



THAÍS TEIXEIRA DE OLIVEIRA

OBTENÇÃO DE BIOPLÁSTICO E INCORPORAÇÃO DE ANTOCIANINA  
COMO SENSOR DE ALTERAÇÃO DE pH

UBERABA, MG

2025



THAÍS TEIXEIRA DE OLIVEIRA

OBTENÇÃO DE BIOPLÁSTICO E INCORPORAÇÃO DE ANTOCIANINA  
COMO SENSOR DE ALTERAÇÃO DE pH

Dissertação apresentada como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Engenharia Química do Programa de Pós-Graduação em Engenharia Química - Mestrado Profissional da Universidade de Uberaba (PPGEQ-MP/UNIUBE).

Orientador: Prof. Dr. Mauro Luiz Begnini.

UBERABA, MG

2025



THAÍS TEIXEIRA DE OLIVEIRA

Catálogo elaborado pelo Setor de Referência da Biblioteca Central UNIUBE

- O4o Oliveira, Thaís Teixeira de.  
Obtenção de bioplástico e incorporação de antocianina como sensor de alteração de pH / Thaís Teixeira de Oliveira. – Uberaba, 2025.  
37 f. : il., color.
- Dissertação (Mestrado) – Universidade de Uberaba. Programa de Pós-Graduação Profissional em Engenharia Química. Área de concentração: Desenvolvimento de Processos Químicos Agroindustriais.  
Orientador: Prof. Dr. Mauro Luiz Begnini.
1. Tecnologia dos alimentos. 2. Amido – Mandioca. 3. Antocianinas. 4. Plásticos biodegradáveis. I. Begnini, Mauro Luiz. II. Universidade de Uberaba. Programa de Pós-Graduação Profissional em Engenharia Química. IV. Título.
- CDD 664

Tatiane da Silva Viana – Bibliotecária – CRB-6/3171

THAÍS TEIXEIRA DE OLIVEIRA

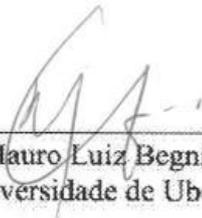
OBTENÇÃO DE BIOPLÁSTICO E INCORPORAÇÃO DE ANTOCIANINA  
COMO SENSOR DE ALTERAÇÃO DE pH

Dissertação apresentada como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Engenharia Química do Programa de Pós-Graduação em Engenharia Química - Mestrado Profissional da Universidade de Uberaba (PPGEQ-MP/UNIUBE).

Área de Concentração: Desenvolvimento de Processos Químicos Agroindustriais

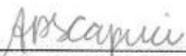
Aprovado em: 21/02/2025

BANCA EXAMINADORA:



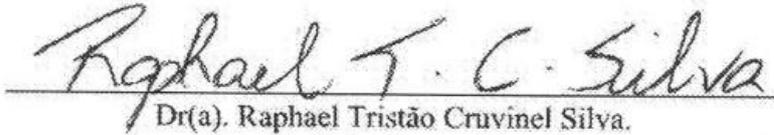
---

Prof(a). Dr(a). Mauro Luiz Begnini - Orientador(a)  
Universidade de Uberaba



---

Prof(a). Dr(a). Ana Paula Silva Capuci.  
Universidade de Uberaba



---

Dr(a). Raphael Tristão Cruvinel Silva.  
Neotech Soluções Ambientais

## DEDICATORIA

*À minha mãe Lezir Teixeira da Fonseca Oliveira, pelo seu amor incondicional e dedicação infinita.*

*Á meu pai José Amado de Oliveira, pelo seu amor e sua disposição em sempre me ajudar quando precisei.*

## AGRADECIMENTO

A Deus, meu mestre, por sempre operar maravilhas em minha vida.

À minha mãe, que sempre esteve ao meu lado me ajudando e me dando todo o apoio necessário para que eu vencesse essa jornada.

Ao meu pai que não mediu esforços para conseguir as matérias primas necessárias para a realização desse projeto.

Ao Professor Doutor Mauro Luiz Begnini, ao técnico de laboratório Wilson Sousa Benjamin, ao Diogo Henrique Caramori Manzan e ao Raphael Tristão Cruvinel Silva, que disponibilizaram seu tempo e conhecimento me ajudando nas realizações dos testes.

E por fim, agradeço ao Programa de Pós-Graduação Engenharia Química – Mestrado Profissional da UNIUBE, à UNIUBE - Universidade de Uberaba, à Fundação de Amparo à Pesquisa de Minas Gerais – FAPEMIG (Processos: MPR-01119-16; APQ-01221-24), à CAPES - Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior, pelo suporte dado ao desenvolvimento dessa dissertação.

*“As coisas que o olho não viu, e o ouvido não ouviu e não subiram ao coração do homem, são as que Deus preparou para os que o amam” (1 Coríntios 2:9).*

