teor relevante de compostos bioativos cuja atividade antioxidante, muitas vezes, é mais elevada do que a da polpa. Assim, os resíduos resultantes do processo de beneficiamento de frutos constituem uma rica fonte de compostos bioativos, tornando-se relevante avaliar o potencial antioxidante deste material (MELO; ANDRADE, 2010).

Os subprodutos da maioria das frutas são compostos por cascas e sementes, que não são utilizados e comumente desperdiçados e descartados. A economia do processamento de frutas tropicais poderia ser melhorada pela utilização de seus subprodutos, que contêm níveis elevados de várias substâncias que promovem a saúde. Desta forma, a utilização plena dessas frutas pode levar a indústria para um agronegócio de baixo desperdício, aumentando a lucratividade industrial, uma vez que a massa de subprodutos pode aproximar ou mesmo exceder a da polpa utilizada. O uso de todo o tecido vegetal resultaria em uma economia aos produtores e um impacto benéfico sobre o meio ambiente. Assim sendo, a identificação e quantificação de compostos bioativos em subprodutos de frutas tropicais são de extrema importância para fundamentar seus potenciais benefícios para a saúde humana (SILVA et al., 2014).

Os resíduos sólidos agroalimentares são materiais atraentes, pois são abundantes e de baixo valor (BONILLA-HERMOSA et al., 2014). Porém eles são altamente propensos à

deterioração microbiana, limitando assim a sua exploração. Na sua maior parte, esses materiais são usados como alimento para animais, matérias-primas para combustão ou descartados, causando grandes problemas ambientais. No entanto, nos últimos anos, houve uma tendência crescente para uma utilização mais eficiente dos resíduos agroalimentares. Esse interesse tem sido continuamente estimulado pelas pressões ambientais, bem como desenvolvimentos rápidos na ciência que apoia a biotecnologia (FRANCA; OLIVEIRA, 2009). Algumas aplicações para os resíduos agroalimentares são: matéria-prima para a produção de etanol (BONILLA-HERMOSA et al., 2014), produção de carbonos ativados (FRANCA; OLIVEIRA, 2009), ingredientes alimentares (antioxidantes, nutracêuticos, edulcorantes, outros) (GONZALES et al., 2015), produtos farmacêuticos, substrato em processos de fermentação (MURTHY; NAIDU; 2012), dessalinização de água salobra, (MENEZES et al., 2012), entre outros. As aplicações industriais dos resíduos agroalimentares estão aumentando cada vez mais. Por sua vez, em aplicações farmacêuticas, na indústria de alimentos para a produção de alimentos funcionais (nutracêuticos), em agroquímicos, cosméticos, geo-medicina, nano-biosciência e em indústrias químicas (KUDANGA et al., 2017).

As aplicações no campo da gestão de resíduos industriais promovem o desenvolvimento sustentável da economia do país, sendo relevante nas indústrias de alimentos, uma vez que os resíduos podem ser recuperados e muitas vezes transformados em produtos úteis de valor elevado (DELPINO-RIUS et al., 2015). Os pré-tratamentos com agentes físicos e biológicos, seguidos de extração ou recuperação (precipitação, membranas, tecnologias de cromatografia, extração de fluidos supercríticos), certamente fornecem antioxidantes naturais (carotenoides, compostos fenólicos, etc) de valor agregado, agentes antimicrobianos, vitaminas, enzimas, celulose, amido, lípidos, proteínas, pigmentos, fibras dietéticas, pectina e oligossacarídeos, que são de grande interesse para produtos farmacêuticos, cosméticos e indústrias de alimentos. Através de conversão biotecnológica é possível obter bio-produtos sofisticados, como aromas, produtos farmacêuticos e recuperação de carboidratos simples e complexos para serem utilizados como substrato em processos de fermentação (MURTHY; NAIDU, 2012).

Têm-se apresentado um aumento do isolamento de compostos bioativos de resíduos agroalimentares. Este aumento se deve a diversos motivos, sendo alguns deles o fato dos

compostos bioativos serem produtos de valor agregado, os resíduos agroalimentares serem uma fonte alternativa para a obtenção de antioxidantes naturais (que são considerados completamente seguros em comparação com os antioxidantes sintéticos) e as fibras dietéticas (FDs) de subprodutos alimentares apresentarem maior proporção de FD solúvel em relação às outras fontes alternativas. Os subprodutos de frutas são ricos em FD e compostos fenólicos, surgindo o conceito de fibras dietéticas antioxidantes (FDAO) (MURTHY; NAIDU, 2012). A fração fenólica que permanece aderida às fibras é conhecida como não extraível. Já foi relatado que maiores quantidades de fenólicos são encontrados na fração não extraível em comparação com suas frações extraíveis. A exploração dessa fração, portanto, resulta em uma melhor valorização dos fluxos de resíduos (GONZALES et al., 2015). Alguns estudos relataram as propriedades físicas, químicas e funcionais de subprodutos de frutas, destacando seu potencial antioxidante: casca da fruta de seriguela é rica em compostos fenólicos (SILVA et al., 2016) e sementes e cascas de umbu e seriguela apresentam propriedades inibitórias da acetilcolinesterase (AChE) (ZERAİK et al., 2016).

### **1.3.5. Pós Ricos em Fibras (PRF)**

Até os anos 1980, os componentes não digeríveis de alimentos vegetais eram considerados substâncias de descarte, mas desde então, crescente atenção tem sido dada aos efeitos fisiológicos benéficos desses componentes em seres humanos e animais. Desta forma, o estudo das fibras dietéticas de alimentos têm se tornado bastante relevantes. Elas podem ser agrupadas em dois grupos de acordo com sua solubilidade em água: FD solúveis e FD insolúveis. As FD solúveis (pectina, gomas, mucilagens, inulina, frutooligossacarídeos,  $\beta$ -glucanas, psyllium e hemicelulose tipo A) são responsáveis por retardar o esvaziamento gástrico, redução da absorção de carboidratos e lipídeos, aumento do volume e maciez das fezes, efeito bifidogênico e formação de substrato para fermentação bacteriana, produzindo gases como o hidrogênio, metano e dióxido de carbono e ácidos graxos de cadeia curta. Já as FD insolúveis (celulose, hemicelulose e lignina) são responsáveis por aceleração do trânsito intestinal, redução de peso corporal, prevenção de constipação intestinal e aumento do volume e maciez das fezes (CUPPARI, 2002).

Além dos efeitos benéficos para a saúde, as fibras são comumente usadas como aditivos alimentares, uma vez que apresentam propriedades físico-químicas favoráveis para elaboração de diversos produtos, como capacidade de retenção de água, capacidade de intumescimento, capacidade de retenção de óleo, aumento da viscosidade e capacidade de fermentabilidade. Nos últimos anos, tem surgido um grande interesse em encontrar novas fontes de fibra dietética para serem usadas como ingredientes em produtos alimentares. Subprodutos agrícolas e de processamento de alimentos são muito visados para este fim, uma vez que FD de subprodutos de alimentos são ricas em antioxidantes como polifenóis e carotenoides (LEÃO et al., 2017).

As frutas são fontes importantes de fibras, sendo que essas são bastante visadas devido seu elevado conteúdo de compostos bioativos, tais como antioxidantes. De acordo com Cavalcanti et al. (2001), as frutas e raízes de umbu são ricas em fibra solúvel e de acordo com Cavalcanti et al. (1999) os tubérculos de umbu contêm fibra bruta e amido.

As tendências do consumidor exigem produtos mais naturais com melhores características nutricionais, como redução de gordura e alto teor de fibras (SAN-JOSÉ et al., 2018). Neste contexto, a indústria possui interesse em produzir alimentos que seguem esse requisito. Uma alternativa é a incorporação de Pós Ricos em Fibras em alimentos processados. De acordo com Larrauri (1999), as principais características dos PRF comercializados são: teor de fibra alimentar total superior a 50%, umidade inferior a 9%, baixo teor de lipídios, baixo valor calórico e sabor neutro. Reduzir a gordura na dieta tornou-se uma preocupação de saúde pública. No entanto, a gordura é um dos ingredientes que afetam a textura de muitos produtos alimentícios, contribuem com a sensação agradável na boca e afeta positivamente a intensidade e a percepção do sabor. Os amidos processados e fibras alimentares têm sido relatados como um substituto da gordura através da ligação com água, fornecendo corpo, lubrificação e agradável sensação na boca (OZBOY-OZBAS et al., 2010).

Vários estudos indicam que PRF de vegetais apresentam boas qualidades funcionais, como capacidade de retenção de água e óleo e alto teor de compostos antioxidantes e fibras dietéticas. Pla et al. (2010) concluíram que PRF de resíduos de marmelo apresentam propriedades funcionais e fisiológicas úteis e podem ser utilizados como fibra dietética

antioxidante. Song et al. (2013) encontraram que PRF de farelo de trigo apresentam potencial para a indústria de macarrão aumentar a quantidade de fibra alimentar do produto. Randhawa et al. (2015) encontraram que PRF de subprodutos de acelga, cardo e feijão possuem boas qualidades funcionais e alto teor de antioxidantes e fibras solúveis e insolúveis. Leão et al. (2017) concluíram que as propriedades tecnológicas e físico-químicas de PRF de subprodutos de pequi indicam que eles podem ser utilizados como uma boa fonte de FD antioxidante.

Além dos benefícios tecnológicos das fibras vegetais, numerosos estudos confirmam que elas evitam doenças como distúrbios gastrointestinais, úlcera duodenal, constipação, hemorróidas, diabetes tipo II, obesidade, doenças cardiovasculares e pedra nos rins (VITAGLIONE et al., 2008; AFAGHI et al., 2015; SORENSEN et al., 2014). O processamento dos resíduos de vegetais em pós promove a redução do conteúdo de água livre e, portanto, impede que reações químicas e microbiológicas ocorram, aumentando a vida útil e a segurança do produto como ingrediente alimentício. Além disso, a desidratação concentra o conteúdo de compostos bioativos e fibras alimentares do produto final (LEÃO et al., 2017). Existem diversos estudos da incorporação de fibras vegetais em produtos alimentícios: biscoitos enriquecidos com PRF de alcachofra (SAN-JOSÉ et al., 2018), PRF de maçã e damasco em biscoitos com baixo teor de gordura (OZBOY-OZBAS et al., 2010); pó de farelo de trigo em macarrão (SONG et al., 2013), entre outros.

### **1.3.6. Carboidratos em plantas**

Carboidratos são componentes essenciais dos organismos vivos. Nos vegetais podem ser encontrados como monossacarídeos, oligossacarídeos, polissacarídeos e seus derivados. Representam um importante grupo de metabólitos de vegetais, correspondendo aos principais constituintes químicos, depois da água (NASCIMENTO, 2012).

Os carboidratos podem desempenhar funções estruturais ou de reserva. Os primeiros são responsáveis pela formação da parede celular e de outras estruturas na planta. São considerados os compostos mais abundantes da Terra. A parede celular é composta por diferentes tipos de macromoléculas: celulose, hemicelulose, pectinas e proteínas, apresentando um complexo grau de estruturação. Os carboidratos de reserva incluem monossacarídeos, dissacarídeos,

oligossacarídeos e polissacarídeos e seus derivados, dentre os quais podem ser citados o amido, sacarose, frutanas, galactomananas e outros.

A celulose é o polissacarídeo estrutural mais abundante nos vegetais. Constitui-se de cadeias de unidades de glicose, ligadas covalentemente pelo oxigênio entre o carbono número 1 de uma glicose e o carbono número 4 da glicose adjacente por meio de ligações  $\beta$  (1-4), gerando um polímero linear não ramificado. Este arranjo molecular rígido confere a este polímero alta insolubilidade em água e uma elevada resistência às forças de tração. A interação entre cadeias de celulose leva à formação das microfibrilas. Os espaços entre as camadas de microfibrilas são preenchidos por substâncias hidrofílicas (hemiceluloses, pectinas e proteínas) da matriz da parede celular, formando uma rede tridimensional hidrofílica (JUNQUEIRA; CARNEIRO, 2005).

As hemiceluloses são polímeros de pentoses extremamente heterogêneos. São polissacarídeos ramificados cujo eixo consiste em um açúcar como a glicose, e as cadeias laterais de outros açúcares, como a xilose (xiloglucanos – Figura 2). As pectinas correspondem a uma classe heterogênea de polissacarídeos carregados negativamente, contendo ácido galacturônico sendo ricas em ramnose, arabinose e galactose. São polissacarídeos complexos, altamente ramificados e hidrófilos. Compreendem três classes de polímeros: homogalacturonanas, ramnogalacturonanas do tipo I (RG I) e ramnogalacturonanas do tipo II (RG II). Arabinanas, galactanas e arabinogalactanas (Figura 3) são frequentemente encontradas em frações pécticas como cadeias laterais das RG I. As estruturas das frações que compõem a pectina são apresentadas na Figura 4. As pectinas têm a capacidade de reter água, formando gel hidratado que preenche os espaços entre os elementos fibrosos. Também, por terem consistência gelatinosa, apresentam diversas utilidades comerciais (JUNQUEIRA; CARNEIRO, 2005).

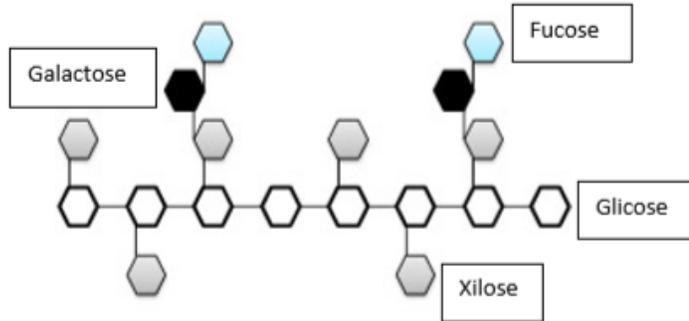


Figura 2: Estrutura da Xiloglucana

Fonte: Xiloglucana, 2017.

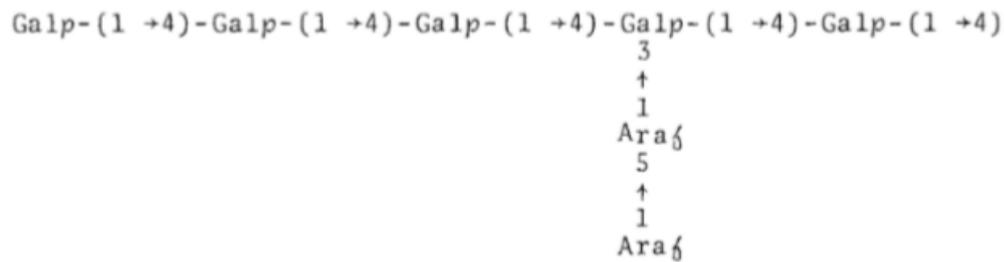


Figura 3: Estrutura da arabibo-4-galactana

Fonte: Clarke et al. (1979)

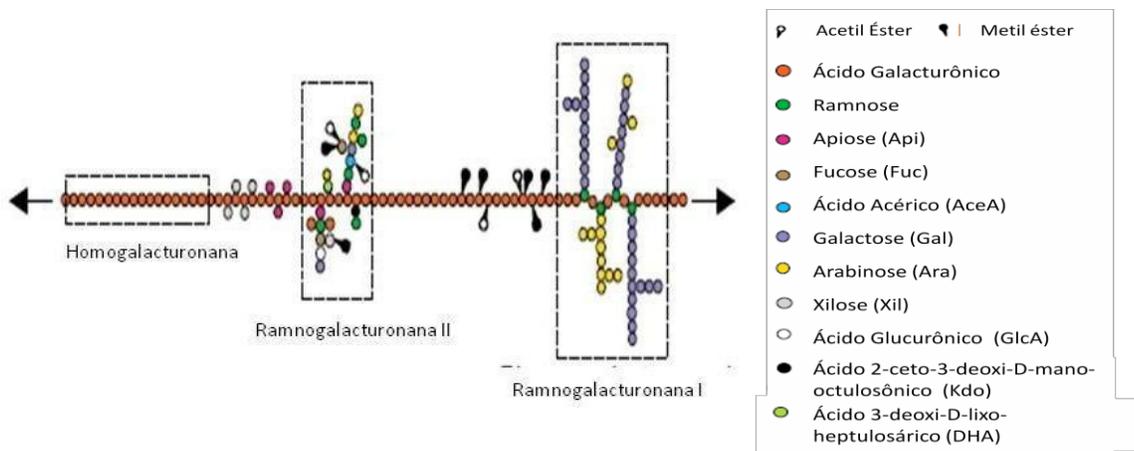


Figura 4: Representação esquemática dos componentes estruturais da pectina

Fonte: Willats, Knox e Mikkelsen, 2006. (Adaptado).

As pectinas compõem os espaços intercelulares de paredes celulares primárias de células vegetais jovens onde exercem múltiplas funções (SHAKHMATOV et al., 2015). Dentre as principais funções das pectinas no tecido vegetal pode-se citar participação no crescimento, evolução e proteção da parede celular, e manutenção da turgescência da planta (SHAKHMATOV et al., 2015). O principal componente das pectinas é o ácido galacturônico, sendo abundante nas paredes celulares de dicotiledôneas, gimnospermas e algumas monocotiledôneas. Estima-se que cerca de 90% dos ácidos urônicos da parede celular vegetal advém dos resíduos de ácidos galacturônicos dos polissacarídeos pécticos (CAFFALL; MOHNEN, 2009). De forma genérica, a pectina corresponde a um polissacarídeo com cerca de 150 a 500 unidades de ácidos galacturônicos (podendo estar presente em maior ou menor concentração dependendo da estrutura do polissacarídeo) parcialmente esterificados com grupos metoxílicos, unidos por ligações glicosídicas  $\alpha$ -1,4 em uma longa cadeia molecular (Figura 5) (BOBBIO, 1989).

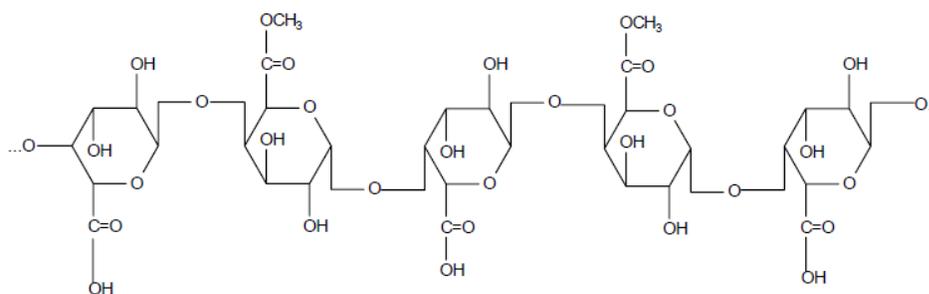


Figura 5: Estrutura geral da pectina

Fonte: Bobbio, 1989

As pectinas exercem grande importância na indústria de alimentos, sendo um ingrediente alimentício de alto valor agregado, utilizado como agente gelificante e estabilizante em diversos produtos processados (SEIXAS et al., 2014). A pectina utilizada na indústria é comumente obtida de resíduos de maçã e frutas cítricas, sendo composta basicamente por polímero de ácido D-galacturônico ligado por ligações  $\alpha$ -1,4 com pequenas frações de ramnose (WROLSTAD, 2012).

Industrialmente as pectinas obtidas são de alto teor de metoxilação (ATM) e, a partir dessas, são produzidas pectinas de baixo teor de metoxilação (BTM). Esse processo é controlado e constitui-se de etapas ácidas, ou alcalinas de desmetoxilação, ou por reações enzimáticas

(CHIM et al., 2006). As pectinas de alto teor de metoxilação (> 50%) necessitam de um teor mínimo de açúcar, sólidos solúveis superior a 55%, e de meio ácido, pH 3,2 a 3,8, para a formação de gel, o qual é preparado aquecendo-se o meio a altas temperaturas e resfriando-se para que ocorra a geleificação.

A metodologia de extração de pectinas pode variar de acordo com a matéria-prima, entretanto, de maneira geral, compreende as etapas de extração do vegetal de origem em meio ácido, purificação do extrato e precipitação da pectina. Industrialmente, a extração ocorre em meio ácido diluído, sob aquecimento (CANTERI et al., 2012).

O método convencional de extração de pectina requer grande tempo de extração, o que aumenta o risco de degradação térmica de componentes termosensíveis. Em adição, para a extração de pectina pelo método convencional são exigidos ácidos minerais fortes que reduzem a vida útil dos equipamentos além de causarem efeitos deletérios ao meio ambiente. Desta maneira, alternativas que reduzam o tempo de extração e, conseqüentemente, o consumo de solventes tem sido investigado (SEIXAS et al., 2014).

Como método alternativo à extração de pectinas, o uso de micro-ondas tem apresentado grande potencial. Isso porque no processo de irradiação por micro-ondas as reações são aceleradas, uma vez que a energia é dissipada diretamente para os componentes reacionais, resultando em temperaturas elevadas de forma instantânea (MOTASEMI; ANI, 2012). Além disso, podem ser citadas ainda como vantagens de utilização de micro-ondas na síntese de uma reação: redução de produtos indesejáveis; maiores taxas de aquecimento; economia de energia; maior seletividade e rendimento; e redução dos custos (SOUZA; MIRANDA, 2011). O controle do aquecimento do sistema também torna a extração por micro-ondas atraente, especialmente quando a substância a ser extraída é um composto bioativo, sensível ao calor. Dessa maneira, o rápido aquecimento, por um tempo muito curto se torna necessário (CHUMNANPAISONT et al., 2014).

### **1.3.7 Compostos Bioativos**

A ingestão frequente de frutas e vegetais tem sido associada com a diminuição dos riscos de doenças crônicas degenerativas, como acidente vascular cerebral, diabetes mellitus, artrite,

Parkinson, Alzheimer e câncer. Este efeito protetor tem sido atribuído à presença de compostos como vitaminas, minerais, compostos fenólicos e carotenoides (GIAMPIERI et al., 2017; CÂNDIDO et al., 2015).

Os compostos bioativos são compostos com benefícios nutricionais e geralmente são encontrados em plantas, bactérias e fungos. Eles são principalmente metabólitos secundários e podem ser amplamente categorizados em compostos fenólicos, alcalóides, pigmentos e fatores de crescimento (KUDANGA et al., 2017). O teor de fitoquímicos em vegetais é amplamente influenciado por diversos fatores, dentre eles, variedade, fatores genéticos, estágio de maturação e condições climáticas (MELO et al., 2008). As aplicações industriais dos compostos bioativos estão aumentando. São empregados para a produção de alimentos funcionais (nutracêuticos), em agroquímicos, cosméticos, e em indústrias químicas (KUDANGA et al., 2017).

### 1.3.7.1 Compostos Fenólicos

Os compostos fenólicos são um grande grupo de fitoquímicos, existentes em plantas como metabólitos secundários. Na dieta humana (principalmente através da ingestão de frutas e vegetais), a maioria deles pertence a ácidos fenólicos, flavonóides e taninos (TIAN et al., 2017). Eles apresentam em sua estrutura um anel aromático com uma ou mais hidroxilas (MELO et al., 2008). Entre os diferentes tipos de compostos fenólicos, os ácidos fenólicos simples e os flavonóides são os mais abundantes na natureza. Eles podem ser encontrados em frutas, cebola, farelo de arroz, óleos essenciais e cianobactérias (PAGNUSSATT et al., 2016). Esses compostos estão presentes em grandes quantidades em espécies de frutos nativos e exóticos, aumentando assim o interesse da indústria de alimentos nesses frutos (SILVA et al., 2014)

Os ácidos fenólicos são divididos em ácidos benzoicos e ácidos cinâmicos. Os ácidos benzoicos são os ácidos fenólicos mais simples presentes na natureza, apresentando sete átomos de carbono. Pertencem aos ácidos benzoicos: ácido salicílico, ácido gentísico, ácido *p*-hidroxibenzoico, ácido protocatequínico, ácido vanílico, ácido gálico (Figura 6) e ácido siríngico. Já os ácidos cinâmicos apresentam nove átomos de carbono, sendo sete os mais comumente encontrados na natureza (ácido cinâmico, ácido *o*-cumárico, ácido *m*-cumárico, ácido *p*-cumárico, ácido caféico (Figura 7), ácido ferúlico e ácido sinápico). Os ácidos caféico,

ferúlico e *p*-cumárico associados a um álcool-ácido cíclico, denominado ácido quínico, origina os ácidos clorogênicos (SOARES, 2002). É possível dizer que os ácidos clorogênicos são um conjunto de cinco grupos principais de compostos fenólicos e seus isômeros formados. Estes grupos são: ácidos cafeoilquínicos (Figura 8), ácidos dicafeoilquínicos, ácidos feruloilquínicos, ácidos *p*-cumaroilquínicos e os ácidos cafeoilferuloilquínicos (MONTEIRO; TRUGO, 2005).

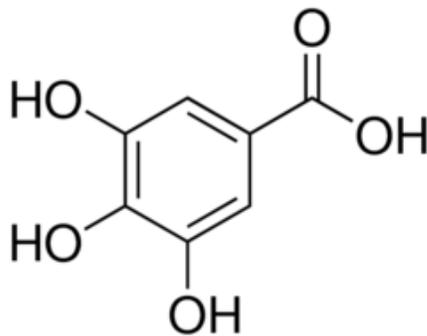


Figura 6: Estrutura química do ácido gálico

Fonte: Sigma-Aldrich (2018)

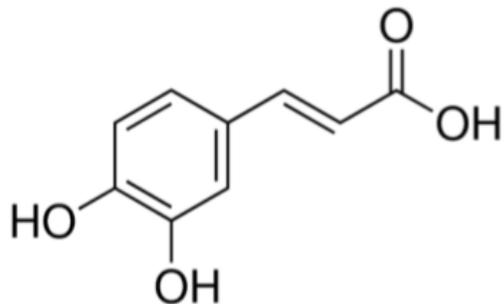


Figura 7: Estrutura química do ácido caféico

Fonte: Sigma-Aldrich (2017)

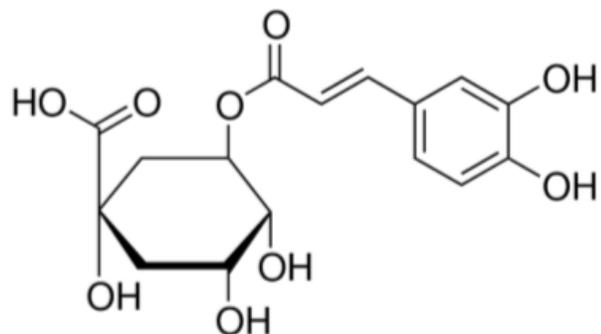


Figura 8: Estrutura química do ácido clorogênico (ácido 5 cafeoilquínico)

Fonte: Sigma-Aldrich (2017)

Os flavonóides são os polifenóis mais abundantes presentes nos vegetais, contendo mais de 4.000 compostos. Eles são caracterizados por um esqueleto de 15 carbonos, organizado como C6-C3-C6, com diferentes substituições que compõem as diferentes subclasses (flavonois, flavonas, flavanas, flavanonas, antocianidinas e isoflavonas), sendo a quercetina (Figura 9), o principal flavonóide presente na dieta humana. Os flavonoides são tipicamente encontrados na planta ligados à açúcares, sendo chamados de glicosídeos, que são mais estáveis do que os flavonoides livres, mas têm biodisponibilidade relativamente pobre quando ingeridos, muitas vezes exigindo hidrólise ao aglicona. A quebra de oligômeros pode ocorrer no ácido estomacal, embora a hidrólise de monômeros e a absorção de suas agliconas pareçam ocorrer em maior grau no intestino delgado (BIRT; JEFFERY, 2013).

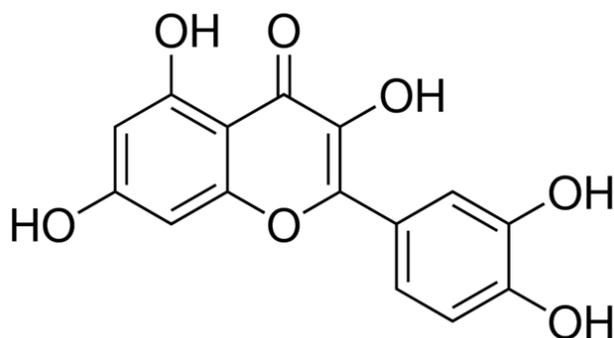


Figura 9: Estrutura química da quercetina

Fonte: Sigma-Aldrich (2018)

Os taninos apresentam uma composição química variada, sendo, muitas vezes, pouco conhecidos. Esses compostos se ligam a proteínas e fibras, tornando-se resistente à digestão. Eles são divididos em taninos condensados (proantocianidinas) e taninos hidrolisáveis, sendo classificados como conjugados ou não extraíveis (FNE) (DELPINO-RUIS et al., 2015). A fração FNE dispõe de compostos fenólicos que são vinculados ou aprisionados na matriz da planta e, conseqüentemente, permanecem no resíduo após a extração com solventes aquoso-orgânicos (WHITE et al., 2010). Eles são proantocianidinas de alto peso molecular e fenólicos associados com fibra dietética que não são levados em conta em muitos estudos químicos e biológicos. FNE não são bioacessíveis no intestino delgado e passam através do trato gastrointestinal como

substratos insolúveis atingindo o cólon, onde eles são utilizados pela ação da microbiota bacteriana (SAURA-CALIXTO, 2012).

Os taninos condensados, designadas proantocianidinas (PA), são polímeros de flavan-3-ol e flavan-3,4-dióis, que podem ser oxidados para produzir antocianidinas. A determinação das proantocianidinas não extraíveis (NEPA) requer um tratamento de hidrólise para liberar as PA de baixo peso molecular dos complexos poliméricos de PA e carboidrato-proteína-PA. O tratamento com butanol-HCl (butanólise) é o mais usado na determinação desses compostos, correspondendo às soluções de antocianinas vermelhas produzidas pela despolimerização das ligações (TEIXEIRA et al., 2019; ZURITA et al., 2012). Os taninos hidrolisáveis são compostos de galotaninos e elagitaninos, que após a hidrólise produzem ácido gálico e ácido elágico. Eles são mais facilmente hidrolisados por ácidos e bases, e em alguns casos por hidrólise enzimática (TEIXEIRA et al., 2019). De acordo com Albishi et al. (2013), as frações FNEs apresentam maiores quantidades de compostos fenólicos que as frações fenólicas extraíveis (FEs).

Além da contribuição para as propriedades sensoriais dos alimentos, os compostos fenólicos também exibem uma ampla gama de funções biológicas e fisiológicas, como atividades anti-alérgicas, antiinflamatórias, antimicrobianas e antioxidantes, que são benéficas para a saúde humana (TIAN et al., 2017). O seu efeito antioxidante é devido sua natureza química, que os proporcionam atuar como agentes redutores, interrompendo a cadeia da reação de oxidação através da doação de elétrons ou de hidrogênio aos radicais livres, convertendo-os em produtos termodinamicamente estáveis (reduz os radicais livres e produz o radical fenoxila), ou complexando com metais, componentes iniciadores da oxidação lipídica (MELO et al., 2008). A capacidade antioxidante é influenciada pelo número de hidroxilas presentes, pela sua orientação no espaço e pelas posições de glicosilação destas moléculas. A forte atividade antioxidante está associada positivamente com a proteção contra o estresse oxidativo no organismo, uma das mais importantes ameaças de doenças crônicas degenerativas e câncer (DEPLPINO-RUIS et al., 2015).

A extração de compostos fenólicos livres geralmente envolve uma combinação de solventes aquosos e orgânicos. Após a extração, na maioria dos artigos, o conteúdo fenólico total é comumente determinado usando o reagente Folin-Ciocalteu. Esta metodologia se fundamenta na redução do ácido fosfomolibdico fosfotúngstico, em meio alcalino, pelas hidroxilas fenólicas

presentes numa solução. O complexo de coloração azul, produzido pela redução do reagente Folin-Ciocalteu pelos compostos fenólicos, é medido espectrofotometricamente. No entanto, este reagente interage com outras substâncias não fenólicas redutoras (por exemplo, vitamina C), levando a uma superestimação do conteúdo fenólico total presente. Para analisar os compostos fenólicos individuais, a cromatografia líquida de alta eficiência (CLAE) de fase reversa é comumente usada para os diferentes grupos de fenóis.

Vários autores analisaram teor de compostos fenólicos extraíveis (FE) pelo método Folin-Ciocalteu em umbu e seriguela: polpa congelada de seriguela (349,81 mg/100 g de catequina) (MELO et al., 2008); polpa fresca (32,7 mg/100 g de catequina) e casca (454,21 mg/100 g de catequina) de umbu (MELO; ANDRADE, 2010); polpa (40,4 e 13,5 mg/g de ácido gálico), casca (52,5 e 112,2 mg/g de ácido gálico) e semente (202,2 e 254,7 mg/g de ácido gálico) de umbu e seriguela, respectivamente (OMENA et al., 2012); suco de umbu pasteurizado (191,34 mg/100 g de ácido gálico) (RIBEIRO *et al.*, 2017); polpas de umbu (158,54 mg/kg de ácido gálico) e seriguela (317,95 mg/kg de ácido gálico) (ZIELINSKI et al., 2014). Porém, não existem estudos que quantificaram as classes fenólicas separadas (flavonoides, taninos e ácidos fenólicos) e o teor de fenólicos não extraíveis nesses frutos.

Alguns estudos analisaram o perfil de fenólicos e flavonoides em umbu e seriguela: FE de casca de siriguela por UCLAE (ácido gálico, ácido di-hidroxibenzoico, ácido clorogênico, quercitina 3-O-pentosilrutinosido, quercitina 3-O-pentosilhexósido, quercetina rhamnosilhexósido, quercetina desoxihexósido, quercetina pentosídeo, rutina, quercetina 3-O-glucopiranosídeo, quercetina-difentanídeo, hexafluoreto de desoxihexosilo de kaempferol, quercetina 3-O-pentosídeo, kaempferol 3-O-rutinoside, kaempferol 3-O-glucoside, rhamnetin hexosyl pentoside, rhamnetin hexoside, rhamnetin dipentoside e kaempferide hexosyl pentoside) (ENGELS et al., 2012); FE e FNE por CLAE em polpa de seriguela, respectivamente: ácido protocatecuico (143,77 e 87,12 mg/100 g), ácido hidroxibenzoico (391,25 e ND mg/100 g), ácido *p*-cumárico (217,8 e 131,63 mg/100 g), ácido salicílico (98,56 e 52,23 mg/100 g), ácido sinápico (122,83 e ND mg/100 g), ácido siríngico (17,37 e 17,24 mg/100 g), ácido trans-cinâmico (1,19 e ND mg/100 g), ácido gentísico (762,73 e 1808,1 mg/100 g), ácido vanílico (158,78 e 88,41 mg/100 g), ácido ferulico (ND e 6,45 mg/100 g), ácido elágico (ND e 34,49 mg/100 g), ácido gálico (13,82 e 6,54 mg/100 g), rutina (174,35 e 128,56 mg/100 g), quercitina (59,92 e 35,98

mg/100 g) e catequina (62,61 e 18,53 mg/100 g) (DUTRA et al., 2017); flavonóides em suco de umbu pasteurizado por CLAE: rutina (82,4 mg/100 g) e quercetina (2,32 mg/100 g) (RIBEIRO et al., 2017); FE da folha do umbuzeiro: ácido clorogênico (5 mg/g), ácido cafeico (0,68 mg/g), rutina (69 mg/g) e isoquercitrina (1005 mg/g) (SIQUEIRA et al., 2016). No entanto, não existem estudos que identificaram os fenólicos presentes na fração fenólica não extraível da polpa e resíduos de umbu e dos resíduos de seriguela.

### 1.3.7.2 Carotenoides

Os carotenoides são corantes naturais dos alimentos, que possuem atividades biológicas (SENTANIN; AMAYA, 2007). Tendo em conta a sua estrutura química, eles podem ser divididos em dois grupos: carotenoides de hidrocarbonetos, geralmente denominados carotenos; e carotenoides oxigenados, classificados como xantofilas. As xantofilas são mais complexas em termos de número de compostos e variações estruturais, e podem ser encontradas em sua forma livre ou em uma forma esterificada com ácidos graxos (MURILLO et al., 2013). A composição de carotenoides nos alimentos é conhecida por variar qualitativa e quantitativamente, tornando a sua identificação uma tarefa desafiadora (AZEVEDO-MELEIRO; RODRIGUEZ-AMAYA, 2004). Dentro dos carotenos estão a luteína,  $\beta$ -caroteno,  $\alpha$ -caroteno (Figura 10) e licopeno e dentro das xantofilas estão a  $\beta$ -criptoxantina (Figura 11) e zeaxantina.

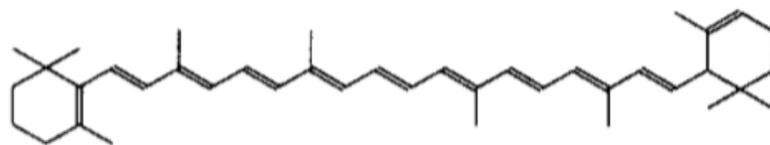


Figura 10: Estrutura química do  $\alpha$ -caroteno

Fonte: Rodriguez-Amaya, 2001

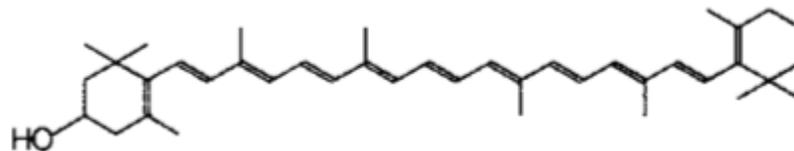


Figura 11: Estrutura química da  $\beta$ -criptoxantina

Fonte: Rodriguez-Amaya, 2001

Os carotenoides são descritos como possuidores de várias propriedades funcionais importantes. Além da atividade pró-vitáminica A de alguns carotenoides, outros efeitos benéficos à saúde humana têm sido atribuídos a estes compostos, pró-vitamínicos ou não, tais como: aumento da resposta imune, inibição da proliferação celular e redução do risco de doenças degenerativas como câncer, degeneração macular, catarata e doenças cardiovasculares (SENTANIN; AMAYA, 2007; MURILLO et al., 2013). Os efeitos benéficos em animais e humanos dos carotenoides, particularmente do  $\beta$ -caroteno e do licopeno, são atribuídos ao seu papel na proteção contra processos oxidativos, atuando como eliminadores de oxigênio singlete e de radicais peroxil. Eles podem interagir, também, sinergicamente com outros antioxidantes (CARVALHO et al., 2015). Essas propriedades funcionais tornam os carotenoides ideais para o uso na indústria alimentícia, bem como promovem o consumo dos alimentos naturais que os contêm (MURILLO et al., 2013).

O preparo de amostra para análise de carotenoides inclui extração, partição para éter de petróleo e/ou etílico e saponificação. A partição é essencial quando se realiza a saponificação, para conseguir separar a solução metanólica KOH da solução com os carotenoides. A saponificação é um meio eficaz de remover clorofilas e lipídios indesejados e liberar as xantofilas esterificadas e os ésteres de caroteno. No entanto, a saponificação prolonga o tempo de análise e pode provocar formação de artefatos e degradação de carotenoides (RODRIGUEZ-AMAYA, 2001). Desta forma, é importante avaliar a viabilidade da realização da etapa de saponificação em análises de carotenoides, uma vez que a eliminação desta etapa resulta em economia de tempo e reagentes. Os reagentes utilizados na etapa de saponificação de carotenoides resultam em resíduos tóxicos. Assim, é importante que sejam reduzidos.

O clima tropical favorece a ocorrência de uma grande variedade de frutos ricos em carotenoides no Brasil. Alguns estudos quantificaram o teor de carotenoides em umbu e seriguela: polpa ( $3,02 \mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ ) e casca ( $6,31 \mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ ) de umbu (MELO; ANDRADE, 2010); polpa de seriguela ( $1,08 \text{ mg de } \beta\text{-caroteno}\cdot 100 \text{ g}^{-1}$  e  $1,32 \text{ mg de licopeno}\cdot 100 \text{ g}^{-1}$ ) e umbu ( $4,16 \text{ mg de } \beta\text{-caroteno}\cdot 100 \text{ g}^{-1}$  e  $5,67 \text{ mg de licopeno}\cdot 100 \text{ g}^{-1}$ ) (ZIELINSKI et al., 2014), polpa branqueada de umbu ( $0,76 \text{ mg}\cdot 100 \text{ g}^{-1}$ ) (OLIVEIRA et al., 2011); suco de umbu pasteurizado ( $309,58 \mu\text{m}\cdot 100 \text{ g}^{-1}$ ) e sem tratamento ( $327,35 \mu\text{m}\cdot 100 \text{ g}^{-1}$ ) (RIBEIRO et al., 2017). Porém nenhum estudo avaliou a viabilidade da realização da etapa de saponificação na extração dos carotenoides

nesses frutos.

