



**UNIVERSIDADE FEDERAL DE CAMPINA GRANDE
CENTRO DE CIÊNCIAS E TECNOLOGIA
UNIDADE ACADÊMICA DE ENGENHARIA QUÍMICA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ENGENHARIA QUÍMICA**

RAPHAEL LUCAS JACINTO ALMEIDA

DISSERTAÇÃO

**PRODUÇÃO E CARACTERIZAÇÃO NUTRICIONAL E TECNOLÓGICA DO
AMIDO DE ARROZ VERMELHO MODIFICADO ENZIMÁTICAMENTE**

Campina Grande - PB

2019

RAPHAEL LUCAS JACINTO ALMEIDA

**PRODUÇÃO E CARACTERIZAÇÃO NUTRICIONAL E TECNOLÓGICA DO
AMIDO DE ARROZ VERMELHO MODIFICADO ENZIMÁTICAMENTE**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Engenharia Química da Universidade Federal de Campina Grande, como requisito à obtenção do título de Mestre em Engenharia Química, na área de concentração em Desenvolvimento de Processos Químicos.

ORIENTADORES

Prof^ª. Dr^ª. Líbia de Sousa Conrado Oliveira

Prof. Dr. Rennan Pereira de Gusmão

Campina Grande - PB

2019

A447p

Almeida, Raphael Lucas Jacinto.

Produção e caracterização nutricional e tecnológica do amido de arroz vermelho modificado enzimaticamente / Raphael Lucas Jacinto Almeida. – Campina Grande, 2019.

133 f.: il. color.

Dissertação (Mestrado em Engenharia Química) – Universidade Federal de Campina Grande, Centro de Ciências e Tecnologia, 2019.

"Orientação: Prof.^a Dr.^a Líbia de Sousa Conrado Oliveira, Prof. Dr. Rennan Pereira Gusmão".

Referências.

1. α -amilase. 2. Amiloglucosidade. 3. Planejamento Experimental. 4. Desenvolvimento de Novos Produtos. 5. Jaboticaba. I. Oliveira, Líbia de Sousa Conrado. II. Gusmão, Rennan Pereira. III. Título.

CDU 66.094.941(043)



UNIVERSIDADE FEDERAL DE CAMPINA GRANDE
CENTRO DE CIÊNCIAS E TECNOLOGIA
COORDENAÇÃO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ENGENHARIA QUÍMICA

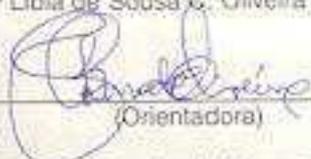
PARECER FINAL DO JULGAMENTO DE DISSERTAÇÃO
DO ALUNO RAPHAEL LUCAS JACINTO ALMEIDA

TÍTULO: Produção e Caracterização Nutricional e Tecnológica de Amido de Arroz Vermelho Modificado Enzimaticamente.

COMISSÃO EXAMINADORA

CONCEITO

Prof.ª Líbia de Sousa G. Oliveira (Doutora)


(Orientadora)

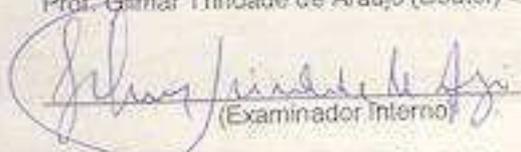
APROVADO

Prof. Rennan Pereira de Gusmão (Doutor)


(Orientador)

APROVADO

Prof. Gámar Trindade de Araújo (Doutor)


(Examinador Interno)

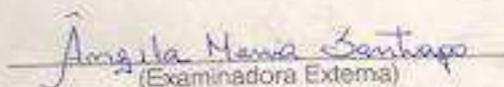
APROVADO

Prof. Wagner Brandão Ramos (Doutor)


(Examinador Interno)

APROVADO

Prof.ª Ângela Maria Santiago (Doutora)


(Examinadora Externa)

APROVADO

Campina Grande, 25 de abril de 2019

UFCG/CCT/CPGEQ - Av. Aprígio Veloso 882, Campina Grande, PB - CEP - 58.429-900
Fone: (83) 2101-1053 - E-mail: ppgq@ufcg.edu.br

“Vem por aqui” — dizem-me alguns com os olhos doces
Estendendo-me os braços, e seguros.
De que seria bom que eu os ouvisse
Quando me dizem: "vem por aqui!".
Eu olho-os com olhos lassos,
(Há, nos olhos meus ironias e cansaços)
E cruzo os braços,
E nunca vou por ali...
Se vim ao mundo, foi
Só para desflorar florestas virgens,
E desenhar meus próprios pés na areia inexplorada!
O mais que faço não vale nada.
Ah, que ninguém me dê piedosas intenções,
Ninguém me peça definições!
Ninguém me diga: "vem por aqui"!
A minha vida é um vendaval que se soltou,
É uma onda que se levantou,
É um átomo a mais que se animou...
Não sei por onde vou,
Não sei para onde vou
Sei que não vou por aí.

(Cântico Negro – Poesia de José Maria dos Reis Pereira e canção de Maria Bethânia)

AGRADECIMENTOS

A Deus e a Nossa Senhora Aparecida por ter me guiado até aqui sempre com força de vontade e devoção, nunca permitindo que minhas falhas fossem fonte de desânimo e sim de superação.

Aos meus pais, pela educação e amor que sempre me deram, por todo esforço e motivação para que eu conseguisse realizar o meu sonho, e não esquecendo a minha avó, Maria do Socorro, por todo apoio.

À minha orientadora, Dr.^a Líbia de Sousa Conrado, por toda generosidade, respeito e paciência que teve comigo, além de ser um exemplo de mulher, de caráter e de orientadora, servindo de inspiração para mim como profissional.

Ao meu orientador, Dr. Rennan Pereira de Gusmão, pela confiança e motivação desde o princípio e por encarar comigo esse trabalho pensando sempre no meu aprendizado.

À professora Dr.^a Ângela Maria Santiago que foi minha professora durante a graduação e que através do seu trabalho me fez ser mais apaixonado pela área que trabalho hoje.

Aos professores: Dr. Gilmar Trindade de Araújo e Dr. Wagner Brandão Ramos por aceitarem fazer parte da minha banca examinadora e por contribuir para minha formação profissional.

Aos meus amigos em especial Emerson Monteiro, Newton Carlos, Renata Leal e Vitória Freire que sempre fizeram de tudo para me auxiliar durante o tempo de trabalho e nos momentos de diversão.

Aos meus colegas de laboratório do LEB e LEA em especial Anastácia Nobrega, Luana Nascimento, Raphael Eduardo, Rebeca Almeida, Renata Duarte e Samuel Brito que dividiram comigo dúvidas e tarefas que se não fossem compartilhadas não teriam sido realizadas com tanto êxito.

À minha irmã de coração e dupla de trabalho Tamires Santos, por toda generosidade e companhia durante esses dois anos, os dias de trabalho foram mais animados com a sua presença.

A CAPES e a UFCG pelo apoio financeiro e estrutural para a realização deste trabalho.

Resumo

O presente trabalho teve como objetivo produzir e caracterizar o amido de arroz vermelho modificado via processo enzimático. A modificação enzimática foi realizada de forma sequenciada, através das ações das enzimas α -amilase e a amiloglucosidase. Os amidos nativo e modificados foram caracterizados quanto às propriedades físico-químicas, físicas, centesimais, compostos bioativos, morfológicas, térmicas, estruturais, texturais e reológicas. Foi avaliado o efeito da adição de 10% de farinha da casca de jabuticaba, nas propriedades texturais e reológicas dos amidos. O amido nativo apresentou 17,63% de amilose, 63,92% de amilopectina, elevada concentração de compostos fenólicos, incluindo as antocianinas (pigmento rosa), e seu processo de extração teve rendimento de 69,14%. O processo de modificação enzimática, resultou em 4,46% de hidrólise do amido com a ação da enzima α -amilase e 8,63% pela ação da enzima amiloglucosidase, com 13,09% de hidrólise total. As variáveis independentes: pH, tempo e carga enzimática foram diretamente proporcional ao processo de modificação do amido. O processo de modificação enzimática resultou na redução do teor de amido, amilopectina e sinérese, também nos parâmetros de entalpia de gelatinização, firmeza, gomosidade, coesividade, adesividade, tendência a retrogradação e viscosidade final, assim como o aumento do teor de absorção de água, óleo e leite, de porosidade na superfície do grânulo, maior perda de massa nos dois primeiros eventos termogravimétricos, no índice de cristalinidade, na intensidade das picos características da molécula de amido e viscosidade mínima. A adição da farinha da casca de jabuticaba nos amidos resultou no aumento da firmeza, gomosidade, coesividade apenas para o amido modificado com α -amilase, adesividade apenas para o amido nativo e diminuição para a tendência a retrogradação, viscosidade final e viscosidade mínima. Os amidos obtidos na pesquisa, e suas misturas com farinha da casca de jabuticaba, apresentaram propriedades funcionais e tecnológicas, importantes para sua utilização na indústria química e de alimentos, gerando também, alternativa para produção de novos produtos para consumo por pessoas com restrições ao glúten e dificuldade de deglutinação.

Palavras-chave: α -amilase, amiloglucosidase, planejamento experimental, desenvolvimento de novos produtos, jabuticaba.

Abstract

The objective of the present work was to produce and characterize the modified red rice starch through the enzymatic process. The enzymatic modification was performed sequentially through the actions of α -amylase enzymes and amyloglucosidase. The native and modified starches were characterized as physicochemical, physical, centesimal, bioactive, morphological, thermal, structural, texture and rheological properties. The effect of the addition of 10% of the flour of the jaboticaba bark on the texture and rheological properties of the starches was evaluated. The native starch presented 17.63% amylose, 63.92% amylopectin, high concentration of phenolic compounds, including anthocyanins (pink pigment), and its extraction process had yield of 69.14%. The enzymatic modification process resulted in 4.46% hydrolysis of the starch with the action of the α -amylase enzyme and 8.63% by the action of the enzyme amyloglucosidase, with 13.09% of total hydrolysis. The independent variables: pH, time and enzymatic loading were directly proportional to the starch modification process. The enzymatic modification process resulted in the reduction of the starch, amylopectin and syneresis content, also in the enthalpy parameters of gelatinization, firmness, guminess, cohesiveness, adhesiveness, tendency to retrograde and final viscosity, as well as the increase of water absorption, oil and milk, porosity at the surface of the granule, higher mass loss in the first two thermogravimetric events, crystallinity index, intensity of the characteristic peaks of the starch molecule and minimum viscosity. Addition of jaboticaba peel flour to the starches resulted in increased firmness, guminess, cohesiveness only for α -amylase-modified starch, adhesion only for native starch and decrease for tendency to retrograde, final viscosity and minimum viscosity. The starch obtained in the research, and its mixtures with jaboticaba peel flour, presented functional and technological properties, important for its use in the chemical and food industry, also generating, alternative for the production of new products for consumption by people with gluten restrictions and difficulty in deglutination.

Keywords: α -amylase, amyloglucosidase, experimental design, development of new products, jaboticaba.

LISTA DE FIGURAS

| | | |
|------------------|--|-----------|
| FIGURA 1 | Forma dos grânulos do arroz vermelho da terra..... | 4 |
| FIGURA 2 | Polímeros de amilose e amilopectina..... | 6 |
| FIGURA 3 | Representação da estrutura interna do grânulo de amido..... | 8 |
| FIGURA 4 | Classificação das enzimas amilolíticas..... | 15 |
| FIGURA 5 | Principais produtores de Jabuticaba no Brasil..... | 18 |
| FIGURA 6 | Ranking dos dez maiores produtores e estabelecimentos vinculados à produção de Jabuticaba no Brasil..... | 19 |
| FIGURA 7 | Etapas da extração alcalina do amido proveniente do arroz vermelho..... | 26 |
| FIGURA 8 | Esquema das etapas da modificação do amido nativo..... | 28 |
| FIGURA 9 | Esquema das caracterizações realizado nos amidos nativo e modificado enzimaticamente..... | 33 |
| FIGURA 10 | Etapas para a produção da farinha da casca de jabuticaba. | 44 |
| FIGURA 11 | Etapas das etapas de produção e caracterização dos mixes..... | 46 |
| FIGURA 12 | Diagrama de Pareto para delineamento experimental completo: amido modificado enzimaticamente (F2)..... | 51 |
| FIGURA 13 | Diagrama de Pareto para delineamento experimental completo da hidrólise com a enzima amiloglucosidase..... | 54 |
| FIGURA 14 | Superfície de resposta para o processo de obtenção da formulação F3..... | 55 |
| FIGURA 15 | Microscopia eletrônica de varredura para o amido nativo (F1), amido modificado enzimaticamente 1 (F2) e amido modificado enzimaticamente 2 (F3) nas ampliações de (1000x e 2000x no destaque)..... | 65 |
| FIGURA 16 | Porcentagem de perda de massa x temperatura..... | 69 |
| FIGURA 17 | Difratogramas de raios X para o amido nativo e os modificados | 71 |
| FIGURA 18 | Resultado da análise de espectroscopia de absorção na região do infravermelho do amido nativo (F1) e dos modificados (F2 e F3)..... | 75 |
| | Sobreposição das curvas de FTIR para o amido nativo (F1), | |

| | | |
|------------------|---|-----------|
| FIGURA 19 | modificado enzimaticamente com α -amilase (F2) e modificado enzimaticamente com α -amilase e amiloglucosidase (F3)..... | 77 |
|------------------|---|-----------|

LISTA DE TABELAS

| | | |
|------------------|---|-----------|
| TABELA 1 | Teor de amilose de diferentes fontes de amido..... | 7 |
| TABELA 2 | Lista de amidos modificados..... | 11 |
| TABELA 3 | Tipos de modificações de amido, objetivos principais e os processos utilizados..... | 12 |
| TABELA 4 | Especificidade da α -amilase e da amiloglucosidase sobre o amido..... | 16 |
| TABELA 5 | Comparação entre a hidrólise ácida e enzimática | 17 |
| TABELA 6 | Valores dos níveis e dos respectivos valores das variáveis usados na hidrólise enzimática da α -amilase..... | 30 |
| TABELA 7 | Matriz do Planejamento experimental 2^4 com 3 pontos centrais para a hidrólise com a enzima α -amilase..... | 31 |
| TABELA 8 | Valores dos níveis e dos respectivos valores das variáveis usados na hidrólise enzimática da amiloglucosidase..... | 32 |
| TABELA 9 | Matriz do planejamento experimental 2^2 com 3 pontos centrais para a hidrólise com a enzima amiloglucosidase..... | 32 |
| TABELA 10 | Valores de maltose e glicose dos hidrolisados obtidos da ação enzimática da α -amilase no amido do arroz vermelho..... | 50 |
| TABELA 11 | ANOVA com nível de significância de 95% para a (F2)..... | 52 |
| TABELA 12 | Valores de açúcares redutores expresso em glicose dos hidrolisados obtidos da ação enzimática da amiloglucosidase..... | 53 |
| TABELA 13 | ANOVA com nível de significância de 95% para (F3)..... | 55 |
| TABELA 14 | Resultado das análises físico-química e física das formulações (F1, F2 e F3)..... | 57 |
| TABELA 15 | Resultado da composição centesimal e dos compostos bioativos para o amido nativo (F1), amido modificado enzimaticamente 1 (F2) e amido modificado enzimaticamente 2 (F3)..... | 61 |
| TABELA 16 | Valores obtidos na análise do DSC para o amido de arroz vermelho..... | 68 |
| TABELA 17 | Resultados termoanalíticos obtidos por ATG nas amostras de amido nativo de arroz vermelho e amidos modificados via processo | |

| | | |
|------------------|--|-----|
| | enzimático..... | 71 |
| TABELA 18 | Valores dos picos de intensidade no ângulo de difração 2θ para classificação da cristalinidade..... | 73 |
| TABELA 19 | Resultados das análises centesimal, físico-química e dos compostos bioativos para a (F4)..... | 77 |
| TABELA 20 | Parâmetros de textura para o amido nativo, os amidos modificados e seus respectivos mixes para a temperatura de 25°C..... | 85 |
| TABELA 21 | Propriedades da pasta para o amido nativo, os modificados e seus respectivos mixes com adição da farinha da casca de jabuticaba..... | 88 |
| TABELA 22 | Volumes determinados através da atividade inicial, razão massa/volume e carga enzimática para a α -amilase..... | 118 |
| TABELA 23 | Volumes determinados através da atividade inicial, razão massa/volume e carga enzimática para a amiloglucosidase..... | 118 |

SUMÁRIO

| | | |
|--------------|--|-----------|
| 1 | Introdução..... | 1 |
| 2 | Objetivos..... | 3 |
| 2.1 | Objetivo geral..... | 3 |
| 2.2 | Objetivos Específicos..... | 3 |
| 3 | Fundamentação teórica..... | 4 |
| 3.1 | Arroz vermelho..... | 4 |
| 3.2 | Amido..... | 6 |
| 3.2.1 | Insolubilidade e poder de inchamento | 9 |
| 3.2.2 | Gelatinização..... | 10 |
| 3.2.3 | Retrogradação e Sinérese..... | 10 |
| 3.3 | Modificações do amido..... | 11 |
| 3.4 | Enzimas..... | 14 |
| 3.4.1 | Amilases..... | 14 |
| 3.4.2 | Amiloglucosidases..... | 16 |
| 3.5 | Processo de hidrólise enzimática do amido..... | 16 |
| 3.6 | Jabuticaba..... | 17 |
| 3.6.1 | A viabilidade da adição da casca da jabuticaba..... | 19 |
| 3.7 | Investimento das indústrias alimentícias no desenvolvimento de novos produtos..... | 20 |
| 3.7.1 | Espessantes alimentares..... | 21 |
| 3.7.2 | Alimentos sem glúten..... | 22 |
| 3.8 | Estado da arte..... | 22 |
| 4 | Matérias e métodos..... | 26 |
| 4.1 | Local dos experimentos e matérias-primas..... | 26 |
| 4.2 | Produção do amido nativo proveniente do arroz vermelho..... | 26 |
| 4.2.1 | Imersão do amido de arroz vermelho..... | 26 |
| 4.2.2 | Trituração do arroz vermelho..... | 27 |
| 4.2.3 | Decantação..... | 27 |
| 4.2.4 | Secagem convectiva do amido..... | 27 |
| 4.3 | Produção e modificação enzimática do amido nativo..... | 27 |
| 4.3.1 | Determinação da atividade enzimática da α -amilase..... | 28 |

| | | |
|----------|---|----|
| 4.3.2 | Determinação da atividade enzimática da amiloglucosidase..... | 29 |
| 4.3.3 | Hidrólise enzimática..... | 29 |
| 4.3.3.1 | Hidrólise enzimática com a α -amilase..... | 29 |
| 4.3.3.2 | Hidrólise enzimática com a amiloglucosidase..... | 31 |
| 4.3.3.3 | Porcentagem de hidrólise com a α -amilase..... | 33 |
| 4.3.3.4 | Porcentagem de hidrólise com a enzima amiloglucosidase..... | 33 |
| 4.4 | Caracterização dos amidos nativo e modificados..... | 33 |
| 4.4.1 | Análise físico-química..... | 33 |
| 4.4.1.1 | Potencial hidrogeniônico (pH) e acidez titulável..... | 33 |
| 4.4.1.2 | Sólidos Solúveis (Brix)..... | 34 |
| 4.4.1.3 | Açúcares redutores por ADNS..... | 34 |
| 4.4.1.4 | Atividade de água..... | 34 |
| 4.4.1.5 | Fibra em detergente neutro (FDN) e fibra em detergente ácido (FDA)..... | 34 |
| 4.4.2 | Caracterização física do amido nativo e dos modificados..... | 35 |
| 4.4.2.1 | Amido..... | 35 |
| 4.4.2.2 | Amilose..... | 35 |
| 4.4.2.3 | Determinação de amilopectina..... | 35 |
| 4.4.2.4 | Capacidade de absorção de água e óleo..... | 36 |
| 4.4.2.5 | Índice de absorção em leite (IAL)..... | 36 |
| 4.4.2.6 | Índice de sinérese..... | 36 |
| 4.4.2.7 | Densidade real..... | 37 |
| 4.4.2.8 | Densidade aparente (Dap)..... | 37 |
| 4.4.2.9 | Porosidade..... | 38 |
| 4.4.2.10 | Densidade de compactação (Dcp) | 38 |
| 4.4.2.11 | Ângulo de Repouso..... | 38 |
| 4.4.2.12 | Índice de compressibilidade (Índice de Carr) e índice de Hausner..... | 38 |
| 4.4.3 | Análise centesimal..... | 39 |
| 4.4.3.1 | Umidade..... | 39 |
| 4.4.3.2 | Proteína bruta..... | 39 |
| 4.4.3.3 | Lipídeos | 39 |
| 4.4.3.4 | Cinzas..... | 40 |
| 4.4.3.5 | Fibra bruta (FB)..... | 40 |
| 4.4.3.6 | Carboidratos..... | 40 |
| 4.4.4 | Caracterização dos compostos bioativos..... | 40 |
| 4.4.4.1 | Quantificação do nível de antocianinas totais e flavonoides..... | 40 |

| | | |
|---------|---|----|
| 4.4.4.2 | Determinação de compostos fenólicos totais (CFT)..... | 41 |
| 4.4.4.3 | Determinação da atividade antioxidante pelo método ABTS..... | 41 |
| 4.4.4.4 | Determinação da atividade antioxidante pelo DPPH..... | 42 |
| 4.4.5. | Caracterização das propriedades tecnológicas do amido..... | 42 |
| 4.4.5.1 | Microscopia eletrônica de varredura (MEV)..... | 42 |
| 4.4.5.2 | Calorimetria exploratória diferencial (DSC)..... | 43 |
| 4.4.5.3 | Análise termogravimétrica (ATG)..... | 43 |
| 4.4.5.4 | Difração de raios-X (DRX)..... | 43 |
| 4.4.5.5 | Espectroscopia no infravermelho com transformada de Fourier (FTIR)..... | 44 |
| 4.5 | Produção da farinha da casca de jabuticaba..... | 44 |
| 4.5.1 | Principais etapas para a obtenção da farinha da casca de jabuticaba..... | 44 |
| 4.5.1.1 | Higienização e despulpamento..... | 45 |
| 4.5.1.2 | Preparação das cascas de jabuticaba..... | 45 |
| 4.5.1.3 | Secagem convectiva das cascas de jabuticaba..... | 45 |
| 4.5.1.4 | Trituração das cascas de jabuticaba..... | 45 |
| 4.5.1.5 | Peneiramento..... | 45 |
| 4.5.2 | Caracterização da farinha da casca de jabuticaba..... | 45 |
| 4.5.2.1 | Quantificação de carotenoides totais (licopeno)..... | 46 |
| 4.5.2.2 | Determinação de taninos totais..... | 46 |
| 4.6 | Produção e avaliação tecnológica do efeito da adição da farinha da casca de jabuticaba nos amidos nativo e modificados..... | 47 |
| 4.6.1 | Determinação das propriedades texturais e viscoamilográficas..... | 47 |
| 4.6.1.1 | Perfil de textura..... | 47 |
| 4.6.1.2 | Propriedade da pasta | 48 |
| 4.7 | Análises estatísticas dos resultados..... | 48 |
| 5 | Resultados e discussão..... | 49 |
| 5.1 | Rendimento da extração de amido do arroz vermelho..... | 49 |
| 5.2 | Modificação enzimática..... | 49 |
| 5.2.1 | Amido modificado enzimaticamente com α -amilase e amiloglicosidase..... | 49 |
| 5.3 | Análise físico-química e física do amido nativo e dos modificados enzimáticos..... | 56 |
| 5.4 | Análise da composição centesimal e dos compostos bioativos do amido nativo e dos modificados..... | 60 |
| 5.5 | Microscopia eletrônica de varredura (MEV)..... | 65 |
| 5.6 | Calorimetria exploratória diferencial (DSC)..... | 68 |

| | | |
|-------------|--|------------|
| 5.7 | Análise termogravimétrica (ATG)..... | 69 |
| 5.8 | Difração de raios-X (DRX)..... | 71 |
| 5.9 | Análise de espectroscopia de absorção no infravermelho (FTIR)..... | 74 |
| 5.10 | Caracterização da farinha da casca de jaboticaba..... | 77 |
| 5.11 | Análise de textura..... | 85 |
| 5.12 | Propriedades da pasta..... | 86 |
| 6 | Conclusões..... | 93 |
| | Referências..... | 100 |
| | APÊNDICE A..... | 117 |

1. Introdução

As variedades de arroz (*Oryza sativa*) pigmentadas possuem alta concentração de amido, proteínas, minerais e vitaminas B e incluem antocianinas, pro-antocianidinas e carotenoides que produzem diferenças na cor do grão de arroz que variam em preto, azul, vermelho e marrom, atribuindo assim aos grãos altas propriedades nutricionais (PEREIRA-CARO et al., 2013; SUMCZYNSKI et al., 2016). Os alimentos que são considerados fontes de amido, podendo ser cereais, raízes ou tubérculos possuem papel fundamental na alimentação humana, a âmbito de saúde, como fonte de nutrientes e fibras e, tecnologicamente, devido às variadas formas que podem ser utilizadas para o consumo humano (BRASIL, 2005; SCHEUER et al., 2011).

Um dos maiores constituintes de carboidratos encontrados no arroz é o amido, um polissacarídeo que exibe propriedades importantes como biodegradável, biocompatível e não tóxico (AFOLABI et al., 2012). O interesse no amido de arroz tem aumentado devido às suas características específicas: cor branca (dependendo da sua variedade), inodoro, facilmente digerível e forma granular pequena. Essas características permitem múltiplas aplicações do amido, tanto em alimentos como em indústrias não alimentares (ASHOGBON; AKINTAYO, 2012).

Amidos nativos apresentam limitações tecnológicas devido as suas propriedades de textura, aparência, umidade, consistência e baixa estabilidade no armazenamento. Para melhorar essas características é necessário modificar o amido nativo por meio de processos químicos, físicos e biológicos. Com a produção de amidos modificados superam-se essas limitações promovendo melhorias nas suas propriedades e no processo produtivo, aumentando assim a utilidade deste polímero nas aplicações industriais. A modificação do amido, tanto para fins analíticos quanto para fins industriais, pode ser feita por processos químicos, nos quais se empregam reagentes específicos para alterar a estrutura das macromoléculas, físicos, tais como tratamento térmico, exposição a radiações e técnicas avançadas de moagem ou ainda o tratamento enzimático, obtendo assim o chamado amido modificado (SILVA et al., 2006; SONI et al., 2003).

Segundo Siqueira, Bras e Dufresne (2010), a hidrólise enzimática tem uma abordagem mais promissora por oferecer condições de quebra mais suaves e ambientalmente mais favoráveis, visto que não envolvem solventes ou reagentes químicos. Segundo Surmely et al., 2003, os hidrolisados de amidos modificados enzimaticamente são os comercialmente mais importantes.

Segundo a publicação Brasil Food Trends 2020, os amidos modificados continuam a se destacar como ingredientes em perspectiva ainda em 2020, sendo importantes agentes de textura, de resistência à variação de temperatura e na substituição de matérias-primas em escassez, alto custo ou necessidades tecnológicas, como por exemplo: agente de textura e estabilizante de emulsões (MADI; COSTA; REGO, 2010).

Tem havido um aumento do interesse da indústria de alimentos na incorporação de ingredientes com propriedades benéficas à saúde; como exemplo pode-se citar aqueles em que possuem compostos fenólicos com atividades antioxidantes. A ingestão de alimentos com um elevado teor desses compostos está associada a uma redução do estresse oxidativo, prevenção de algumas doenças inflamatórias, prevenção de doenças cardiovasculares, proteção contra a obesidade e hipoglicemia e melhora da memória (LEITE et al., 2011; LEITE-LEGATTI et al., 2012; ALMEIDA et al., 2015). As cascas das frutas possuem em abundância compostos bioativos. A jabuticaba é um fruto que apresenta características nutricionais importantes, sendo excelente fonte de carboidratos, sais minerais, aminoácidos, ácido ascórbico, compostos fenólicos, além de apresentar vitamina B1 e B2 (WU; LONG; KENNELLY, 2013).

Muitos estudos são realizados em que se valoriza muito a obtenção e uso das polpas das frutas para os mais diversos fins na indústria de alimentos, deixando em segundo plano a casca, sendo que essa parte do fruto muitas vezes contém as mesmas substâncias que compõem as polpas. Portanto, o uso da casca da jabuticaba na formulação de novos alimentos contribui para o aproveitamento integral e agregação de valor a matéria-prima auxiliando na diminuição dos custos de produção sob o aspecto comparativo de desenvolvimento de produtos que usam a polpa da fruta, uma vez que a casca dessa fruta possui composto bioativos (REYNERTSON et al., 2008).

Nesse contexto, na presente pesquisa extraiu-se o amido do arroz vermelho, modificou esse amido enzimaticamente, caracterizou-se o amido nativo e o modificado e incorporou como aditivo na produção dos *mixes* a farinha da casca de jabuticaba, desenvolvendo assim um novo produto alimentício que tem um alto valor nutricional e uma vasta aplicação de mercado.

2. Objetivos

2.1 Objetivo geral

Produzir e caracterizar o amido de arroz vermelho modificado via processo enzimático quanto às propriedades nutricionais e tecnológicas.

2.2 Objetivos específicos

- Extrair o amido nativo do arroz vermelho (*Oryza sativa*);
- Modificar o amido nativo utilizando as enzimas α -amilase e amiloglucosidase;
- Analisar as propriedades físico-químicas, físicas, centesimais, compostos bioativos, morfológicas, térmicas, estruturais, texturais e reológicas do amido nativo e dos amidos modificados;
 - Produzir a farinha da casca de jabuticaba (*Myrciaria cauliflora*) utilizando estufa de com circulação de ar;
 - Determinar as propriedades físico-químicas, centesimais e dos compostos bioativos da farinha da casca de jabuticaba;
 - Avaliar o efeito da adição de 10% da farinha da casca de jabuticaba nas propriedades texturais e reológicas dos amidos.

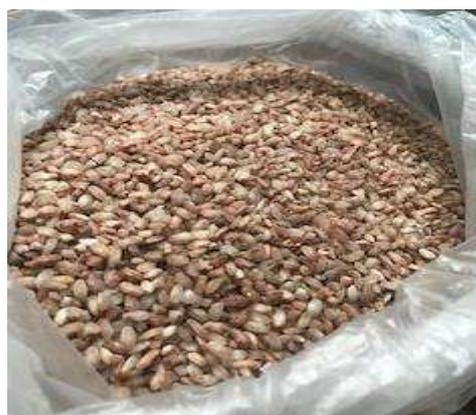
3. Fundamentação Teórica

3.1. Arroz vermelho

Arroz (*Oryza sativa*) é um alimento amplamente consumido, existindo algumas espécies de arroz que contêm pigmentos, por exemplo: preto, vermelho e marrom. No entanto, nos últimos anos as variedades de arroz pigmentado receberam maior atenção dos pesquisadores e consumidores, que preferem os pigmentados por possuir altas propriedades nutricionais (FINOCCHIARO; FERRARI; GIANINETTI, 2010; LI et al., 2016; NIU et al., 2013; SOMPONG et al., 2011; SUMCZYNSKI et al., 2016). O arroz branco é obtido pela remoção da casca e da camada externa do grão, enquanto que o arroz colorido é através da eliminação da casca e de apenas uma pequena quantidade da camada externa que contém algum pigmento. Diferentes pigmentos que incluem antocianinas, pro-antocianidinas e carotenoides produzem diferenças na cor do grão de arroz que variam em preto, azul, vermelho e marrom (PEREIRA-CARO et al., 2013).

A denominação arroz-vermelho se deve à coloração avermelhada do pericarpo dos grãos, devido ao acúmulo de antocianina e taninos (AGOSTINETO et al., 2001; BOÊNO; ASCHERI; BASSINELLO, 2011). O arroz vermelho como mostrado na (Figura 1) é relatado como rico em componentes nutricionais e biofuncionais, como proantocianidinas, ácido γ -aminobutírico, γ -orizanol, fibras dietéticas, vitaminas e minerais em comparação com o arroz comum (FINOCCHIARO et al., 2007; GUNARATNE et al., 2013; DING et al., 2018).

Figura 1. Forma dos grânulos do arroz vermelho da terra



O grão inteiro de arroz preto ou vermelho contém ácidos fenólicos (ácidos ferúlico, coumarico e cafeico). Estes fenólicos são hidrolisados a partir de sua macromolécula anexada por enzimas intestinais. Os compostos fenólicos livres (por exemplo, ácido clorâmico e ácido gálico) no trato digestivo podem agir, no local e/ou em locais remotos após absorção, contra a

incidência de câncer de cólon e outras doenças crônicas (MIN et al., 2012; TI et al., 2014a; TOURIÑO et al., 2011; SUMCZYNSKI et al., 2016).

Existem várias pesquisas que se concentram na identificação de compostos fenólicos e sua atividade antioxidante em cultivares de arroz de cor (NIU et al., 2013; SHAO et al., 2014; TI et al., 2014b; ZHANG et al., 2015; SUMCZYNSKI et al., 2016). É uma fonte importante de energia devido à alta concentração de amido, proteínas, minerais e vitaminas B (GUNARATNE et al., 2013; FALADE; CHRISTOPHER, 2015).

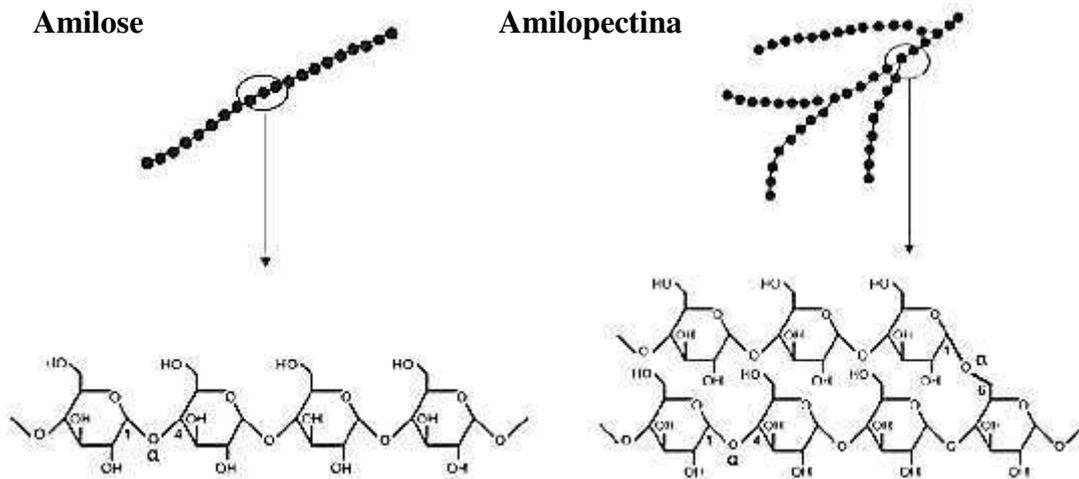
A farinha de arroz é amplamente utilizada como ingrediente em muitos produtos alimentares, incluindo bebidas, produtos à base de carne, pudins, molhos para saladas e dietas sem glúten (FALADE; CHRISTOPHER, 2015). As variações nas propriedades da farinha de arroz têm efeitos significativos na qualidade geral do produto. A alta capacidade da farinha em absorver água é necessária para o processamento de alimentos com texturas suaves (SHAFI et al., 2016). Na farinha de arroz, os carboidratos são representados basicamente pelo amido, que é formado por cadeias de amilose e amilopectina, responsáveis por muitas das propriedades do produto final. A proteína é o segundo componente em maior quantidade na estrutura da farinha de arroz, respondendo por cerca de 7-9% da sua composição. Segundo a legislação brasileira, a farinha de arroz pode ser denominada e vendida como amido de arroz, em função do seu alto teor de amido e a dificuldade de se extrair as proteínas (SEVERO; MORAES; RUIZ, 2010).

3.2 Amido

Os alimentos amiláceos são aqueles considerados fontes de amido, extraído das partes amiláceas de cereais (ex: arroz, trigo, aveia, milho), raízes (mandioca) ou tubérculos (batata, batata doce, cará, inhame) e que possuem papel fundamental na alimentação humana, a âmbito de saúde, como fonte de nutrientes e fibras e, tecnologicamente, devido às variadas formas que podem ser utilizadas para o consumo humano (BRASIL, 2005; SCHEUER et al., 2011). Um dos maiores constituintes de carboidratos encontrados no arroz é o amido; um polissacarídeo que exibe propriedades importantes como biodegradável, biocompatível e não tóxico (AFOLABI et al., 2012). O amido é um oligossacarídeo organizado em discretas partículas ou grânulos e composto majoritariamente por dois biopolímeros de grande massa molar, a amilose e a amilopectina como é mostrado na (Figura 2) (NÚÑEZ-SANTIAGO et al., 2004; GONÇALVES, 2010). A fórmula geral do amido é $(C_6H_{10}O_5)_n$, onde as unidades de glicoses estão ligadas entre si pelos carbonos 1-4 e 1-6, através do O (oxigênio), formando assim as ligações glicosídicas (SURMELY et al., 2003). O amido é amplamente distribuído

em várias espécies de plantas como uma reserva de carboidratos, sendo abundante em grãos de cereais, leguminosas, tubérculos e frutas imaturas (LAJOLO; MENEZES, 2006; MADRUGA et al., 2014).

Figura 2. Polímeros de amilose e amilopectina



Fonte: Food ingredients Brasil (2015).

Além destes dois polímeros principais que são a amilose e a amilopectina, alguns estudos mostram a existência de um novo componente denominado material intermediário, no qual possuem baixa massa molar ($<10^6$) e comprimento das cadeias lineares maiores (TAPARELLI, 2005). O amido é a principal fonte de carboidratos na dieta e representa 30-40% da ingestão diária de energia. A resposta metabólica ao amido é em grande parte dependente da taxa e extensão da digestão com amilase durante o trânsito gastrointestinal, o qual, por sua vez, é influenciado pelas características intrínsecas do amido, bem como pelos efeitos da matriz alimentar (EDWARDS et al., 2015^a; JENKINS et al., 1982; LOVEGROVE et al., 2017; EDWARDS et al., 2018). Em relação ao amido algumas características de origem biológica como: forma (redonda, ovoide ou poliédrica), tamanho de partícula (2-100 μm) e a distribuição granulométrica (não imodal, bimodal ou trimodal), são responsáveis pelas propriedades tecnológicas e aplicações industriais para produção de espessantes, estabilizadores ou agentes gelificantes de amido na indústria de alimentos (VANDEPUTTE; DELCOUR, 2004).

As propriedades funcionais do amido dependem da composição, da estrutura molecular da amilose como mostra a (Tabela 1) e da amilopectina e como elas estão dispostas em grânulos de amido, o que desempenha um papel importante nas formulações de alimentos (KARAM, 2003; MADRUGA et al., 2014).

Tabela 1. Teor de amilose de diferentes fontes de amido.

| Fonte | % Amilose (valores médios) |
|----------------------|---------------------------------------|
| Mandioca | 14 |
| Milho regular | 27 |
| Milho waxy | <5 |
| Arroz | 18 |
| Batata | 22 |
| Trigo | 24 |

Fonte: Gemacom Tech, 2013.

Para as aplicações de nutrição humana é essencial considerar: o amido tende a ser submetido à alguma forma de processamento (normalmente tratamento hidrotérmico ou extrusão) no qual ocorrem grandes mudanças estruturais, resultando em uma perda da estrutura de grânulos de amido ordenada e comportamento de digestão alterado (COOKE; GIDLEY, 1992; TAHIR et al., 2011). O amido também é tipicamente incorporado a uma matriz alimentar mais complexa, o que pode influenciar o comportamento do processamento e dificultar a interação do amido com enzimas e fluídos digestivos durante o trânsito gastrointestinal (GRASSBY et al., 2012; EDWARDS et al. 2015^a, EDWARDS et al., 2015^b).

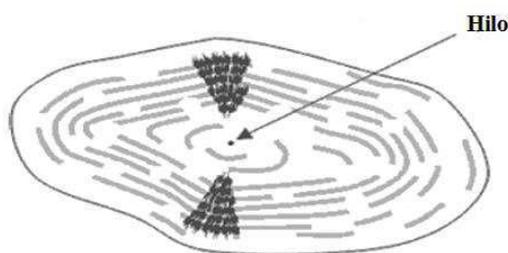
Segundo Silva et al. (2008) a amilose é uma molécula essencialmente linear composta por unidades de D-glicose unidas por ligações α -1,4 com pequeno número de ramificações, porém BULÉON et al. (1998) analisando um estudo sobre a estrutura da amilose realizado em 1987, concluíram que a presença das ramificações não altera significativamente comportamento das cadeias de amilose em solução, as quais permanecem idênticas as cadeias estritamente linear. A amilopectina é altamente ramificada e composta por unidades de D-glicose, ligadas em α -1,4 e com 5 a 6% de ligações α -1,6 nos pontos de ramificação. A amilose se diferencia da amilopectina devido, também, à quantidade relativa de componentes minoritários associados à molécula, apresentando lipídeos nos seus grânulos, o que influencia nas características reológicas do amido (MARCON, AVANCINI, AMANTE, 2007).

A grande funcionalidade do amido provém destas duas macromoléculas, assim como a organização física delas dentro da estrutura granular (DENARDIN; SILVA, 2009). Embora ilustrada tipicamente por uma estrutura de cadeia linear, a amilose é frequentemente helicoidal, as hidroxilas se posicionam voltadas para o exterior facilitando o processo de absorção de água devido à formação de ligações de hidrogênio (GONÇALVES, 2010).

Inicialmente ocorre o acúmulo de um material amorfo, de composição química desconhecida, no qual se depositam polissacarídeos insolúveis que irão atuar como núcleo para deposições subsequentes, proporcionando o aumento do tamanho do grânulo de amido.