## RESUMO

A crescente busca pelo desenvolvimento sustentável e o aumento da conscientização dos consumidores, têm levado a uma maior busca por alternativas ecologicamente corretas. Visando atender a essa necessidade a presente dissertação busca contribuir para o desenvolvimento de embalagens biodegradáveis e inteligentes, com a finalidade de auxiliar na redução da poluição causada por resíduos plásticos, minimizando assim o impacto ambiental. O objetivo geral é extrair nanocelulose a partir do pseudocaule da bananeira, aplicar a fécula de mandioca para a obtenção do bioplástico e avaliar o uso da antocianina com sensor de alteração de pH em embalagens inteligentes. A produção do bioplástico envolveu o estudo de diferentes proporções de amido de mandioca, de glicerol, de nanocelulose e de antocianina. A nanocelulose foi extraída do pseudocaule da bananeira através dos processos de separação, secagem, moagem, mercerização, branqueamento e hidrólise ácida. Já a antocianina foi extraída do repolho roxo por meio dos processos de aquecimento e filtração. A obtenção dos filmes foi feita pelo método de *casting*, que consiste em colocar o material sob uma superfície plana lisa, e deixá-lo solidificar-se. A avaliação do bioplástico foi feita em termos de sua capacidade de indicar mudanças de pH. Adicionou-se ácido clorídrico e hidróxido de sódio para verificar a eficácia do bioplástico como indicador de pH. Para avaliar a capacidade do bioplástico de detectar mudanças de pH em alimentos foram realizados testes em peixes frescos. A análise da estrutura química do bioplástico mostrou que sua viscosidade é proporcional à quantidade de amido adicionada e que a interação entre a antocianina e a glicerina é capaz de alterar a coloração do bioplástico mesmo sem modificar o pH do meio. Os resultados dos testes com os peixes foram satisfatórios sendo possível visualizar a mudança da cor do bioplástico em resposta às alterações de pH causadas pela decomposição dos peixes, o que demonstra que a temperatura influencia a percibibilidade. Conclui-se, portanto, que o bioplástico obtido pode tornar-se uma solução viável para informar o estado de conservação do produto alimentício.

Palavras-chave: Amido de mandioca, antocianina, bioplástico, nanocelulose.

## ABSTRACT

The growing pursuit of sustainable development and increased consumer awareness have led to a greater demand for environmentally friendly alternatives. To address this need, the present dissertation aims to contribute to the development of biodegradable and intelligent packaging that can reduce pollution caused by plastic waste, thereby minimizing its environmental impact. The general objective is to extract nanocellulose from the pseudo stem of the banana plant, apply cassava starch in the production of bioplastic, and evaluate the use of anthocyanin as a pH-change sensor in intelligent packaging. The production of the bioplastic involved combining different quantities of cassava starch, glycerol, nanocellulose, and anthocyanin. Nanocellulose was extracted from the banana pseudo stem through processes including separation, drying, grinding, mercerization, bleaching, and acid hydrolysis. Anthocyanin, on the other hand, was extracted from red cabbage using a heating and filtration process. The films were produced using the casting method, which consists of pouring the material onto a smooth, flat surface and allowing it to solidify. The bioplastic was evaluated in terms of its ability to indicate pH changes. Hydrochloric acid and sodium hydroxide were then added to verify its effectiveness as a pH indicator. To assess the bioplastic's capability to detect pH changes in food, tests were conducted on fresh fish. The chemical structure analysis of the bioplastic showed that its viscosity is proportional to the amount of starch added and that the interaction between anthocyanin and glycerine can alter the bioplastic's coloration even without modifying the medium's pH. The results of the tests with fish were satisfactory, as it was possible to observe changes in the bioplastic's colour in response to pH alterations caused by the decomposition of the fish, demonstrating that temperature influences the perishability of the food. It is concluded, therefore, that the obtained bioplastic can become a viable solution to inform the conservation status of food products.

**Keywords:** Cassava starch, anthocyanin, bioplastic, nanocellulose.

## LISTA DE FIGURAS

Figura 1 – Estrutura química do etileno.-----	4
Figura 2 – Estrutura química do propeno.-----	4
Figura 3 – Estrutura química do estireno.-----	4
Figura 4 – Estrutura química do amido.-----	6
Figura 5 – Estrutura química básica da antocianina.-----	10
Figura 6 – Possíveis mudanças estruturais da antocianina de acordo com o pH.-----	12
Figura 7 – Repolho roxo selecionado.-----	13
Figura 8 – Repolho roxo cortado.-----	13
Figura 9 – Repolho roxo pesado.-----	13
Figura 10 – Repolho roxo sob aquecimento.-----	13
Figura 11 – Repolho roxo após 30 min de aquecimento.-----	13
Figura 12 – Filtração do extrato.-----	14
Figura 13 – Extrato filtrado.-----	14
Figura 14 – Folhas do repolho roxo após extração.-----	14
Figura 15 – Teste de comprovação da extração da antocianina.-----	15
Figura 16 – Extrato do repolho roxo em solução ácida – pH 3.-----	15
Figura 17 – Estrutura da antocianina em pH ácido.-----	15
Figura 18 – Extrato do repolho roxo em solução neutra – pH 7.-----	16
Figura 19 – Estrutura da antocianina em pH neutro.-----	16
Figura 20 – Extrato do repolho roxo em solução básica – pH 12.-----	16
Figura 21 – Estrutura da antocianina em pH básico.-----	16
Figura 22 – Bananeira.-----	17
Figura 23 – Fibra sendo separada.-----	17
Figura 24 – Fibra recém separada.-----	17
Figura 25 – Fibra após 15 dias.-----	17
Figura 26 – Fibra separada.-----	18
Figura 27 – Fibra seca.-----	18
Figura 28 – Fibra moída e peneirada.-----	18
Figura 29 – Fibra úmida dentro do analisador de umidade-----	19
Figura 30 – Fibra seca dentro do aparelho de umidade.-----	19
Figura 31 – Fibra moída pesada.-----	20