Ribeiro et al. (2017) avaliaram o perfil de carotenoides em suco de umbu com pasteurização (luteína - 13,33  $\mu\text{g}\cdot 100\text{ g}^{-1}$ ,  $\beta$ -criptoxantina - 58,33  $\mu\text{g}\cdot 100\text{ g}^{-1}$ , zeaxantina - 4,33  $\mu\text{g}\cdot 100\text{ g}^{-1}$ ,  $\beta$ -caroteno - 170,33  $\mu\text{g}\cdot 100\text{ g}^{-1}$ , 13-cis- $\beta$ -caroteno - 5,33  $\mu\text{g}\cdot 100\text{ g}^{-1}$  e 9-cis- $\beta$ -caroteno - 23,33  $\mu\text{g}\cdot 100\text{ g}^{-1}$ ) e sem pasteurização (luteína - 8,33  $\mu\text{g}\cdot 100\text{ g}^{-1}$ ,  $\beta$ -criptoxantina - 52  $\mu\text{g}\cdot 100\text{ g}^{-1}$ , zeaxantina - 4,33  $\mu\text{g}\cdot 100\text{ g}^{-1}$ ,  $\beta$ -caroteno - 159  $\mu\text{g}\cdot 100\text{ g}^{-1}$ , 13-cis- $\beta$ -caroteno - 5,0  $\mu\text{g}\cdot 100\text{ g}^{-1}$  e 9-cis- $\beta$ -caroteno - 22  $\mu\text{g}\cdot 100\text{ g}^{-1}$ ). Berni et al. (2019) avaliaram o perfil de carotenoides em polpa de seriguela (all-trans- $\alpha$ -caroteno - 1,63  $\mu\text{g}/\text{g}$  e  $\beta$ -criptoxantina - 0,22  $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ ). Villa-Hernández et al. (2017) encontraram 1,2 ppm e 0,4 ppm de luteína e 0,3 ppm e 0,05 ppm de  $\beta$ -caroteno em casca e polpa de seriguela, respectivamente. Murillo et al. (2010) encontraram luteína (6,3  $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ ) e zeaxantina (0,8  $\mu\text{g}\cdot\text{g}^{-1}$ ) em polpa de seriguela. Porém, não existem estudos que avaliariam o perfil de carotenoides em resíduos de umbu e em semente de seriguela.

### 1.3.7.3 Vitaminas

A importância nutricional das frutas para a humanidade é inquestionável, graças a seus conteúdos de vitaminas e outros nutrientes (HONORATO et al., 2015). As frutas tropicais, por exemplo, são ricas em vitaminas (ROCHA et al., 2011). Vitaminas como a C e E exercem propriedades antioxidantes, as quais exercem ação protetora contra a evolução de processos degenerativos que conduzem às doenças e ao envelhecimento precoce. Os antioxidantes adquiridos através da dieta, como a vitamina C e a vitamina E, são extremamente importantes na intercepção dos radicais livres oriundos de processos oxidativos (BARCIA et al., 2010).

As vitaminas E e A são lipossolúveis, sendo absorvidas, nos seres humanos, juntamente com os lipídeos da dieta. O termo “vitamina E” é utilizado para descrever uma família de oito compostos estruturalmente relacionados, abrangendo  $\alpha$ ,  $\beta$ ,  $\gamma$  e  $\Delta$ -tocoferol, sendo que o  $\alpha$ -tocoferol (Figura 12) é a forma química que possui a maior atividade biológica. Todas as formas de vitamina E são igualmente absorvidas pelo intestino, porém o  $\alpha$ -tocoferol é predominante no sangue e tecidos. As outras formas de tocoferóis, apesar de serem absorvidas, não podem ser convertidas na forma bioativa e são fracamente reconhecidas no fígado pela proteína transportadora de  $\alpha$ -tocoferol (GRILLO et al., 2013).

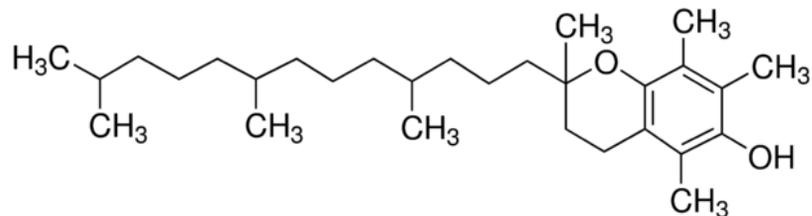


Figura 12: Estrutura química do  $\alpha$ -tocoferol

Fonte: Sigma-Aldrich (2019)

A principal função do  $\alpha$ -tocoferol é proteger os lipídeos poliinsaturados da membrana celular contra o ataque dos radicais livres. Ele é um eficiente removedor de radicais peroxil, sendo, portanto, capaz de interromper a cadeia de reações de propagação envolvendo esse radical livre. A ingestão inadequada de vitamina E tem sido relacionada ao desenvolvimento de doenças degenerativas, como o câncer, a arteriosclerose e outras patologias cardíacas. De acordo com as Dietary Reference Intakes (DRI), a recomendação de vitamina E para indivíduos saudáveis, a partir dos 14 anos, é de  $15 \text{ mg} \cdot \text{dia}^{-1}$  de  $\alpha$ -tocoferol (GRILO et al., 2013).

A vitamina A foi a primeira vitamina lipossolúvel a ser reconhecida, sendo que ela compreende o retinol (Figura 13) e os carotenoides que têm atividade biológica de pró-vitamina A (RAMALHO, 2010). Nos alimentos de origem animal (fígado, leite, ovos, óleo de peixe), ela é encontrada na forma de retinol e nos alimentos de origem vegetal (vegetais folhosos verde-escuros, legumes e frutas amarelados e/ou verde-escuros) na forma de carotenoides. Ambos dependem da ingestão de gorduras e da ação dos sais biliares e esterases pancreáticas para absorção intestinal (JÚNIOR; LEMOS, 2010).

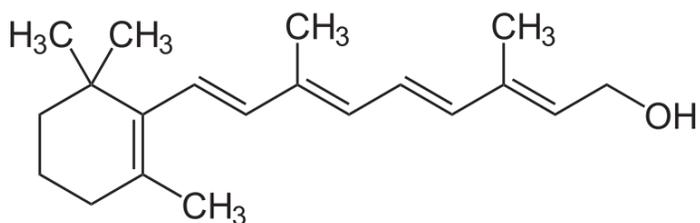


Figura 13: Estrutura química do retinol

Fonte: Sigma-Aldrich (2019)

A vitamina A é reconhecidamente relacionada às funções visuais, à integridade epitelial e ao funcionamento do sistema imunológico. Estudos indicam que deficiência de vitaminas se configura como problema de saúde pública nas regiões Nordeste, Norte e algumas áreas do

Sudeste do Brasil (QUEIROZ et al., 2013). Sendo, portanto, essencial a quantificação de vitaminas nos frutos dessas regiões como forma de incentivar o consumo dos mesmos. Não foram encontrados estudos de vitamina A e E nos frutos umbu e seriguela.

#### 1.3.7.4 Trigonelina

A trigonelina (Figura 14), N-metil betaína, é um alcaloide amplamente distribuído em plantas terrestres e invertebrados marinhos (FARAG et al., 2015). Betaínas são compostos de amônio quaternário originário de aminoácidos através de vias biossintéticas específicas (SERVILLO et al., 2011). A trigonelina é obtida na forma de cristais incolores, mono-higroscópicos (p.f. 130 °C) quando cristalizada a partir do etanol aquoso. Também pode ser obtida como a forma anidra quando se decompõe em fusão com temperatura de aproximadamente 218 °C. É muito solúvel em água, mas moderadamente solúvel em solventes orgânicos, tais como clorofórmio ou diclorometano (MACRAE, 1987).

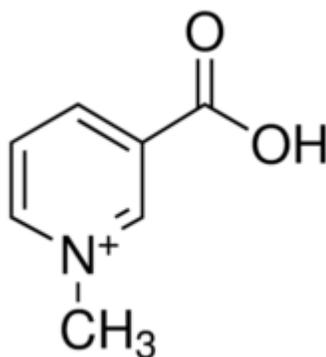


Figura 14: Estrutura química da trigonelina  
Fonte: Sigma-Aldrich (2018)

A trigonelina tem várias atividades biológicas, incluindo ação contra a cárie dentária, atividade anti-invasiva contra as células cancerosas (ASHIHARA, 2015) e efeito antidiabético (YOSHINARI et al., 2009). Ela age afetando a regeneração de células  $\beta$ , secreção de insulina, atividades de enzimas relacionadas ao metabolismo da glicose e melhora o estresse oxidativo no diabetes tipo 2 (AMARO et al., 2014). Matsui et al. (2007) relataram uma maior concentração de trigonelina em algumas espécies vegetais: trevo (*Trigonium incarnatum*, 10,1 mg.g<sup>-1</sup> de massa fresca), café (*C. arabica*, 9,1 mg.g<sup>-1</sup> de massa fresca) e alfafa (*Medicago sativa*, 2,1 mg.g<sup>-1</sup> de massa fresca). Não existem estudos de trigonelina em frutos do gênero *spondias*. Considerando

os efeitos benéficos da trigonelina e que ela está amplamente distribuída nas plantas terrestres, é relevante que ela seja analisada nos frutos e em seus resíduos. Métodos de cromatografia líquida de alta eficiência e métodos baseados na ressonância magnética nuclear são muito utilizados para determinação de trigonelina em diversos alimentos (MACRAE, 1987).

### **1.3.8 Bioacessibilidade de compostos bioativos**

A bioacessibilidade se refere à fração de um composto que é liberado de uma matriz alimentar complexa no trato gastrointestinal e, portanto, se torna potencialmente disponível para absorção intestinal e para promover ações biológicas. Sabe-se que nem toda a quantidade de fitoquímicos bioativos é capaz de ser absorvida pelo trato gastrointestinal (RODRÍGUEZ-ROQUE et al., 2013). Desta forma, é essencial que a bioacessibilidade dos compostos bioativos em alimentos seja analisada para mensurar seu verdadeiro potencial.

O primeiro passo para determinar os possíveis efeitos de um composto é avaliar sua estabilidade durante a digestão gastrointestinal, uma vez que qualquer composto só pode ser considerado potencialmente eficaz para a saúde humana se permanecer bioacessível após todas as fases envolvidas na digestão gastrointestinal (PELLEGRINI et al., 2018). Métodos *in vitro* que simulam o processo de digestão são comumente utilizados para estudar a bioacessibilidade a partir de fontes alimentares (WANG et al., 2017). Esses métodos apresentam algumas vantagens em relação aos métodos *in vivo*: são mais rápidos, econômicos, seguros e não possuem restrições éticas (JARA-PALACIOS et al., 2018).

O resíduo após a realização da bioacessibilidade tem sido relatado como uma alternativa à análise de fibras dietéticas. Neste momento, há evidências científicas suficientes de que as FDs representam apenas parte dos substratos que escapam à ação de enzimas digestivas no intestino delgado. Estudos mostram que a fração indigestível (FI) contém outros compostos além dos determinados nas fibras (SAURA-CALIXTO et al., 2000; MOLINO et al., 2018), propondo então, uma alternativa adequada à FD na análise de alimentos.

A fração indigestível (FI) de alimentos é definida como a parte dos alimentos vegetais que não é digerida e nem absorvida no intestino delgado, atingindo o cólon onde é um substrato para a microflora fermentativa. Desta forma, compreendem não apenas as fibras dietéticas, mas

também outros compostos de resistência comprovada à ação de enzimas digestivas, como proteína, polifenóis, amido e outros (SAURA-CALIXTO et al., 2000). Desta forma, os valores da FI seriam mais precisos do ponto de vista nutricional e comercial.

Saura calixto et al. (2000) encontraram valores de FI superiores aos valores de FD, o que ocorreu devido à presença de outros constituintes diferentes dos polissacáridos não-amiláceos e lignina. Segundo eles, na FI contém amido e proteína resistentes, taninos condensados, lignina, minerais, açúcares neutros e ácidos urônicos não amiláceos, entre outros. Na Figura 15 contém representado as etapas para obtenção da fração indigerível.

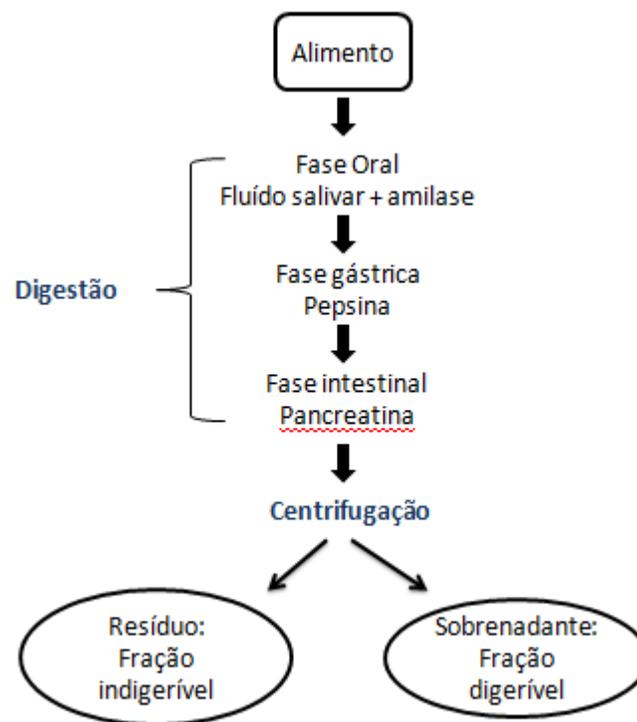


Figura 15: Representação da obtenção da fração indigerível de alimentos

Fonte: Saura-Calixto et al. (2000); Molino et al. (2018)

Apenas dois estudos avaliaram a bioacessibilidade de compostos bioativos em polpa de seriguela, sendo um para compostos fenólicos (DUTRA et al., 2017) e um para carotenoides (BERNI et al., 2019). Porém ambos os estudos foram feitos para o perfil dos compostos analisados, não sendo realizado em relação à quantificação total. Não existem estudos que

avaliaram a bioacessibilidade de compostos bioativos em polpa de umbu e resíduos de seriguela e umbu, bem como de trigonelina e vitaminas em polpa de seriguela. Além disso, também não existem estudos que avaliaram a fração indigerível desses frutos.

### **1.3.9 Propriedades Tecnológicas**

Algumas propriedades tecnológicas importantes para aplicação de pós em produtos alimentícios são Índice de Absorção de Água (IAA), Índice de Solubilidade em Água (ISA), Índice de Absorção de Óleo (IAO) e Volume de Intumescimento (VI). Essas propriedades são influenciadas por diversos fatores, como granulometria dos pós, porosidade, hidrofobicidade, condição de extração, pH, relação FD insolúvel/FD solúvel, força iônica, temperatura, fonte de vegetal e estresse sobre fibras (CHANTARO et al., 2008; LÓPEZ-VARGAS et al., 2013; RAGHAVENDRA et al., 2006). Além disso, a composição de carboidratos presentes na matriz de um alimento tem grande interferência nas suas propriedades tecnológicas. O IAA tem relação direta com o conteúdo de FD solúvel presente, uma vez que fibras celulósicas apresentam IAA menor do que fibras solúveis (VIUDA-MARTOS et al., 2012). Em geral, os carboidratos favorecem uma maior retenção de água na matriz do alimento devido à formação de um número maior de ligações de hidrogênio (CHAPLIN, 2003). O processo de secagem, também, pode alterar as propriedades tecnológicas de hidratação devido a modificações no arranjo estrutural dos polissacarídeos da parede celular dos vegetais (GARAU et al., 2007).

O Índice de Absorção de óleo é usado na formulação de alimentos para determinar os tempos de mistura quando se utiliza uma distribuição uniforme de óleo em uma mistura seca. Ele também influencia a ordem de adição de ingredientes secos na mistura (KANTEREWICZ et al., 1987). O Índice de Absorção de Água representa a quantidade de água que permanece ligada à fibra hidratada após a aplicação de uma força extrema (pressão ou centrifugação). Já o volume de Intumescimento indica o quanto a matriz das fibras aumenta quando a água é absorvida (LÓPEZ-VARGAS et al., 2013). De acordo com Kinsella (1976), a capacidade de um produto reter água é de grande importância para produtos cárneos (para impedir a perda de água durante o cozimento), de panificação e para alimentos viscosos como sopas. O IAA está relacionado à aceitabilidade do produto final por interferir na textura e suculência, sendo essencial para

alimentos com alto teor de água. O Índice de Solubilidade em Água, também, é essencial para alimentos com alto teor de água, uma vez que a falta de solubilidade em água restringe a aplicação em diversos produtos. Existem estudos da capacidade tecnológica de diversos pós de vegetais (ELLEUCH et al., 2011; RENARD et al., 1994; CHAU et al., 2007; FLEURY; LAHAYE, 1991), porém não existem estudos que avaliaram as propriedades tecnológicas de pós dos frutos de umbu e seriguela.

## **Capítulo 2: Avaliação do potencial tecnológico e bioativo de farinhas de umbu e seriguela**



## **2.1. Material e Métodos**

### **2.1.1 Produção de farinhas de polpa e resíduos de umbu e seriguela**

#### **2.1.1.1 Matéria-Prima**

Os frutos umbu e seriguela foram coletados em janeiro de 2018 no município de Porteirinha, Minas Gerais, situado na região sudeste do país (cadastro SISGEN - A5E824A). A cobertura vegetal predominante da cidade é as caatingas. Após a coleta, os frutos foram lavados com água e sabão e sanitizados com solução de hipoclorito de sódio 0,2 % por 10 minutos.

#### **Umbu**

Foram coletados frutos com dois estádios de maturação: maduro e semi-maduro, sem presença de injúrias. Os frutos foram coletados nos estádios de maturação que são consumidos e utilizados para elaboração de produtos com o intuito de avaliar o potencial bioativo da polpa que é consumida e o potencial tecnológico e bioativo do PRF do resíduo que é gerado. Após a sanitização dos frutos, as cascas e as polpas foram separadas e armazenadas a -18 °C e as sementes foram descartadas. As cascas e polpas foram transportadas congeladas para Belo Horizonte-MG, onde foram transformadas em farinha.

#### **Seriguela**

Foram coletados frutos com estágio de maturação maduro, sem presença de injúrias. Os frutos maduros apresentam coloração avermelhada e polpa de textura macia. Após a sanitização, a casca, a polpa e a semente dos frutos foram separadas e armazenadas a -18 °C. As cascas, polpas e sementes foram transportadas congeladas para Belo Horizonte-MG, onde foram transformadas em farinha.

#### **2.1.1.2 Obtenção das farinhas**

O preparo das amostras e todas as análises foram realizados no laboratório do Grupo de

Aproveitamento de Resíduos Agroindustriais/DEMEC no departamento de engenharia mecânica da Universidade Federal de Minas Gerais. As amostras foram descongeladas e secas em estufa convectiva New Lab modelo NL 82-64 à temperatura de  $60 \pm 2$  °C. Após a etapa de secagem, as amostras foram transformadas em pó com auxílio do moedor de café doméstico Cadence Modelo MDR 301. Os pós foram selecionados em uma peneira série Tyler de 42 Mesh (cascas e polpas de umbu) e 35 Mesh (resíduos e polpa de seriguela). Em seguida, os pós obtidos menores que 42 Mesh ou 35 Mesh foram acondicionados em sacos plásticos com lacre e armazenados sob congelamento em freezer doméstico a -18 °C até o momento da realização das análises. As amostras foram codificadas de maneira a simplificar a identificação, conforme mostrado nas Tabelas 2 e 3. Nas Figuras 16 e 17 contém os pós obtidos das cascas e polpas de umbu e na Figura 18 dos resíduos e polpa de seriguela.

Tabela 2: Codificação de amostras de casca e polpa de umbu

<b>Amostra</b>	<b>Codificação</b>
<b>Casca de umbu maduro</b>	<b>C1</b>
<b>Polpa de umbu maduro</b>	<b>P1</b>
<b>Casca de umbu semi-maduro</b>	<b>C2</b>
<b>Polpa de umbu semi-maduro</b>	<b>P2</b>

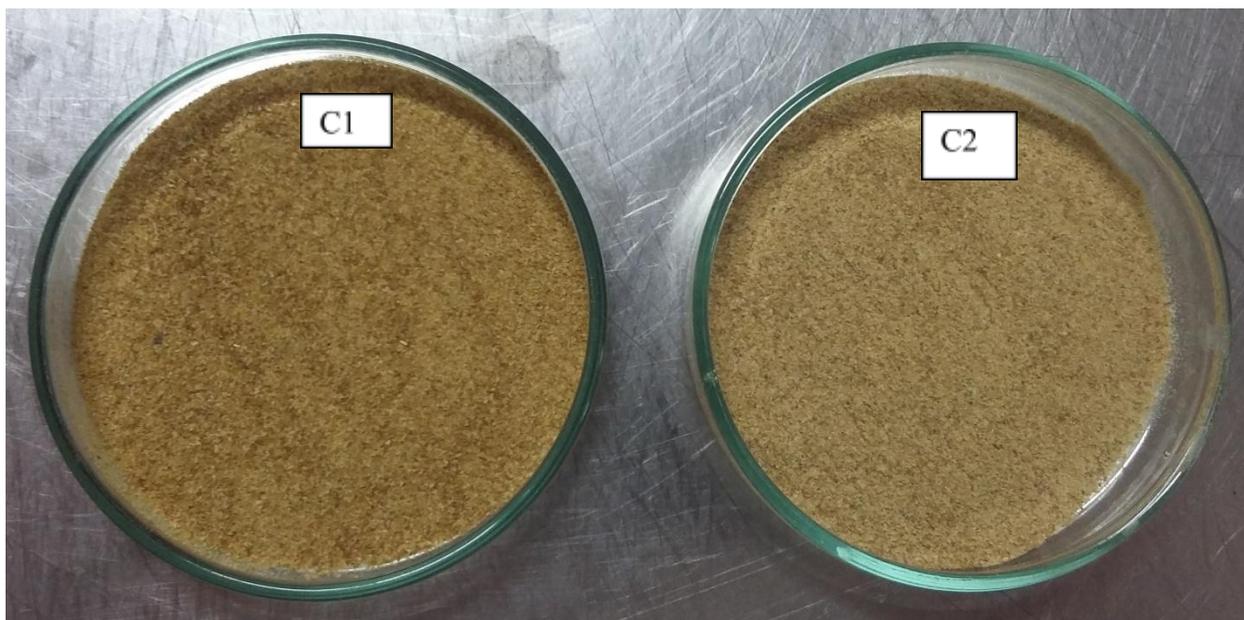


Figura 16: Farinhas obtidas de casca de umbu maduro e semi-maduro, respectivamente



Figura 17: Farinhas obtidas de polpa de umbu maduro e semi-maduro, respectivamente

Tabela 3: Codificação de amostras de casca, polpa e semente de seriguela

Amostra	Codificação
Casca de Seriguela	CS
Polpa de Seriguela	PS
Semente de Seriguela	SS

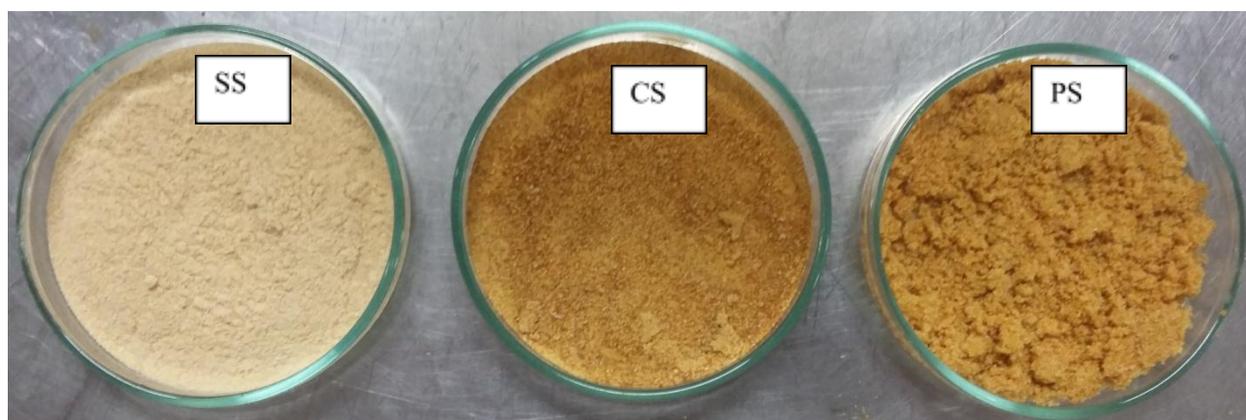


Figura 18: Farinhas obtidas de casca, polpa e semente de seriguela, respectivamente

## 2.1.2. Composição centesimal

As análises de umidade, extrato etéreo, cinzas e proteínas foram realizadas com as amostras de resíduos de acordo com as metodologias fornecidas pela AOAC (2007). O conteúdo de carboidratos foi obtido por diferença.

### 2.1.2.1. Umidade

Placas de petri foram identificadas e secas em estufa convectiva New Lab modelo NL 82-64 a 105 °C por 1 hora. Em seguida, as mesmas foram resfriadas em dessecador e pesadas. Cerca de 1 grama de cada amostra foi transferida para sua respectiva placa e foram submetidas à secagem em estufa convectiva New Lab modelo NL 82-64 à 105 °C até peso constante (cerca de 12 horas). A umidade foi calculada pela equação 1.

$$U\left(\% \frac{m}{m}\right) = \frac{\text{massa úmida} - \text{massa seca}}{\text{massa úmida}} \times 100 \quad (1)$$

### 2.1.2.2 Resíduo Mineral Fixo (RMF)

Cadinhos de porcelana identificados foram secos em mufla a 550 °C por 1 hora, resfriados em dessecador e pesados. Cerca de 0,5 g de cada amostra foi colocada nos cadinhos e foram levados à mufla a 550 °C por um período de cerca de 20 horas (até a obtenção de cinzas brancas ou acinzentadas). Após, foram resfriados em dessecador e tiveram suas massas aferidas. O teor de RMF foi calculado a partir da equação 2.

$$RMR = \frac{\text{massa final do cadinho} - \text{massa inicial do cadinho}}{\text{massa da amostra}} \times 100 \quad (2)$$

### 2.1.2.3 Extrato Etéreo (EE)

As amostras provenientes da análise de umidade foram pesadas em cartuchos de papel

filtro, aos quais foram colocados pequenos volumes de algodão desengordurado com o intuito de evitar vazamento de amostra. Os cartuchos foram colocados em equipamento de Soxhlet juntamente com copos de vidro identificados, secos, resfriados e pesados, contendo 4 pérolas de vidro. A extração foi feita com 150 mL de éter de petróleo por 25 minutos em submersão e 50 minutos sob gotejamento. Após a extração, o solvente foi recuperado e as amostras e os copos foram retirados e deixados em capela de exaustão para evaporação do excesso de solvente. Os copos foram secos em estufa a 100 °C por 30 minutos, resfriados em dessecador e suas massas foram aferidas. Foi realizado o branco com cartucho de papel filtro com algodão desengordurado, em triplicata. O percentual de extrato etéreo foi calculado a partir da equação 3.

$$EE\left(\% \frac{m}{m}\right) = \frac{\text{massa final do copo} - \text{massa inicial do copo}}{\text{massa da amostra}} \times 100 \quad (3)$$

#### 2.1.2.4 Proteína

Foram pesados cerca de 0,15 g de amostra em papel manteiga (6 cm x 6 cm). Os papeis foram fechados cuidadosamente e colocados nos tubos digestores, observando se alcançaram o fundo do frasco. Também foi adicionado aos tubos digestores cerca de 0,18 g de mistura digestora (sulfato de potássio, óxido de selênio e sulfato cúprico) em papel de seda (6 cm x 6 cm) e 5 mL de ácido sulfúrico. Em seguida, os tubos foram transferidos para um bloco digestor Marconi modelo MA 4025, que foi aquecido gradativamente até 350 °C. A digestão foi encerrada quando a cor das amostras modificou de preto para verde claro (cerca de 5 horas). Os tubos foram resfriados à temperatura ambiente e transferidos para o destilador de Kjeldahl Quimis. Foram adicionados gradativamente 20 mL de NaOH 40% aos tubos e iniciou-se a neutralização, alcalinização e destilação dos produtos da digestão. Os produtos finais da destilação foram recolhidos em erlenmeyers de 200 mL (até o menisco de 50 mL), previamente adicionados de 10 mL de ácido bórico 2% e 5 gotas de indicador misto. Em seguida, a solução foi titulada com ácido clorídrico 0,1 mol/L padronizado até a viragem de cor do indicador de verde/azulado para laranja e o volume de ácido clorídrico gasto foi anotado. Foi realizado branco contendo papel manteiga vazio (6 cm x 6 cm) e todos os reagentes adicionados nas amostras, em triplicata. O teor de nitrogênio total foi determinado de acordo com a equação 4. Para o cálculo

do percentual de proteína, multiplicou-se o teor de nitrogênio pelo fator de conversão 6,25.

$$N(\%) = \frac{\text{Fator de correção}_{\text{HCl}} \times \text{Volume gasto}_{\text{HCl}} \times 0,014}{\text{massa da amostra}} \times 100 \quad (4)$$

### 2.1.3. Propriedades tecnológicas

As análises das propriedades tecnológicas foram realizadas para as amostras de resíduos. As análises de Índice de Absorção de Óleo (IAO), Índice de Absorção de Água (IAA), Índice de Solubilidade em Água (ISA) e Volume de Intumescimento (VI) foram realizadas de acordo com as metodologias descritas por Yang et al. (2014), com alterações.

#### 2.1.3.1. Índice de Absorção de Água (IAA)

Em tubos Falcon de 50 mL com aproximadamente 0,25 grama de amostra, foram adicionados 5 mL de água destilada. As amostras foram agitadas em vórtex Fisatom e incubadas por 30 minutos com agitação de 150 rpm (temperatura ambiente) em incubadora de bancada com agitação orbital Quimis modelo Q816M22. Após, as amostras foram centrifugadas a 3.500 rpm por 10 minutos em centrífuga CELM modelo Combate série 3945. Os sobrenadantes foram recolhidos e utilizados para determinação do ISA. Os resíduos resultantes foram pesados e a equação 5 utilizada para determinação do IAA. O resultado foi expresso em grama de água absorvida por grama de matéria seca.

$$IAA = \frac{\text{massa da amostra com água (g)}}{\text{massa da amostra seca (g)}} \quad (5)$$

#### 2.1.3.2 Índice de Solubilidade em Água (ISA)

Cadinhos de porcelana foram secos em estufa convectiva New Lab modelo NL 82-64 à temperatura de 105 °C por 12 horas e, em seguida, resfriados em dessecador por 30 minutos. Após, suas massas foram aferidas. Os sobrenadantes recolhidos na análise de IAA foram adicionados nos cadinhos e submetidos à secagem até peso constante em estufa convectiva New Lab modelo NL 82-64 a 105 °C e, em seguida, resfriados em dessecador por 30 minutos. Os

cadinhos com os resíduos foram pesados e a equação 6 utilizada para determinação do ISA. O resultado foi expresso em grama de amostra dissolvida em água por grama de amostra utilizada.

$$ISA = \frac{\text{massa do cadinho com resíduo seco (g)} - \text{massa do cadinho vazio (g)}}{\text{massa da amostra (g)}} \times 100 \quad (6)$$

### 2.1.3.3. Índice de Absorção de Óleo (IAO)

Em tubos Falcon de 50 mL com aproximadamente 1 grama de amostra, foram adicionados 20 mL de óleo de soja comercial. As amostras foram agitadas em vórtex Fisatom e incubadas por 45 minutos com agitação de 150 rpm (temperatura ambiente) em incubadora de bancada com agitação orbital Quimis modelo Q816M22. Após, as amostras foram centrifugadas a 3.500 rpm por 10 minutos em centrífuga CELM modelo Combate série 3945. Os sobrenadantes foram descartados e os resíduos resultantes foram pesados. A equação 7 foi utilizada para determinação do IAO. O resultado foi expresso em grama de óleo absorvido por grama de matéria seca.

$$IAO = \frac{\text{massa da amostra com óleo (g)}}{\text{massa da amostra seca (g)}} \quad (7)$$

### 2.1.3.4. Volume de Intumescimento (VI)

Em tubos Falcon de 50 mL com aproximadamente 0,15 grama de amostra, foram adicionados 10 mL de água destilada. As amostras foram incubadas por 120 minutos com agitação de 150 rpm (temperatura ambiente) em incubadora de bancada com agitação orbital Quimis modelo Q816M22. Após, as amostras foram transferidas para provetas de 10 mL e deixadas em repouso até completa decantação. O volume final ocupado pela amostra na proveta foi adotado como o volume de intumescimento e expresso em mL/grama de amostra seca (Equação 8).

$$VI = \frac{\text{volume ocupado pela amostra hidratada (mL)}}{\text{massa da amostra seca (g)}} \quad (8)$$

#### 2.1.4. Análise Colorimétrica

As análises colorimétricas foram realizadas para as amostras de resíduos. Foi utilizado colorímetro HunterLab Colorflex 45/0 modelo tristimulus com ângulo de observação de 10° e iluminação padrão D65 (luz diurna). As amostras foram colocadas em quantidade suficiente para completar o recipiente de análise do equipamento e sobre a amostra foi colocado um disco de cerâmica. O recipiente foi posicionado no equipamento e coberto por recipiente de cor preta. Então foi realizada a leitura dos parâmetros L\* (luminosidade – 0 a 100), coordenada a\* (conteúdo de vermelho a verde) e coordenada b\* (conteúdo de amarelo a azul). Os dados fornecidos pelo colorímetro (a\* e b\*) foram utilizados para o cálculo da saturação (c\*) e tonalidade (h\*) pelas equações 9 e 10.

$$c^* = [(a^*)^2 + (b^*)^2]^{\frac{1}{2}} \quad (9)$$

$$h^* = tg^{-1} \frac{b^*}{a^*} \quad (10)$$

#### 2.1.5. Extração de compostos fenólicos livres

Os compostos fenólicos extraíveis (FE) foram obtidos seguindo a metodologia utilizada por Arranz et al. (2009), com pequenas modificações. Em tubos Falcon de 50 mL envolvidos por papel alumínio, contendo aproximadamente 0,5 gramas de cada amostra, foram adicionados 20 mL de solução de metanol 50 %. Em seguida, as amostras foram agitadas em vórtex e colocadas em banho ultrassônico por 30 minutos. Após, as amostras foram centrifugadas a 3.500 rpm por 10 minutos e os sobrenadantes foram coletados em balões volumétricos de 50 mL. Aos resíduos resultantes foram adicionados 20 mL de solução de acetona 70% e, novamente, as amostras foram agitadas e colocadas em banho ultrassônico por 30 minutos. Em seguida, as amostras foram centrifugadas a 3.500 rpm por 10 minutos. Encerrada a centrifugação, os sobrenadantes foram coletados e adicionados aos obtidos na extração com metanol. Os balões volumétricos contendo os extratos obtidos foram completados com água destilada até o menisco. Desta maneira, os fenólicos extraíveis ou livres foram obtidos.

### **2.1.5.1. Quantificação de compostos fenólicos extraíveis totais**

A quantificação dos FE foi realizada pelo ensaio Folin-Ciocalteu. Em tubos Falcon de 15 mL envoltos com papel alumínio, foi adicionado 1 mL dos extratos fenólicos obtidos diluídos (1:1), 1 mL de solução do reagente Folin-Ciocalteu (1:3), 2 mL de carbonato de sódio (20%) e 2 mL de água destilada. Em seguida, os tubos foram agitados vigorosamente em vórtex e deixados em repouso por 90 minutos em ambiente escuro. Foram realizadas leituras das amostras em espectrofotômetro UV-VIS, utilizando-se o comprimento de onda de 765 nm. O espectrofotômetro foi zerado com solução branco (1 mL de água destilada e todos os reagentes adicionados nos extratos) (OBANDA; OWUOR, 1997). A curva de calibração foi feita com o padrão ácido gálico. Plotou-se no Microsoft Excel as concentrações de ácido gálico ( $\mu\text{g/mL}$ ) no eixo X versus as respectivas absorbâncias no eixo Y e calculou-se a equação da reta (APÊNDICE A). Os resultados foram expressos em mg de equivalente de ácido gálico por 100 g de produto ( $\text{mg EAG.100 g}^{-1}$ ).

### **2.1.5.2. Quantificação de taninos**

Em tubos Falcon de 15 mL contendo 100 mg de poli(vinilpirrolidona)-PVPP foi adicionado 1 mL dos extratos fenólicos livres e 1 mL de água destilada. As amostras foram agitadas em vórtex e deixadas em repouso por 15 minutos a 4 °C. Após o repouso, as amostras foram centrifugadas a 3.500 rpm por 15 minutos e 1 mL do sobrenadante foi utilizado para determinação de fenólicos totais pelo método de Folin-Ciocalteu. Também foram realizadas leituras da amostra sem adição de PVPP. O PVPP forma complexos com os taninos, precipitando-os (MAKKAR et al., 1993), desta forma, o sobrenadante coletado deve conter apenas fenóis simples. O teor de taninos totais é determinado pela diferença entre os fenólicos totais (leitura sem adição de PVPP) e os fenóis simples (leitura após adição de PVPP). O ácido tânico foi utilizado para elaboração da curva de calibração (APÊNDICE B).

### **2.1.5.3. Quantificação de flavonoides**

A quantificação de flavonoides foi feita por método colorimétrico utilizando cloreto de

alumínio (ZIELINSKI et al., 2014; NASCIMENTO et al., 2011; FIGUEIRÊDO et al., 2015). O íon alumínio ( $Al^{3+}$ ) estabelece um complexo estável com as moléculas de flavonoides, que promove deslocamento batocrômico e intensificação das absorções, desta forma, os flavonoides são quantificados sem sofrer interferência de outros fenólicos presentes na amostra. Este complexo apresenta coloração amarela e sua intensidade é proporcional à concentração de flavonoides na amostra (MABRY et al., 1970). Em tubos Falcon de 15 mL envoltos com papel alumínio, foram adicionados 1 mL dos extratos fenólicos livres obtidos, 0,5 mL de solução metanólica de cloreto de alumínio 5% m.v<sup>-1</sup> e 1 mL de metanol. Em seguida, os tubos foram agitados vigorosamente em vórtex e deixados em repouso por 30 minutos em ambiente escuro. Foram realizadas leituras das amostras em espectrofotômetro UV-VIS, utilizando-se o comprimento de onda de 425 nm. O espectrofotômetro foi zerado com solução branco (1 mL de água destilada, 0,5 mL de solução metanólica de cloreto de alumínio 5% m.v<sup>-1</sup> e 1 mL de metanol). A curva de calibração foi feita com o padrão quercetina. Plotou-se no Microsoft Excel as concentrações de quercetina ( $\mu\text{g.mL}^{-1}$ ) no eixo X versus as respectivas absorbâncias no eixo Y e calculou-se a equação da reta (APÊNDICE C). Os resultados foram expressos em mg de equivalente de quercetina por 100 g de amostra.

#### **2.1.5.4. Quantificação de ácidos fenólicos**

O teor de ácidos fenólicos foi obtido pela diferença entre fenólicos livres totais e flavonoides e taninos (Equação 11). Apesar que pode conter erros nesses resultados, devido a análise de fenólicos livres totais ter sido realizada por um método que tem interferência de outros compostos antioxidantes.

$$\text{Ácidos fenólicos} = \text{Fenólicos livres totais} - (\text{Flavonóides} + \text{Taninos}) \quad (11)$$

#### **2.1.6. Quantificação de compostos fenólicos não extraíveis**

##### **2.1.6.1. Taninos condensados**

Para a quantificação de taninos condensados, foi utilizada a metodologia descrita por Zurita et al. (2012). Em tubos Falcon de 50 mL envoltos com papel alumínio, foram adicionados 10 mL de n-butanol-HCl (95:5 v.v<sup>-1</sup>), contendo 0,7 g.L<sup>-1</sup> de cloreto de ferro nos resíduos

resultantes da extração dos compostos fenólicos extraíveis secos. Os tubos foram submetidos à agitação em vórtex e foram colocados em banho-maria Fisatom a 100 °C por 50 minutos. Em seguida, os tubos foram centrifugados a 3.500 rpm por 15 minutos. Os sobrenadantes foram recolhidos em balões volumétricos de 25 mL. As amostras foram lavadas duas vezes com 5 mL de n-butanol-HCl (95:5 v.v<sup>-1</sup>), contendo 0,7 g.L<sup>-1</sup> de cloreto de ferro. Os balões foram completados até o menisco com n-butanol-HCl (95:5 v.v<sup>-1</sup>), contendo 0,7 g.L<sup>-1</sup> de cloreto de ferro. Em seguida foi realizada a leitura da absorbância nos comprimentos de onda de 450 nm e 550 nm em espectrofotômetro UV-Vis. O espectrofotômetro foi zerado com solução branco (n-butanol-HCl (95:5 v.v<sup>-1</sup>) e cloreto de ferro). A curva de calibração (APÊNDICE D) utilizada foi feita com taninos de alfarroba e os resultados foram expressos em mg de equivalente de proantocianidina (PA) por 100 g de amostra.

#### **2.1.6.2. Taninos hidrolisáveis**

Os taninos hidrolisáveis foram obtidos pela hidrólise ácida seguindo a metodologia usada por Arranz et al. (2009). Em tubos Pyrex envolvidos com papel alumínio, foram adicionados 10 mL de metanol e 1 mL de ácido sulfúrico concentrado nos resíduos resultantes da extração dos fenólicos extraíveis secos. Após a adição dos solventes, as amostras foram acondicionadas em banho tipo Dubnoff com temperatura de 85 °C por 20 horas. Os recipientes contendo as soluções foram fechados com força para evitar a evaporação dos solventes e que os espaços vazios funcionassem como condensadores. Após o resfriamento, os sobrenadantes foram filtrados em papel filtro e coletados em balão volumétrico de 25 mL. Os balões foram completados até o menisco com água destilada.

A quantificação dos taninos hidrolisáveis totais foi feita pelo ensaio Folin Ciocalteu (3.2.4.1) (GOÑI et al., 2009). Também foram realizadas quantificações dos elagitaninos e galotaninos separadas.

Para quantificação de galotaninos foi utilizado o método de rhodanina. Em tubo Falcon de 15 mL foram adicionados 1 mL dos extratos de taninos hidrolisáveis e 1,5 mL de solução metanólica de rhodanina 0,67 % (p.v<sup>-1</sup>). A mistura foi agitada em vortex e deixada em repouso por 5 minutos. Em seguida, adicionou-se 1 mL de KOH 0,5 N e 5 mL de água destilada. Após 5 minutos, foi realizada leitura em espectrofotômetro UV-Vis a 520 nm (FALCÃO; ARAÚJO,

2013; INOUE; HAGERMAN, 1988). O espectrofotômetro foi zerado com solução branco (1 mL de água e todos os reagentes adicionados nas amostras). A curva de calibração (APÊNDICE E) utilizada foi feita com ácido gálico e os resultados foram expressos em mg EAG por 100 g de amostra. Os elagitaninos foram obtidos por diferença.