Durante o crescimento do grânulo as moléculas dos componentes do amido se orientam formando regiões cristalinas perpendiculares à superfície do grânulo (Figura 3)(ARAÚJO et al., 2007). A cristalização da amilopectina é um processo lento, continuando ao longo de um período de vários dias ou semanas. Pois a dimensão das cadeias está relacionada com a estabilidade dos cristais, mostrando ser menor para a amilose do que para os cristais de amilopectina (KARIM; NORIAH, SEOW, 2000).

Figura 3. Representação da estrutura interna do grânulo de amido



Fonte: DENARDINI; SILVA (2009).

Na estrutura de um grânulo de amido ocorre a formação de regiões cristalinas devido à presença de ligações de hidrogênio entre as moléculas de amilose e amilopectina associadas paralelamente. Estas regiões cristalinas são alternadas com camadas amorfas (GONÇALVES, 2010). Outros constituintes como matéria graxa, proteínas e cinzas são substâncias componentes da própria planta de onde o amido foi extraído. A quantidade delas no amido depende da composição da planta e do método de extração e purificação (FRANCO et al., 2001). As técnicas de extração de amido presentes na literatura são diversas e variam desde a simples extração com água pura até a utilização de diferentes reagentes químicos. A qualidade da extração do amido é avaliada em função de seu conteúdo de proteínas, lipídios, fibras e cinzas. Quanto menor o valor destes componentes, maior a qualidade do processo extrativo (NUNES et al., 2009; ARAUJO-FARRO et al., 2010).

O interesse no amido de arroz tem aumentado devido às suas características específicas: cor branca (dependendo da sua variedade), inodoro, facilmente digerível e pequena forma granular. Essas características permitem múltiplas aplicações do amido, tanto em alimentos como em indústrias não alimentares (ASHOGBON; AKINTAYO, 2012). Dentre suas funções na indústria alimentícia, o amido pode facilitar o processamento, fornecer textura, servir como espessante, fornecer sólidos em suspensão ou sofrer modificações em sua estrutura a fim de desempenhar funções específicas (CAVALCANTI et al., 2011; SILVA et al., 2013). Além disso, o amido é o principal responsável pelas propriedades tecnológicas que caracterizam grande parte dos produtos processados, uma vez que contribui para diversas

propriedades de textura em alimentos, possuindo aplicações industriais como espessante, estabilizador de colóides, agente gelificante e de volume, adesivo, na retenção de água, dentre outros (SINGH et al., 2003).

3.2.1 Insolubilidade e poder de inchamento

O amido puro tem coloração branca (dependendo da fonte no qual é extraído), é insípido e, apesar de sofrer certo grau de inchamento, é praticamente insolúvel em água fria formando apenas suspensões de aspecto leitoso, que sofre separação quando mantida em repouso. Apesar das hidroxilas presentes na estrutura do amido acarretar uma natureza altamente hidrofílica, seus grânulos apresentam insolubilidade em virtude das fortes ligações de hidrogênio que mantêm as cadeias de amido unidas e reduzem a superfície disponível para as ligações entre a água e os grânulos de amido. O poder de inchamento é definido como o peso do sedimento intumescido por grama de amido, ou seja, é uma medida da capacidade de hidratação do grânulo de amido. Apesar de reter uma pequena quantidade de água dentro das regiões amorfas inchando cerca de 10 a 20 % do seu peso seco, esta água pode ser removida por meio de secagem (FRANCO et al., 2001).

Em uma suspensão com temperatura acima do limite de gelatinização, as ligações de hidrogênio da amilose e da amilopectina são rompidas, as moléculas de água se ligam aos grupos hidroxila que são liberados durante o rompimento das ligações de hidrogênio, fazendo com que os grânulos de amido aumentem de tamanho e solubilizem parcialmente (HOOVER, 2001). Amidos ricos em amilose apresentam restrita solubilidade e poder de inchamento, enquanto a amilopectina contribui para o inchamento dos grânulos, a amilose e os lipídeos são dois constituintes que inibem esse aumento de volume (SINGH et al., 2003).

3.2.2 Gelatinização

Uma das propriedades mais importantes do amido é a gelatinização, que durante aquecimento em meio aquoso possibilita absorção de até 2500 vezes seu peso em água. O aquecimento em excesso causa o intumescimento irreversível dos grânulos, os quais se tornam muito sensíveis a estresses mecânico e térmico ou à acidez do meio (BRASIL, 2012). Em presença de água e aquecimento, o grânulo de amido sofre alterações permitindo que as moléculas vibrem fortemente, rompendo as ligações intermoleculares, estabelecendo assim as ligações de hidrogênio com a água. Pois à medida que os grânulos continuam se expandindo aderem-se uns aos outros ocorrendo à lixiviação da amilose da fase intergranular para a fase aquosa e a suspensão, agora, adquire aspecto de pasta. (PENG et al., 2007). A gelatinização

do amido está diretamente relacionada às propriedades reológicas e influência a aceitação do consumidor durante a análise sensorial (GOÑI et al., 2008; FRANCO et al., 2001; SINGH et al., 2003; ORDÓÑEZ-PEREDA et al., 2005).

3.2.3 Retrogradação e Sinérese

Uma vez resfriados ou congelados, os polímeros de amido nativo se reagrupam, liberando água e danificando o gel formado. Este processo de reagrupamento das moléculas é conhecido como retrogradação, e sua consequência, a saída de água é chamada sinérese. Cadeias lineares (como a amilose) se reaproximam com maior facilidade quando comparadas com cadeias ramificadas (como a amilopectina). Quanto maior o teor de amilopectina na composição do amido, portanto, menor a ocorrência de retrogradação e, conseqüentemente, de sinérese (BRASIL, 2012). Em certas condições, o amido sofre, após o cozimento dextrinização e hidrólise parcial, posteriormente sofre polimerizações, transformando o amido de volta à sua condição de insolubilidade em água fria e por isto a este processo é dado o nome de retrogradação (FRANCO et al., 2001). É no hilo que se inicia a gelatinização do grânulo de amido, em seguida, expande-se para as regiões mais periféricas, primeiramente nas regiões amorfas, que têm ligações de hidrogênio mais frágeis, logo após as regiões cristalinas são as atingidas pela desorganização estrutural (SINGH et al., 2003).

A retrogradação prejudica os alimentos que contêm amido e que são estocados por um longo período de tempo, sobretudo se o armazenamento for sob-refrigeração, fator este que acelera o fenômeno. Essa reassociação de amilose, amilopectina e grânulos inchados formam uma rede tridimensional, constituída por zonas, muitas vezes cristalinas, e outras amorfas (WEBER; COLLARES-QUEIROZ; CHANG, 2008; DENARDINI; SILVA, 2009).

Com a formação do gel, as moléculas do amido firmemente associadas, fazem com que a água presente entre suas cadeias seja expulsa. Esta liberação de água pelo gel é chamada sinérese. Ao contrário do empastamento que ocorre durante a gelatinização do amido, a retrogradação e, conseqüentemente, a sinérese, são fenômenos totalmente indesejáveis.

3.3 Modificações do amido

O amido quando extraído dos vegetais, sem alteração, denomina-se nativo, tendo ampla aplicação em diversos setores como a indústria têxtil, de papel, farmacêutica, siderúrgica, plástica e alimentícia (APLEVICZ; DEMIATE, 2007). Porém, o amido nativo, apresenta certas limitações que tornam difícil a sua aplicação em determinados produtos que exigem características específicas por parte do amido. Amidos modificados alimentícios são

definidos como aqueles que têm uma ou mais das suas características originais alteradas por um tratamento como mostrado na Tabela 2 (BRASIL, 2015).

Tabela 2. Lista de amidos modificados

| Nº INS | Nome |
|---------------|--|
| 1400 | Dextrina de amido torrado |
| 1401 | Amido tratado por ácido |
| 1402 | Amido tratado por alcalino |
| 1403 | Amido branqueado |
| 1404 | Amido oxidado |
| 1405 | Amido tratado por enzima |
| 1410 | Fosfato de amido monossubstituído |
| 1412 | Fosfato de amido dissubstituído |
| 1413 | Fosfato de amido dissubstituído fosfatado |
| 1414 | Fosfato de amido dissubstituído acetilado |
| 1420 | Amido Acetilado |
| 1422 | Adipato de amido dissubstituído acetilado |
| 1440 | Hidroxipropilamido |
| 1442 | Fosfato de amido dissubstituído hidroxipropilado |
| 1450 | Octenilsuccinato de amido sódico |
| 1451 | Amido oxidado acetilado |

Fonte: COMPENDIUM OF FOOD ADDITIVE SPECIFICATIONS - 74th Meeting 2011 Joint FAO/WHO Expert Committee on Food Additives.

Segundo a Gemacom Tech (2013) o conhecimento da composição de cada tipo de amido, assim como o controle da variação da concentração de amilose/amilopectina, serve como controles essenciais na indústria de amidos modificados para obtenção de produtos com mínima variação em suas características viscosográficas.

A produção de amidos modificados surge como uma alternativa com a finalidade de superar uma ou mais limitações dos amidos nativos, aumentando assim a utilidade deste polímero nas aplicações industriais (SILVA et al., 2006). A forma e o tamanho dos grânulos de amido nativo são distintos entre as espécies vegetais, os grânulos são organizados em zonas cristalinas alternadas por outras semi-cristalinas devido à alternância dos períodos de síntese ocorridos nos amiloplastos, onde a cristalinidade dos amidos varia entre 15 a 45%. Diferenças estruturais do cristal, por exemplo, das lamelas de amilopectina nos blocos cristalinos e os canais amorfos presentes devem responder em parte pelos diferentes níveis de resistência à hidrólise enzimática entre os amidos. Na tabela 3 são mostrados os tipos de modificações de amido, objetivos principais e os processos utilizados na indústria alimentícia.

Tabela 3. Tipos de modificações de amido, objetivos principais e os processos utilizados.

| Modificado | Objetivo principal | Tratamento/Processo |
|--|---|---|
| 1- Pré-gelatinizado | Dispersão em água fria | <i>Drum-drying</i> |
| 2- Baixa viscosidade | Reduzir viscosidade | - |
| a. Dextrinas | Variação da estabilidade na viscosidade | Calor seco com ácido |
| b. Ácido-modificado | Alta tendência de formar gel | Hidrólise ácida (suspensão) |
| c. Oxidado | Aumentar a estabilidade da viscosidade | Oxidação (suspensão ou pasta) |
| d. Com enzimas | Baixa viscosidade | α -amilase (pasta) |
| 3- Crosslinked | Modificações das características de cozimento | <i>Crosslinking</i> (suspensão) |
| 4- Estabilizador da viscosidade | Aumentar a estabilidade | Esterificação/Esterificação |
| 5- Combinação de modificações | Combinação com os objetivos 1, 2, 3 e/ou 4 | Combinação dos tratamentos 1, 2, 3 ou 4 |
| 6- Açúcares | Aumentar a doçura | Ácido e/ou enzimas |

Fonte: SWINKELS (1996).

Na literatura vários autores mostram a suscetibilidade enzimática do grânulo de amido nativo com a fonte botânica e/ou enzimática (HOOVER; SOSULKY, 1991; COLONNA; LELOUP; BULEON, 1992; PUTRANTO et al., 1995; FREITAS; TAVARES, 2005). Segundo a publicação Brasil Food Trends 2020, os amidos modificados continuam a se destacar como ingredientes em perspectiva para 2020, sendo importantes agentes de textura, de resistência à variação de temperatura e na substituição de matérias-primas em escassez, alto custo ou necessidades tecnológicas (MADI; COSTA; REGO, 2010).

O mercado conhece três tipos de amidos: o resistente, o modificado e o pré-gelificado. O termo amido resistente foi sugerido inicialmente em 1982 por ter maior teor aparente de

polissacarídeos não amiláceos do que os produtos crus correspondentes. Definiram o amido resistente como sendo aquele que resiste à dispersão em água fervente e hidrólise pela ação da amilase pancreática e da pululanase. Podendo ser classificado em amido fisicamente inacessível (AR1), grânulos de amido resistente (AR2) e amido retrogradado (AR3), considerando sua resistência à digestão (BRASIL, 2015). O amido é classificado em função da sua estrutura físico-química e da sua susceptibilidade à hidrólise enzimática. As frações do amido dividem-se, de acordo com a velocidade com a qual o alimento é digerido *in vitro*, em: rapidamente digerível (ARD), quando, ao ser submetido à incubação com amilase pancreática (α -amilase e amiloglicosidase) em uma temperatura de 37 °C se converte em glicose em 20 min; lentamente digerível (ALD), quando nas condições anteriores, é convertido em glicose em 120 min; e amido resistente (AR), que resiste à ação das enzimas digestivas (BORGES et al., 2003; ENGLYST; CUMMINGS, 1987; ENGLYST; LIU; ENGLYST, 2000).

Melhorias nas propriedades tecnológicas do amido podem ser obtidas por processos físicos, tais como tratamento térmico e exposição a radiações, por processos químicos, nos quais se empregam reagentes específicos para alterar a estrutura das macromoléculas e ainda existe o tratamento usando enzimas, obtendo assim o chamado amido modificado (SILVA et al., 2006). Segundo Brasil (2005) a forma não modificada do amido tem uso limitado na indústria de alimentos, por exemplo: (os grânulos sem modificação se hidratam facilmente, incham rapidamente, se rompem e perdem viscosidade e produzem pasta com pouco corpo e muita coesão). Enquanto que a forma do amido modificado permite a obtenção de produtos de grande importância para aplicação industrial. Sendo utilizado para alterar ou controlar diversas características, como textura, aparência, umidade, consistência e estabilidade no *shelf life*, além de melhorias no processo produtivo. Processos enzimáticos dão origem as dextrinas, maltose e glicose, açúcares mais ou menos complexos, com diferentes graus de doçura e aderência. As dextrinas são as bases para fabricação de colas e a maltose e a glicose são versáteis, sendo usadas em alimentos e bebidas, fermentadas ou não.

3.4 Enzimas

As enzimas são classificadas como proteínas globulares. De forma simplificada, como definido por Champe e Harvey (1996), as enzimas atuam como catalisadores biológicos, diminuindo a energia de ativação, aumentando assim a velocidade de reações químicas específicas e durante o processo não são consumidas. Reações catalisadas por enzimas normalmente ocorrem a velocidades de 10^{12} vezes mais rápidas que reações não catalisadas (NELSON; COX, 2014). Nas proteínas globulares, as cadeias laterais dos aminoácidos mais

hidrofóbicos tendem a se organizar no interior da molécula, e os grupamentos hidrofílicos aparecem na superfície da proteína (ZAHA; FERREIRA; PASSAGLIA, 2014).

Enzimas são proteínas, polímeros de cadeia longa com aminoácidos sucessivamente ligados uns aos outros através de ligações peptídicas em uma sequência determinada geneticamente, que apresentam atividade catalítica. A atividade catalítica de enzimas tem sido utilizada pelo homem há milhares de anos em processos, tais como fermentação do suco de uva para obtenção do vinho, fabricação de queijo e pão (DIAZ; VITTI, 1988).

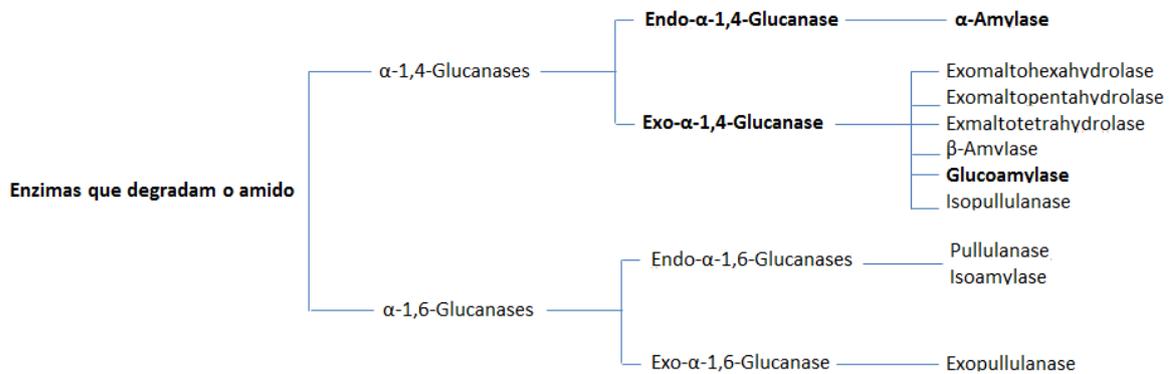
As enzimas são substâncias sólidas, mas difíceis de serem cristalizadas devido à complexidade de suas estruturas químicas. Com algumas exceções, são solúveis em água e álcool diluído, são precipitadas pela adição de sulfato de amônio, álcool ou ácido tricloroacético. São inativadas pelo calor, sendo a propriedade mais importante desses compostos em relação à tecnologia de alimentos (BRASIL, 2011).

Uma das características desses biocatalisadores quando comparada com catalisadores químicos, são a especificidade pelo substrato, ocorrendo em condições brandas de reação e menores problemas ambientais e toxicológicos.

3.4.1 Amilases

As amilases são as mais importantes enzimas do grupo de glicídios hidrolisados. Estas enzimas degradantes podem ser divididas em dois grupos, as enzimas denominadas de branching, que especificamente hidrolisam 1,6 acoplamentos entre cadeias, e as enzimas que quebram os 1,4 acoplamentos entre unidades de glicose das cadeias diretas. Este último grupo consiste em endoenzimas que partem os laços ao acaso, em pontos ao longo das cadeias, e exoenzimas que partem pontos específicos nos fins da cadeia (BRASIL, 2011). Gupta et al., (2003) citam que as amilases são enzimas que são conhecidas por hidrolisar a molécula de amido liberando diferentes produtos, incluindo dextrinas e pequenos polímeros compostos de unidades de glicose, compreendem as hidrolases. Na Figura 4 é mostrada a ação conjunta das enzimas que degradam a molécula de amido.

Figura 4. Classificação das enzimas amilolíticas



Fonte: NIGHAM; SINGH com adaptações (1995).

A α -amilase é uma endoenzima que hidrolisa ligações α -1,4- glicosídicas de moléculas de amido, glicogênio e outros α -1,4-glucanos, liberando, primeiramente, oligossacarídeos de 6-7 unidades de glicose e, posteriormente, açúcares redutores (principalmente, maltose). Podendo ser de origem cereal, bacteriana e fúngica, apresenta algumas características em comum, como relativa estabilidade térmica (70°C - 15 minutos), instabilidade ácida (todas são inativadas a pH 3,6 por curto tempo), e aumento da estabilidade na presença de íons de cálcio (DIAZ; VITTI, 1988). O fato da α -amilase quebrar as ligações α -1,4-D-glicosídicas torna pasta gelatinizada menos consistente e fornece maior número de terminais de cadeias para a ação das enzimas sacarificantes.

As amilases são adicionadas para diminuir a viscosidade da mistura de cereais durante o processo de pré-gelatinização, facilitando o escoamento pela tubulação. As amilases são inativadas com o aquecimento durante a etapa final do processo de secagem desses cereais, por isso são consideradas coadjuvantes tecnológicas de fabricação (SURMULEY et al., 2003).

3.4.2 Amiloglucosidase

Segundo Brasil (2011), a glucoamilase ou amiloglucosidase é uma exoenzima que remove unidades de glicose de uma maneira sucessiva, sem redução da cadeia de substrato. Formando apenas glicose, diferenciando esta enzima da alfa e beta-amilase. Hidrolizam os acoplamentos α -1,4, assim como ataca os acoplamentos α -1,6, embora a uma taxa mais lenta. Isto significa que a goma pode ser completamente degradada à glicose. Glucoamilases são produzidos por um grupo diversificado de microrganismos, incluindo bactérias e leveduras, no entanto as enzimas usadas comercialmente são produzidas por espécies de *Aspergillus* e

Rhizopus (DELGADO et al., 2009). Na Tabela 4 podemos ver a velocidade de reação e a especificidade de dois diferentes tipos de enzimas amilolíticas.

Tabela 4. Especificidade da α -amilase e da amiloglucosidase sobre o amido.

| Características | α-amilase | Amiloglucosidase |
|---------------------------------------|------------------------------------|---------------------------------------|
| Especificidade | Ligação α -1,4 | Ligação α -1,4 e α -1,6 |
| Mecanismo | Endoamilase | Exoamilase |
| Principal produto da hidrólise | Dextrinas | Glicose |
| Diminuição da consistência | Rápida | Lenta |
| Aumento do poder redutor | Lenta | Rápido |
| Produção da glicose | Lenta | Rápida |
| Produção de maltose | Lenta | Não |
| Produção de dextrinas | Rápida | Lenta |

Fonte: TAPARELLI, 2005.

3.5 Processo de Hidrólise do amido

O processo de hidrólise enzimática do amido é realizado em duas etapas são elas a liquefação e a sacarificação. Durante o processo de liquefação os grânulos de amido são dispersos em solução aquosa, depois são aquecidos o que causa a sua gomificação e logo são hidrolisados parcial e irreversivelmente, com auxílio de uma α -amilase (VAN DER MAAREL et al., 2002; TORRER; LEONEL; MISCHAN, 2012). A temperatura de gomificação varia bastante entre os amidos de diferentes fontes botânicas, oscilando na faixa de 65 a 105°C, sendo necessário muitas vezes o emprego de altas temperaturas para a sua total gomificação.

Na segunda etapa que é a de sacarificação, a solução de maltodextrina é hidrolisada em glicose por uma enzima desramificante, podendo ser por uma endoenzima (isoamilase e pululanase) ou por uma exoenzima (α -amilase e glicoamilase), atuando sobre as ligações glicosídicas α -1,6 da amilopectina (VAN DER MAAREL et al., 2002; TORRES; LEONEL; MISCHAN, 2012). O resultado dessa segunda etapa é uma solução de sacarídeos de baixa massa molar como glicose e maltose.

A hidrólise do amido, tanto para fins analíticos quanto para fins industriais, pode ser feita por dois processos: enzimático (pela ação de enzimas denominadas amilolíticas) e

químico (utilizando ácidos, temperatura ou pressão elevada). O método convencional de hidrólise de amidos usando ácido tem sido substituído por processos enzimáticos, contabilizados por aproximadamente 15% do mercado mundial de enzimas (SONI et al., 2003).

A quebra do amido por meio de enzimas exige uma série de condições distintas e muito específicas. Apesar disso, a atuação das enzimas mostra alta especificidade possibilitando a obtenção de produtos de propriedades bem definidas, onde o processo ocorre em temperaturas e pressões mais brandas (EDUARDO, 2002). Os hidrolisados enzimáticos são os amidos modificados comerciais mais importantes (SURMELY et al., 2003). Os produtos da modificação enzimática do amido vão da glicose a dextrinas de elevada massa molar. Segundo Krishna et al., (2000) a hidrólise enzimática é superior à hidrólise ácida, em vários aspectos, como mostrado na Tabela 5.

Tabela 5. Comparação entre a hidrólise ácida e enzimática

| Parâmetros | Hidrólise ácida | Hidrólise Enzimática |
|--------------------------------|--|--|
| Pré-tratamento | Pode ser necessário | Necessário |
| Taxa de hidrólise | Rápida (min) | Lenta (h) |
| Temperatura | Alta (200°C) | Baixa (45°C) |
| Pressão | Alta | Atmosférica |
| Rendimento | Depende do material e dos detalhes do processo | Depende do material e dos detalhes do processo |
| Formação de subprodutos | Provável formação | Não há formação |

Fonte: KRISHNA et al., (2000).

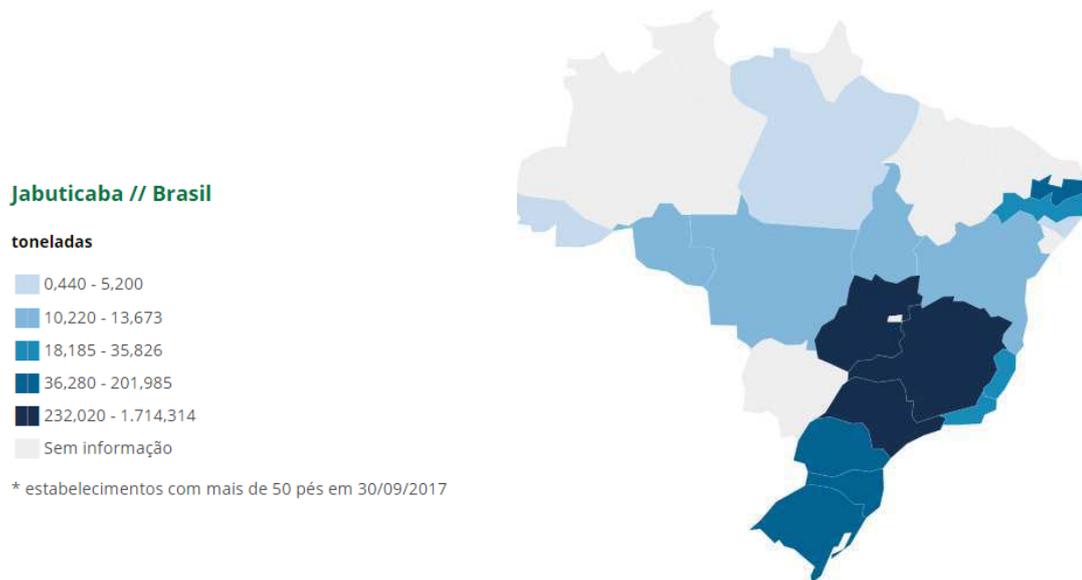
Segundo Siqueira, Bras e Dufresne (2010), a hidrólise enzimática tem uma abordagem mais promissora por oferecer condições de quebra mais suaves e ambientalmente mais favoráveis, visto que não envolvem solventes ou reagentes químicos. Sendo que a eficiência da hidrólise enzimática depende de vários fatores, tais como o tempo de hidrólise, concentração de substrato, concentração de enzimas, pH e temperatura (TIBOLLA; PELISSARI; MENEGALLI, 2014; MEYABADI; DADASHIAN, 2012; QI et al., 2009; LU et al., 2007). O grau de hidrólise do amido foi melhorado pelo pré-tratamento com o calor suave abaixo da sua temperatura de gelatinização, antes de ser submetida à hidrólise enzimática (SHARIFFA et al., 2009).

3.6 Jabuticaba

A jabuticabeira (*Myrciaria cauliflora* Berg) é uma árvore frutífera pertencente à família *Myrtaceae*, na qual existem inúmeras espécies bem conhecidas no Brasil nas regiões

Centro-Oeste e Sudeste (BRASIL, 2002). No Brasil os principais produtores do fruto se encontram nos estados de Goiás, Minas Gerais e São Paulo (Figura 5). Apesar de ser grande a produção de um único pé, depois de colhida, a fruta apresenta uma vida útil de até três dias, o que prejudica a sua comercialização (LIMA et al., 2008).

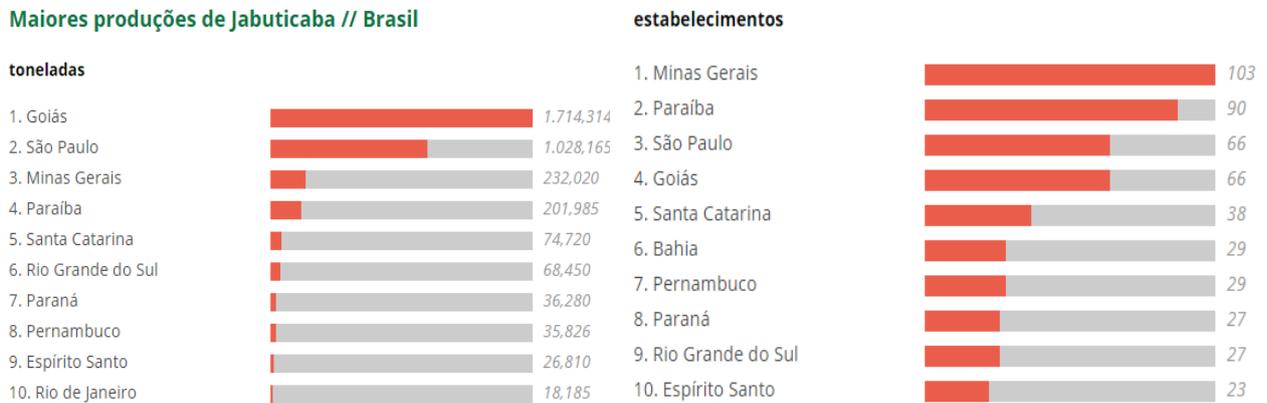
Figura 5. Principais produtores de Jabuticaba no Brasil



Fonte: IBGE, 2017

A jabuticaba tem reconhecido potencial econômico, devido às suas características sensoriais, sendo muito apreciados para o consumo *in natura* e valorizados para a fabricação de derivados, como geleias, bebidas fermentadas, vinagre e licores (DANNER et al., 2006). No Brasil, o estado da Paraíba se encontra em quarto colocado das regiões que mais produzem jabuticaba e segundo colocado para os estabelecimentos com mais de 50 pés plantados segundo o IBGE, 2017, como mostra a Figura 6. A jabuticaba é um fruto tropical de grande valor nutricional, possuindo alto teor de carboidratos, fibras, vitaminas, sais minerais como ferro, cálcio e fósforo, e principalmente compostos fenólicos, os quais apresentam elevado potencial benéficos à saúde. Uma vez que a maior parte de compostos fenólicos da jabuticaba encontra-se em sua casca, devem-se buscar alternativas para a utilização desta fração a fim de aproveitar suas propriedades antioxidantes.

Figura 6. Ranking dos dez maiores produtores e estabelecimentos vinculados à produção de Jabuticaba no Brasil.



* estabelecimentos com mais de 50 pés em 30/09/2017

Fonte: IBGE, 2017.

A Jabuticaba é conhecida como uma das fontes brasileiras mais ricas de antocianinas (REYNERTSON et al., 2008). Além disso, os frutos são ricos em compostos com funções antioxidantes e outros componentes de interesse na indústria farmacêutica (CITADIN, DANNER; SASSO, 2010). As antocianinas pertencem a uma classe de compostos fenólicos, que atraíram atenção crescente por causa de sua atividade antioxidante. Várias antocianinas de extratos de plantas foram testadas, uma vez que podem ser ativas na redução do estresse oxidativo, prevenção de algumas doenças inflamatórias; prevenção de doenças cardíacas, proteção contra obesidade e hipoglicemia; melhoria da memória e proteção do tecido cerebral fetal (BRITO et al., 2007; DAI et al., 2009).

3.6.1 A viabilidade da adição da casca da jabuticaba

A casca de Jabuticaba é rica em fibras, no qual podem ser classificadas de acordo com a sua solubilidade em água: em fibras solúveis e insolúveis. As fibras solúveis tem a finalidade de aumentar a viscosidade do conteúdo intestinal, diminuindo a atividade de certas enzimas digestivas e influenciando diretamente a taxa de digestão e absorção de nutrientes, com a finalidade de reduzir o trânsito intestinal, o índice glicêmico, bem como regular o apetite. As fibras solúveis tem alta capacidade de retenção de água, formando géis em solução aquosa. Enquanto que as fibras insolúveis aumentam o bolo fecal reduzindo o tempo de

trânsito no intestino grosso, o que tornam a eliminação mais fácil e rápida, contribuindo também para a absorção de glicose e para retardar a hidrólise do amido (BRENNAN, 2005).

Gondim et al. (2005), a fim de incentivar a utilização integral dos alimentos, relatou que, a partir das análises da composição química das cascas dos frutos, muitas vezes elas contêm níveis mais elevados de nutrientes que as partes comestíveis. As cascas das frutas são nutricionalmente importantes para a dieta, são economicamente viáveis e podem perfeitamente ser incluídos na alimentação (DESSIMONI-PINTO et al., 2011). Os pesquisadores do grupo Compostos Bioativos, Nutrição e Saúde, da Universidade Estadual de Campinas, verificaram que a casca de jabuticaba da variedade Sabará é rica em fibras e antioxidantes e que sua ingestão pode melhorar o desempenho intestinal e proteger o fígado contra ação de radicais livres, assim como também encontraram um alto teor de fibras na casca da jabuticaba seca, cerca de 30% (BATISTA et al., 2013). Lima et al., 2008 determinaram a composição centesimal do fruto e de suas frações, casca, polpa e semente, e obtiveram valores de fibras solúveis de 6,80; 1,93 e 1,40, e de fibras insolúveis de 26,43; 3,30 e 26,93 respectivamente. O Food and Drug Administration (FDA) em estudo determinou um valor diário de 25 g de fibras para uma dieta de 2.000 calorias, sendo considerado satisfatório o consumo de 5,0 g de fibra em cada refeição (AMERICAN DIETETIC ASSOCIATION, 2008).

3.7 O investimento das indústrias alimentícias no desenvolvimento de novos produtos

De acordo com a Associação Brasileira das Indústrias da Alimentação (ABIA) o faturamento das indústrias de alimentos e bebidas somou R\$ 431,9 bilhões, o primeiro maior valor bruto de produção da indústria de transformação, onde foram exportados o equivalente a 20% do total de vendas do setor, fazendo com que o setor de alimentação seja um dos mais relevantes para a geração de renda no Brasil (MANFIO; LACERDA, 2016; ABIA, 2013a).

O Brasil é um grande produtor de *commodities* e vem se mostrando competitivo internacionalmente na produção de várias matérias-primas agropecuárias, contudo, este desempenho não é alcançado quando se trata de alimentos processados (SIDONIO et al., 2013). Não aparecendo assim no ranking de países com depósitos de tecnologias para o setor alimentício, pelos baixos níveis de investimentos em pesquisa e desenvolvimento ligados a esse setor (MARQUES et al., 2014; DE CARVALHO; DE ARAÚJO, 2017). Segundo Rozenfeld et al., (2006) o aumento da concorrência, as mudanças tecnológicas cada vez mais rápidas e maior exigência dos consumidores são fatores que exigem das empresas maior agilidade aliado a produtividade com alta qualidade (MANFIO; LACERDA, 2016).

A indústria de alimentos brasileira, responsável por quase 15% do faturamento do setor industrial e por empregar mais de 1 milhão de pessoas, tem seguido as tendências internacionais, mas ainda precisa desenvolver trajetórias mais consistentes na área de inovação. (GOUVEIA, 2006). Em busca da inovação na indústria de alimentos, a meta é o lançamento de novos produtos no mercado para atender necessidades e gostos dos consumidores, como produtos mais atrativos, saborosos e digestivos. Necessita-se de uma ampla quantidade e variedade de alimentos processados e com valor agregado com custo acessível, para atender a demanda do consumo atual (BRAGANTE, 2014; GIL, 2005). O mercado competitivo exige criação de novos produtos e estratégias de inovação para a diferenciação. Sendo imprescindível conhecer as necessidades do consumidor, satisfazendo-as na conformidade das legislações (BRAGANTE, 2014; GOUVEIA, 2006). Um novo produto é decorrente da uma versão similar já existente no mercado, ou da incorporação de alguma melhoria no produto (VALVASSORI, 2010).

Os produtos alimentares que têm como alvo melhorias das funções fisiológicas dos consumidores são conhecidos como alimentos funcionais, os quais vem apresentando elevado desenvolvimento no mercado em todo o mundo, uma vez que novos produtos vem sendo lançados continuamente (SIEGRIST et al., 2015). A indústria alimentícia vem desempenhando um papel cada vez mais importante no modo de vida da população. Com isso, surge o desafio de atender a demanda dos consumidores por produtos saborosos, atrativos visualmente e que propiciem bem-estar e melhorias à saúde. Dentre tais alimentos estão os chamados alimentos funcionais, assim denominados por apresentarem além dos efeitos nutricionais já conhecidos, benefícios comprovados à saúde (SAAD et al., 2011).

O desenvolvimento de produtos que proporcionam efeitos benéficos à saúde tem sido uma tendência que reflete o aumento da conscientização sobre o papel da dieta na redução dos riscos de doenças crônicas. Tem havido um aumento do interesse da indústria de alimentos na incorporação de ingredientes com propriedades benéficas à saúde (ALEZANDRO et al., 2011). Porém no desenvolvimento de um novo produto, além de seu valor nutritivo também deve produzir satisfação e ser agradável ao paladar do consumidor, como resultado do equilíbrio de diferentes parâmetros de qualidade sensorial (BARBOZA et al., 2003; ARAÚJO et al., 2012; ARAÚJO et al., 2014).

3.7.1 Espessantes alimentares

Os espessantes à base de amido de milho modificado, encontrados no mercado, são compostos basicamente de amido de milho modificado e maltodextrina, misturam-se

facilmente a todos os tipos de bebida de qualquer origem. Contudo os amidos nativos ou naturais não são os mais adequados para processamentos específicos. As modificações do amido nativo são feitas para a obtenção de ingredientes com as propriedades necessárias para usos industriais como espessante alimentar, sendo considerados como aditivos alimentares com função de espessar, estabilizar, encorpar, conferir viscosidade, elasticidade e dar a textura desejada ao alimento produzido. Agentes espessantes ou hidrocolóides (goma xantana e goma guar), são utilizados para melhorias de textura ou consistência da produção de alimentos líquidos (BYLAITE et al., 2005), com a finalidade de aumentar a viscosidade de soluções, emulsões e suspensões em alimentos. São também empregados para melhorar a textura e a consistência de determinados produtos (MUNHOZ, WEBER, CHANG, 2004; MARUYAMA et al., 2006).

3.7.2 Alimentos sem glúten

A doença celíaca é a intolerância alimentar mais comum no mundo e é caracterizada como uma intolerância à fração gliadina presente no trigo e das prolaminas presente no centeio, triticale e aveia. As prolaminas são substâncias tóxicas, resistentes à digestão pelas enzimas gástricas e pancreáticas e alcançam a lâmina do intestino delgado, causando a inflamação nas células intestinais (NOBRE; SILVA; CABRAL, 2007; GALLAGHER; GORMLEY; ARENDT, 2004). Atinge cerca de 1 % da população, o que torna uma das doenças mais prevalentes geneticamente. Em geral, 49% dos pacientes são diagnosticados com a doença em idade inferior a 15 anos, sendo predominante em mulheres. O mercado de alimentos sem glúten está em plena expansão, novos produtos estão sendo lançados no mercado com a utilização de novos ingredientes que melhoram os aspectos nutricionais desses produtos. Em geral, o custo de alimentos isentos de glúten são 240% mais caros do que os alimentos feitos à base de farinha de trigo (LEE et al., 2007).

O único tratamento satisfatório para celíacos é a completa retirada do trigo, centeio, cevada e aveia da dieta, que estão presentes na maioria dos produtos de padaria, confeitaria, pastelaria em diversos países. A substituição destes cereais pode ser feita por soja, arroz, milho, batata, mandioca e cará, sendo que dentre esses, o arroz é o menos alergênico.

3.8 Estado da arte

Thuengtung et al., (2018) estudaram a digestibilidade *in vitro* do amido e suas alterações nas atividades antioxidantes de arroz pigmentado após o processo de cozimento. Os resultados deste estudo indicaram que os atributos morfológicos de grãos de arroz pigmentado

cozido foram relacionados não apenas à digestibilidade do amido, que foi associada a mudanças no valor do índice de glicose, mas também a mudanças na atividade antioxidante na mucosa do tubo digestivo.

Ferreira, (2012) que estudou a modificação enzimática com α -amilase e amiloglicosidase separadamente na farinha de grãos quebrados de arroz para produção de alimento sem glúten. O objetivo neste trabalho foi determinar o efeito da hidrólise enzimática com α -amilase e amiloglicosidase, e das temperaturas de secagem (40, 80, 100, 120 e 140°C), em suas características físicas, químicas e tecnológicas. Obteve como resultado que a hidrólise enzimática na temperatura de 40°C foi mais eficiente utilizando as concentrações de 2UE de α -amilase/g de farinha no tempo de 2 horas e 3,5UE de amiloglicosidase /g de farinha no tempo de 3 horas de hidrólise.

Domenez, (2016) estudou as propriedades tecnológicas de amido e farinha de arroz tratado por annealing que é uma modificação hidrotérmica que reorganiza o grânulo de amido. O resultado obtido no presente trabalho foi que o annealing não alterou a cristalinidade relativa do amido, e presume-se que o tratamento afetou a reorientação das cadeias glicosídicas. Quando submetidos ao annealing a 50°C, farinha e amido de arroz apresentaram características similares, como a diminuição do poder de inchamento, elevação das temperaturas de gelatinização.

Ziegler et al., (2017) estudaram as mudanças nas propriedades do amido isolado de grãos inteiros de arroz com pericarpo preto e vermelho após armazenamento a diferentes temperaturas. Obtiveram como resultado que o amido isolado dos grãos armazenados por 6 meses a 40 °C apresentou coloração mais escura, deformação superficial dos grânulos e redução significativa no rendimento de extração, viscosidade final, entalpia e cristalinidade, independente da coloração do pericarpo de grãos. O tempo e a temperatura de armazenamento não influenciaram no poder de inchamento e solubilidade do amido isolado de grãos com pericarpo marrom, enquanto que para os grãos com pericarpo preto e vermelho houve redução no poder de inchamento e solubilidade de amidos isolados de grãos armazenados a 40 °C. Grãos armazenados a 16 °C apresentaram mudanças mínimas nas propriedades do amido.

Paraginski et al., (2014) estudaram o amido e farinha de grãos de arroz defeituosos e suas propriedades físico-químicas. Nos resultados afirmaram que os grãos amarelo, danificado 1 e gérmen e imaturo apresentaram maior rendimento de extração do amido (aproximadamente 66%) em relação aos não defeituosos (60,1%). O amido de grãos com e sem defeitos diferiu nas propriedades de colagem, indicando que os defeitos afetam a qualidade do amido; no entanto, grandes diferenças também foram observadas na farinha. Os

amidos isolados de grãos defeituosos apresentaram maiores temperaturas de colagem, pico de viscosidade e viscosidade final do que os amidos de grãos não defeituosos, com exceção do amido dos grãos vermelho listrados, que apresentaram menor viscosidade e viscosidade final e maiores características de quebra.

Fabian et al., (2011) que trabalhou com isolamento e caracterização de amido de farelo de arroz desengordurado. A caracterização do amido de farelo de arroz mostrou que suas propriedades de gelatinização e retrogradação, bem como o tamanho dos grânulos, são semelhantes aos do amido do endosperma do arroz. Com base nos resultados deste estudo, farelo de arroz desengordurado pode ser uma boa fonte de amido que é adequado para aplicações na indústria alimentar e farmacêutica e outras novas aplicações, como um potencial material no campo biomédico.