Figura 32 – Solução contendo fibra moída e NaOH. -----	20
Figura 33 – Fibra sendo filtrada a vácuo.-----	21
Figura 34 – Fibra após a filtração a vácuo.-----	21
Figura 35 – Fibra mercerizada e seca.-----	21
Figura 36 – Solução contendo fibra moída, H <sub>2</sub> O <sub>2</sub> e NaOH.-----	22
Figura 37 – Fibra após a filtração a vácuo.-----	22
Figura 38 – Fibra branqueada e seca. -----	22
Figura 39 – Solução contendo fibra moída e ácido sulfúrico. -----	23
Figura 40 – Fibra após a filtração a vácuo.-----	23
Figura 41 – Nanocelulose extraída.-----	23
Figura 42 – Produção do bioplástico. -----	25
Figura 43 – Bioplástico antes da secagem. -----	25
Figura 44 – Bioplástico em pH 2,59.-----	26
Figura 45 – Bioplástico em pH 10,71. -----	26
Figura 46 – File de tilápia e bioplástico.-----	27
Figura 47 – Bioplásticos e suas quantidades de glicerina. -----	30
Figura 48 – Interações do hidrogênio entre a glicerina e a Cianidina.-----	31
Figura 49 – Bioplástico sob refrigeração. -----	31
Figura 50 – Bioplástico em temperatura ambiente. -----	31
Figura 51 – Comparação das colorações do bioplástico.-----	31
Figura 52 – Reação química da formação da cadaverina.-----	32
Figura 53 – Reação química da formação da putrescina.-----	32
Figura 54 – Interação da cadaverina com a antocianina. -----	32

**LISTA DE TABELAS**

Tabela 1 – Estruturas, nomes e fontes da natureza das principais antocianinas.....	11
Tabela 2 – Quantidades das matérias primas utilizadas na formulação do bioplástico.....	24
Tabela 3 – Temperatura e tempo de secagem na estufa. . . . .	26

## LISTA DE GRÁFICOS

Gráfico 1 – Curva de secagem do pseudocaule da bananeira. -----	19
---	----

**LISTA DE SIGLAS E ABREVIATURAS**

NCC: Nanocristais de celulose

NFC: Nanofibras de celulose

MFC: Microfibras de celulose

PEAD: Polietileno de Alta Densidade

PEBD: Polietileno de Baixa Densidade

## SUMÁRIO

<b>1.</b>	<b>INTRODUÇÃO</b> .....	<b>1</b>
<b>2.</b>	<b>OBJETIVOS</b> .....	<b>3</b>
2.1	OBJETIVO GERAL .....	3
2.2	OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	3
<b>3.</b>	<b>FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA</b> .....	<b>4</b>
3.1	EMBALAGENS PLÁSTICAS .....	4
3.2	EMBALAGENS BIODEGRADÁVEIS .....	5
3.3	FÉCULA DE MANDIOCA.....	6
3.4	NANOCELULOSE.....	7
3.5	EMBALAGENS INTELIGENTES .....	8
3.6	ANTOCIANINAS .....	9
<b>4.</b>	<b>MATERIAL E MÉTODOS</b> .....	<b>13</b>
4.1	EXTRAÇÃO DA ANTOCIANINA .....	13
4.2	EXTRAÇÃO DA NANOCELULOSE .....	17
4.2.1	Secagem.....	17
4.2.2	Umidade da bananeira.....	18
4.2.3	Mercerização.....	20
4.2.4	Branqueamento .....	21
4.2.5	Hidrólise ácida .....	22
4.3	PRODUÇÃO DO BIOPLÁSTICO .....	24
4.4	AValiação DA ATIVIDADE INDICADORA DE pH DO BIOPLÁSTICO .....	26
4.5	EQUIPAMENTOS UTILIZADOS .....	27
<b>5.</b>	<b>RESULTADOS E DISCUSSÕES</b> .....	<b>29</b>
<b>6.</b>	<b>CONCLUSÃO</b> .....	<b>32</b>
<b>7.</b>	<b>REFERÊNCIAS</b> .....	<b>34</b>

## 1. INTRODUÇÃO

A função primária da embalagem é proteger o conteúdo contra danos físicos, ganho ou perda de umidade, oxidação e deterioração biológica. A função secundária por sua vez é facilitar a distribuição do produto até o consumidor. Para a produção dessas embalagens são frequentemente utilizados os polímeros derivados do petróleo como o polietileno  $(C_2H_4)_n$  e o polipropileno  $(C_3H_6)_n$ , devido à sua durabilidade, flexibilidade e baixo custo de produção. Seu ponto negativo é ser proveniente de recursos fósseis não renováveis e não biodegradáveis, gerando, assim, resíduos sólidos e, conseqüentemente, problemas ambientais, já que demoram 100 anos ou mais para se decomporem. (ARENAS, 2012).

O emergente conceito de desenvolvimento sustentável, bem como a conscientização dos consumidores sobre a necessidade de reduzir o desperdício, tem levado a uma maior busca por alternativas ecologicamente corretas. Algumas das alternativas incluem as embalagens biodegradáveis. Uma embalagem é considerada biodegradável quando é possível realizar a sua decomposição de forma natural. Essas embalagens são geralmente elaboradas com materiais orgânicos renováveis, como amidos, fibras vegetais, bagaços de cana-de-açúcar ou polímeros biodegradáveis. Os materiais biodegradáveis são facilmente transformados em compostos naturais, como água, dióxido de carbono e biomassa, e são absorvidos pela natureza sem causar efeitos nocivos ao ecossistema. Um exemplo de amido utilizado nas embalagens biodegradáveis é a fécula da mandioca (FERREIRA, 2018).