### **2.1.7. Quantificação de carotenoides**

A determinação de carotenóides foi realizada de acordo com Rodriguez-Amaya (2001) e Nellis et al. (2017). Com o objetivo de avaliar a viabilidade da etapa de saponificação, foram realizadas leituras após o encerramento de cada etapa da obtenção de carotenoides (extração, partição e saponificação). Etapa 1 (Extração): Foram adicionados 5 mL de acetona resfriada em 0,5 g de amostra. As amostras foram agitadas em vórtex e deixadas em repouso por 30 minutos em ambiente escuro. Após, as amostras foram filtradas através de papel filtro e os sobrenadantes recolhidos em balões volumétricos de 10 mL. Foram realizadas 2 lavagens com 2,5 mL de acetona refrigerada no resíduo resultante. E, novamente, foram filtrados e os sobrenadantes adicionados aos obtidos anteriormente. Os balões volumétricos foram aferidos até o menisco com acetona refrigerada.

Etapa 2 (Partição): Os extratos com acetona foram transferidos para funil de separação e 10 mL de éter de petróleo refrigerado foram adicionados. Foram realizadas 4 lavagens com aproximadamente 50 mL de água destilada para retirada da acetona. A acetona e a água (fase inferior) foram descartadas e o éter de petróleo com os carotenoides foram transferidos para balão volumétrico de 10 mL e aferidos até o menisco.

Etapa 3 (Saponificação): Foram adicionados 10 mL de solução metanólica KOH (10%) nas amostras em éter de petróleo. Nitrogênio foi borbulhado por alguns segundos e as amostras foram deixadas em repouso por uma noite à temperatura ambiente para saponificação dos lipídeos e clorofilas. Após o repouso, as amostras foram transferidas para funil de separação e 5 mL de éter de petróleo foi adicionado. O éter foi recolhido e o metanol descartado. Foram realizadas lavagens com água destilada até pH neutro. O éter com os carotenoides foram transferidos para balão volumétrico de 10 mL e o volume foi aferido até o menisco.

Em todas as etapas, foram realizadas leituras da absorbância 450 nm ( $\beta$ -caroteno) em espectrofotômetro UV-Vis. A acetona (etapa 1) e o éter de petróleo (etapas 2 e 3) foram

utilizados como branco para calibração do equipamento. Os resultados foram obtidos de acordo com a equação 12.

$$\text{Carotenóides totais } \left(\frac{mg}{100 g}\right) = \frac{Abs \times Vf \times 1.000.000}{A_{1cm}^{1\%} \times ma \times 100} \quad (12)$$

Onde  $Vf$  = volume final da amostra e  $ma$  = massa da amostra

$A_{1cm}^{1\%}$  = 2592 (éter de petróleo) e 2620 (acetona) para  $\beta$ -caroteno

### 2.1.8. Quantificação de trigonelina

Foi pesado 0,1 grama de cada amostra em tubos Falcon de 25 mL. Em seguida, foram adicionadas 5 mL de água Milli-Q-purificada em ebulição e os tubos foram acondicionados em banho tipo Dubnoff com agitação a temperatura de aproximadamente 100 °C por 15 minutos. As amostras foram centrifugadas a 3.500 rpm por 10 minutos e os sobrenadantes foram recolhidos em balões volumétricos de 5 mL. O volume dos balões foi completado com água Milli-Q-purificada até o menisco. Os balões foram agitados em vórtex e os extratos foram filtrados com seringas acopladas em filtros micropore 0,45  $\mu$ m. Foi utilizado o cromatógrafo de fase líquida marca Shimadzu modelo Prominence e as condições cromatográficas utilizadas foram otimizadas baseado na metodologia realizada por Monteiro & Trugo (2005):

- coluna de fase reversa C-18 marca Shimadzu (4,6  $\mu$ m x 150 mm), tamanho de partículas 5  $\mu$ m e pré coluna com as mesmas condições;
- volume de injeção: 5  $\mu$ L;
- temperatura do forno: 27 °C;
- tempo de corrida: 25 minutos;
- sistema gradiente com fluxo de 0,6 mL.min<sup>-1</sup>;
- fase móvel A: acetonitrila:água:ácido fosfórico (92,6:7:0,4);
- fase móvel B: metanol;
- comprimento de onda: 264 nm.

A corrida foi feita nos primeiros 15 minutos com 100% da fase móvel, em seguida, a corrida aconteceu durante 5 minutos com 100% da fase B para limpeza da coluna e, finalmente,

5 minutos de corrida com a fase inicial da próxima corrida, conforme mostrado na Tabela 4.

Tabela 4: Programação de gradiente de concentração de fase móvel para análise de trigonelina por CLAE

<b>Tempo (min.)</b>	<b>Concentração Fase B (%)</b>
<b>0 - 15</b>	0
<b>15 - 20</b>	100
<b>20 - 25</b>	0

A identificação da trigonelina nas amostras foi feita utilizando o tempo de retenção e o espectro do padrão de trigonelina (APÊNDICE F) e a quantificação foi feita por meio da curva de calibração (APÊNDICES G). Plotou-se no Microsoft Excel as concentrações de trigonelina ( $\mu\text{g}\cdot\text{mL}^{-1}$ ) no eixo X versus as respectivas áreas no eixo Y e calculou-se a equação da reta.

### 2.1.9 Perfil de compostos fenólicos por CLAE

A extração dos compostos fenólicos foi realizada de acordo com Dutra et al. (2017). 0,15 g de farinha foram extraídos com três extrações usando diferentes concentrações de metanol (10 mL a 50 %, 10 mL a 75 % e 5 mL a 100 %) em um banho Dubnoff a 65 °C por 1 h. Após cada extração, as amostras foram centrifugadas a 3500  $\times$  g rpm por 15 min e os sobrenadantes combinados, com volume completado para 25 mL com metanol 100%. As amostras foram concentradas até 5 mL utilizando evaporador rotativo. Antes da leitura cromatográfica, as amostras foram filtradas utilizando filtro PTFE 0,25  $\mu\text{m}$  acoplado em seringa.

O perfil de fenólicos foi avaliado por HPLC-DAD (modelo Prominence, Shimadzu, Japão) usando uma coluna C-18 de fase reversa (tamanho de partícula de 5  $\mu\text{m}$ , 4,6 mm  $\times$  15 cm) (Shim-pack VP-ODS, Shimadzu). A separação por HPLC foi realizada usando um gradiente linear de A (2% de ácido acético dissolvido em água) e B (40% de acetonitrila e 2% de ácido acético dissolvido em água) a 30°C e uma taxa de fluxo de 0,6 mL/min. O gradiente de solvente utilizado foi o seguinte: 0 min, 95% A, 5% B; 2 min, 80% A, 20% B; 15 min, 75% A, 25% B; 25 min, 85% A, 15% B; 33 min, 80% A, 20% B; e 36 min, 95% A, 5% B. O tempo pós-corrída foi de 9 min. A identificação dos compostos fenólicos foi realizada comparando os tempos de retenção e dados espectrais de UV com padrões autênticos, e suas respectivas concentrações

foram avaliadas com base nas curvas de calibração dos padrões individuais. Os valores de linearidade ( $r^2$ ) variaram de 0,9987 a 0,9996 e %RSD (percentagem de desvio padrão) de  $1,79 \pm 1,03$  a  $4,89 \pm 2,59$ . Os padrões analisados foram: ácido gálico – 271 nm – 5,932 min.; catequina – 279 nm – 15,335 min.; ácido clorogênico – 325 nm – 17,066 min.; ácido 3-hidroxibenzoico – 296 nm – 20,342 min.; etil galato – 271 nm – 27,01 min.; ácido ferúlico – 322 nm – 30,277 min.; ácido benzoico – 273 nm – 32,414 min.; ácido protocatequínico – 259 nm – 10,443 min.; ácido 2,5-dihidroxibenzoico – 328 nm – 15,986 min.; ácido vanílico – 259 nm – 19,381 min.; ácido cafeico – 323 nm – 19,888 min.; ácido siringico – 274 nm – 22,145 min.; epicatequina – 277 nm – 23,040 min.; ácido p-cumarico – 310 nm – 28,196 min.; ácido elágico – 367 nm – 30,278 min.; ácido 4-hidroxibenzoico – 250 nm – 17,803 min.; quercetina – 373 nm – 37,072 min.; floretina – 284 nm – 29,028 min.; procianidina B2 – 280 nm – 39,131 min.; ácido quínico – não identificado na corrida e ponidinina – 516 nm – 19,251 min.

#### **2.1.10 Perfil de carotenoides e vitaminas lipossolúveis por CLAE**

A extração dos carotenoides foi feita apenas com acetona, como descrito por Lichtenthaler e Buschmann (2001) com modificações, sem a etapa de saponificação, uma vez que foi mostrado neste estudo que a realização desta etapa não é viável para o umbu e para a seriguela. Em 0,5 g de amostra foram adicionados 2,5 mL de acetona e foram colocadas em banho ultrassônico por 20 minutos. Após, as amostras foram centrifugadas a 3500 g rpm por 10 minutos e os sobrenadantes foram coletados em balões volumétricos de 5 mL. Novamente 2,5 mL de acetona foram adicionados e a extração foi repetida. As amostras foram filtradas com filtro PTFE 0,22  $\mu\text{m}$  acoplado em seringa. A acetona foi totalmente seca em gás nitrogênio para maior estabilidade dos compostos durante a estocagem e antes da leitura, 1 mL de acetona foi adicionada. O método de análise no cromatógrafo líquido foi o utilizado por Cândido et al. (2015). 10  $\mu\text{L}$  de amostras foram injetadas em cromatógrafo de fase líquida marca Shimadzu modelo Prominence com coluna de fase reversa C-18 marca Shimadzu (4,6  $\mu\text{m}$  x 150 mm), tamanho de partículas 5  $\mu\text{m}$  e pré coluna com as mesmas condições a temperatura de 25°C. As fases móveis A (acetonitrila com 0,05 % de trietilamina), B (metanol) e C (acetato de etila) foram distribuídas de acordo com o gradiente apresentado na Tabela 5 com fluxo de 0,8 mL.min<sup>-1</sup>.

Tabela 5: Programação de gradiente de concentração de fase móvel para análise de carotenóides por CLAE

Tempo (min.)	Fase B (%)	Fase C (%)
0 – 20	5 – 20	0 – 20
20 – 50	20	20
50 – 55	20 – 5	20 – 0
55 – 60	5	0

A identificação dos carotenóides nas amostras foi feita utilizando o tempo de retenção e o espectro dos padrões individuais. A quantificação foi feita por meio das curvas de calibração dos padrões individuais. Plotou-se no Microsoft Excel as concentrações ( $\mu\text{g.mL}^{-1}$ ) no eixo X versus as respectivas áreas (mAU) no eixo Y e calculou-se a equação da reta. Os padrões utilizados foram:  $\beta$ -caroteno (453 nm – 36,544 min.),  $\alpha$ -caroteno (447 nm – 34,911 min.), Luteína (446 nm – 8,197 min.), Zeaxantina (452 nm – 8,446 min.),  $\beta$ -cryptoxantina (453 nm – 19,528 min.), Retinol (325 nm - 19,222 min.) e  $\alpha$ -tocoferol ( 290 nm – 22,325 min.).

### 2.1.11 Bioacessibilidade de compostos bioativos

A bioacessibilidade dos compostos bioativos foi feita por digestão gastrointestinal *in vitro* em três fases (oral, gástrica e intestino delgado) como descrito por Dutra et al. (2017). Em 500 mg de PRF foram adicionados 12,5 mL de solução salina ( $0,05 \text{ g.mL}^{-1}$  de  $\text{Na}_2\text{HPO}_4$ ,  $0,004 \text{ g.mL}^{-1}$  de  $\text{KH}_2\text{PO}_4$ ,  $0,16 \text{ g.mL}^{-1}$  de  $\text{NaCl}$  e  $0,17 \text{ g}$  de  $\alpha$ -amilase). As amostras foram agitadas por 10 minutos em incubadora orbital ( $37 \text{ }^\circ\text{C}$  – 95 rpm). Em seguida, o pH foi reduzido para 2,5 com  $\text{HCl}$  3M e foram adicionados 5 mL de  $\text{HCl}$   $0,1 \text{ mol.L}^{-1}$  com 13 mg de pepsina. As amostras foram incubadas por 1 hora ( $37 \text{ }^\circ\text{C}$  – 95 rpm) para simular a digestão. Ao final da digestão, as amostras foram imediatamente resfriadas em banho de gelo. Para a digestão intestinal, o pH foi ajustado para 7,5 com  $\text{NaHCO}_3$  1 M e foram adicionados 5 mL de  $\text{NaHCO}_3$  1 M com 87 mg de pancreatina e 7 mg de sais biliares. As amostras foram incubadas por 2 h ( $37 \text{ }^\circ\text{C}$  – 95 rpm) para completar a fase intestinal. Após, as amostras foram centrifugadas e o sobrenadante foi coletado em balão volumétrico de 50 mL. Os balões foram completados com água milli-Q-ultrapura até o menisco. Os extratos foram utilizados para quantificar fenólicos livres totais, flavonoides e

taninos. As metodologias utilizadas foram as mesmas utilizadas para os extratos sem digestão. Os resíduos foram utilizados para caracterização da fração indigerível.

### 2.1.12 Análises Estatísticas

Todas as análises foram conduzidas em duas repetições com triplicatas, calculando-se média e desvio padrão para cada resultado obtido. Foi feita análise de variância (ANOVA) e o teste de Tukey para comparar diferenças entre as médias. As diferenças entre essas médias no nível de 5% foram consideradas significativas.

## 2.2 Resultados e Discussão

### 2.2.1 Umbu

Na Tabela 6, são apresentados os resultados obtidos para composição centesimal das farinhas das cascas de umbu.

Tabela 6: Composição centesimal de PRF de cascas de umbu maduro e semi-maduro

	<b>C1</b>	<b>C2</b>
<b>Umidade (g/100 g)</b>	8,16 ± 0,14 a	7,56 ± 0,18 b
<b>RMF (g/100 g)</b>	3,40 ± 0,21 a	2,61 ± 0,32 b
<b>Extrato Etéreo (g/100 g)</b>	0,69 ± 0,28 a	0,71 ± 0,31 a
<b>Proteína (g/100 g)</b>	5,87 ± 0,75 a	4,49 ± 0,75 a
<b>Carboidratos (g/100 g)</b>	81,91	84,63

Valores médios ± desvio padrão. Médias seguidas de mesma letra, numa mesma linha, não diferem entre si, pelo Teste de Tukey, com 95% de confiança.

C1- casca de umbu madura, C2- casca de umbu semi-madura.

Os resultados obtidos mostram que não há diferença no teor de proteína e extrato etéreo em cascas de umbu maduro e semi-maduro. A amostra C2 apresentou teores inferiores que a amostra C1 de umidade e RMF. O que está coerente aos resultados encontrados por Amira et al. (2011), que encontraram que o teor de cinzas aumentou até o estágio completo de maturação do fruto. Porém, os autores encontraram que a umidade diminuiu ao longo da maturação. No presente estudo pode ter ocorrido o contrário porque a umidade não foi medida na fruta ao natural e sim nos pós. Além disso, a casca madura apresentou maior dificuldade de secagem devido a maior quantidade de açúcares livres.

De acordo Larrauri (1999), PRF comerciais apresentam teor de umidade inferior a 9%, sendo que a etapa de secagem é a mais importante para obtenção de PRF, como também é a mais cara. A eficiência nessa etapa deve promover a remoção da umidade natural do material, como também a umidade resultante das etapas prévias de limpeza, para gerar um produto cuja conservação não dependerá da ação de nenhum conservante químico, além de redução dos custos com tamanho de embalagem e logística. Os PRFs obtidos das cascas de umbu apresentaram umidade inferior a 9%, estando de acordo aos PRF comerciais (Larrauri, 1999) e de acordo com a legislação brasileira, que determina que o teor de umidade de farinhas deve ser no máximo de 15% (BRASIL, 2005). Os valores de umidade encontrados foram inferiores que os de PRF de polpa de umbu-cajá com goma Arábica (14,02%) (SANTOS et al., 2011), resíduos de seriguela (8,48%) (ALBUQUERQUE et al., 2016) e figo da índia (18,04%) (LISBOA et al., 2012), próximo aos encontrados em PRF de resíduos de pequi (6,39 – 8,03%) (LEÃO et al., 2017) e casca maracujá (6,09%) (SOUZA et al., 2008) e superior que o encontrado em casca de bambangan (3,9%) (HASSAN et al., 2011) e resíduos de marmelo (4,4%) (PLA et al., 2010).

Os PRF apresentaram baixos teores de lipídeos, também, estando de acordo com PRF comerciais (LARRAURI, 1999). Os valores encontrados foram próximos ao de PRF de resíduos de buriti (0,21 – 0,78%) (REZENDE et al., 2018), superiores ao de PRF de resíduos de pequi (0,17 – 0,32%) (LEÃO et al., 2017) e inferiores aos de PRF de resíduos de seriguela (1,15%) (ALBUQUERQUE et al., 2016) e casca de maracujá (1,64%) (SOUZA et al., 2008). Não existem recomendações quanto aos percentuais de proteína e RMF presente em pós ricos em fibra alimentar comerciais. Os teores de proteína encontrados para PRF de cascas de umbu foram próximos aos encontrados em PRF de resíduos de buriti (2,59 – 6,20%) (REZENDE et al., 2018), superiores que os de PRF de resíduos de seriguela (3,94%) (ALBUQUERQUE et al., 2016) e pequi (3,25 – 3,36%) (LEÃO et al., 2017) e inferiores que os PRF de resíduos de maracujá (11,76%) (SOUZA et al., 2008). Os valores de RMF encontrados neste estudo foram inferiores ao encontrado em farinha de casca de maracujá (8,13%) (SOUZA et al., 2008), próximos aos encontrados em PRF de resíduos de pequi (2,28 - 2,34%) (LEÃO et al., 2017) e de buriti (1,01 – 3,45%) (REZENDE et al., 2018) e superiores aos encontrados em PRF de resíduo de seriguela (1,84%) (ALBUQUERQUE et al., 2016). Os teores de carboidratos encontrados foram elevados, semelhantes aos encontrados em PRF de resíduos de outros frutos: seriguela (71.77%)

(ALBUQUERQUE et al., 2016), maracujá (72,38%) (SOUZA et al., 2008) e buriti (92,59 - 95,87%) (RESENDE et al., 2018).

Os resultados encontrados na investigação das propriedades tecnológicas dos PRF de cascas de umbu estão expressos na Tabela 7. Não houve diferença estatisticamente significativa para as propriedades tecnológicas analisadas dos PRF feitos de cascas de umbu maduro e semi-maduro, exceto para ISA.

Tabela 7: Propriedades tecnológicas de PRF de cascas de umbu a temperatura ambiente

<b>Amostra</b>	<b>IAA (g/g)</b>	<b>ISA (g/100g)</b>	<b>IAO (g/g)</b>	<b>VI (mL/g)</b>
<b>C1</b>	3,74 ± 0,32 a	20,43 ± 1,81 a	1,77 ± 0,24 a	6,35 ± 1,01 a
<b>C2</b>	3,95 ± 0,12 a	14,34 ± 0,74 b	1,64 ± 0,02 a	5,87 ± 0,56 a

Valores médios ± desvio padrão. Médias seguidas de mesma letra, numa mesma linha, não diferem entre si, pelo Teste de Tukey, com 95% de confiança.

C1- casca de umbu madura, C2- casca de umbu semi-madura.

O Índice de Absorção de Água dos PRF das cascas de umbu foi quase 4 g/g. Os IAAs dos PRF de cascas de umbu foram próximos aos encontrados em maçã em pó (3,50 g.g<sup>-1</sup>) (THEBAUDIN et al., 1997), farelo de arroz desengordurado (4,89 g.g<sup>-1</sup>) (ADDUL-HAMID; LUAN, 2000), resíduos de coco (5,33 g.g<sup>-1</sup>) (RAGHAVENDRA et al., 2006) e resíduo de pequi (3,74 g.g<sup>-1</sup>) (LEÃO et al., 2017); inferior que os valores encontrados para casca de manga asiática (11,6 g.g<sup>-1</sup>) (HASSAN et al., 2011), bagaço de cana de açúcar (7,5 g.g<sup>-1</sup>) (SANGNARK; NOOMHORM, 2003), subprodutos de aspargos (11,4 – 20,3 g.g<sup>-1</sup>) (FUENTES-ALVENTOSA et al., 2009), casca de limão (12,84 g.g<sup>-1</sup>) (UBANDO-RIVERAET et al., 2005) e cascas de cenoura (13 – 22 g.g<sup>-1</sup>) (CHANTARO et al., 2008); e superior que os encontrados em resíduos da extração de sumo de laranja, limão e maçã (1,6 - 2,3 g.g<sup>-1</sup>) (FIGUEROLA et al., 2005) e resíduos de buriti (1,1 – 1,36 g.g<sup>-1</sup>) (REZENDE et al., 2018). Os ISAs dos PRF de cascas de umbu foram superiores que os encontrados em casca de buriti (8,07 – 8,79 g.100g<sup>-1</sup>) (REZENDE et al., 2018) e próximos aos encontrados em resíduos de pequi (16,7 – 19,84 g.100g<sup>-1</sup>) (LEÃO et al., 2017) e endocarpo de buriti (21,14 – 23,61 g.100g<sup>-1</sup>) (REZENDE et al., 2018). Estes valores mostram que as amostras analisadas apresentaram índices de absorção de água e solubilidade em água positivos em relação à outros PRF encontrados na literatura. Amostras de cascas maduras apresentaram maiores valores de índice de solubilidade em água do que amostras semimaduras, o

que pode ser explicado por frutos maduros apresentarem maiores teores de açúcares do que os semi-maduros.

As amostras de cascas de umbu apresentaram valores de Índice de Absorção de Óleo próximo a  $1,7 \text{ g.g}^{-1}$ , indicando baixa absorção de óleo. Este resultado foi próximo ao encontrado em resíduos de pequi ( $1,23 - 1,35 \text{ g.g}^{-1}$ ) (LEÃO et al., 2017), casca de tomate ( $1,5 \text{ g.g}^{-1}$ ) (NAVARRO-GONZÁLEZ et al., 2011), resíduos da extração de sumo de limão, laranja e maçã ( $1,6 - 2,3 \text{ g.g}^{-1}$ ) (FIGUEROLA et al., 2005), maçã em pó ( $1,30 \text{ g.g}^{-1}$ ) (THEBAUDIN et al., 1997), manga ( $1,6 \text{ g.g}^{-1}$ ) (MARTÍNEZ et al., 2012), resíduos de buriti ( $1,18 - 1,27 \text{ g.g}^{-1}$ ) (REZENDE et al., 2018) e sementes de chia ( $1,5 - 2,03 \text{ g.g}^{-1}$ ) (CAPITANI et al., 2012); inferior que os encontrados em resíduos de coco ( $4,8 \text{ g.g}^{-1}$ ) (RAGHAVENDRA et al., 2006), bagaço de cana ( $11,3 \text{ g.g}^{-1}$ ) (SANGNARK; NOOMHORM, 2003) e semente de romã ( $5,9 \text{ g.g}^{-1}$ ) (VIUDA-MARTOS et al., 2012); e superior que os encontrados em maracujá ( $0,9 \text{ g.g}^{-1}$ ), abacaxi ( $0,7 \text{ g.g}^{-1}$ ) e goiaba ( $0,7 \text{ g.g}^{-1}$ ) (MARTÍNEZ et al., 2012). Devido aos baixos valores de IAO, C1 e C2 podem ser vistos como ingredientes potenciais para produtos fritos porque a sua adição não contribuiria para uma sensação gordurosa (LEÃO et al., 2017).

O Volume de Intumescimento das amostras de cascas de umbu foi próximo a  $6 \text{ mL.g}^{-1}$ . Os resultados obtidos neste estudo foram superiores em comparação ao obtido em casca de tomate ( $0,1 \text{ mL.g}^{-1}$ ) (ELLEUCH et al., 2011), resíduos de couve-flor ( $4,2 \text{ mL.g}^{-1}$ ) (FEMENIA et al., 1999), manga ( $4,6 \text{ mL.g}^{-1}$ ) e goiaba ( $1,4 \text{ mL.g}^{-1}$ ) (MARTÍNEZ et al., 2012); semelhante aos obtidos em coco ( $6,51 \text{ mL.g}^{-1}$ ) (LECUMBERRI et al., 2007), abacaxi ( $6,6 \text{ mL.g}^{-1}$ ) e maracujá ( $7,2 \text{ mL.g}^{-1}$ ) (MARTÍNEZ et al., 2012); e inferiores que os obtidos em cascas de cenoura ( $27 - 34 \text{ mL.g}^{-1}$ ) (CHANTARO et al., 2008), maçã em pó ( $9 \text{ mL.g}^{-1}$ ) (THEBAUDIN et al., 1997), resíduo de coco ( $20 \text{ mL.g}^{-1}$ ) (RAGHAVENDRA et al., 2006), casca de abóbora ( $22 \text{ mL.g}^{-1}$ ) (ESCALADA PLÁ et al., 2007), resíduos de manga ( $18,7 \text{ mL.g}^{-1}$ ) (HASSAN et al., 2011), resíduos de caqui ( $8,52 - 9,53 \text{ mL.g}^{-1}$ ) (AKTER et al., 2010) e resíduos de pequi ( $8,82 - 11,34 \text{ mL.g}^{-1}$ ) (LEÃO et al., 2017).

Os resultados obtidos para as propriedades tecnológicas dos pós de casca de umbu maduro e semi-maduro são excelentes, uma vez que apresentaram baixa absorção de óleo, alta solubilidade em água e bons valores de absorção de água e volume de intumescimento. Assim, essas farinhas são adequadas para aplicação, por exemplo, em biscoitos e demais produtos de

panificação, inclusive massas que são fritas. A baixa absorção de óleo é positiva, pois não acarreta aumento calórico do produto após exposição a óleos. Baixa solubilidade em água não é desejável, pois restringe a aplicação em diversos produtos alimentícios. Absorção de água e volume de intumescimento é importante para muitos produtos, pois a água interfere na textura e suculência, a retenção de água impede perdas de água durante o cozimento e o aumento de volume com exposição à água provoca maior visibilidade.

Os resultados obtidos para cor estão apresentados na Tabela 8.

Tabela 8: Parâmetros de cor de PRF de cascas de umbu maduro e semi-maduro

<b>Amostra</b>	<b>C1</b>	<b>C2</b>
<b>L*</b>	62,49 ± 0,13 a	64,69 ± 0,20 b
<b>C*</b>	32,91 ± 0,29 a	28,18 ± 0,05 b
<b>H*</b>	78,58 ± 0,08 a	80,03 ± 0,13 b

Valores médios ± desvio padrão. Médias seguidas de mesma letra, numa mesma linha, não diferem entre si, pelo Teste de Tukey, com 95% de confiança.

C1- casca de umbu madura, C2- casca de umbu semi-madura.

A luminosidade ( $L^*$ ) indica se uma cor é escura ou clara, sendo a variação desse parâmetro de 0, para preto, a 100, para branco (BICHO et al., 2012). Desta forma, quanto maior o valor de  $L^*$ , mais clara é a amostra. Os resultados obtidos mostram que a amostra de casca de umbu semi-maduro é mais clara que a amostra de umbu maduro, o que está de acordo com King & Bolin (1989), que afirmaram que as frutas escurecem com o aumento do amadurecimento. Os PRFs deste estudo apresentaram coloração mais clara que os pós produzidos por casca de pequi ( $45,2 < L^* > 55,2$ ) (LEÃO et al., 2017), bagaço de uva ( $30 < L^* > 47$ ) (TSENG; ZHAO, 2013) e resíduos de buriti ( $L^* \sim 55$ ) (RODRIGUES, 2010). Pós mais claros são desejados, uma vez que não vão interferir na cor característica dos alimentos, englobando uma gama maior de produtos.

O parâmetro  $c^*$  é compreendido como a intensidade ou saturação de uma cor. A amostra C1 apresentou maior intensidade de cor que a amostra C2, o que já era esperado, uma vez que a amostra C1 apresentou coloração mais escura. Segundo Conti et al. (2013), a tonalidade cromática ( $H^*$ ) é determinada pela sua localização em diagrama, para o qual o ângulo  $0^\circ$  representa o vermelho puro e  $90^\circ$  o amarelo puro, sendo os valores acima de 45 indicativos da predominância da cor amarela em relação à vermelha. A amostra C2 apresentou maior tonalidade cromática que a amostra C1, porém ambas apresentaram valores acima de 45, o que indica que

elas têm predominância da cor amarela em relação à vermelha.

Na Tabela 9, são apresentados os resultados obtidos para os teores e a bioacessibilidade (bio) de compostos fenólicos extraíveis nas amostras de cascas e polpas de umbu analisadas.

Tabela 9: Bioacessibilidade e teores de compostos fenólicos extraíveis de cascas e polpas de umbu

Amostra	FE Totais (mg EAG <sup>1</sup> /100 g)	%Bio	Taninos (mg EAT <sup>2</sup> /100g)	%Bio	Flavonóides (mg EQC <sup>3</sup> /100 g)	%Bio	Ácidos fenólicos (mg/100 g)
C1	1.229,43± 125,34 a	15,67%	1056,23 ± 55,20a	20,06%	50,61± 1,90 a	39,10%	122,56
C2	1.582,7± 278,09 b	18,39%	1350,86 ±153,95 b	18,81%	62,25± 3,60 b	37,93%	169,55
P1	380,69 ± 7,76 c	32,92%	110,64 ± 13,12 c	107,51%	16,38 ± 2,36 c	34,39%	253,67
P2	453,95± 40,29 d	37,73%	170,14 ±30,17 d	114,27%	35,34 ± 3,11 d	31,87%	248,50

<sup>1</sup>EAG = equivalente de ácido gálico; <sup>2</sup>EAT = equivalente de ácido tânico; <sup>3</sup>EQC = equivalente de quercetina.

Letras diferentes na mesma coluna indicam diferenças estatisticamente significativas (p < 0,05).

As amostras de cascas de umbu apresentaram resultados superiores de fenólicos extraíveis que as amostras de polpas de umbu, o que está de acordo com Stalikas (2007), que afirma que a maior concentração de compostos antioxidantes ocorre na pele externa, servindo estas de proteção aos frutos contra agentes agressores externos, como bactérias e insetos. Melo & Andrade (2010) também encontraram quantidade superior de FE em casca (454,21 mg/100 g de catequina) de umbu em relação a polpa (32,7 mg/100 g de catequina). As amostras de casca e polpa de umbu semi-maduro apresentaram resultados superiores de FE que as amostras de umbu maduro. Brandão et al. (2011) e Amira et al. (2012) afirmaram que ocorre diminuição de compostos fenólicos com o avanço da maturação.

As amostras de polpa apresentaram maior valor de ácidos fenólicos, enquanto as amostras de casca apresentaram maior valor de taninos. Este resultado é coerente, uma vez que os taninos são responsáveis pela adstringência, sendo mais expressiva nas cascas do que nas polpas. As amostras de polpa apresentaram maior bioacessibilidade de fenólicos extraíveis totais e taninos que as amostras de casca, sendo que para os taninos a diferença foi maior. Esse fato pode ser justificado pelo fato de grande parte dos taninos estarem associados a fibras e as cascas de frutos apresentarem maior quantidade de fibras que as amostras de polpa. Esses fenólicos associados às fibras não são digeríveis, sendo fermentados no cólon (SAURA-CALIXTO, 2012). Em relação

aos flavonoides, a diferença na bioacessibilidade das amostras de polpas e cascas foi muito pequena, sendo maior para as cascas.

As amostras apresentaram bioacessibilidade de FE totais superior que o encontrado em suco de frutas misturadas (11,5%) (RODRÍGUEZ-ROQUE et al., 2013), alfarroba verde (5,85%), alfarroba madura (2%) (YDJEDD et al., 2017) e inferior ao encontrado em cebola (68,12%) (SHIM et al., 2011). Os resultados encontrados de bioacessibilidade de flavonóides foram superiores ao encontrado em polpa de seriguela (12,5%), mangaba (24,95%) e umbu-cajá (20%) (DUTRA et al., 2017), semente de chia (17,36%) (PELLEGRINI et al., 2018) e cebola (2,01 – 9,93%) (SHIM et al., 2011). A quercetina pode ser instável ao pH variado submetido durante a simulação da digestão (BOYER et al., 2005). Estudos da bioacessibilidade de taninos são escassos na literatura.

Os resultados obtidos para flavonóides em cascas de umbu foram inferiores que o encontrado em resíduos de acerola (296 mg/100 g) (CORREIA et al., 2011) e superiores que o encontrado em resíduos de jamelão (nd), pitanga (20,06 mg/100g) e cajá-umbu (3,38 mg/100 g) (CORREIA et al., 2011). Os resultados obtidos para polpas de umbu foram superiores ao encontrado em polpa de umbu (6,93 mg/100 g), mamão (6,32 mg/100 g), cajá (8,71 mg/100 g), graviola (8,58 mg/100 g), abacaxi (2,63 mg/100 g), caju (12,28 mg/100 g), cacau (10,58 mg/100 g), seriguela (13,89 mg/100 g), tamarindo (13,8 mg/100 g) (ZIELINSKI et al., 2014) e suco de umbu (2,87 mg/100 g) (RIBEIRO et al., 2017) e inferiores ao encontrado em açaí (55,93 mg/100 g), amora (46,93 mg/100 g) e uva (70,19 mg/100 g) (ZIELINSKI et al., 2014). A amostra de polpa de umbu semi-maduro apresentou resultados semelhantes ao encontrado em goiaba (17,84 mg/100 g), pêsego (19,06 mg/100 g) e morango (21,8 mg/100 g) (ZIELINSKI et al., 2014).

Os resultados obtidos para cascas e polpas de umbu de FE totais foram inferiores que o encontrado por Omena et al. (2012) também em casca e polpa de umbu, respectivamente (5250,0 mg EAG/100 g e 4040,0 mg EAG/100 g). Os resultados obtidos para polpas de umbu foram superiores que o encontrado por Zielinski et al., (2014) em polpa de umbu (15,8 mg EAG/100 g) e por Ribeiro et al., 2017 em suco de umbu (193,13 mg EAG/100 g). Porém a variação de teores de fenólicos encontrados por vários autores em um mesmo vegetal é normal, uma vez que diversos fatores influenciam na quantidade final de fenólicos totais, tais como: maturação, espécie, práticas de cultivo, origem geográfica, estágio de crescimento, condições de colheita,

processo de armazenamento, radiação solar, época do ano, períodos chuvosos ou não, entre outros (SOUSA et al., 2010; MACHADO et al., 2008).

Os resultados obtidos de FE para cascas de umbu foram inferiores que o encontrado em farinha de casca de jaboticaba (2.450 mg EAG/100 g) (MARQUETTI, 2014) e superiores a semente de chia (164 mg EAG/100 g) (MARTÍNEZ-CRUZ& PAREDES LÓPES, 2014) e resíduo de buriti (934,6 mg/100 g) (REZENDE et al., 2018). De acordo com Vasco et al. (2008), pode-se classificar os frutos em baixo (menor que 100 mg EAG/100 g), médio (de 100 a 500 mg EAG/100 g) e alto teor de compostos fenólicos (maior que 500 mg EAG/100 g). Com esta classificação, as cascas e polpas de umbu analisadas possuem alto e médio teor de compostos fenólicos, respectivamente.

Os resultados obtidos para fenólicos não extraíveis nas amostras estão apresentados na Tabela 10.

Tabela 10: Teores de compostos fenólicos não-extraíveis de cascas e polpas de umbu

Amostra	Taninos condensados (mg/ 100 g)	Taninos Hidrolisáveis (mg EAG <sup>1</sup> /100 g)	Galotaninos (mg EAG <sup>1</sup> /100 g)	Elagitaninos (mg/100 g)	FNE Totais <sup>3</sup> (mg/100 g)	FT <sup>2</sup> (mg/100 g)
C1	901,89± 140,91 a	1348,40 ± 19,86 a	139,89 ± 7,14 a	1208,51	2250,29	3479,72
C2	1544,55± 296,58 b	1079,70 ± 43,31 b	124,97 ± 5,21 b	954,73	2624,25	4206,95
P1	259,03 ± 12,50 c	655,91 ± 11,72 c	63,73 ± 0,74 c	592,18	914,94	1295,63
P2	296,17 ± 13,09 c	535,88 ± 55,83 d	55,66 ± 0,73 c	480,22	832,05	1286,00

<sup>1</sup>EAG = equivalente de ácido gálico; <sup>2</sup>FT = Fenólicos Totais. <sup>3</sup>FNE = Fenólicos não-extraíveis. Letras diferentes na mesma coluna indicam diferenças estatisticamente significativas (p < 0,05).

As amostras de casca apresentaram os maiores valores de taninos condensados e hidrolisáveis que as amostras de polpa. Rezende et al. (2019) encontraram resultados semelhantes de taninos condensados em buriti. As amostras de umbu maduro apresentaram resultados superiores de taninos hidrolisáveis e menores de taninos condensados do que amostras semi-maduras. As amostras apresentaram maiores quantidades de NEPA em comparação a maçã (44,77 mg/100 g), pêssigo (59,1 mg/110 g) e nectarina (44,8 mg/100 g) (ARRANZ et al., 2009) e subprodutos de pequi (215,54 mg/100 g) (LEÃO et al., 2017). Não foram encontrados estudos de taninos condensados e hidrolisáveis em umbu, sendo que estudos de quantificação de taninos hidrolisáveis são escassos para frutas e hortaliças. As amostras apresentaram maiores

quantidades de taninos hidrolisáveis em comparação com a polpa de maçã (80,30 mg/100 g), pêssego (52,80 mg/110 g) e nectarina (65,8 mg/100 g) (ARRANZ et al., 2009).

Os taninos hidrolisáveis são divididos em galotaninos e elagitaninos. Não há estudos que analisaram o conteúdo desses compostos em resíduos obtidos de fenólicos extraíveis. As amostras de casca apresentaram resultados superiores de galotaninos e elagitaninos em relação às amostras de polpa. Todas as amostras apresentam resultados de elagitaninos superiores aos dos galotaninos, o que já era esperado. Os elagitaninos são muito mais comuns na natureza que os galotaninos. Estes são os principais taninos presentes nas espécies vegetais (KHANDABAEI; VAN REE, 2002).

Os compostos fenólicos identificados nas amostras por HPLC são *p*-cumárico, quercetina, ácido elágico, procianidina B2, ácido siríngico e ácido protocatecuico (Tabela 11). Um típico cromatograma é apresentado na Figura 20. Este é um cromatograma típico e, portanto, não é representativo das quantidades relativas de cada um dos compostos nele, uma vez que o cromatograma foi selecionado para um comprimento de onda específico, o que não corresponde a cada comprimento de onda máximo ( $\lambda_{max}$ ) dos compostos contidos nele. No HPLC, foi utilizado o Detector de Arranjo de Diodos (DAD) que varre de comprimentos de onda de 180 a 700 nm e é capaz de fornecer cromatogramas em qualquer comprimento de onda nesta faixa. Assim, nem todos os compostos detectados são visíveis em todos os cromatogramas de comprimento de onda.

O ácido elágico e a quercetina foram os principais compostos fenólicos nas amostras de cascas. Em contraste, a quercetina não foi detectada nas amostras de polpas, as quais também apresentaram o ácido elágico como o principal fenólico. O perfil fenólico encontrado é consistente com o descrito em um estudo sobre as folhas do umbu (SILVA et al., 2012), enquanto alguns fenólicos aqui detectados (por exemplo, ácido siríngico, quercetina e ácido *p*-cumárico) foram relatados anteriormente para a polpa de umbu (STAFUSSA et al., 2018). O ácido siríngico foi detectado apenas na amostra de casca semi-madura em  $1,56 \pm 0,54$  mg/100 g. Este é o primeiro relato sobre o perfil de fenólicos nas cascas de umbu.