Polesi, (2009) que trabalhou com amido resistente obtido a partir de amido de leguminosas (ervilha e grão de bico) e de seus hidrolisados tanto enzimáticos quanto ácido. Portanto concluiu que a MEV relevou presença de grânulos inteiros ou não fragmentados nos amidos de ervilha dos diferentesntes tratamentos, enquanto os amidos de grãos-de-bico tratados apresentaram apenas massa amorfa, sem evidência de grânulos. Os padrões de cristalinidade dos amidos naturais forma tipo B e C, respectivamente para os amidos de ervilha e de grão-de-bico, entretanto, os amidos processados de ambos apresentaram padrão tipo B. A hidrólise e o processamento térmico promoveram o aumento do índice de absorção de água e o índice de solubilização em água dos amidos tratados. Os processos de hidrólises dos amidos de ervilha e de grão-de-bico podem elevar o teor de açúcar redutor se comparando com o controle.

Beninca, (2008) utilizou as técnicas termoanalíticas na análise de amidos nativos e quimicamente modificados de diferentes fontes botânicas (milho e mandioca). Como resultado afirmou que os grânulos de amido nativo de milho e mandioca apresentaram morfologia características e sofreram alterações na sua morfologia externa somente após tratamento ácido. Através da difratometria de raios-X confirmou-se a cristalinidade típica de cereais e tuberosas dos amidos natvos de milho e de mandioca, respectivamente. Após as modificações não foi obtida diferença nos padrões de cristalinidade. As temperaturas (T_0) e de pico (T_p) e a entalpia de gelatinização (ΔH_{gel}) reduziram após modificação ácida. A entalpia de gelatinização do amido de milho reduziu após oxidação, o mesmo ocorreu para o amido de mandioca. Em geral, quanto maior o grau de oxidação, maior a entalpia de gelatinização e mais exotérmicas foram às reações de decomposição dos amidos.

4 Materiais e métodos

4.1 Local dos experimentos e matérias-primas

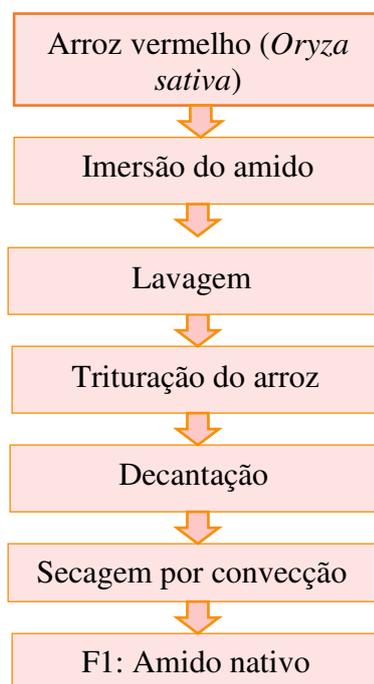
O presente trabalho foi desenvolvido no Laboratório de Engenharia Bioquímica (LEB) e no Laboratório de Engenharia de Alimentos (LEA) da Universidade Federal de Campina Grande, os quais disponibilizaram toda infra-estrutura necessária para preparação do amido. Para a caracterização do amido nativo e dos modificados, algumas análises foram realizadas em laboratórios parceiros: (LCM-UFCG), (LABTER-UFCG), (LABSMAC-UFCG) e o (Laboratório Cereal Chocotech-ITAL/Campinas-SP).

Para a realização desta pesquisa foi utilizado o arroz vermelho (*Oryza sativa*) e a Jabuticaba (*Myrciaria cauliflora* Berg) adquiridos no comércio local de Campina Grande-PB.

4.2 Produção do amido nativo proveniente do arroz vermelho

Na Figura 7 encontram-se as principais etapas da obtenção do amido nativo.

Figura 7. Etapas da extração alcalina do amido proveniente do arroz vermelho



4.2.1 Imersão do amido do arroz vermelho

O amido foi obtido pelo método descrito por ADEBOWALE et al., (2005) com adaptações. A solução de metabissulfito de sódio (0,2%) foi utilizada no processo, onde o arroz foi imerso nesta solução numa proporção de 1:2 m/v por 48 horas, seguido por uma lavagem em água corrente por cerca de 3 minutos.

4.2.2 Trituração do arroz vermelho

O arroz foi triturado com água destilada na proporção de 1:2 m/v em liquidificador industrial (Fabricante Kohlbach, modelo KM42A) por 5 minutos, o produto da operação foi filtrado com auxílio de redes de nylon, para aumento do rendimento o resíduo foi triturado novamente por três vezes.

4.2.3 Decantação

A suspensão do amido foi decantada por um período de 24 horas, em ambiente refrigerado a 7°C para evitar ação enzimática ou fermentativa durante o processo de decantação. Após passar pela primeira decantação, foi descartado o sobrenadante e adicionado 300 mL de água destilada ao amido precipitado com o objetivo de lavar a amostra. Após 24 horas desta nova decantação, o sobrenadante foi novamente descartado e o precipitado acrescido de água na mesma quantidade (300 mL). Este procedimento de suspensão e decantação do amido foi efetuado até que o produto apresentasse características de amido e que, praticamente, toda a mucilagem presente na suspensão fosse eliminada.

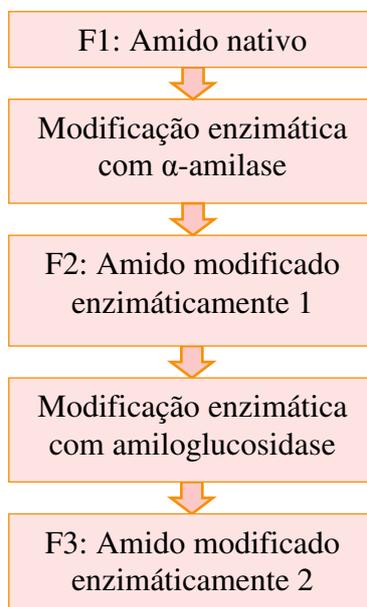
4.2.4 Secagem convectiva do amido

O amido decantado foi submetido ao processo de secagem convectiva, realizada em estufa com circulação de ar na temperatura de 50 °C durante 8 horas. Após o processo de secagem, foi obtido amido com teor de água próximo a 12% em base úmida.

4.3 Produção e modificação enzimática do amido nativo

Na Figura 8 encontram-se as principais etapas da obtenção dos amidos modificados via processo enzimático.

Figura 8. Esquema das principais etapas na produção e modificação do amido nativo



4.3.1 Determinação da atividade enzimática da α -amilase

A enzima comercial α -amilase foi cedida pela empresa CBB – Biomassa e bioprocessos LTDA, onde primeiramente foi necessária a determinação da atividade enzimática inicial para em seguida preparar soluções com diferentes cargas enzimáticas.

O ensaio para determinação da atividade da α -amilase foi realizada segundo metodologia utilizada por Bernfeld (1955), com modificação na temperatura do processo de 40°C para 60°C. A atividade enzimática foi medida através da determinação da concentração de açúcar redutor (Maltose) formado usando o reagente 3,5-dinitrossalicílico (ADNS) (MILLER, 1959). A determinação da curva padrão da maltose seguiu a metodologia descrita por Bernfeld (1955) com concentração de (0,1 a 1mg/ mL de H₂O). Estes ensaios foram realizados da seguinte forma: a 500 μ L da solução de amido solúvel 1% (m/v) foi adicionado 500 μ L da enzima previamente diluída (1:250) v/v, onde realizou-se a reação em banho maria por 3 minutos a 60°C, a reação foi interrompida com a adição de 1000 μ L de ADNS, os tubos contendo essa mistura foram levados para o fogo em água fervente durante 5 minutos e depois foi resfriada em banho de gelo e o volume em cada tubo foi completado para 10 mL com água destilada. O branco seguiu o mesmo procedimento, sem a presença da solução de amido e da enzima. O branco do equipamento foi feito com 1000 μ L de tampão fosfato pH 6,9. A leitura

da absorbância foi no espectrofotômetro a 540nm, sendo a unidade de enzima expressa em (UE/mL).

4.3.2 Determinação da atividade enzimática da amiloglucosidase

A enzima comercial amiloglucosidase foi cedida pela empresa CBB – Biomassa e bioprocessos LTDA, onde primeiramente foi necessária a determinação da atividade enzimática inicial para em seguida preparar soluções com diferentes cargas enzimáticas.

Para determinação da atividade da amiloglucosidase foi utilizada a metodologia descrita por Silva, Asquieri e Fernandes (2005). Para as amostras previamente diluídas na proporção de 1:250(v/v) (enzima/tampão), nos tubos de ensaios foram adicionados 300µL da solução de enzima, 200µL da solução de amido de 1% (p/v) e 500µL tampão acetato de sódio 0,025 mol L⁻¹, pH de 4,2, logo foram colocados em banho-maria a 60°C por 15 min. Para o branco foram adicionados 300µL da solução de enzima e 700µL tampão acetato de sódio 0,025 mol L⁻¹, pH de 4,2 e para o branco do equipamento foram utilizados 1000µL do tampão, seguindo o mesmo procedimento. A reação foi interrompida adicionando 1000µL de ADNS, os tubos foram levados para o fogo em água fervente durante 5 minutos e depois foram resfriados em banho de gelo e o volume em cada tubo foi completado para 10 mL com água destilada. A concentração de glicose liberada pela reação foi determinada segundo o método de Miller (1959) usando o comprimento de onda de 540 nm para determinação de glicose. A curva padrão da glicose seguiu a metodologia descrita por Miller (1959) com concentração de (0,1 a 1mg/ mL de H₂O).

4.3.3 Hidrólise enzimática

Foi utilizado como ferramentas para avaliar o efeito de duas enzimas α -amilase e amiloglucosidase na hidrólise enzimática do amido, dois planejamentos experimentais, um para cada enzima, os mesmos foram usados sequencialmente: primeiramente avaliou-se o efeito da enzima α -amilase no amido nativo, extraído do arroz vermelho, e nas melhores condições desse processo, outro foi realizado com a enzima amiloglucosidase, agindo assim na massa de amido modificado pela α -amilase na primeira hidrólise.

No apêndice A mostra-se como foram realizados os cálculos para encontrar os valores das atividades enzimáticas e cargas enzimáticas para os ensaios dos planejamentos.

4.3.3.1 Hidrólise enzimática com a α -amilase

O planejamento experimental realizado foi um 2^4 com 3 pontos centrais para avaliar as variáveis independentes: carga enzimática (UE/g), razão massa:volume (RZ), pH e tempo. As condições fixadas foram massa de amido de 4g, temperatura de 60°C e agitação de 150 rpm.

Na Tabela 6 estão apresentados os valores das variáveis independentes e na Tabela 7 a matrix do planejamento.

Os experimentos foram realizados em Erlenmeyers, contendo a massa de amido e a solução enzimática com atividades e volumes previamente definidos, garantindo as diferentes razões massa:volume e cargas enzimáticas previstas no planejamento experimental. Para assegurar os diferentes pHs, soluções tampões foram usadas: citrato 0,1M, pH 4, fosfato 0,1M, pH 6 e fosfato 0,1M, pH 8. Os Erlenmeyers foram colocados em shaker (SOLAB SL-223) com agitação orbital controlada em 150 rpm e temperatura em 60°C de forma a manter o amido em uma temperatura abaixo da necessária para sua gelatinização. Ao final dos tempos de 6, 12 e 18 horas, os Erlenmeyers eram retirados, a mistura era filtrada em papel de filtro e o hidrolisado era analisado quanto ao teor de maltose e glicose.

Tabela 6. Valores dos níveis e dos respectivos valores das variáveis usados na hidrólise enzimática da α -amilase

| Variáveis | Níveis | | |
|-----------------------------------|--------|----|----|
| | -1 | 0 | +1 |
| Carga Enzimática (UE/g) | 1 | 2 | 3 |
| Razão massa:volume (RZ) | 2 | 3 | 4 |
| pH | 4 | 6 | 8 |
| Tempo (horas) | 6 | 12 | 18 |

Tabela 7. Matriz do Planejamento experimental 2^4 com 3 pontos centrais para a hidrólise com a enzima α -amilase.

| Experimentos | Carga Enzimática (UE/g) | Razão massa: volume (RZ) | pH | Tempo (h) |
|--------------|-------------------------|--------------------------|----|-----------|
| 1 | - | - | - | - |
| 2 | + | - | - | - |
| 3 | - | + | - | - |
| 4 | + | + | - | - |
| 5 | - | - | + | - |
| 6 | + | - | + | - |
| 7 | - | + | + | - |
| 8 | + | + | + | - |
| 9 | - | - | - | + |
| 10 | + | - | - | + |
| 11 | - | + | - | + |
| 12 | + | + | - | + |
| 13 | - | - | + | + |
| 14 | + | - | + | + |
| 15 | - | + | + | + |
| 16 | + | + | + | + |
| 17 (C) | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 18 (C) | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 19 (C) | 0 | 0 | 0 | 0 |

4.3.3.2 Hidrólise enzimática com a amiloglucosidase

O planejamento experimental realizado foi um 2^2 com 3 pontos centrais para avaliar as variáveis independentes: carga enzimática (UE/g) e tempo. As condições fixadas foram 4g da massa de amido modificado nas condições ótimas obtidas da hidrólise enzimática utilizando a enzima α -amilase, temperatura de 60°C, agitação de 150 rpm, razão massa:volume igual a 2 e pH igual a 6.

Na Tabela 8 estão apresentados os valores das variáveis independentes e na Tabela 9 a matriz do planejamento.

Os experimentos foram realizados em Erlenmeyers, contendo a massa de amido modificado e a solução enzimática com atividades e volumes previamente definidos, garantindo a razão massa:volume igual a 2 e cargas enzimáticas previstas no planejamento experimental. O pH igual a 6 foi mantido com a solução tampão fosfato 0,1M; valor escolhido é o retratado na literatura onde após hidrólise com α -amilase a atividade da amiloglucosidase seria o ótimo em atividade para essa enzima. Os Erlenmeyers foram colocados em shaker (SOLAB SL-223) com agitação orbital controlada em 150 rpm e temperatura em 60°C, escolhida de forma a manter o amido em uma temperatura abaixo da necessária para sua gelatinização. Ao final dos tempos de 1, 2 e 3 horas, os Erlenmeyers eram retirados, a mistura era filtrada em papel de filtro e o hidrolisado era analisado quanto ao teor de glicose.

Tabela 8. Valores dos níveis e das variáveis usadas na hidrólise enzimática da amiloglucosidase

| Variáveis | Níveis | | |
|--------------------------------|--------|---|----|
| | -1 | 0 | +1 |
| Carga Enzimática (UE/g) | 1 | 2 | 3 |
| Tempo (h) | 1 | 2 | 3 |

Tabela 9. Matriz do Planejamento experimental 2^2 com 3 pontos centrais para a hidrólise com a enzima amiloglucosidase

| Experimentos | Carga | |
|--------------|-------------------|-----------|
| | Enzimática (UE/g) | Tempo (h) |
| 1 | - | - |
| 2 | + | - |
| 3 | - | + |
| 4 | + | + |
| 5 (C) | 0 | 0 |
| 6 (C) | 0 | 0 |
| 7 (C) | 0 | 0 |

4.3.3.3 Porcentagem de hidrólise com a α -amilase

A porcentagem de hidrólise foi calculada como descrito na Equação 1.

$$\% \text{Hidrólise} = \text{AR}_{(\text{maltose final})} \text{ após hidrólise} - \text{AR}_{(\text{maltose inicial})} \text{ antes da hidrólise} \quad (1)$$

Em que:

$\text{AR}_{(\text{maltose final})}$ e $\text{AR}_{(\text{maltose inicial})}$ são dados em g/100g da amostra.

4.3.4.2 Porcentagem de hidrólise com a enzima amiloglicosidase

A porcentagem de hidrólise foi calculada como descrito na Equação 2.

$$\% \text{Hidrólise} = \text{AR}_{(\text{glicose final})} \text{ após hidrólise} - \text{AR}_{(\text{glicose inicial})} \text{ antes da hidrólise} \quad (2)$$

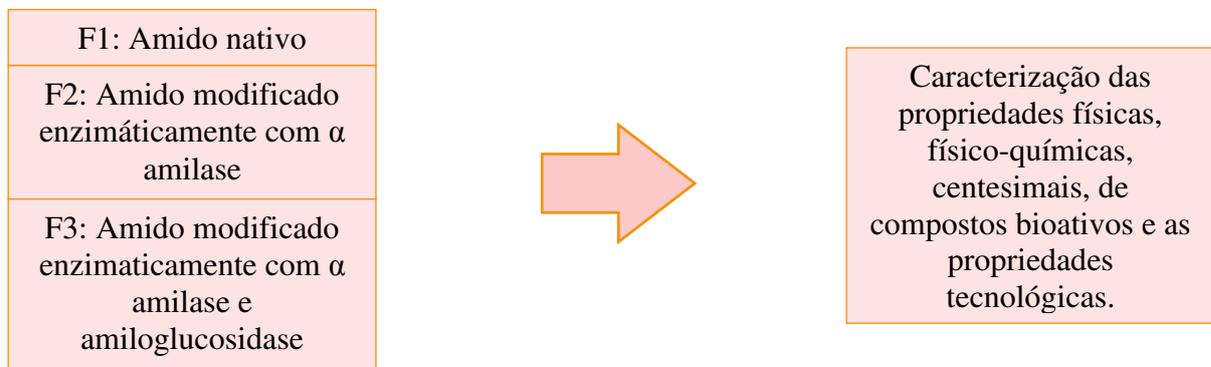
Em que:

$\text{AR}_{(\text{glicose final})}$ e $\text{AR}_{(\text{glicose inicial})}$ são dados em g/100g da amostra.

4.4 Caracterização dos amidos: nativo e modificados

Na Figura 9 encontra-se o esquema das análises realizadas para o amido nativo e os modificados via processo enzimático.

Figura 9. Esquema das caracterizações realizadas nos amidos nativo e modificado enzimaticamente.



4.4.1 Análise físico-química

4.4.1.1 Potencial hidrogeniônico (pH) e acidez titulável

O pH foi determinado através do uso de um phmetro previamente calibrado com soluções tampão de pH 7,0 e 4,0, segundo a metodologia do AOAC (1994). Os resultados foram expressos em unidades de pH.

A acidez titulável foi determinada pela titulação da amostra com solução 0,1N de hidróxido de sódio utilizando-se, como indicador para verificação do ponto de viragem, solução alcoólica a 1% de fenolftaleína. Os resultados foram expressos em percentagem AOAC (1994).

4.4.1.2 Sólidos solúveis (°Brix)

As leituras do grau Brix foram feitas por refratometria, utilizando o refratômetro de Abbé, corrigido para 25°C. O aparelho foi calibrado a temperatura de 20°C com água destilada (Índice de refração = 1,3330 e 0° Brix a 20°C) e procedeu-se às leituras das amostras acrescentando o valor de 0,4° Brix para a conversão na temperatura de 25°C.

4.4.1.3 Açúcares redutores por ADNS

Realizou-se a quantificação dos grupos redutores com base na redução do ácido 3,5 dinitrosalicílico a 3-amino-5-nitrosalicílico (ADNS), descrito segundo (MILLER, 1959), utilizando para a análise 1,0 mL das amostras previamente diluída e 1,0 mL do reagente ADNS. Levou-se ao aquecimento e analisou-se a absorvidade do composto formado em 540 nm. A curva padrão de quantificação foi determinada previamente e expressa em grama de glicose por 100 gramas de amostra.

4.4.1.4 Atividade de água

A atividade de água foi determinada através de leitura direta da amostra na temperatura de 25°C, em higrômetro Aqua-Lab, modelo 3TE, fabricado pela Decagon.

4.4.1.5 Fibra em detergente neutro (FDN) e fibra em detergente ácido (FDA)

A determinação do teor de fibra foi realizada por análises distintas: fibra em detergente neutro (FDN) e fibra em detergente ácido (FDA) como mostrado na Equação 3, onde foi utilizado o método proposto por Van Soest e Wine (1967).

$$\text{FDN ou FDA} = \frac{(\text{Massa final da amostra} - \text{massa do recipiente})}{\text{massa inicial da amostra}} \cdot 100 \quad (3)$$

4.4.2 Caracterização física do amido nativo e dos modificados.

4.4.2.1 Amido

O teor de amido das amostras foi determinado segundo o AOAC (1994). Os resultados foram expressos em percentagem.

4.4.2.2 Amilose

O conteúdo de amilose foi quantificado através de método espectrofotométrico, adaptado de Martinez e Cuevas (1989), com mudanças na temperatura e tempo de permanência no banho.

Colocou-se uma amostra de 0,1 g de amido solúvel (considerando que toda a massa seja composta somente de amido) em um recipiente ao qual adicionou-se 1 mL de álcool etílico 96% GL e 9 mL de solução NaOH 1 mol.L⁻¹. Esse recipiente foi levado para aquecimento em banho-maria a 90°C por 20 minutos e posteriormente foi resfriado durante 30 minutos. O conteúdo foi transferido para um balão volumétrico de capacidade de 100 mL e seu volume foi completado com água destilada. Retirou-se uma alíquota de 5 mL e transferiu-se para um segundo balão volumétrico de 100 mL ao qual também foram adicionados 1 mL de ácido acético 1 N e 2 mL de solução de iodo 2% (preparada com iodo e iodeto de potássio três horas antes da análise), e novamente completou-se o volume do balão com água ultrapura. Trinta minutos depois, procedeu-se à leitura de absorbância em espectrofotômetro de UV-vis no comprimento de onda de 610 nm. Para a construção da curva de absorbância de um padrão de amilose utilizou-se 0,04 g de amilose pura (fabricante Sigma), submetidos a procedimento inicial similar ao descrito anteriormente até a situação de resfriamento posterior ao banho, sendo que a partir desse momento retiraram-se alíquotas de 1, 2, 3, 4 e 5 mL do balão volumétrico e adicionou-se 0,2; 0,4; 0,6; 0,8 e 1,0 mL da solução de ácido acético além de 0,4; 0,8; 1,2; 1,6 e 2,0 mL da solução de iodo, respectivamente, e completou-se o volume para 100 mL. Aguardaram-se 30 minutos para a leitura de absorbância, também a 610 nm. Todas as análises foram feitas em duplicata.

4.4.2.3 Determinação de amilopectina

O conteúdo de amilopectina das amostras foi calculado por diferença entre os valores de amido e amilose, como é mostrado na Equação 4.

$$\text{Amilopectina (\%)} = \text{amido} - \text{amilose} \quad (4)$$

4.4.2.4 Capacidade de absorção de água e óleo

O método de Beuchat (1977) foi utilizado para determinar a capacidade de absorção da água e do óleo dos amidos. Cerca de 10 mL de água (destilada) ou do óleo de soja comercial foram adicionados a 1 g da amostra em tubos de centrífuga. A suspensão foi homogeneizada durante 30 segundos e em seguida deixada em repouso por 30 minutos. Posteriormente os tubos foram fechados e centrifugados por 15 minutos a 1000 rpm. As paredes externas dos tubos foram secas e logo pesadas. A massa da água ou do óleo absorvidos foi expressa em g/100g de amido em base seca de acordo com a Equação 5.

$$CA = [(massa\ do\ tubo\ após\ centrifugação) - (massa\ do\ tubo + amostra\ seca)].100 \quad (5)$$

Em que:

CA= capacidade de absorção da água ou do óleo expresso em (g 100g⁻¹).

4.4.2.5 Índice de absorção de leite (IAL)

O IAL tanto para o leite (ITALAC) integral quanto para o desnatado foi determinado pelo método de Anderson et al. (1969). No tubo da centrífuga previamente tarado, foram colocados 2,5 g do amido e 30 mL de leite. Após homogeneização por 20 seg, os tubos foram mantidos a 10°C e centrifugado por 10 min a 3.000 G em centrífuga. O sobrenadante foi retirado com auxílio de uma pipeta volumétrica de 10 mL, permanecendo apenas o gel formado no tubo. O valor do IAL foi determinado pela Equação 6 e o resultado expresso em %.

$$IAL = \frac{Mrg}{Ma - (Mre.3)} \quad (6)$$

Em que:

Mre = massa do resíduo de evaporação da amostra (g);

Ma= massa da amostra (g), base seca;

Mrg= massa do resíduo de centrifugação (g).

4.4.2.6 Índice de sinérese

O índice de sinérese das diferentes amostras de amido foi determinado de acordo com a metodologia proposta por Farnsworth et al. (2006), com modificações. Após três dias de preparadas e armazenadas a 6 °C, as amostras (15 g) foram centrifugadas a 3000 rpm por dez

minutos sob refrigeração a 6 °C, em duplicata. A percentagem de sinérese foi calculada pela massa de água separada da rede de gel, durante a centrifugação, dividido pela massa de gel inicial, multiplicado por 100, Equação 7.

$$\text{Índice de sinérese(\%)} = \frac{mf}{mi} \cdot 100 \quad (7)$$

Em que:

mf = massa de água separada do gel após centrifugação (g);

mi = massa do gel inicial (g).

4.4.2.7 Densidade real

A densidade real do produto foi determinada a partir da relação entre a massa e o volume da amostra, através do deslocamento de um líquido (óleo de soja) em proveta, conforme apresentado na Equação 8.

$$\text{Densidade real} = \frac{\text{massa}}{(Vf - Vi)} \quad (8)$$

Em que:

Vf = volume final ocupado (óleo + amostra) (g);

Vi = volume do óleo (cm³).

4.4.2.8 Densidade aparente (Dap)

Seguindo a metodologia de POLITI (2009), utilizou-se uma proveta onde a amostra foi pesada na mesma, foi anotada a massa da proveta vazia e a massa da mesma com a amostra, em seguida foi observado o volume ocupado pela massa pesada na proveta e anotou-se esse valor para cálculo da densidade aparente, Equação 9:

$$\rho_a = \frac{M_{p,cheia} - M_{p,vazia}}{V_{ocupado}} \quad (9)$$

Em que:

ρ_a = densidade aparente;

$M_{p,vazia}$ = massa da proveta vazia (g);

$M_{p,cheia}$ = massa da proveta com amostra (g);

$V_{ocupado}$ = volume ocupado pela amostra na proveta (cm³).

4.4.2.9 Porosidade

A porosidade foi determinada conforme metodologia descrita por Keeey (1991) como apresentado na Equação 10:

$$\text{Porosidade} = 1 - \frac{\text{densidade aparente}}{\text{densidade real}} \quad (10)$$

4.4.2.10 Densidade de compactação (Dcp)

A metodologia adotada foi a de TONON (2009), onde foi colocado aproximadamente 2 g de pó numa proveta graduada de 5 mL, submetendo a mesma a batimentos (50 vezes) com uma altura de referência sobre a bancada, o volume ocupado pela amostra na proveta foi anotado para o cálculo (Equação 11):

$$D_{cp} = \frac{m}{v} \quad (11)$$

Em que:

D_{cp}= densidade de compactação (g/mL);

m= massa da amostra (g);

v= volume ocupado pela amostra na proveta (mL).

4.4.2.11 Ângulo de repouso

Para realização da análise colocou-se um funil em um suporte e logo abaixo um papel milimetrado para quantificação do diâmetro ($d=2*\text{raio}$) que a amostra ocuparia ao cair sobre o mesmo. Ao colocar a amostra no funil, foi possível observar a forma de um cone sobre o papel, onde além de observar o diâmetro e a altura (h) do cone formado, em seguida foi possível calcular o ângulo de repouso:

$$\text{Tg}\theta = \frac{h}{r} \quad \theta = \arctg(\text{Tg}\theta)$$

Em que:

h= altura do cone (cm);

r= raio do cone (cm);

θ = ângulo de repouso.

4.4.2.12 Índice de compressibilidade (índice de Carr) e índice de Hausner

É dado pela Equação 12, segundo a metodologia de CARR, (1965).

$$I_{\text{carr}}(\%) = \frac{(D_{\text{cp}} - D_{\text{ap}})}{D_{\text{cp}}} \cdot 100 \quad (12)$$

Em que:

D_{cp} = densidade de compactação;

D_{ap} = densidade aparente.

Um índice similar, de interpretação mais simples, foi proposto por Hausner (Equação 13), conforme metodologia referenciada HAUSNER, (1967).

$$I_{\text{HAUSNER}} = \frac{D_{\text{cp}}}{D_{\text{ap}}} \quad (13)$$

Em que:

D_{cp} = densidade de compactação;

D_{ap} = densidade aparente.

4.4.3 Análise Centesimal

4.4.3.1 Umidade

O teor de umidade foi determinado seguindo metodologia apresentada em AOAC, (1994). Pesou-se 2g da amostra em cápsula de metal previamente seca e tarada. Colocou-se a cápsula em estufa a 105°C até atingir massa constante. Resfriou-se em dessecador com sílica gel até temperatura ambiente e pesou-se a amostra. Os cálculos foram realizados com base na Equação 14.

$$\text{Umidade}(\%) = \frac{(m_i - m_f)}{m_i} \cdot 100 \quad (14)$$

Em que:

m_i = massa inicial da amostra (g);

m_f = massa final da amostra (g).

4.4.3.2 Protéina bruta

O teor de proteína foi calculado através da determinação do teor de nitrogênio pelo método de Kjeldahl clássico (AOAC, 1994), usando-se o fator 6,25 (farinha da casca de jabuticaba) e 5,8 (amido de arroz vermelho) para conversão, sendo os resultados expressos em percentagem.

4.4.3.3 Lipídios.

O teor de lipídios foi determinado pelo método proposto pelo AOAC (1994) após extração em Soxhlet. Os resultados desta determinação foram expressos em percentagem.

4.4.3.4 Cinzas

A determinação de cinzas ou minerais foi realizada pelo método gravimétrico, baseado na incineração do material seco em mufla a 550°C, segundo a metodologia proposta pela AOAC (1994). Os resultados foram expressos em percentagem ($\text{g } 100\text{g}^{-1}$).

4.4.3.5 Fibra bruta (FB)

Utilizou-se o método proposto por Van Soest e Wine (1967) para quantificar o teor de fibra bruta (FB).

4.4.3.6 Carboidratos

O teor de carboidratos foi calculado por diferença através dos dados prévios de (100-umidade - cinzas - lipídeos - proteína - fibra bruta).

4.4.4 Caracterização dos compostos bioativos

4.4.4.1 Quantificação do nível de antocianinas totais e flavonoides

O método utilizado para leitura das antocianinas e flavonoides nas amostras foi o método do pH único descrito por FRANCIS (1982). Pesou-se 1g da amostra e adicionou-se 25 mL da mistura etanol-HCl (85:15 v/v), álcool etílico PA e HCl 1,5N. Logo após macerou a amostra por 1 min sob abrigo da luz, este extrato alcoólico/ácido foi transferido para um balão volumétrico de 25 mL, deixou-se sob refrigeração a 5°C por 24 horas para maceração e extração das antocianinas e flavonoides. Após as 24 horas o extrato foi filtrado em algodão, o volume obtido após filtração foi transferido para um balão volumétrico de 25 mL e completou-se com a solução extratora para o amido de arroz vermelho. Na sequência, procedeu-se a leitura das absorbâncias no comprimento de onda de $\lambda = 374\text{nm}$ para flavonoides e $\lambda = 535\text{nm}$. Para antocianinas totais e flavonoides foi utilizando a solução extratora como branco. A quantidade de antocianinas totais foi calculada pela Equação 15 e flavonoides pelas Equações 16 e 17.

$$\text{Antocianinas}(\text{mg} \cdot 100\text{g}^{-1}) = \frac{\text{Abs}_{535} \cdot V_{ec} \cdot V_{ed} \cdot 1000}{V_{alq} \cdot m \cdot 982} \quad (15)$$

Em que:

Abs 535nm= absorvância lida do extrato diluído a 535 nm

Vec = volume do extrato concentrado (mL);

Ved= volume do extrato diluído (mL);

Valq= volume da alíquota tomada do extrato concentrado para fazer o extrato diluído (mL);

m = massa da casca de jaboticaba utilizada para realizar a extração (g).

$$\text{Flavonoides}(\text{mg} \cdot 100\text{g}^{-1}) = \frac{\text{Fd} \cdot \text{Abs}_{374}}{76,6} \quad (16)$$

Em que:

76,6= coeficiente de extinção para flavonoides.

4.4.4.2 Determinação de compostos fenólicos totais (CFT)

Os compostos fenólicos totais foram quantificados a partir do método de Folin-Ciocalteu descrito por Waterhouse (2006), utilizando ácido gálico como padrão. Os extratos foram preparados a partir da diluição de 1g de amostra em 50 mL de água destilada e deixados em repouso por 30 min. Uma alíquota de 50 µL do extrato foi transferida para um tubo de ensaio, adicionou-se 2.075 µL de água e 125 µL do reagente Folin Ciocalteu. A mistura permaneceu em repouso por 5 minutos e logo após, adicionou-se 250 µL de carbonato de sódio a 20%, seguido de agitação e repouso em banho maria a 40 °C, por 30 minutos. Os cálculos realizados para a determinação dos compostos fenólicos foram baseados em uma curva padrão com ácido gálico, e as leituras realizadas em espectrofotômetro a 765 nm, com os resultados expressos em mg.100g⁻¹ de ácido gálico.

4.4.4.3 Determinação da atividade antioxidante pelo método de ABTS

A atividade antioxidante foi determinada pelo método proposto por Re et al. (1999), com modificações feitas por Rufino^b et al., (2007) para todas as formulações. Foram pesados 0,5 g do extrato para 50 mL de água destilada, logo após três diluições diferentes foram feitas com água destilada (2,5/10mL; 5,0/10mL; 7,5/10mL) e, posteriormente, uma curva de calibração foi construída. Para as análises, 3,0 mL do radical ABTS foram colocados em um tubo de ensaio com uma alíquota de 30 µL de cada diluição de extrato e homogeneizados em um agitador magnético. A absorvância foi medida a 734 nm após 6 minutos de reação, usando álcool etílico como branco.

Os cálculos foram feitos com as absorvâncias obtidas de diferentes diluições do extrato (três concentrações), e um gráfico foi plotado para cada amostra, com a absorvância no eixo y e a concentração para cada diluição (mg L^{-1}) no eixo x, determinando a equação da reta. Nesta equação, a absorvância correspondente ao padrão de $1000 \mu\text{mol L}^{-1}$ de trolox foi substituída; Assim, foi possível encontrar a concentração da amostra (mg L^{-1}), equivalente a $1000 \mu\text{mol trolox L}^{-1}$. O resultado final, expresso em $\text{mol L}^{-1}\text{g}^{-1}$, foi calculado dividindo-se $1000 (\text{mol}^{-1})$ pelo valor de x (g) e multiplicando-o por 1g.

4.4.4.4 Quantificação da atividade antioxidante pelo DPPH

A avaliação da capacidade em sequestrar o radical livre DPPH (2,2-difenil-1-picril-hidrazil) foi feita de acordo com metodologia descrita por Rufino^a et al., (2007), com adaptações. A medida da absorvância foi realizada no comprimento de onda de 515 nm em espectrofotômetro UV-VIS. A percentagem de sequestro de radical livre (%SRL) foi calculada de acordo com a Equação 17.

$$\%SRL=100.\left[\frac{(\text{Abs}_{\text{controle}}-\text{Abs}_{\text{amostra}})}{\text{Abs}_{\text{controle}}}\right] \quad (17)$$

O EC_{50} foi obtido a partir de cálculos de retorno do ensaio de calibração com diferentes concentrações de DPPH e das equações obtidas a partir da massa de DPPH análogo à metade da absorvância do controle, dos gráficos de dispersão das absorvâncias das diferentes amostras nas diferentes concentrações de extrato, segundo relatado no protocolo de Rufino^a et al. (2007), apresentando o resultado final em g de amostra/g de DPPH captado.

4.4.5 Caracterização das propriedades tecnológicas do amido

As propriedades morfológicas, térmicas e estruturais são apresentadas e discutidas nesse tópico tanto para o amido nativo (F1) quanto para os amidos modificados (F2 e F3).

4.4.5.1 Microscopia eletrônica de varredura (MEV)

O detalhamento da morfologia dos grânulos foi de acordo com a metodologia de Atrous et al., (2017) com modificações. Foram realizadas as seguintes etapas: amostras de amido foram desidratadas a vácuo; pequena quantidade de grânulos foi aspergida sob fita metálica adesiva de dupla face e colocada sobre suportes metálicos cilíndricos. Outros lotes foram desidratados em secador de ponto crítico de CO_2 (Fabricante SHIMADZU). Para conferir condutividade ao amido, todas as amostras foram recobertas com ouro em

metalizador a vácuo. As micrografias foram obtidas no microscópio Superscan (SSX-550) sob aceleração de 10 kV, com ampliações em 1000x e 2000x.

4.4.5.2 Calorimetria exploratória diferencial (DSC)

A análise de DSC seguiu a metodologia descrita por Chung; Liu, (2009) com adaptações. Para preparação da amostra adicionou-se 6,0 µl de água destilada a 2,0 mg de amido em cadinhos (panelas para o DSC). O recipiente foi selado, pesado novamente e mantido a $30 \pm 2^\circ\text{C}$ por 24 h para assegurar o equilíbrio da amostra de amido e da água. Logo após foram submetidas a um ciclo de aquecimento e resfriamento de 20-200 °C a 10 °C/minuto para determinação da entalpia de gelatinização. Sendo utilizadas cápsulas de alumínio fechadas e como referência uma cápsula fechada vazia. O experimento foi conduzido em atmosfera dinâmica com o gás nitrogênio a 50 mL/minuto. Além das entalpias foram obtidos: a temperatura inicial (T_0) e a temperatura de pico da gelatinização (T_p).

4.4.5.3 Análise termogravimétrica (ATG)

As análises termogravimétricas foram realizadas em analisador termogravimétrico segundo a metodologia descrita por Tian et al., (2011). A faixa de temperatura foi de 25 a 600 °C com varredura de 10 °C/min. em atmosfera de N_2 com fluxo de ar de 150 mL min^{-1} .

4.4.5.4 Difração de raios-X (DRX)

O padrão de difração de raios-X foi determinado por difratômetro de Raio X – Shimadzu – XRD – 7000 pela metodologia de Won et al., (2017) com adaptações, utilizando radiação $K\alpha$ do cobre (1,5418 Å), 40 kV, 40 mA, com um passo de 0,05 e taxa de varredura de 0,5 °/min na temperatura ambiente. A faixa de varredura da difração foi ajustada para ângulos de 5° a 65° (2θ). Os difratogramas foram utilizados para identificação das fases que compõem um material cristalino. A leitura de um difratômetro foi realizada por meio de um gráfico que fornece o registro das contagens por segundo (proporcional à intensidade difratada) versus a difração do ângulo 2θ (fixe transmitido).

O grau de cristalinidade das amostras foi obtido segundo a Equação 18.

$$X_c(\%) = \frac{I_c}{(I_c + I_a)} \cdot 100 \quad (18)$$

Em que:

X_c = o grau de cristalinidade;

Ic = somatório das áreas dos picos cristalinos;

Ia = área do halo amorfo.

4.4.5.5 Espectroscopia no infravermelho com transformada de Fourier (FTIR)

Os espectros de infravermelho das amostras de amidos de arroz nativo e modificado foram obtidos em espectrofotômetro de absorção na região do infravermelho utilizando um equipamento Spectrum 400 da Perkin Elmer na região de 4000-0 cm^{-1} , segundo a metodologia de Chung et al., (2011) com adaptações. Foram preparadas pastilhas a partir da mistura das amostras com KBr em uma proporção de 1:100 (amostra:KBr). Sendo recolhidas dez leituras a uma resolução de 4 cm^{-1} .

4.5 Produção da farinha da casca de jabuticaba

4.5.1 Etapas para a obtenção da farinha da casca de Jabuticaba

Na Figura 10 encontram-se as etapas para a obtenção da farinha da casca da jabuticaba (F4).

Figura 10. Etapas para a produção da farinha da casca de jabuticaba



4.5.1.1 Higienização e despulpamento da jabuticaba

Para os frutos da jabuticaba, os mesmos foram selecionados, lavados e higienizados com hipoclorito de sódio em solução (200 mg.L⁻¹ de cloro livre). As frações da jabuticaba foram separadas (polpa, casca e semente) por despulpamento manual e suas cascas foram congeladas a -18 °C.

4.5.1.2 Preparação das cascas de jabuticaba

Para hidrólise parcial e solubilização dos taninos, responsáveis pelo gosto adstringente, as cascas foram tratadas em meio ácido em temperatura ambiente pela adição de suco de limão na proporção de 1,0: 2,0: 0,15 (cascas de jabuticaba: água destilada: suco de limão) por 45 minutos. A seguir, as cascas foram enxaguadas e com água destilada (ALMEIDA NETA et al., 2018).

4.5.1.3 Secagem convectiva das cascas de jabuticaba

As cascas da jabuticaba previamente trituradas em liquidificador industrial (Fabricante Kohlbach, modelo KM42A) foram submetidas ao processo de secagem convectiva, realizada em estufa com circulação de ar na temperatura de 50°C durante 24 horas.

4.5.1.4 Trituração das cascas de jabuticaba

A trituração das cascas de jabuticaba previamente seca foi feita usando o liquidificador industrial no tempo de 3 minutos, sob agitação. Após a obtenção da farinha da casca de jabuticaba (FCJ) as amostras foram acondicionadas em embalagens de polietileno com fechamento “zip lock” sob o abrigo de luz, com o objetivo de manter as propriedades das amostras.

4.5.1.5 Peneiramento

O peneiramento da farinha da casca de jabuticaba foi realizado utilizando a peneira de 60 Mesh com o intuito de obter uma farinha de granulometria fina.

4.5.2 Caracterização da farinha da casca de jabuticaba

A farinha da casca de jabuticaba (F4) foi caracterizada quanto às propriedades físico-químicas, centesimais e dos compostos bioativos, conforme as metodologias já descritas nos itens (4.4.1.1; 4.4.1.2; 4.4.1.3; 4.4.1.4; 4.4.1.5; 4.4.3.1; 4.4.3.2; 4.4.3.3; 4.4.3.4; 4.4.3.5; 4.4.3.6; 4.4.4.1; 4.4.4.2; 4.4.4.3 e 4.4.4.4).