A fécula de mandioca é um tipo de amido que pode ser utilizado como base para a produção de polímeros. É facilmente extraída da raiz da mandioca e resulta em um pó branco e fino que, quando aquecido na presença de um plastificante e de um ácido, as cadeias de glicose se reorganizam, formando ligações cruzadas e um filme plástico (ARENAS, 2012).

É indicado que, na produção de polímeros, sejam incorporados aditivos nas matrizes poliméricas, para melhorar ou modificar suas propriedades físicas, químicas e mecânicas. Para aplicação como reforço, utiliza-se a nanocelulose. A fim de prevenir ou retardar a degradação durante a exposição solar usa-se estabilizadores. Com o intuito de aumentar a resistência ao impacto, tornando-o menos frágil e mais resistente a quebras emprega-se modificadores de impacto. Para deixá-lo mais flexível e maleável, reduzindo sua rigidez e aumentando a deformação, aplica-se plastificante. E para prevenir a oxidação durante o processamento, evitando alterações de cor, odor e textura usa-se os antioxidantes (ARENAS, 2012).

Como exemplo de antioxidante, podem-se citar as antocianinas ( $C_{15}H_{11}O_5-R$ ). As antocianinas são um grupo de pigmentos vegetais solúveis em água, que são responsáveis pela coloração vermelha, roxa e azul de muitas frutas, flores e folhas. Elas pertencem à classe dos flavonoides, que são compostos bioativos presentes em diversas frutas e vegetais, incluindo uvas, amoras, mirtilos, framboesas, cerejas, morangos, beterrabas, beringelas e o repolho roxo (ARENAS, 2012).

As funções das antocianinas nas flores, frutos e plantas são de proteção à ação da luz, antioxidantes, possuem também mecanismos de defesa e ainda funções biológicas. As cores intensas produzidas por elas têm um papel importante nos mecanismos de defesa, tais como a polinização e a dispersão de sementes. Essa coloração é altamente influenciada pela sua estrutura e pelo pH do meio. A presença dos grupos metoxilas ( $-OCH_3$ ) e hidroxila ( $-OH$ ) possuem um efeito importante sobre a coloração e estabilidade das antocianinas. Com o aumento do número de hidroxilas, a coloração da antocianina muda de vermelho para azul já na presença de mais grupos de metoxilas a coloração retorna ao vermelho, revertendo o efeito. (ARENAS, 2012).

Devido a essas características, as antocianinas podem ser usadas nas chamadas embalagens inteligentes. As embalagens inteligentes, possuem características especiais que permitem a interação com o produto embalado e com o ambiente externo de maneira eficiente e eficaz. As embalagens inteligentes podem ter propriedades antimicrobianas, antioxidantes e antifúngicas e podem ser projetadas para responder a estímulos externos, indicando ao consumidor quando o produto está próximo a perecibilidade. Elas podem ser feitas a partir de materiais convencionais, como plásticos e metais, ou de materiais mais avançados, como filmes e revestimentos com propriedades especiais. Essas embalagens têm grande potencial para melhorar a qualidade e a segurança dos alimentos, reduzir o desperdício e aumentar a eficiência logística ao longo da cadeia de suprimentos (ARENAS, 2012).

Entre os diferentes tipos de embalagens inteligentes, encontram-se as indicadoras de pH, que são capazes de correlacionar o produto embalado com seu pH, por meio de associação de sensores químicos e físicos. Esse tipo de embalagem é uma boa alternativa para a indústria alimentícia, pois além de proteger o produto, elas respondem em tempo real às suas mudanças, sendo capazes de informar a frescura e as condições de consumo dos produtos (ARENAS, 2012).

## 2. OBJETIVOS

### 2.1 OBJETIVO GERAL

Obter um filme plástico formulado à base de fécula de mandioca, reforçado com um nanocomposto extraído do pseudocaule da bananeira e incorporado com um sensor de alteração de pH extraído do repolho roxo.

### 2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Realizar a extração da antocianina a partir do repolho roxo;
- Extrair a nanocelulose a partir do pseudocaule da bananeira;
- Aplicar a fécula de mandioca na obtenção do bioplástico;
- Avaliar o uso do bioplástico incorporado a sensor de alteração de pH em embalagens inteligentes.

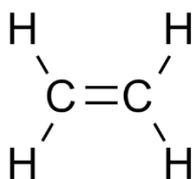
### 3. FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

#### 3.1 EMBALAGENS PLÁSTICAS

Criados no início do século XX, os plásticos têm sido amplamente utilizados por sua praticidade, baixo custo e alta durabilidade. Apresentam diversas vantagens em relação a outros materiais, como baixo peso, alta resistência, facilidade de moldagem, entre outras (FABRO; LINDEMANN; VIEIRA, 2007).

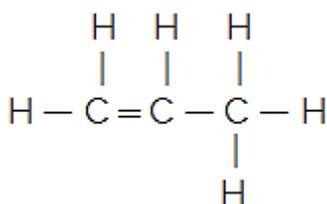
As embalagens plásticas são subprodutos da indústria de petróleo, o petróleo cru quando destilado tem como resultado algumas frações, como o gás liquefeito, a nafta, a gasolina, o querosene, o óleo diesel, as graxas parafínicas, os óleos lubrificantes e o piche. A nafta foi essencial para o surgimento dos plásticos, passando pelo processo de craqueamento suas moléculas são quebradas e assim é possível obter o etileno ( $C_2H_4$ ), o propeno ( $C_3H_6$ ), o estireno ( $C_8H_8$ ) e os monômeros. Suas respectivas fórmulas moleculares estão descritas nas Figuras 1, 2 e 3 (FABRIS; FREIRE; REYES, 2006).