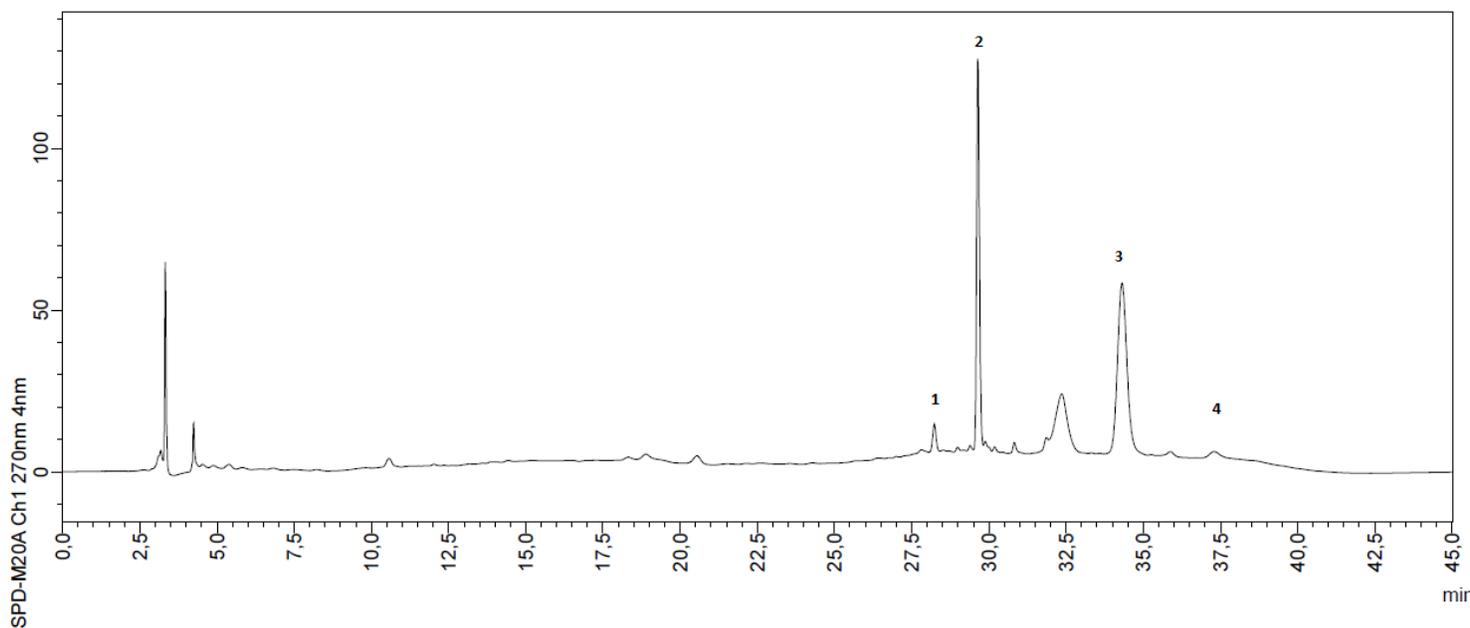


Figura 20 - Cromatograma para fenólicos da amostra C2, no comprimento de onda de 270 nm: 1. ácido *p*-cumárico, 2. ácido elágico, 3. quercetina, 4. procianidina b2.

Tabela 11: Teores de fenólicos de polpas e farinhas de cascas de umbu.

Amostra	ácido <i>p</i> -cumárico (mg/100g)	Ácido protocatecuico (mg/100g)	Procianidina B2 (mg/100g)	Ácido Elágico (mg/100g)	Quercetina (mg/100g)
C1	nd	nd	4,06 ± 0,33 b	51,67 ± 4,67 b	40,74 ± 9,26 b
C2	9,16 ± 1,59 a	nd	15,22 ± 0,97 a	83,89 ± 6,53 a	84,83 ± 6,41 a
P1	0,46 ± 0,16 c	0,33 ± 0,03 b	0,13 ± 0,02 d	2,69 ± 0,49 c	nd
P2	1,24 ± 0,45 b	2,43 ± 0,03 a	1,71 ± 0,13 c	2,86 ± 0,93 c	nd

Letras diferentes na mesma coluna indicam diferenças estatisticamente significativas ( $p < 0,05$ ).

nd - não detectado

Os resultados obtidos para carotenoides estão representados na Tabela 12.

Tabela 12: Teores de carotenóides ( $\beta$ -caroteno) de cascas e polpas de umbu em diferentes condições de extração

Amostra	Extração (mg $\beta$ -caroteno/100 g)	Partição (mg $\beta$ -caroteno/100 g)	Saponificação (mg $\beta$ -caroteno /100 g)
C1	10,39 $\pm$ 0,23 a	5,90 $\pm$ 0,28 e	2,28 $\pm$ 0,24 i
C2	12,70 $\pm$ 0,8 b	6,52 $\pm$ 0,93f	1,40 $\pm$ 0,07j
P1	3,80 $\pm$ 0,2 c	1,91 $\pm$ 0,43g	0,51 $\pm$ 0,02k
P2	2,03 $\pm$ 0,04d	1,06 $\pm$ 0,15 h	0,13 $\pm$ 0,02l

Letras diferentes na mesma coluna e na mesma linha indicam diferenças estatisticamente significativas ( $p < 0,05$ ).

As etapas para obtenção dos carotenoides incluem extração com acetona (etapa 1), partição para éter de petróleo (etapa 2) e saponificação (etapa 3). Os resultados obtidos mostram que ocorre perda expressiva dos carotenoides na realização das etapas de partição e saponificação. A etapa de partição ocasionou uma redução de aproximadamente 50% do teor de carotenoides e a etapa de saponificação uma perda de mais de 50%. A etapa de partição é essencial quando se realiza a saponificação, para conseguir separar a solução metanólica KOH da solução com carotenoides, não sendo necessária quando não se realiza a saponificação. A saponificação é realizada para liberar os carotenoides esterificados, porém, como ela é demorada, ocorre degradação de carotenoides. Esses resultados mostram que a degradação é superior que os carotenoides liberados. A etapa de saponificação também elimina clorofilas, que podem interferir na análise, porém, a redução na etapa 2 mostra que a diminuição nos valores está mais relacionado a perdas durante a análise do que pela interferência de clorofila, uma vez que na etapa 2 ainda não ocorreu a eliminação das clorofilas e mesmo assim ocorreu perdas.

As amostras de polpas maduras apresentaram valores superiores que as amostras de polpas semi-maduras. Os carotenoides são sintetizados principalmente durante o amadurecimento dos frutos (MOURA et al., 2013). Melo & Andrade (2010) também encontraram maior valor de carotenoides em polpa de umbu maduro do que de umbu semi-maduro. As amostras de cascas de umbu semi-maduro submetidos a etapa 1 e/ou etapa 2 apresentaram resultados superiores que de umbu maduro, porém quando submetidos também a etapa 3, ocorreu o inverso. As cascas de umbu apresentam coloração verde, indicando presença de clorofila. Nas etapas 1 e 2, a clorofila não foi eliminada, o que justifica as cascas semi-maduras apresentarem valores superiores que as maduras, uma vez que a clorofila diminui

com o avanço da maturação, aumentando a cor amarela. Já na etapa 3, a clorofila foi eliminada com a saponificação, não apresentando interferência na leitura. Isso justifica o fato das cascas apresentarem comportamento semelhante às polpas nesta etapa.

Os resultados obtidos para polpas de umbu com apenas a etapa 1 foram superiores que o obtido em suco de umbu ( $0,33 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$ ) (RIBEIRO et al., 2017) e com as etapas 1 e 2 foram próximos ao encontrado em uva ( $1,10 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1} \beta$ -caroteno), pêra ( $1,60 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1} \beta$ -caroteno) e tamarindo ( $2,44 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1} \beta$ -caroteno) (ZIELINSKI et al., 2014); inferiores que o encontrado em mini tomate ( $21,14 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1} \beta$ -caroteno) (NELLIS et al., 2017), polpa de umbu ( $4,16 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1} \beta$ -caroteno), açaí ( $4,46 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1} \beta$ -caroteno) e mamão ( $10,77 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g} \beta$ -caroteno) e superiores que o encontrado em graviola ( $0,39 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1} \beta$ -caroteno) e morango ( $0,46 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1} \beta$ -caroteno) (ZIELINSKI et al, 2014).

Os resultados obtidos para cascas de umbu com a realização apenas da etapa 1 foram superiores que o encontrado em resíduos de buriti (nd –  $1,04 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$ ) (REZENDE et al., 2018) e pequi ( $3,5 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$ ) (LEÃO et al., 2017). Os resultados com a realização das etapas 1, 2 e 3 foram superiores que o encontrado em resíduo de kiwi ( $0,246 \text{ mg} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$ ) (SOQUETTA et al., 2016).

O perfil de carotenoides e vitaminas lipossolúveis (Tabela 13) demonstra que  $\beta$ -criptoxantina e  $\beta$ -caroteno são os principais carotenoides nas amostras, semelhantes aos encontrados no suco de umbu (RIBEIRO et al., 2017) e na polpa de seriguela (BERNI et al., 2019). Dias et al. (2018) relataram  $\beta$ -caroteno,  $\beta$ -criptoxantina e luteína em quase todas as frutas tropicais e subtropicais listadas, enquanto o licopeno foi relatado como carotenos incomuns em frutas. Assim, é consistente que o licopeno não foi encontrado nas amostras aqui estudadas.

Tabela 13: Teores de carotenoides de polpas e farinhas de cascas de umbu.

Amostra	Luteína ( $\mu\text{g/g}$ )	$\alpha$ -Tocoferol ( $\mu\text{g/g}$ )	$\alpha$ -Caroteno ( $\mu\text{g/g}$ )	Zeaxantina ( $\mu\text{g/g}$ )	$\beta$ -Criptoxantina ( $\mu\text{g/g}$ )	$\beta$ -Caroteno ( $\mu\text{g/g}$ )
C1	$0,58 \pm 0,01$ a	$3,40 \pm 1,19$ b	$2,04 \pm 0,05$ a	$0,46 \pm 0,01$ a	$5,49 \pm 0,36$ a	$5,03 \pm 0,04$ a
C2	$0,62 \pm 0,06$ a	$6,86 \pm 0,44$ a	$1,71 \pm 0,18$ b	$0,20 \pm 0,00$ c	$2,30 \pm 0,11$ b	$3,30 \pm 0,17$ b
P1	$0,59 \pm 0,01$ a	$1,79 \pm 0,09$ c	$0,37 \pm 0,03$ c	$0,22 \pm 0,00$ b	$1,79 \pm 0,15$ c	$1,11 \pm 0,05$ c
P2	$0,50 \pm 0,01$ b	$1,83 \pm 0,08$ c	$0,10 \pm 0,03$ d	$0,15 \pm 0,01$ d	$0,82 \pm 0,02$ d	$0,97 \pm 0,04$ d

Letras diferentes na mesma coluna indicam diferenças estatisticamente significativas ( $p < 0,05$ ).

nd - não detectado

A luteína foi o único carotenoide que não apresentou interferência nas diferenças de carotenoides totais entre amostras de cascas e polpas e entre amostras maduras e semi-maduras. As vitaminas lipossolúveis também foram analisadas.  $\alpha$ -tocoferol foi identificado em todas as amostras com maiores teores nas cascas. Esses resultados confirmam o potencial de valorização desses materiais. Um cromatograma típico é apresentado na Figura 21. Os mesmos comentários para o cromatograma fenólico se aplicam aqui.

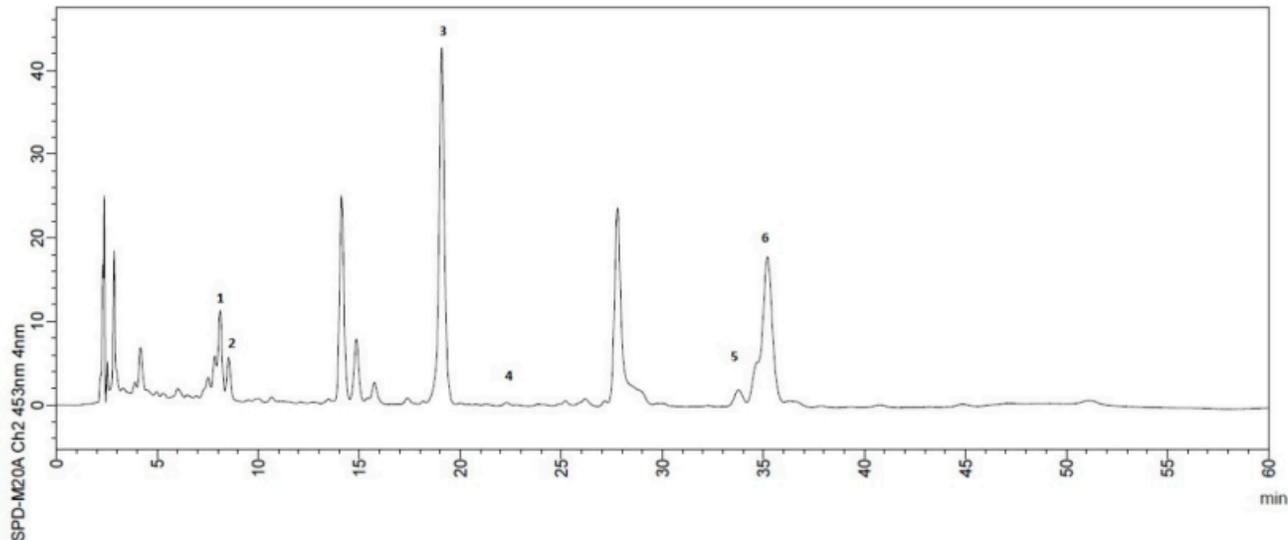


Figura 21: Cromatograma para casca de umbu maduro no comprimento de onda de 453 nm: 1. Luteína; 2. Zeaxantina; 3.  $\beta$ -criptoxantina; 4.  $\alpha$ -tocoferol; 5.  $\alpha$ -caroteno; 6.  $\beta$ -caroteno.

Os resultados obtidos para trigonelina nas amostras estão apresentados na Tabela 14 e os cromatogramas e espectros nas Figuras 22, 23, 24 e 25.

Tabela 14: Quantidade de trigonelina em amostras de casca e polpa de umbu

Amostra	Trigonelina (mg/ 100 g)
C1	3,26± 0,18 a
C2	1,75± 0,21 b
P1	6,14 ± 0,05 c
P2	2,85 ± 1,0 ab

Letras diferentes na mesma coluna indicam diferenças estatisticamente significativas ( $p < 0,05$ ).

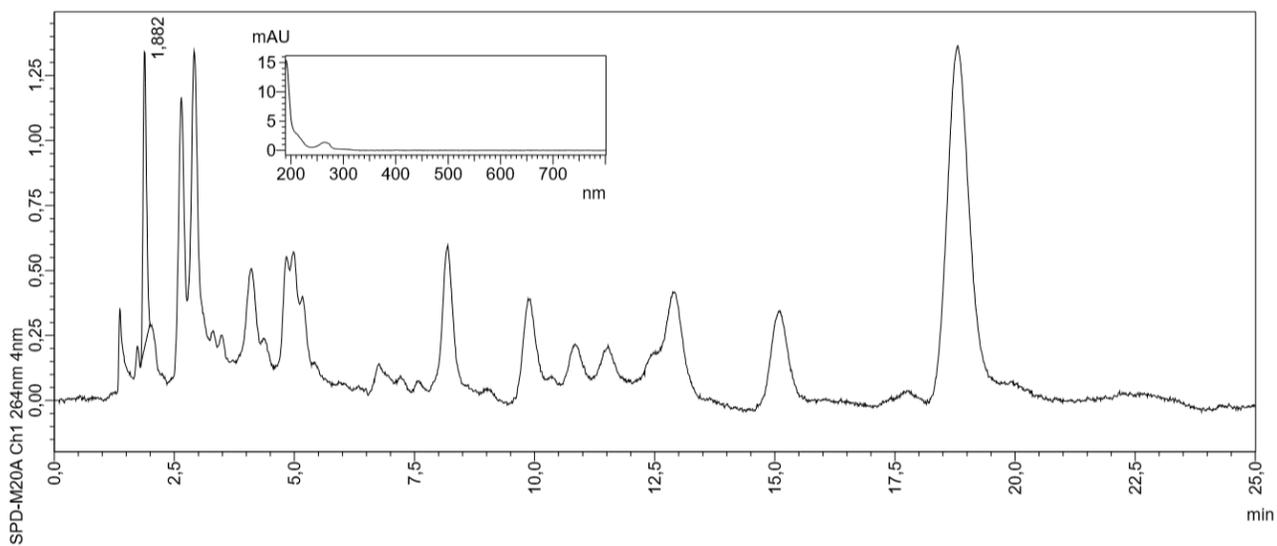


Figura 22: Cromatograma e espectro de trigonelina obtido na amostra C1

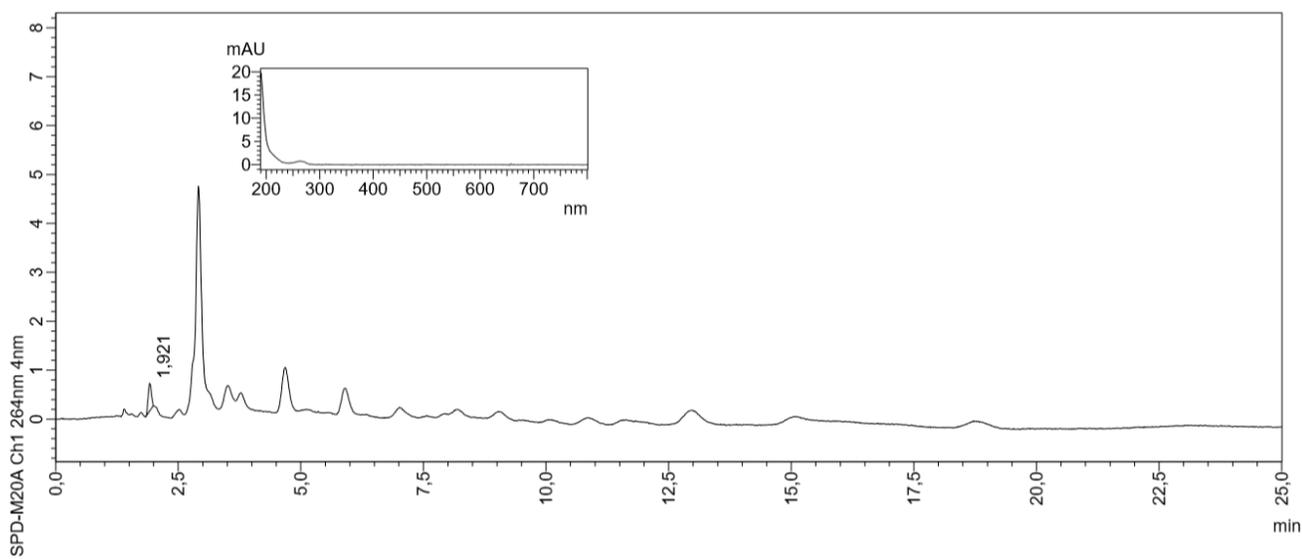


Figura 23: Cromatograma e espectro de trigonelina obtido na amostra C2

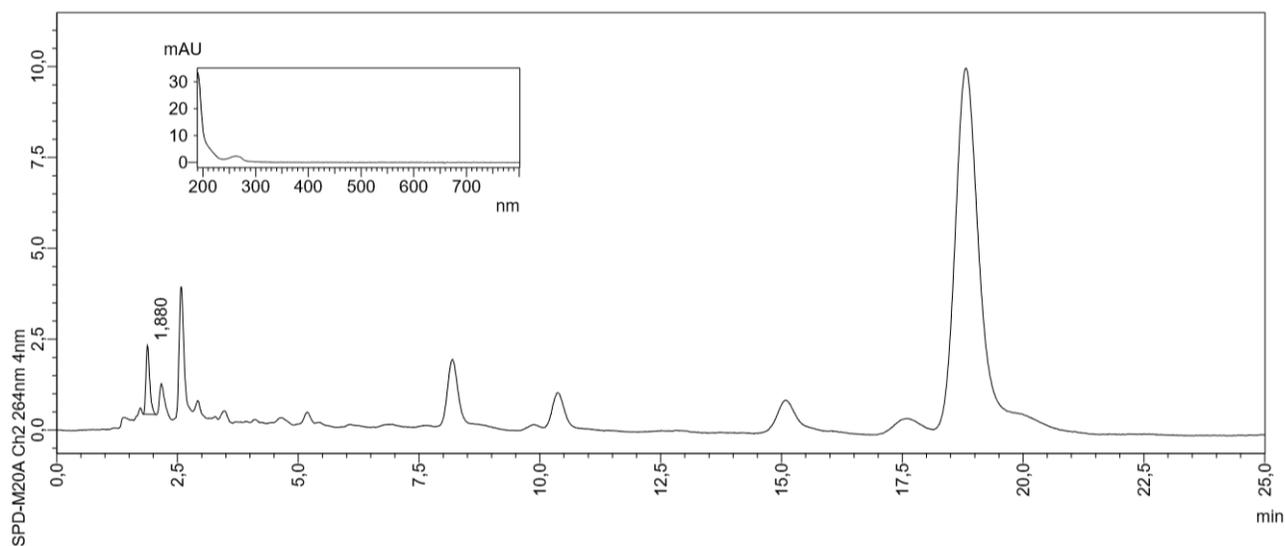


Figura 24: Cromatograma e espectro de trigonelina obtido na amostra P1

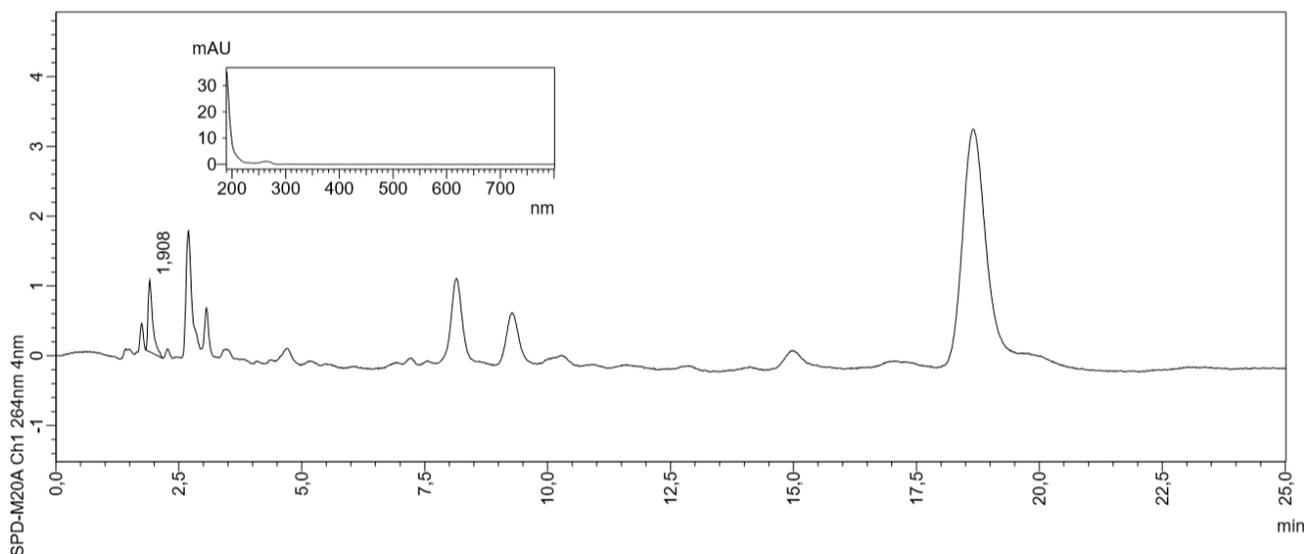


Figura 25: Cromatograma e espectro de trigonelina obtido na amostra P2

As amostras de polpa de umbu apresentaram resultados superiores que as amostras de casca no mesmo estágio de maturação. Farag et al. (2015) também encontraram resultados superiores de trigonelina na polpa ( $12,6 \text{ mg.g}^{-1}$ ) de balanites em relação a casca ( $8 \text{ mg.g}^{-1}$ ). As amostras de umbu maduro apresentaram resultados superiores que as amostras de umbu de semi-maduro, mostrando-se que o amadurecimento do umbu provocou aumento de trigonelina. De acordo com Evans e Tramontano (1984), durante o desenvolvimento da planta, a trigonelina é sintetizada nas folhas e é translocada para sementes durante a maturação dos frutos, o que

justifica os resultados.

Servillo et al. (2011) analisaram a quantidade de trigonelina em sucos de frutas cítricas, mostrando o potencial dessas frutas como fonte de trigonelina: laranja ( $8,5 \text{ mg.L}^{-1}$ ), limão ( $9,9 \text{ mg.L}^{-1}$ ), tangerina ( $7,9 \text{ mg.L}^{-1}$ ), chinotto ( $4,8 \text{ mg.L}^{-1}$ ) e uva ( $1,7 \text{ mg.L}^{-1}$ ). As amostras de umbu semi-maduro apresentaram resultados semelhantes ao encontrado em semente de soja ( $1,97 - 2,17 \text{ mg.100 g}^{-1}$ ) (EVANS; TRAMONTANO, 1984), arroz ( $1,2 \text{ mg.100 g}^{-1}$ ), sorgo ( $1,14 \text{ mg.100 g}^{-1}$ ), milho ( $1,4 \text{ mg.100 g}^{-1}$ ) e cevada ( $1,6 \text{ mg.100 g}^{-1}$ ) (SERVILLO et al., 2018). Já as amostras de umbu maduro apresentaram resultados semelhantes ao encontrado em trigo ( $4,5 \text{ mg.100 g}^{-1}$ ), centeio ( $3,42 \text{ mg.100 g}^{-1}$ ) e aveia ( $6,42 \text{ mg.100 g}^{-1}$ ) (SERVILLO et al., 2018). Todas as amostras apresentaram resultados superiores que o encontrado em trigo duro ( $0,82 \text{ mg.100 g}^{-1}$ ), trigo de inverno ( $0,2 \text{ mg.100 g}^{-1}$ ) e trigo emmer ( $0,49 \text{ mg.100 g}^{-1}$ ) (SERVILLO et al., 2018) e inferiores que o encontrado em feno-grego ( $1.330,0 \text{ mg.100 g}^{-1}$ ) (SATHEESHKUMAR et al., 2010), café arábica ( $910,0 \text{ mg.100 g}^{-1}$ ) (MATSUI et al., 2007), semente de ervilha ( $12,8 \text{ mg.100 g}^{-1}$ ) (EVANS; TRAMONTANO, 1984) e quinoa ( $9,5 \text{ mg.100 g}^{-1}$ ) (SERVILLO et al. 2018).

Os resultados obtidos mostram que o umbu não apresenta quantidade de trigonelina expressivamente alta como no café, mas apresenta quantidades semelhantes e superiores que diversos vegetais, mostrando-se seu potencial como fonte deste composto. Diversos estudos têm mostrado os efeitos benéficos da trigonelina, inclusive antidiabético (AMARO et al., 2014), porém poucos estudos analisaram sua quantidade em frutas. O aumento de estudos da quantificação de trigonelina em frutos e principalmente em seus resíduos é uma forma de conhecer as fontes desses compostos e mais uma alternativa de aproveitamento para esses resíduos.

### 2.2.2 Seriguela

Na Tabela 15, são apresentados os resultados obtidos para composição centesimal dos resíduos de seriguela.

Tabela 15: Composição centesimal de PRF de casca e semente de seriguela

	CS	SS
<b>Umidade (g/100 g)</b>	4,92 ± 0,45 a	6,44 ± 0,48 b
<b>RMF (g/100 g)</b>	2,70 ± 0,31 a	4,38 ± 0,87 b
<b>Extrato Etéreo (g/100 g)</b>	0,66 ± 0,29 a	0,71 ± 0,18 a
<b>Proteína (g/100 g)</b>	4,99 ± 0,04 a	11,56 ± 0,71 b
<b>Carboidratos (g/100 g)</b>	86,73	76,91

Letras diferentes na mesma coluna indicam diferenças estatisticamente significativa ( $p < 0,05$ )

Os PRF da casca e semente de seriguela não apresentaram diferença significativa em relação ao teor de extrato etéreo, porém o PRF da semente apresentou resultados superiores para umidade, RMF e proteína do que o PRF da casca. O PRF da semente pode ter apresentado maior porcentagem de umidade devido ao fato dele apresentar maior IAA, portanto, retém mais água que o PRF da casca. O teor de proteína do PRF da semente foi expressivamente superior que o da casca. Storck et al. (2013) encontraram resultados semelhantes para melão (9,56% - semente e 2,03% - casca), mamão (4,03% - semente e 2,76% - casca) e moranga (6,09% - semente e 3,90% - casca). O teor de carboidrato do PRF da semente foi inferior que o da casca, o que já era esperado, uma vez que o pó da casca apresentou maior escurecimento devido reações pela presença de carboidratos (Reação de Maillard e caramelização). Os PRF dos resíduos de seriguela estão de acordo com a legislação brasileira (umidade inferior a 15%) (BRASIL, 2005) e das características de PRF comerciais (umidade inferior a 9% e baixos teores de lipídeos) (LARRAURI, 1999), desta forma, apresentam grande potencial para serem comercializados.

Os valores de umidade encontrados foram inferiores que os de PRF de resíduos de pequi (8,03%) (LEÃO et al., 2017), polpa de umbu-cajá com goma Arábica (14,02%) (SANTOS et al., 2011), resíduos de seriguela (8,48%) (ALBUQUERQUE et al., 2016), figo da índia (7,47 - 18,04%) (LISBOA et al., 2012) e farinha de trigo tratada com terra diatomácea (12,83 - 13,58%) (FREO et al., 2011). O PRF da semente apresentou resultado próximo ao encontrado em casca de maracujá (6,09%) (SOUZA et al., 2008) e o PRF da casca resultado próximo ao obtido em resíduos de marmelo (4,4%) (PLA et al., 2010). Os valores de lipídeos encontrados foram próximos aos de PRF de resíduos de buriti (0,21 - 0,78%) (REZENDE et al., 2018), superiores aos de PRF de resíduos de pequi (0,17 - 0,32%) (LEÃO et al., 2017) e inferiores aos de PRF de resíduos de seriguela (1,15%) (ALBUQUERQUE et al., 2016) e casca de maracujá (1,64%)

(SOUZA et al., 2008).

O teor de proteína encontrado para PRF de casca de seriguela foram próximos aos encontrados em PRF de resíduos de buriti (2,59 – 6,20%) (REZENDE *et al.*, 2019) e o da semente de seriguela foi próximo aos de PRF de resíduos de maracujá (11,76%) (SOUZA et al., 2008). Ambos apresentaram valores superiores que os de PRF de resíduos de seriguela (3,94%) (ALBUQUERQUE et al., 2016) e pequi (3,25 – 3,36%) (LEÃO et al., 2017). Os valores de RMF encontrados neste estudo foram inferiores que o encontrado em farinha de casca de maracujá (8,13%) (SOUZA *et al.*, 2008) e superiores aos encontrados em PRF de resíduo de seriguela (1,84%) (ALBUQUERQUE et al., 2016). O PRF da casca apresentou valores próximos de RMF aos encontrados em PRF de resíduos de pequi (2,28 - 2,34%) (LEÃO et al., 2017) e de buriti (1,01 – 3,45%) (REZENDE et al., 2018). Os teores de carboidratos encontrados foram elevados, semelhantes aos encontrados em PRF de resíduos de outros frutos: seriguela (71,77%) (ALBUQUERQUE et al., 2016), maracujá (72,38%) (SOUZA et al., 2008) e buriti (92,59 - 95,87%) (REZENDE et al., 2018).

Os resultados encontrados para composição centesimal por Albuquerque et al. (2016) em resíduos de seriguela (casca e semente juntos) foram ligeiramente diferentes que os encontrados neste estudo (casca e semente separados), porém variações na composição de frutos são normais devido à diferenças nas condições climáticas, região de plantio, safra, entre outros. A porcentagem de umidade também interfere no resultado da composição centesimal, sendo que a amostra de Albuquerque et al. (2016) apresentou secagem menos branda que as deste estudo.

Os resultados encontrados na investigação das propriedades tecnológicas dos PRF de semente e casca de seriguela estão expressos na Tabela 16. O PRF da semente apresentou valores superiores de IAA, IAO e VI e inferior de ISA que o PRF da casca de seriguela. O PRF da semente é mais leve, tendo elevada porosidade, o que pode ter contribuído pelo elevado valor do VI, IAO e IAA. A casca de seriguela apresenta maior quantidade de açúcares simples, o que justifica o valor elevado do ISA. O resultado encontrado para o IAA indica que a casca apresenta menor FDI/FDS que a semente, uma vez que as fibras celulósicas apresentam menor IAA do que as FD solúveis (VIUDA-MARTOS et al. 2012).

Tabela 16: Propriedades tecnológicas de PRF de semente e casca de seriguela a temperatura ambiente

Amostra	IAA (g/g)	ISA (g/100 g)	IAO (g/g)	VI (mL/g)
CS	2,02 ± 0,14 b	24,61 ± 0,51 a	1,64 ± 0,03 b	3,97 ± 0,68 b
SS	3,61 ± 0,42 a	17,33 ± 1,32 b	3,74 ± 0,12 a	8,33 ± 1,14 a

Valores médios ± desvio padrão. Médias seguidas de mesma letra, numa mesma coluna, não diferem entre si, pelo Teste de Tukey, com 95% de confiança.

O IAA e ISA do PRF da semente de seriguela foram semelhantes aos encontrados nas cascas de umbu mostrados neste estudo, já a casca de seriguela apresentou valor inferior de IAA e superior de ISA. O IAA do PRF da semente de seriguela foi próximo aos encontrados em maçã em pó (3,50 g/g) (THEBAUDIN et al., 1997) e resíduo de pequi (3,74 g/g) (LEÃO et al., 2017) e o da casca de seriguela foi próximo aos encontrados em resíduos da extração de sumo de laranja, limão e maçã (1,6 - 2,3 g/g) (FIGUEROLA et al., 2005). Ambos apresentaram valores inferiores que os valores encontrados para casca de manga asiática (11,6 g/g) (HASSAN et al., 2011), bagaço de cana de açúcar (7,5 g/g) (SANGNARK; NOOMHORM, 2003), subprodutos de aspargos (11,4 – 20,3 g/g) (FUENTES-ALVENTOSA et al., 2009), casca de limão (12,84 g/g) (UBANDO-RIVERAET et al., 2005) e cascas de cenoura (13 – 22 g/g) (CHANTARRO et al., 2008) e superiores que os encontrados em resíduos de buriti (1,1 – 1,36 g/g) (REZENDE et al., 2019).

Os ISAs dos PRF da casca e semente de seriguela foram superiores que os encontrados em casca de buriti (8,07 – 8,79 g/100g) (REZENDE et al., 2019). O ISA da semente de seriguela foi próximo aos valores encontrados em resíduos de pequi (16,7 – 19,84 g/100g) (LEÃO et al., 2017) e o da casca de seriguela foi próximo aos encontrados em endocarpo de buriti (21,14 – 23,61 g/100g) (REZENDE et al., 2019). Estes valores mostram que as amostras analisadas apresentaram excelentes índices de solubilidade em água e índices de absorção de água intermediários, sendo que a casca de seriguela apresentou melhores resultados para ISA e a semente melhores resultados para IAA. Elevado ISA de PRF é desejável para aplicações em produtos alimentícios, uma vez que a falta de solubilidade em água restringe a sua utilização. IAA alto, também, é desejável, pois impede perdas de água do alimento durante processamentos, como o cozimento.

A amostra de casca de seriguela apresentou valor de Índice de Absorção de Óleo semelhante aos encontrados para cascas de umbu (3.3.1), já a amostra de semente de seriguela apresentou valor superior. A amostra CS apresentou valor de IAO próximo ao encontrado em resíduos de pequi (1,23 – 1,35 g/g) (LEÃO et al., 2017), casca de tomate (1,5 g/g) (NAVARRO-GONZÁLEZ et al., 2011), resíduos da extração de sumo de limão, laranja e maçã (1,6 – 2,3 g/g) (FIGUEROLA et al., 2005), maçã em pó (1,30 g/g) (THEBAUDIN et al., 1997), manga (1,6 g/g) (MARTÍNEZ et al., 2012) e sementes de chia (1,5 – 2,03 g/g) (CAPITANI et al., 2012). Ambas as amostras apresentaram valor inferior que o encontrado em bagaço de cana (11,3 g/g) (SANGNARK; NOOMHORM, 2003), resíduos de coco (4,8 g/g) (RAGHAVENDRA et al., 2006) e semente de romã (5,9 g/g) (VIUDA-MARTOS et al., 2012) e superior que os encontrados em maracujá (0,9 g/g), abacaxi (0,7 g/g) e goiaba (0,7 g/g) (MARTÍNEZ et al., 2012). Devido aos baixos valores de ISO, CS pode ser visto como ingrediente potencial para produtos fritos porque a sua adição não contribuiria para uma sensação gordurosa (LEÃO et al., 2017). Já para SS esta não seria uma boa aplicação, uma vez que pode acarretar aumento calórico do produto após exposição a óleos.

O Volume de Intumescimento da amostra de casca de seriguela foi inferior que os encontrados em cascas de umbu neste estudo e o da amostra de semente de seriguela foi superior. O resultado obtido para casca de seriguela foi próximo aos obtidos em manga (4,6 mL/g) (MARTÍNEZ et al., 2012) e resíduos de couve-flor (4,2 mL/g) (FEMENIA et al., 1999) e o obtido para semente de seriguela foi próximo aos obtidos em maçã em pó (9 mL/g) (THEBAUDIN et al., 1997), resíduos de caqui (8,52 – 9,53 mL/g) (AKTER et al., 2010) e resíduos de pequi (8,82 – 11,34 mL/g) (LEÃO et al., 2017). Ambos foram superiores que os obtidos em casca de tomate (0,1 mL/g) (ELLEUCH et al., 2011) e goiaba (1,4 mL/g) (MARTÍNEZ et al., 2012) e inferiores que os obtidos em cascas de cenoura (27 – 34 mL/g) (CHANTARRO et al., 2008), resíduo de coco (20 mL/g) (RAGHAVENDRA et al., 2006), casca de abóbora (22 mL/g) (ESCALADA PLÁ et al., 2007) e resíduos de manga (18,7 mL/g) (HASSAN et al., 2011). Este resultado mostra que SS apresenta melhor resultado de VI que a CS, o que favorece maior visibilidade ao produto final, devido ao aumento de volume.

O PRF da semente apresentou excelentes resultados para VI, ISA e IAA, porém não

apresentou bom resultado para IAO. Já o PRF da casca apresentou excelentes resultados para IAO e ISA e resultados não favoráveis para IAA e VI. Cada um pode ser utilizado para aplicações específicas: o PRF da SS pode ser utilizado em produtos que não tem muita preocupação com aumento calórico durante exposição a óleos ou que a absorção de óleo seja desejável, como em produtos com adição de ácidos graxos essenciais e o PRF da CS pode ser utilizado em produtos que se tem preocupação em não obter aumento calórico durante exposição a óleos e que o aumento de volume e a retenção de água do produto não seja importante, como em massas para pastéis e demais salgados.

Os resultados obtidos para cor estão apresentados na Tabela 17.

Tabela 17: Parâmetros de cor de PRF de semente e casca de seriguela

<b>Amostra</b>	<b>CS</b>	<b>SS</b>
<b>L*</b>	60,46 ± 0,17 b	77,38 ± 0,17 a
<b>c*</b>	40,30 ± 0,29 a	31,24 ± 0,05 b
<b>H*</b>	71,32 ± 0,11 b	75,58 ± 0,14 a

Valores médios ± desvio padrão. Médias seguidas de mesma letra, numa mesma linha, não diferem entre si, pelo Teste de Tukey, com 95% de confiança.

O parâmetro luminosidade (L\*) representa a escala de cor preta (L\* = 0) e branca (L\* = 100); quanto maior o valor de L\*, mais clara é a amostra. Os resultados obtidos mostram que a amostra de semente de seriguela é mais clara que a amostra da casca de seriguela. Como a casca tem maior quantidade de açúcares redutores livres, ela sofre mais escurecimento na etapa de secagem, por reação de maillard e caramelização. A casca, também, apresenta mais pigmentos que a semente. A junção destes fatores pode justificar a luminosidade menor na amostra de casca. Os PRF deste estudo apresentaram coloração mais clara que os pós produzidos por casca de pequi (45,2 < L\* > 55.2) (LEÃO et al., 2017), bagaço de uva (30 < L\* > 47) (TSENG; ZHAO, 2013) e resíduos de buriti (L\* ~ 55) (RODRIGUES, 2010). Pós mais claros serão responsáveis por teor de escurecimento menor, o que favorece a adição de maior quantidade dos mesmos, aumentando o teor de fibra alimentar no produto final.

O parâmetro h\* descreve a tonalidade da cor e o parâmetro c\*, a intensidade. A amostra CS apresentou maior intensidade de cor que a amostra SS, o que já era esperado, uma vez que a amostra CS apresentou coloração mais escura. Segundo Conti et al. (2013), a tonalidade

cromática (h\*) é determinada pela sua localização em diagrama, para o qual o ângulo 0° representa o vermelho puro e 90° o amarelo puro, sendo os valores acima de 45 indicativos da predominância da cor amarela em relação à vermelha. A amostra SS apresentou tonalidade cromática superior que a amostra CS, porém ambas apresentaram valores acima de 45, o que indica que elas têm predominância da cor amarela em relação à vermelha.

Na Tabela 18, são apresentados os resultados obtidos para os teores e a bioacessibilidade (bio) de compostos fenólicos extraíveis nas amostras de resíduos e polpas de seriguela.

Tabela 18: Bioacessibilidade e teores de compostos fenólicos extraíveis de resíduos e polpas de seriguela

Amostra	FE Totais (mg EAG*/100 g)	%Bio	Taninos (mg ác. tânico/100g)	%Bio	Flavonóides (mg quercetina/100 g)	%Bio	Ácidos fenólicos (mg/100 g)
PS	612,75± 19,58 c	34,16 %	397,64 ± 25,68 c	102,00 %	14,63± 3,76 c	15,04%	200,48
CS	2563,30± 331,60 a	21,02 %	1849,29 ± 333,29 a	16,47%	80,50± 3,56 a	23,91%	633,51
SS	991,18 ± 52,33 b	16,59 %	718,50 ± 98,65 b	20,02%	28,96± 0,48 b	18,47%	243,72

\*EAG = equivalente de ácido gálico

Letras diferentes na mesma coluna indicam diferenças estatisticamente significativas (p < 0,05).

As amostras de casca e semente de seriguela apresentaram resultados superiores de fenólicos extraíveis que a amostra de polpa, mostrando que os resíduos de seriguela apresentam maior potencial bioativo que a polpa deste fruto. A amostra de casca apresentou resultados superiores que a de semente, o que é coerente, uma vez que as partes externas dos frutos apresentam maior quantidade de compostos fenólicos (STALIKAS, 2007). Todas as amostras apresentaram maiores quantidades de taninos do que de flavonóides e ácidos fenólicos.