4.5.2.1 Quantificação de carotenoides totais (licopeno)

A análise seguiu a metodologia descrita por Davies (1976), onde através da absorbância encontrada no pico foi calculada através da Equação 20. A faixa de varredura do espectro para encontrar o valor máximo foi de 400 a 510 nm. O cálculo foi realizado pela lei de Beer e com a substituição de valores e ajuste de unidades:

$$\mu\text{g/glicopeno} = \frac{10^4 \times \text{ABS} \times V}{E \times M} \quad (20)$$

Em que:

ABS = absorbância máxima (pico do gráfico);

V = volume da amostra no balão;

E = absortividade molar do licopeno = 3450 (esta absortividade é tabelada em função do solvente. No caso, esse valor é para éter de petróleo);

M = massa da amostra (g).

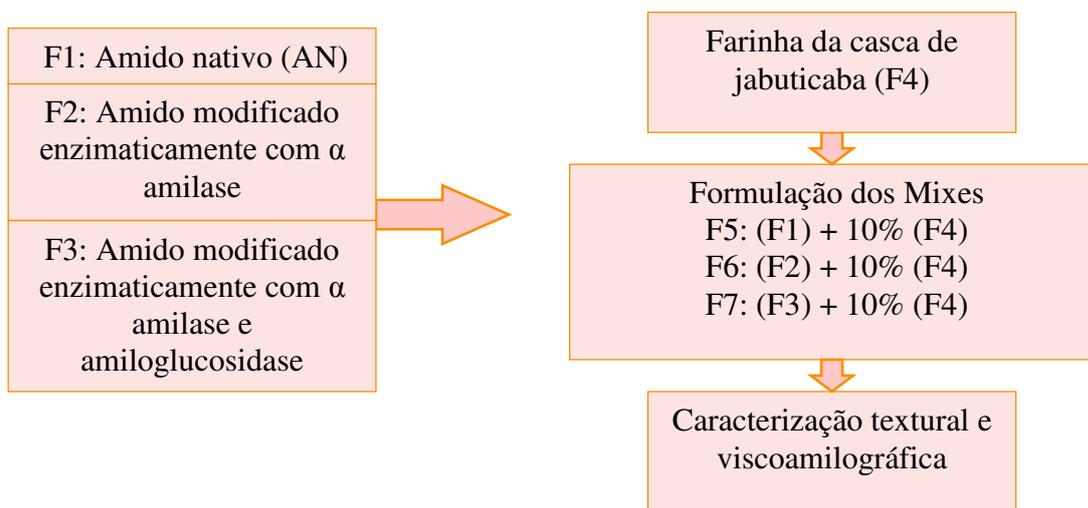
4.5.2.2 Determinação de taninos totais

Para a determinação de taninos totais na (F4) foi pesado 5g da amostra, adicionado 50 mL de água e levado ao shaker a temperatura de 25°C e velocidade de 100 rpm por 2 horas. Em seguida foi feita a filtração em papel quantitativo e transferido para um Becker de 100 mL, logo após foi levado à estufa de circulação de ar forçada na temperatura de 40°C, até que evaporasse completamente o solvente (água). Posteriormente foi preparado uma diluição com 125 mg de extrato e 250 mL de água destilada. Foi retirada uma alíquota de 2 mL dessa solução e transferida para tubo de ensaio com tampa, em seguida foi adicionado 2 mL do reagente de Folin-Ciocalteu de concentração de 1:10, em seguida foi agitado em vórtex, e mantido em repouso por 3 minutos. Logo foi adicionado 2 mL de uma solução aquosa de carbonato de sódio a 8% (m/v), sendo agitada e mantida em repouso ao abrigo de luz por 2 horas. Em seguida foi feita a leitura a 725 nm em espectrofotômetro UV/VIS. Para a obtenção das curvas analíticas lineares foi utilizada uma solução estoque de concentração de 0,005 – 0,01 g mL⁻¹ de ácido tânico, diluído em água. Um branco foi utilizado a cada leitura. A partir da equação obtida nas curvas analíticas lineares, foram calculados os teores de taninos totais na amostra em estudo (PANSERA et al., 2003) com adaptações.

4.6 Avaliação tecnológica do efeito da adição da farinha da casca de jabuticaba nos amidos nativo e modificados

Para a elaboração dos mixes foi realizada a adição e homogeneização da farinha da casca de jabuticaba (F4) com proporção fixa de 10%. Na Figura 11 encontram-se as principais etapas de elaboração e caracterização dos mixes.

Figura 11. Etapas das principais etapas de elaboração e caracterização dos mixes.



4.6.1. Determinações das propriedades texturais e viscoamilográficas

A determinação dos perfis texturais e viscoamilográficos foi realizada para as formulações (F1, F2 e F3) e para os respectivos mixes produzidos com adição de 10% da farinha da casca de jabuticaba (F5, F6 e F7).

4.6.1.1 Perfil de textura

As propriedades de textura dos géis de amido foram determinadas usando o texturômetro TA-XT PLUS (Stable Micro Systems, Surrey, Reino Unido). As suspensões de amido-água (10%) foram aquecidas a 80 ± 1 °C durante 30 min. Os géis de amido obtidos foram vertidos em um recipiente cilíndrico (diâmetro 50 mm, altura 40 mm) e foram armazenados a 8°C no refrigerador. Após 24 h, as amostras foram armazenadas em temperatura ambiente durante 60 min. Em seguida foram examinadas utilizando o método TPA. Eles foram comprimidos duas vezes a 40 % numa velocidade de 2 mm/seg. Os valores de firmeza, coesividade, elasticidade e gomosidade foram calculados a partir das parcelas de força-por-tempo obtidas (LIU et al., 2015).

4.6.1.2 Propriedades da pasta

As propriedades viscoamilográficas dos amidos foram avaliadas por RVA - Rapid Visco Analyser (RVA-4500, Newport Scientific, Austrália), por meio do perfil Standard Analysis 1 utilizando-se 3,5 g de amostra corrigida para 14% de umidade. De acordo com AACCC (American Association of Cereal Chemists International, 2000) as amostras foram aquecidas a 50 °C por 12 minutos e, posteriormente, a 95 °C em 2,5 minutos, sendo mantidas a 95 °C durante 2 minutos. A seguir, foram resfriadas para 50 °C em 3,8 minutos e mantidas a 50 °C por 2 minutos. A velocidade de rotação foi mantida a 960 rpm durante 10 segundos e então mantida a 160 rpm durante o restante do processo. Foram avaliadas a temperatura de início de formação de pasta, a viscosidade máxima, mínima, a quebra da viscosidade, a viscosidade final e a tendência à retrogradação.

4.7 Análise dos resultados

As análises foram realizadas para os dados experimentais em triplicata e os resultados foram submetidos à análise de variância de fator único (ANOVA) de 5% de probabilidade e as respostas qualitativas significativas foram submetidas ao teste de Tukey adotando-se o mesmo nível de 5% de significância. Foi utilizado o software STATISTICA versão 7.0 para o desenvolvimento das análises (STASOFT, 2007).

5. Resultados e Discussão

5.1 Rendimento da extração de amido do arroz vermelho

Os valores dos rendimentos práticos obtidos da extração de amido nesse estudo para o arroz vermelho foi de 69,14%, sendo um rendimento adequado para o arroz ser considerado como fonte de amido. Valor esse superior ao encontrado por Zavareze et al., (2009), para o rendimento de extração de amido de arroz branco com alta, média e baixa amilose, no qual encontraram valores de extrações que variaram de 28,9 a 56,3%.

5.2 Modificação enzimática

Os valores obtidos de açúcares redutores expressos em maltose e glicose dos licores hidrolisados de amido F1 pela ação da enzima α -amilase, bem como, do percentual da hidrólise, estão apresentados na Tabela 10. O amido resultante desse processo foi denominado de F2.

Tabela 10. Valores de maltose e glicose dos hidrolisados obtidos da ação enzimática da α -amilase no amido do arroz vermelho

| Experimentos | Carga Enzimática (CZ) | Razão massa: volume (RZ) | pH | Tempo (h) | AR (g de maltose/100g de amostra) | AR (g de glicose/100g de amostra) | % Hidrólise |
|--------------|-----------------------|--------------------------|--------|-----------|-----------------------------------|-----------------------------------|--------------|
| 1 | 1 (-1) | 2 (-1) | 4 (-1) | 6 (-1) | 1,878 | 1,484 | 1,311 |
| 2 | 3 (+1) | 2 (-1) | 4 (-1) | 6 (-1) | 2,335 | 1,861 | 1,768 |
| 3 | 1 (-1) | 4 (+1) | 4 (-1) | 6 (-1) | 2,044 | 1,616 | 1,377 |
| 4 | 3 (+1) | 4 (+1) | 4 (-1) | 6 (-1) | 2,200 | 1,739 | 1,533 |
| 5 | 1 (-1) | 2 (-1) | 8 (+1) | 6 (-1) | 2,485 | 1,964 | 1,945 |
| 6 | 3 (+1) | 2 (-1) | 8 (+1) | 6 (-1) | 3,793 | 2,998 | 3,253 |
| 7 | 1 (-1) | 4 (+1) | 8 (+1) | 6 (-1) | 4,242 | 3,354 | 3,583 |
| 8 | 3 (+1) | 4 (+1) | 8 (+1) | 6 (-1) | 5,686 | 4,495 | 5,027 |
| 9 | 1 (-1) | 2 (-1) | 4 (-1) | 18 (+1) | 3,034 | 2,398 | 2,280 |
| 10 | 3 (+1) | 2 (-1) | 4 (-1) | 18 (+1) | 3,748 | 2,963 | 2,994 |
| 11 | 1 (-1) | 4 (+1) | 4 (-1) | 18 (+1) | 3,024 | 2,390 | 2,266 |
| 12 | 3 (+1) | 4 (+1) | 4 (-1) | 18 (+1) | 3,212 | 2,539 | 2,454 |
| 13 | 1 (-1) | 2 (-1) | 8 (+1) | 18 (+1) | 6,118 | 4,837 | 5,202 |
| 14 | 3 (+1) | 2 (-1) | 8 (+1) | 18 (+1) | 6,564 | 5,189 | 5,648 |
| 15 | 1 (-1) | 4 (+1) | 8 (+1) | 18 (+1) | 5,936 | 4,693 | 4,996 |
| 16 | 3 (+1) | 4 (+1) | 8 (+1) | 18 (+1) | 6,144 | 4,857 | 5,204 |
| 17 (C) | 2 (0) | 3 (0) | 6 (0) | 12 (0) | 5,561 | 4,396 | 4,783 |
| 18 (C) | 2 (0) | 3 (0) | 6 (0) | 12 (0) | 5,366 | 4,242 | 4,587 |
| 19 (C) | 2 (0) | 3 (0) | 6 (0) | 12 (0) | 5,587 | 4,417 | 4,808 |

Os maiores valores para açúcar redutor e porcentagem de hidrólise foram encontrados no ensaio 14, realizado nas condições +1 de CZ, pH e Tempo e -1 para RZ. O resultado expresso em maltose e percentual de hidrólise foi de 6,564 g/100g e 5,648%, respectivamente.

Ferreira, (2012) estudou a hidrólise enzimática da farinha de arroz quebrado, no qual utilizou a α -amilase com proporção de 20% (p/v), pH fixo em 5, temperatura de 40°C, variando apenas o tempo do processo de 1 a 4 horas e a carga enzimática de (1 a 3UE/g de amido), no qual obteve para o melhor experimento com carga de 2UE/g e 2 horas de hidrólise o valor para açúcar redutor de (46,40mg/g ou 4,660g/100g) expresso em glicose e a porcentagem de hidrólise de 5,26%.

Rocha, Carneiro e Franco (2010) utilizaram 15% de amido (p/v) de diferentes raízes e tubérculos e realizaram a hidrólise na temperatura de 37°C com 100 unidades de SKB de alfa-amilase e 0,144% (v/p) de amiloglucosidase. Os maiores valores de açúcares redutores expresso em glicose para amido de mandioca foi de 4g/100g de amido (40mg/g de amido) após 48 horas de hidrólise.

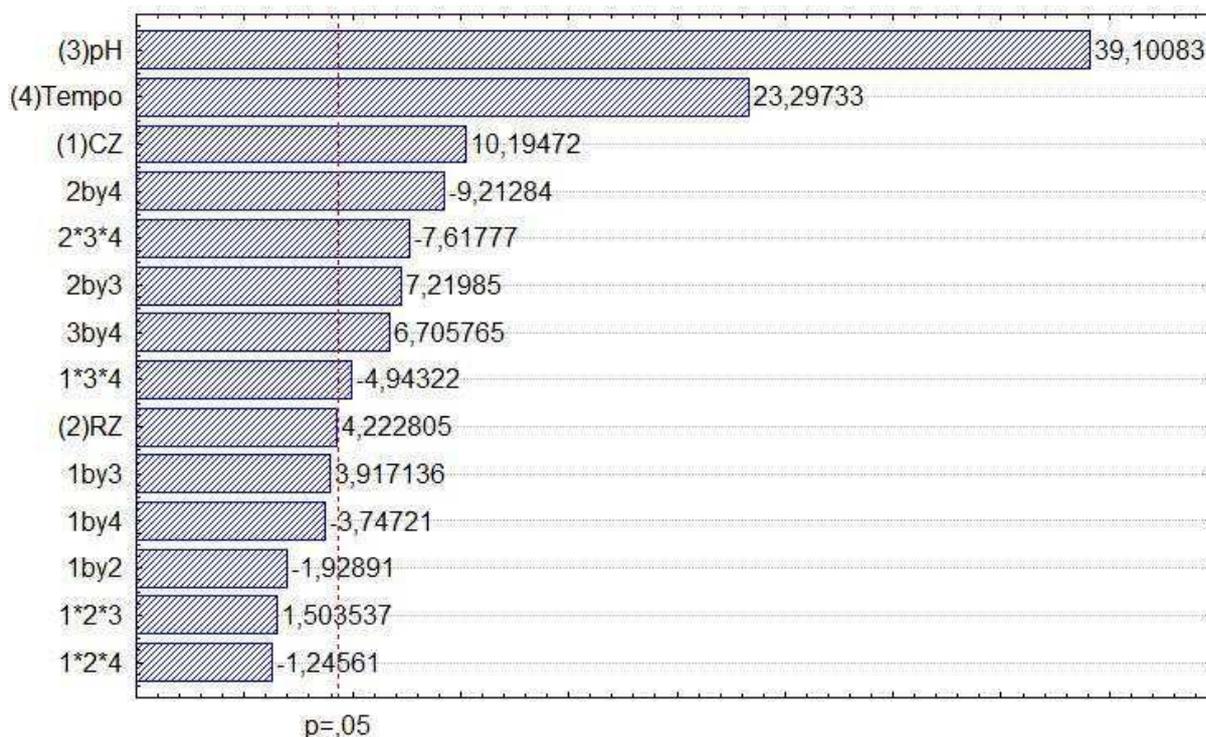
Um baixo teor de hidrólise já pode ser suficiente para provocar mudanças tecnológicas consideráveis. No presente processo a ação da α -amilase deve ser indicada apenas para dar acessibilidade à ação da enzima amiloglucosidase.

A enzima α -amilase é específica em atacar as moléculas de amilose não afetando assim o teor da amilopectina encontrado no amido. Uthumporn, Zaidul e Karim (2010) relatam que a maioria das enzimas utilizadas para a hidrólise do amido em temperaturas abaixo da gelatinização, amido cru, até o momento não produzem altos rendimentos de açúcares fermentáveis.

A busca de produção de licores com alto teor de açúcares hidrolisados por via física ou biológica se destinam na sua maioria para produção de etanol por fermentação. O processo de hidrólise, para esse fim, ocorre na faixa de temperatura acima da gelatinização do amido, ou seja, acima de 60 °C.

O Pareto para o processo de hidrólise, na obtenção da formulação F2 é apresentado na Figura 12.

Figura 12. Diagrama de Pareto para delineamento experimental completo: amido modificado enzimáticamente (F2).



Por meio do diagrama de pareto com nível de significância de 95% foi possível perceber que três variáveis independentes, pH, tempo e CZ, contribuíram para o aumento da porcentagem de hidrólise, com destaque para o pH e o tempo, que foram os dois parâmetros que mais influenciaram o processo enzimático com a α -amilase, assim como as interações entre as três variáveis.

Na Tabela 11 é apresentado a análise de variância (ANOVA) e o teste F referente ao processo de hidrólise para obtenção do amido modificado enzimaticamente F2.

Tabela 11. ANOVA com nível de significância de 95% para a (F2)

| Fonte de variação | Soma Quadrática | Número de graus de liberdade | Média quadrática (MS) | F _{calculado} | F _{tabelado} | F _{calculado} /F _{tabelado} |
|------------------------|-----------------|------------------------------|-----------------------|------------------------|-----------------------|---|
| Regressão | 31,74 | 14 | 2,267 | 1,5980 ⁽¹⁾ | 5,875 ⁽³⁾ | 0,272 |
| Resíduo | 5,675 | 4 | 1,419 | | | |
| Falta de ajuste | 5,640 | 2 | 2,820 | 160,01 ⁽²⁾ | 19,00 ⁽⁴⁾ | 8,41 |
| Erro Puro | 0,035 | 2 | 0,017 | | | |
| Total | 37,42 | 18 | | | | |

(1)MSRegressão/MSResíduo; (2)MSFalta de ajuste/MSErro Puro; (3)F_{95%,14,4}; (4)F_{95%,2,2}.

O modelo obtido não é estatisticamente significativo, na faixa estudada das variáveis no presente trabalho, a um nível de 95% de confiança. O F_{tabelado} é superior ao F_{calculado}

para a regressão, o inverso ocorre para a falta de ajuste. O coeficiente de determinação, $R^2=84,83\%$, corrobora a moderada qualidade do ajuste.

Os valores obtidos de açúcares redutores expressos em glicose dos licores hidrolisados de amido F2 pela ação da enzima amiloglucosidase, bem como, do percentual da hidrólise, estão apresentados na Tabela 12. O amido resultante desse processo foi denominado de F3.

Tabela 12. Valores de açúcares redutores expresso em glicose dos hidrolisados obtidos da ação enzimática da amiloglucosidase

| Experimentos | Carga | | AR (g de glicose/100g amostra) | % Hidrólise |
|--------------|-------------------|-----------|--------------------------------|-------------|
| | Enzimática (UE/g) | Tempo (h) | | |
| 1 | - | - | 1,98 | 1,65 |
| 2 | + | - | 3,47 | 3,14 |
| 3 | - | + | 6,11 | 5,79 |
| 4 | + | + | 8,96 | 8,63 |
| 5 | 0 | 0 | 4,73 | 4,41 |
| 6 | 0 | 0 | 4,58 | 4,56 |
| 7 | 0 | 0 | 4,88 | 4,26 |

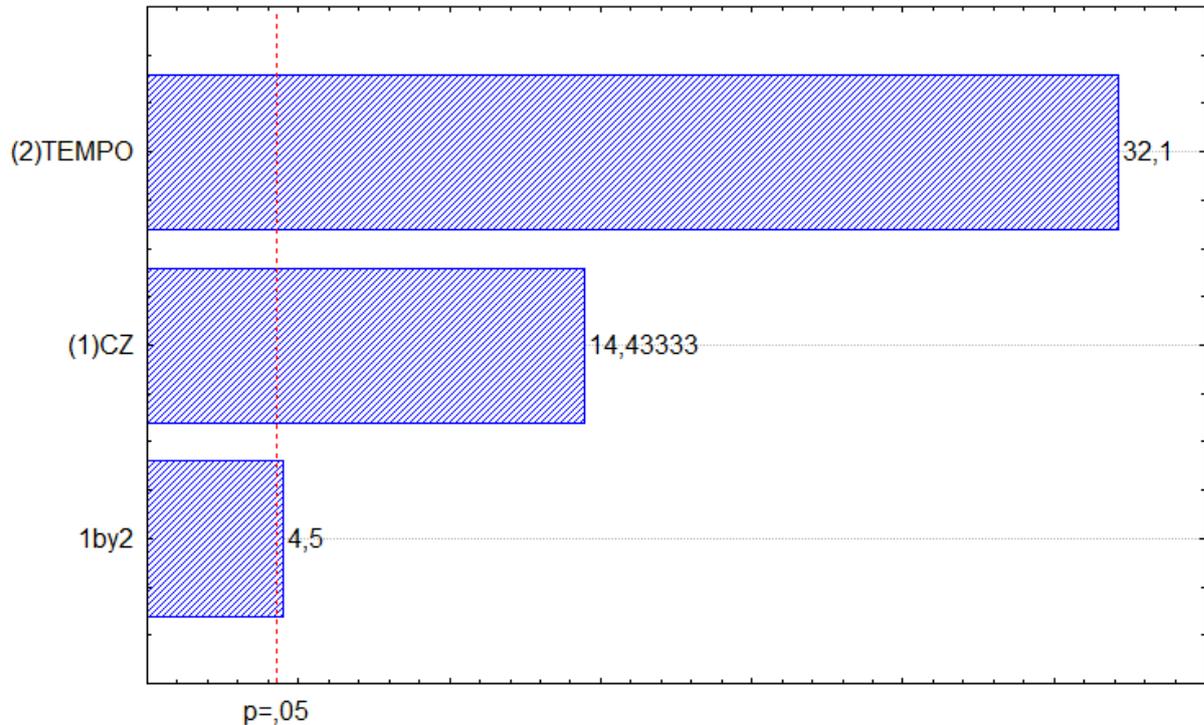
Verifica-se por meio dos valores apresentados na Tabela 10, que a maior quantidade de glicose foi obtido nas condições executadas no experimento 4. Quando o processo ocorre no maior nível de carga enzimática e maior tempo de reação, ou seja, no nível +1 de CZ e +1 de tempo, foi maior o valor de açúcar redutor foi de (8,96 g de glicose/ 100g de amostra), assim como a maior porcentagem de hidrólise (8,63%). No entanto, no trabalho de Ferreira (2012) com a modificação enzimática utilizando a enzima amiloglucosidase na farinha de arroz, obteve o maior valor de AR de 88,50 mg de glicose/g de farinha ou 8,850 g/100g e porcentagem de hidrólise de $10,00 \pm 0,26\%$ no tempo de 5 horas com carga enzimática de 5,5 UE/ g de farinha.

Considerando os valores de glicose obtidos no processo de hidrólise com as duas enzimas, hidrólise total, obteve-se o valor de 13,09%, ou seja, 4,46% de hidrólise com a ação da enzima α -amilase e 8,63% pela ação da enzima amiloglucosidase.

Na Figura 13 estão apresentados os dados do efeito da carga enzimática e do tempo sobre o amido modificado com a amiloglucosidase no amido após hidrólise com a enzima α -

amilase. O amido obtido do processo sequencial da ação dessas duas enzimas foi denominado de F3.

Figura 13. Diagrama de Pareto para delineamento experimental completo da hidrólise com a enzima amiloglicosidase.



Por meio do diagrama de Pareto com nível de significância de 95% foi possível perceber que o tempo e CZ foram variáveis que afetaram positivamente na hidrólise enzimática pela ação da enzima amiloglicosidase, bem como, a interação entre elas. Assim quando no processo passa do nível -1 para o nível +1, tanto a carga enzimática quanto a tempo, ocorre um aumento na hidrólise do amido F2.

A Tabela 13 apresenta os resultados da ANOVA para o processo de hidrólise do amido com a amiloglicosidase.

Tabela 13. ANOVA com nível de significância de 95%

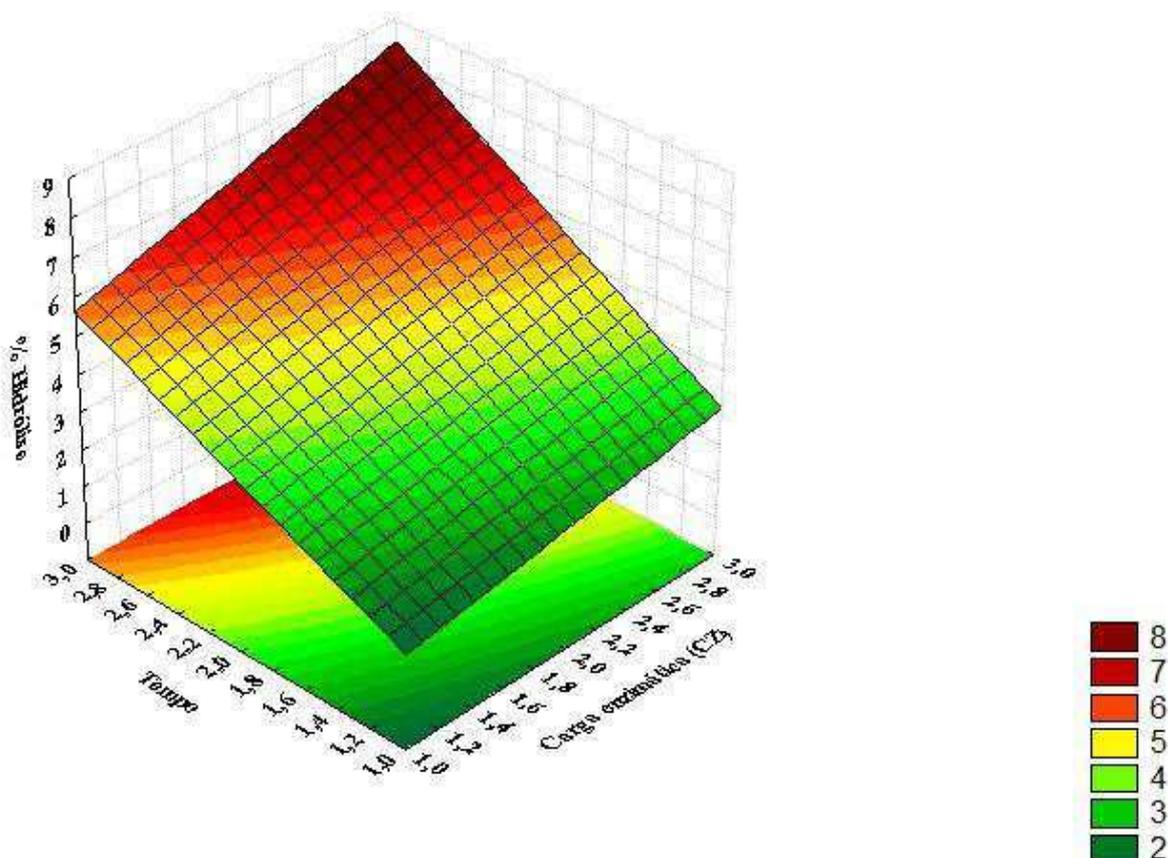
| Fonte de variação | Soma Quadrática | Número de graus de liberdade | Média quadrática (MS) | F _{calculado} | F _{tabelado} | F _{calculado} /F _{tabelado} |
|------------------------|-----------------|------------------------------|-----------------------|------------------------|-----------------------|---|
| Regressão | 28,327 | 4 | 7,082 | 45,82 ⁽¹⁾ | 19,25 ⁽³⁾ | 2,38 |
| Resíduo | 0,3090 | 2 | 0,154 | | | |
| Falta de ajuste | 0,264 | 1 | 0,264 | 11,74 ⁽²⁾ | 18,51 ⁽⁴⁾ | 0,63 |
| Erro Puro | 0,045 | 2 | 0,022 | | | |
| Total | 28,636 | 6 | | | | |

(1)MSRegressão/MSResíduo; (2)MSFalta de ajuste/MSErro Puro; (3)F_{95%,4,2}; (4)F_{95%,1,2}.

De acordo com a Tabela 13, o valor de F calculado para a regressão é maior do que o tabelado, indicando que o modelo é significativo dentro de 95% de confiança, na faixa de CZ e tempo estudado. Para a descrição do modelo que é calculado pela fórmula (F_{calculado}/F_{tabelado}), obtiveram-se os valores de 2,38 e 0,63 para a regressão e a falta de ajuste, respectivamente. No qual se pode definir que modelos com valores maiores que 2 são considerados significativos e maiores que 4 são considerados como preditivos. Portanto os dados obtidos no presente trabalho mostra que o modelo é considerado significativo, com coeficiente de determinação $R^2 = 98,9\%$.

Na Figura 14 é mostrado o gráfico de superfície de resposta para a hidrólise de obtenção do amido F3, no qual as duas variáveis independentes tempo e CZ foram selecionados para verificar a interação e a influência desses parâmetros na variável dependente (porcentagem de hidrólise).

Figura 14. Superfície de resposta para o processo de obtenção da formulação F3.



Segundo o gráfico da superfície de resposta é possível perceber que a medida que as variáveis tempo e a carga enzimática aumentam, a porcentagem de hidrólise tende a crescer. A enzima amiloglucosidase age sobre o amido gelatinizado por completo como uma exoenzima. A enzima pode hidrolisar o amido, dependendo das condições do processo, porém ela sempre é usada em amidos que foram despolimerizados com α -amilase para gerar mais fragmentos e, por consequência, mais extremidades não redutoras (DAMODARAN; PARKIN; FENEMMA, 2010; UTHUMPORN; ZAIDUM; KARIM, 2010).

No caso do presente trabalho o amido de arroz vermelho não passou pelo pré-tratamento térmico, gelatinização e formação de pasta antes ou durante o processo enzimático; o substrato foi o amido cru na forma de pó, no qual segundo o estudo de Uthumporn, Zaidul e Karim (2010) não produzem altos teores de AR e consequentemente de hidrólise, o que pode ser confirmado com os dados apresentados nesse estudo. A presente pesquisa objetiva modificar enzimaticamente o amido de arroz vermelho para fins tecnológicos e não hidrolizá-lo totalmente.

5.3 Análise físico-química e física do amido nativo e modificados enzimáticos.

Na Tabela 14 são apresentados os parâmetros físico-químicos e físicos para o amido nativo e os amidos modificados.

Tabela 14. Resultado das análises físico-química e física das formulações (F1, F2 e F3).

| Parâmetros | Amido nativo (F1) | Amido Modificado (F2)¹ | Amido Modificado (F3)² |
|--|----------------------------|--|--|
| Amido (g 100g⁻¹) | 81,98 ± 0,64 ^A | 80,13 ± 0,78 ^A | 71,34 ± 0,29 ^B |
| Amilose (g 100g⁻¹) | 17,63 ± 1,40 ^A | 16,20 ± 1,60 ^A | 17,89 ± 0,51 ^A |
| Amilopectina* (g 100g⁻¹) | 63,92 ± 0,39 ^A | 62,42 ± 0,69 ^A | 53,45 ± 0,40 ^B |
| pH | 5,75 ± 0,36 ^A | 5,81 ± 0,04 ^A | 5,99 ± 0,19 ^A |
| Acidez (mL NaOH 1N/100g) | 1,65 ± 0,04 ^A | 1,45 ± 0,21 ^A | 1,45 ± 0,16 ^A |
| Açúcares Redutores (AR) Glicose | 0,24 ± 0,01 ^A | 0,32 ± 0,01 ^B | 0,34 ± 0,10 ^C |
| Sólidos solúveis (°Brix) | 0,40 ± 0,10 ^A | 0,40 ± 0,10 ^A | 0,40 ± 0,10 ^A |
| Atividade de Água (a_w) | 0,397 ± 0,12 ^A | 0,376 ± 0,14 ^A | 0,361 ± 0,09 ^A |
| Absorção de água (g 100g⁻¹) | 100,5 ± 5,71 ^A | 117,65 ± 2,70 ^B | 158,92 ± 6,34 ^C |
| Absorção de óleo (g 100g⁻¹) | 94,50 ± 6,26 ^A | 112,05 ± 2,35 ^B | 115,09 ± 2,67 ^B |
| Absorção de leite integral (g 100g⁻¹) | 119,48 ± 2,25 ^A | 138,25 ± 3,42 ^B | 120,84 ± 1,89 ^A |
| Absorção de leite desnatado (g 100g⁻¹) | 100,51 ± 5,43 ^A | 130,24 ± 3,67 ^B | 116,32 ± 2,29 ^C |
| Índice de sinérese (%) | 31,60 ± 2,41 ^A | 20,38 ± 2,29 ^B | 30,57 ± 1,12 ^A |
| Densidade Real (g/cm³) | 1,49 ± 0,09 ^A | 1,01 ± 0,01 ^B | 0,91 ± 0,06 ^B |
| Densidade Aparente (g/cm³) | 0,50 ± 0,02 ^A | 0,44 ± 0,01 ^B | 0,40 ± 0,03 ^A |
| Densidade compactada (g/cm³) | 0,61 ± 0,03 ^A | 0,57 ± 0,08 ^{AB} | 0,52 ± 0,02 ^B |
| Ângulo de repouso | 61,58 ± 0,63 ^A | 42,83 ± 0,22 ^B | 38,78 ± 2,21 ^C |
| Índice de Carr | 18,48 ± 0,51 ^A | 22,85 ± 0,42 ^B | 23,07 ± 0,41 ^B |

| | | | |
|--------------------------|---------------------------|---------------------------|----------------------------|
| Índice de Hausner | 1,23 ± 0,12 ^A | 1,20 ± 0,06 ^A | 1,30 ± 0,10 ^A |
| Porosidade | 0,677 ± 0,07 ^A | 0,558 ± 0,03 ^B | 0,560 ± 0,08 ^{AB} |

*Valor obtido por diferença a partir da análise prévia individual dos teores de amido e amilose. Letras maiúsculas sobrescritas iguais na mesma linha não diferem significativamente entre as formulações estudadas ($P > 0,05$).¹Amido modificado com a enzima α -amilase; ²Amido modificado com as enzimas α -amilase e amiloglicosidase.

Após processo de extração de amido de arroz vermelho, o teor máximo obtido do mesmo foi de 81,98 g 100g⁻¹ do total de farinha obtida. Valores de 80,13 e 71,34g 100g⁻¹ de amidos foram obtidos após modificação enzimática nas formulações F2 e F3, respectivamente. No estudo feito por Thuengtung et al., (2018) com o arroz vermelho encontraram valores na faixa de 76,26 a 81,19g 100g⁻¹ dependendo da sua variedade. Fabian et al., (2011) encontraram o teor de 84,24 g 100g⁻¹ no amido do farelo de arroz. O processo de hidrólise enzimática diminuiu então 13% do valor total de amido.

A quantidade de amilose presente no amido nativo, F1, foi de 17,63 g 100g⁻¹, e para as formulações F2 e F3 foram de 16,20g 100g⁻¹ e 17,89g 100g⁻¹, respectivamente. Observa-se que os valores de amilose entre F1 e F2 são estatisticamente, em nível de 95% de confiança, iguais, mostrando assim que a hidrólise com α amilase não conseguiu modificar esse parâmetro quanto comparado com o amido nativo. Não houve diferença significativa em nível de 95% de confiança, entre os valores encontrados para as formulações F2 e F3, comprovando que a enzima amiloglicosidase hidrolisa apenas a amilopectina do amido.

Thuengtung et al., (2018) estudando o arroz vermelho obtiveram os valores de 8,38 a 28,05 g 100g⁻¹ para amilose. O teor de amilose foi menor do que o encontrado por Rashmi e Urooj, (2003) em arroz de diferentes variedades (19,8 a 23,4%) e por Weber et al. (2009) em milho normal (27,80%), mas superior ao registrado para milho ceroso (1,8%).

Amidos ricos em amilose com teor acima de 30% mostram inchamento e solubilidade restritos mesmo após um período prolongado de aquecimento. A amilose desempenha um papel importante na restrição do inchamento inicial (SINGH et al., 2003).

O teor de amilopectina obtido foi de 64,35g 100g⁻¹ para o amido nativo F1 e 64,93 g 100g⁻¹ e 53,45 g 100g⁻¹ para as formulações F2 e F3, respectivamente. É perceptível que teve diferença significativa, em nível estatístico de 95%, entre a formulação F3 e as demais, comprovando a eficácia na ação da amiloglicosidase no amido cru. Deve-se ressaltar que a enzima amiloglicosidase transforma as moléculas de amilopectina previamente hidrolisadas em glicose, atuando principalmente na zona cristalina do grânulo de amido, enfraquecendo as

pontes de hidrogênio entre amilose e amilopectina, no qual tende a modificar as características de textura e reologia na formação da pasta.

Os teores de açúcares redutores encontrado para o amido sem ser submetido a nenhum processo de hidrólise prévia, ou seja, apenas aqueles extraídos com água, foi de 0,24g de glicose 100g^{-1} para a F1 e para F2 e F3 foram de 0,32 e 0,34g de glicose 100g^{-1} , respectivamente.

A atividade de água (a_w) das formulações variou de 0,361 a 0,397, estando dentro dos padrões estabelecidos para amido segundo a RDC nº 263 (BRASIL, 2005).

A absorção de água está relacionada com a viscosidade da pasta fria, uma vez que apenas grânulos de amido danificados absorvem água à temperatura ambiente, resultando em uma viscosidade aumentada (CARVALHO et al., 2002). A habilidade do amido em absorver óleo é um indicativo do potencial emulsificante do amido (ADEBOWALE et al., 2005).

A capacidade dos amidos modificados enzimaticamente em absorver água e óleo são maiores do que quando comparados com o amido nativo, essa diferença foi mais expressiva para a formulação (F3) na absorção de água, enquanto que para a formulação (F2) ocorreu que a absorção de óleo foi igual à absorção de água, sendo justificado por Gonçalves, (2010) onde afirma que a amilose é frequentemente helicoidal e as hidroxilas se posicionam voltadas para o exterior facilitando o processo de absorção de água devido à formação de ligações de hidrogênio. Este resultado corrobora com as observações relatadas sobre as capacidades de absorção de água e óleo para o amido de amendoim modificado (ADEBOWALE; AFOLABI; LAWAL, 2002) amido de cocoyam (LAWAL, 2004) e amido de arroz (GONZALEZ; PEREZ, 2002). Bashir et al., 2017 para o amido de trigo perceberam que a absorção de óleo foi maior do que a de água para as formulações nativas e irradiadas com raios gama.

Para análise de absorção de leite foram usados dois tipos distintos de leite, integral e desnatado, que se diferenciam entre si pela quantidade de gordura que cada um contém, sendo o integral com uma quantidade superior. Foi observada uma maior absorção de leite integral ($138,25\text{g } 100\text{g}^{-1}$) para o amido modificado enzimaticamente com α -amilase, F2, tendo assim diferença significativa quando comparada com as outras formulações F1 e F3. Para a absorção de leite desnatado foi visto a diferença de valores para todas as formulações, no qual a formulação F2 obteve uma absorção de leite desnatado maior ($130,24\text{g } 100\text{g}^{-1}$), assim como de leite integral.

Para os valores do índice de sinérese foi notada a diferença significativa entre o amido nativo e o amido modificado enzimaticamente, F2, e entre a F2 e a (F3), sendo o maior valor observado para o amido nativo, F1. Quanto menor o índice de sinérese menor será a

quantidade de água que o material irá expulsar na etapa de retrogradação. Bashir et al., (2017) em seu estudo com amido de trigo nativo e irradiado (raios gama), obtiveram valores de sinérese que variaram de 0,77 a 46,66%, sendo o maior valor encontrado para o amido nativo depois de 120 horas de análise. Limberger et al. 2008 fizeram a análise de sinérese para a quirera de arroz nativo, após fosfatação e após extrusão, durante esse estudo a perda de água em porcentagem obtida após 14 dias a 5°C, foi de 12% para a formulação nativa e para as outras formulações de 2%. O aumento da porcentagem de sinérese pode ser atribuído à associação das macromoléculas, particularmente da amilose, devido à sua estrutura linear e reforçado pelas cadeias de amilopectina. A indicação da retrogradação consiste no aumento da firmeza da pasta. A tendência à retrogradação das pastas de amido depende da concentração e massa molar da amilose (KARIM; NORZIAH; SEOW, 2000).

Para as amostras de amido de arroz vermelho nativo, F1, e o amido modificado, F2, o valor obtido para o ângulo de repouso foi superior a 40°, o que indica ser caracterizada como farinha de fluxo ruim, a formulação F3 pode ser classificada como fluxo livre com o valor de 38,78°. Segundo Prista et al., (1995) a interpretação dos resultados obtidos é que ângulo de repouso superior a 40° representa um fluxo ruim e ângulo de repouso inferior a 40° confirma um fluxo livre. Para ambas as amostras foram perceptíveis às diferenças significativas entre os valores obtidos.

O Índice de Carr exprime em forma percentual a capacidade de compactabilidade e compressibilidade de um pó ou granulado, onde valores entre 5 e 15% são considerados com excelente fluxo (GUO et al., 1985). Das formulações analisadas na Tabela 13 todas obtiveram valores considerados de fluxo ruim. Um índice similar, de interpretação mais simples foi proposto por Hausner, onde valores menores que 1,25 indicam bom fluxo; valores maiores que 1,5 indicam fluxo ruim; valores entre 1,25 e 1,5 exigem a adição de lubrificantes para melhorar o escoamento (WELLS, 1988). Todas as formulações (F1, F2 e F3) segundo essa classificação são ditos como de bom fluxo.

5.4 Análise da composição centesimal e dos compostos bioativos do amido nativo e dos modificados

A Tabela 15 mostra a composição centesimal e dos compostos bioativos para as formulações (F1, F2 e F3).