**Figura 1** – Estrutura química do etileno.



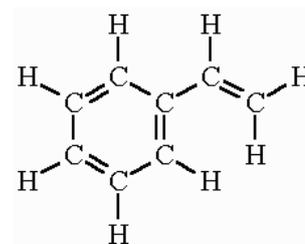
**Fonte:** Autor, 2025.

**Figura 2** – Estrutura química do propeno.



**Fonte:** Autor, 2025

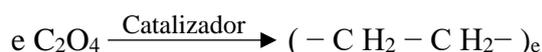
**Figura 3** – Estrutura química do estireno.



**Fonte:** Autor, 2025.

As embalagens plásticas são fabricadas através de um processo químico chamado de polimerização, que promove a união química dos monômeros, que são moléculas constituídas por um único mero, formando os polímeros que são constituídos por vários meros. Um exemplo desse processo químico é o etileno que após polimerizado e solidificado forma-se o polietileno (polímero de etileno) (FABRO; LINDEMANN; VIEIRA, 2007).

O polietileno é um polímero termoplástico amplamente utilizado na fabricação de diversos produtos, como sacolas, filmes, embalagens, tubos, entre outros. É um material versátil, com propriedades como baixa densidade, resistência a impactos e facilidade de moldagem (ARENAS, 2012). Existem dois tipos de polietileno mais utilizados na fabricação de embalagens plásticas: os de alta densidade (PEAD) e o de baixa densidade (PEBD). O PEAD é produzido a baixas pressões (1-50 atm) e temperaturas moderadas (70-100°C), usando ocorrências de Ziegler-Natta ou metallocenos. Sua reação química básica está descrita abaixo:



O resultado permite o crescimento da cadeia polimérica sem formação de ramificações. O PEAD tem cadeias lineares, tornando-o mais resistente e rígido, sendo utilizado na fabricação de embalagens mais resistentes, como recipientes para produtos químicos, garrafas e tubos. Já o PEBD é produzido em altas temperaturas (200-300°C) e altas pressões (1000-3000 atm), usando um iniciador radical (como peróxidos orgânicos). Sua reação química básica está descrita abaixo:



O iniciador gera radicais livres (R·), que atacam a dupla ligação do etileno, isso inicia uma reação em cadeia, formando um polímero com alta ramificação, resultando em um material mais flexível e transparente, utilizado na fabricação de sacolas plásticas, filmes, embalagens para alimentos e outros produtos do tipo (COUTINHO; MELLO; MARIA, 2003).

Esses plásticos convencionais são resistentes a biodegradação, gerando um sério problema de poluição ambiental, uma vez que, quando usados como embalagens, sua vida útil é curta e, após seu descarte, demoram 100 anos ou mais para se decomporem. Por isso vem-se aumentando a busca por embalagens biodegradáveis (ARENAS, 2012).

### 3.2 EMBALAGENS BIODEGRADÁVEIS

Uma embalagem é considerada biodegradável quando é possível realizar sua decomposição naturalmente, ou seja, sua biodegradação ocorre por meio de processos biológicos, com a ação de microrganismos como bactérias e fungos, ou do próprio meio onde ocorre com o auxílio de elementos como água, dióxido de carbono e biomassa. Ao contrário das embalagens convencionais que podem levar décadas ou até mesmo séculos para se

decompor, as embalagens biodegradáveis são projetadas para se decompor em um período relativamente curto, podendo levar semanas ou meses (FERREIRA; SILVA, 2019).

Embora as embalagens biodegradáveis ofereçam vantagens ambientais significativas, é importante considerar alguns aspectos relevantes, como a eficiência do processo de biodegradação, a necessidade de condições específicas para que a biodegradação ocorra adequadamente (como temperatura e umidade) e a possível contaminação de resíduos biodegradáveis no ambiente, os quais podem prejudicar os ecossistemas, se não forem descartados corretamente. No entanto, embalagens biodegradáveis são uma opção promissora para reduzir a poluição causada por resíduos plásticos e minimizar o impacto ambiental associado ao seu descarte (FERREIRA; SILVA, 2019).

As embalagens biodegradáveis são geralmente feitas de materiais orgânicos renováveis, como amidos, fibras vegetais, bagaços de cana-de-açúcar, entre outros materiais. Os materiais biodegradáveis são facilmente transformados em compostos naturais, como água, dióxido de carbono e biomassa, e são absorvidos pela natureza sem causar efeitos nocivos ao ecossistema. Um exemplo de amido é a fécula da mandioca (FERREIRA, 2018).

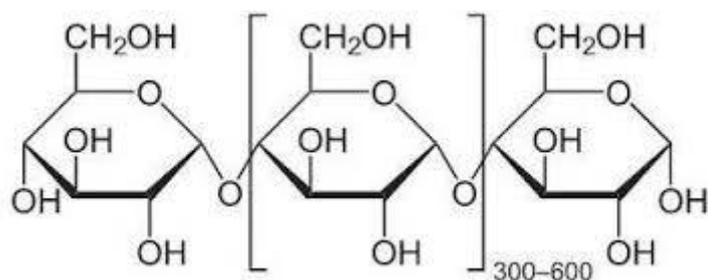
### 3.3 FÉCULA DE MANDIOCA

A mandioca (*Manihot esculenta*) é uma planta nativa da América do Sul, amplamente cultivada em regiões tropicais e subtropicais. Entre seus subprodutos, destaca-se a fécula, fração amilácea obtida das raízes e tubérculos. A fécula de mandioca ( $(C_6H_{10}O_5)_n$ ), também conhecida como polvilho, é um pó branco, fino, inodoro e insípido, que produz ligeira crepitação quando comprimido entre os dedos. Sua fórmula molecular está descrita na Figura 4. É um polissacarídeo formado por unidades repetitivas de glicose ( $C_6H_{12}O_6$ ), ligadas por ligações glicosídicas. O amido é composto por duas frações principais:

- Amilose (20–30%): cadeia linear de glicose com ligações  $\alpha(1\rightarrow4)$ ;
- Amilopectina (70–80%): cadeia ramificada com ligações  $\alpha(1\rightarrow4)$  e  $\alpha(1\rightarrow6)$ .