A amostra de polpa apresentou maior bioacessibilidade de fenólicos extraíveis totais e taninos que as amostras de casca e semente. Esses resultados podem ser explicados pelo fato de grande parte dos compostos fenólicos encontrarem associados às fibras e os resíduos das frutas apresentam maior quantidade de fibras que as polpas. As amostras apresentaram bioacessibilidade de FE totais superior ao encontrado em suco de frutas misturadas (11,5%) (RODRÍGUEZ-ROQUE et al., 2013) e alfarroba (5,85%) (YDJEDD et al., 2017) e inferior ao

encontrado em cebola (68,12%) (SHIM et al., 2011).

Todas as amostras apresentaram bioacessibilidade de flavonóides próximo de 20%. O resultado encontrado para polpa de seriguela foi próximo ao encontrado por Dutra et al. (2017) também em polpa de seriguela (12,5%) e o encontrado para semente de seriguela foi próximo ao encontrado em semente de chia (17,36%) por Pellegrini et al. (2018). O resultado encontrado para casca de seriguela foi próximo aos encontrados em polpa de mangaba (24,95%) e umbu-cajá (20%) (DUTRA et al., 2017). Estes resultados podem ser explicados pelo fato da quercetina ser instável em variações de pH durante a simulação da digestão (BOYER et al., 2005). Estudos da bioacessibilidade de taninos são escassos.

Os resultados obtidos de FE para casca e semente de seriguela foram inferiores que o encontrado por Omena et al. (2012) também em casca e semente de seriguela (11.220,0 e 25.470,0 mg EAG/100 g, respectivamente). Porém o resultado para polpa de seriguela foi superior que ao encontrado por Zielinski et al. (2014) também em polpa de seriguela (31,7 mg EAG/100 g). Variação nos teores de fenólicos em um mesmo vegetal é normal, uma vez que diversos fatores influenciam na sua quantidade final, tais como: maturação, espécie, práticas de cultivo, origem geográfica, estágio de crescimento, condições de colheita, processo de armazenamento, radiação solar, época do ano, períodos chuvosos ou não, entre outros (MACHADO et al., 2008). Os estudos em polpa de seriguela de Schiassi et al. (2018) (98,97 mg EAG/100 g), Zielinski et al. (2014) (31,8 mg EAG/100g) e Omena et al. (2012) (1350,0 mg EAG/100 g) comprovam que é normal a variação de compostos fenólicos em seriguela.

O resultado obtido para FE de casca de seriguela foi próximo ao encontrado em farinha de casca de jabuticaba (2.450 mg EAG/100 g) (MARQUETTI, 2014) e o resultado obtido para semente de seriguela foi próximo ao obtido em resíduo de buriti (934,6 mg /100 g) (REZENDE et al., 2019). Todas as amostras apresentaram resultados superiores de FE ao encontrado em semente de chia (164 mg EAG/100 g) (MARTÍNEZ-CRUZ& PAREDES LÓPES, 2014). De acordo com Vasco et al. (2008), pode-se classificar os frutos em baixo (menor que 100 mg EAG/100 g), médio (de 100 a 500 mg EAG/100 g) e alto teor de compostos fenólicos (maior que 500 mg EAG/100 g). Com esta classificação, os resíduos de seriguela analisados possuem alto teor de compostos fenólicos.

Os resultados obtidos de flavonóides para casca e semente de seriguela foram inferiores

que os encontrados em resíduos de acerola (296 mg/100 g) (CORREIA et al., 2011) e superiores aos encontrados em resíduos de Jamelão (nd) e cajá-umbu (3,38 mg/100 g) (CORREIA et al., 2011). A amostra de polpa de seriguela apresentou resultado semelhante ao encontrado em polpas de seriguela (13,89 mg/100 g) e tamarindo (13,8 mg/100 g); inferior ao encontrado em polpas de açaí (55,93 mg/100 g), pitanga (20,06 mg/100g), uva (70,19 mg/100 g), goiaba (17,84 mg/100 g), pêssigo (19,06 mg/100 g), morango (21,8 mg/100 g) e amora (46,93 mg/100 g) e superior ao encontrado em polpa de abacaxi (2,63 mg/100 g), umbu (6,93 mg/100 g), mamão (6,32 mg/100 g), cajá (8,71 mg/100 g), graviola (8,58 mg/100 g), caju (12,28 mg/100 g), cacau (10,58 mg/100 g) (ZIELINSKI et al., 2014) e suco de umbu (2,87 mg/100 g) (RIBEIRO et al., 2017).

Estes resultados mostram que a polpa e resíduos de seriguela têm grande potencial como fonte de flavonoides, uma vez que apresentaram quantidades superiores que uma grande variedade de frutos. A presença de flavonóides agrega mais valor a estes resíduos, pois é um potente composto bioativo apresentando efeitos contra distúrbios cardiovasculares, câncer (RAMOS, 2007; OJESWI, 2010), úlceras (DUBEY & BATRA, 2009) e diabete (DUBEY & BATRA, 2008).

Os resultados obtidos para fenólicos não extraíveis nas amostras estão apresentados na Tabela 19.

Tabela 19: Teores de compostos fenólicos não-extraíveis de resíduos e polpa de seriguela

Amostra	Taninos condensados (mg/ 100 g)	Taninos Hidrolisáveis (mg EAG/100 g)	Galotaninos (mg EAG/100 g)	Elagitaninos (mg/100 g)	FNE Totais (mg/100 g)	FT (mg/100 g)
PS	344,10 ± 1,81 c	369,10 ± 19,86 c	57,08 ± 2,23 b	312,02	713,20	1325,95
CS	1.796,95 ± 143,24 a	1.412,10 ± 60,00 b	147,78 ± 0,52 a	1412,10	3209,05	5772,35
SS	1.307,17 ± 115,95 b	1.619,40 ± 65,53 a	64,93 ± 5,12 b	1554,47	2926,57	3917,75

<sup>1</sup>EAG = equivalente de ácido gálico; <sup>2</sup>FT = Fenólicos Totais.

Letras diferentes na mesma coluna indicam diferenças estatisticamente significativas (p < 0,05).

A amostra de casca apresentou maiores valores de taninos condensados, seguido de sementes e polpa. Este resultado foi semelhante ao encontrado por Resende et al. (2019) em buriti. As amostras apresentaram maiores quantidades de taninos condensados em comparação a polpas de maçã (44,77 mg/100 g), pêssigo (59,1 mg/110 g), nectarina (44,8 mg/100 g) (ARRANZ et al., 2009), caju (112,0 -

242,0 mg/100 g) e gabioba (81,0 - 116,0 mg/100 g) (ROCHA et al., 2011) e subprodutos do pequi (215,54 mg/100 g) (LEÃO et al., 2017). Não foram encontrados estudos que quantificaram taninos condensados em seriguela.

As amostras de semente apresentaram maiores valores de taninos hidrolisáveis, seguido de casca e polpa. Estudos de quantificação de taninos hidrolisáveis são escassos para frutas e hortaliças. As amostras apresentaram maiores quantidades de taninos hidrolisáveis em comparação com a polpa de maçã (80,30 mg/100 g), pêssego (52,80 mg/110 g) e nectarina (65,8 mg/100 g) (ARRANZ et al., 2009). Os taninos hidrolisáveis são divididos em galotaninos e elagitaninos. Não há estudos que analisaram o conteúdo desses compostos em resíduos obtidos de fenólicos extraíveis. A amostra de casca apresentou os maiores resultados de galotaninos e a amostra de semente apresentou os maiores resultados de elagitaninos. Todas as amostras apresentaram resultados de elagitaninos superiores aos dos galotaninos. Os elagitaninos são muito mais comuns na natureza que os galotaninos, sendo os principais taninos presentes nas espécies vegetais (KHANBABAE & VAN REE, 2002).

Os compostos fenólicos identificados nas amostras por HPLC são ácido elágico, ácido siríngico, ácido clorogênico, ácido *p*-cumárico e quercetina (Tabela 20). A amostra de casca apresentou os maiores resultados para todos os fenólicos identificados, exceto para o *p*-cumárico, o qual não foi detectado nessa amostra. Esses resultados são coerentes com os resultados obtidos na quantificação de fenólicos totais, no qual a amostra de casca apresentou resultados expressivamente maiores. O ácido elágico foi o composto fenólico presente em maior quantidade nas amostras, exceto pelo ácido clorogênico que foi maior na amostra de casca. Estudos recentes associaram o ácido elágico a efeitos benéficos no tratamento do fígado e da doença de Parkinson (Balucnejadmojarad et al., 2017). Um pico ao lado do da quercetina foi identificado na amostra de casca, o qual possui um espectro UV semelhante ao da quercetina. Isso sugere a presença de derivados desse composto.

Engels et al. (2011) encontraram em cascas de seriguela o ácido clorogênico, quercetina 3-O-pentosilrutinosídeo, quercetina 3-O-pentosilhexosídeo, quercetina ramnosilhexosídeo, quercetina desoxihexosídeo, pentosídeo de quercetina, quercetina 3-O-glucopiranosídeo, dipentosídeo de quercetina e quercetina 3-O-pentosídeo, dentre outros fenólicos. Dentre os compostos aqui citados, o ácido clorogênico foi o que apresentou maior pico no estudo de Engels et al. (2011), estando coerente com os resultados achados aqui para a casca de seriguela. Além disso, esse resultado indica que o outro pico identificado com espectro semelhante ao da quercetina pode ser qualquer uma das

quercetinas encontradas no estudo de Engels et al. (2011).

Dutra et al. (2017) encontrou ácido *p*-cumárico ( $16,20 \pm 2,53$  mg/100 g), ácido siríngico ( $9,07 \pm 1,38$  mg/100 g), ácido elágico ( $13,78 \pm 4,52$  mg/100 g) e quercetina ( $23,66 \pm 1,37$  mg/100 g), dentre outros em polpa de seriguela. Variações em um mesmo vegetal já é esperado, o qual pode ser devido a inúmeros fatores, como estação do ano, clima e solo.

Tabela 20: Teores de compostos fenólicos não-extraíveis de resíduos e polpa de seriguela

Amostra	Ácido elágico (mg/ 100 g)	Ácido siríngico (mg/100 g)	Ácido <i>p</i> -cumárico (mg/100 g)	Ácido clorogênico (mg/100 g)	Quercetina (mg/100 g)
PS	$4,86 \pm 1,01$ b	< LD	$0,39 \pm 0,17$ a	<LD	$0,87 \pm 0,57$ b
CS	$32,17 \pm 3,38$ a	$10,32 \pm 2,51$ a	<LD	$119,07 \pm 11,42$ a	$27,97 \pm 2,06$ a
SS	$3,52 \pm 0,64$ b	< LD	$0,46 \pm 0,05$ a	<LD	<LQ

LD: Limite de detecção; LQ: Limite de quantificação. Letras diferentes na mesma coluna indicam diferenças estatisticamente significativas ( $p < 0,05$ ).

Os resultados obtidos para carotenoides estão representados na Tabela 21.

Tabela 21: Teores de carotenoides ( $\beta$ -caroteno) de resíduos e polpa de seriguela em diferentes condições de extração

Amostra	Extração com etapa 1 (mg $\beta$ -caroteno/100 g)	Extração com etapas 1 e 2 (mg $\beta$ -caroteno/100 g)	Extração com etapas 1, 2 e 3 (mg $\beta$ -caroteno /100 g)
PS	$1,42 \pm 0,16$ c	$0,73 \pm 0,05$ d	$0,41 \pm 0,04$ g
CS	$10,86 \pm 0,16$ a	$6,69 \pm 1,43$ e	$2,25 \pm 0,75$ h
SS	$3,20 \pm 0,32$ b	$2,70 \pm 0,31$ f	$0,55 \pm 0,05$ i

Letras diferentes na mesma coluna e na mesma linha indicam diferenças estatisticamente significativas ( $p < 0,05$ ).

Os resultados obtidos mostram que ocorre perda expressiva dos carotenoides na realização das etapas de partição e saponificação. A etapa de partição ocasionou uma redução de aproximadamente 25% do teor de carotenoides e a etapa de saponificação uma perda de mais de 50%. Esses resultados mostram que não é viável realizar a saponificação dos carotenoides, uma vez que a degradação ocorrida é superior que os carotenoides liberados.

As amostras de resíduos apresentaram valores superiores que a amostra de polpa, sendo que a amostra de casca apresentou resultado expressivamente superior. As cascas dos frutos apresentam a maior concentração de compostos antioxidantes, uma vez que servem de proteção

aos frutos contra agentes agressores externos (STALIKAS, 2007). Os resultados obtidos para polpa de seriguela com apenas a etapa 1 foram superiores que o obtido em suco de umbu (0,33 mg/100 g) (RIBEIRO et al., 2017) e com as etapas 1 e 2 foram próximos ao encontrado em uva (1,10 mg/100 g  $\beta$ -caroteno) (ZIELINSKI et al., 2014); inferiores que o encontrado em mini tomate (21,14 mg/100 g  $\beta$ -caroteno) (NELLIS et al., 2017), polpa de umbu (4,16 mg/100 g  $\beta$ -caroteno), pêra (1,60 mg/100 g  $\beta$ -caroteno), açaí (4,46 mg/100 g  $\beta$ -caroteno) e mamão (10,77 mg/100 g  $\beta$ -caroteno) e superiores que o encontrado em graviola (0,39 mg/100 g  $\beta$ -caroteno) e morango (0,46 mg/100 g  $\beta$ -caroteno) (ZIELINSKI et al, 2014).

Os resultados obtidos para casca e semente de seriguela com a realização apenas da etapa 1 foram superiores que o encontrado em resíduos de buriti (nd – 1,04 mg/100 g) (REZENDE et al., 2019) e a amostra de semente de seriguela teve valor próximo ao encontrado em resíduo de pequi (3,5 mg/100 g) (LEÃO et al., 2017). Os resultados com a realização das etapas 1, 2 e 3 foram superiores que o encontrado em resíduo de kiwi (0,246 mg/100 g) (SOQUETTA et al., 2016).

O perfil de carotenoides (Tabela 24) demonstra que  $\beta$ -criptoxantina e  $\beta$ -caroteno são os principais carotenoides nas amostras, semelhantes aos encontrados no suco de umbu (RIBEIRO et al., 2017) e na polpa de seriguela (BERNI et al., 2019). Dias et al. (2018) relataram  $\beta$ -caroteno,  $\beta$ -criptoxantina e luteína em quase todas as frutas tropicais e subtropicais listadas, enquanto o licopeno foi relatado como carotenos incomuns em frutas. Assim, é consistente que o licopeno não foi encontrado nas amostras aqui estudadas. Em relação às vitaminas,  $\alpha$ -tocoferol foi identificado em todas as amostras com maiores teores nas cascas. Esses resultados confirmam o potencial de valorização desses materiais.

Tabela 22: Teores de carotenoides de polpas e farinhas de cascas de umbu.

Amostra	Luteína ( $\mu\text{g/g}$ )	$\alpha$ -Tocoferol ( $\mu\text{g/g}$ )	$\alpha$ -Caroteno ( $\mu\text{g/g}$ )	Zeaxantina ( $\mu\text{g/g}$ )	$\beta$ -Criptoxantina ( $\mu\text{g/g}$ )	$\beta$ -Caroteno ( $\mu\text{g/g}$ )
PS	0,50 $\pm$ 0,05 b	0,78 $\pm$ 0,01	0,93 $\pm$ 0,01 c	0,15 $\pm$ 0,00 b	0,74 $\pm$ 0,06 c	1,05 $\pm$ 0,04 c
CS	2,30 $\pm$ 0,09 a	4,13 $\pm$ 0,15 a	1,43 $\pm$ 0,05 a	0,43 $\pm$ 0,02 a	9,44 $\pm$ 0,42 a	5,19 $\pm$ 0,18 a
SS	2,79 $\pm$ 0,55 a	1,04 $\pm$ 0,24 b	1,04 $\pm$ 0,01 b	0,16 $\pm$ 0,02 b	1,37 $\pm$ 0,06 b	1,78 $\pm$ 0,56 b

Letras diferentes na mesma coluna indicam diferenças estatisticamente significativas ( $p < 0,05$ ).

nd - não detectado

Os resultados obtidos para trigonelina nas amostras estão apresentados na Tabela 23 e os cromatogramas e espectros nas Figuras 26, 27 e 28.

Tabela 23: Quantidade de trigonelina em amostras de resíduos e polpa de seriguela

Amostra	Trigonelina (mg/ 100 g)
PS	20,03± 0,49 b
CS	20,56± 0,34 b
SS	24,32 ± 0,09 a

Letras diferentes na mesma coluna indicam diferenças estatisticamente significativas ( $p < 0,05$ ).

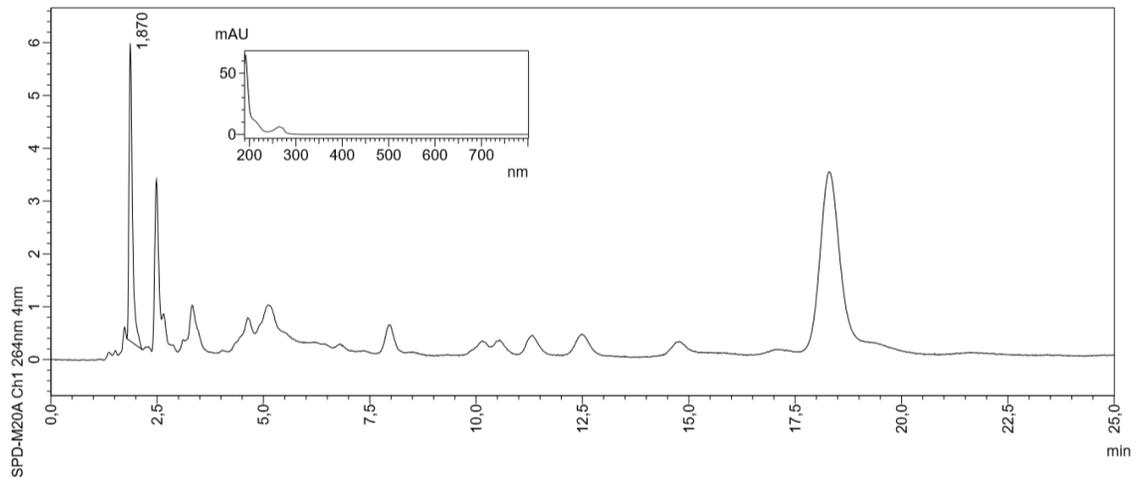


Figura 26: Cromatograma e espectro de trigonelina obtido na amostra PS

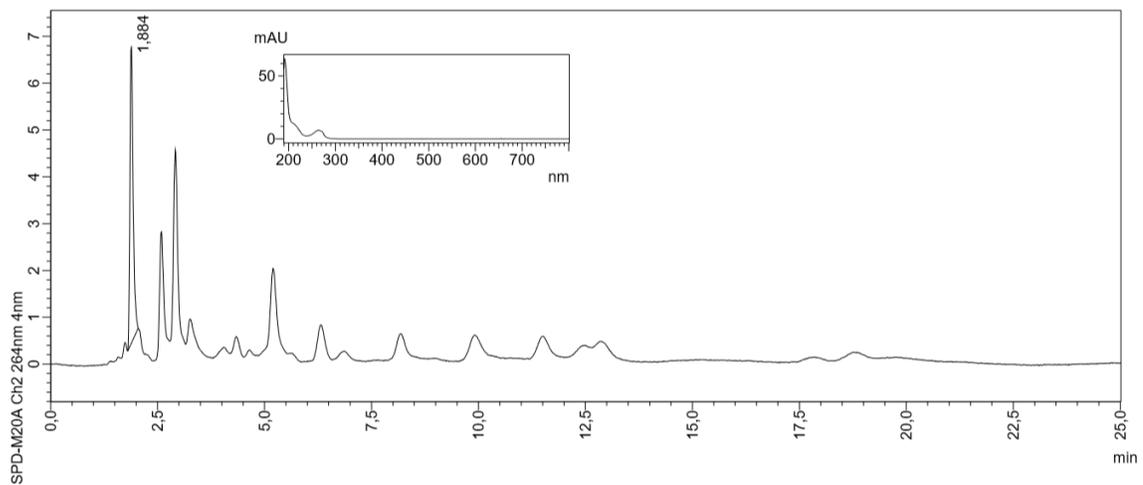


Figura 27: Cromatograma e espectro de trigonelina obtido na amostra CS

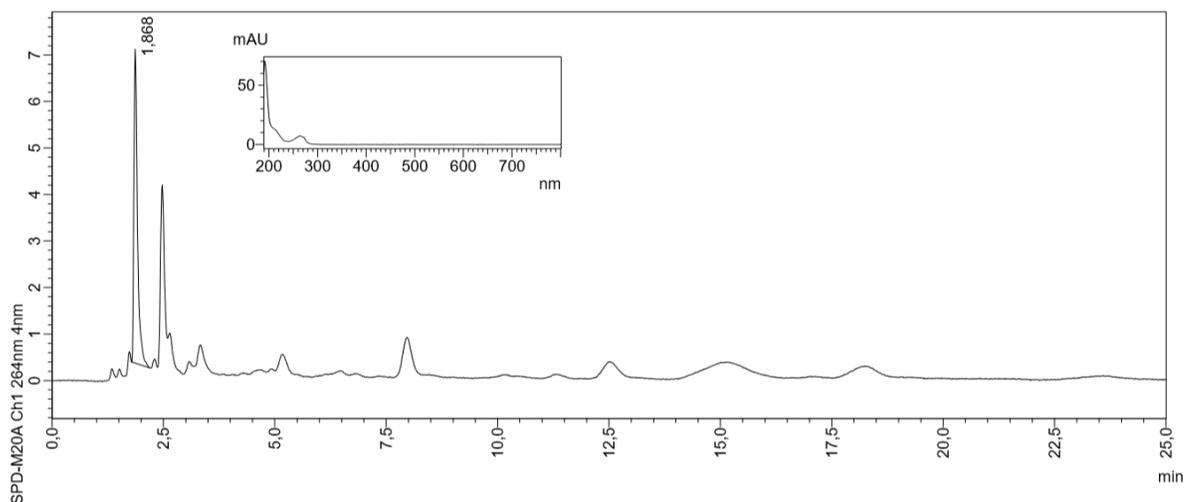


Figura 28: Cromatograma e espectro de trigonelina obtido na amostra SS

As amostras de polpa e casca de seriguela não apresentaram diferença significativa entre si em relação à quantidade de trigonelina, porém apresentaram resultados inferiores que a amostra de semente. Estes resultados estão coerentes ao encontrado por Matsui et al. (2007), que encontraram a maior concentração de trigonelina nas sementes de café, trevo e alfafa. As amostras de seriguela apresentaram resultados expressivamente superiores que os encontrados nas amostras de umbu, indicando que a seriguela apresenta elevado potencial como fonte de trigonelina.

As amostras de seriguela apresentaram resultados superiores aos encontrados em semente de soja (1,97 – 2,17 mg/ 100 g), semente de ervilha (12,8 mg/100 g) (EVANS; TRAMONTANO, 1984), arroz (1,2 mg/100 g), sorgo (1,14 mg/100 g), milho (1,4 mg/100 g), cevada (1,6 mg/100 g), trigo (4,5 mg/100 g), centeio (3,42 mg/100 g), aveia (6,42 mg/100 g) e quinoa (9,5 mg/100 g) (SERVILLO et al., 2018). Os resultados obtidos foram inferiores apenas ao encontrado em vegetais que são referências como as maiores fontes de trigonelina: feno-grego (1.330,0 mg/100 g) (SATHEESHKUMAR et al., 2010), café arábica (910,0 mg/100 g), trevo (1010,0 mg/100 g) e alfafa (210 mg/100 g) (MATSUI et al., 2007).

Os resultados obtidos mostram que a seriguela tem potencial como fonte de trigonelina, uma vez que apresentou valores expressivamente superiores que muitos vegetais. Como este é o primeiro estudo de trigonelina em seriguela, é importante que mais estudos sejam feitos, sendo mais uma forma de agregar valor ao fruto.

## **2.3 Conclusão**

Os resultados obtidos no presente estudo demonstram o potencial das amostras de farinhas de polpa e resíduos de umbu e seriguela como fonte de fenólicos, carotenoides e trigonelina. O perfil de carotenoides e compostos fenólicos obtidos contribui ainda mais para a valorização das matrizes aqui estudadas. A avaliação da viabilidade de realizar a etapa de saponificação na análise de carotenoides mostrou que não é viável a execução desta etapa. Os resultados obtidos pela análise de taninos condensados e hidrolisáveis indicam que o conteúdo fenólico dos frutos é muitas vezes subestimado, uma vez que essas frações são muitas vezes desconsideradas.

### **Capítulo 3: Caracterização química de componentes da fração polissacarídica das farinhas**



### 3.1. Material e Métodos

#### 3.1.1. Fibras solúveis e insolúveis

A determinação de fibras alimentares solúveis e insolúveis foi realizada por método enzimático-gravimétrico de acordo com Asp et al. (1983). Foi colocado 0,5 g de celite com HCl (pH 5,0) tratada em cadinhos Gooch secos. Em seguida, os cadinhos foram levados à mufla por 5 horas a 550°C. Esperou-se os cadinhos esfriarem e os mesmos foram pesados e reservados. Em 1 g de amostras, foram adicionados 25 mL de solução tampão fosfato 0,1 mol/L e 100 µL de α-amilase. As amostras foram levadas para banho Maria a 100°C por 15 minutos (agitação a cada 5 minutos). Após as amostras esfriarem, o pH foi ajustado para 1,5 com HCl 4 mol/L e 100 mg de pepsina foram adicionados. Em seguida, as amostras foram levadas a banho Maria a 40°C por 1 hora com agitação constante. Com as amostras frias, o pH foi ajustado para 6,8 com NaOH 4 mol/L e 100 mg de pancreatina foram adicionadas. Novamente, foram levadas a banho Maria com agitação (40°C – 1 hora) e esperou esfriar. O pH foi ajustado para 4,5 com HCl 4 mol/L e o conteúdo foi filtrado utilizando os cadinhos com celite acoplados em bomba a vácuo. A vidraria foi lavada duas vezes com água acidulada (10 mL) e o conteúdo filtrado no cadinho. Os cadinhos foram reservados para análise de fibra insolúvel.

Para análise de fibra solúvel, o filtrado foi transferido para um béquer e foi adicionado aproximadamente 400 mL de etanol a 60°C. O conteúdo ficou de repouso por 1 noite. Após este tempo, o conteúdo do béquer foi filtrado em outros cadinhos com celite. O béquer foi lavado duas vezes com etanol 78% (10 mL) e o conteúdo foi filtrado. Os cadinhos de fibra solúvel e de fibra insolúvel foram lavados duas vezes com etanol 95% (10 mL) e duas vezes com acetona (10 mL). Todos os cadinhos foram secos em estufa a 105°C por uma noite. Após esfriar em dessecador, os cadinhos foram pesados. Em seguida, foram incinerados em mufla a 550°C por 5 horas. Foram novamente secos a 105°C por 1 hora e após esfriar foram pesados. Para o cálculo das Fibras solúveis e insolúveis foi utilizada a equação 12.

$$F = \frac{D1-I1-B1}{w} \times 100 \quad (13)$$

Onde: F = fibra solúvel ou insolúvel, D1= peso após secagem a 105°C; I1= peso após incineração a 550°C, B1= (D1-I1) do cadinho branco e w = peso da amostra.

### 3.1.2. Extração de pectina

A pectina foi extraída utilizando método otimizado por Leão et al. (2017). Foi pesada cerca de 0,5 g de amostra e adicionado 15 mL de água destilada e 15 mL de solução de ácido cítrico (pH 2,0). A mistura foi adicionada ao reator de micro-ondas Synth modelo Microwave Synthesis Labstation. O reator foi conectado ao condensador acoplado ao sistema para evitar qualquer perda de amostra por ebulição. O sistema foi submetido ao aquecimento de 108 °C por micro-ondas por 3 minutos na potência de 600 W. O material obtido da extração foi filtrado ainda morno em malhas de aço inox de 60 Mesh. O filtrado foi resfriado a 4 °C e colocado sob agitação magnética. Lentamente foram adicionados aproximadamente 35 mL de álcool etílico absoluto a 4 °C para promover a flotação da pectina. O sistema foi mantido sob agitação por 10 minutos e, posteriormente, em repouso por 30 minutos. A pectina obtida foi separada por centrifugação (10 minutos) a 3500 rpm. O gel de pectina obtido foi imerso em álcool etílico absoluto por 12 horas e, novamente, foi submetido à centrifugação. O gel de pectina foi coletado e imerso em acetona. A acetona foi drenada e a pectina foi seca em estufa com circulação de ar a 40 °C até secagem. A pectina seca foi pesada.

### 3.1.3. Grau de esterificação de pectina

Foi avaliado por espectroscopia do infravermelho (3.1.4). O cálculo das áreas foi realizado utilizando-se o software *OringiPro 8.5* a partir da razão das áreas dos picos correspondentes aos grupos carboxílicos livres ( $\sim 1640 \text{ cm}^{-1}$ ) e esterificados ( $\sim 1740 \text{ cm}^{-1}$ ) (MONSOOR, 2005). O grau de esterificação foi calculado de acordo com a equação 14. Os resultados foram expressos em porcentagem.

$$\text{Grau de esterificação}(\%) = \frac{100 \times (\text{áreaCOOR})}{\text{áreaCOOH} + \text{áreaCOOR}} \quad (14)$$

### 3.1.4. Espectroscopia do Infravermelho

A análise foi realizada por Transformada de Fourier (FTIR) em espectrofotômetro Shimadzu IRAffinity-1 (Shimadzu, Japão) com detector DLATGS (Deuterated Triglycine Sulfate Doped with L-Alanine), que abrange a faixa de  $7800\text{-}379 \text{ cm}^{-1}$  com resolução de  $4 \text{ cm}^{-1}$ , 20 scans e apodização Happ-Genzel utilizada antes da transformação de Fourier. As medidas de

reflectância difusa (RD) foram realizadas com o uso do acessório de amostragem da Shimadzu (DRS8000A).

### **3.1.5. Avaliação da composição química dos polissacarídeos por cromatografia a gás**

A determinação dos monossacarídeos constituintes dos polissacarídeos das amostras foi realizada seguindo a metodologia apresentada por Melton & Smith (2001). Foram determinados os monossacarídeos celulósicos e os não celulósicos. A primeira etapa consiste na hidrólise das ligações glicosídicas com ácido trifluoroacético (TFA). Primeiramente, foram pesados 5 mg de cada amostra em tubos de borosilicato extremamente limpos e secos. Em seguida, foram adicionados 0,5 mL de TFA 2M em cada tubo. O TFA também foi adicionado em um tubo controle e o mesmo foi submetido aos mesmos procedimentos subsequentes. Os tubos foram evacuados com gás nitrogênio para remover todos os vestígios de ar e, em seguida, foram tampados com tampas com inserção revestida de teflon. Os tubos foram submetidos a agitação em vórtex com cuidado para não difundir o material sólido acima do nível do líquido e depois foram incubados por 60 minutos a  $120 \pm 2$  °C em bloco de aquecimento e, em seguida, resfriados. Foram adicionados 25 µL de alose (padrão interno) 20 mg/mL em cada tubo e os mesmos foram submetidos a agitação em vórtex. Foram adicionados 2 mL de metanol em cada tubo e os mesmos foram centrifugados. Os sobrenadantes foram removidos utilizando pipeta de Pasteur e colocados em outros tubos limpos. Esse passo foi repetido e os sobrenadantes foram secos completamente em nitrogênio. Foram adicionados 100 µL de água Milli-Q e 20 µL de amônia 15M. Essa fração, correspondente aos monossacarídeos obtidos por hidrólise por TFA, foi reservada.

Os resíduos resultantes após a retirada do sobrenadante contendo metanol foram submetidos à hidrólise com ácido sulfúrico. Neles e em um tubo controle foram adicionados 125 µL de ácido sulfúrico 72%. Após, foram submetidos à corrente de gás nitrogênio por alguns segundos e submetidos à agitação em vórtex. As amostras foram deixadas em repouso por 3 horas a 30 °C. Após esfriar, 1,375 mL de água milli-Q foram adicionadas e novamente foram submetidas a corrente de gás nitrogênio e incubadas a 100 °C por 3 horas. Após esfriar, foram adicionados 300 µL de amônia 15M nas amostras e as mesmas foram agitadas em vortex. Em

seguida, foram adicionados 50  $\mu\text{L}$  de alose 20  $\text{mg}\cdot\text{mL}^{-1}$  e novamente agitação em vortex. As amostras foram filtradas utilizando filtros 0,22  $\mu\text{m}$  acoplados em seringa e 200  $\mu\text{L}$  do filtrado foram colocados em tubos limpos. Essa fração foi reservada.

Dois tubos limpos foram separados como controle, em um deles foram adicionados 100  $\mu\text{L}$  de água Milli-Q-purificada e no outro foram adicionados 100  $\mu\text{L}$  de cada um dos 13 padrões de monossacarídeos. Neles foram adicionados 20  $\mu\text{L}$  de amônia (15M). As etapas seguintes foram realizadas para as frações reservadas de monossacarídeos por hidrólise por TFA e ácido sulfúrico. Para redução dos monossacarídeos em seus acetatos de alditóis, foi adicionado 1 mL de borohidreto de sódio (0,5 M) em dimetilsulfóxido (DMSO) em cada tubo. Os tubos foram tampados e misturados em vórtex. Em seguida, os tubos foram incubados por 90 minutos a 40 °C em banho-maria Fisatom. Após o aquecimento, foram adicionados 100  $\mu\text{L}$  de ácido acético 18M em cada tubo e, em seguida, foram submetidos à agitação em vórtex.

Para a acetilação dos alditóis, foram adicionados 200  $\mu\text{L}$  de 1-metilimidazol e 2 mL de anidrido acético em cada tubo e, em seguida, agitação em vórtex. Os tubos foram incubados por 10 minutos em temperatura ambiente. Após o repouso, 5 mL de água Milli-Q-purificada foram adicionados aos tubos para eliminar o excesso de anidrido acético, e novamente foram agitados em vórtex e incubados por 10 minutos à temperatura ambiente. Após o repouso, 1 mL de diclorometano (DCM) foi adicionado nos tubos para extrair os acetatos de alditóis e foram submetidos a agitação em vórtex. Os tubos não foram tampados, pois o DCM pode solubilizar a cola em volta das tampas de teflon. Após as fases se separarem, a fase inferior de DCM foi transferida para um tubo limpo de borosilicato utilizando pipeta de Pasteur. Em seguida, foi adicionado 1 mL da solução original de DCM e o processo de extração foi repetido. Foram adicionados 4 mL de água Milli-Q-purificada para combinar com o extrato de DCM e os tubos foram agitados em vórtex. A fase aquosa superior foi retirada e descartada e, novamente, foram adicionados 4 mL de água Milli-Q-purificada. O processo de lavagem foi repetido 3 vezes. O DCM foi evaporado completamente com gás nitrogênio e antes da corrida cromatográfica foram adicionados 2 mL de DCM.

As amostras foram submetidas à corrida cromatográfica. O tempo de execução foi de 38 minutos. Foram injetados 2  $\mu\text{L}$  de amostras e controles em cromatógrafo a gás marca Varian

3900 modelo CP8810. Os acetatos de alditóis de referência eluem na coluna BPX-70 na seguinte ordem: triacetato de iritritol, tetraacetato de 2-dioxiribitol, ramitol pentaacetato, fucitol pentaacetato, ribitol pentaacetato, arabixitol pentaacetato, xilitol pentaacetato, 2-dioxiglucitol hexaacetato, alitol hexaacetato, manitol hexaacetato, galactiol hexaacetato, glucitol hexaacetato e mioinositol hexaacetato. A identificação dos monossacarídeos nas amostras foi verificada utilizando os padrões individuais (APÊNDICE H). A razão molar relativa (RMR) de cada monossacarídeo nas amostras foi calculada relativa ao padrão interno, alose. A resposta relativa do detector para os acetatos de alditóis foi calculada individualmente pela área sob os picos para cada acetato de alditol.

Os cálculos foram feitos de acordo com Ferraz (1991). Este método corrige possíveis perdas que possam ter ocorrido durante a derivatização e a diferença de respostas fornecidas pelo detector aos diferentes açúcares (CUI, 2005).

As condições cromatográficas foram:

- coluna capilar BPX-70 (30 m x 0,32 mm e 0,25 µm de espessura do filme; SGE Chromatography Products);
- temperatura inicial do forno: 38 °C - durante 30 segundos. Após este tempo ocorreu aumento de 50 °C por minuto até atingir 170 °C. Feito isso, a temperatura foi elevada em 2 °C por minuto até alcançar 230 °C, mantendo-se esta temperatura por 5 minutos;
- temperatura do detector: 250 °C;
- temperatura do injetor: 230 °C;
- detector de ionização de chama: 9,5 cm;
- injetor CP-1177: 3,7 cm;
- gás de arraste: nitrogênio a um fluxo de 1,5 mL/min; e
- Split: ½.

### **3.1.6 Análises Estatísticas**

Todas as análises foram conduzidas em duas repetições com triplicatas, calculando-se média e desvio padrão para cada resultado obtido. Foi feita análise de variância (ANOVA) e o teste de Tukey para comparar diferenças entre as médias. As diferenças entre essas médias no nível de 5% foram consideradas significativas.

## **3.2. Resultados e Discussão**

### **3.2.1 Umbu**

Na Tabela 24 contém os resultados obtidos para pectina e fibras solúveis e insolúveis. Todas as amostras apresentaram valores dentro do especificado pela legislação brasileira para alto conteúdo de fibra alimentar (min. 6 g/100 g) (BRASIL, 2012). Todas as amostras apresentaram maior valor de fibras insolúveis (FAI) que de fibras solúveis (FAS), resultado semelhante ao encontrado por Ribeiro et al. (2019) em polpa (12,35 %) e casca (49,34%) de umbu. Os efeitos fisiológicos associados à fibra insolúvel incluem a capacidade de aumentar o volume fecal e diminuir o trânsito intestinal (LEÃO et al., 2017). As amostras de cascas apresentaram valores fibras alimentares expressivamente maiores que as amostras de polpa, sendo classificadas como pós com elevado conteúdo de fibra alimentar (LAURRARI, 1999). As funções botânicas da casca e da polpa justificam a distribuição da fibra. As cascas têm a função de proteger os frutos de agentes externos e são mais fibrosas, enquanto a polpa protege as sementes, sendo mais ou menos fibrosas, dependendo da fruta. Apesar de menor quantidade, as fibras solúveis encontradas tiveram resultados superiores ao encontrado para resíduos de buriti (0,86 – 3,17%) (RESENDE et al., 2019). As amostras de cascas apresentaram resultados de FAS superior ao encontrado em resíduos de pequi (~9,7%) e casca de kiwi (6,9 – 9,9 %) (LEÃO et al., 2017; SOQUETTA et al., 2016). As fibras solúveis também são de interesse tanto funcional, como tecnológico. Elas têm capacidade de aumentar a viscosidade e reduzir a resposta glicêmica e o colesterol plasmático e também apresenta ação prebiótica (ELLEUCH et al., 2011). Com esses resultados, pode-se dizer que as cascas de umbu têm potencial para serem utilizadas como ingrediente em novas formulações visando o enriquecimento de alimentos.

Tabela 24: Quantidade de pectina e fibras solúvel e insolúvel em amostras de casca e polpa de umbu

Amostra	FAS (%)	FAI (%)	FAT (%)	Pectina (%)
<b>P1</b>	4,58 ± 0,79 a	10,19 ± 1,18 a	14,77	8,73 ± 0,38 a
<b>P2</b>	4,30 ± 0,95 a	9,87 ± 0,63 a	14,17	14,57 ± 0,33 b
<b>C1</b>	13,78 ± 0,51 b	41,26 ± 2,29 b	55,04	16,69 ± 0,27 c
<b>C2</b>	13,85 ± 1,33 b	39,71 ± 2,39 b	53,56	20,41 ± 0,06 d

Letras diferentes na mesma coluna indicam diferença estatisticamente significativa ( $p < 0,05$ ).

FAS-Fibra Alimentar Solúvel; FAI- Fibra Alimentar Insolúvel; FAT- Fibra Alimentar Total

Métodos convencionais de extração de pectina são demorados e/ou utilizam ácidos minerais fortes. Com a intenção de substituir o uso destes ácidos e minimizar o tempo da extração, neste estudo a pectina foi obtida utilizando ácido cítrico e reator de micro-ondas. Não existem estudos que quantificaram pectina em pós de resíduos e polpas de umbu nessas condições. Os resultados obtidos para pectina foram superiores ao encontrado para fibras solúveis, resultado semelhante ao encontrado por Leão et al. (2018) em resíduos de pequi. Esse resultado pode indicar a eficiência da extração de pectina utilizando reator de micro-ondas.

As amostras de umbu semi-maduro apresentaram maior quantidade de pectina que as amostras de umbu maduro e as amostras de casca apresentaram resultados superiores que as amostras de polpa. O que já era esperado, uma vez que cascas de frutos apresentaram maior quantidade de fibras solúveis que as polpas e frutos verdes têm maior quantidade que os maduros, pois a pectina está presente em vegetais jovens. Existem estudos que quantificaram pectina na polpa de umbu in natura (USHIKUBO et al., 2007; OLIVEIRA et al., 2013), no entanto, não existem estudos que quantificaram pectina em pós de resíduos e polpa de umbu.

Seixas et al. (2014) utilizaram as mesmas condições em micro-ondas para extração de pectina em pós de casca de maracujá, porém utilizaram o ácido tartárico. O resultado encontrado por eles (16%) foi similar ao encontrado neste estudo para casca de umbu maduro. Como a casca de maracujá é conhecida por ser rica em pectina, pode-se dizer que o umbu tem grande potencial como fonte de pectina e que o método utilizado neste estudo apresentou bom desempenho.