Tabela 15. Resultado da composição centesimal e dos compostos bioativos para o amido nativo (F1), amido modificado enzimaticamente 1 (F2) e amido modificado enzimaticamente 2 (F3).

| Parâmetros | Amido nativo (F1) | Amido Modificado (F2) ¹ | Amido Modificado (F3) ² |
|---|-----------------------------|------------------------------------|------------------------------------|
| Umidade (g 100g ⁻¹) | 9,30 ± 0,06 ^A | 9,37 ± 0,02 ^A | 8,12 ± 0,10 ^B |
| Sólidos Totais (g 100g ⁻¹) | 90,70 ± 0,06 ^A | 90,63 ± 0,02 ^A | 91,88 ± 0,10 ^B |
| Cinzas (g 100g ⁻¹) | 0,60 ± 0,12 ^A | 0,50 ± 0,08 ^A | 0,45 ± 0,15 ^A |
| Lipídeos (g 100g ⁻¹) | 0,08 ± 0,05 ^A | 0,09 ± 0,03 ^A | 0,06 ± 0,02 ^A |
| Proteínas (g 100g ⁻¹) | 0,60 ± 0,12 ^A | 0,60 ± 0,14 ^A | 0,74 ± 0,21 ^A |
| Fibra Bruta (FB) (g 100g ⁻¹) | 0,773 ± 0,14 ^A | 0,420 ± 0,33 ^A | 0,478 ± 0,22 ^A |
| Carboidratos* (g 100g ⁻¹) | 88,65 ± 0,10 ^A | 89,02 ± 0,12 ^A | 90,15 ± 0,14 ^B |
| Antocianinas (mg/100g) | 2,33 ± 0,29 ^A | 1,75 ± 0,41 ^A | 0,64 ± 0,15 ^B |
| Flavonoides (mg/100g) | 6,39 ± 1,27 ^A | 4,82 ± 0,24 ^A | 1,63 ± 0,21 ^B |
| Compostos Fenólicos Totais (Extrato aquoso) (mgGAE/100g) | 258,24 ± 90,01 ^A | 185,07 ± 82,93 ^A | 182,42 ± 38,75 ^A |
| Atividade antioxidante ABTS⁺ (µmol Trolox/g) | 14,76 ± 2,56 ^A | 11,22 ± 2,13 ^A | 10,54 ± 1,15 ^A |
| Atividade antioxidante DPPH EC50 (µg/mL) | 0,45 ± 0,16 ^A | 0,34 ± 0,11 ^A | 0,30 ± 0,09 ^A |

*Valor obtido por diferença a partir da análise prévia individual dos teores de umidade, cinzas, lipídeos, fibras e proteínas. Letras maiúsculas sobrescritas iguais na mesma linha não diferem significativamente entre as formulações estudadas ($P > 0,05$). ¹Amido modificado com a enzima α -amilase; ²Amido modificado com as enzimas α -amilase e amiloglucosidase.

O teor de umidade encontrado nos amidos variou de 8,12 a 9,37g 100g⁻¹, apresentando diferença significativa apenas para a F3. A umidade encontrada por Limberger et al., 2008 para a quirera de arroz foi de 11,47 g 100g⁻¹ valor esse superior ao encontrado no presente trabalho para o amido nativo e os amidos modificados de arroz vermelho.

O valor obtido para o teor de sólidos solúveis foi 90,70; 90,63 e 91,88 g 100g⁻¹ para as formulações F1, F2 e F3, respectivamente. Limberger et al., 2008 encontraram o valor próximo a 90g 100g⁻¹ de sólidos totais para o arroz, sendo seu principal conteúdo os carboidratos, valor esse semelhante ao encontrado para todas as formulações.

O teor de resíduo mineral do amido nativo, F1, de arroz vermelho e dos amidos modificados (F2 e F3) variaram de 0,45 a 0,60g 100g⁻¹ não obtendo diferença significativa entre as formulações. Limberger et al., (2008) obtiveram para a quínta de arroz os valores de resíduo mineral de 0,54g 100g⁻¹ bem próximo ao encontrado no presente estudo. Fabian et al., 2011 para o amido do farelo de arroz obteve o valor de 9,23g 100g⁻¹. Rashmi e Urooj, (2003) encontraram os valores de 0,5 a 1,7 g 100g⁻¹ dependendo da variedade do arroz no qual o amido foi extraído.

O teor de lipídeos encontrado no presente trabalho variou de 0,60 a 0,90 g 100g⁻¹ de acordo com as formulações. Segundo Rashmi e Urooj, (2003) para o amido de arroz de diferentes variedades obtiveram o valor de 0,6 a 2,6 g 100g⁻¹, onde o amido de arroz vermelho obteve um teor de lipídeos semelhante ao encontrado pelos autores.

O teor de proteína encontrado no presente trabalho variou de 0,60 a 0,74g 100g⁻¹, não obtendo diferença significativa entre as formulações. O teor de proteína no amido extraído se mostrou próximo para o que é o indicado para amidos purificados (menor que 0,60 g 100g⁻¹) (TESTER; KARKALAS; QI, 2004). Fabian et al., (2011) obtiveram para o amido do farelo de arroz o teor de proteína em torno de 0,66g 100g⁻¹, enquanto que Rashmi e Urooj, (2003) para o amido de arroz de diferentes variedades de 6 a 6,8g 100g⁻¹.

O teor de fibra bruta (FB) encontrada no presente estudo foi de (0,773g 100g⁻¹) para o amido nativo, (0,420g 100g⁻¹) para o amido modificado enzimaticamente 1 e (0,478g 100g⁻¹) para o amido modificado enzimaticamente 2. O teor de fibra bruta encontrado no amido do painço foi de 0,07 ± 0,01 g 100g⁻¹, que é muito baixa, mas o carboidrato total obteve o teor de 95,11 ± 0,78 g 100g⁻¹ o que implica que o amido extraído contém também certa quantidade de fibra solúvel (DEY; SIT, 2017).

Pode-se observar na Tabela 13, que os teores de carboidratos foram alterados significativamente (P<0,05) apenas para a variedade (F3) amido modificado quimicamente 2 com valor de 89,31g 100g⁻¹, na qual observou diminuição deste componente no amido nativo (F1- 87,93g 100g⁻¹) e no amido modificado enzimaticamente 1 (F2- 88,51g 100g⁻¹), devido ao teor de umidade das formulações. O conteúdo de carboidratos totais encontrado por Kaminski et al., (2013) para o arroz irrigado foi de aproximadamente 89,55 g 100g⁻¹.

No presente trabalho foi obtido o valor de antocianinas de 2,33 mg/100g para o amido nativo (F1), 1,75 para a (F2) e 0,64 para a (F3). Os teores de antocianinas dos genótipos de arroz preto, vermelho e castanho da região de Camargue na França foram 3,5 EGCg/g, 4,3 EGCg/g e 0,0 EGCg/g, respectivamente (PEREIRA-CARO et al. 2013).

O teor de flavonoides variou de 6,39 a 1,63mg/100g, apresentando diferença significativa para a formulação (F3). No amido do arroz vermelho os polifenóis que são mais abundantes são as proantocianidinas (ACTIS-GORETTA et al., 2003).

O maior teor de CFT foi para o amido nativo (258,24 mgGAE/100g), seguido pela formulação 2 (185,07 mgGAE/100g) e pela formulação 3 (182,42 mgGAE/100g). Thuengtung et al., (2018) extraíram e quantificaram os compostos fenólicos totais do arroz vermelho em 3 variedades, no qual variou de 20 a 40 mgGAE/100g de amostra para o grão inteiro. Kaminski et al., 2013 analisando o arroz irrigado no tempo de armazenamento obtiveram os valores de 22,01 a 23,49 mgGAE/100g. Goffman; Bergaman (2002) quantificaram os fenólicos solúveis de 320 genótipos de arroz integral de acordo com a cor do pericarpo, onde obtiveram valores que variaram de 29 a 583,0 mgGAE/100g para as linhagens roxa e vermelha, para arroz de coloração marrom esse parâmetro variou de 25 a 286,0 mgGAE/100g e para grãos de pericarpos mais claros foram encontrados valores de 23 a 62 mgGAE/100g. Lima, (2016) em seu estudo com o grão do arroz vermelho percebeu que o cozimento reduziu 87% em relação ao grão cru (1339 para 173 mgGAE/g). É perceptível que a quantidade de CFT encontrado no amido de arroz vermelho é inferior ao encontrado no grão cru, por causa da técnica de extração alcalina e pela modificação enzimática, visto que é usada temperatura de 60°C que degrada grande parte dos compostos fenólicos totais. Matos, 2014 em seu estudo com os grãos de arroz vermelho cru e cozido obteve uma redução dos CFT solúveis de 546,95 para 115,88 mgGAE/100g feito com extrato aquoso.

Estudos demonstram que os compostos fenólicos com capacidade de inibir a enzima conversora de angiotensina I (ECA) são geralmente polifenólicos como os flavonoides e as proantocianidinas (ACTIS-GORETTA et al., 2003). Como na composição química do arroz vermelho possui essas duas substâncias, são comprovados que os ensaios enzimáticos com a ECA e a α -amilase são afetados por esses compostos inibidores. Para a α -amilase, uma das enzimas usadas para a hidrólise do amido nativo de arroz vermelho, segundo o estudo de Massaretto, 2009 a inibição média foi de 23% para uma concentração média de 503,4 μ g equivalente de ácido felúrico/mL. Embora as concentrações de fenólicos no volume de reação do arroz preto e do arroz vermelho fossem próximas, os fenólicos solúveis do arroz preto inibiram quase 3 vezes mais a enzima, essa diferença pode ser explicada pelos diferentes

compostos fenólicos presentes no pericarpo desses grãos, no arroz preto os principais CF são as antocianinas, enquanto que para o arroz vermelho são as proantocianidinas.

A atividade antioxidante quantificada pelo método do ABTS⁺ foi de 14,76 ($\mu\text{mol Trolox/g}$) para o amido nativo (F1) extraído do arroz vermelho, 11,22 ($\mu\text{mol Trolox/g}$) para o amido modificado enzimaticamente 1 (F2) e 10,54 ($\mu\text{mol Trolox/g}$) para o amido modificado 2 (F3), os dados na literatura são escassos para a comparação desse valor principalmente quando se trata de amido, podemos então comparar com trabalhos que relatam a capacidade antioxidante por ABTS para o grão de arroz vermelho, que é o caso do estudo de Lourenço et al., (2015) que obtiveram valores de 794,1 e 701,8 mg equivalentes de trolox por 100 gramas de amostra, para duas variedades distintas.

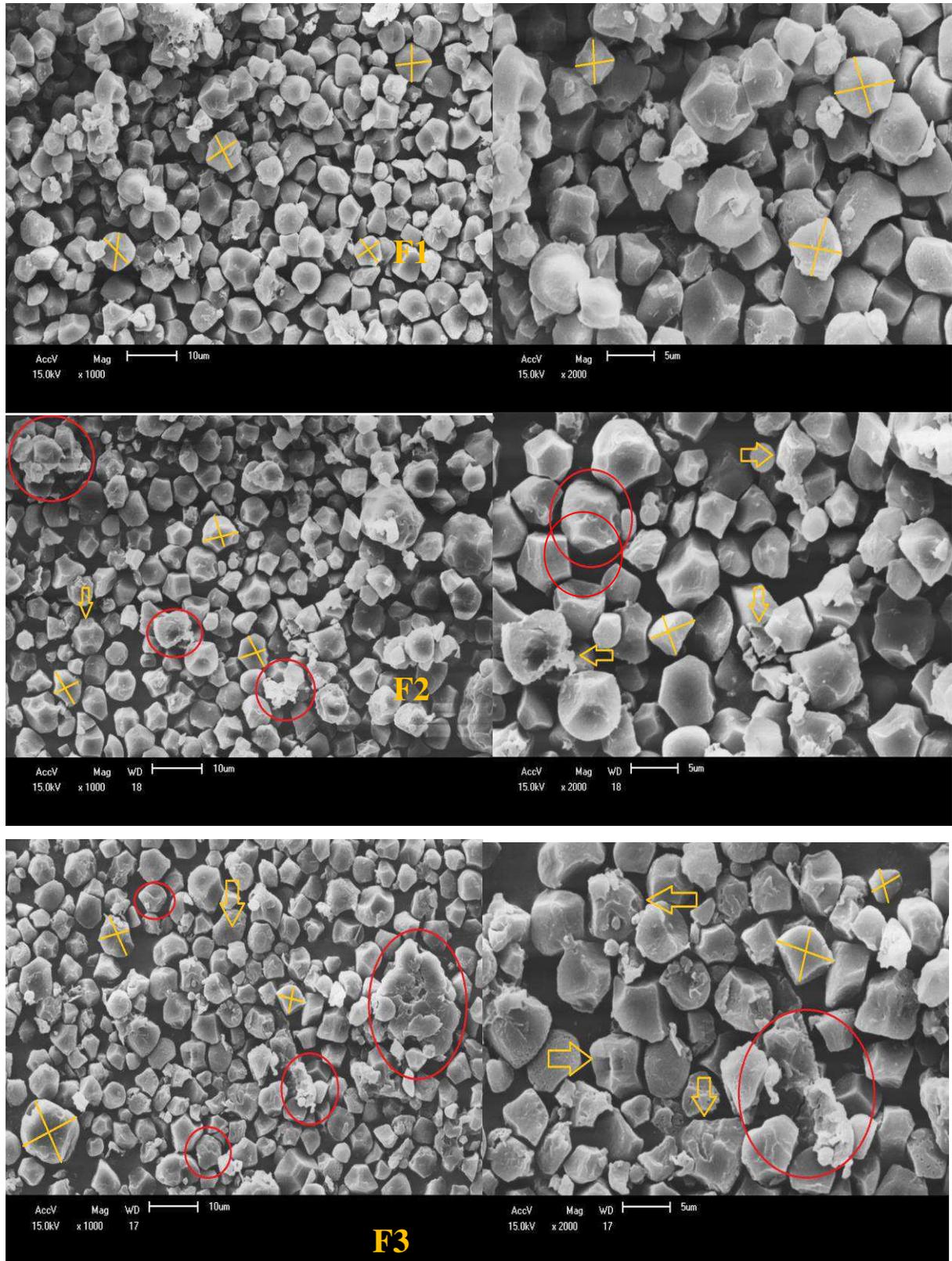
Os valores encontrados no trabalho para a atividade antioxidante com o radical DPPH expresso em EC50 ($\mu\text{g/mL}$) foram de 0,45 $\mu\text{g/mL}$ para a (F1), 0,34 $\mu\text{g/mL}$ para (F2) e 0,30 $\mu\text{g/mL}$ para (F3). Segundo o estudo de Lima, (2016) sobre a capacidade antioxidante de arroz pigmentado, foi observado que na concentração de 5% para a amostra crua obteve-se a maior capacidade antioxidante (0,61 EC50 $\mu\text{g/mL}$), na concentração de 10% (0,39 EC50 $\mu\text{g/mL}$) para o grão de arroz vermelho. No mesmo estudo foi verificado a concentração de EC50 para os grão de arroz vermelho cru e cozido em diferentes concentrações de amostra (0 a 20%), obtendo valores que variaram de 0,39 a 2,22 $\mu\text{g/mL}$ e 1,70 a 2,77 $\mu\text{g/mL}$. No estudo de Matos, 2014 foi encontrado um valor de 10047,40 mg/L de EC50 e uma porcentagem de inibição de (30%) para o grão cru de arroz vermelho. Massaretto, 2009 em seu estudo sobre o IC50 dos compostos fenólicos de arroz pigmentados, incluindo o arroz vermelho obteve valores para o grão cru de 2,4 a 12,7 μg equivalente de ácido felúrico/mL, enquanto que para os grãos cozidos 11,5 a 20,3 $\mu\text{g eq AF/mL}$.

Para os amidos de arroz vermelho os valores encontrados foram de 2,98 a 4,12 $\mu\text{mol Trolox equiv./g}$. Sutharut e Sudarat, (2012) encontram os valores médios de 4,68 $\mu\text{mol Trolox equiv./g}$ arroz para o arroz não pigmentado e 7,92 a 10,11 $\mu\text{mol Trolox equiv./g}$ arroz para duas variedades de arroz pigmentado preto. É perceptível que na extração e modificação via processo enzimático do amido de arroz vermelho há uma degradação dos compostos fenólicos e como consequência uma diminuição na captura de radicais livres.

5.5 Microscopia eletrônica de varredura (MEV)

A forma e o tamanho dos grânulos de amido do nativo (F1), modificado enzimáticamente com α -amilase (F2) e modificado enzimáticamente com α -amilase e amiloglucosidase (F3) extraídos do arroz vermelho (*Oriza Sativa*) são mostrados na Figura 15.

Figura 15. Microscopia eletrônica de varredura para o amido nativo (F1), amido modificado enzimaticamente 1 (F2) e amido modificado enzimaticamente 2 (F3) nas ampliações de (1000xe2000x).



O diâmetro das partículas para as formulações (F1, F2 e F3) ficaram em torno de 5,81 a 6,12 μm , tais valores são aproximados, devido à irregularidade e diversidade de suas formas naturais. O diâmetro dos grânulos de amido de arroz vermelho é próximo ao tamanho observado para o amido de arroz comercial (1,5 a 9 μm), segundo Salgado et al., (2005).

Os grânulos de amido de arroz vermelho para todas as formulações possuem geometria poliédrica ou poligonal, onde todas as superfícies são multifacetadas e para o amido nativo (F1) a superfície é lisa, sem rachadura ou cavidades. Para a (F2 e F3) os grânulos possuem superfície irregular, com rachaduras e maior porosidade, principalmente para o amido modificado enzimaticamente com α -amilase e amiloglucosidase (F3), isto é provavelmente devido à fisiologia dos grânulos de amido e ao nível das modificações. Fabian et al., (2011) encontraram a mesma geometria para o amido de farelo de arroz desengordurado. Na Figura 13 é possível analisar a superfície dos grânulos em destaque vermelho para a (F2), principalmente na ampliação de 2000x que se encontra a direita, a superfície apresenta irregularidades como as cavidades antes não encontradas no amido nativo (F1), em decorrência do processo enzimático realizado com α -amilase, que teve como intuito a quebra das moléculas de amido em moléculas menores e eliminação na forma de maltose. Para a (F3) as irregularidades são maiores, apresentando rachaduras, “descascamento” da superfície e aglutinação de grânulos menores, provocado pelo uso durante a hidrólise de duas enzimas (α -amilase e amiloglucosidase), sendo confirmada que a quebra das moléculas de amido foi mais eficiente para essa formulação, justificando o que foi apresentado na Tabela 12. Estes orifícios ou fendas apresentados por estes grânulos poderiam influenciar algumas características físico-químicas dos amidos, entre elas, a suscetibilidade enzimática, uma vez que facilitaria a penetração das enzimas no interior dos grânulos (ROCHA et al., 2008).

As diferenças na aparência das superfícies dos grânulos de amido podem ser devidas ao método de processamento utilizado. Para o amido de arroz, foi utilizado o tratamento alcalino para extração do amido dos grãos, juntamente com a moagem em moinho de disco. Zhang et al., (2014) também observaram a forma poliédrica no amido de arroz. Estas características são similares às aquelas observadas nos grânulos do amido de milho, que são poliédricos (FREITAS; TAVARES, 2005). No entanto, estes grânulos diferem dos grânulos de amido de outras fontes: açafrão que possui forma triangular achatada (LEONEL, 2007); grânulos de trigo, que são lenticulares (SALGADO et al., 2005); e grânulos de banana, que são alongados (PELESSARI et al., 2012).

Os amidos com pequenos grânulos tem melhor digestibilidade após o cozimento, devido à maior área superficial em relação ao volume (SALGADO et al., 2005). Para Aldana

et al., (2011), o pequeno tamanho dos grânulos de amido pode ser importante para várias aplicações, como o encapsulamento e produtos com alta retenção de água.

5.6 Calorimetria exploratória diferencial (DSC)

O resultado da análise do DSC é apresentado na Tabela 16 para os parâmetros: temperatura dos eventos térmicos e a variação da entalpia (ΔH).

Tabela 16. Valores obtidos na análise do DSC para o amido de arroz vermelho

| Parâmetros | F1 | F2 | F3 |
|--|-----------|-----------|-----------|
| T₀ °C (gelatinização) | 70,46 | 72,98 | 71,14 |
| T_p (°C) | 75,45 | 77,81 | 75,62 |
| T_p – T₀ (°C) | 4,99 | 4,92 | 4,48 |
| ΔH (J/g) (entalpia de gelatinização) | 8,31 | 7,15 | 6,78 |

A temperatura de gelatinização do amido nativo extraído do arroz vermelho (70,46°C) é considerada equivalente a outras fontes de amido, como o milho, com T° variando de 70 a 75°C (SOUZA; ANDRADE, 2000), amido de batata, 65-70°C, amido de trigo, 70-75°C (RATNAYAKE; JACKSON, 2007), e lírio do brejo, 73-78°C (ASCHERI et al., 2010). O amido de arroz vermelho possui uma temperatura de gelatinização próximo às matérias-primas supracitadas, podendo provavelmente substituir estas nas indústrias alimentícias.

A temperatura de gelatinização dos amidos ocorre em geral a temperaturas acima de 60°C, tanto para o amido nativo quanto para os amidos modificados enzimaticamente. É perceptível que o amido modificado com α -amilase (F2) obteve um valor para esse parâmetro superior ao do amido nativo (F1) e ao do amido modificado com α -amilase e amiloglucosidase (F3), podendo ser justificado, pois as propriedades de gelatinização são controladas, em parte, pela estrutura da amilopectina. Segundo Yonemoto, Calori-Domingues e Franco, (2007) as regiões cristalinas do grânulo de amido são geralmente feitas de amilopectina e não de amilose, amidos com alto teor de amilose apresentam menores temperaturas de gelatinização. O tratamento enzimático com α -amilase ataca preferencialmente a região amorfa do grânulo (amilose), gerando a decomposição e desestabilização dos cristais, o que resulta em maiores temperaturas de gelatinização.

Fabian et al., 2011 encontraram para o amido de farelo de arroz uma temperatura de gelatinização de 72,6°C e uma entalpia de gelatinização em torno de 9,5J/g, é perceptível que

ΔH do amido de arroz vermelho é menor, principalmente para o amido modificado enzimaticamente com α -amilase e amiloglicosidase (F3). O amido de arroz vermelho tanto nativo quanto modificado quando comparado aos de outras fontes de amido apresenta menor entalpia de gelatinização como, por exemplo: amido de feijão (15,20 J/g), salsa peruana (15,20 a 16,10 J/g) e jaca (13,50 a 14,40 J/g) que foram encontrados nos respectivos trabalhos de (HUANG et al., 2007; ROCHA et al., 2008; MADRIGAL-ALDANA et al., 2011). A entalpia da retrogradação fornece uma medida quantitativa da transformação de energia que ocorre durante a fusão do amido de arroz vermelho.

Foi perceptível o decréscimo da entalpia de gelatinização de acordo com as modificações enzimáticas sofridas pelo amido nativo. A entalpia do amido de arroz vermelho reflete a presença de cadeias médias de amilopectina, que compreende aproximadamente 63,92% de amilopectina e 17,63% de amilose (MELO NETO et al., 2015; YONEMOTO; CALORI-DOMINGUES; FRANCO, 2007). A temperatura inicial para a gelatinização ocorre quando a água entra na região amorfa e se torna menos ordenada. Isso leva a um pequeno intervalo entre as temperaturas inicial e final, devido à rápida gelatinização das regiões mais cristalinas (NODA et al., 2006; OLIVEIRA et al., 2009). Pode-se afirmar que os grânulos do amido nativo de arroz vermelho são pouco resistentes e a modificação enzimática com α -amilase e amiloglicosidase os deixou mais susceptíveis à quebra com o aquecimento prolongado.

A quantidade de energia térmica necessária para gelatinizar completamente o amido de arroz é de suma importância para o processo, que pode ser otimizado ao saber desses parâmetros (BAO; BERGMAN, 2004). Este parâmetro depende do tamanho e forma dos grânulos, do grau de cristalinidade, da relação amido/água e da disponibilidade de água (ALVANI et al., 2010; SINGH et al., 2008).

5.7 Análise termogravimétrica (ATG)

A análise termogravimétrica para o amido nativo (F1), modificado com α -amilase (F2) e modificado com α -amilase e amiloglicosidase (F3) é mostrada na Figura 16, enquanto que os principais eventos e seus respectivos valores de porcentagem de perda de massa, faixa temperatura e temperatura de perda máxima são mostrados na Tabela 17.

Figura 16. Porcentagem de perda de massa x temperatura

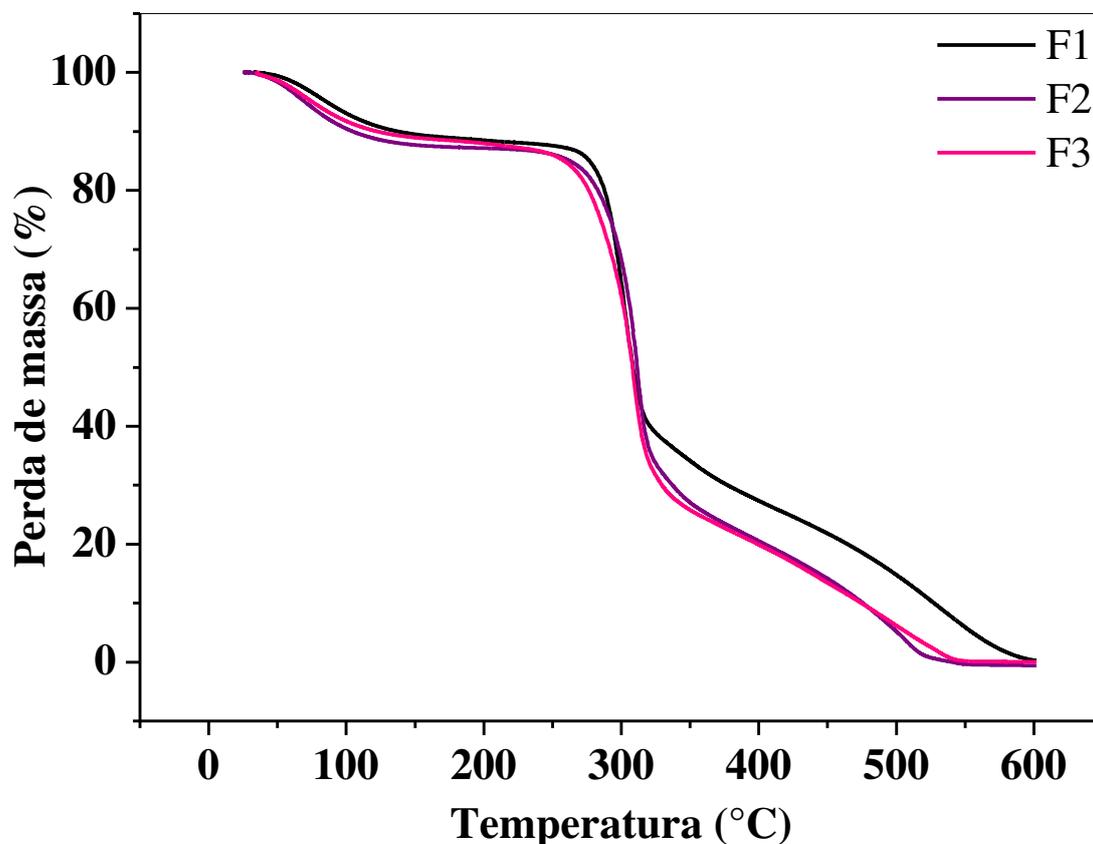


Tabela 17. Resultados termoanalíticos obtidos por ATG nas amostras de amido nativo de arroz vermelho e amidos modificados via processo enzimático.

| Formulações | Eventos | Perda de massa (%) | ΔT (°C) | T_p (°C) |
|-------------|---------|--------------------|-------------------|------------|
| F1 | (I) | 11,6% | $T_{amb} - 212,7$ | 73,6 |
| | (II) | 65,8% | 212,7 – 444,0 | 318,9 |
| | (III) | 21,7% | 444,0 – 600,0 | 518,3 |
| F2 | (I) | 12,6% | $T_{amb} - 183,7$ | 129,9 |
| | (II) | 77,8% | 183,7 – 477,8 | 350,4 |
| | (III) | 6,5% | 477,8 – 594,0 | 516,8 |
| F3 | (I) | 11,6% | $T_{amb} - 182,3$ | 119,5 |
| | (II) | 69,1% | 182,3 – 399,7 | 321,4 |
| | (III) | 19,1% | 399,7 – 577,6 | 457,3 |

O primeiro evento é caracterizado por um pico discreto representado pela evaporação da água, onde para a F2 essa perda de massa é mais acentuada (12,6%), que vai do início da análise até a temperatura de 183,7°C e obteve sua perda máxima na temperatura de 129,9°C.

O segundo evento é caracterizado por um pico mais acenturado que provavelmente deve-se a degradação do anel de glicose nos polímeros do amido, amilose e/ou amilopectina. Para o amido modificado enzimaticamente com α amilase a perda de massa foi maior (78,8%) em relação às outras formulações, obtendo sua perda massa máxima a 350,4°C. A degradação térmica do amido de arroz vermelho tem seu início em (212,7°C; 183,7°C e 182,3°C), respectivamente para a formulação (F1, F2 e F3), chegando ao seu máximo de degradação em 444°C; 477,8°C e 399,7°C, como podemos observar na Tabela acima, e confirmado pelo trabalho de Shujun, Jiugão e Jinglin, (2005).

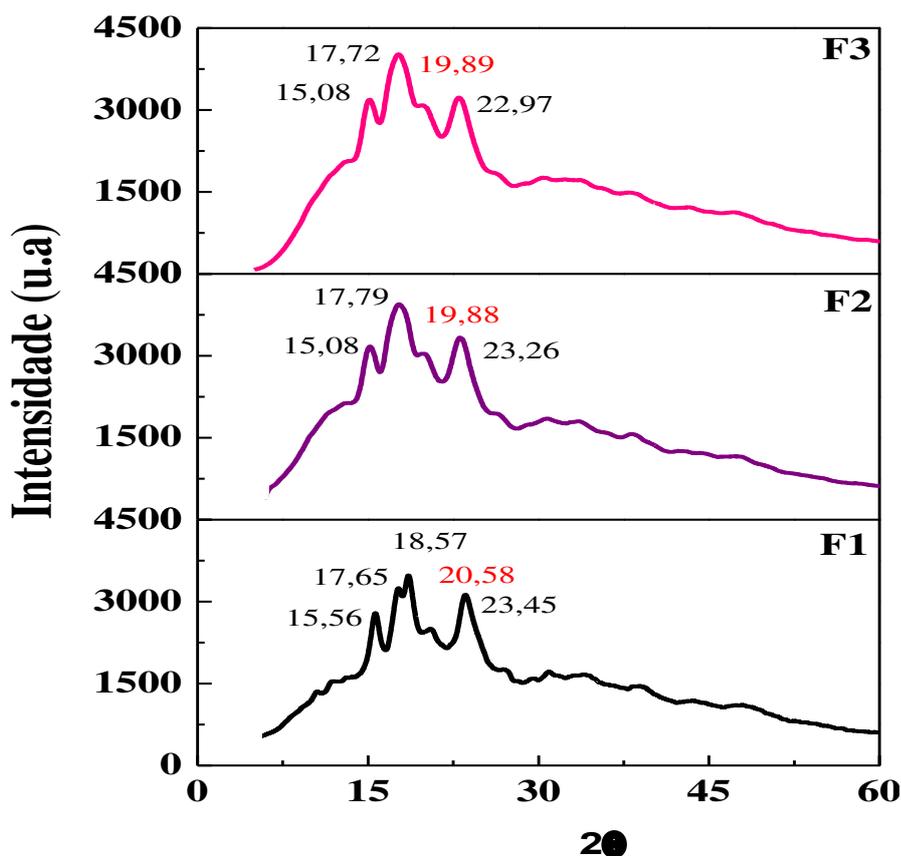
Uma degradação térmica similar do amido da castanha de caju foi observada após a remoção do óleo, com a máxima taxa de degradação do anel de glicose ocorrendo a 319°C, mas a partir de 174°C. Liu et al., (2009) relataram o início dessa degradação a 220°C para amido de milho. Relatórios publicados por Fabian et al., 2011 apontaram que parte da degradação da glicose do amido de arroz acontece 210°C.

Um terceiro evento térmico foi encontrado na ATG dos amidos de arroz vermelho com temperatura acima de 399 °C, para o amido nativo (F1) a perda de massa foi maior do que para as outras formulações, com a porcentagem de 21,7% e sua perda máxima na temperatura de 518,3°C. Fabian et al., 2011 em seu estudo com o amido do farelo de arroz notaram que o segundo e terceiro evento foram consecutivos e correspondem à decomposição no intervalo de temperatura de 210–540°C.

5.8 Difração de raios X (DRX)

Os difratogramas de raios X do amido nativo (F1), modificado enzimaticamente com a α -amilase (F2) e modificado enzimaticamente com α -amilase e amiloglucosidase (F3), estão apresentados na Figura 17.

Figura 17. Difratogramas de raios X para o amido nativo e os modificados



O aumento das intensidades dos picos de difração na Figura 15 para as formulações (F2 e F3) podem ser atribuídos ao rearranjo estrutural dentro do domínio cristalino dos grânulos de amido, onde a modificação enzimática pode promover o deslocamento de hélices duplas entre os cristais de amido, levando à formação de um melhor empacotado e ordenação da matriz cristalina do que para o amido nativo (F1) (HOOVER, 2010). Essa perda do arranjo cristalino, provavelmente é devido a ligações de hidrogênio quebradas, que podem causar o deslocamento das hélices duplas adjacentes e o rearranjo em orientações que não estão em um arranjo paralelo perfeito (HOOVER; VASANTHAN, 1994). O tratamento de hidrólise enzimática feita nas formulações F2 e F3 apresentaram gráficos com picos mais definidos e intensos quando comparado com o amido nativo (F1). Picos mais definidos e intensos sugerem que a estrutura compreende cadeias de amilose recristalizadas e um processo de desmarifcação das cadeiras de amilopectina, deixando-as mais linear por conta da quebra das ligações que hidrogênio que liga essas duas moléculas (LEONG; KARIM; NORZIAH, 2007).

Na estrutura de um grânulo de amido ocorre a formação de regiões cristalinas devido à presença de ligações de hidrogênio entre as moléculas de amilose e amilopectina associadas paralelamente. Estas regiões cristalinas são alternadas com camadas amorfas (GONÇALVES, 2010). Em caso de aquecimento contínuo o amido perde totalmente a cristalinidade. O

momento que desaparece a birrefringência é conhecido como ponto ou temperatura de gelificação, que normalmente produz-se dentro de uma faixa de temperatura. No estado nativo os grânulos não possuem membranas (WHISTLE; DANIEL, 1993).

A análise por técnica de difração de raios X permite distinguir os três tipos de cristalinidade para os grânulos que, dependendo de sua forma e estrutura cristalina, denominam-se A, B e C, apresentando diferentes picos de intensidade nos ângulos de difração 2θ , como mostra a Tabela 18 (CEREDA, 2001; SAJILATA et al., 2006).

Tabela 18. Valores dos picos de intensidade no ângulo de difração 2θ para classificação da cristalinidade.

| Tipos de cristalinidade | Picos de intensidade no ângulo de difração 2θ |
|--------------------------------|--|
| A | 15,3°; 17,1°; 18,2° e 23,5°; |
| B | 5,6°, 14,4°; 17,2°; 22,2° e 24°; |
| C | 5,6°, 15,3°; 17,3° e 23,5° |

Fonte: Annision, Topping (1994); Cereda (2001); Sajilata et al., (2006).

De acordo com os picos de intensidade nos ângulos de difração 2θ , pode-se assim classificar o amido nativo (F1) e os modificados (F2 e F3) provenientes da extração alcalina com o arroz vermelho em cristalinidade tipo A, é perceptível que o processo de hidrólise enzimática não modificou o tipo de cristalinidade do amido nativo. Este resultado está de acordo com os dados relatados por Van Soest e Vliegenthart (1997) e Sajilata et al., (2006), no qual os autores afirmam que os amidos de cereais apresentam cristalinidade do tipo A, os amidos de tubérculos cristalinidade do tipo B e os amidos de raízes e sementes cristalinidade do tipo C.

De acordo com os estudos de Ziegler et al., (2017) com o amido isolado de grãos inteiros de arroz com pericarpo marrom, preto e vermelho após armazenamento a diferentes temperaturas, onde os padrões de raios-X mostraram uma estrutura de cristal do tipo A, definida por picos a (15°; 17°; 18°; 20° e 23°) no 1° dia de armazenamento e os grãos apresentaram 25,2%; 26,3% e 27,6% de cristalinidade relativa para os grãos com pericarpo marrom, preto e vermelho, respectivamente. No estudo feito por Klein et al., (2013) foram acrescentados 2 picos na classificação do amido de arroz para o tipo A (15°; 17°; 17,8°; **19°**; 23° e **28,5°**), como mostrado em destaque vermelho para a (F1) na Figura 15. Não é notado o pico de valor próximo a 28,5° em nenhuma das formulações.

Os amidos do tipo "A" e "B" baseiam-se nas hélices duplas de fita paralela, nas quais as hélices duplas são embaladas no amido do tipo "A", mas fracamente compactadas no amido do tipo "B". Hizukuri (1986) e Hizukuri, Kaneko e Takeda (1983) mostraram que os amidos com amilopectina de comprimento de cadeia curta (20 resíduos) exibem cristalinidade do tipo "A", enquanto aqueles com amilopectina de maior comprimento de cadeia mostram o "B". No estudo de Lawal e Adebowale (2005) nenhuma diferença evidente foi observada entre o amido nativo e amidos modificados segundo a análise de DRX.

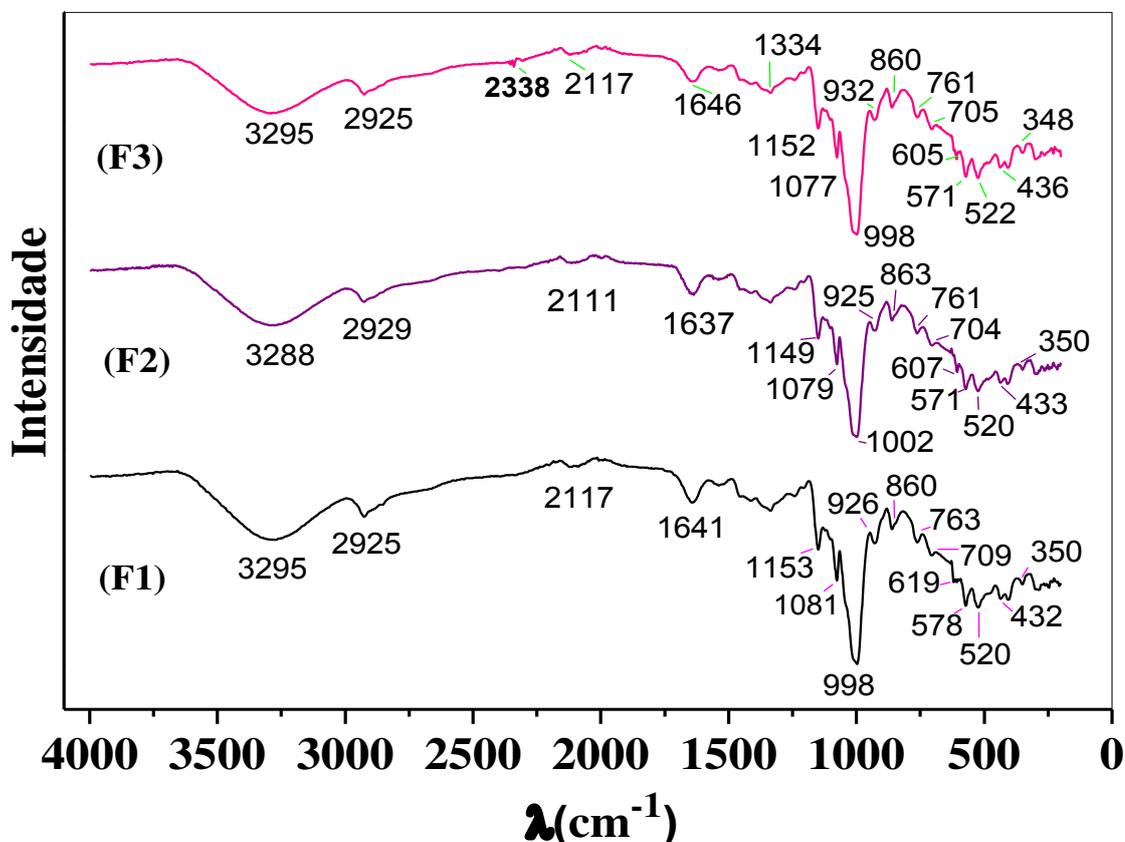
O grau cristalinidade obtido para amido nativo (F1) de arroz vermelho foi de 20,36%, estando de acordo com a literatura, que diz que o grau de cristalinidade (X_c) para os amidos regulares nativos deve estar compreendido entre 20% e 45% (VAN SOEST; VLIEGENTHART, 1997). Para as formulações F2 e F3 o valor da cristalinidade foi maior devido à modificação enzimática com 21,16% e 20,98%, respectivamente. A redução na cristalinidade foi associada à gelatinização mais fácil e redução na energia necessária para dissociação completa (KAUR; SINGH, 2007), como observado nos resultados das propriedades térmicas na Tabela 16 para os parâmetros T_0 e ΔH . Segundo o estudo de Tester e Morrison (1990) no qual indicaram que os amidos modificados possuem níveis mais altos de cristalinidade do que os amidos nativos, o que é visto no presente trabalho já que as enzimas atacam preferencialmente à parte amorfa do grânulo, aumentando a fração da região cristalina.

Pelissari et al. (2012) caracterizaram o amido de banana (*Musa paradisiaca*) e detectaram por meio da análise de DRX a presença de uma mistura de três cristais poliamorfos, semelhantes ao padrão reportado pela literatura para esse tipo de amido, com cristalinidade em torno de 22,8%. Resultados muito semelhantes foram mostrados por Paraginski et al. (2014), com cristalinidade relativa de 24,9%; 23,7% e 26% para o amido obtido dos grãos de arroz com pericarpo marrom, vermelho e amarelo, respectivamente.

5.9 Análise de espectroscopia de absorção na região do infravermelho (FTIR)

Na Figura 18 são mostrados os espectros na região do infravermelho para as formulações (F1, F2 e F3).

Figura 18. Resultado da análise de espectroscopia de absorção na região do infravermelho do amido nativo (F1) e dos modificados (F2 e F3).