A fécula é obtida por meio das etapas de descascamento, trituração, desintegração, purificação, peneiramento, centrifugação, concentração e secagem. É amplamente utilizada nas indústrias alimentícia, plástica e siderúrgica (SILVA et al., 2012).

**Figura 4** – Estrutura química do amido.



**Fonte:** Autor, 2025

Na produção de polímeros biodegradáveis, a fécula pode ser utilizada por meio do método de casting, no qual a solução filmogênica é vertida sobre um suporte e seca posteriormente. Por conter cadeias de glicose, o amido forma filmes plásticos quando aquecido na presença de plastificantes e ácidos, devido à formação de ligações cruzadas. A adição de aditivos, como a nanocelulose, pode melhorar ainda mais suas propriedades (ARENAS, 2012).

### 3.4 NANOCELULOSE

As fibras são formadas por componentes estruturais como a celulose  $(C_6H_{10}O_5)_n$ , a hemicelulose  $(C_5H_8O_4)_m(C_6H_{10}O_5)_n$  e a lignina, e componentes não estruturais, como minerais, extrativos e água. A celulose é o polímero natural mais abundante do planeta. É um polissacarídeo regular, formado por longas cadeias, chamadas fibras elementais, com ligações intermoleculares por ligações de hidrogênio e forças de van der Waals, envoltas em uma matriz de hemicelulose e lignina que impedem os ataques químicos.

A hemicelulose é um polímero carboidrato complexo, de peso molecular inferior ao da celulose e fórmula química não definida, altamente ramificada e aleatória, formada de diferentes tipos de sacarídeos e facilmente hidrolisável. A lignina, depois da celulose, é o segundo polímero mais abundante na natureza e está presente na parede celular, conferindo suporte estrutural, impermeabilidade e resistência contra ataques microbianos e estresse oxidativo. Estruturalmente, a lignina é um heteropolímero amorfo, não solúvel em água e opticamente inativo, que consiste em unidades de fenilpropanos unidos por diferentes tipos de ligações (PEREIRA, 2010).

Para aplicação como reforço estrutural, a celulose é extraída na forma de nanoestruturas, conhecidas como nanoceluloses, que correspondem ao domínio cristalino natural da celulose. A nanocelulose é obtida a partir de fontes renováveis, como árvores e algas, presentes nas paredes celulares vegetais. Sua fragmentação em dimensões nanométricas resulta em propriedades físico-químicas únicas, capazes de melhorar o desempenho mecânico e a biodegradabilidade de compósitos poliméricos. A nanocelulose pode ser classificada em três tipos principais:

- Nanocristais de celulose (NCC): cristais com comprimento entre 100 e 500 nm e diâmetro entre 5 e 20 nm. São produzidos via hidrólise ácida. Apresentam alta rigidez, resistência mecânica e transparência;
- Nanofibras de celulose (NFC): fibras com diâmetro de 5 a 50 nm e comprimento de alguns micrômetros. São obtidas por desfibrilação mecânica e são conhecidas por sua alta área superficial, resistência e flexibilidade;
- Microfibrilas de celulose (MFC): fibrilas com diâmetro entre 2 e 20 nm e comprimento que pode alcançar vários micrômetros. São produzidas por desfibrilação mecânica ou química, formando uma rede tridimensional com excelentes propriedades reológicas e alta flexibilidade.

A nanocelulose é amplamente valorizada por ser renovável, biodegradável e promissora na substituição de materiais convencionais (GONÇALVES, 2022). Seus campos de aplicação são vastos, destacando-se:

- Indústria de embalagens: melhora a resistência, durabilidade e propriedades de barreira de filmes e compósitos;
- Indústria alimentícia: utilizada na produção de embalagens biodegradáveis, como espessante e estabilizante em alimentos e bebidas;
- Indústria automotiva: aplicada em peças estruturais leves e resistentes, contribuindo para a redução do consumo de combustível e do impacto ambiental;
- Indústria cosmética e de cuidados pessoais: atua como emulsificante e espessante, sem apresentar toxicidade ou efeitos inflamatórios;
- Embalagens inteligentes: usada como base de reforço para sensores e sistemas ativos de controle de qualidade (ARENHART; PEREIRA; BARBOSA, 2021).

### 3.5 EMBALAGENS INTELIGENTES

A sociedade está cada vez mais preocupada com a segurança e a qualidade dos alimentos disponibilizados para consumo. Dessa maneira, algumas medidas de prevenção associadas ao desenvolvimento de novas embalagens, estão sendo tomadas para garantir a segurança do consumidor. Apesar de as embalagens tradicionais contribuírem fortemente para a logística de distribuição, manutenção e preservação dos alimentos, elas não são suficientes para certificar a inocuidade alimentar. Assim, cada vez mais, pesquisadores têm se dedicado ao desenvolvimento e melhoramento das embalagens (TEIXEIRA; SOARES; STRINGHETA, 2021).