As composições de monossacarídeos dos subprodutos do umbu são apresentadas na Tabela 25. Todas as amostras apresentaram altos níveis de glicose com maior proporção na fração hidrolisada com H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>, o que é esperado já que a celulose é um biopolímero composto exclusivamente de unidades de glicose e não é hidrolisável por TFA. Por outro lado, as hemiceluloses são hidrolisáveis tanto por TFA quanto por H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> e, portanto, monossacarídeos como arabinose, xilose e galactose estão presentes nas frações hidrolisadas com TFA e H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> (LEÃO et al., 2018).

Tabela 25: Composição monossacarídica de pós de polpa e casca de umbu.

Amostra	2-deoxiglicose (%mol)	Ramnose (%mol)	Fucose (%mol)	Ribose (%mol)	Arabinose (%mol)	Xilose (%mol)	Galactose (%mol)	Glicose (%mol)	Mio-Inositol (%mol)	Manose (%mol)
<b>P1</b>										
TFA	0,92 ± 0,08	0,48 ± 0,10	0,26 ± 0,04	0,38 ± 0,10	7,40 ± 0,31	1,43 ± 0,1	5,82 ± 0,49	82,55 ± 0,39	0,49 ± 0,02	nd
H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	nd	nd	nd	nd	6,79 ± 0,88	0,91 ± 0,08	2,64 ± 0,77	89,05 ± 1,44	nd	1,55 ± 0,50
<b>P2</b>										
TFA	nd	0,48 ± 0,08	0,28 ± 0,05	0,56 ± 0,09	7,98 ± 0,39	1,26 ± 0,06	5,95 ± 0,13	83,07 ± 0,30	0,41 ± 0,05	nd
H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	nd	nd	nd	nd	6,56 ± 0,54	0,89 ± 0,26	3,27 ± 0,19	86,33 ± 1,61	nd	2,84 ± 1,00
<b>C1</b>										
TFA	1,19 ± 0,39	2,46 ± 0,20	1,10 ± 0,08	2,17 ± 0,23	18,20 ± 2,29	3,58 ± 0,41	7,45 ± 0,30	63,67 ± 2,04	0,33 ± 0,10	nd
H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	nd	nd	nd	nd	14,61 ± 0,93	3,11 ± 0,20	7,71 ± 0,38	67,37 ± 1,69	1,00 ± 0,10	6,20 ± 1,20
<b>C2</b>										
TFA	0,95 ± 0,40	1,74 ± 0,07	0,75 ± 0,05	1,34 ± 0,21	21,29 ± 1,39	3,55 ± 0,11	14,31 ± 0,15	56,66 ± 0,03	0,42 ± 0,11	nd
H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	nd	nd	nd	nd	16,73 ± 0,91	3,25 ± 0,22	7,29 ± 0,37	64,55 ± 1,99	1,10 ± 0,11	6,81 ± 1,02

nd- não determinado

A manose estava presente apenas nas frações hidrolisáveis de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>, sugerindo a presença de β-mananas. Na fração hidrolisável de TFA, a presença de glicose é devido a polissacarídeos não celulósicos, como hemiceluloses contendo glicose e polissacarídeos pécnicos. Os teores determinados de glicose, galactose, arabinose, xilose, ramnose e traços de fucose podem estar relacionados à presença de polissacarídeos como arabinogalactanos, arabinoxilanos e xiloglucanos. Independentemente de qual dos citados polissacarídeos estão presentes nas

amostras analisadas, certamente estão presentes em maior quantidade na fração de casca, pois essas amostras apresentaram maiores teores de arabinose, galactose, xilose, fucose e ramnose do que as amostras de polpa. No entanto, amostras de polpa apresentaram maiores teores de glicose. Esse resultado indica que essas amostras possuem maiores teores de sacarose, o que é consistente com a doçura que apresentam (RESENDE et al., 2019).

Os espectros de FTIR das cascas e polpas de umbu (Figura 29) e os valores absolutos dos picos negativos de suas segunda e quarta derivadas foram avaliados na região da impressão digital. A faixa de números de onda de 800 a 1800  $\text{cm}^{-1}$  é de especial interesse, pois é uma faixa característica de números de onda de polissacarídeos que constituem as paredes celulares das plantas. Entretanto, nesta região, bandas relacionadas à amida I (1750–1600  $\text{cm}^{-1}$ ) e II (1500–1400  $\text{cm}^{-1}$ ), associadas a proteínas (MUSHTAG et al., 2018), também podem ser encontradas. Assim, os picos não são bem resolvidos nesta porção do espectro. A faixa de comprimento de onda de 950 e 1200  $\text{cm}^{-1}$  é chamada de "região de impressão digital" para carboidratos, pois permite a identificação de seus principais grupos químicos funcionais e ligações (MARAN; PRIYA, 2014). Devido à sobreposição intensiva de picos de absorção nesta região, foi feita a segunda derivada dos espectros, permitindo uma melhor resolução dos picos. A quarta derivada também foi tomada, pois ainda havia alguns picos sobrepostos na segunda derivada.

Em todos os espectros analisados, foram observadas bandas na região de 1740–1600  $\text{cm}^{-1}$ , características de grupos esterificados e não esterificados em pectinas, sendo a banda clara em 1740  $\text{cm}^{-1}$  atribuída a ésteres carbonílicos e a banda em 1630  $\text{cm}^{-1}$  atribuído a carboxilatos antissimétricos (BARROS et al., 2002). Bandas com máximos em 1259 e 1078  $\text{cm}^{-1}$  foram observadas, com 1259  $\text{cm}^{-1}$  sendo atribuído ao alongamento das ligações C-O nos grupos C-OH e 1078  $\text{cm}^{-1}$  atribuído ao alongamento das ligações C-C na estrutura principal dos ramnagalacturonanos (LIU et al., 2021; ROBERT et al., 2005). Há também uma forte banda O-CH<sub>3</sub> entre 3000 e 2800  $\text{cm}^{-1}$  devido aos grupos éster metílico do ácido galacturônico nas pectinas. Todos esses resultados confirmam a presença de pectina nas amostras de umbu.

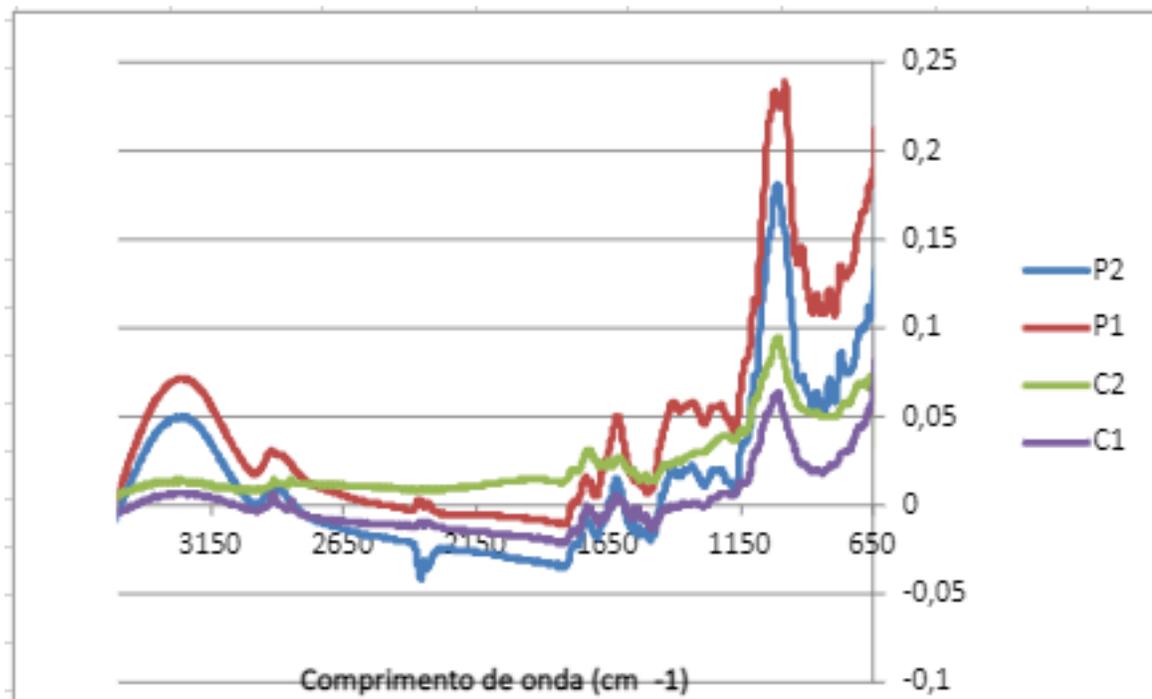


Figura 29 - Espectro de casca e polpa de umbu.

As bandas de absorção em 1078 e 891  $\text{cm}^{-1}$  são características de arabinogalactanos tipo II, com bandas de 1078 e 891  $\text{cm}^{-1}$  sendo atribuídas ao esqueleto de galactopiranosil e à vibração de estiramento de C-H anomérico de unidades  $\beta$ -galactopiranosil no esqueleto de arabinogalactano, respectivamente (ROBERT et al., 2005; FERNANDO et al., 2017). A presença de picos em 1078, 1049, 1040 e 891  $\text{cm}^{-1}$  indicam a presença de xiloglucanos e arabinoxilanos nas amostras, com números de onda 1040  $\text{cm}^{-1}$  e 891  $\text{cm}^{-1}$  atribuídos a xilanos (COIMBRA et al., 1999) e o alongamento de  $\beta$ -anoméricos em xiloglucanos (SZYMANSKA-CHARGOT et al., 2015). Especificamente, a banda em 891  $\text{cm}^{-1}$  também pode ser atribuída à flexão C1-H da hemicelulose contendo xilose (LIU et al., 2021). Bandas de absorção características da celulose (nas proximidades de 1200, 1160, 1052, 1030, 988 e 886  $\text{cm}^{-1}$ ) foram detectadas em intensidades bastante baixas, visíveis apenas na segunda derivada dos espectros. Assim, é justo inferir que os polissacarídeos hemicelulósicos estão presentes em maior quantidade do que a celulose nas amostras de polpa e casca de umbu. Bandas de absorção características de mananas pouco substituídas (nas proximidades de 1065, 1027, 1013, 870 e 807  $\text{cm}^{-1}$ ) (LIU et al., 2021) não foram detectadas em todos os espectros, corroborando os resultados para a análise de CG,

que mostrou pequenas quantidades de manose nas frações hidrolisáveis por H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>. Assim, a partir da análise apresentada, pode-se inferir com segurança que os arabinoxilanos, arabinogalactanos, ramnoarabinogalactanos e xiloglucanos são os polissacarídeos mais prováveis presentes nas frações de hemicelulose, além da pectina do tipo ramnogalacturona.

### 3.2.2 Seriguela

Os resultados obtidos para pectina e fibra solúvel e insolúvel nas amostras de seriguela estão representados na Tabela 26. Todas as amostras apresentaram valores dentro do especificado pela legislação brasileira para alto conteúdo de fibra alimentar (min. 6 g/100 g) (BRASIL, 2012). Todas as amostras apresentaram maior valor de fibras insolúveis que de fibras solúveis, resultado semelhante ao encontrado em resíduos de pequi e buriti (LEÃO et al., 2017; RESENDE et al., 2019). Este resultado pode ter efeitos benéficos à saúde do sistema digestivo resultantes do aumento da saciedade, volume e peso da massa fecal (HAJMOHAMMADI et al., 2016). A amostra de semente apresentou os maiores valores de fibras e a amostra de polpa, os menores, o que já era esperado devido à estrutura das sementes serem mais rígidas. Este resultado está coerente com os resultados obtidos para IAA e IAO, uma vez que as fibras são responsáveis por maior absorção de água e óleo. E as sementes apresentaram maiores valores desses índices que as cascas. No entanto, a polpa apresentou maior teor de fibras solúveis que a casca e a semente. Assim, a polpa possui fibras com boa qualidade fisiológica (30-50% FAS) (GRIELMO-MIGUEL; MARTIN BELLOSO, 1999). FAS pode ajudar na eliminação do colesterol pelo corpo e ajuda no controle dos níveis de açúcar no sangue após as refeições (LI et al., 2019). Assim, cada amostra pode ser aplicada de acordo com o objetivo desejado.

Tabela 26: Quantidade de pectina e fibra solúvel e insolúvel em amostras de resíduos e polpa de seriguela

Amostra	FAS (%)	FAI (%)	FAT (%)	Pectina (%)	Grau de esterificação (%)
PS	2,26 ± 0,09 c	5,34 ± 0,25 c	7,60	12,23± 0,07 b	54.11
CS	5,29 ± 0,55 b	22,42 ± 0,85 b	27,71	20,53± 0,13 a	45.00
SS	8,09 ± 0,58 a	45,71 ± 1,08 a	53,80	20,98 ± 0,46 a	39.42

Letras diferentes na mesma coluna indicam diferenças estatisticamente significativas (p < 0,05).

Todas as amostras apresentaram resultados superiores de pectina do que de fibras

alimentares solúveis, o que mostra que a extração de pectina por micro-ondas tem grande potencial. A energia de microondas atua como uma radiação eletromagnética, que promove o afrouxamento rápido da matriz da parede celular, melhorando a penetração do solvente na matriz da planta e levando à lixiviação de pectina durante o processo de aquecimento (LEÃO et al., 2018). A amostra de polpa apresentou resultados inferiores de pectina que as amostras de resíduos e as amostras de casca e semente não apresentaram diferença significativa entre elas. Muñoz-López et al. (2017) também utilizaram ácido cítrico para extração de pectina em seriguela, porém não utilizaram reator de micro-ondas, o que resultou em maior tempo de extração. Desta forma, o método utilizado neste estudo é mais vantajoso. Os resultados encontrados para casca e semente de seriguela foram superiores ao encontrado em pós de casca de maracujá (16%) utilizando ácido tartárico nas mesmas condições de extração em micro-ondas (SEIXAS et al., 2014). O que indica que a seriguela tem grande potencial como fonte de pectina. A pectina é uma fibra solúvel amplamente aplicada em matrizes alimentícias devido ao seu alto valor funcional. Apesar da polpa apresentar menor valor de pectina, ela apresentou alto grau de esterificação, o que não ocorreu com as demais amostras. A pectina com alto grau de esterificação (>50%) é considerada mais adequada para ser aplicada como gelificante e estabilizante para bebidas, sorvetes e produtos de confeitaria (OLIVEIRA et al., 2016).

O grau de esterificação, que é utilizado como critério de classificação das pectinas, mede a proporção dos grupos de ácido galacturônico metilados em relação ao total de grupos de ácido galacturônico presentes na molécula de pectina. O grau de esterificação afeta especialmente o mecanismo de formação de géis pela pectina. A presença de cadeias laterais, principalmente com unidades de arabinose e galactose, afeta significativamente as propriedades funcionais das pectinas, tais como solubilidade, geleificação, formação de filme e propriedades reológicas, além de favorecer a agregação em soluções concentradas (BRANDÃO; ANDRADE, 1999).

Os resultados obtidos para monossacarídeos obtidos por extração com TFA e H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> nas amostras de pós de seriguela são apresentados na Tabela 27.

Tabela 27: Composição monossacarídica de pós de casca e resíduos de seriguela.

Amostra	Ramnose (%mol)	Fucose (%mol)	Ribose (%mol)	Arabinose (%mol)	Xilose (%mol)	Manose (%mol)	Galactose (%mol)	Glicose (%mol)	Mio-Inositol (%mol)
<b>PS</b>									
H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	nd	nd	0.21 ±0.09	0.79 ±0.17	Nd	nd	4.95 ±0.11	93.88 ±5.75	0.17 ±0.07
TFA	0.15 ±0.02	0.22 ±0.02	1.00 ±0.03	0.81 ±0.01	0.23 ±0.01	0.21 ±0.09	2.34 ±0.10	94.79 ±0.10	0.25 ±0.03
<b>CS</b>									
H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	nd	nd	0.12 ±0.06	0.83 ±0.03	Nd	2.95 ±0.86	1.26 ±0.20	92.85 ±2.65	1.90 ±0.01
TFA	0.35 ±0.03	0.33 ±0.13	1.00 ±0.02	1.76 ±0.05	0.48 ±0.06	0.53 ±0.06	2.81 ±0.67	92.52 ±0.69	0.23 ±0.04
<b>SS</b>									
H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	1.01 ±0.12	0.14 ±0.09	nd	6.46 ±0.86	2.52 ±0.83	0.95 ±0.46	5.65 ±0.35	83.08 ±1.85	0.19 ±0.06
TFA	1.72 ±0.11	0.99 ±0.04	0.70 ±0.02	10.33 ±0.35	8.37 ±0.85	2.27 ±0.28	6.99 ±0.25	68.30 ±1.71	0.34 ±0.03

Os resultados para monossacarídeos das extrações com TFA e H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> apresentaram elevados teores de glicose, porém na fração monossacarídica por TFA, a glicose é não referente a celulose e sim de outros polissacarídeos presentes em diferentes tipos de hemiceluloses e polissacarídeos pécticos. A amostra de semente apresentou menores valores de glicose e maiores valores de arabinose e xilose que as outras amostras. A celulose é o polissacarídeo estrutural mais abundante nos vegetais. Constitui-se de cadeias de unidades de glicose, ligadas covalentemente pelo oxigênio entre o carbono número 1 de uma glicose e o carbono número 4 da glicose adjacente por meio de ligações β (1-4), gerando um polímero linear não ramificado. O que justifica as frações por H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> apresentarem elevados teores de glicose e traços de outros monossacarídeos.

O conhecimento da composição monossacarídica permite fazer inferências aos polissacarídeos presentes na parede celular vegetal, a qual é composta por diferentes frações de polissacarídeos incluindo celulose, xiloglucanas, heteroxilanas, mananas e polissacarídeos pécticos. Os resultados obtidos pela análise da composição monossacarídica indicam a presença de polissacarídeos pécticos e diferentes hemiceluloses corroborando com a análise dos espectros obtidos por FTIR. As hemiceluloses são formadas por uma grande variedade de substâncias incluindo pentoses (xilose, ramnose e arabinose), hexoses (glicose, manose e galactose) e ácidos urônicos (ácidos 4-O-metil-glucutônico e galacturônico), o que justifica a presença de todos

esses monossacarídeos nas amostras.

Correlacionando-se o perfil de monossacarídeos obtidos pela análise de cromatografia a gás com a análise dos espectros obtidos por FTIR pode-se inferir que as amostras são compostas principalmente por polissacarídeos pécnicos e hemiceluloses como arabinogalactanas, xiloglucanas e glucomananas. As arabinogalactanas são compostas por arabinose e galactose e podem ser encontradas tanto na forma livre como ligadas a proteínas por ligações covalentes. Segundo Clarke et al. (1979), as arabinogalactanas classificam-se em dois grupos principais: grupo I (arabino-4-galactana) e grupo II (arabino-3,6galactana). As arabino-4-galactanas são compostas por unidades de galactopirranose interligadas por ligações  $\beta$  (1  $\rightarrow$  4). Na cadeia principal de galactana, apresentam-se ramificações de arabinose. Os resultados indicam que esse polissacarídeo pode estar presente em maior quantidade na amostra de semente.

A xiloglucana é o principal polissacarídeo hemicelulósico encontrado na parede celular primária de vegetais. As xiloglucanas são formadas por uma cadeia principal de glicose unidas por ligações  $\beta$ -1,4, em que três de cada quatro moléculas de glicose contém uma xilose ligada ao carbono 6. Nas cadeias laterais de xilose, estão presentes também outros monossacarídeos como a galactose e, em alguns casos, a fucose (WROLSTAD, 2013). Como a amostra de semente apresentou maior quantidade de xilose, pode-se inferir que ela contém quantidades expressivamente superiores deste polissacarídeo.

A presença de polissacarídeos pécnicos torna-se importante principalmente do ponto de vista tecnológico, uma vez que a pectina possui grande importância no processamento de alimentos. Dentre suas principais funções, as pectinas atuam na textura e viscosidade de produtos processados, além de exercer funções fisiológicas, por se tratar de uma fibra solúvel.

As amostras apresentaram traços de mio-inositol. Este monossacarídeo é um isômero da glicose, sendo abundante em cereais e frutas e pobre em alimentos de origem animal (RUIZ-ACEITUNO et al., 2014). Estudos têm mostrado que o mio-inositol apresenta atividades bioativas, como redução dos índices de diabetes gestacional (CELENTANO et al., 2016) e tratamento de depressão, TOC (transtorno obsessivo compulsivo) e síndrome do pânico (HARVEY et al., 2002).

Uma avaliação comparativa dos espectros das amostras (Figura 30) obtidos por espectroscopia do infravermelho indica grande similaridade entre eles, com pequenas diferenças na intensidade das bandas. As amostras de casca e semente apresentaram valores de absorvância maiores na região entre 1800-900  $\text{cm}^{-1}$  que os observados para a amostra de polpa. Porém a amostra de polpa apresentou absorvância maior na região entre 2400-2200  $\text{cm}^{-1}$  que as amostras de casca e semente. Os picos nesta região estão associados às ligações de hidrogênio das moléculas de água (Reis et al., 2013), o que confirma que a amostra de polpa possui mais água do que os resíduos da fruta.

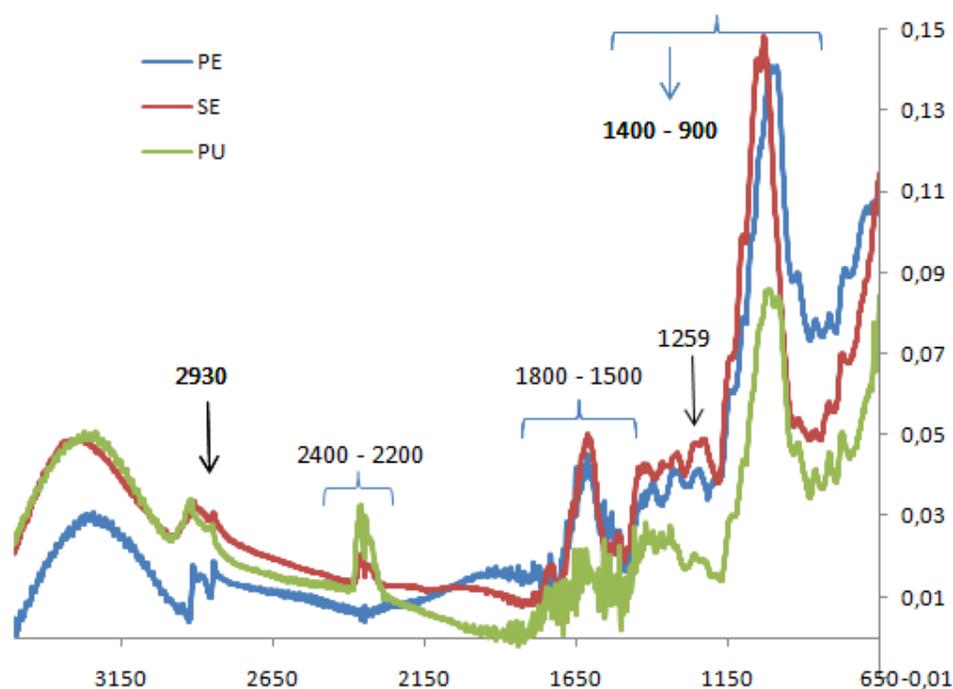


Figura 30: Espectros FTIR dos pós produzidos

As regiões entre 1800-1200  $\text{cm}^{-1}$  e 1200-800  $\text{cm}^{-1}$  são de especial interesse uma vez que se trata de regiões características da absorção de carboidratos constituintes da parede celular vegetal. A região espectral entre 1800 e 1500  $\text{cm}^{-1}$  relaciona-se com ácidos carboxílicos e ésteres carboxílicos, que são os principais grupos funcionais responsáveis pelas características das pectinas (COELHO et al., 2017). Uma banda com máximo em 1259  $\text{cm}^{-1}$  nas amostras é atribuída a estiramento de ligações C-O nos grupos C-OH bem como estiramento de ligações C-C da estrutura principal de carboidratos. Nota-se uma forte banda O-CH<sub>3</sub> entre 3000 e 2800

$\text{cm}^{-1}$  devido aos grupos metil-éster do ácido galacturônico das pectinas. É coerente que as amostras de polpa apresentem menor absorvância nessas regiões, uma vez que essa amostra apresentou menor teor de pectina que as demais.

Em todos os espectros analisados são observadas bandas na região de  $1740\text{--}1600\text{ cm}^{-1}$ , características de grupos esterificados e não esterificados em pectinas, sendo que a banda clara em  $1740\text{ cm}^{-1}$  é atribuída a ésteres carbonílicos e a banda em  $1630\text{ cm}^{-1}$  atribuída a carboxilatos anti-simétricos (BARROS et al., 2002). Nesta mesma região, podem ser encontradas bandas relacionadas com a amida I ( $1750\text{--}1600\text{ cm}^{-1}$ ) e II ( $1500\text{--}1400\text{ cm}^{-1}$ ) (MUSHTAG et al., 2018), associadas às proteínas, no entanto, os picos não são bem resolvidos nesta porção dos espectros. O intervalo de comprimentos de onda de  $950\text{ e }1200\text{ cm}^{-1}$  é considerado como a região da "impressão digital" para os hidratos de carbono, uma vez que permite a identificação dos principais grupos químicos funcionais (MARAN; PRIYA, 2014). Com as segundas derivadas (Figura 31), esses grupos foram identificados mais claramente.

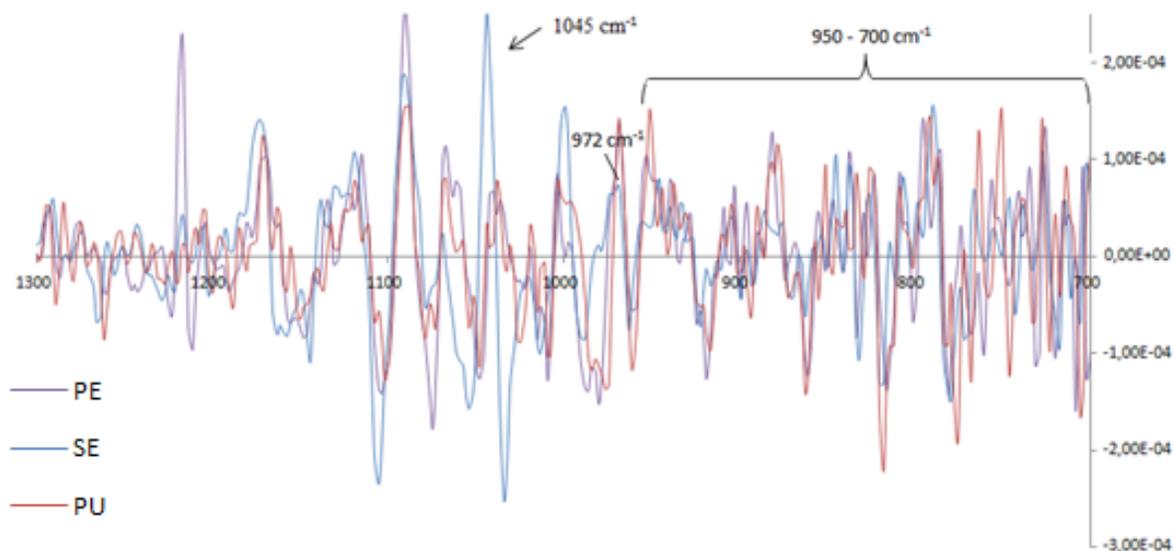


Figura 31: Segunda derivada dos espectros FTIR dos pós produzidos

As bandas em  $1045\text{ cm}^{-1}$  e  $972\text{ cm}^{-1}$  observadas para a semente estão relacionadas a ligações  $(1\text{-}4)\text{-}\beta\text{-xilana}$  como arabinoxilanos e a presença significativa de xilose, respectivamente (KACURÁKOVÁ et al. 2000). Esse resultado está de acordo com o encontrado na análise do

CG, onde esta amostra indicou possuir maior quantidade desses polissacarídeos do que as demais. Além disso, a amostra de sementes apresentou uma banda clara em 972  $\text{cm}^{-1}$ , indicando presença significativa de xilose. As bandas na faixa entre 950 - 700  $\text{cm}^{-1}$  foram atribuídas por Reis et al. (2013) às diferenças nos tipos de polissacarídeos relacionadas à presença de ligações  $\alpha$ -glicosídicas e/ou  $\beta$ -glicosídicas, o que justifica absorções em diferentes comprimentos encontrados para amostras nessa faixa.

### **3.3 Conclusão**

Os resultados obtidos neste capítulo indicam que a extração de pectinas de pós de umbu e seriguela por aquecimento em reator de micro-ondas é eficiente, com duração de 3 minutos. Desta forma, esse método é vantajoso para aplicação industrial devido ao baixo tempo. Os resultados obtidos por cromatografia a gás e espectroscopia do infravermelho indicam a presença de celulose, hemiceluloses e polissacarídeos pécnicos nas amostras de seriguela e umbu, sendo que as amostras de polpa indicaram apresentar maior quantidade de sacarose que as demais amostras.

## **Capítulo 4: Caracterização da fração indigerível das farinhas produzidas**



## 4.1 Material e Métodos

A fração indigerível foi obtida na simulação gastrointestinal utilizada para realização da bioacessibilidade dos compostos bioativos no capítulo 2. As análises de minerais, taninos condensados e proteínas foram realizadas de acordo com as metodologias utilizadas no capítulo 2 para os pós dos frutos.

Lignina solúvel e insolúvel foram obtidas de acordo com metodologia descrita por Gomide e Demuner (1986). Cadinhos de Gooch foram colocados em mufla a 575°C por 4 horas e, após, resfriados em dessecador por 1 hora. Os cadinhos foram pesados e os valores anotados. Pesou-se 300 mg de amostra em erlenmeyers. Adicionou 3 mL de ácido sulfúrico 72% e foram submetidos a banho maria a 30°C por 60 minutos, com agitação a cada 10 minutos. Em seguida, adicionou-se 85mL de água destilada e colocou-se as amostras em autoclave por 1 hora a 121°C. Após, filtrou-se o conteúdo utilizando os cadinhos de Gooch preparados. Para a determinação de lignina solúvel, foi transferido 50 mL do filtrado para um béquer limpo e o conteúdo foi lido em espectrofotômetro UV-VIS no comprimento de onda de 320 nm. Os cadinhos com o resíduo retido foram secos a 105°C por 4 horas. Em seguida, foram levados à mufla por 6 horas a 575 °C. Após resfriar, o peso foi aferido.

## 4.2 Resultados e Discussão

Os resultados encontrados para os compostos resistentes à digestão gastrointestinal estão representados na Tabela 28. As principais etapas do protocolo experimental para fibras alimentares são os tratamentos enzimáticos para remover proteínas e amido. No entanto, há evidências de que uma parte significativa do teor de algumas substâncias dietéticas não incluídas na definição de fibras dietéticas escapa à digestão e absorção no intestino humano, tais como proteínas, oligossacarídeos, certos compostos polifenólicos, etc. Essas substâncias podem ser fermentadas pela microflora colônica, tendo efeitos fisiológicos semelhantes aos das fibras dietéticas (SAURA-CALIXTO et al., 2000).

Tabela 28: Composição da fração não digerível de farinhas de casca e semente de seriguela

	<b>Proteína Resistente (g/100g)</b>	<b>Minerais (g/100g)</b>	<b>Taninos Condensados (mg/100g)</b>	<b>Lignina solúvel (g/100g)</b>	<b>Lignina insolúvel (g/100g)</b>
<b>Polpa Seriguela (PS)</b>	8,73 ± 1,09 a	33,90 ± 2,20 d	1482,07 ± 37,49 b	0,56 ± 0,13 a	1,10 ± 0,11 bc
<b>Casca seriguela (CS)</b>	6,67 ± 0,52 bc	31,39 ± 3,31 d	1641,49 ± 0,94 a	0,50 ± 0,02 a	0,97 ± 0,07 c
<b>Semente Seriguela (SS)</b>	6,94 ± 0,42 b	47,60 ± 4,48 bc	1263,88 ± 20,63 c	0,31 ± 0,02 b	1,3 ± 0,09 ab
<b>Polpa de umbu maduro (PM)</b>	7,71 ± 1,03 ab	56,99 ± 1,46 a	425,63 ± 75,57 g	0,35 ± 0,03b	1,01 ± 0,10 c
<b>Polpa de umbu semi-maduro (PV)</b>	5,81 ± 0,01 d	49,46 ± 2,05 b	578,17 ± 14,56 f	0,38 ± 0,07 ab	0,61 ± 0,08 d
<b>Casca de umbu maduro (CM)</b>	6,02 ± 0,14 c	40,36 ± 0,47 c	1047,23 ± 124,51 d	0,30 ± 0,06 bc	1,07 ± 0,11 c
<b>Casca de umbu semi-maduro (CV)</b>	4,65 ± 0,42 e	42,81 ± 3,47 c	874,33 ± 6,32 e	0,22 ± 0,02 c	1,51 ± 0,13 a

Letras diferentes na mesma coluna indicam diferenças estatisticamente significativa ( $p < 0,05$ )

Fatores antinutricionais, incluindo inibidores de protease, taninos e lectinas, afetam negativamente a digestibilidade da proteína, pois diminuem a hidrólise da proteína, perturbam a absorção de peptídeos e aminoácidos e, conseqüentemente, aumentam as perdas de nitrogênio (N) de origem endógena e exógena. A baixa digestibilidade da proteína pode também ser resultado da fibra das leguminosas agindo como uma barreira física às enzimas proteolíticas (SALGADO et al., 2003).

As amostras de polpa apresentaram maior valor de proteínas resistentes que as amostras de resíduos. Esse resultado pode ser explicado por alguns fatores: as polpas podem apresentar em sua composição proteínas que não são tão bem diferidas por pepsina e sim por outras enzimas, como a tripsina; pela possível presença de inibidores de protease em maior quantidade nas polpas (RIBEIRO et al., 2017; SALGADO et al., 2003). Os valores de proteínas encontrados foram próximos aos encontrados em outros vegetais, como uva (7,20%), maçã com casca (4,25%) e tomate (8,08%) (GONI et al., 2009).

As amostras de umbu maduro apresentaram resultados superiores que as amostras de umbu

semi-maduro. Durante a maturação dos frutos, ocorrem reações químicas em diversos nutrientes, incluindo as proteínas. Essas reações podem ter propiciado um aumento das proteínas resistentes nas amostras maduras.

As proteínas podem ter o potencial de influenciar a saúde do consumidor, seja exercendo efeitos nutracêuticos, antinutricionais ou alergênicos. Durante o tratamento térmico e digestão gastrointestinal as proteínas podem sofrer modificações imprevisíveis, seja pela degradação ou clivagem de peptídeos, modificando o número de sítios de clivagem de proteases presentes e as propriedades de ionização do peptídeo. A pepsina é a única enzima proteolítica do estômago humano, no entanto, existem muitas isoformas. O conteúdo de pepsina no estômago varia com os indivíduos (WANG et al., 2015).

O conteúdo de minerais se apresentou expressamente elevado, no entanto, esse valor pode ser resultado da simulação gastrointestinal, uma vez que se adiciona sais para simular os sais biliares e bicarbonato de sódio para aumentar a acidez até o valor semelhante ao da digestão real. Assim, esses minerais podem ter se aderido às fibras e durante a centrifugação se acumularam juntamente com as amostras. Esse resultado mostra uma limitação em quantificar as frações não digeríveis por esse método, o que pode ocasionar erros enormes de resultados. Neste caso, não podemos dizer quais amostras apresentaram maiores ou menores valores de minerais, já que os resultados com diferenças estatísticas podem ser devido a uma maior ou menor absorção de minerais durante a digestão devido à diferença na composição química. Para estudos futuros, sugerimos a avaliação da quantidade a ser adicionada de sais que não interfere no valor dos minerais ou de melhorias no método visando retirar essa interferência.

As amostras de seriguela apresentaram valores maiores de taninos condensados que as amostras de umbu. As amostras de cascas de umbu apresentaram valores superiores que as amostras de polpa. Os resultados obtidos foram superiores que os encontrados em cereja (0,11%), ameixa (0,11%), morango (0,12%), maçã com casca (0,20%), pêra com casca (0,29%) e inferiores que o encontrado em uva (18,51%) e caju (8,8%) (GONI et al., 2009). Esses resultados mostram o potencial funcional das fibras dos frutos de umbu e seriguela, bem como dos seus resíduos.

Os resultados de lignina foram muito baixos, mas o que é compreensível devido ao elevado teor de minerais, os quais são descontados na análise. Desta forma, é possível dizer que sem uma otimização adequada da metodologia para obtenção dos resíduos pós simulação gastrointestinal não é possível estimar com precisão a quantidade de cada constituinte dessa fração. Assim, fica mais evidente a necessidade de estudos futuros nessa parte.

### **4.3 Conclusão**

Os resultados obtidos neste capítulo mostram que a execução da caracterização da fração indigerível não foi satisfatória, sendo indicativo de presença de interferentes nas amostras recorrentes do processo de simulação da digestão. Assim, sugestões para trabalho futuros são a otimização de um método para obtenção dos resíduos não digeríveis sem a presença de interferentes, como minerais.

## Referências Bibliográficas

- ADDUL-HAMID, A.; LUAN, Y. S. Functional properties of dietary fibre prepared from defatted rice bran. **Food Chemistry**, v. 68, p.15–19, 2000.
- AFAGHI, A.; KORDI, A.; SABZMAKAN, L. **Effect of fibre and low glycemic load diet on blood glucose profile and cardiovascular risk factors in diabetes and poorly controlled diabetic subjects**. Glucose intake and utilization in pre-diabetes and diabetes. Part I, (pp. 133–145), London, UK: Academic press, 2015.
- AGRA, M. F.; BARACHO, G. S.; NURIT, K.; BASÍLIO, I. J. L. D.; COELHO, V. P. M. Medicinal and poisonous diversity of the flora of ‘Cariri Paraibano’, Brazil. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 2, p. 383–395, 2007.
- AKKARACHITASIT, S.; SIRICHAJ, A.; SUMRIT, W. S. Y. Amylase inhibitory activity and anti hyperglycemic effect of cyanidin and its derivatives. **The Thai Journal of Pharmaceutical Sciences**, v.1, p. 45-9, 2010.
- AKTER, S.; AHMED, M.; EUN, J. B. Dietary fibre components, antioxidant activities and hydration properties of ripe persimmon (*Diospyros kaki* L. cv. Daebong) peel powders as affected by different washing treatments. **International Journal of Food Science & Technology**, v. 45, p. 1464-1471, 2010.
- ALBISHI, T.; JOHN, J. A.; AL-KHALIFA, A. S.; SHAHIDI, F. Phenolic content and antioxidant activities of selected potato varieties and their processing by-products, **Journal Functional Foods**, v.5, p. 590-600, 2013.
- ALBUQUERQUE, E. M. B.; ALMEIDA, F. A. C.; GOMES, J. P.; ALVES, N. M. C.; SILVA, W. P. Production of “peanut milk” based beverages enriched with umbu and guava pulps. **Journal of the Saudi Society of Agricultural Sciences**, v. 14, p. 61–67, 2015.
- ALBUQUERQUE, J. G.; DUARTE, A. M.; CONCEIÇÃO, M. L.; AQUINO, J. S. Integral utilization of seriguela fruit (*Spondias purpurea* L.) in the production of cookies. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 38, n. 3, 2016.
- ALMEIDA, A. L. S.; ALBUQUERQUE, U. P.; CASTRO, C. C. Reproductive biology of *Spondias tuberosa* Arruda (Anacardiaceae), an endemic fructiferous species of the caatinga (dry Forest), under different management conditions in northeastern Brazil. **Journal of Arid Environments**, v. 75, p. 330-337, 2011.
- AMARO, C. A. B.; GONZALEZ-CORTAZAR, M.; HERRERA-RUIZ, M.; ROMAN-RAMOS, R.; AGUILLAR-SANTAMARIA, L.; TORTORIELLO, J.; JIMENEZ-FERRER, E. Hypoglycemic and hypotensive activity of a root extract of *Simulium aristolochiifolia*, standardized on N-trans-feruloyl-tyramine. **Molecules**, v. 19, p. 11366-11384, 2014.
- AMIRA, A.; GUIDO, F.; BEHIJA, S. E.; MANEL, I.; NESRINE, Z.; ALI, F.; MAHOMED, H.; NOUREDDINE, H. A.; LOFTI, A. Chemical and aroma volatile compositions of date palm (*Phoenix dactylifera* L.) fruits at three maturation stages. **Food Chemistry**, v. 127, p. 1744-1754, 2011.
- AMIRA, A.; BEHIJA, S. E.; BELIGH, M.; LAMIA, L.; MANEL, I.; MAHOMED, H.; LOTFI, A. Effects of the Ripening Stage on Phenolic Profile, Phytochemical Composition and Antioxidant Activity of Date Palm Fruit.

**Journal of Agric. Food Chemistry**, v. 60, p. 10896–10902, 2012.

AOAC (Association of Official Analytical Chemists). **Official methods of analysis of the AOAC International**. Virginia: AOAC, 2007.

ARA, S.; MORAIS, S. M.; MARQUES, M. M. M.; LIMA, D. M.; SANTOS, S. C. C.; ALMEIDA, R. R.; VIEIRA, I. G. P.; GUEDES, M. I. F. Antiviral activities of extracts and phenolic components of two *Spondias* species against dengue vírus. **The Journal of Venomous Animals and Toxins including Tropical Diseases**, v. 17, p. 406-413, 2011.

ARAÚJO, E. L.; CASTRO, C. C.; ALBUQUERQUE, U. P. Dynamics of Brazilian caatinga - a review concerning plants, environment and people. **Functional Ecosystems and Communities**, v. 1, p. 15-28, 2007.