Os picos observados a ($950-700\text{ cm}^{-1}$) estão associados à deformação dos grupos lateral COH, CCH e OCH contendo ligações CC esticadas, com as regiões do esqueleto da molécula contendo deformações exocíclicas ($700-500\text{ cm}^{-1}$) (MROZEK; WEAVER, 2002).

As vibrações de amilose e amilopectina que são os principais componentes do amido foram observadas nas regiões abaixo de 1000 cm^{-1} , sendo a região onde obteve maior diferença entre o espectro do amido nativo e dos modificados (F2 e F3), em decorrência da hidrólise enzimática no qual as intensidades foram: (F3>F2>F1). É justificado esse comportamento visto que a formulação F3 foi submetida à hidrólise com duas enzimas (α -amilase e amiloglicosidase) degradando assim os principais componentes da molécula de amido (amilose e amilopectina), respectivamente. Todas as formulações apresentaram espectros semelhantes para o amido nativo e para os amidos modificados enzimaticamente. A formação de grupos funcionais com a hidrólise enzimática é bastante discreta para ser observada no espectro do infravermelho, onde é perceptível que para as formulações que foram submetidas à hidrólise enzimática a intensidade dos espectros é maior. A literatura inclui evidências de picos detectados nas bandas espectrais de máxima intensidade entre 854

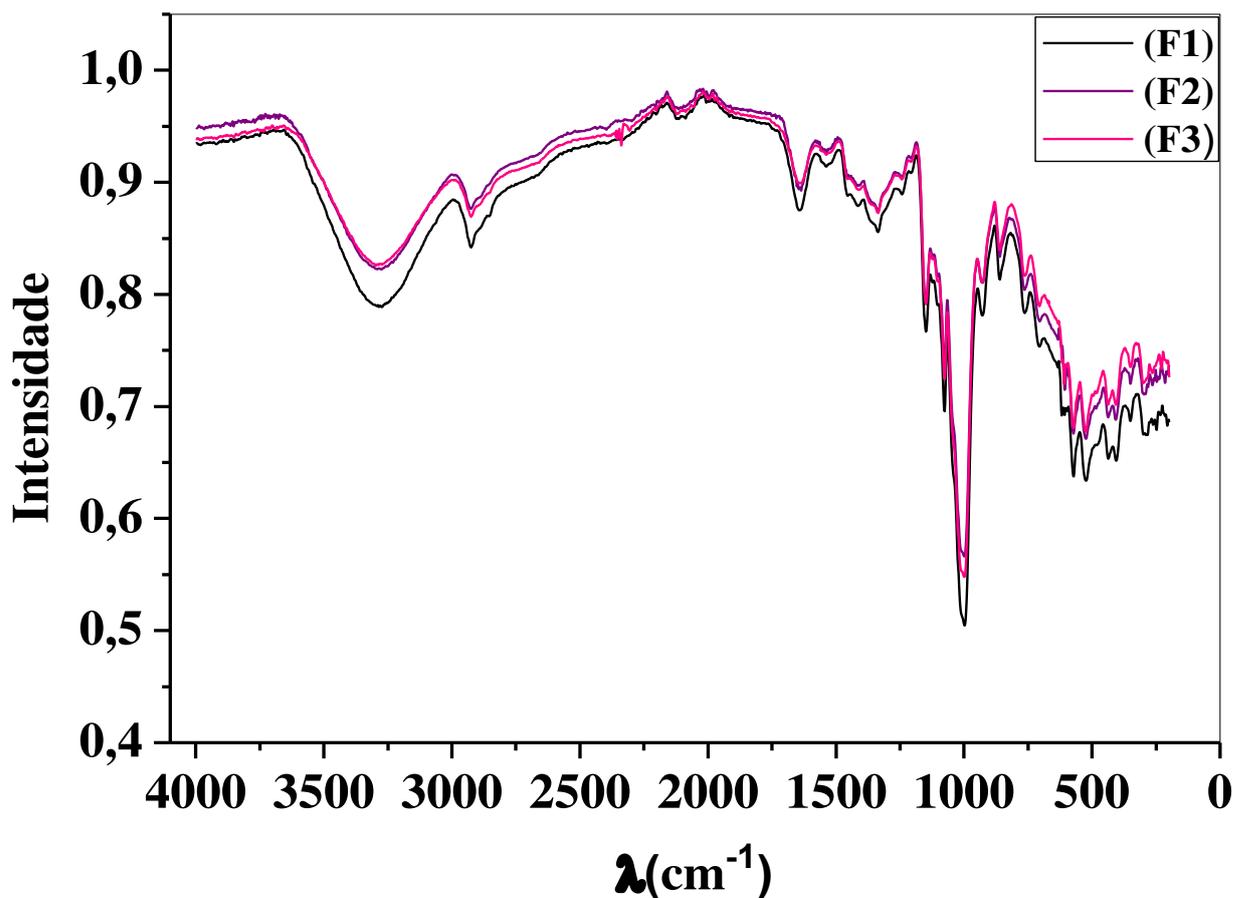
cm^{-1} e $1100,50 \text{ cm}^{-1}$, semelhantes aos encontrados no amido deste estudo (1081 cm^{-1} e 998 cm^{-1}) (VALENCIA et al., 2015; ASCHERI et al., 2014). As bandas próximas a 990 e 1081 cm^{-1} são atribuídas às deformações CH_2 e C-OH. Enquanto que Mina et al., (2011) verificaram que normalmente as bandas que aparecem na região entre 1080 cm^{-1} e 990 cm^{-1} são atribuídas à vibração axial assimétrica do COC, à vibração axial do CO e à vibração axial da corrente principal.

As bandas na região 1000 a 1200 cm^{-1} são consideradas bandas características do amido e são atribuídas a vibrações de deformação axial de C-O em alcoóis e as vibrações de deformação axial do sistema O-C-O. O grupo C-O-C (éter) presente em um anel de seis átomos (como no monômero de glicose) absorve em $1071\text{-}1158 \text{ cm}^{-1}$ e dependendo de deformação axial (simétrica ou assimétrica) essas bandas irão se deslocar (SILVERSTEIN; BASSLER; MORRILL, 1991). Os espectros de infravermelho do amido nativo e dos modificados apresentam bandas na região próxima a 1153 cm^{-1} , que correspondem ao estiramento C-O e C-C com alguma contribuição do estiramento C-OH.

As deformações moleculares existentes nas moléculas de amido a 1650 e 3400 cm^{-1} são atribuídas ao estiramento e a deformação angular de ligações (–OH), referentes ao pico de teor de água. O pequeno pico encontrado apenas para a (F3) a 2310 cm^{-1} poderia ser atribuído a grupos NCO (BASHIR et al., 2017). Além dessas bandas, é possível observar a banda próxima a 2930 cm^{-1} , atribuída à deformação axial de ligações C-H (lipídios). As bandas correspondentes ao estiramento C-H são mostradas na região $2900\text{-}3000 \text{ cm}^{-1}$, enquanto que a banda larga a 3295 cm^{-1} foi atribuída a vibrações de OH.

Silva et al., (2006) realizaram a análise de espectroscopia de FTIR de amidos modificados de grau alimentício comercializados no Brasil e encontraram picos na região próxima a 1730 cm^{-1} , o que pode ser atribuído à presença de grupos carbonilas, que não existem no amido nativo. Nos espectros do amido nativo de arroz vermelho e nos modificados via processo enzimático não foi perceptível tal diferença. Somente com a sobreposição dos espectros é possível analisar as diferenças como mostrado na Figura 19.

Figura 19. Sobreposição dos espectros de FTIR para o amido nativo (F1), modificado enzimaticamente com α -amilase (F2) e modificado enzimaticamente com α -amilase e amiloglucosidase (F3).



Através da sobreposição é possível perceber que os espectros não se alteraram, mas houve aumento das intensidades nas bandas menores que 1002 cm^{-1} e maiores que 1641 cm^{-1} à medida que as hidrólises com α -amilase e amiloglucosidase foram realizadas em relação ao amido nativo (F1), as bandas próximas as 1002 cm^{-1} foram atribuída às ligações COH e foram correlacionada ao estado amorfo no amido (SOFI et al., 2013; WANI et al. al., 2014).

5.10 Caracterização da farinha da casca de jabuticaba

Na Tabela 19 são apresentados os dados da análise centesimal, físico-química e dos compostos bioativos para a farinha da casca da Jabuticaba (F4).

Tabela 19. Resultados das análises centesimal, físico-química e dos compostos bioativos para a (F4)

| Parâmetros | (F4) |
|--|-------------------------------|
| Umidade (g 100g⁻¹) | 14,46 ± 0,60 |
| Sólidos Totais (g 100g⁻¹) | 85,54 ± 0,60 |
| Cinzas (g 100g⁻¹) | 3,06 ± 0,09 |
| Lipídeos (g 100g⁻¹) | 1,22 ± 0,12 |
| Proteína (g 100g⁻¹) | 6,13 ± 0,62 |
| Fibra Bruta (FB) (g 100g⁻¹) | 8,36 ± 0,55 |
| Carboidratos* (g 100g⁻¹) | 66,77 ± 0,48 |
| Fibra detergente Neutra (FDN) (g 100g⁻¹) | 20,11 ± 0,41 |
| Fibra detergente Ácida (FDA) (g 100g⁻¹) | 12,32 ± 0,37 |
| Atividade de Água (a_w) | 0,344 ± 0,21 |
| pH | 3,24 ± 0,19 |
| Acidez (g /100g de ácido cítrico) | 1,39 ± 0,12 |
| Açúcares Redutores (AR) | 24,79 ± 0,38 |
| Sólidos solúveis totais (°Brix) | 29,0 ± 0,50 |
| Antocianinas (mg/100g) | 83,59 ± 1,95 |
| Flavonoides (mg/100g) | 108,91 ± 5,51 |
| Carotenoides Totais (µg/g licopeno) | 18,67 ± 1,12 |
| Taninos Totais (% eq Ác. Tânico/mL) | 264,16 ± 6,51 |
| Compostos fenólicos totais (70% etanol) (mgGAE/100 g) | 1092,94 ± 230,78 ^A |
| Compostos Fenólicos | 2549,65 ± 355,12 ^B |

| Totais | |
|--|-----------------|
| (Extrato aquoso) | |
| (mgGAE/100 g) | |
| Atividade antioxidante (ABTS⁺) (μmol Trolox/g) | 403,50 ± 112,48 |
| Atividade antioxidante EC50 (g/g DPPH) | 180,58 ± 20,34 |

Letras maiúsculas sobrescritas iguais na mesma linha não diferem significativamente entre as formulações estudadas ($P > 0,05$). *Calculado por diferença.

O valor da umidade encontrada para a farinha da casca da jabuticaba foi de 14,46 g 100g⁻¹, estando de acordo com a exigência da Legislação Brasileira para o padrão de identidade e qualidade de farinhas, que preconiza valores no intervalo de 5 a 15% (ANVISA, 2005). No trabalho realizado por Leite-Legatti et al. (2012) encontraram o valor de 15,33 g 100g⁻¹ em farinha de casca de jabuticaba.

O percentual de cinzas foi de 3,06g 100g⁻¹ apresentando assim valor coerente com os determinados por autores como Ascheri et al. (2006), ao estudarem bagaço de jabuticaba fermentado (1,35 g 100g⁻¹) e fresco (3,49 g 100g⁻¹), secos em estufa com circulação à 60°C. Leite-Legatti et al., (2012) encontraram valores mais elevados, 4,23g 100g⁻¹ para casca de jabuticaba seca em estufa de ar forçado e 3,52g 100g⁻¹ para casca liofilizada, respectivamente. Assim como ao valor encontrado por Ferreira et al., (2012) de 3,89 g 100g⁻¹ para FCJ obtida através da secagem em estufa com circulação de ar forçada à temperatura de 60°C.

O valor encontrados no presente trabalho para o conteúdo de lipídeos na farinha da casca de jabuticaba (F4) que a 1,22 g 100g⁻¹ se aproxima do valor obtido por Lage et al. (2014) para casca seca (1,59 g.100g⁻¹), superior ao de Gurak et al. (2014), de 0,83 g.100 g⁻¹ e inferior ao encontrado por Leite-Legatti et al. (2012) de 1,72g.100g⁻¹ para a casca liofilizada. Segundo Russo et al., (2012) o baixo teor de lipídios da casca de jabuticaba poderá trazer benefícios à saúde humana, pois grande parte da população consome dietas hiperlipídicas, contribuindo para o surgimento de doenças crônicas não transmissíveis, como a obesidade.

A concentração de proteínas foi de 6,13 g 100g⁻¹ e se aproximou ao encontrado por Ferreira et al., (2012) de 5,23g 100g⁻¹. O valor encontrado para proteínas corrobora com Appelt et al., (2015) e Alves et al., (2013), 6,40 g 100g⁻¹ e 6,06 g 100g⁻¹, respectivamente, para farinhas de casca de jabuticaba. Leite-Legatti et al., (2012) obtiveram o valor de 4,89 g 100g⁻¹ de proteína para o produto liofilizado e estocado a -80°C.

O teor de Fibra Bruta (FB) na casca da jabuticaba foi de 8,36 g 100g⁻¹. Faria et al., (2016) encontraram para a casca *in natura* o valor de 1,84 g 100g⁻¹ e para a casca liofilizada 3,89 g 100g⁻¹ de FB, valores esses inferiores ao encontrado no presente trabalho. Segundo a Resolução RDC nº 54, de 12 de novembro de 2012, que dispõe sobre o Regulamento Técnico sobre Informação Nutricional Complementar, o alimento, para ser classificado com “alto conteúdo de fibras”, deve conter no mínimo 5 g por porção ou no mínimo 6 g a cada 100 g em pratos preparados. Para ser definido como “fonte de fibras” deve conter, pelo menos, 2,5 g por porção ou no mínimo 3 g a cada 100 g em pratos preparados, sem considerar a contribuição dos ingredientes utilizados na sua preparação (BRASIL, 2012). Portanto, a farinha da casca de jabuticaba pode ser considerada com alto teor de fibras. A casca de jabuticaba é conhecida por apresentar alto teor de fibra total, quando comparada as demais frações dos frutos (LIMA et al., 2008).

A (F4) apresentou como principal macronutriente o carboidrato (66,77 g 100 g⁻¹), valor esse superior ao encontrado por Ferreira et. al. (2012) 58,70 g 100 g⁻¹ e ao de Ascheri et al. (2006) 56,06 g 100g⁻¹. Sendo que o teor de fibras está incluso no total dos carboidratos, o que pode estar superestimando o seu valor.

Apesar das fibras não possuírem valor nutritivo, sua determinação também se julga importante em produtos alimentares, uma vez que suas estruturas e características desempenham diferentes funções fisiológicas no trato gastrintestinal. Trata-se das porções pouco digeríveis da parede celular, sendo que a fibra em detergente ácido (FDA) é constituída, basicamente, lignina mais celulose, enquanto a fibra em detergente neutro (FDN) compreende frações de celulose, hemicelulose e lignina. A diferença entre essas duas frações (FDA e FDN) pode ser considerada uma estimativa do teor de hemicelulose na amostra (CECCHI, 2007).

Para a FDN o valor encontrado para a F4 variou de 20,11 g 100g⁻¹, valor esse superior ao encontrado por Leite-Legatti et al. (2012) que foi em torno de 5 g 100g⁻¹ para a casca de jabuticaba liofilizada. Lima et al., (2018) em seu estudo de caracterização do fruto de jabuticaba e da suas frações obtiveram o valor para fibras insolúveis de 27,03 g 100g⁻¹ para casca da variedade Paulista e 26,43 g 100g⁻¹ para a variedade Sabará.

A FDA representa os componentes solúveis das plantas e o valor obtido para a FCJ foi de aproximadamente 12,32 g 100g⁻¹, enquanto que Leite-Legatti et al. (2012) obtiveram cerca de 20 g 100g⁻¹ de fibras solúveis. Lima et al., (2018) obtiveram para a casca de jabuticaba *in natura* 6,77 g 100g⁻¹ para a variedade Paulista e para a variedade Sabará 6,80 g 100g⁻¹.

O pH encontrado para a F4 foi de 3,24. No estudo de Lima et al., (2008) encontraram os valores de potencial hidrogeniônico (pH) de 3,47 para a casca de jabuticaba *in natura* da variedade Paulista e 3,39 para a variedade Sabará. Miliagato et al. (2007) relataram que para o fruto inteiro do jambolão seco em estufa com circulação de ar a 45°C o pH encontrado foi de 4,09.

Enquanto que para a acidez (ATT) o valor obtido no presente trabalho foi de 1,39 g de ácido cítrico/100g de amostra para a farinha fina. Lima et al., (2008) encontraram para a casca de jabuticaba *in natura* os valores para a variedade Paulista e Sabará de 1,37 e 1,67 g de ácido cítrico/100g de amostra fresca. Pereira et al. (2000) e Salomão et al., (2018) que obtiveram valores para acidez de 0,32 a 0,90 g de ácido cítrico/100g.

O teor de açúcares redutores encontrado no presente trabalho foi de 24,79 g de glicose/100g. Dessa forma, sugere-se que quanto maior o teor de açúcar, maior foi a higroscopicidade do produto. Esse aspecto tem importância prática, sobretudo no que diz respeito às condições de comercialização desses produtos em pó. Segundo o estudo de Lima et al., (2011) o fruto inteiro de jabuticaba contém 40,21 g de açúcar redutor por 100 g de matéria seca e 7,70 g de açúcares não redutores por 100 g de matéria seca.

A quantidade de sólidos solúveis totais encontrados para a farinha da casca de jabuticaba (F4) foi de 19,0°Brix. Salomão et al. (2018) caracterizaram o fruto *in natura* de diversas variedades e os valores obtidos foram entre de 9,1 a 17,6°Brix, para a variedade Sabará o teor foi de 14°Brix. É perceptível que para a farinha da casca de jabuticaba o valor de sólidos solúveis é superior ao do fruto *in natura*, onde foi perceptível que a temperatura de secagem a 50°C concentrou esse parâmetro.

Apesar de serem pigmentos instáveis e facilmente degradados pela temperatura durante a etapa de processamento (BOBBIO e BOBBIO, 2001; MALACRIDA; MOTTA, 2005), a farinha de casca de jabuticaba produzida no presente trabalho, contém teores relevantes de antocianina de 83,59 mg/100g.

Segundo Rufino (2010), o valor obtido de antocianinas para o fruto inteiro *in natura* da Jabuticaba foi de 58,1 mg/100g valor esse inferior ao obtido para a farinha da casca de jabuticaba (F4), onde essa diferença provavelmente deve-se à colheita em safras diferentes e a temperatura de 50°C na estufa com circulação de ar não degradou esses compostos e sim os concentrou, pois o binômio tempo/temperatura da secagem também são fatores que influenciam a degradação. No mesmo estudo é confirmado que para frutas da família *Myrtaceans* são excelentes fontes de antocianinas totais, como a murta (143 mg/100g), ameixa java (93,3 mg/100g) e camu-camu (42,2 mg/100g), com níveis comparáveis aos de

outras fontes bem conhecidas de antocianinas. Pozo-Insfran, Brenes e Talcott (2004) em seu estudo com açaí, concluíram que as antocianinas foram o fator que mais contribuiu para a capacidade antioxidante, sendo superior ao teor encontrado em sucos de uva muscadine e em cascas, como de morangos, framboesas e amoras.

A farinha da casca de jabuticaba apresentou teores de 108,91 mg/100g de flavonoides, valores esses inferiores ao encontrado por Rufino et al. (2010) que obteve 147,0 mg/100g para a jabuticaba (casca + polpa) *in natura*. Para o jambolão, camu-camu e uvaia os valores encontrados foram na faixa de 70,9; 20,1 e 17,5mg/100g, respectivamente, sendo assim inferiores aos teores da farinha da casca de jabuticaba (F4). No estudo feito por Abe, Lajolo e Genovese, (2012) com jabuticaba por HPLC obtiveram os valores para flavonoides na faixa de 0,33g/kg ou 33,0mg/100g.

O teor de carotenoides totais encontrado na farinha da casca de jabuticaba (F4) foi de 18,67 µg/g licopeno ou 1,867 mg/100g. Rufino et al. (2010) em seu estudo com 18 frutas brasileiras não tradicionais incluindo a Jabuticaba, obtiveram para o fruto inteiro (casca e polpa) *in natura* o teor de 0,32 mg/100g e para o jambolão que pertence a mesma família (*Myrtaceae*) o valor de 0,51 mg/100g, podemos perceber que o valor obtido no presente trabalho foi superior, isso pode ser justificado pois a casca de jabuticaba contém maiores quantidades desses compostos bioativos em relação a polpa, e a técnica de secagem utilizada para a produção da farinha da casca de jabuticaba concentrou os mesmos.

O processo de extração hidroalcolica utilizando solvente com diferentes polaridades (água e etanol) em concentrações diversas possibilitou a extração de compostos fenólicos em quantidades variadas, no entanto a extração através do extrato aquoso obteve resultados superiores. De maneira geral, os extratos etanólicos a 70% (v/v) exibiram os maiores conteúdos fenólicos quando comparados a 100% (v/v) e 80% (v/v), isso não pode ser generalizado para todos os alimentos.

Essa diferença significativa entre o conteúdo fenólico total dos extratos sugere a influência do solvente utilizado frente ao perfil dos fitoquímicos presentes nas amostras. Por apresentar diferentes graus de polimerização, os fenólicos são extraídos de acordo com a sua solubilidade no solvente orgânico puro ou diluído (LEONG; SHUI, 2002). Segundo Pellegrini et al. (2007) e Melo et al. (2008), a solubilidade em determinado solvente é característica peculiar do fitoquímico, o que justifica a inexistência de um procedimento universal de extração em função da diversidade estrutural e sensibilidade dos compostos fenólicos as condições de extração. Essa mesma tendência foi constatada por Lapornik et al. (2005) ao determinarem maior teor de compostos fenólicos em extratos etanólicos a 70% dos bagaços

de uva (1.044 mg/L), groselha vermelha (884,1 mg/L) e preta (6.135,7 mg/L) quando comparados aos extratos aquosos (178,3 mg/L, 696,4 mg/L e 3.219,2 mg/L).

Os autores ressaltam que os valores obtidos nas peles “cascas” das frutas estudadas foram até quatro vezes superiores aos encontrados nas polpas, justificado em função da proteção que a película da fruta exerce sobre os frutos contra os raios ultravioletas. A maior concentração de compostos fenólicos totais em cascas de frutas, quando comparados as polpas foi identificado previamente por Wolfe et al. (2003), ao estudarem cascas e polpas de maçã, sendo confirmado por Araujo et al. (2010), ao determinarem a concentração fenólica em polpas e casca de cajá-umbu.

O valor encontrado para a (F4) no presente estudo esteve na faixa de 1092,94 e 2549,65 mgGAE/100g, respectivamente para extração com extrato hidroalcoólico e aquoso. É possível afirmar através dos resultados que houve diferença significativa no poder de extração dos compostos fenólicos em relação à polaridade do extrato utilizado na análise.

No trabalho realizado por Rufino et al. (2010) em frutas tropicais processadas com casca, pele e polpa (*em matéria seca*), utilizando processo de extração seqüenciada com solventes de diferentes polaridade (metanol+água, acetona+água, metanol+água e água), o teor de compostos fenólicos totais para a jabuticaba foi de (3.584 mgGAE/100g), enquanto que para frutas com mesma família (*Myrtaceae*) como o jambolão ou java plum (*Syzygium cumini*) 1.117 mgGAE/100g, murta (*Blepharocalyx salicifolius*), uvaia (*Eugenia pyriformis*) 1.930 mgGAE/100g, enquanto para a fruta camu-camu que pertence a mesma família e mesma espécie (*Myrciaria*) os valores obtidos foram de 11.615 mgGAE/100 g. Vasco, Ruales e Kamal-Eldin (2008) utilizaram a mesma metodologia usada para obtenção dos extratos aquosos os solventes orgânicos (metanol, acetona e água), em seus estudos com as principais frutas do equador, inclusive a guava ou guayaba que é da mesma família da Jabuticaba apresentaram o valor de CFT em torno de 462 mgGAE/100g. Eles apresentaram uma possível classificação segundo o teor fenólico de cada fruta. Após estudarem 17 tipos de frutas, encontraram valores que variaram de 26 a 2100 mgGAE/100 g, classificando-as como sendo de alta concentração fenólica (>1000 mgGAE/100 g), intermediária (200 a 460 mgGAE/100 g) e baixa concentração (<100 mgGAE/100 g). Pode-se classificar assim a farinha da casca de jabuticaba (F4) como produto de alta concentração de compostos fenólicos. Fato que foi contradito por Rufino et al. (2010), no qual classificou tanto o fruto em base fresca quanto em matéria seca como conteúdo de polifenol intermediário para a Jabuticaba.

Os resultados de Reynertson et al., (2008) em seu estudo envolvendo 14 myrtaceans utilizando ácido metílico para a extração, foram superiores aos nossos: 10.100 mgGAE/100g,

3160 mgGAE/100g e 995 mgGAE/100 g para camu-camu seco, jaboticaba e ameixeira, respectivamente.

O alto teor de compostos fenólicos totais (CFT) encontrados no pó seco da casca de jaboticaba neste estudo também foi relatado por alguns outros autores, como por exemplo: Abe, Lajolo e Genovese, (2012): 744 mgGAE/100g com extração metanol/ água(70:30,v/v) ou metanol/água/ácido acético (70:30:5, v/v/v) (para amostras contendo altos valores de antocianinas), uma vez que esta fruta brasileira não tem sido amplamente estudada. Os compostos fenólicos encontrados em frutos e cascas de *M. cauliflora* também foram publicados (REYNERTSON et al., 2008; SANTOS; MEIRELES, 2011; SANTOS; VEGGI; MEIRELES, 2010). No estudo de Leite-Legatti et al (2012) com a casca de jaboticaba fresca e o fruto inteiro da *M. jaboticaba* apresentaram 11.400 e 3.215 mgGAE/100g, respectivamente. Pesquisas mostram que a principal contribuição para o conteúdo fenólico total do fruto inteiro *M. jaboticaba*, provém da casca (ABE et al., 2007).

A jaboticaba apresentou alto teor de compostos fenólicos totais e consequentemente, elevada atividade antioxidante (REYNERTSON et al, 2014). O valor obtido para a atividade antioxidante pelo método ABTS no presente trabalho foi de 403,5 μmol trolox/g para a farinha da casca de Jaboticaba (F4). A pesquisa feita por Rockenbach et al. (2008) mostrou que extratos etanólicos (etanol:água; 70:30; v/v) de bagaços de uva das variedadesancelota e tannat apresentaram atividade antioxidante em equivalentes de trolox de $389,9 \pm 3,8$ e $398,1 \pm 2,8\mu\text{mol}$ trolox/g, respectivamente.

Extratos de metanol e acetona foram combinados, completados até 100 mL com água destilada e foram usados para determinar a capacidade antioxidante no estudo de Rufino et al. (2010), no qual os resultados foram expressos tanto em base de matéria fresca quanto em (matéria seca) para a jaboticaba (37,5 e 317 μmol Trolox/g), valores esses inferiores ao encontrado para a (F4).

O valor encontrado para a atividade antioxidante para a farinha da casca de jaboticaba (F4) pelo método do DPPH expresso pelo EC50 foi de 180,58g/g de DPPH \cdot obtido através do extrato aquoso (água destilada). Valor esse próximo ao de Rufino et al. (2010) que encontraram 138,0 g/g de DPPH expresso em matéria seca utilizando 3 solventes orgânicos consecutivos (metanol, acetona e água) para a obtenção do extrato aquoso. As diferenças entre variedades, região geográfica, safra, condições climáticas, peculiaridades de processamento e métodos de extração podem interferir nos resultados dos teores de compostos fenólicos, bem como, na expressão da atividade antioxidante de materiais vegetais (ROCKENBACH et al., 2008; RUBERTO et al., 2007).

5.11 Análise de textura

Na Tabela 20 são apresentados os valores da análise textural para as formulações do amido nativo (F1) e dos amidos modificados (F2 e F3), assim como os seus respectivos mixes com adição de uma proporção fixa de 10% da farinha da casca da jabuticaba (F5, F6 e F7).

Tabela 20. Parâmetros de textura para o amido nativo, os amidos modificados e seus respectivos mixes na temperatura de 25°C.

| Formulações | Parâmetros | | | |
|-------------------------|----------------------------|----------------------------|-----------------------------|----------------------------|
| | Firmeza (N) | Gomosidade (N) | Coesividade | Adesividade (N.m) |
| F1 | 0,343 ± 0,010 ^A | 0,286 ± 0,012 ^A | 0,857 ± 0,011 ^A | 0,589 ± 0,015 ^A |
| F2¹ | 0,337 ± 0,009 ^A | 0,307 ± 0,011 ^A | 0,836 ± 0,006 ^B | 0,432 ± 0,011 ^B |
| F3² | 0,291 ± 0,005 ^B | 0,237 ± 0,009 ^B | 0,817 ± 0,021 ^{BC} | 0,547 ± 0,007 ^C |
| F5- F1 + 10% FCJ | 0,471 ± 0,016 ^C | 0,398 ± 0,017 ^C | 0,845 ± 0,010 ^B | 0,733 ± 0,021 ^D |
| F6- F2 + 10% FCJ | 0,379 ± 0,007 ^D | 0,355 ± 0,005 ^D | 0,852 ± 0,007 ^B | 0,337 ± 0,012 ^E |
| F7- F3 + 10% FCJ | 0,331 ± 0,004 ^A | 0,274 ± 0,008 ^A | 0,808 ± 0,008 ^C | 0,489 ± 0,011 ^F |

Letras minúsculas sobrescritas iguais na mesma coluna não diferem significativamente entre as formulações estudadas ($P > 0,05$). ¹Amido modificado com a enzima α -amilase; ²Amido modificado com as enzimas α -amilase e amiloglucosidase.

A firmeza da pasta de amido modificado enzimaticamente com α -amilase e amiloglucosidase (F3) foi inferior em comparação com a pasta de amido modificado somente pela enzima α -amilase (F2) e do amido nativo (F1). Mehboob et al., 2005 obtiveram resultados semelhante ao que ocorreu com a (F3), no qual nos amidos modificados por hidrólise ácida a firmeza foi menor e mais expressivo quando comparado ao amido nativo, no caso do presente trabalho apenas com adição da farinha da casca de jabuticaba (F5, F6 e F7) obtivemos essa característica desejada. Sahnoun et al., 2016 obtiveram bolo com textura mais macia quando o amido de milho nativo foi substituído por amido hidrolisado e acetilado. Isso mostra que a modificação do amido forma pasta mais suave e a suavidade aumenta à medida que aumenta o número de modificações aplicadas a um amido nativo, isso não aconteceu na formulação (F2), pois o processo de hidrólise enzimática utilizando a α -amilase foi baixo e a enzima ataca seletivamente a amilose presente no amido, enquanto que a amilopectina que é a maior responsável pelas características de textura não foi afetada durante o processo. A diminuição na dureza pode ser atribuída à redução no comprimento da cadeia da amilopectina

e na cadeia de amilose (MEHBOOB et al., 2005). Na segunda etapa do processo com a amiloglucosidase a porcentagem de hidrólise foi maior e mostrou diferença no parâmetro de firmeza.

Segundo Bourne (2002), a gomosidade é relação da força x coesividade, enquanto que Silva et al. (2013) definem gomosidade como a energia requerida para desintegrar um alimento semi-sólido, neste sentido o amido nativo de arroz vermelho apresentou para este parâmetro o valor de 0,286N, sendo superior para a formulação F3 (0,237N) e semelhante a F2 (0,307 N). Todas as formulações do Mix com adição de 10% de farinha de casca de jabuticaba (F5, F6 e F7) obtiveram os valores de firmeza e gomosidade maiores do que as formulações (F1, F2 e F3), isso confirma o previsto já que a casca de jabuticaba é rica em fibras o que dá mais sustentação a pasta quando gelatinizada.

A coesão da pasta de amido nativo foi maior comparada à pasta dos amidos modificados (F2 e F3) e quanto maior o número de modificações que no caso do presente trabalho é quanto maior o número de hidrólise, menor é o valor de coesidade. A única diferença significativa notada para esse parâmetro foi entre o amido nativo (F1) e o seu respectivo mix (F5). Roznowska (2017) obteve valores de coesividade para amido de milho de 0,2 a 0,8N.

Todas as formulações apresentaram diferença significativa entre si, sendo a F1 com uma adesividade maior em relação a todas as outras, o inverso que do aconteceu com o amido modificado enzimática 1 (F2) e seu respectivo mix (F6) que obteve a menor adesividade do estudo. A razão para isso pode ser atribuída ao fato de que, quando as pastas de amido foram aquecidas, as ligações inter-moleculares foram quebradas e novas ligações com as moléculas de água foram formadas, aumentando assim a adesividade com a temperatura.

5.12 Propriedades da Pasta

No RVA a combinação de cisalhamento, aquecimento e resfriamento, aplicada ao longo do tempo, cria uma curva de viscosidade para o material. Durante uma análise padrão de amido, o amido é aquecido em um ambiente aquoso. O grânulo de amido absorve água e incha, a estrutura cristalina interna derrete (gelatinização), o próprio grânulo se quebra e um gel contínuo se forma. As mudanças de viscosidade produzidas pelo aquecimento e resfriamento do amido na água geralmente fornecem uma curva característica de colagem. Na análise do RVA foram avaliados os seguintes parâmetros: tempo do primeiro pico, tendência à retrogradação, viscosidade final, quebra da viscosidade ou viscosidade de ruptura,

viscosidade mínima, viscosidade máxima ou pico de viscosidade e a temperatura de início de formação da pasta, como mostra a Tabela 21.

Tabela 21. Propriedades da pasta para o amido nativo, os modificados e seus respectivos mixes com adição da farinha da casca de jabuticaba.

| Amostras | F1 | F2 | F3 | F5- F1 + 10% FCJ | F6- F2 + 10% FCJ | F7- F3 + 10% FCJ |
|--|-------------------------------|-------------------------------|-------------------------------|------------------------------|------------------------------|------------------------------|
| Tempo do primeiro pico (min) | 6,15 ± 0,15 ^A | 5,16 ± 0,10 ^B | 6,13 ± 0,13 ^A | 6,11 ± 0,07 ^A | 5,91 ± 0,10 ^A | 6,11 ± 0,03 ^A |
| Tendência a retrogradação (cP¹) | 2837,70 ± 142,57 ^A | 2799 ± 405,29 ^A | 1705 ± 78,25 ^B | 2378,70 ± 86,03 ^A | 1682 ± 108,13 ^B | 1060 ± 22,18 ^C |
| Viscosidade final (cP) | 5236,70 ± 233,69 ^A | 6068,65 ± 723,42 ^A | 4232,60 ± 106,51 ^B | 4526,70 ± 43,66 ^C | 4732,67 ± 35,35 ^D | 3258,70 ± 49,00 ^E |
| Quebra da viscosidade (cP) | 1289 ± 284,72 ^A | 1894,95 ± 124,60 ^B | 564 ± 32,05 ^C | 1327 ± 39,95 ^A | 960 ± 32,36 ^D | 589,70 ± 18,04 ^C |
| Viscosidade mínima (cP) | 2399 ± 96,14 ^A | 3269,65 ± 86,36 ^B | 2527,60 ± 44,634 ^A | 2148 ± 66,51 ^C | 3050,60 ± 78,13 ^D | 2198 ± 39,37 ^C |
| Pico de viscosidade (cP) | 3688 ± 259,26 ^A | 5164,60 ± 38,81 ^B | 3091,60 ± 68,73 ^C | 3475 ± 28,58 ^A | 4010,60 ± 48,58 ^A | 2788 ± 43,51 ^D |
| Temperatura de início da formação da pasta (°C) | 79,90 ± 0,13 ^A | 80,71 ± 0,06 ^B | 82,02 ± 1,26 ^{BD} | 78,83 ± 0,83 ^C | 80,90 ± 0,43 ^B | 83,98 ± 1,45 ^D |

Letras minúsculas sobrescritas iguais na mesma coluna não diferem significativamente entre as formulações estudadas (P > 0,05). ¹cP: Centipoises.

As propriedades de pasta dos amidos são influenciadas pelo tamanho dos grânulos, poder de inchamento, conteúdo de amilose e de lipídios, bem como a estrutura molecular da amilopectina (TESTER; MORRISON, 1990). Na Tabela 21 são mostrados os principais parâmetros da reologia para os amidos: nativo (F1), modificados enzimaticamente (F2 e F3) e seus respectivos *mixes* (F5, F6 e F7). No parâmetro tempo de formação do primeiro pico de viscosidade é possível observar diferença significativa apenas para o amido modificado enzimaticamente 1 (F2) das demais formulações, os valores variaram de 5,16 a 6,15 minutos.

Através dos resultados é possível afirmar que as amostras (F1 > F2) possuem a maior tendência a retrogradação com valores que foram de 2837,7 e 2799 cP, seguido pela (F5) no qual é o respectivo mix da F1, as demais formulações diferiram significativamente de acordo com o teste de Tukey com ($P > 0,05$). As formulações do amido modificado enzimaticamente 2 (F3) e o mix do amido modificado enzimaticamente 1 com adição da farinha da casca de jabuticaba (F6) obtiveram resultados semelhantes, diante dos dados para esse parâmetro é verificado que a adição da farinha da casca de jabuticaba (F4) na produção dos mixes diminuiu a tendência de retrogradação para todas as formulações. A tendência a retrogradação pode ser relacionada com o índice de sinérese mostrado na Tabela 14, em que mostra o mesmo perfil (F1 > F2), nesse caso a F1 e a F3 não obtiveram diferença significativa, e nesse parâmetro a (F3 > F2) o que não foi verificado com a tendência a retrogradação por RVA.

A viscosidade final mostra que o amido modificado enzimaticamente 1 (F2) obteve o maior valor para esse parâmetro e não diferiu do amido nativo (F1), enquanto que as demais formulações obtiveram diferenças significativas. Quando analisado os valores para os mixes, o mesmo perfil foi encontrado com (F6 > F5), nesse caso diferindo significativamente. A viscosidade final pode ser relacionada com um dos parâmetros da análise textural (firmeza), mostrado na Tabela 20. Nesse caso os valores de firmeza para as formulações do amido modificado enzimaticamente 1 (F2) com o amido nativo (F1) são próximos, sendo ligeiramente superior para (F1). Uma característica diferenciada é observada quando são relacionados o perfil textural com o reológico para os mixes com adição da farinha da casca de jabuticaba (F4), visto que os comportamentos devido à temperatura da análise são inversos, sendo que a textura foi feita a 25°C, enquanto que a análise de RVA foi feita através de rampa da temperatura e a viscosidade final medida numa temperatura acima de 65°C. Por isso que a firmeza para os mixes com a adição da farinha da casca de jabuticaba aumentou, enquanto que a viscosidade final teve uma diminuição em todas as formulações quando comparado com o amido nativo e os modificados sem a adição da (F4).

Um alto valor no parâmetro quebra da viscosidade ou viscosidade de ruptura significa que os grânulos ao inchar durante o processo de gelatinização se fortalecem contra a quebra quando aplicada uma alta taxa cisalhamento e temperatura, minimizando ou evitando a perda de viscosidade (HEO et al., 2017). Os maiores valores para a quebra de viscosidade foram obtidos para as formulações com amido modificado enzimaticamente 1 (F2 e F5) seguido pelo amido nativo (F1). Confirmando que a hidrólise enzimática com a α -amilase seguida da amiloglicosidase feita no amido modificado 2 (F3) enfraquece as moléculas de amido, deixando-as mais susceptível a quebra, mesmo com a adição da farinha da casca de jabuticaba na produção do respectivo mix (F7) não influenciou nesse parâmetro. Quanto maior o valor, mais forte será o gel formado pelo amido. O valor de quebra da viscosidade é o valor de pico de viscosidade menos o valor de viscosidade mínima (SUN et al., 2014). Estes resultados indicaram que (F1), (F2) e (F5) podem ser utilizados como espessantes por suportar condições severas de processamento na indústria alimentícia.

O valor da viscosidade mínima foi determinado pela viscosidade final menos a tendência de retrogradação, para esse parâmetro foi visto que não houve diferença significativa entre as formulações (F1 e F3), sendo perceptível que a hidrólise enzimática com α -amilase e amiloglicosidase não foi suficiente para mudar esse parâmetro em relação ao amido nativo, assim como para os seus respectivos mixes (F5 e F7) que mostra que a adição da casca da farinha de jabuticaba não modificou o perfil frente à viscosidade mínima, apenas o amido modificado enzimaticamente 1 (F2) obteve diferença em relação as outras formulações, apresentando um valor superior tanto com ou sem adição de farinha da casca de jabuticaba (F4).

Pico de viscosidade ou viscosidade máxima indica a capacidade de retenção de água do amido ou mistura. É frequentemente correlacionada com a qualidade do produto final e também fornece uma indicação da carga viscosa. O maior valor de pico de viscosidade foi encontrado para o amido modificado enzimaticamente 1 (F2) com 5164,6 cP, as formulações (F1, F5 e F6) não apresentaram diferenças significativas. Quando comparado os valores do mixes com as amostras sem a adição da farinha da casca de jabuticaba é visto que em todas as formulações do mix (F5, F6 e F7) os valores foram inferiores.

A temperatura de início de formação da pasta pode ser relacionada com a T_o que é a temperatura de gelatinização mostrado na Tabela 16 referente à análise de exploratória diferencia- DSC. Nesse parâmetro é notado que não houve diferença significativa entre as amostras (F2 e F3) com seus respectivos mixes (F6 e F7). As maiores temperaturas de formação da pasta ou gelatinização foi encontrada para o mix composto com amido

modificado enzimaticamente 2 com adiçao da farinha da casca de jabuticaba (F7) e o amido modificado enzimaticamente com α -amilase e amiloglucosidase (F3). A farinha da casca de jabuticaba não teve interferência sobre a temperatura de formação da pasta.

6. Conclusões

Diante dos resultados obtidos, conclui-se:

O amido nativo apresentou 17,63% de amilose, 63,92% de amilopectina, elevada concentração de compostos fenólicos, incluindo as antocianinas (pigmento rosa), e seu processo de extração teve rendimento de 69,14%.