A partir dos desenvolvimentos efetuados, surgiu uma nova classificação de embalagens para alimentos, denominadas embalagens inteligentes que são embalagens que vão além de simplesmente conter e proteger o produto contra danos físicos, ganho ou perda de umidade, oxidação e deterioração biológica. Elas são projetadas com tecnologias integradas que proporcionam funcionalidades adicionais, como monitoramento do estado do produto, comunicação com o consumidor e até mesmo interação com o ambiente (ARENAS, 2012).

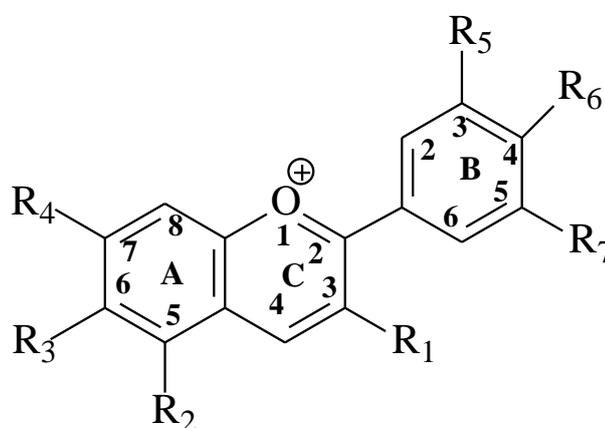
Estas tecnologias integradas são sensores, indicadores ou portadores de dados inseridos ou incorporados ao corpo da embalagem. Esses componentes podem ser projetados para fornecer informações sobre as condições de armazenamento, como variações na temperatura e o tempo de vida do alimento e sobre o consumo e a liberação de oxigênio, de dióxido de carbono e de etileno, além das alterações do pH do meio. Essas informações estão diretamente relacionadas à qualidade dos alimentos e, portanto, são capazes de prever datas de validade mais precisas e particulares para cada produto (TEIXEIRA; SOARES; STRINGHETA, 2021).

Esses indicadores permitem ao consumidor se sentir mais confiante sobre o produto embalado. Dentre os indicadores que podem ser incorporados às embalagens, os indicadores colorimétricos têm se destacado pela simplicidade do processo e facilidade de comunicação com o consumidor. Como exemplo destes, temos a antocianina (TEIXEIRA; SOARES; STRINGHETA, 2021).

### 3.6 ANTOCIANINAS

As antocianinas são um grupo de pigmentos naturais encontrados em plantas, especialmente em frutas, vegetais e flores. Seu espectro varia do vermelho ao azul ou tons de púrpura. Pertencem à classe dos flavonoides, que são compostos fenólicos com propriedades antioxidantes. São pigmentos hidrossolúveis devido à presença de grupos funcionais substituintes que podem ligar-se aos seus anéis aromáticos, como, por exemplo, as hidroxilas, carboxilas e metoxilas. Sua estrutura química básica é uma molécula policíclica de quinze carbonos, representada na Figura 5 (KOIKE, 2015).

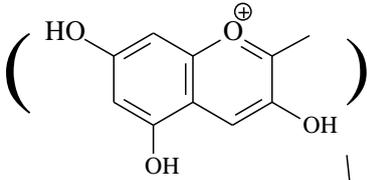
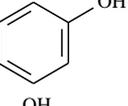
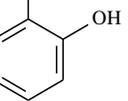
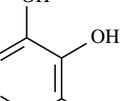
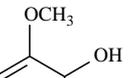
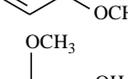
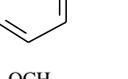
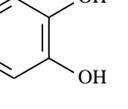
**Figura 5** – Estrutura química básica da antocianina.



**Fonte:** Arenas, 2012

O termo antocianina é derivado das palavras gregas anthos (flor) e kyanos (azul). Era utilizado para designar substâncias azuis extraídas de algumas flores. Atualmente, o termo é empregado para indicar a família de pigmentos naturais. Geralmente presentes na forma de glicosídeos, encontram-se ligadas a uma ou mais moléculas de açúcares e quando livres destes são denominadas antocianidinas. As antocianinas compõem o maior e mais importante grupo de pigmentos solúveis em água do reino vegetal e estão presentes em sua maioria nas angiospermas como a beringela e o repolho roxo. Além de serem responsáveis pela coloração característica em cada tipo de vegetal, as antocianinas também possuem propriedades antioxidantes, prevenção contra a peroxidação de lipídeos em sistemas biológicos e proteção à luz. Na Tabela 1 é possível observar algumas estruturas químicas das antocianinas e onde podem ser encontradas (ARENAS, 2012).

**Tabela 1** – Estruturas, nomes e fontes da natureza das principais antocianinas.

Estrutura do cátion flavilium	Estrutura do Anel B	Nome	Encontrado em
		Pelargonidina	Morango, amora vermelha, bananeira
		Cianidina	Jabuticaba, figo, cereja, uva, cacau, ameixa, jambolão, amora, repolho roxo
		Definidina	Beringela, romã, maracujá
		Malvidina	Uva, feijão
		Peonidina	Uva, cereja
		Petunidina	Frutas diversas, petúnias
		Petunidina	Frutas diversas, petúnias