ARAÚJO, N. G.; BARBOSA, F. F. Bebida láctea com leite caprino e soro caprino é alternativa para aproveitamento da polpa de umbu. **Rev. Inst. Laticínios Cândido Tostes**, v. 70, p. 85-92, 2015.

ARRANZ, S.; SAURA-CALIXTO, F. D.; SHARA, S.; KROON, P. High contents of nonextractable polyphenols in fruits suggest that polyphenol contents of plant food have been underestimated. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 57, p. 7298-7303, 2009.

ASHIHARA, H. Plant biochemistry trigonelline biosynthesis in *Coffea arabica* and *Coffea canephora*. In: PREEDY, V. R. **Coffe in health and disease prevention**. Elsevier, 2015.

ASP, N. G.; JOHANSSON, C. G.; HALLMER, H.; SILJESTROM, M. Rapid enzymatic assay of insoluble and soluble dietary fiber. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 31, n. 3, p. 476-482, 1983.

AZEVEDO-MELEIRO, C. H.; RODRIGUEZ-AMAYA, D. B. Confirmation of the identify of the carotenoids of tropical fruits by HPLC-DAD and HPLC-MS. **Journal of Food Composition and Analysis**, v. 17, p. 385-396, 2004.

AYALA-ZAVALA, J. F.; VEGA-VEGA, V.; ROSAS-DOMINGUEZ, C.; PALAFOZ-CARLOS, H.; VILLA-RODRIGUEZ, J. A.; SIDDIQUI, M. Agro-industrial potential of exotic fruti byproducts as a source of food additives. **Food Research International**, v. 55, p. 1866-1874, 2011.

AYOKA, A. O.; AKOMOLAFE, R. O.; AKINSOMISOYE, O. S.; UKPONMWAN, O. E. Medicinal and economic value of *Spondias mombin*. **African Journal of Biomedical Research**, v. 11, p. 129–136, 2008.

BALUCHNEJAADMOJARAD, T., RABIEE, N., ZABINHEJAD, S., & ROGHANI, M. (2017). Ellagic acid exerts protective effect in intrastriatal 6-hydroxydopamine rat model of Parkinson's disease: Possible involvement of ERb/Nrf2/HO-1 signaling. *Brain Research*, 1662, 23–30. <https://doi.org/10.1016/j.brainres.2017.02.021>.

BALLESTEROS, L. F.; TEIXEIRA, J. A.; MUSSATO, S. I. Selection of the Solvent and Extraction Conditions for Maximum Recovery of Antioxidant Phenolic Compounds from Coffee Silverskin. **Food Bioprocess Technology**, v. 7, p. 13221332, 2014.

BARCIA, M. T.; JACQUES, A. C.; PERTUZATTI, P. B.; ZAMBIAZI, R. C. Determinação de ácido ascórbico e

tocoferóis em frutas por CLAE. **Ciências Agrárias**, v. 31, p. 381-390, 2010.

BASTOS, J. S.; MARTINEZ, E. A.; SOUZA, S. M. A. Características físico-químicas da polpa de umbu (*Spondias tuberosa* Arruda Câmara) comercial: efeito da concentração. **J. Bioen. Food Sci.**, v. 3, p. 11-16, 2016.

BELGUIDOUM, K.; AMIRA-GUEBAILIA, H.; BOULMOKH, Y.; HOUACHE, O. HPLC coupled to UV-Vis detection for quantitative determination of phenolic compounds and caffeine in different brands of coffee in the Algerian market. **Journal of the Taiwan Institute of Chemical Engineers**, v. 45, p. 1314-1320, 2014.

BERNI, P.; CAMPOLI, S. S.; NEGRI, T. C.; TOLEDO, N. M. V. de; CANNIATTI-BRAZACA, S. G. Non-conventional tropical fruits: characterization, antioxidant potential and carotenoid bioaccessibility. **Plant Foods for Human Nutrition**, v. 74, p. 141-148, 2019.

BICHO, N. C. et al. Use of colour parameters for roasted coffee assessment. **Food Science and Technology**, v. 32, n. 3, p. 436-442, 2012.

BIRT, D. F.; JEFFERY, E. Flavonoids. **Advances in Nutrition**, v. 4, p. 576-577, 2013.

BONILLA-HERMOSA, V. A.; DUARTE, W. F.; SCHWAN, R. F. Utilization of coffee by-products obtained from semi-washed process for production of value-added compounds. **Bioresource Technology**, v.166, p. 142-150, 2014.

BOBBIO, F. O; BOBBIO, P.A. Introdução à química de alimentos. 1. ed. São Paulo: Varela, 1989. 225p

BOYER, J.; BROWN, D.; LIU, R. H. In vitro digestion and lactase treatment influence uptake of quercetin and quercetin glucoside by the Caco-2 cell monolayer. **Nutr J**, v. 4, p. 1-6, 2005.

BRAGA, R. Plantas do Nordeste, especialmente do Ceará. 2. ed. Natal: Ed. Universitária UFRN, 1960. 540 p.

BRANDÃO, T.S.O de, et al. Changes in enzymes, phenolic compounds, tannins, and vitamin C in various stages of jambolan (*Syzygium cumini* Lamark) development. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, vol.31, n.4, pp. 849-855, 2011.

BRANDÃO, E. M.; ANDRADE, C. T. Influência de Fatores Estruturais no Processo de Gelificação de Pectinas de Alto Grau de Metoxilação. **Polímeros: Ciência e Tecnologia**, p. 38 - 44, 1999.

BRASIL. Resolução RDC n.263, de 22 de setembro de 2005. Ministério da Saúde, Agência Nacional de Vigilância Sanitária, 2005.

BRASIL. Resolução RDC n.54, de 12 de novembro de 2012. Ministério da Saúde, Agência Nacional de Vigilância Sanitária, 2012.

CAFFALL, K. H.; MOHNEN, D. The structure, function, and biosynthesis of plant cell wall pectic polysaccharides. **Carbohydrate research**, v. 344, n. 14, p. 1879-1900, 2009. ISSN 0008-6215.

CÂNDIDO, T. L. N.; SILVA, M. R.; AGOSTINI-COSTA, T. S. Bioactive compounds and antioxidant capacity of buriti (*Mauritia flexuosa* L.f.) from the Cerrado and Amazon biomes. **Food Chemistry**, v. 177, p. 313-319, 2015.

CANTERI, M. H. G.; MORENO, L.; WOSIACKI, G.; SHEER, A. P. Pectina: da Matéria-Prima ao Produto Final. **Polímeros**, vol. 22, n. 2, p. 149-157, 2012

CAPITANI, M. I.; SPOTORNO, V.; NOLASCO, S. M.; TOMÁS, M. C. Physicochemical and functional characterization of by-products from chia (*Salvia hispanica* L.) seeds of Argentina. **LWT – Food Science and Technology**, v. 45, p. 94-102, 2012.

CARVALHO, J. M.; MAIA, G. A.; FONSECA, A. V. V.; SOUSA, P. H. M.; RODRIGUES, S. Effect of processing on physicochemical composition, bioactive compounds and enzymatic activity of yellow mombin (*Spondias mombin* L.) tropical juice. **J Food Sci Technol**, v. 52, p. 1182-1187, 2015.

CAVALCANTI, N. B.; RESENDE, G. M.; BRITO, L. T. L. Desenvolvimento do umbuzeiro (*Spondias tuberosa* Arruda.) na região semi-árida do Nordeste brasileiro. **Ciência e Agrotécnica**, v. 23, p. 212–213, 1999.

CAVALCANTI, N. B.; RESENDE, G. M.; BRITO, L. T. L. Emergência e crescimento de plântulas de umbuzeiro (*Spondias tuberosa* Arruda) em diferentes substratos. **EMBRAPA–CPATSA** (Boletim de Pesquisa, 58), p. 19, 2001.

CHANTARO, P.; DEVAHASTIN, S.; CHIEWCHAN, N. Production of antioxidant high dietary fiber powder from carrot peels. **LWT - Food Science and Technology**, v. 41, p. 1987-1994, 2008.

CHAPLIN, M. F. Fibre and water binding. **Proceedings of the Nutrition Society**, v. 62, p. 223-227, 2003.

CHAU, C. F.; WANG, Y. T.; WEN, Y. L. Different micronization methods significantly improve the functionality of carrot insoluble fibre. **Food Chemistry**, v. 100, p. 1402-1408, 2007.

CHEN, H.; ZHANG, M.; XIE, B. Quantification of Uronic Acids in Tea Polysaccharide Conjugates and Their Antioxidant Properties. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 52, 2004.

CHIM, J. F.; ZAMBIAZI, R. C.; BRUSCATTO, M. H. Doces em massa *light* de morango: caracterização físico-química e sensorial. **Alim. Nutr.**, Araraquara v.17, n.3, p.295- 301, jul./set. 2006.

CHUMNANPAISONT, N.; NIAMNUY, C.; DEVAHASTIN, S. Mathematical model for continuous and intermittent microwave-assisted extraction of bioactive compound from plant material: Extraction of  $\beta$ -carotene from carrot peels. **Chemical Engineering Science**, v. 116, p. 442-451, 2014. ISSN0009-2509.

COELHO, E. M.; AZEVÊDO, L.C.; VIANA, A. C.; RAMOS, I. G.; GOMES, R. G.; LIMA, M. S.; UMSZA-GUEZ, M. A. Physico-chemical properties, rheology and degree of esterification of passion fruit (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa*) peel flour. **Journal of the science of food and agriculture**, 2017.

CONTI, M. C. M. D.; KITZBERGER, C. S. G.; SCHOLZ, M. B. S.; PRUDENCIO, S. H. Características físicas e químicas de cafés torrados e moídos exóticos e convencionais. **B.CEPPA**, v. 31, n. 1, p. 161-172, 2013.

- CORDEIRO, B. M. P. C.; SANTOS, N. D. L.; FERREIRA, M. R. A.; ARAUJO, L. C. C.; JUNIOR, A. R. C.; SANTOS, A. D. C. Hexane extract from *Spondias tuberosa* (Anacardiaceae) leaves has antioxidant activity and is an anti-*Candida* agent by causing mitochondrial and lysosomal damages. **BMC Complementary and Alternative Medicine**, v.18, n.1, 2018.
- CORREIA, R. T. P.; BORGES, K. C.; MEDEIROS, M. F.; GENOVESE, M. I. Bioactive compounds and phenolic-linked functionality of powdered tropical fruit residues. **Food Science and Technology International**, v. 18, 2011.
- COSTA, F. R. B.; SILVA, M. M. A.; ARAÚJO, V.S. Uso sustentável do umbuzeiro: estratégia de convivência com o semiárido. Campina Grande: INSA, 15p.: il. 2015a.
- COSTA, F. R.; RÊGO, E. R.; RÊGO, M. M.; NEDER, D. G.; SILVA, S. M.; SCHUNEMANN, A. P. P. Análise biométrica de frutos de umbuzeiro do semiárido brasileiro. **Biosci. J.**, v. 31, p. 682-690, 2015b.
- CUI, S. W. Food carbohydrates: chemistry, physical properties, and applications. Boca Raton: Taylor & Francis, 2005. 418 p
- CUPPARI L. **Nutrição clínica no adulto – Guia de medicina ambulatorial e hospitalar** (UNIFESP/Escola Paulista de Medicina).1 ed. São Paulo: Manole, 2002.
- DELPINO-RUIS, A.; ERAS, J.; VILARÓ, F.; CUBERO, M. A.; BALCELLS, M.; CANELA-GARAYOA, R. Characterisation of phenolic compounds in processed fibres from the juice industry. **Food Chemistry**, v. 172, p. 575-584, 2015.
- DUARTE, W. F.; DIAS, D. R.; OLIVEIRA, J. M.; TEIXEIRA, J. A.; ALMEIDA E SILVA, J. B.; SCHWAN, R. F. Characterization of different fruit wines made from cacao, cupuassu, gabiroba, jaboticaba and umbu. **Food Science and Technology**, v. 43, p. 1564-1572, 2010.
- DUBEY, S. K.; BATRA, A. Anti diabetic activity of *Thuja occidentalis* Linn. **Res J Pharm Technol.**, v. 1, p. 3625, 2008.
- DUBEY, S. K.; BATRA, A. Antioxidant activities of *Thuja occidentalis* Linn. **Asian J Pharm Clin Res.**, v. 2, p. 73-6, 2009.
- DUTRA, R. L. T.; DANTAS, A. M.; MARQUES, D. A.; BATISTA, J. D. F.; MEIRELES, B. R. L. A.; CORDEIRO, A. M. T. M.; MAGNANI, M.; BORGES, G. S. C. Bioaccessibility and antioxidant activity of phenolic compounds in frozen pulps of Brazilian exotic fruits exposed to simulated gastrointestinal conditions. **Food Research International**, v. 100, p. 650-657, 2017.
- ELLEUCH, M.; BEDIGIAN D.; ROISEUX O.; BESBES S.; BLECKER C.; ATTIA H. Dietary fibre and fibre-rich by-products of food processing: Characterisation, technological functionality and commercial applications: A review. **Food Chemistry**, v.124, p. 411–421, 2011.
- ENGELS, C.; GRATER, D.; ESQUIVEL, P.; JIMÉNEZ, V. M.; CANZLE, M. G.; SCHIEBER, A. Characterization of phenolic compounds in jocote (*Spondias purpurea* L.) peels by ultra high-performance liquid

- chromatography/electrospray ionization mass spectroetry. **Food Reserach International**, v. 46, p. 557-562, 2012.
- ESCALADA-PLA, M. F.; PONCE, N. M.; STORTZ, C. A.; GERSCHENSON, L. N.; ROJAS, A. M. Composition and functional properties of enriched fiber products obtained from pumpkin (*Curcubita moschata* Duchesne ex Poiret). **LWT**, v. 40, p. 1176-1185, 2007.
- EVANS, L. S.; TRAMONTANO, W. A. Trigonelline and promotion od cell arrest in G2 of various legumes. **Phytochemistry**, V. 23, p. 1837-1840, 1984.
- FALCÃO, L; ARAÚJO, M. E. M. Tannins characterization in historic leathers by complementary analytical techniques ATR-FTIR, UV-Vis and chemical tests. **Journal of Cultural Heritage**, v. 14, p. 499-508, 2013.
- FAO. (2014). Food and Agriculture Organization of the United Nations. FAOSTAT. Disponível em: <<http://faostat.fao.org/site/609/DesktopDefault.aspx?PageID=609#ancor>>. Acesso em: 08/11/2017.
- FARAG, M. A.; PORZEL, A.; WESSJOHANN, L. A. Unraveling the active hypoglycemic agent trigonelline in *Balanites aegyptiaca* date fruit using metabolite fingerprinting by NMR. **Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis**, v. 115, p. 383-387, 2015.
- FEMENIA, A.; SELVENDRAN, R. R.; RING, S. G.; ROBERTSON, J. A. Effects of heat treatment and dehydration on properties of cauliflower fiber. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 47, p. 728-732, 1999.
- FENG, K.; HU, W.; JIANG, A.; XU, Y.; SARENGAOWA; LI, X.; BAI, X. Growth Potential of *Listeria Monocytogenes* and *Staphylococcus Aureus* on Fresh-Cut Tropical Fruits. **Journal of food science**, v. 80, p.M2548-M2454, 2015.
- FERRAZ, V. P. *Métodos cromatográficos para a análise de aminoácidos e açúcares em sementes de Canavalia gladiata*. 1991. 83 f. Dissertação (Mestrado em Química) - Instituto de Ciências Exatas, Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte,1991.
- FERREIRA-JÚNIOR, W. S.; LADIO, A. H.; ALBUQUERQUE, U. P. Resilience and adaptation in the use of medicinal plants with suspected anti-inflammatory activity in the Brazilian Northeast. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 1, p. 238–52, 2011.
- FIGUEIRÊDO, C. B. M.; ALVES, L. D. S.; SILVA, C. C. A. R.; SOARES, M. F. L. R.; FERREIRA, P. A.; SILVA, R. M. F.; ROLIM-NETO, P. J. Doseamento de flavonoides totais das partes aéreas de *Thuja occidentalis* Linn. (Cupressaceae). **Revista de Ciências Farmacêuticas Básica e Aplicada**, v. 36, p. 509-516, 2015.
- FIGUEROLA, F.; HURTADO, M. L.; ESTÉVEZ, A. M.; CHIFFELLE, I.; ASENJO, F. Fibre concentrates from apple pomace and citrus peel as potential fibre sources for food enrichment. **Food Chemistry**, v. 91, p, 395–401, 2005.
- FLEURY, N; LAHAYE, M. Chemical and physico-chemical characterizatiønn of fibres from *Laminaria digitata* (Kombu Breton): a physiological approach. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 55, p. 389-400, 1991.

FRANCA, A. S.; OLIVEIRA, L. S. Coffee Processing Solid Wastes: Current Uses and Future Perspectives. In: ASHWORTH, G. S.; AZEVEDO, P. **Agricultural Wastes (Agricultural issues and Policies Series)**. 1. ed. p. 155-189, 2009.

FREO, J. D.; MORAES, L. B. D.; COLUSSI, R.; MOSSMANN, J.; ELIAS, M. C.; GUTKOSKI, L. C. Propriedades físicas e tecnológicas de farinha de trigo tratada com terra diatomácea. **Ciência Rural**, v. 41, n. 6, 2011.

FUENTES-ALVENTOSA, J. M.; RODRÍGUEZ-GUTIÉRREZ, G.; JARAMILLO-CARMONA, S.; ESPEJO-CALVO, J. A.; RODRÍGUEZ-ARCOS, R.; FERNÁNDEZ-BOLAÑOS, J.; GUILLÉN-BEJARANO, R.; JIMÉNEZ-ARAUJO, A. Effect of extraction method on chemical composition and functional characteristics of high dietary fibre powders obtained from asparagus by-products. **Food Chemistry**, v. 113, p. 665-671, 2009.

GACHET, M. S.; LECARO, J. S.; KAISER, M.; BRUN, R.; NAVARRETE, H.; MUÑOZ, R. A. Assessment of anti-protozoal activity of plants traditionally used in Ecuador in the treatment of leishmaniasis. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 128, p. 184–197, 2010.

GALVÃO, M. S.; NARAIN, N.; SANTOS, M. S. P.; NUNES, M. L. Volatile compounds and descriptive odor attributes in umbu (*Spondias tuberosa*) fruits during maturation. **Food Research International**, v. 44, p. 1919-1926, 2011.

GARAU, M. C.; SIMAL, S.; ROSSELLO, C.; FEMENIA, A. Effect of air-drying temperature on physico-chemical properties of dietary fibre and antioxidant capacity of orange (*Citrus aurantium* v. Canoneta) by-products. **Food Chemistry**, v. 104, p. 1014–1024, 2007.

GIAMPIERI, F.; FORBES-HERNANDEZ, T. Y.; GASPARRINI, M.; AFRIN, S.; CIANCIOSI, D.; REBOREDO-RODRIGUEZ, P.; VARELA-LOPEZ, A.; QUILES, J. L.; MEZZETTI, B.; BATTINO, M. The healthy effects of strawberry bioactive compounds on molecular pathways related to chronic diseases. **Annals of the New York Academy of Sciences**, v. 1398, p. 62-71, 2017.

GOÑI, I.; DÍAZ-RUBIO, M. E.; PÉREZ-JIMÉNEZ, J.; SAURA-CALIXTO, F. Towards an updated methodology for measurement of dietary fiber, including associated polyphenols, in food and beverages. **Food Research International**, v. 42, p. 849-846, 2009.

GONZALES, G. B.; RAES, K.; VANHOUTTE, H.; COELUS, S.; SMAGGHE, G.; CAMP, J. V. Liquid chromatography-mass spectrometry coupled with multi variate analysis for the characterization and discrimination of extractable and nonextractable polyphenols and glucosinolates from red cabbage and Brussels sprout waste streams. **Journal of Chromatography A**, v. 1402, p. 60-70, 2015.

GOMIDE, J. L.; DEMUNER, B.J. Determinação do teor de lignina em material lenhoso: Método Klason modificado. **O papel**, 1986.

GOUVÊA, R. F.; RIBEIRO, L. O.; SOUZA, E. F.; PENHA, E. M.; MATTÁ, V. M.; FREITAS, S. P. Effect of enzymatic treatment on the rheological behavior and vitamin C content of *Spondias tuberosa* (umbu) pulp. **J. Food Sci Technol**, v. 54, p. 2176-2180, 2017.

GIULIETTI, A. M.; HARLEY, R. M.; QUEIROZ, L. P.; BARBOSA, M. R. V.; BOCAGE NETA, A. L.;

- FIGUEIREDO, M. A. Espécies endêmicas da Caatinga. In: SAMPAIO, E. V. S. B.; GIUIETTI, A. M.; VÍRGINIO, J.; GAMARRA-ROJAS, C. F. L. (Ed.), **Vegetação e Flora da Caatinga**. Recife: Associação de Plantas do Nordeste, 2002. p. 103-118.
- GRILO, E. C.; COSTA, P. N.; LIMA, M. S. R.; RIBEIRO, P. P. C.; BESERRA, A. F. L.; DIMENSTEIN, R. Determinação de vitamina E na castanha de caju e sua relação com a recomendação nutricional em humanos. **Revista do Instituto Adolfo Lutz**, v. 72, n.1, p. 41-46, 2013.
- HAJMOHAMMADI, A.; PIROUZIFARD, M.; SHAHEDI, M.; ALIZADEH, M. Enrichment of a fruit-based beverage in dietary fiber using basil seed: effect of carboxymethyl cellulose and gum tragacanth on stability. **LWT**, v. 74, p. 84-91, 2016.
- HASSAN, F. A.; ISMAIL, A.; HAMID, A. A.; AZLAN, A.; AL-SHERAJI, S. H. Characterisation of fibre-rich powder and antioxidant capacity of *Mangifera pajang* K. fruit peels. **Food Chemistry**, v.126, p. 283–288, 2011.
- HONORATO, A. C.; DIAS, C. B. R.; SOUZA, E. B.; CARVALHO, I. R. B.; SOUSA, K. S. M. Parâmetros físico-químicos de polpas de fruta produzidas na cidade de Petrolina-PE. **Revista Verde**, v. 10, p. 01-05, 2015.
- INOUE, K. H.; HAGERMAN, A. E. Determination of gallotannins with rhodanine, **Anal. Biochem.**, v. 169, p. 363–369, 1988.
- IBGE - INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. Produção extrativa vegetal. Rio de Janeiro: IBGE, 2019. Disponível em: <<http://www.ibge.gov.br>>. Acesso em: 04 Jun. 2019.
- IBRAF. (2015). Brazilian Institute of Fruits. Brazilian fruits in demand. Disponível em: <[http://www.ibraf.org.br/imprensa/0901\\_FrutasBrasileirasAscensao.asp](http://www.ibraf.org.br/imprensa/0901_FrutasBrasileirasAscensao.asp)>. Acesso em: 08/11/2017.
- JARA-PALACIOS, M. J.; GONÇALVES, S.; HERNANZ, D.; HEREDIA, F. J.; ROMANO, A. Effects of in vitro gastrointestinal digestion on phenolic compounds and antioxidant activity of different white winemaking byproducts extracts. **Food Research International**, v. 109, p. 433-439, 2018.
- JÚNIOR, H. P. L.; LEMOS, A. L. A.; Vitamina A. **Diagn Tratamento**, v. 15, n.3, p. 122-124, 2010.
- JUNQUEIRA, L. C. e CARNEIRO, J. **Biologia celular e molecular**. 8ªed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2005.
- KANTEREWICZ, R. J. de et al. Water-oil absorption index (WOAI): A simple method for predicting the emulsifying capacity of food proteins. **Journal Food Science**, v. 52, n. 5, p. 1381-1383, 1987.
- KHANDABAE, K., & VAN REE, T. Tannins: classification and definition. **Natural Product Reports**, 18, 641-649, 2002.
- KIM, H.; PARK, S. J.; HYUN, S.; YANG, S.; LEE, J.; AUH, J.; KIM, J.; CHO, S.; MARRIOTT, P. J.; CHOI, H. Biochemical monitoring of black raspberry (*Rubus coreanus* Miquel) fruits according to maturation stage by <sup>1</sup>H NMR using multiple solvent systems. **Food Research International**, v. 44, p. 1977-1987, 2011.

- KING, A.D.; BOLIN, H.R. Physiological and microbiological storage stability of minimally processed fruits and vegetables. **Food Technology**, v.43, p. 132-136, 1989.
- KINSELLA, J. E. Functional properties of proteins in foods. **Critical Reviews in Foods Science and Nutritional**, v.1, n.3, p. 219-280, 1976.
- KOZIOL, M. J.; MACÍA, M. J. Chemical composition, nutritional evaluation, and economic prospects of *Spondias purpurea* (Anacardiaceae). **Economic Botany**, v. 53, n. 4, p. 373-380, 1998.
- KUDANGA, T.; NEMADZIVA, B.; ROES-HILL, M. Laccase catalysis for the synthesis of bioactive compounds. **App Microbiol Biotechnol**, v. 101, p. 13-33, 2017.
- LARRAURI, J. A. New approaches in the preparation of high dietary fiber powders from fruit by-products. **Food Science & Technology**, n. 10, p. 3-8, 1999.
- LEÃO, D. P.; BOTELHO, B. G.; OLIVEIRA, L. S.; FRANCA, A. S. Potential of pequi (*Caryocar brasiliense* Camb.) peels as source of highly esterified pectins obtained by microwave assisted extraction. **LWT**, v. 87, p. 575-580, 2018.
- LEÃO, D. P.; FRANCA, A. S.; OLIVEIRA, L. S.; BASTOS, R.; COIMBRA, M.A. Physicochemical characterization, antioxidant capacity, total phenolic and proanthocyanidin content of flours prepared from pequi (*Caryocar brasiliense* Camb.) fruit by-products. **Food Chemistry**, v. 225, p. 146-153, 2017.
- LECUMBERRI, E.; MATEOS, R.; ISQUIERDO-PULIDO, M.; RUPÉREZ, P.; GOYA, L.; BRAVO, L. Dietary fibre composition, antioxidant capacity and physico-chemical properties of a fibre-rich product from cocoa (*Theobroma cacao* L.). **Food Chemistry**, v. 104, p. 948-954, 2007.
- LEON, J.; SHAW, P. E. Spondias: the red mombin and related fruits. In: NAGY, S.; SHAW, P.E.; WARDOWSKI, W.F. (Ed.). **Fruits of tropical and subtropical origin, composition, properties and uses**. Lake Alfred, Flórida, Florida Science Source, 1990. p. 116-126.
- LICHTENTHALER, H.K., BUSCHMANN, C. (2001). Chlorophylls and carotenoids: Measurement and characterization by UV-VIS spectroscopy. **Current protocols in food analytical chemistry**, 4.3.1-F4.3.8.
- LIMA, I. C. G. S.; MELEIRO, C. H. A. Desenvolvimento, avaliação físico-química e sensorial de geléia e doce de corte de seriguela (*Spondias purpurea* L.) visando o crescimento da cadeia produtiva do fruto. **Boletim do Centro de Pesquisa e Processamento de Alimentos**, v. 30, n.2, p. 221-232, 2012.
- LISBOA, C. G. C.; FIGUEIREDO, R. M. F.; QUEIROZ, A. J. M. Armazenamento de figo-da-índia em pó. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 12, n. 2, 2012.
- LOPÉZ-VARGAS, J.; FERNÁNDEZ-LÓPEZ, J.; PÉREZ-ÁLVAREZ, J. A.; VIUDA-MARTOS, M. Chemical, physico-chemical, technological, antibacterial and antioxidant properties of dietary fiber powder obtained from yellow passion fruit (*Passiflora edulis* var. *flavicarpa*) co-products. **Food Research International**, v. 51, p. 756-763, 2013.

- MABRY, T. J.; MARKHAM, K. R.; THOMAS, M. B. **The systematic identification of flavonoids**. Springer: Berlin, 1970. p.51-2.
- MACHADO, H.; NAGEM, T. J.; PETERS, V. M.; FONSECA, C. S.; OLIVEIRA, T. T. Flavonóides e seu potencial terapêutico. **Boletim do Centro de Biologia da Reprodução**, v. 27, n. 1/2, p. 33-39, 2008.
- MACRAE, R. Nitrogenous componentes. In: CLARKE, R. J.; MACRAE, R. **Coffee Technology**. v. 2, London, 1987.
- MAKKAR, H. P. S.; BLUMMEL, M.; BOROWY, N. K.; BECKER, K. Gravimetric determinations of tannins and their correlations with chemical and protein precipitation methods. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 6, p. 161-165, 1993.
- MARAN, J. P.; PRIYA, B. Ultrasound-assisted extraction of polysaccharide from *Nephelium lappaceum*L. fruit peel. **International Journal of Biological Macromolecules**, 2014.
- MARQUETTI, C. **Obtenção e caracterização de farinha de casca de jabuticaba (Plinia cauliflora) para adição em biscoito tipo cookie**. Dissertação (Mestrado Profissional em Tecnologia de Alimentos). Universidade Tecnológica Federal do Paraná, Londrina, 2014.
- MARTINÉZ, R.; TORRES, P.; MENESES, M. A.; FIGUEROA, J. G.; PÉREZ-ÁLVAREZ, J. A.; VIUDA-MARTOS, M. Chemical, technological and in vitro antioxidant properties of mango, guava, pineapple and passion fruit dietary fibre concentrate. **Food Chemistry**, v. 135, p. 1520-1526, 2012.
- MARTÍNEZ-CRUZ, O.; PAREDES-LÓPEZ, O. Phytochemical profile and nutraceutical potential of chia seeds (*Salvia hispanica* L.) by ultra high performance liquid chromatography. **Journal of Chromatography A**, v. 1346, p. 43-58, 2014.
- MARTINS, L. P.; SILVA, S. M.; ALVES, R. E.; FILGUEIRAS, H. A. C. Desenvolvimento de frutos de ciriguela (*Spondias purpurea* L.). **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 25, p. 11-14, 2003.
- MATSUI, A.; YIN, Y.; YAMANAKA, K.; IWASAKI, M.; ASHIHARA, H. Metabolic fate of nicotinamide in higher plants. **Physiologia Plantarum**, v. 131, p. 191-200, 2007.
- MELO, E. A.; MACIEL, M. I. S.; LIMA, V. L. A. G.; ARAÚJO, C. R. Teor de fenólicos totais e capacidade antioxidante de polpas congeladas de frutas. **Alimentos e Nutrição**, v. 19, n. 1, p. 67-72, 2008.
- MELO, E. A.; ANDRADE, R. A. M. S. Compostos bioativos e potencial antioxidante de frutos do umbuzeiro. **Alimentos e Nutrição**, v. 21, n. 3, p. 453-457, 2010.
- MELTON, L. D.; SMITH, B. G. Current Protocols in Food Analytical Chemistry. Journal Wiley, E3.2.1-E3.2.13, 2001.
- MENEZES, J. S.; CAMPOS, V. O.; COSTA, T. A. C. Desenvolvimento de dispositivo caseiro para dessalinização de água salobra a partir de sementes de umbu (*Spondias tuberosa Arruda Câmara*). **Química nova**, v. 35, p. 379-385, 2012.

- MENEZES, P. H. S.; SOUZA, A. A.; SILVA, E. S.; MEDEIROS, R. D.; BARBOSA, N. C.; SORIA, D. G.; Influence of the maturation stage on the physical-chemical quality of fruits of umbu (*Spondias tuberosa*). **Scientia Agropecuaria**, v. 8, p. 73-78, 2017.
- MERTENS, J.; GERMER, J.; SIQUEIRA-FILHO, J.A.; SAUERBORN, J. *Spondias tuberosa* Arruda (Anacardiaceae), a threatened tree of the Brazilian Caatinga? **Braz. J. biol.**, v. 77, p. 542-552, 2017.
- MILLER, A.; SCHAAL, B. A. Domestication of a mesoamerican cultivated fruit tree, *Spondias purpurea*. **PNAS**, v. 102, p. 12801-12896, 2005.
- MOLINO, S.; FERNÁNDEZ-MIYAKAWA, M.; GIOVANDO, S. Study of antioxidant capacity and metabolization of quebracho and chestnut tannins through *in vitro* gastrointestinal digestion-fermentation. **Journal of Functional Foods**, V. 49, P. 188-195, 2018.
- MONSOOR, M. A. Effect of drying methods on the functional properties of soy hull pectin. **Carbohydrate Polymers** 61 (2005) 362–367
- MOTASEMI, F.; ANI, F. N. A review on microwave-assisted production of biodiesel. **Renew Sustain Energy Review**, n.16, p.4719-4733,2012.
- MOURA, F. T.; SILVA, S. M.; MARTINS, L. P.; MENDONÇA, R. M. N., ALVESI, R. E.; FILGUEIRAS, H. A. C. Evolution of growth and maturation of fruit cajazeira (*Spondias mombin* L.). **Proceedings of the Interamerican Society for Tropical Horticulture Isth** v. 47, p. 231-233, 2003.
- MOURA, F. T.; SILVA, S. M.; SCHUNEMANN, A. P. P.; MARTINS, L. P. Frutos do umbuzeiro armazenado sob atmosfera modificada e ambiente em diferentes estádios de maturação. **Revista Ciência Agronômica**, v. 44, p. 764-772, 2013.
- MONTEIRO, M. C.; TRUGO, L. C. Determinação de compostos bioativos em amostras comerciais de café torrado. **Química Nova**, v. 28, n. 4, p. 637-641, 2005.
- MUÑOZ-LÓPEZ, C.; URREA-GARCIA, G. R.; JIMÉNEZ-FERNANDEZ, M.; RODRÍGUEZ-JIMÉNES, G. C.; LUNA-SOLANO, G. Efecto de los métodos de secado sobre las propiedades fisicoquímicas y térmicas de la ciruela mexicana (*Spondias purpurea* L.). **Journal of Food**, p. 127-134, 2017.
- MURILLO, E.; MELÉNDEZ-MARTÍNEZ, A. J.; PORTUGAL, F. Screening of vegetables and fruits from Panama of rich sources of lutein and zeaxanthin. **Food Chemistry**, v. 122, p. 167-172, 2010.
- MURILLO, E.; GIUFFRIDA, D.; MENCHACA, D.; DUGO, P.; TORRE, G.; MELÉNDEZ-MARTINEZ, A. J.; MONDELLO, L. Native carotenoids composition of some tropical fruits. **Food Chemistry**, v. 140, p. 825-836, 2013.
- MURTHY, P. S.; NAIDU, M. Sustainable management of coffee industry by products and value addition – a review. **Resources, Conservation and Recycling**, v. 66, p. 45-58, 2012.

MUSHTAG, M.; GANI, A.; GANI, A.; PUNOO, H. A.; MASSODI, F. A. Use of pomegranate peel extract incorporated zein film with improved properties for prolonged shelf life of fresh Himalayan cheese (Kalari/kradi). **Innovative Food Science and Emerging Technologies** 48 (2018) 25–32.

NADIA, T. C. L.; MACHADO, I. C.; LOPES, A. V. Polinização de *Spondias tuberosa* Arruda (Anacardiaceae) e análise da partilha de polinizadores com *Ziziphus joazeiro* Mart. (Rhamnaceae), espécies frutíferas e endêmicas da caatinga. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 30, p. 89-100, 2007.

NARAIN, N.; BORA, P. S.; HOLSCHUH, H. J.; VASCONCELOS, M. A. S. Variation in physical and chemical composition during maturation of umbu (*Spondias tuberosa*) fruits. **Food Chemistry**, v. 44, p. 255–259, 1992.

NASCIMENTO, J. C.; LAGE, L. F. O.; CAMARGOS, C. R. D.; AMARAL, J. C.; COSTA, L. M.; SOUSA, A. N.; OLIVEIRA, F. Q. Determinação da atividade antioxidante pelo método DPPH e doseamento de flavonoides totais em extratos de folhas da *Bauhinia variegata* L. **Rev. Bras. Farm.**, v. 92, p. 327-332, 2011.

NASCIMENTO, A. M. POLISSACARÍDEOS E METABÓLITOS SECUNDÁRIOS DE *Spilanthes oleracea* L. (JAMBU) Curitiba: Programa de Pós-Graduação em Bioquímica da Universidade Federal do Paraná, 2012. 100 p. (Dissertação: Mestrado em Ciências (Bioquímica)).

NAVARRO-GONZÁLEZ, I.; GARCÍA-VALVERDE, V.; GARCÍA-ALONSO, J.; PERIAGO, M. J. Chemical profile, functional and antioxidant properties of tomato peel fiber. **Food Research International**, v. 44, p. 1528–1535, 2011.

Nellis, S. C., Correia, A. de F. K., & Spoto, M. H. F. (2017). Extração e quantificação de carotenoides em minitomate desidratado (*Sweet Grape*) através da aplicação de diferentes solventes. **Brazilian Journal of Food Technology**, 20.

NERIS, T. S.; LOSS, R. A.; GUEDES, S. F. Caracterização físico-química da seriguela (*Spondias purpurea* L.) coletadas no município de Barra do Bugres/MT em diferentes estágios de maturação. *Natural Resources*, [s.l.], v. 7, n. 1, p. 9-18, 25 set. 2017.

NETO, E. M. F. L.; PERONI, N.; ALBUQUERQUE, U. P. Traditional knowledge and management of umbu (*Spondias tuberosa*, Anacardiaceae): an endemic species from the semi-arid region of northeastern Brazil. **Economic Botany**, v. 64, p. 11-21, 2010.

NETO, E. M. F. L.; PERONI, N.; MARANHÃO, C. M. C.; MACIEL, M. I. S.; ALBUQUERQUE, U. P. Analysis of umbu (*Spondias tuberosa* arruda (Anacardiaceae)) in different landscape management regimes, **Environ Monit Assess**, v. 184, p. 4489-4499, 2012.

NETO, L. G. M.; LIRA, J. S.; TORRES, M. M. F. S.; BARBOSA, I. C.; MELO, G. F. A.; SOARES, D. J. Development of a mixed drink made from hydrosoluble soybean extract, coconut water and umbu pulp (*Spondias tuberosa*). **Acta Scientiarum Technology**, v. 38, n. 3, 2016.

- OBANDA, M.; OWUOR, P. O. Flavanol Composition and Caffeine Content of Green Leaf as Quality Potential Indicators of Kenyan Black Teas. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 74, p. 209-215, 1997.
- OJESWI, B. K.; KHOOBCHANDANI, M.; HAZRA, D. K.; SRIVASTAVA, M. M. Protective effect of Thuja occidentalis against DMBA-induced breast cancer with reference to oxidative stress. **Hum Exp Toxicol.**, v. 29, p. 369-75, 2010.
- OLIVEIRA, C. F. P.; SOUZA, S. M. A.; MARTINEZ, E. A.; GUANAIS, A. L. S. R.; SILVA, C. M. R. Estudio del proceso de deshidratación osmótica de umbu (*Spondias tuberosa* Arruda Câmara). **Semina: Ciências Agrárias**, v. 34, n. 2, p. 729-740, 2013.
- OLIVEIRA, E. A.; BORGESM S. V.; FURTADO, A. A. L.; MODESTA, R. C. D.; GODOY, R. O. Heat processing (HTST) of umbu (*Spondias tuberosa* Arruda Câmara) pulp. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v. 31, p. 923-928, 2011.
- OMENA, C. M. B.; VALENTIM, I. B.; GUEDES, G. S.; RABELO, L. A.; MANO, C. M.; BECHARA, E. J. H.; SAWAYA, A. C. H. F.; TREVISAN, M. T. S.; COSTA, J. G.; FERREIRA, R. C. S.; SANT'ANA, A. E. G.; GOULART, M. O. F. Antioxidant, anti-acetylcholinesterase and cytotoxic activities of ethanol extracts of peel, pulp and seeds of exotic Brazilian fruits. **Food Research International**, v. 49, p. 334-344, 2012.
- OZBOY-OZBAS, O.; SEKER, I. T.; GOKBULUT, I. Effects of Resistant Starch, Apricot Kernel Flour, and Fiber-rich Fruit Powders on Low-fat Cookie Quality. **Food Sci. Biotechnol.**, v. 19, p. 979-986, 2010.
- PAGNUSSATT, F. A.; LIMA, V. R.; DORA, C. L.; COSTA, J. A. V.; PUTAUX, K.; BADIALE-FURLONG, E. Assessment of the encapsulation effect of phenolic compounds from *Spirulina* sp. *LEB-18* on their antifusarium activities. **Food Chemistry**, v. 211, p. 616-623, 2016.
- PAULA, N.; CARVALHO, C. D.; MATTA, V. M.; MENEZES, J. S.; LIMA, P. C.; PINTO, C. O.; CONCEIÇÃO, L. E. M. C. Produção e caracterização físico-química de fermentado de umbu. **Ciência Rural**, v. 42, n. 9, p. 1688-1693, 2012.
- PELLEGRINI, M.; LUCAS-GONZALEZ, R.; SAYAS-BARBERÁ, E.; FERNÁNDEZ-LOPEZ, J.; PÉREZ-ÁLVAREZ, J. A.; VIUDA-MARTOS, M. Bioaccessibility of phenolic compounds and antioxidant capacity of chia (*Salvia hispanica* L.) seeds. **Plant Foods Hum Nutr**, v. 73, p. 47-53, 2018.
- PINTO, A. C. Q. Seriguela, fruta exótica com crescente valor no mercado. **Informativo Sociedade Brasileira de Fruticultura**, v.16, p. 23-24, 1997.
- PLA, M. F. E.; URIBE, M.; FISSORE, E. N.; GERSCHENSON, L. N.; ROJAS, A. M. Influence of the isolation procedure on the characteristics of fiber-rich products obtained from quince wastes. **Journal of Food Engineering**, v. 96, p. 239-248, 2010.
- PRADO, D. E.; GIBBS, P. E. Patterns of species distributions in the dry seasonal forests of South America. **Annals of the Missouri Botanic Garden**, Saint Louis, v. 80, p. 902-927, 1993.
- QUEIROZ, D.; PAIVA, A. A.; PEDRAZA, D. F.; CUNHA, M. A. L.; ESTEVES, G. H.; LUNA, J. G.; DINIZ, A. S.