O processo de modificação enzimática, resultou em 4,46% de hidrólise do amido com a ação da enzima α -amilase e 8,63% pela ação da enzima amiloglucosidase, com 13,09% de hidrólise total. As variáveis independentes: pH, tempo e carga enzimática foram diretamente proporcional ao processo de modificação do amido.

A ação das enzimas α -amilase e amiloglucosidase ocasionou a redução do teor de amido, amilopectina e sinérese, também nos parâmetros de entalpia de gelatinização, firmeza, gomosidade, coesividade, adesividade, tendência a retrogradação e viscosidade final, assim como, no aumento do teor de absorção de água, óleo e leite, de porosidade na superfície do grânulo, maior perda de massa nos dois primeiros eventos térmicos, no índice de cristalinidade, na intensidade dos picos característicos da molécula amido e viscosidade mínima.

A farinha da casca de jabuticaba apresentou elevado valor nutricional, sendo considerada fonte de minerais, fibras, carboidratos, antocianinas, flavonoides e compostos fenólicos totais. A adição da farinha da casca de jabuticaba nos amidos resultou no aumento da firmeza, gomosidade, coesividade para o amido modificado com a enzima α -amilase, adesividade para o amido nativo e diminuição para a tendência a retrogradação, viscosidade final e viscosidade mínima. A aplicação da farinha da casca de jabuticaba no desenvolvimento do mix com o amido, pode ser uma alternativa para a geração de novos produtos para consumo por pessoas com restrições ao glúten e dificuldade de deglutição, com propriedades funcionais e tecnológicas, importantes para indústria química e de alimentos.

A utilização do arroz vermelho no desenvolvimento de amido, contribuiu para o desenvolvimento de novos produtos com aplicabilidade industrial, com possibilidade de maior agregação de valor a essa matéria prima, com importância e potencialidade para o desenvolvimento social e econômico dos produtores da região Nordeste.

Referências

AACC - AMERICAN ASSOCIATION OF CEREAL CHEMISTS. **Approved Methods**. A.A.C.C. Minnesota, 1975.

ABE, L. T.; DA MOTA, R. V.; LAJOLO, F. M.; GENOVESE, M. I. Compostos fenólicos e capacidade antioxidante de cultivares de uvas *Vitis labrusca* L. e *Vitis vinifera*. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v.27, n.2, p.394–400, 2007.

ABE, L. T.; LAJOLO, F. M.; GENOVESE, M. I. Potential dietary sources of ellagic acid and other antioxidants among fruits consumed in Brazil: jaboticaba (*Myrciaria jaboticaba* (Vell.) Berg). **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v.92, p.1679–1687, 2012.

ADEBOWALE, K. O.; OLU-OWOLABI, B. I.; OLAWUMI, E. K.; LAWAL, O. S. Functional properties of native, physically and chemically modified breadfruit (*Artocarpus artilis*) starch. **Industrial Crops and Products**, Amsterdam, v.21, n.3, p.343-351, 2005.

ADEBOWALE, K. O.; AFOLABI, T. A.; LAWAL, O. Isolation, chemical modification and physicochemical characterisation of bambarra groundnut (*Voandzeia subterranean*) starch and flour. **Food Chemistry**, v.78, p.305–311, 2002.

ADEBOWALE, K. O.; OLU-OWOLABI, B. I.; OLAYINKA, O. O.; LAWAL, O. S. Effect of heat–moisture treatment and annealing on physicochemical properties of red sorghum starch. **African Journal of Biotechnology**, v.4, n.9, p.928-933, 2005.

ADOM, K. K.; LIU, R. Antioxidant activity of grains. **J. Agric. Food Chem.**, v.50, p.6182-6187, 2002.

AFOLABI, T. A.; OLU-OWOLABI, B. I.; ADEBOWALE, K.O.; AWAL, O. S.; AKINTAYO, C. O. Functional and tableting properties of etylated and oxidised finger millet (*Eleusine coracana*) starch. **Starch-Stärke**, v.64, n.4, p.326–337, 2012.

AGOSTINETO, D.; FLECK, M. A.; RIZZARDI, M. A.; MEROTTO JÚNIOR, A.; VIDAL, R. A. Arroz vermelho: Ecofisiologia e estratégias de controle. **Ciência Rural**, v.31, p.341-349, 2001.

ALDANA, M. D. L.; GÓMEZ, T. B.; OCA, M. M. M.; AYERDI, S. S. G.; MERAZ, G. F.; PÉREZ, B. L. A. Isolation and Characterization of Mexican Jackfruit (*Artocarpus Heterophyllus* L) Seeds Starch in Two Mature Stages. **Starch Stärke**, v.63, p.364-372, 2011.

ALEZANDRO, M. R.; LUI, M. C. Y.; LAJOLO, F. M.; GENOVESE, M. I. Commercial spices and industrial ingredients: evaluation of antioxidant capacity and flavonoids content for functional foods development. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v.31, n.2, p.527-533, 2011.

ALMEIDA NETA, M.; ROCHA DE QUEIROGA, A.; ALMEIDA, R.; CAETANO SOARES, A.; MARINHO GONÇALVES, J.; SOARES FERNANDES, S.; ROLIM FLORENTINO, E. Fermented Dessert with Whey, Ingredients from the Peel of Jaboticaba (*Myrciaria cauliflora*) and an Indigenous Culture of *Lactobacillus plantarum*: Composition, Microbial Viability, Antioxidant Capacity and Sensory Features. **Nutrients**, v.10, n.9, 1214, 2018.

ALMEIDA, P. L.; LIMA, S. N.; COSTA, L. L.; OLIVEIRA, C.C.; DAMASCENO, K. B.; SANTOS, B. A.; CAMPAGNOL, P.C. B. Effect of jaboticaba peel extract on lipid oxidation, microbial stability and sensory properties of Bologna-type sausages during refrigerated storage. **Meat Science**, v.10, n.1, p. 9-14, 2015.

ALVANI, K.; QI, X.; TESTER R.T.; SNAPE, C.E. Physico-chemical properties of potato starches, **Food Chem.** v.125, n.3, p.958–965, 2010.

ALVES, A. P. C.; CORRÊA, A. D.; PINHEIRO, A.C.M.; OLIVEIRA, F.C. Flour and anthocyanin extracts of jaboticaba skins used as a natural dye in yogurt. **International Journal of Food Science and Technology**, Campinas, v.48, n.10, p.2007-2013, ago. 2013.

AMERICAN ASSOCIATION OF CEREAL CHEMISTS (AACC). Approved Method of the AACC, Methods 08-01, 44-15A, 46-12A, 30-10; **AACC International**: St. Paul, MN, USA, 2000; 10th ed.

AMERICAN DIETETIC ASSOCIATION. Position of the American dietetic: health implication of dietary fiber. **Journal of the American Dietetic Association**. v.108, n.10, p.1716-1731, 2008.

ANDERSON, R. A.; CONWAY, H. F.; PFEIFER, V. F.; GRIFFIN JUNIOR, E. L. Gelatinization of corn grits by rolland extrusion-cooking. **Cereal Science Today**, Minneapolis, v.14, n.1, p.44-11, 1969.

AOAC -ASSOCIATION OFFICIAL ANALYTICAL CHEMISTRY. **Official methods of analysis of the Association of Official Analytical Chemistry**. 11^a ed., Washington, 1994.

APLEVICZ, K. S.; DEMIATE. I. M. Caracterização de amidos de mandioca nativos e modificados e utilização em produtos panificados. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v.27, n.3, p.478-484, 2007.

APPELT, P.; CUNHA, M. A. A.; GUERRA, A. P.; KALINKE, C.; LIMA, V. A. Development and characterization of cereal bars made with flour of jaboticaba peel and okara. **Acta Scientiarum. Technology**, Maringá, v.37, n.1, p.117, jan./mar. 2015.

ARAÚJO, C. R.; SILVA, R. C. O; NASCIMENTO, J. D. N.; CURVÊLO, A. C.; MACIEL, M. I. S.; LIMA, V. L. G.; SILVA, C. G. M.; MELO, E. A. Frutos de cajá-umbuzeiras (*spondias* spp): polifenóis totais e capacidade de sequestro do radical DPPH. X JORNADA DE ENSINO, PESQUISA E EXTENSÃO – **JEPEX**, UFRPE, 2010.

ARAÚJO, E. R.; DA SILVA, P. K.; DO NASCIMENTO, M. F.; DO NASCIMENTO, N. F. F., DE AMORIM BARRAL, M. A.; DO RÊGO, M. M.; DO RÊGO, E. R. Desenvolvimento

de geleia de pimenta com acerola: Análise sensorial e aceitação comercial. **Agropecuária Técnica**, v.35, n.1, p.81-88, 2014.

ARAÚJO, E.R.; RÊGO, E.R.; SAPUCAY, M.J.L.C.; RÊGO, M.M.; SANTOS, R.M.C. Elaboração e análise sensorial de geleia de pimenta com abacaxi. **Revista Brasileira de Produtos Agroindustriais**, v.14, p.233-238, 2012.

ARAÚJO, W. M. C.; BORGIO, L. A.; ARAÚJO, H. M. C. Aspectos da química e funcionalidade das substâncias químicas presentes nos alimentos. In: ARAÚJO, W. M. C.; MONTEBELLO, N. di P.; BOTELHO, R. B. A.; BORGIO, L. A. *Alquimia dos alimentos*. Ed. Brasília: **Editora SENAC**, v.2, 2007, cap.3. p.89-178. (Série Alimentos e Bebidas). ISBN 85-986-9430-4.

ASCHERI, D. P. R.; ASCHERI, J. L. M.; CARVALHO, C. W. P. Caracterização da farinha de bagaço de jabuticaba e propriedades funcionais dos extrusados, **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v. 26, n.4, p.897-905, 2006.

ASCHERI, D. P. R.; MOURA, W. S.; ASCHERI, J.L.R.; CARVALHO, C.W.P. Caracterização física e físico-química de rizomas e amido do lírio-do-brejo (*Hedychium coronarium*). **Pesquisa Agropecuária Tropical**, Goiânia, v.40, n.2, p.159-166, 2010.

ASCHERI, D. P. R.; MORAIS, C. C.; ASQUIERI, E. R.; CARVALHO, C. W. P.; ASCHERI, J. L. R. Characterization of Starch Extracted from the Roots of *Cissus Simsiana* Roem. & Schult. **Semina: Ciências Agrárias**, v.2, p.787-800, 2014.

ASHOGBON, A. O.; AKINTAYO, T. E. Isolation, composition, morphological and pasting properties of starches from rice cultivars grown in Nigeria. **Starch/Starke**, v.64, p.181-187, 2012.

ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DAS INDÚSTRIAS DE ALIMENTOS – ABIA. **A força do setor de alimentos**. Disponível em: <http://abia.org.br/vst/AForcadoSetordeAlimentos.pdf>. Acesso em: 24 jan. 2018. São Paulo, 2013.

ATROUS, H.; BENBETTAIEB, N.; CHOUAIBI, M.; ATTIA, H.; GHORBEL, D. Changes in Wheat and Potato Starches Induced by Gamma Irradiation: A Comparative Macro and Microscopic Study. **International Journal of Food Properties**, v.20, p.1532–1546, 2017.

BALDISSERA, A. C.; BETTA, F. D.; PENNA, A. L. B.; LINDNER, J. D. Alimentos funcionais: uma nova fronteira para o desenvolvimento de bebidas protéicas a base de soro de leite. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v.32, n.4, p.1497-1512, 2011.

BANGOURA, M. L.; NSOR-ATINDANA, J.; MING, Z. H.; WEI, P.; MOTHIBE, K. J.; XUE, Z. K. Starch functional properties and resistant starch from foxtail millet [*Setaria italica* (L.) P. Beauv] species, **Pak. J. Nutr.** v.11, n.10, p.821, 2012.

BAO, J.; BERGMAN, C. J. The Functionality of Rice Starch, **Starch in Food: Structure, Function and Application**, 2004.

- BASHIR, K.; SWER, T. L.; PRAKASH, K. S.; AGGARWAL, M. Physico-chemical and functional properties of gamma irradiated whole wheat flour and starch. **LWT-Food Science and Technology**, v.76, p.131-139, 2017.
- BATISTA, Â. G.; LENQUISTE, S. A.; MOLDENHAUER, C.; GODOY, J. T.; REIS, S. M. P. M.; MARÓSTICA JÚNIOR, M. R. Consumo de casca de jaboticaba (*Myrciaria jaboticaba* (Vell.) Berg.) melhorou a excreção de triglicérides e a peroxidação lipídica hepática de ratos alimentados com dieta hiperlipídica. **Revista de Nutrição**. Campinas, v.26, n.5, p.571-581, 2013.
- BELLAVER, C.; NONES, K. (2000). Importância da granulometria, da mistura e da peletização da ração avícola. **Embrapa**. Disponível em: <http://www.cnpsa.embrapa.br/sgc/sgc_arquivos/palestras_t8115r4z.pdf>. Acesso em: 12 out. 2018.
- BERNFELD P. Amylases, α and β . **Methods Enzymol**, v.1, p.149-158, 1955.
- BEUCHAT, L.R. Functional and electrophoretic characteristics of succinylated peanut flour protein. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.25, p.258-261, 1977.
- BOBBIO, F. O.; BOBBIO, P. A. **Introdução à química de alimentos**. 2.ed. São Paulo: Varela, 2001.
- BOÊNO, J. A.; ASCHERI, D. P. R.; BASSINELLO, P. Z. Qualidade tecnológica de grãos de quatro genótipos de arroz-vermelho. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental-Agriambi**, v.15, n.7, 2011.
- BRAGANTE, A. G. **Desenvolvendo Produto Alimentício** – Conceitos e Metodologia. São Paulo, Brasil, 2014.
- BRASIL, Dossiê: Carboidratos. Food Ingredients Brasil, n. 20, 2012. Disponível em: <[http://www. http://www.revista-fi.com/edicoes_materias.php?id_edicao=31](http://www.revista-fi.com/edicoes_materias.php?id_edicao=31)>. Acessado em: 08 de Ago 2018.
- BRASIL. AGÊNCIA NACIONAL DE VIGILÂNCIA SANITÁRIA - ANVISA. Resolução RDC ANVISA/MS nº 263, de 22 de setembro de 2005. Regulamento Técnico Para Produtos de Cereais, Amidos, Farinhas e Farelos. **Diário Oficial da União**, Brasília, DF, Seção 1, 23 set. 2005.
- BRASIL. **Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento**. (1996). Especificações para a padronização e classificação da farinha de mandioca, destinada à comercialização no mercado interno. (Portaria nº 554, de 30 de agosto de 1996).
- BRASIL. AGÊNCIA NACIONAL DE VIGILÂNCIA SANITÁRIA - ANVISA. RDC nº 54, de 12 de novembro de 2012. Dispõe sobre o Regulamento Técnico sobre Informação Nutricional Complementar. **Diário Oficial da União**, Brasília, DF, 19 nov. 2012.
- BRASIL, Food ingredients. Amidos. Disponível em: http://revista-fi.com.br/upload_arquivos/201606/2016060822241001464873731.pdf. Acesso em: 07 set 2017, n.35, p.31-56, 2015.

BRASIL, **Food ingredients**. Enzimas: Natureza e ação nos alimentos. <http://www.revista-fi.com/materias/166.pdf>. Acesso em: 07 set 2017, v.9, n.03, p.2015, 2011.

BRASIL. Ministério da Saúde. Agência Nacional de vigilância Sanitária – Anvisa. Resolução RDC nº 360, de 23 de dezembro de 2003. Aprova Regulamento Técnico sobre Rotulagem Nutricional de Alimentos Embalados, tornando obrigatória a rotulagem nutricional. **Diário Oficial da República Federativa do Brasil**, Brasília, DF, 26 dez. 2003. Seção 1.

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Políticas de Saúde. Coordenação-Geral da Política de Alimentação e Nutrição. Alimentos regionais brasileiros. Brasília: **Ministério da Saúde**, 2002.

BRENNAN, C. S. Dietary fiber, glycemic response, and diabetes. **Molecular Nutrition & Food Research**, Weinheim, v.49, n.6, p.560-570, 2005.

BRITO, E. S.; ARAÚJO, M. C. P.; ALVES, R. E.; CARKEET, C.; CLEVIDENCE, B. A.; NOVOTNY, J. A. Anthocyanins present in selected tropical fruits: acerola, jambolão, jussara, and guajiru. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.55, p.9389-9394, 2007.

BULÉON, A.; COLONNA, P.; PLANCHOT, V.; BALL, S. Starch granules: structure and biosynthesis – Mini review. **International Journal of Biological Macromolecules**. v.23, n.2, p.85-112, 1998.

BYLAITE, E.; NISSEN, J. A.; MEYER, A. S. Effect of xanthan on flavor release from thickened viscous food model systems. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, Easton, v.53, n.9, p.3577-3583, 2005.

CARR JR, R. L. Evaluating flow properties of solids. **Chemical Engineering**, v.72, n.2, p.163-168, 1965.

CARVALHO, R. V.; ASCHERI, J. R. A.; CAL-VIDAL, J. Efeito dos parâmetros de extrusão nas propriedades físicas de pellets (3 g) de misturas de farinhas de trigo, arroz e banana. **Ciências Agrotécnicas**, Lavras, v.26, n.5, p.1006-1018, 2002.

CAVALCANTI, M. T.; SILVA, V. C.; COSTA, T. S; FLORÊNCIO, I. M.; FLORENTINO, E. R. Obtenção do amido do endocarpo da manga para diversificação produtiva na indústria de alimentos. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, v.6, n.5, p.80-83, 2011.

CECCHI, H. M. **Fundamentos teóricos e práticos em análise de alimentos**. Campinas: Editora da Unicamp, 2007.

CEREDA, M. P. Propriedades gerais do amido, **Fundação Cargill**, São Paulo, 2001.

CHUNG, H. J.; LIU, Q. Effect of Gamma Irradiation on Molecular Structure and Physicochemical Properties of Corn Starch. **Journal of Food Science**, v.74, p.353–361, 2009.

CHUNG, H. J.; LIU, Q.; LEE, L.; WEI, D. Relationship between the Structure, physicochemical Properties and in Vitro Digestibility of Rice Starches with Different Amylose Contents. **Food Hydrocolloids**, v.25, p.968–975, 2011.

CITADIN, I.; DANNER, M. A.; SASSO, S. A. Z. Propagação de jaboticabeira por enxertia e alporquia. **Revista Brasileira de Fruticultura. Jaboticabal**, v.32, p.571-576, 2010.

COLONNA, P.; LELOUP, V.; BULEON, A. Limiting factors of starch hydrolysis. **European Journal of Clinical Nutrition**. London, v.46, n.2, p.17-32, 1992.

COOKE, D.; GIDLEY, M. J. Loss of crystalline and molecular order during starch gelatinisation: origin of the enthalpic transition. **Carbohydrate research**, v.227, p.103-112, 1992.

CORRÊA, M. O. G.; PINTO, D. D.; ONO, E. O. Análise da atividade respiratória em frutos de jaboticabeira. **Rev. Bras. Biociênc.** v.5, p.831-833, 2007.

CORREIA, P.; LEITÃO, A.; BEIRÃO-DA-COSTA, M. L. The effect of drying temperatures on morphological and chemical properties of dried chestnut flours. **Journal of Food Engineering**, [s.l.], v.90, n.3, p.325-332, 2009.

DAI, J.; GUPTE, A.; GATES, L.; MUMPER, R. J. A comprehensive study of anthocyanin-containing extracts from selected blackberry cultivars: extraction methods, stability, anticancer properties and mechanisms. **Food and Chemical Toxicology**, v.47, p.837-847, 2009.

DAMODARAN, S.; PARKIN, K.; FENNEMA, O. R. **Fennema's food chemistry**. 4. ed. Boca Raton: CRC Press, p.1144, 2008.

DANNER, M. A.; CITADIN, I.; JUNIOR, A. A. F.; ASSMAN, A.P.; MAZARO, S. M.; DONAZZOLO, J.; SASSO, S. A. Z. Enraizamento de jaboticabeira (*Plinia trunciflora*) por mergulhia aérea. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v.28, n.3, p.530-532, 2006.

DAVIES, B. H. **Carotenoids in Chemistry and Biochemistry of plant Pigments**. 2nd ed. Edt. W. Goodwin. p.38-165. Academic Press, London. 1976.

DE CARVALHO, J. M.; DE ARAÚJO, L. O. Inovação na indústria de alimentos e sua interface com o setor regulador no brasil. **Cadernos de Prospecção**, v.10, n.3, p.405, 2017.

DELGADO, R.; CASTRO, A. J.; VÁZQUEZ, M. A kinetic assesment of enzymatic hydrolysis of potato (*Solanum tuberosum*). **Food Science and Technology**, v.42, p.797-804, 2009.

DENARDIN, C. C.; SILVA, L. P. da. Estrutura dos grânulos de amido e sua relação com propriedades físico-químicas. **Ciência Rural**, Santa Maria, v.39, n.3. 2009.

DESASAGAYAM, T. P.; TILAK, J. C.; BOLOOR, K. K.; SANE, K. S.; GHASKADBI, S.

S.; LELE, R. D. Free radicals and antioxidants in human health: current status and future prospects. **J Assoc Physicians India** [S.I], v.52, p.794-804, 2004.

DESSIMONI-PINTO, N. A. V.; MOREIRA, W. A.; CARDOSO, L. D. M.; PANTOJA, L. A. Jaboticaba peel for jelly preparation: an alternative technology. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v.31, n.4, p.864-869, 2011.

DEY, A.; SIT, N. Modification of foxtail millet starch by combining physical, chemical and enzymatic methods. **International journal of biological macromolecules**, v.95, p.314-320, 2017.

DIAZ, N.; VITTI, P. Enzimas em panificação. **Seminário sobre uso de enzimas em biscoitos e panificação**, Campinas, ITAL, p.19-26, 1988.

DING, J.; ULANOV, A. V.; DONG, M.; YANG, T.; NEMZER B. V.; XIONG, S.; ZHAO, S.; FENG, H. Enhancement of gamma-aminobutyric acid (GABA) and other health-related metabolites in germinated red rice (*Oryza sativa* L.) by ultrasonication. **Ultrasonics Sonochemistry**, v.40, p.791-797, 2018.

DUJOVNE, C. A. Red yeast rice preparations: are they suitable substitutions for statins?. **The American Journal of Medicine**, v.130, p.1148-1150, 2017.

EDWARDS, C. H.; MAILLOT, M.; PARKER, R.; WARREN, F. J. A comparison of the kinetics of in vitro starch digestion in smooth and wrinkled peas by porcine pancreatic alpha-amylase. **Food Chemistry**, v.244, p.386-393, 2018.

EDWARDS^a, C. H.; GRUNDY, M. M.; GRASSBY, T.; VASILOPOULOU, D.; FROST, G. S.; BUTTERWORTH, P. J.; ELLIS, P. R. Manipulation of starch bioaccessibility in wheat endosperm to regulate starch digestion, postprandial glycemia, insulinemia, and gut hormone responses: a randomized controlled trial in healthy ileostomy participants. **The American journal of clinical nutrition**, v.102, n.4, p.791-800, 2015.

EDWARDS^b, C. H.; WARREN, F. J.; CAMPBELL, G. M.; GAISFORD, S.; ROYALL, P. G.; BUTTERWORTH, P. J.; ELLIS, P. R. A study of starch gelatinisation behaviour in hydrothermally-processed plant food tissues and implications for in vitro digestibility. **Food & function**, v.6, n.12, p.3634-3641, 2015.

FABIAN, C.; AYUCITRA, A.; ISMADJI, S.; JU, Y. H. Isolation and Characterization of Starch from Defatted Rice Bran. **Journal of the Taiwan Institute of Chemical Engineers**, v. 42, p. 86-91, 2011.

FALADE, K. O.; CHRISTOPHER, A. S. Physical, functional, pasting and thermal properties of flours and starches of six Nigerian rice cultivars. **Food Hydrocolloids**, v.44, p.478-490, 2015.

FARIA, G. S.; JARDIM, F. B. B.; SILVA, A. C.; COSTA, L. L.; ABDALLA, D. R. Caracterização Química da casca de Jaboticaba (*Myrciaria jaboticaba*) liofilizada e sua aplicação em leite fermentado potencialmente simbiótico. **Jornal de ciências biomédicas e saúde**, v.2, n.1, p.2, 2016.

FARNSWORTH, J.P.; LI, J.; HENDRICKS, G.M.; GUO, M.R. Effects of transglutaminase treatment on functional properties and probiotic culture survivability of goat milk yogurt. **Small Ruminant Research**; v.65, p.113-121, 2006.

FELLOWS, P. J. **Tecnologia do processamento de alimentos: princípios e práticas**. 2 ed. Porto Alegre: Artmed, 2006.

FERREIRA, A. E.; FERREIRA, B. S.; LAGES, M., M. B.; RODRIGUES, V. A. F.; THÉ, P. M. P.; PINTO, N. A. V. D. Produção, caracterização e utilização da farinha de casca de jabuticaba em biscoitos tipo cookie. **Alimentos e Nutrição**, Araraquara v.23, n.4, p.603- 607, 2012.

FERREIRA, S. M. **Modificação enzimática da farinha de grãos quebrados de arroz para produção de alimento sem glúten** (Doctoral dissertation, Master Dissertation in Science and Food Technology, Federal University of Goiás, Goiás, Brazil), 2012.

FINOCCHIARO, F.; FERRARI, B.; GIANINETTI, A. A study of biodiversity of flavonoid content in the rice caryopsis evidencing simultaneous accumulation of anthocyanins and proanthocyanidins in a black-grained genotype. **Journal of Cereal Science**, v.51, p.28–34, 2010.

FINOCCHIARO, F.; FERRARI, B.; GIANINETTI, A.; DALL'ASTA, C.; GALAVERNA, G.; SCAZZINA, F.; PELLEGRINI, N. Characterization of antioxidant compounds of red and white rice and changes in total antioxidant capacity during processing. **Molecular nutrition & food research**. v.51, p.1006-1019, 2007.

FRANCIS, F. J. Analysis of anthocyanins in foods. In: **Markakis P, Anthocyanins as Food Colors**. New York, Academic Press, p.181-207, 1982.

FRANCO, C. M. L.; DAIÚTO, E. R.; DEMIATE, I. M.; CARVALHO, L. J. C. B.; LEONEL, M.; CEREDA, M. P.; VILPOUX, O.; SARMENTO, S. B. S. **Propriedades gerais do amido**. São Paulo: Fundação Cargill, v.1, p.140-185, 2001. (Série Culturas de Tuberosas Amiláceas Latino-Americanas).

FREITAS M. C. J.; TAVARES D. Q. Characterization of starch granules from bananas nanição and da terra. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v.25, p.217-225, 2005.

FUJITA, S.; SUGIMOTO, Y.; YAMASHITA, Y.; FUWA, H. Physicochemical studies of starch from foxtail millet (*Setaria italica* Beauv.), **Food Chem**. v.55, n.3, p. 209–213, 1996.

GALDEANO, M. C.; GROSSMANN, M. V. E.; MALI, S.; BELLO-PEREZ, L. A. Physicochemical properties of IAC 7 oat starch from Brazilian cultivars. **Food Science and Technology**, v.29, n.4, p.905-910, 2009.

GALLAGHER, E.; GORMLEY, T. R.; ARENDT, E. K. Recent advances in the formulation of gluten-free cereal-based products, **Trends in Food Science & Technology**, Cambridge, v.15, n.3-4, p.143-152, 2004.

GAMARRA, F. M. C.; LEME, G. C.; TAMBOURGI, E. B.; BITTENCOURT, E. Extração de corantes de milho (*Zea mays* L.). **Ciência Tecnologia de Alimentos**, v.29, n.1, p.62-69, 2009.

GOFFMAN, F. D.; BERGMAN, C. Phenolics in rice: genetic variation, chemical characterization and antiradical efficiency. **American Association of Cereal Chemists Meetings**. 2002. Disponível em: http://www.ars.usda.gov/research/publications/publications.htm?seq_no_115=139613. Acesso em: 13 mar. 2019.

GONÇALVES, E. C. B. de A. **Análise de Alimentos: uma visão química da nutrição**. 2 ed., São Paulo: Varela, 2010. 274p. ISBN 978-85-7759-007-0.

GONDIM, J. A. M.; MOURA, M. F. V.; DANTAS, A. S.; MEDEIROS, R. L. S.; SANTOS, K. M. Composição centesimal e de minerais em cascas de frutas. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**. Campinas, v.25, n.4, p.825-827, 2005.

GOÑI, O.; ESCRIBANO, M. I.; MERODIO, C. Gelatinization and retrogradation of native starch from cherimoya fruit during ripening, using differential scanning calorimetry. **LWT**, v.41, p.303–310, 2008.

GOÑI, I.; GARCIA-ALONSO, A.; SAURA-CALIXTO, F. A. Starch hydrolysis procedure to estimate glycemic index. **Nutrition Research**, New York, v.17, n.3, p.427-437, 1997.

GONZALEZ, Z.; PEREZ, E. Effect of acetylation on some properties of rice starch. **Starch**, v.54, p.148–154, 2002.

GOUVEIA, F. Indústria de alimentos: no caminho da inovação e de novos produtos. **Inovação Uniemp**, Campinas, v.2, n.5, dic. 2006. Disponível em: <http://inovacao.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1808-23942006000500020&lng=es&nrm=iso>. Acesso em: 16 jan. 2018.

GRASSBY, T. EDWARDS, C. H.; GRUNDY, M.; ELLIS, P. R. 4: Functional Components and Mechanisms of Action of ‘Dietary Fibre’ in the Upper Gastrointestinal Tract: Implications for Health. In **Stability of Complex Carbohydrate Structures**, p.36-55, 2012.

GRUZ, J.; AYAZ, F. A.; TORUN, H.; STRNAD, M. Phenolic acid content and radical scavenging activity of extracts from medlar (*Mespilus germanica* L.) fruit at different stages of ripening. **Food Chemistry**, v.124, p.271–277, 2011.

GUNARATNE, A.; WU, K.; LI, D.; BENTOTA, A.; CORKE, H.; CAI, Y. Antioxidant activity and nutritional quality of traditional red-grained rice varieties containing proanthocyanidins. **Food Chemistry**, v.138, p.1153-1161, 2013.

GUO, A.; BEDDOW, J. K.; VETTER, A. F. A simple relationship between particle shape effects and density, flow rate and Hausner ratio. **Powder Technology**, v.43, n.3, p.279-284, 1985.

GUPTA R.; MOHAPATRA, H.; GOSWAMI, V. K.; CHAUHAN, B. Microbial α -amylases: a Biotechnological Perspective. **Process Biochemistry**, p.1-18, 2003.

HAUSNER, H. H. Friction conditions in a mass of metal powder. **Int. J. Metall.** v.3, p.7-13, 1967.

HEO, H.; LEE, Y. K.; CHANG, Y. H. Rheological, pasting, and structural properties of potato starch by cross-linking. **International Journal of Food Properties**, v. 20, n. sup2, p. 2138-2150, 2017.

HIZUKURI, S. Polymodal distribution of the chain length of amylopectin and the crystalline structure of starch granules. **Carbohydrate Res.**, v.147, p.324–347, 1986.

HIZUKURI, S.; KANEKO, T; TAKEDA, Y. Measurement of the chain length of amylopectin and its relevance to the origin of crystalline polymorphism of starch granules. **Biochimica Biophysica Acta**, v.760, p.188–191, 1983.

HOOVER, R. Composition, molecular structure, and physicochemical properties of tuber and root starches: a review. **Carbohydrate Polymers.** v.45, n.3, p.253–267, 2001.

HOOVER, R. The impact of heat–moisture treatment on molecular structures and properties of starches isolated from different botanical sources. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**, v.50, p.835–847, 2010.

HOOVER, R.; SOSULKY, F.W. Composition, structure, functionality and chemical modification of legumes starches: a review. **Canadian Journal of Physiology and Pharmacology.** Ottawa, v.69, p.79-92, 1991.

HOOVER, R.; VASANTHAN, T. Effect of heat–moisture treatment on the structure and physicochemical properties of cereal, legume, and tuber starches. **Carbohydrate Research**, v.252, p.33–53, 1994.

HUANG, Q.; LI, L.; FU, X. Ultrasound effects on the structure and chemical reactivity of cornstarch granules. **Starch/Stärke**, v.59, n.8, p.371-378, 2007.

IBGE, 2017. Disponível em:

<https://censos.ibge.gov.br/agro/2017/templates/censo_agro/resultadosagro/agricultura.html?localidade=0&tema=76309> Acesso em: 12 de outubro de 2017.

INTERNATIONAL FOOD INFORMATION COUNCIL. **2007 Consumer attitudes toward functional foods/foods for health.** 2007, Disponível em:

<http://www.foodinsight.org/Content/6/IFICExecSumSINGLE_vF2.pdf>. Acesso em: 13 out. 2017.

JENKINS, D. J. A.; GHAFARI, H.; WOLEVER, T. M. S.; TAYLOR, R. H.; JENKINS, A. L.; BARKER, H. M.; BOWLING, A. C. Relationship between rate of digestion of foods and post-prandial glycaemia. **Diabetologia**, v.22, n.6, p.450-455, 1982.

KAMINSKI, T. A.; BRACKMANN, A.; DA SILVA, L. P.; BENDER, A. B. B.; SPERONI, C. S. Chemical composition and structural changes of irrigated rice during storage. **Semina: Ciências Agrárias**, v.34, n.3, p.1167-1184, 2013.

KARAM, L. B. **Multi-functional properties of mixtures of starches from corn, cassava and yams and their relationship to the physical and molecular**. Thesis State University of Londrina, Paraná State, p.133, 2003.

KARIM, A. A.; NORZIAH, M. H.; SEOW, C. C. Methods for the study of starch retrogradation. **Food Chemistry**, London, v.71, n.1, p.9-36, 2000.

KAUR, M.; SINGH, N. A comparison between the properties of seed, starch, flour and protein separated from chemically hardened and normal kidney beans. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v.87, p.729–737, 2007.

KEEY, R. B. Drying of loose and particulate materials. New York: **Hemisphere**, p.57, 1991.

KOMATSUZAKI, N.; TSUKAHARA, K.; TOYOSHIMA, H.; SUZUKI, T.; SHIMIZU, N.; KIMURA, T. Effect of soaking and gaseous treatment on GABA content in germinated brown rice. **Journal of Food Engineering**, v.78, n.2, p.556-560, 2007.

KRISHNA, S. H.; RAO, K. C. S.; BABU, J. S.; REDDY, D. S. Studies on the production and application of cellulose from *Trichoderma reesei* QM-9414. **Bioprocess engineering**, p.467-470, 2000.

LAJOLO, F. M.; MENEZES, E. W. **Carbohidratos en alimentos regionales ibero-americanos**. Editora da Universidade de São Paulo, p.646, 2006.

LAPORNIK, B.; PROSEK, M.; WONDRA, A. G.; Comparison of extracts prepared from plant by-products using different solvents and extraction time. **Journal of Food Engineering**, n.71, p.214–222, 2005.

LAWAL, O. Composition, physicochemical properties and retrogradation characteristics of native, oxidised, acetylated and acid thinned new cocoyam (*Xanthosoma sagittifolium*) starch. **Food Chemistry**, v.87, p.205–218, 2004.

LAWAL, O. S.; ADEBOWALE, K. O. Physicochemical characteristics and thermal properties of chemically modified jack bean (*Canavalia ensiformis*) starch. **Carbohydrate Polymers**, v.60, n.3, p.331-341, 2005.

LEE, A. R.; NG, D. L.; ZIVIN, J.; GREEN, P. H. R. Economic burden of a gluten-free diet. **Journal of Human Nutrition and Dietetics**, v.20, p.423-430, 2007.

LEITE, A. V.; MALTA, L. G.; RICCIO, M. F.; EBERLIN, M. N.; PASTORE, G. M.; MARÓSTICA JÚNIOR, M. R. Antioxidant potential of rat plasma by administration of freeze-dried jaboricaba peel (*Myrciaria jaboricaba* Vell Berg). **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.59, p.2277–2283, 2011.

LEITE-LEGATTI, A.V.; BATISTA, A.G.; DRAGANO, N.R.V.; MARQUES, A.C.; MALTA, L.G.; RICCIO, M.F.; EBERLIN, M. N.; MACHADO, A. R. T.; CARVALHO-SILVA, L. B.; RUIZ, A. L. T. G.; CARVALHO, J. E.; PASTORE, G. M.; JÚNIOR, M. R. M. Jaboricaba peel: Antioxidant compounds, antiproliferative and antimutagenic activities. **Food Research International**, v.49, p.596–603, 2012.

LEONEL, M. Análise da forma e tamanho de Grânulos de Amidos de diferentes fontes Botânicas. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v.27, p.579-588, 2007.

LEONG, Y. H. KARIM, A. A.; NORZIAH, M. H. Effect of pullulanase debranching of sago (Metroxylon sagu) starch at subgelatinização temperature on the yield of resistant starch. **Starch/Starke**, Weinheim, v.59, n.1, p.21-32, 2007.

LI, H.; PRAKASH, S.; NICHOLSON, T. M.; FITZGERALD, M. A.; GILBERT, R. G. The importance of amylose and amylopectin fine structure for textural properties of cooked rice grains. **Food Chemistry**, v.196, p.702–711, 2016.

LII, C. Y.; SHAO, Y. Y.; TSENG, K. H. Gelation Mechanism and Rheological Properties of Rice Starch, **Cereal Chem.**, v.72, p.393, 1995.

LIMA, A. G. Arroz pigmentado: caracterização nutricional, atividade antioxidante e aceitabilidade de preparações. 2016. 99f. Dissertação (Mestrado) – **Programa de Pós-Graduação em Nutrição e Alimentos**. Universidade Federal de Pelotas.

LIMA, A. J. B.; CORRÊA, A. D.; ALVES, A. P. C.; ABREU, C. M. P.; DANTAS-BARROS, A.M. Caracterização química da fruta jabuticaba (*M. cauliflora* Berg) e de suas frações. **Archivos Latinoamericanos de Nutrición**, Caracas, v.58, n.4, p.416–421, 2008.

LIMA, A. J. B., CORRÊA, A. D.; DANTAS-BARROS, A. M.; NELSON, D. L.; AMORIM, A. C. L. Sugars, organic acids, minerals and lipids in jabuticaba. **Rev.Bras. Frutic.** v.33, p.540-550, 2011.

LIMA, V. L. A. G. de.; MÉLO, E. de. A.; LIMA, L. dos. S.; NASCIMENTO, P. P. do. Flavonóides em seleções de acerola (*Malpighia* sp l.). Teor de antocianinas e flavonóis totais. **Ciência Rural**, Santa Maria, v.30, n.6, p.1063-1064, 2000.

LIMBERGER, V. M.; DA SILVA, L. P.; EMANUELLI, T.; COMARELA, C. G.; PATIAS, L. D. Modificação química e física do amido de quirera de arroz para aproveitamento na indústria de alimentos. **Química Nova**, v.31, n.1, p.84, 2008.

LIU, C.; LIU, L.; LI, L.; HAO, C.; ZHENG, X.; BIAN, K.; WANG, X. Effects of different milling processes on whole wheat flour quality and performance in steamed bread making. **LWT-food Science and Technology**, v.62, n.1, p.310-318, 2015.

LIU, X.; YU, L.; LIU, H.; CHEN, L.; LI, L. Thermal Decomposition of Corn Starch With Different Amylose/Amylopectin Ratios in Open and Sealed Systems. **Cereal Chemistry**, v.86, p.383-385, 2009.

LOURENÇO, A., ZEIGLER, V., VANIER, N., BASSINELLO, P., BOTELHO, F., & ELIAS, M. Compostos fenólicos e atividade antioxidante de grãos de arroz de pericarpo vermelho e de pericarpo preto. In **Embrapa Arroz e Feijão-Resumo em anais de congresso (ALICE)**. In: CONFERENCIA INTERNACIONAL DO ARROZ PARA AMÉRICA LATINA E CARIBE, 12., 2015, Porto Alegre. Horizonte para a competitividade: anais. Porto Alegre: IRGA, 2015.

- LOVEGROVE, A.; EDWARDS, C. H.; DE NONI, I.; PATEL, H.; EL, S. N.; GRASSBY, T.; ELLIS, P. R. Role of polysaccharides in food, digestion, and health. **Critical reviews in food science and nutrition**, v.57, n.2, p.237-253, 2017.
- LU, X. B.; ZHANG, Y. M.; YANG, J.; LIANG, Y. Enzymatic hydrolysis of corn stover after pretreatment with dilute sulfuric acid. **Chemical engineering & technology**, v.30, n.7, p.938-944, 2007.
- MADI, L.; COSTA, A. C. P. B.; REGO, R. A. Brasil food trends 2020. São Paulo: FIESP: **ITAL**, 2010.
- MADRIGAL-ALDANA, D. L.; TOVAR-GÓMEZ, B.; OCA, M. M. M.; SÁYAGO-AYERDI, S. G.; GUTIERREZ-MERAZ, F.; BELLO-PÉREZ, L. A. Isolation and characterization of Mexican jackfruit (*Artocarpus heterophyllus* L.) seeds starch in two mature stages. **Starch-Stärke**, v.63, n.6, p.364-372, 2011.
- MADRUGA, M. S.; DE ALBUQUERQUE, F. S. M.; SILVA, I. R. A.; DO AMARAL, D. S.; MAGNANI, M.; NETO, V. Q. Chemical, morphological and functional properties of Brazilian jackfruit (*Artocarpus heterophyllus* L.) seeds starch. **Food chemistry**, v.143, p.440-445, 2014.
- MALACRIDA, C. R.; MOTTA, S. Compostos fenólicos totais e Antocianinas em suco de uva. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v.25, n.4, p.659-664, 2005.
- MALACRIDA, C. R.; MOTTA, S; Antocianinas em suco de uva: composição e estabilidade. **Boletim do Centro de Pesquisa de Processamento de Alimentos**. Curitiba, v.24, n.1, p.59-82, 2006.
- MALI, S.; GROSSMANN, M. V. E.; GARCÍA, M. A.; MARTINO, M. N.; ZARITZKY, N. E. Effects of controlled storage on thermal, mechanical and barrier properties of plasticized films from different starch sources. **Journal of Food Engineering**, v.75, n.4, p.453-460, 2006.
- MALUCELLI, M.; NOVELLO, D.; ANDO, N.; ALMEIDA, J. M.; FREITAS, A. R. Avaliação da composição nutricional de nhoque tradicional enriquecido com farinha de resíduo de brócolis (*Brassica Oleracea* Var. *Itálica*). **Alimentos e Nutrição**, Araraquara, v.20, n.4, p.553-560, 2009.
- MANACH, C.; SCALBERT, A.; MORAND, C.; RÉMÉSY, C.; JIMÉNEZ, L. Polyphenols: food sources and bioavailability. **American Journal of Clinical Nutrition**, v. 79, p. 727-747. 2004.
- MANFIO, N. M.; LACERDA, D. P. Definition of scope in new product development projects for the food industry: a proposed method. **Gestão & Produção**, v.23, n.1, p.18-36, 2016.
- MARUYAMA, L. Y.; CARDARELLI, H. R.; BURITI, F. C. A.; SAAD, S. M. I. Textura instrumental de queijo petit-suisse potencialmente probiótico: influência de diferentes combinações de gomas. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v.26, n.2, p.386-393, 2006.