- Deficiência de vitamina A e fatores associados em crianças de áreas urbanas. **Rev. Saúde pública**, v. 47, n. 2, p. 248-256, 2013.
- RAGHAVENDRA, S. N.; SWAMY, S. R. R.; RASTOGI, N. K.; THARANATHAN, R. N. Grinding characteristics and hydration properties of coconut residue: A source of dietary fiber. **Journal of Food Engineering**, v. 72, p. 281286, 2006.
- RAMALHO, A. (2010). Vitamina A. São Paulo: ILSI Brasil-International Life Sciences Institute do Brasil. Funções plenamente reconhecidas de nutrients, v.4
- RAMOS, S. Effects of dietary flavonoids on apoptotic pathways related to cancer chemoprevention. **The Journal of Nutritional Biochemistry**, v. 18, p. 427–442, 2007.
- RANDHAWA, M.A.; KHAN, A. A., JAVED, M. S.; SAJID, M. W. (2015). Handbook of fertility nutrition, diet, lifestyle and reproductive health. *Chapter18 – green leafy vegetables: a health promoting source.* (pp. 205–220). London, UK: Academic press.
- RENARD, C. M. G. C.; CRÉPEAU, M. J.; THIBAUT, J. F. Influence of ionic strength, pH and dielectric constant on hydration properties of native and modified fibres from sugar-beet and wheat bran. **Industrial Crops and Products**, v. 3, p. 75-84, 1994.
- REZENDE, L. M.; FRANCA, A. S.; OLIVEIRA, L. S. Buriti (*Mauritia flexuosa* L. f.) fruit by-products flours: Evaluation as source of dietary fibers and natural antioxidants. **Food Chemistry**, v. 270, p. 53-60, 2019.
- RIBEIRO, G. P.; ANDRADE, A. P. C.; DANIELS, J.; SEIBEL, N. F. Development os soy based beverages with papaya and manfo pulps. **Acta Scientiarum Technology**, v. 32, n.2, p. 341-347, 2014.
- RIBEIRO, L. O.; PONTES, S. M.; RIBEIRO, A. P. O.; PACHECO, S.; FREITAS, S. P.; MATTA, V. M. Avaliação do armazenamento a frio sobre os compostos bioativos e as características físico-químicas e microbiológicas do suco de umbu pasteurizada. **Brazilian Journal of Food Technology**, v. 20, p. 1-8, 2017a.
- RIBEIRO, L. O.; VIANA, E. S.; GODOY, R. L. O. F.; CORDEIRO, S.; FREITAS, S. P.; MATTA, V. M. Nutrients and bioactive compounds of pulp, peel and seed from umbu fruit. **Ciência Rural**, v. 49, n. 4, 2019.
- RIBEIRO, I. C.; LECLERCQ, C. C.; SIMÕES, N.; TOUREIRO, A.; DUARTE, I.; FREIRE, J. B.; CHAVES, M. M.; RENAUT, J.; PINHEIRO, C. Identification of chickpea seed proteins resistant to simulated in vitro human digestion. **Journal of Proteomics**, 2017b.
- ROCHA, S. C. S.; SOUZA, J. C.; ALSINA, O. L. S.; MEDEIROS, M. F. D. Drying of tropical fruit pulps: spouted bed process optimization as a function of pulp composition. **Drying Technology**, v. 29, p. 1587-1599, 2011.
- RODRIGUES, B. S. **Resíduos da agroindústria como fonte de fibras para a elaboração de pães integrais.** Dissertação (Mestrado). Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” – Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2010.
- RODRIGUEZ-AMAYA, D. B. **A guide for carotenoid analysis in foods.** Washington, DC: International Life

Sciences Institute Press, 2001, 59p.

RODRÍGUEZ-ROQUE, M. J.; ROJAS-GRAU, M. A.; ELEZ-MARTÍNEZ, P.; MARTÍN-BELLOSO, O. Changes in vitamin C, phenolic, and carotenoid profiles throughout in vitro gastrointestinal digestion of a blended fruit juice. **J. Agric. Food Chem.**, v. 61, p.1859–1867, 2013.

ROSA, J. S.; GODOY, R. L. O.; NETO, J. O.; CAMPOS, R. S.; MATTA, V. M.; FREIRE, C. A.; SILVA, A. L.; SOUZA, R. S. Desenvolvimento de um método de análise de vitamina C em alimentos por cromatografia líquida de alta eficiência e exclusão iônica. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v. 27, n. 4, p. 837-846, 2007.

SACRAMENTO, C. K.; SOUSA, F. X. **Cajá (Spondias mombin L.)**. FUNEP, Jaboticabal. 2000. 52p. (Série Frutas Nativas, n. 4).

SALGADO, P.; FREIRE, J. P. B.; FERREIRA, R. B.; TEIXEIRA, A.; ABREU, O. B. M. C.; ROULLEC, R.; LALLÉS, J. Immunodetection of legume proteins resistant to small intestinal digestion in weaned piglets. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 83, n. 15, 2003.

SAMPAIO, S. A.; BORA, P. S.; HOLSCHUH, H. J.; SILVA, S. M. Postharvest respiratory activity and changes in some chemical constituents during maturation of yellow mombin (*Spondias mombin*) fruit. **Ciência e Tecnologia dos Alimentos**, v. 27, p. 511–515, 2007.

SAN JOSÉ, F. J. S.; COLLADO-FERNÁNDEZ, M.; LÓPEZ, R. Sensory evaluation of biscuits enriched with artichoke fiber-rich powders (*Cynara scolymus* L.). **Food Science & Nutrition**, v. 6, p. 160–167, 2018.

SANCHO, L. E. G. G.; YAHIA, E. M.; MARTÍNEZ-TÉLLEZ, M. A.; GONZÁLEZ-AGUILAR, G. A. Effect of maturity stage of papaya maradol on physiological and biochemical parameters. **American Journal of Agricultural and Biological Sciences**, v. 5, n. 2, p. 194-203, 2010.

SANGNARK, A.; NOOMHORM, A. Effect of particle size on functional properties of dietary fiber prepared from sugarcane bagasse. **Food Chemistry**, v. 80, p. 221–229, 2003.

SANTOS, A. F.; SILVA, S. M.; MENDONÇA, R. M. N.; FILGUEIRAS, H. A. C. Armazenamento de pitangas sob atmosfera modificada e refrigeração: II - qualidade e conservação pós-colheita. **Revista Brasileira Fruticultura**, v. 28, p. 42-45, 2006.

SANTOS, M. B.; CARDOSO, R. L.; FONSECA, A. A. O.; CONCEIÇÃO, M. N. Caracterização e qualidade de frutos de umbu-cajá (*Spondias tuberosa* x *S. mombin*) provenientes do Recôncavo Sul da Bahia. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 32, n. 4, 2011.

SATHEESHKUMAR, N.; MUKHERJEE, P. K.; BHADRA, S.; SAHA, B. P. Acetylcholinesterase enzyme inhibitory potential of standardized extract of *Trigonella foenum graecum* L and its constituents. **Phytomedicine**, v. 17, p. 292-295, 2010.

SAURA-CALIXTO, F. Concept and health-related properties of nonextractable polyphenols: the missing dietary polyphenols. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.60, p.11195-11200, 2012.

- SAURA-CALIXTO, F.; GARCÍA-ALONSO, A.; COÑI, I.; BRAVO, L. In vitro determination of the indigestible fraction in foods: an alternative to dietary fiber analysis. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 48, p. 3342-3347, 2000.
- SCHIASSI, M. C. E. V.; SOUZA, V. R.; LAGO, A. M. T. L.; CAMPOS, L. G.; QUEIROZ, F. Fruits from the Brazilian Cerrado region: Physico-chemical characterization, bioactive compounds, antioxidant activities, and sensory evaluation. **Food Chemistry**, v. 245, p. 205-311, 2018.
- SEIFRIED, H. E.; ANDERSON, D. E.; FISHER, E. I.; MILNER, J. A. A review of the interaction among dietary antioxidants and reactive oxygen species. **Journal of Nutritional Biochemistry**, v. 8, p. 567-579, 2007.
- SEIXAS, F. L.; FUKUDA, D. L.; TURBIANI, F. R. B.; GARCIA, P. S.; PETKOWICZ, C. L. O.; JAGADEVAN, S.; GIMENES, M. L. Extraction of pectin from passion fruit peel (*Passiflora edulis f. flavicarpa*) by microwave-induced heating. **Food Hydrocolloids**, v. 38, p. 186-192, 2014.
- SENTANIN, M. A.; AMAYA, D. B. R. Teores de carotenóides em mamão e pêssego determinados por cromatografia líquida de alta eficiência. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, V. 27, P. 13-19, 2007.
- SERVILLO, L.; GIOVANE, A.; BALESTRIERI, M. L.; CAUTELA, D.; CASTALDO D. Proline derivatives in fruits of bergamot (*Citrus bergamia* Risso et Poit): Presence of n-methyl-l-proline and 4-hydroxy-l-proline betaine. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 59, p. 274-281, 2011.
- SERVILLO, L.; D'ONOFRIO, N.; GIOVANE, A.; CASALE, R.; CAUTELA, D.; FERRARI, G.; CASTALDO, D.; BALESTRIERI, M. L. The betaine profile of cereal flours unveils new and uncommon betaines. **Food Chemistry**, v. 239, p. 234-241, 2018.
- SHAKHMATOV, E. G., UDORATINA, E. V., ATUKMAEV, K. V., and MAKAROVA, E.N., Extraction and structural characteristics of pectin and polysaccharides from *Abies sibirica* L., **Carbohydrate Polymers**, v. 123, p. 228–236, 2015.
- SHIM, S.; YI, H.; KIM, Y. Bioaccessibility of flavonoids and total phenolic content in onion and its relationship with antioxidant activity. **International Journal of Food Sciences and Nutrition**, V. 62, P. 835-838, 2011.
- Sigma-Aldrich. Disponível em: <<https://www.sigmaaldrich.com/>>. Acesso em: 05 nov. 2018.
- SILVA, A. S. da; SANTANA, L.; R. R.; BISPO, E. da S; LOPES, M. V. Use of umbu (*Spondias Tuberosa* Arr. Camara) pulp for preparation of cereal bar. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 40, n. 2, 2018.
- SILVA, F. V. G.; SILVA, S. M.; SILVA, G. C.; MOURA, F. T. Characterization of cajazeira fruit (*Spondias mombin* L.) arising out of clones and foot-franco in three stages of maturity. In: I Simpósio Brasileiro sobre Umbu, Cajá e Espécies Afins, Recife, 2008.
- SILVA, J. N.; COSTA, A. B.; SILVA, J. V.; ALMEIDA, C. DNA *barcoding* and phylogeny in neotropical species of the genus *Spondias*. **Biochemical Systematics and Ecology**, v. 61, p. 240-243, 2015

- SILVA, L. M. R.; FIGUEIREDO, E. A. T.; RICARDO, N. M. P. S.; VIEIRA, I. G. P.; FIGUEIREDO, R. W.; BRASIL, I. M.; GOMES, C. L. Quantification of bioactive compounds in pulps and by-products of tropical fruits from Brazil. **Food Chemistry**, v. 143, p. 398-404, 2014.
- SILVA, R. V.; COSTA, S. C. C.; BRANCO, C. R.; BRANCO, A. In vitro photoprotective activity of the *Spondias purpurea* L. peel crude extract and its incorporation in a pharmaceutical formulation. **Industrial Crops and Products**, v. 83, p. 509–514, 2016.
- SILVA, S. M. et al. Quality During Maturation of OrangeUmbu (*Spondias tuberosa* Arr. Cam.) from Paraíba State Semi-Arid, Brazil. **Acta Horticulturae**, v. 894, p. 231-237, 2011.
- SILVA, A.R.A.; MORAIS, S.M.; MARQUES, M.M.M.; OLIVEIR, D.F.; BARROS, C.C.; ALMEID, R.R.; ÍCARO, G.P.V.; GUEDES, M.I.F. Chemical composition; antioxidant and antibacterial activities of two *Spondias* species from Northeastern Brazil. **Pharm. Biol.** 2012, 50, 740–746.
- SIQUEIRA, E. M. S.; FÉLIX-SILVA, J.; ARAÚJO, L. M. L.; FERNANDES, J. M.; CABRAL, B.; GOMES, J. A. S.; ROQUE, A. A.; TOMAZ, J. C.; LOPES, N. P.; FERNANDES-PEDROSA, M. F. F.; GIORDANI, R. B.; ZUCOLOTTI, S. M. *Spondias tuberosa* (Anacardiaceae) leaves: profiling phenolic compounds by HPLC-DAD and LC-MS/MS and in vivo anti-inflammatory activity. **Biomed. Chromatogr.**, v. 30, p. 1656-1665, 2016.
- SOARES, S. E. Ácidos fenólicos como antioxidantes. **Revista de Nutrição**, v. 15, 2002.
- SONG, X.; ZHU, W.; PEI, Y.; AI, Z.; CHEN, J. Effects of wheat bran with different colors on the qualities of dry noodles. **Journal of Cereal Science**, v. 58, p. 400-407, 2013.
- SOQUETTA, M. B.; STEFANELLO, F. S.; HUERTA, K. M.; MONTEIRO, S. S.; ROSA, C. S.; TERRA, N. N. Characterization of physiochemical and microbiological properties, and bioactive compounds, of flour made from the skin and bagasse of kiwi fruit (*Actinidia deliciosa*). **Food Chemistry**, v. 199, n. 15, p. 471-478, 2016.
- SORENSEN, M. D.; HSI, R. S.; CHI, T.; SHARA, N.; WACTAWSKI-WEND, J.; KAHN, J. A., STOLLER, M. L. Dietary intake of fibre, fruit and vegetables decreases the risk of incident kidney stones in women: A women's health initiative report. **The Journal of Urology**, v. 192, p. 1694-1699, 2014.
- SOUZA, A. H.; CATÃO, D. D. Umbu e seu suco. **Rev. Bras. Farm.**, v. 51, p. 335-353, 1970.
- SOUZA, M. W. S.; FERREIRA, T. B. O.; VIEIRA, I. F. R. Composição centesimal e propriedades funcionais tecnológicas da farinha da casca do maracujá. **Alim. Nutr.**, v.19, n. 1, 2008.
- SOUZA, R. M. A. O.; MIRANDA, L. S. M. Microwave assisted organic synthesis: a history of success in Brazil. **Química Nova**, n.3, v.34, p.497-506, 2011.
- SOUSA, P. B.; SILVA, E. F.; MONÇÃO, E. C.; SILVA, J. N.; SILVA, M. J. M.; SOUSA, M. M. Fenólicos totais, carotenóides e capacidade antioxidante de raspas de buriti (*Mauritia flexuosa* L.) In natura comercializadas em Teresina-Piauí. V **Congresso Norte e Nordeste de Pesquisa e Inovação Tecnológica – V CONNEPI**. Maceió-AL, 2010.

- STALIKAS, C. D. Extraction, separation, and detection methods for phenolic acids and flavonoids. **Journal of Separation Science**, v. 30, p. 3268 – 3295, 2007.
- STORCK, C. R.; NUNES, G. L.; OLIVEIRA, B. B.; BASSO, C. Folhas, talos, cascas e sementes de vegetais: composição nutricional, aproveitamento na alimentação e análise sensorial de preparações. **Ciência Rural**, v. 43, p. 537-543, 2013.
- STRAWN, L. K.; SCHENEIDER, K. R.; DANYLUK, M. D. Microbial safety of tropical fruits. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, v. 51, p. 132-145, 2011.
- TAVARES, J. T. Q.; SILVA, C. L.; CARVALHO, L. A.; SILVA, M. A.; SANTOS, C. M. G. Estabilidade do ácido ascórbico em suco de laranja submetido a diferentes tratamentos. **Magistra**, Cruz das Almas, v. 12, n. 1/2, jan/ dez, 2000.
- TEIXEIRA, L.; 2019. PINTO, C. F. D.; KESSLER, A. M.; TREVIZAN, L. Effect of partial substitution of rice with sorghum and inclusion of hydrolysable tannins on digestibility and postprandial glycemia in adult dogs. **Plos Ones**, v. 14, n. 5, 2019.
- THEBAUDIN, J. Y.; et al. Dietary fibres: Nutritional and technology interest. **Trends in Food Science and Technology**, v. 8, p. 41–48, 1997
- TIAN, Y.; LIIMATAINEN, J.; ALANNE, A.; LINDSTEDT, A.; LIU, P.; SINKKONEN, J.; KALLIO, H.; YANG, B. Phenolic compounds extracted by acidic aqueous ethanol from berries and leaves of different berry plants. **Food Chemistry**, v. 220, p. 226-287, 2017.
- TOMANA, T.; YAMADA, H. Changes in sugar composition during maturation stage of apple fruits grown at different locations. **Journal of the Japanese Society for Horticultural Science**, v. 57, p. 178-183, 1989.
- TSENG, A.; ZHAO, Y. Wine grape pomace as antioxidant dietary fiber for enhancing nutritional value and improving storability of yogurt and salad dressing. **Food Chemistry**, v. 138, p. 356-365, 2013.
- UBANDO-RIVERA, J.; NAVARRO-OCAÑA, A.; VALDIVIA-LÓPEZ, M. A. Mexican lime peel: Comparative study on contents of dietary fibre and associated antioxidant activity. **Food Chemistry**, v. 89, p. 57-61, 2005.
- USHIKUBO, F. Y.; WATANABE, A. P.; VIOTTO, L. A. Microfiltration of umbu (*Spondias tuberosa* Arr. Cam.) juice. **Journal of Membrane Science**, v. 288, p. 61-66, 2007.
- VASCO, C.; RUALES, J.; KAMAL-ELDIN, A. Total phenolic compounds and antioxidant capacities of major fruits from Ecuador. **Food Chemistry**, v. 111, p. 816-823, 2008.
- VIDIGAL, M. C. T. R.; MINIM, V. P. R.; CARVALHO, N. B.; MILAGRES, M. P.; GONÇALVES, A. C. A. Effect of health claim on consumer acceptance of exotic Brazilian fruit juices: Açaí (*Euterpe oleracea* Mart.), camu-camu (*Myrciaria dubia*), cajá (*Spondias lutea* L.) and umbu (*Spondias tuberosa* Arruda). **Food Research International**, v. 44, p. 1988-1996, 2011.
- VILLA-HERNÁNDEZ, J. M.; MENDOZA-CARDOSO, G.; MENDOZA-ESPINOZA, J. A.; VELA-HINOJOSA,

C.; LEÓN-SÁNCHEZ, F. D. de; RIVERA-CABRERA, F.; ALIA-TEJACAL, I.; PÉREZ-FLORES, L. J. Antioxidant capacity *in vitro* and *in vivo* of various ecotypes of Mexican plum (*Spondias purpurea* L.). **Journal of Food Science**, v. 82, n. 11, 2017.

VITAGLIONE, P.; NAPOLITANO, A.; FOGLIANO, V. Cereal dietary fibre: A natural functional ingredient to deliver phenolic compounds into the gut. **Trends in Food Science & Technology**, v. 19, p. 451–463, 2008.

VIUDA-MARTOS, M.; RUIZ-NAVAJAS, Y.; MARTIN-SÁNCHEZ, A.; SÁNCHEZ-ZAPATA, E.; FERNÁNDEZ-LÓPEZ, J.; SENDRA, E.; SAYAS-BARBERÁ, E.; NAVARRO, C.; PÉREZ-ÁLVAREZ, J. A. Chemical, physico-chemical and functional properties of pomegranate (*Punica granatum* L.) bagasses powder co-product. **Journal of Food Engineering**, v. 110, p. 220-224, 2012.

VON LINTIG, J.; SIES, H. Carotenoids. Guest Editorial/Archives of Biochemistry and Biophysics 539 (2013) p. 99–101.

ZERAIK, M. L.; QUEIROZ, E. F.; MARCOURT, L.; CICLET, O.; CASTRO-GAMBOA, I.; SILVA, D. H. S.; GUENDET, M.; BOLZANI, V. S.; WOLFENDER, J. Antioxidants, quinone reductase inducers and acetylcholinesterase inhibitors from *Spondias tuberosa* fruits. **Journal of Functional Foods**, v. 21, p. 396-405, 2016.

ZIELINSKI, A. A. F.; ÁVILA, S.; ITO, V.; NOGUEIRA, A.; WOSIACKI, G.; HAMINIUK, C. W. I. The association between Chromaticity, Phenolics, Carotenoids, and *In vitro* Antioxidant Activity of Frozen Fruit Pulp in Brazil: An Application of Chemometrics. **Journal of Food Science**, v. 79, n. 4, p. C510-C-516, 2014.

ZURITA, J.; DÍAZ-RUBIO, M. E.; SAURA-CALIXTO, F. Improved procedure to determinate non-extractable polymeric proanthocyanidins in plant foods. **International Journal of Food Sciences and Nutrition**, v. 63, n. 2, p. 936-939, 2012.

WANG, S.; AMIGO-BENAVENT, M.; MATEOS, R.; BRAVO, L.; SARRIÁ, B. Effects of *in vitro* digestion and storage on the phenolic content and antioxidant capacity of a red grape pomace. **International Journal of Food Sciences and Nutrition**, v. 68, n. 2, p. 188-200, 2017.

WHITE, B. L.; HOWARD, L. R.; PRIOR, R. L. Release of bound procyanidins from cran-berry pomace by alkaline hydrolysis, **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 58 p. 7572-7579, 2010.

WILLATS, W. G. T.; KNOX, J. P.; MIKKELSEN, J. D. Pectin: new insights into an old polymer are starting to gel. **Trends in Food Science & Technology** 17 (2006) 97–104

WROLSTAD, R. E. Food Carbohydrate Chemistry. Food carbohydrate chemistry / Ronald E. Wrolstad. – 1st ed. p. cm. – (Institute of food technologists series ; 48).

YANG, J.; XIAO, A.; WANG, C. Novel development and characterisation of dietary fibre from yellow soybean hulls. **Food Chemistry**, v. 161, p. 367–375, 2014.

YDJEDD, S.; BOURICHE, S.; LÓPEZ-NICOLA, R.; SACHCHEZ-MOYA, T.; FRONTELA-SASETA, C.; ROS-BERRUEZO, G.; REZGUI, F.; LOUAILECHE, H.; KATI, D. Effect of *in Vitro* Gastrointestinal Digestion on

Encapsulated and Nonencapsulated Phenolic Compounds of Carob (*Ceratonia siliqua* L.) Pulp Extracts and Their Antioxidant Capacity. **J. Agric. Food Chem.**, v. 65, p. 827–835, 2017.

YOSHINARI, O. SATO, H.; IGARASHI, K. Anti-diabetic effects of pumpkin and its components, trigonelline and nicotinic acid, on Goto-Kakizaki rats. **Biosci. Biotechnol. Biochem.**, v. 73, p. 1033-1041, 2009.

Silva, A.R.A.; Morais, S.M.; Marques, M.M.M.; Oliveira, D.F.; Barros, C.C.; Almeida, R.R.; Ícaro, G.P.V.; Guedes, M.I.F. Chemical composition; antioxidant and antibacterial activities of two *Spondias* species from Northeastern Brazil. *Pharm. Biol.* 2012, 50, 740–746.

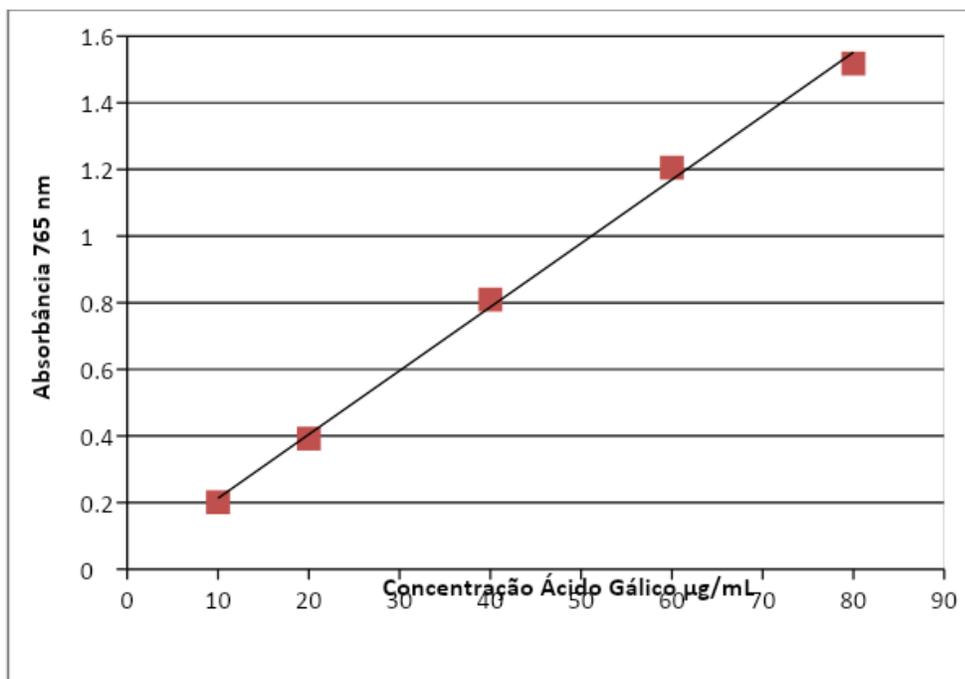
YUPENG, W.; YAN, L.; LI, B.; QI, Y.; XIE, Z.; JING, X.; CHEN, X.; HUANG, Y. Protein-resistant biodegradable amphiphilic graft copolymer vesicles as protein carriers. *Macromolecular Bioscience*. v. 15, n.9, 2015.

Xiloglucana. Disponível em:

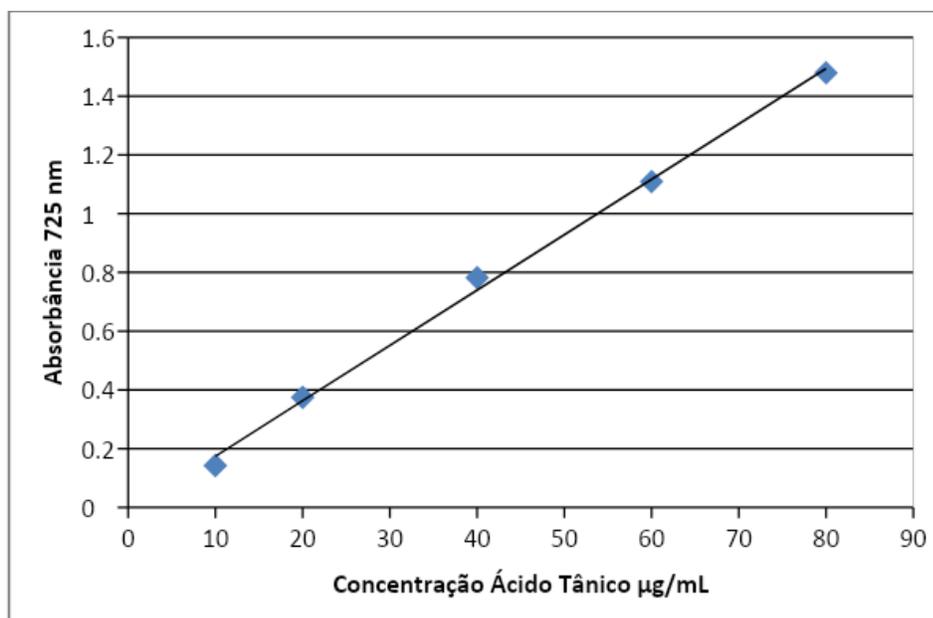
<<http://www.posgradoeinvestigacion.uadec.mx/AQM/No.%204/AQM4hemicelulosas>>. Acesso em: 23 mai. 2017.

## APÊNDICES

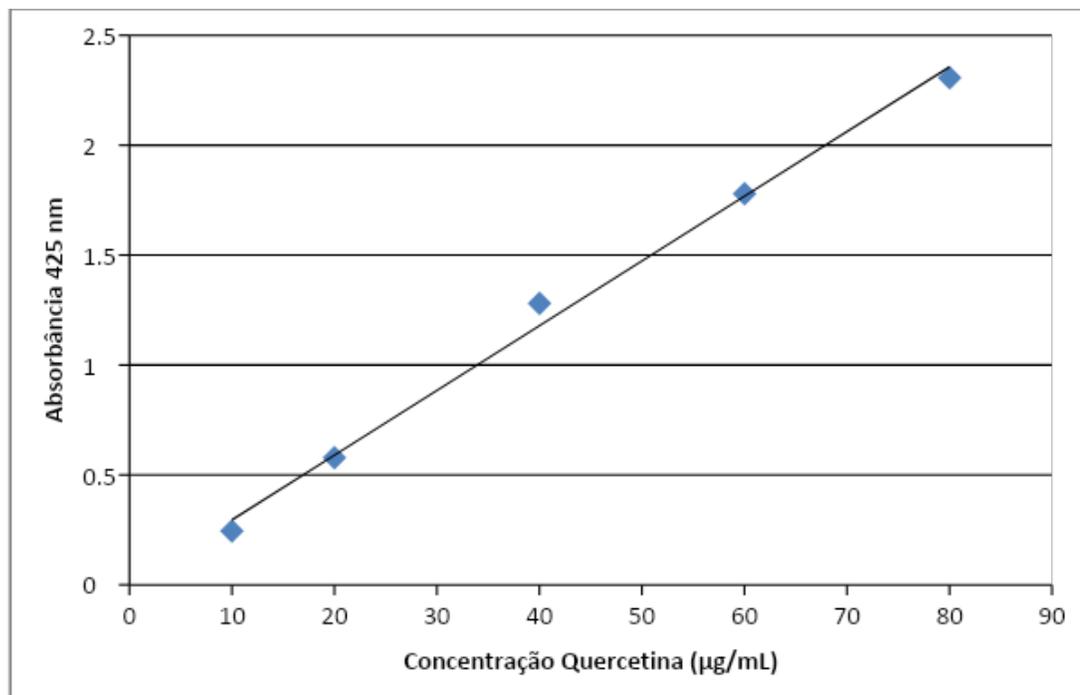
**APÊNDICE A** – Curva de calibração de ácido gálico para determinação de fenólicos livres totais em extratos de PRF obtidos de resíduos e polpa de umbu e seriguela.



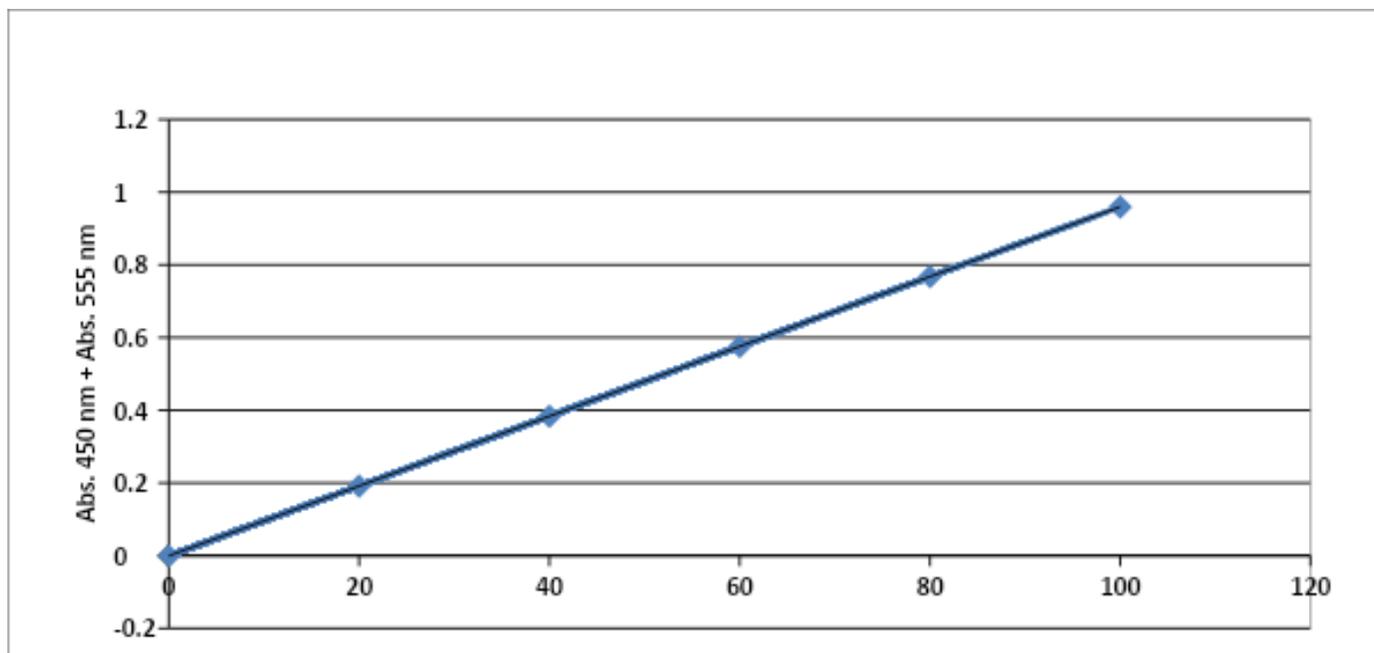
**APÊNDICE B** – Curva de calibração de ácido tânico para determinação de taninos em extratos de PRF obtidos de resíduos e polpa de umbu e seriguela.



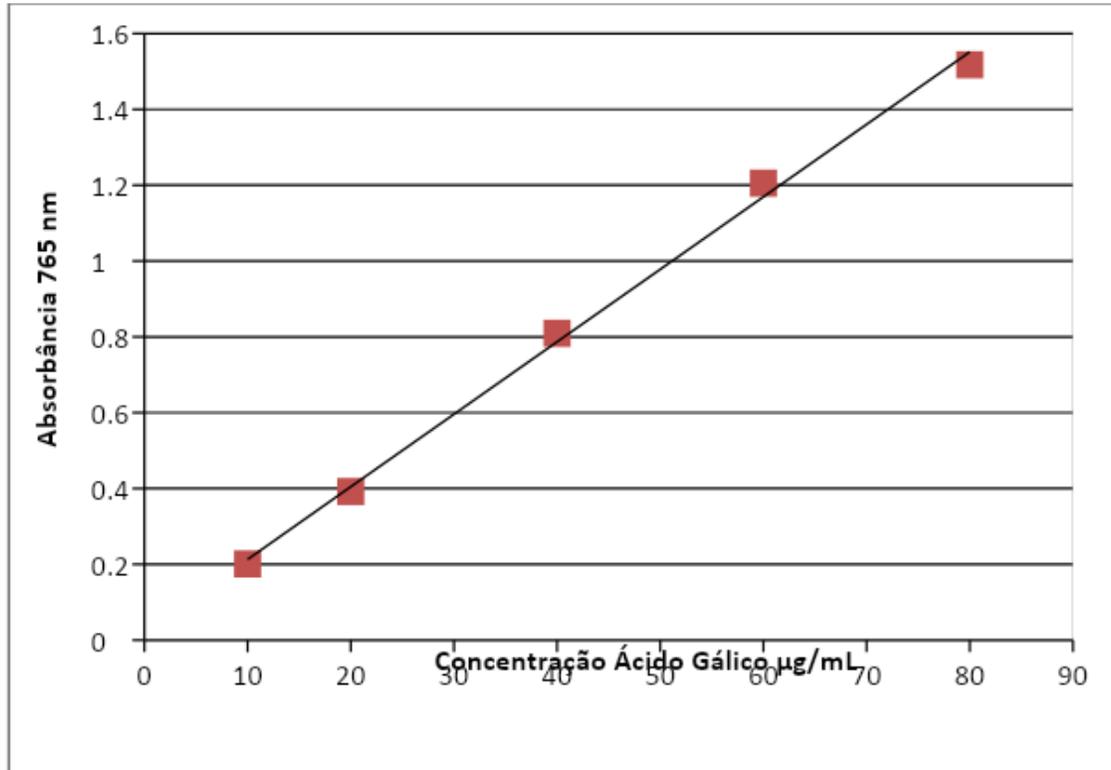
**APÊNDICE C** - Curva de calibração de quercetina para determinação de flavonóides em extratos de PRF obtidos de resíduos e polpa de umbu e seriguela.



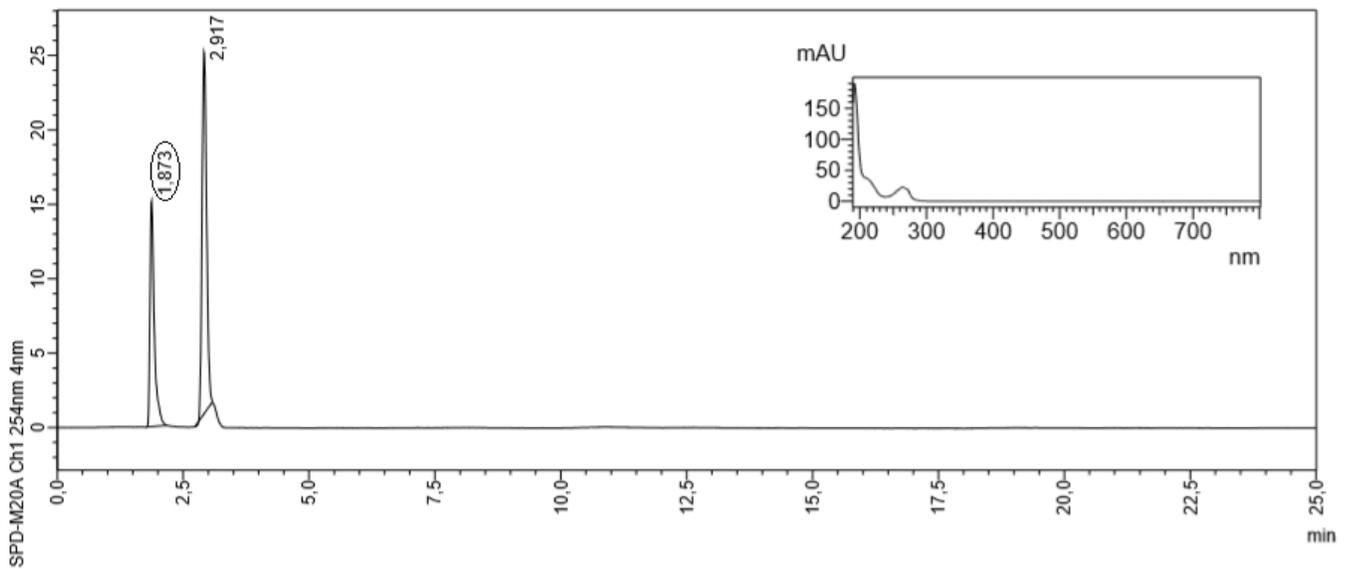
**APÊNDICE D** - Curva de calibração de taninos de alfarroba para determinação de taninos condensados em extratos de PRF obtidos de resíduos e polpa de umbu e seriguela.



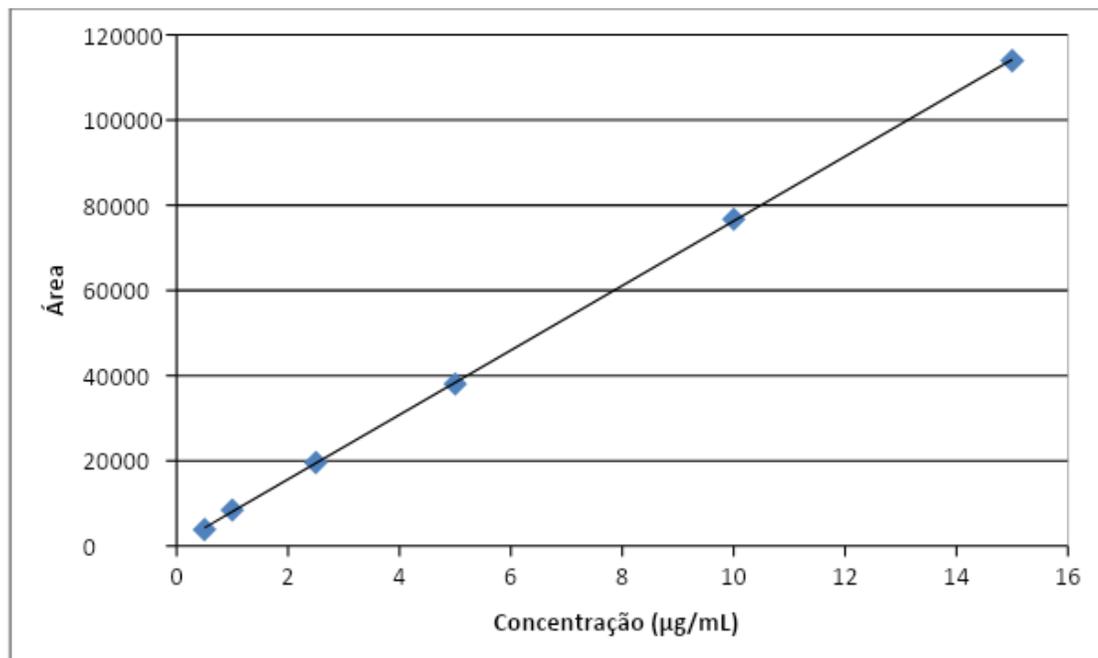
**APÊNDICE E** - Curva de calibração de ácido gálico para determinação de taninos hidrolisáveis em extratos de PRF obtidos de resíduos e polpa de umbu e seriguela.



**APÊNDICE F** – Cromatograma e espectro de trigonelina obtidos através da leitura do padrão na concentração de 15 µg/mL. O segundo pico é o padrão de cafeína, composto de não interesse para as amostras deste estudo.



### APÊNDICE G – Curva de calibração de trigonelina.



### APÊNDICE H –Cromatograma de monossacarídeos por cromatografia a gás.