MARCON, M. J. A.; AVANCINI, S. R. P.; AMANTE, E. R. **Propriedades químicas e tecnológicas do amido de mandioca e do polvilho azedo**. Florianópolis: UFSC, p.101, 2007.

MARQUES, N.S.; CAJAVILCA, E.S.R.; MELO, E.M.; SANTANA, V.G.; SALES, G.F.; LOBO, R.S. Análise de patentes do mercado de alimentos industrializados no mundo com base na classificação “A” da WIPO. **Cadernos de Prospecção**, v.7, n.4, p.612-621, 2014.

MARTINEZ, C. Y.; CUEVAS, F. **Evaluación de la calidad culinaria y molinera del arroz**. Guía del estudio. Cali: CIAT, 1989.

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

MASSARETTO, I. L. **Efeito do cozimento e ação dos compostos fenólicos de arroz integral na inibição da enzima conversora de angiotensina I e da alfa-amilase** (Doctoral dissertation, Universidade de São Paulo), 2009.

MATOS, A. D. D. **Avaliação bioquímica nutricional de cultivares de arroz** (Mestrado na Universidade do Vale do Rio dos Sinos – UNISINOS), 2014 .

MCDOWELL, A.; MCLEOD, B. J. Physiology and pharmacology of the brushtail possum gastrointestinal tract: relationship to the human gastrointestinal tract. **Advanced Drug Delivery Reviews**, New York, v.59, n.11, p.1121-1132, 2007.
<http://dx.doi.org/10.1016/j.addr.2007.06.012>. PMID: 17870201.

MEHBOOB, S.; ALI, T.M.; ALAM, F.; HASNAIN, A. Dual modification of native white sorghum (*Sorghum bicolor*) starch via acid hydrolysis and succinylation, **LWT Food Sci. Technol.** v.64, n1, p.459–467, 2015.

MELO, E. A.; MACIEL, M. I. S.; LIMA, V. L. A. G.; NASCIMENTO, R. J. Capacidade antioxidante de frutas. **Revista Brasileira de Ciências Farmacêuticas**, v.44, n.2, p.193-201, 2008.

MELO, E. C.; RADÜNZ, L.; MELO, R. C. M. Influência do processo de secagem na qualidade de plantas medicinais: revisão. **Engenharia na Agricultura**, Viçosa, MG, v.12, n.4, p.307-3015, 2004.

MELO NETO, B. A.; BARBOSA, A. A.; SANTOS LEITE, C. X.; ALMEIDA, P. F.; BONOMO, R. C. F.; PONTES, K. V. Chemical Composition and Functional Properties of Starch Extracted from the Pejibaye Fruit (*Bactris Gasepaes* Kunth.). **Acta Scientiarum. Technology**, v.37, p.105-110, 2015.

MEYABADI, T. F.; DADASHIAN, F. Optimization of enzymatic hydrolysis of waste cotton fibers for nanoparticles production using response surface methodology. **Fibers and Polymers**, v.13, n.3, p.313, 2012.

MILLER, G. L. Use of dinitrosalicylic acid reagent for the determination of reducing sugars. **Analytical Chemistry**, Washington, v.31, n.3, p.426-428, 1959.

MIGLIATO, K. F.; MOREIRA, R.R.D. ; MELLO, J. C. P.; SACRAMENTO, L.V.S.; CORRÊA, M. A.; SALGADO, H. R. N. Controle da qualidade do fruto de *Syzygium cumini* (L.) Skeels. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v.17, n.1, p.94-101, 2007.

MIN, B.; GU, L.; MCCLUNG, A. M.; BERGMAN, CH. J.; CHEN, M. H. Free and bound total phenolic concentrations, antioxidant capacities, and profiles of proanthocyanidins and anthocyanins in whole grain rice (*Oryza sativa* L.) of different bran colours. **Food Chemistry**, v.133, p.715–722, 2012.

MINA, J.; GONZÁLEZ, V. A.; FRANCO, H. P.; ZULUAGA, F.; DELVASTO, S. Physicochemical Characterization of Natural and Acetylated Thermoplastic Cassava Starch. **Dyna**, v.78, p.661-731, 2011.

MROZEK, M. F.; WEAVER, M. J. Detection and Identification of Aqueous Saccharides by using Surface-Enhanced Raman Spectroscopy. **Analytical Chemistry**, v.74, p.4069-4075, 2002.

MUNHOZ, M. P.; WEBER, F. H.; CHANG, Y. K. Influence of hidrocolloids in texture of corn starch gel. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v.24, n.3, p.403-406, 2004.

NELSON, D. L.; COX, M. M. **Princípios de bioquímica de Lehninger**. Artmed Editora, 2014.

NIGAM, P.; SINGH, D. Processes for fermentative production of xylitol - a sugar substitute. **Process Biochem.**, New York, v.30, p.117-124, 1995.

NIU, Y.; GAO, B.; SLAVIN, M.; ZHANG, X.; YANG, F.; BAO, J.; Phytochemical compositions, and antioxidant and anti-inflammatory properties of twenty-two red rice samples grown in Zhejiang. **LWT – Food Science and Technology**, v.54, p.521–527, 2013.

NOBRE, S. R.; SILVA, T.; CABRAL, J. E. P. Doença celíaca revistada. **Journal Português de Gastroenterologia**, Lisboa, v.14, n.1, p.184-193, 2007.

NODA, T.; TSUDA, S.; MORI, M.; TAKIGAWA, S.; MATSUURA-ENDO, C.; KIM, S.J.; HASHIMOTO, N.; YAMAUCHI, H. Determination of the Phosphorus Content in Potato Starch using an Energy Dispersive X-Ray Fluorescence Method. **Food Chemistry**, v.95, p.632-637, 2006.

NÚÑEZ-SANTIAGO, M. C.; BELLO-PÉREZ, L. A.; TECANTE, A. Swelling-solubility characteristics, granule size distribution and rheological behavior of banana (*Musa paradisiaca*) starch. **Carbohydrate Polymers**. v.56, n.1, p.65-75. 2004.

OLIVEIRA, T.M.D.; PIROZI, M.R.; BORGES, J.T.D.S.; GERMANI, R.; FONTES, M.P.F. Caracterização do Amido de Grão-de-Bico (*Cicer Arietinum* L). **Boletim do Centro Pesquisa e Processamento de Alimentos**, v.27, p.27-42, 2009.

ORDÓÑEZ PEREDA, J. A.; CAMBERO RODRÍGUEZ, M. I.; FERNÁNDEZ ÁLVAREZ, L.; GARCÍA SANZ, M. L.; FERNANDO MINGUILLÓN, G. D. G. de; HOZ PERALES, L. de la; SELGAS CORTECERO, M. D. **Tecnología de**

alimentos: componentes dos alimentos e processos. v.1. Porto Alegre: Artmed, 2005. 294p.

PANSERA, M. R.; SANTOS, A. C.; PAESE, K.; WASUM, R.; ROSSATO, M.; ROTA, L. D.; PAULETTI, G. F.; SERAFINI, L. A. Análise de taninos totais em plantas aromáticas e medicinais cultivadas no Nordeste do Rio Grande do Sul. **Rev. bras. farmacogn**, v.13, n.1, p.17-22, 2003.

PARAGINSKI, R. T.; DO EVANGELHO, J. A.; COLUSSI, R.; MARQUES E SILVA, R.; DA ROSA ZAVAREZE, E.; DE OLIVEIRA, M.; GUERRA DIAS, A. R. Starch and flour from defective rice kernels and their physicochemical properties. **Starch-Stärke**, v.66, n.7-8, p.729-737, 2014.

PASCOAL, A. M.; MITIDIARI, S.; FERNANDES, K. F. Immobilisation of α - amylase from *Aspergillus niger* onto polyaniline. **Food and Bioproducts Processing**, Rugby, v.89, p.300-306, 2011.

PENG, G.; CHEN, X.; WU, W.; JIANG, X. Modeling of water sorption isotherm for corn starch. **Journal of Food Engineering**. v.80, n.2, p.562-567, 2007.

PELISSARI, F. M.; ANDRADE-MAHECHA, M. M.; SOBRAL, P. J. D. A.; MENEGALLI, F. C. Isolation and characterization of the flour and starch of plantain bananas (*Musa paradisiaca*). **Starch-Stärke**, v.64, n.5, p.382-391, 2012.

PELLEGRINI, N.; COLOMBI, B. SALVATORE, S.; BRENNER, O. V.; GALAVERNA, G.; BIANCHI, M.; BENNETT, R. N.; BRIGHENTI, F. Evaluation of antioxidant capacity of some fruit and vegetable foods: efficiency of extraction of a sequence of solvents. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v.87, p.103-111, 2007.

PEREIRA-CARO, G.; CROS, G.; YOKOTA, T.; CROZIER, A. Phytochemical profiles of black, red, brown, and white rice from the Camargue region of France. **J. Agric. Food Chemistry**, v.61, p.7976-7986, 2013.

PEREIRA, M. C. T.; SALOMÃO, L. C. C.; MOTA, W. F.; VIEIRA, G.. Atributos físicos e químicos de oito clones de jabuticabeiras. **Rev. Bras. Frutic.** v.22, p.16-21, 2000.

PLAGEMANN, I.; KRINGS, U.; BERGERA, R. G.; MAROSTICA JR, M. R.. Volatile constituents of jabuticaba (*Myrciaria jaboticaba* (Vell.) O. Berg) fruits. **J. Essent. Oil Res.** v.24, p.45-51, 2012.

POLESI, L. F. (2009). Amido resistente obtido a partir de amido de leguminosas e de seus hidrolisados (**Doctoral dissertation, Universidade de São Paulo**).

POLITI, F. A. S. Estudos farmacognósticos e avaliação de atividades biológicas de extratos obtidos das cascas pulverizadas de *Endopleura uchi* (HUBER) Cuatrec. (Humiriaceae). 2009. 143 f. **Dissertação (Mestrado)** – Faculdade de Ciências Farmacêuticas, Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”.

POZO-INSFRAN, D. D.; BRENES, C. H.; TALCOTT, S. T. Phytochemical composition and pigment stability of açai (*Euterpe oleracea* Mart.). **Journal of Agricultural Food Chemistry**, v.52, n.6, p.1539–1545, 2004.

PRISTA, L. N.; ALVES, A. C.; MORGADO, R.; Tecnologia Farmacêutica, 5a ed.; **Calouste Gulbenkian**: Porto, v.1, 1995.

PUTRANTO, A.; CHEN, X. D.; XIAO, Z.; WEBLEY, P. A. Mathematical modeling of intermittent and convective drying of rice and coffee using the reaction engineering approach (REA). **Journal of food engineering**, v.105, n.4, p.638-646, 2011.

QI, B.; CHEN, X.; SHEN, F.; SU, Y.; WAN, Y. Optimization of enzymatic hydrolysis of wheat straw pretreated by alkaline peroxide using response surface methodology. **Industrial & Engineering Chemistry Research**, v.48, n.15, p.7346-7353, 2009.

RATNAYAKE, W. S.; JACKSON, D. S. A new insight into the gelatinization process of native starches. **Carbohydrate Polymers**, v.67, p.511-529, 2007.

RE, R.; PELLEGRINI, N.; PROTEGGENTE, A.; PANNALA, A.; YANG, M.; RICE-EVANS, C. Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. **Free Radical Biology and Medicine**, v.26, p.1231-1237, 1999.

REYNERTSON, K. A.; YANG, H.; JIANG, B.; BASILE M. J.; KENNELLY, E. J. Quantitative analysis of antiradical phenolic constituents from fourteen edible *Myrtaceae* fruits. **Food Chemistry**, v.109, n.4, p.883-890, 2008.

REYNERTSON, K. A.; WALLACE, A. M.; ADACHI, S.; GIL, R. R.; YANG, H.; BASILE, M. J. Bioactive depsides and anthocyanins from jaboticaba (*Myrciaria cauliflora*). **Journal of Natural Products**, v.69, p.1228-1230, 2006.

ROCHA, T. S.; DEMIATE, I. M.; FRANCO, C. M. L. Structural and physicochemical characteristics of Peruvian carrot (*Arracacia xanthorrhiza*) starch. **Food Science and Technology**, v.28, n.3, p.620-628, 2008.

ROCHA, T. S.; CARNEIRO, A. P. A.; FRANCO, C. M. L. Effect of enzymatic hydrolysis on some physicochemical properties of root and tuber granular starches. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v.30, n.2, p.544-551, 2010.

ROCHA, W. S.; LOPES, R. M.; SILVA, D. B.; VIEIRA, R. F.; SILVA, J. P.; AGOSTINI-COSTA, T. S. Compostos fenólicos totais e taninos condensados em frutas nativas do cerrado. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v.33, n.4, p.1215-1221, 2011.

ROCKENBACH, I. I.; DA SILVA, G. L.; RODRIGUES, E.; KUSKOSKI, E. M.; FETT, R. Influência do solvente no conteúdo total de polifenóis, antocianinas e atividade antioxidante de extratos de bagaço de uva (*Vitis vinifera*) variedades *Tannat* e *Anceleta*. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v.28, p.238-244, 2008. Disponível em: <http://www.scielo.br/scielo.php?pid=S0101-20612008000500036&script=sci_arttext>. Acesso em: 11 nov. 2018. doi: 10.1590/S0101-20612008000500036.

ROCKENCACH, I. I.; RODRIGUES, E.; CATANEO, C.; GONZAGA, L. V.; LIMA, A.; MANCINI-FILHO, J.; FETT, R. Ácidos fenólicos e atividade antioxidante em fruto de *Physalis peruviana* L. **Alimentos e Nutrição**, Araraquara, v.19, n.3, p.271-276, 2008.

ROSENTRATOR, K. A.; EVERS A. D. An introduction for students of food science and agriculture. **Kent's Technology of Cereals**, 5th Edition; Woodhead Publishing, 2018.

ROZNOWSKA, I. P. Physicochemical properties of starches isolated from pumpkin compared with potato and corn starches, **International Journal of Biological Macromolecules**, v.101, p.536-542, 2017.

ROZENFELD, H.; FORCELLINI, F. A.; AMARAL, D. C.; TOLEDO, J. C.; SILVA, S. L.; ALLIPRANDINI, D. H.; SCALICE, R. K. **Gestão de desenvolvimento de produtos: uma referência para a melhoria do processo**. São Paulo: Saraiva, 2016.

RUBERTO, G.; RENDA, A.; DAQUINO, C.; AMICO, V.; SPATAFORA, C.; TRINGALI, C.; DE TOMMASI, N. Polyphenol constituents and antioxidant activity of grape pomace extracts from five Sicilian red grape cultivars. **Food Chemistry**, Barking, v.100, p.203-210, 2007.

RUFINO^a, M. S. M.; ALVES, R. E.; BRITO, E. S.; MORAIS, S. M.; SAMPAIO, C. G.; JIMENEZ, J. P.; CALIXTO, F. D. S. Determinação da atividade antioxidante total em frutas pela captura do radical livre DPPH. **Comunicado Técnico Embrapa**, v.127, p.1-4, 2007.

RUFINO^b, M. S. M.; ALVES, R. E.; DE BRITO, E. S.; DE MORAIS, S. M.; SAMPAIO, C. D. G.; PÉREZ-JIMENEZ, J.; SAURA-CALIXTO, F. D. Metodologia científica: determinação da atividade antioxidante total em frutas pela captura do radical livre ABTS^{o+}. **Embrapa Agroindústria Tropical-Comunicado Técnico (INFOTECA-E)**, 2007.

RUFINO, M. S. M.; ALVES, R. E.; BRITO, E. S.; PÉREZ-JIMÉNEZ, J.; SAURACALIXTO, F.; MANCINI-FILHO, J. Bioactive compounds and antioxidant capacities of 18 non-traditional tropical fruits from Brazil. **Food Chemistry**, v.121, p.996–1002, 2010.

RUSSELL, P. L.; JULIANO, B. O. Differential Scanning Calorimetry of Rice Starches, **Starch – Starke**, v.35, p.382, 1983.

RUSSO, C. B.; OSTISSO, C. F.; PASQUAL, I. N.; NOVELLE, D.; DALLA SANTA, H. S.; BATISTA, M. G. Aceitabilidade sensorial de massa de pizza acrescida de farinhas de trigo integral e de linhaça (*Linum usitatissimum* L.) entre adolescentes. **Revista Instituto Adolfo Lutz**, v.7, n.3, p.481-487, 2012.

SAAD, S. M. I.; KOMATSU, T. R.; GRANATO, D.; BRANCO, G. F.; BURITI, F. C. A. Probióticos e prebióticos em alimentos: aspectos tecnológicos, legislação e segurança no uso. In: **Probióticos e prebióticos em Alimentos: Fundamentos e aplicações tecnológicas**. 1^a ed. São Paulo: Varela, p.23-50, 2011.

SAHNOUN, M.; ISMAIL, N.; KAMMOUN, R. Enzymatically hydrolysed, acetylated and dually modified corn starch: physico-chemical, rheological and nutritional properties and effects on cake quality, **J. Food Sci. Technol.** v.53, n.1, p.481–490, 2016.

SAJILATA, M. G.; SINGHAL, R. S.; KULKARNI, P. R. Resistant starch - a review. **Comprehensive reviews in food science and food safety**, v.5, p.1-17, 2006.

WANKHEDE, D.B.; SHEHNAZ, A.; RAGHAVENDRA RAO, M.R. Preparation and physicochemical properties of starches and their fractions from finger millet (*Eleusine coracana*) and foxtail millet (*Setaria italica*), **Starch/Stärke**. v.31, n.5. p.153–159, 1979.

SALGADO, S. M.; GUERRA, N. B.; ANDRADE, S. A. C.; OLIVERA, A. V. S. Caracterização Físico-Química do Grânulo do Amido do Feijão-Caupi. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v.25, p.525-530, 2005.

SALOMÃO, L. C. C.; SIQUEIRA, D. L.; AQUINO, C. F.; LINS, L. C. R. Exotics fruits: Jabuticaba-*Myrciaria* spp. **Elsevier**, p.237-244, 2018.

SANTOS, D. T.; VEGGI, P. C.; MEIRELES, M. A. A. Extraction of antioxidant compounds from jabuticaba (*Myrciaria cauliflora*) skins: Yield, composition and economical evaluation. **Journal of Food Engineering**, v.11, p.23–31, 2010.

SANTOS, D. T.; MEIRELES, A. A. Optimization of bioactive compounds extraction from jabuticaba (*Myrciaria cauliflora*) skins assisted by high pressure CO₂. **Innovative Food Science and Emerging Technologies**, v.112, n.3, p.398–406, 2011.

SCHEUER, P. M.; FRANCISCO, A.; MIRANDA, M. Z.; LIMBERGER, V. M. Trigo: Característica e utilização na panificação. **Revista Brasileira de Produtos Agroindustriais**, Campina Grande-PB, 2011.

SEVERO, M. G.; MORAES, K. D.; RUIZ, W. A. Modificação enzimática da farinha de arroz visando a produção de amido resistente. *Quím. Nova* [online]. 2010, vol.33, n.2, pp.345-350. ISSN 0100-4042. <http://dx.doi.org/10.1590/S0100-40422010000200021>.

SHAFI, S.; WANI, I. A.; GANI, A.; SHARMA, P.; WANI, H. M.; MASOODI, F. A.; KHAN, A. A.; HAMDANI, A. M. 2016. Effect of water and ether extraction on functional and antioxidant properties of Indian horse chestnut (*Aesculus indica* Colebr) flour. **Food Meas**, v.10, p.387e395, 2016.

SHAO, Y.; XU, F.; SUN, X.; BAO, J.; BETA, T. Phenolic acids, anthocyanins, and antioxidant capacity in rice (*Oryza sativa* L.) grains at four stages of development after flowering. **Food Chemistry**, v.143, p.90–96, 2014.

SHARIFFA, Y. M.; KARIM, A. A.; FAZILAH, A.; ZAIDUL, I. S. M. Enzymatic hydrolysis of granular native and mildly heat-treated tapioca and sweet potato starches at sub-gelatinização temperature. **Food Hydrocolloids**, v.23, p.434-440, 2009.

SHUJUN, W.; JIUGAO, Y.; JINGLIN, Y. Preparation and Characterization of compatible thermoplastic starch/ polyethylene blends. **Polymer Degradation and Stability**, v.87, n.3, p.395-401, 2005.

SINGH, N.; SINGH, J.; KAUR, L.; SODHI, N. S.; GILL, B. S. Morphological, thermal and rheological properties of starches from different botanical sources. **Food Chemistry**. v.81, n.2, p.219–231, 2003.

SIEGRIST, M.; SHI, J. GIUSTO, A.; HARTMANN, C. Worlds apart: consumer acceptance of functional foods and beverages in Germany and China. **Appetite**, v.92, 2015. Disponível em <http://www.elsevier.com/locate/appet>>. Acesso em: 10 nov.2015.

SIDONIO, L.; CAPANEMA, L.; GUIMARÃES, D.D.; CARNEIRO, J.V.A. **Inovação na indústria de alimentos: importância e dinâmica no complexo agroindustrial brasileiro**. BNDES Setorial 37, p. 333-370. 2013. Disponível em: http://www.bndes.gov.br/SiteBNDES/export/sites/default/bndes_pt/Galerias/Arquivos/conhecimento/bnset/set3708.pdf Acesso em: 15 jan. 2018.

SILVA, G. A. S.; CAVALCANTI, M. T.; ALMEIDA, M. C. B. M.; ARAÚJO, A. S.; CHINELATE, G. C. B.; FLORENTINO, E. R. Utilização do amido da amêndoa da manga *Tommy Atkins* como espessante em bebida láctea. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v.17, n.12, p.1326–1332, 2013.

SILVA, G. O.; TAKIZAWA, F. F.; PEDROSO, R. A.; FRANCO, C. M. L.; LEONEL, M.; SARMENTO, S. B. S.; DEMIATE, I. M. Características físico-químicas de amidos modificados de grau alimentício comercializados no Brasil. **Ciência e Tecnologia dos Alimentos**, Campinas, v.26, n.1, p.188-197, 2006.

SILVA, R. M.; FERREIRA, G. F.; SHIRAI, M. A.; HAAS, A.; SCHERER, M. L.; FRANCO, C. M. L.; DEMIATE, I. M. Características físico-químicas de amidos modificados com permanganato de potássio/ácido láctico e hipoclorito de sódio/ácido láctico. **Ciência e Tecnologia dos Alimentos**, Campinas, v.28, n.1, p.66-77, 2008.

SILVA, R. N.; ASQUIERI, E. R.; FERNANDES, K. F. Immobilization of *Aspergillus Níger* glucoamylase onto a polyaniline polymer. **Process Biochemistry**, London, v.40, n.1, p.1155-1159, 2005.

SILVA, L. P. F. R.; VIEIRA, A. F.; RODRIGUES, L. M. S.; CONSTANTINO, J. S. F.; ALMEIDA, R. D. Desenvolvimento e avaliação reológica de polpa mista de beterraba, cenoura e laranja. **Revista brasileira de agrotecnologia**, v.7, n.2, p.431-435, 2017.

SILVERSTEIN, R. M.; BASSLER, G. C.; MORRILL, T. C. - "Infrared Spectrometry". **in: Spectrometric Identification of Organic Compound**, p.91, John Wiley & Sons, Singapura (1991).

SINGH, N.; SINGH, J.; KAUR, L.; SODHI, N. S.; GILL, B. S. Morphological, thermal and rheological properties of starches from different botanical sources. **Food chemistry**, v.81, n.2, p.219-231, 2003.

SINGH, N.; ISONO, N.; SRICHUWONG, S.; NODA, T.; NISHINARI, K. Structural, thermal and viscoelastic properties of potato starches, **Food Hydrocolloid**. v.22, p.979-988, 2008.

SINGH SODHI, N.; N. SINGH, "Morphological, Thermal and Rheological Properties of Starches Separated from Rice Cultivars Grown in India," **Food Chem.**, v.80, p.99, 2003.

- SIMÕES, A. L. B.; MARTINO, M. M. F. Variabilidade circadiana da temperatura oral, timpânica e axilar em adultos hospitalizados. **Revista da Escola Enfermagem da USP**, São Paulo, v.41, n.3, p.485-491, 2007.
- SIQUEIRA, G.; BRAS, J.; DUFRESNE, A. Cellulosic bionanocomposites: a review of preparation, properties and applications. **Polymers**, v.2, n.4, p.728-765, 2010.
- SMITH, A. M. The biosynthesis of starch granules. **Biomacromolecules**, v.2, n.2, p.335-341, 2001.
- SOARES, S. E. Ácidos fenólicos como antioxidantes. **Revista de Nutrição**, Campinas, v.15, n.1, p.71-81, 2002.
- SOCOL, C. R.; ROJAN, P. J.; PATEL, A. K.; WOICIECHOWSKI, A.L.; VANDENBERGHE, L. P. S.; PANDEY, A. Glucoamylase. In: *Enzyme Technology*. New Delhi: **Asiatec Publishers Inc.**, p.221-230, 2005.
- SOFI, B. A.; WANI, I. D.; MASOODI, F. A.; SABA, I.; MUZAFFAR, S. Effect of gamma irradiation on physicochemical properties of broad bean (*Vicia faba* L.) starch. **LWT- Food Science and Technology**, v.54, p.63-72, 2013.
- SOMPONG, R.; SIEBENHANDL-EHN, S.; LINSBERGER-MARTIN, G.; BERGHOFER, E. Physicochemical and antioxidative properties of red and black rice varieties from Thailand, China and Sri Lanka. **Food Chemistry**, v.124, p.132-140, 2011.
- SONI, S. K.; KAUR, A.; GUPTA, J. K. A solid State Fermentation Based Bacterial α -amylase and Fungal Glucoamylase System and its Suitability for the Hydrolysis of Wheat Starch. **Process Biochemistry**, v.39, n.2, p.185-192, 2003.
- SOUSA, M. S. B.; VIEIRA, L. M.; LIMA, A. Fenólicos totais e capacidade antioxidante in vitro de resíduos de polpas de frutas tropicais. **Brazilian Journal of Food Technology**, Campinas, v.14, n.3, p.202-210, 2011.
- SOUZA, R. C. R.; ANDRADE, C. T. Investigação dos processos de gelatinização e extrusão de amido de milho. **Polímeros**, São Carlos, v.10, p.24-30, 2000.
- STASOFT. **STATISTICA 7.0 for Windows** – Computar program manual. Tulsa: Statsoft, Inc., 2007. CD Room.
- SURMELY, R.; ALVAREZ, H.; CEREDA, M. P.; VILPOUX, O. F. Hidrólise do Amido. **Tecnologia, usos e potencialidades de tuberosas amiláceas Latino Americanas**. v.3, n.15, p.379-448, 2003.
- SUMCZYNSKI, D.; KOTÁSKOVÁ, E.; DRUŽBÍKOVÁ, H.; MLČEK, J. Determination of contents and antioxidant activity of free and bound phenolics compounds and in vitro digestibility of commercial black and red rice (*Oryza sativa* L.) varieties. **Food chemistry**, v.211, p.339-346, 2016.
- SUN, Q.; XING, Y.; QIU, C.; XIONG, L. The pasting and gel textural properties of corn starch in glucose, fructose and maltose syrup. **PloS one**, v.9, n.4, p.e95862, 2014.

SURMELY, R.; ALVAREZ, H.; CEREDA, M. P.; VILPOUX, O. F. Hidrólise do amido. In: CEREDA, M. PP.; VILPOUX, O. F. *Tecnologias, Usos e Potencialidades de Tuberosas Amiláceas Latino Americanas. Série: Culturas de tuberosas amiláceas latino americanas.* São Paulo: Fundação Cargill, v.3, p.378-449, 2003.

SWINKELS, J. J. M. **Industrial starch chemistry**: Properties, modifications and applications of starches. Veendam: AVEBE, 1996. 48 p.

TAHIR, R.; ELLIS, P. R.; BOGRACHEVA, T. Y.; MEARES-TAYLOR, C.; BUTTERWORTH, P. J. Study of the structure and properties of native and hydrothermally processed wild-type, lam and r variant pea starches that affect amylolysis of these starches. **Biomacromolecules**, v.12, n.1, p.123-133, 2011.

TAPARELLI, J. R. Modificação química do amido de mandioca e estudo da sua aplicação em revestimento couché. Campinas, p. 101, 2005.

TESTER, R. F.; KARKALAS, J.; QI, X. Starch – composition, fine structure and architecture. **Journal of Cereal Science**, v.39, p.151-165, 2004.

TESTER, R. F.; MORRISON, W. R. Swelling and gelatinization of cereal starches. Effects of amylopectin, amylose and lipids. **Cereal Chemistry**, v.67, p.551-557, 1990.

TESTER, R. F.; QI, X.; KARKALAS, J. Hydrolysis of native starches with amylases. **Animal Feed Science and Technology**, v.130, n.1-2, p.39-54, 2006.

THUENGTUNG, S.; NIWAT, C.; TAMURA, M.; OGAWA, Y. *In vitro* examination of starch digestibility and changes in antioxidant activities of selected cooked pigmented rice. **Food bioscience**, v.23, p.129-136, 2018.

TI^a, H.; LI, Q.; ZHANG, R.; ZHANG, M.; DENG, Y.; WEI, Z. Free and bound phenolic profiles and antioxidant activity of milled fractions of different indica rice varieties cultivated in southern China. **Food Chemistry**, v.159, p.166–174, 2014.

TI^b, H.; ZHANG, R.; ZHANG, M.; LI, Q.; WEI, Z.; ZHANG, Y. Dynamic changes in the free and bound phenolic compounds and antioxidant activity of brown rice at different germination stages. **Food Chemistry**, v.161, p.337–344, 2014.

TIAN, Y.; LI, Y.; XU, X. JIN, Z. Starch retrogradation studied by thermogravimetric analysis (TGA). **Carbohydrate Polymers**, v. 84, n.3, p.1165-1168, 2011.

TIBOLLA, H.; PELISSARI, F. M.; MENEGALLI, F. C. Hidrólise enzimática do farelo da casca de banana para produção de nanofibras de celulose. **CIBIA**, p.110, 2014.

TONON, R. V.; BRABRABRABET, C.; HUBINGER, M. D. Influencia da temperatura do ar de secagem e da concentração de agente carreador sobre propriedades físico-químicas do suco de açaí em pó. **Ciências e Tecnologia de Alimentos**, v.29, n.2, p.444-450, 2009.

TORRES, L. M.; LEONEL, M.; MISCHAN, M. M. Concentração de enzimas amilolíticas na hidrólise do amido de gengibre. **Ciência Rural**, p.1327-1332, 2012.

- TOURIÑO, S.; PÉREZ-JIMÉNEZ, J.; MATEOS-MARTÍN, M. L.; FUGUET, E.; VINARDELL, M. P.; CASCANTE, M. Metabolites in contact with the rat digestive tract after ingestion of a phenolic-rich dietary fiber matrix. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.59, p.5955-5963, 2011.
- UTHUMPORN, U.; ZAIDUL, I. S. M.; KARIM, A. A. Hydrolysis of granular starch at subgelatinization temperature using a mixture of amylolytic enzymes. **Food and bioproducts processing**, Rugby, v.88, n.1, p.47-54, 2010.
- VALENCIA, G. A.; MORAES, I. C. F.; LOURENÇO, R. V.; BITTANTE, A. M. Q. B.; SOBRAL, P. J. D. A. Physicochemical, Morphological, and Functional Properties of Flour and Starch from Peach Palm (*Bactris Gasipaes* K.) Fruit. **Starch-Stärke**, v.67, p.163-173, 2015.
- VALVASSORI, S. Tendências da alimentação. **Pesquisa FIESP. 2010**. Disponível em: <<http://www.simonevalvassori.com.br/noticias/noticias/68-tendencias-da-alimentacao>>. Acesso em: 07 de jan. 2018.
- VAN DER MAAREL, M. J. E. C.; VAN DER VEEN, B.; UITDEHAAG, J. C.; LEEMHUIS, H.; DIJKHUIZEN, L. Properties and applications of starch-converting enzymes of the α -amylase family. **Journal of biotechnology**, v.94, n.2, p.137-155, 2002.
- VANDEPUTTE, G. E.; DELCOUR, J. A. From sucrose to starch granule to starch physical behavior: A focus on rice starch. **Carbohydrate Polymers**, v.58, p.245-266, 2004.
- VAN SOEST, J. P.; WINE, R. H. Use of detergents in the analysis of fibrous feeds: IV. Determination of plant cell wall constituents. **J. Assoc. Off. Anal. Chem.** v.50, p.50-55, 1967.
- VAN SOEST, J. J. G.; Vliegenthart, J. F. G. Crystallinity in starch plastics: consequences for material properties. **Trends in biotechnololy**, v.5, n.6, p.208-213, 1997.
- VASCO, C.; RUALES, J.; KAMAL-ELDIN, A. Total phenolic compounds and antioxidant capacities of major fruits from Ecuador. **Food Chemistry**, v.111, n.4, p.816-823, 2008.
- WANG, M.; SHEN, Q.; HU, L.; HU, Y.; YE, X.; LIU, D.; CHEN, J. Physicochemical properties, structure and in vitro digestibility on complex of starch with lotus (*Nelumbo nucifera Gaertn.*) leaf flavonoids. **Food Hydrocolloids**, v.81, p.191-199, 2018.
- WANI, I. A.; JABEEN, M.; GEELANI, H.; MASOODI, F. A.; SABA, I.; MUZAFFAR, S. Effect of gamma irradiation on physicochemical properties of Indian Horse Chestnut (*Aesculus indica* Colebr.) starch. **Food Hydrocolloids**, v.35, p.253-263, 2014.
- WATERHOUSE, A. Folin-ciocalteau micro method for total phenol in wine. **American Journal of Enology and Viticulture**, p.3-5, 2006.
- WEBER, F. H.; COLLARES-QUEIROZ, F. P.; CHANG, Y. K. Estabilidade de géis de amido de milho normal, ceroso e com alto teor de amilose adicionados de gomas guar e xantana durante os processos de congelamento e descongelamento. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v.28, n.2, p.413-417, 2008.

WEBER, F. H.; COLLARES-QUEIROZ, F. P.; CHANG, Y. K. Caracterização físico-química, reológica, morfológica e térmica dos amidos de milho normal, ceroso e com alto teor de amilose. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v.29, n.4, p.748-753, 2009.

WELLS, J. I. *Pharmaceutical Preformulation: The Physicochemical Properties of Drug Substances*, **John Wiley & Sons**: New York, 1988.

WHISTLER, R. L.; DANIEL, J. R. Carbohidratos. In: FENNEMA, O. R. (dir) **Química de los alimentos**. Zaragoza: Acribia, p.81-156, 1993.

WOLFE, K.; WU, X.; LIU, R. H. Antioxidant activity of apple peels. **Journal Agriculture of Food Chemistry**, v.51, p.609-614, 2003.

WON, C.; JIN, Y. I.; KIM, M.; LEE, Y.; CHANG, Y. H. Structural and Rheological Properties of Potato Starch Affected by Degree of Substitution by Octenyl Succinic Anhydride. **International Journal of Food Properties**, 2017.
doi:10.1080/10942912.2016.1272610.

WONGSAGONSUP, R.; PUJCHAKARN, T.; JITRAKBUMRUNG, S.; CHAIWAT, W.; FUONGFUCHAT, A.; VARAVINIT, S.; SUPHANTHARIKA, M. Effect of Cross-Linking on Physicochemical Properties of Tapioca Starch and Its Application in Soup Product. **Carbohydrate Polymers**. v.101, p.656-665, 2014.

WU, S.; LONG.; KENNELLY, E. J. Phytochemistry and health benefits of jaboticaba, an emerging fruit crop from Brazil. **Food Research International**, v.54, n.1, p.148-159, 2013.

YONEMOTO, P. G.; CALORI-DOMINGUES, M. A.; FRANCO, C. M. L. Efeito do tamanho dos grânulos nas características estruturais e físico-químicas do amido de trigo. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**. Campinas, v.27, n.4, p.761-771, 2007.

ZAHA, A.; FERREIRA, H. B.; PASSAGLIA, L. M. P. **Biologia Molecular Básica-5**. Artmed Editora, 2014.

ZHANG, Y.; WEI, L.; CHENGMEI, L.; SHUNJING, L.; TI, L.; YUNFEI L.; DI, W.; YANNA, Z. Retrogradation behaviour of high-amylose rice starch prepared by improved extrusion cooking technology. **Food Chemistry**, v.158, p.255-261, 2014.

ZHANG, H.; SHAO, Y.; BAO, J.; BETA, T. Phenolic compounds and antioxidant properties of breeding lines between the white and black rice. **Food Chemistry**, v.172, p.630-639, 2015.

ZENITH INTERNATIONAL. **Functional dairy drinks**. 2007. Disponível em: <http://www.zenithinternational.com/news/press_release_detail.asp?id=206>. Acesso em: 15 out. 2017.

ZHU, Q.; YU, S.; ZENG, D.; LIU, H.; WANG, H.. Development of ‘‘purple endosperm rice’’ by engineering anthocyanin biosynthesis in the endosperm with a high efficiency transgene stacking system. **Molecular Plant**, v.10, p.918-929, 2017.

ZHU, F. Anthocyanins in cereals: Composition and health effects. **Food Research International**, v.109, p.232–249, 2018.

ZIEGLER, V.; FERREIRA, C. D.; GOEBEL, J. T. S.; EL HALAL, S. L. M.; SANTETTI, G. S.; GUTKOSKI, L. C.; ELIAS, M. C. Changes in properties of starch isolated from whole rice grains with brown, black, and red pericarp after storage at different temperatures. **Food chemistry**, v.216, p.194-200, 2017.

APÊNDICE A

• **DETERMINAÇÃO DOS VALORES DE ATIVIDADE INICIAL, VOLUME TOTAL, VOLUME DA ENZIMA E VOLUME DO TAMPÃO PARA A α -AMILASE E AMILOGLUCOSIDASE.**

O cálculo da atividade inicial para a α -amilase foi calculado pela Equação 21:

$$\text{Atividade inicial} = \frac{\text{Abs.} \cdot 10^6}{\text{MM}_{\text{maltose}} \cdot \text{tempo da reação}} \quad (21)$$

O volume total para a hidrólise foi calculado através da razão massa/volume pela Equação 22.

$$\text{RZ} = \frac{\text{m(g)}}{\text{v}_{\text{total}}(\text{mL})} \cdot 100 \quad (22)$$

Primeiramente foi determinada a atividade em cada carga (1, 2 e 3 UE/g), como mostra a Equação 23:

$$\text{Atividade (UE/mL)} = \frac{\text{carga enzimática (CZ). massa (g)}}{\text{Volume total (mL)}} \quad (23)$$

Pelo princípio da diluição foi encontrado o volume da enzima pela Equação 24:

$$\text{Atividade inicial} \cdot \text{V}_{\text{da enzima}} = \text{Atividade} \cdot \text{V}_{\text{total}} \quad (24)$$

Através diferença entre volume total e volume da enzima, sabe-se o volume tampão pela Equação 25:

$$\text{Volume do tampão (mL)} = \text{V}_{\text{total}} - \text{V}_{\text{enzima}} \quad (25)$$

Na Tabela 22 estão os valores utilizados no planejamento experimental de 2^4 com 3 pontos centrais para a α -amilase.

Tabela 22. Volumes determinados através da atividade inicial, razão massa/volume e carga enzimática para a α -amilase.

| Razão massa/volume | Carga enzimática (UE/g) | Volume total (mL) | Volume do tampão (mL) | Volume da enzima (mL) |
|-------------------------------|--|------------------------------|----------------------------------|----------------------------------|
| 2 | 1 | 200 | 199,795 | 0,205 |
| 2 | 3 | 200 | 199,385 | 0,615 |
| 3 | 2 | 133,33 | 132,92 | 0,410 |
| 4 | 1 | 100 | 99,795 | 0,205 |
| 4 | 3 | 100 | 99,385 | 0,615 |

Para o cálculo da atividade inicial para a amiloglucosidase seguiu-se a Equação 26:

$$\text{Atividade inicial} = \frac{\text{Abs.} \cdot 10^6}{\text{MM}_{\text{glicose}} \cdot \text{tempo da reação}} \quad (26)$$

Para a determinação do volume total, volume da enzima e volume do tampão foi utilizado as Equações 22, 23, 24 e 25. Na Tabela 23 estão os valores utilizados no planejamento experimental de 2² com 3 pontos centrais para a amiloglucosidase.

Tabela 23. Volumes determinados através da atividade inicial, razão massa/volume e carga enzimática para a amiloglucosidase.

| Razão massa/volume | Carga enzimática (UE/g) | Volume total (mL) | Volume do tampão (mL) | Volume da enzima (mL) |
|-------------------------------|--|------------------------------|----------------------------------|----------------------------------|
| 2 | 1 | 200 | 197,14 | 2,857 |
| 2 | 2 | 200 | 194,28 | 5,714 |
| 2 | 3 | 200 | 191,42 | 8,571 |