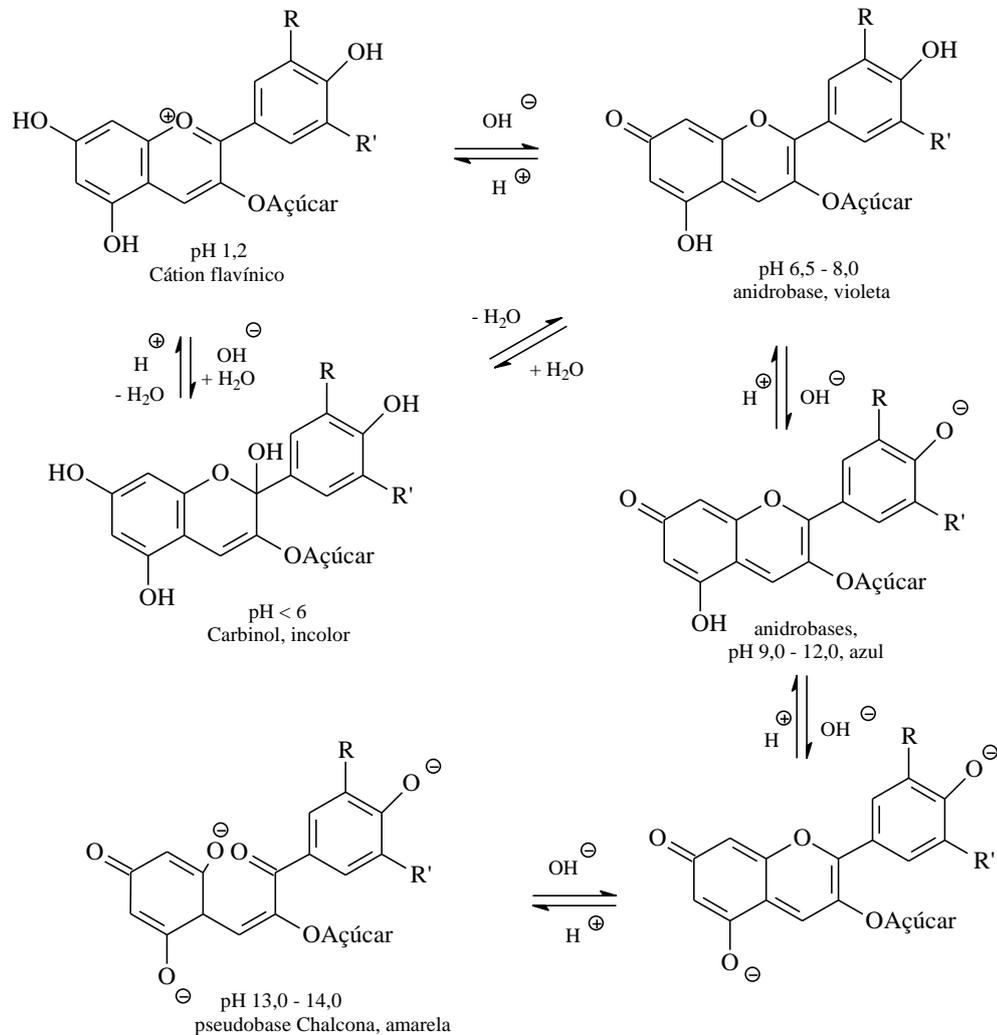
Fonte: Arenas, 2012.

As infinitas cores que observamos nas antocianinas e antocianidinas são resultados da soma de vários fatores, como o pH do meio, o número de substituintes, a presença ou não de outras moléculas estabilizadores de cores, a associação de outros flavonoides, a complexação, a presença de oxigênio, a temperatura, a luz, a autoassociação e a natureza do microambiente em que se encontram (ARENAS, 2012).

As antocianinas têm sua coloração intensamente influenciada pelo pH do meio, devido à presença de grupos funcionais em sua estrutura química. Isso ocorre devido a presença dos grupos metoxilas ( $-COH_3$ ) e hidroxila ( $-OH$ ), eles possuem um efeito importante sobre a coloração e estabilidade das antocianinas. Com o aumento do número de hidroxilas tornando o meio básico a coloração da antocianina muda de vermelho para azul e sua estabilidade diminui, já na presença de grupos de metoxilas deixando o meio ácido a situação é revertida e a coloração retorna ao vermelho aumentando sua estabilidade. A intensidade do pH pode variar de 1 e 12.

Na Figura 6 é possível notar as mudanças das estruturas da antocianina de acordo com a variação do pH (ARENAS, 2012).

**Figura 6** – Possíveis mudanças estruturais da antocianina de acordo com o pH.



**Fonte:** Arenas, 2012.

Segundo Arenas (2012) a presença de um ou mais grupos de acila na molécula de antocianina inibe a hidrólise do cátion *flavilium* (vermelho), para formar a base carbitol (incolor), permitindo assim a formação da base quinoidal (azul). Em condições ácidas, a antocianina existe primariamente na forma de cátion flavílio de cor vermelha intensa. Com o aumento do pH ocorre a rápida perda do próton, produzindo as formas quinoidais, azuis e violetas. Em paralelo ocorre a hidratação do cátion flavílio, gerando a pseudobase incolor ou carbinol, que atinge o equilíbrio lentamente como a chalcona incolor ou amarelo tênue (ARENAS, 2012).

## 4. MATERIAL E MÉTODOS

### 4.1 EXTRAÇÃO DA ANTOCIANINA

A antocianina foi extraída do repolho roxo cujo nome científico é *Brassica oleracea* var. *capitata* f. *rubra*. Esse foi adquirido no Sacolão Uberaba na cidade de Uberaba (MG), selecionado visualmente e sem a presença de imperfeições aparentes (Figura 7). As folhas do repolho foram separadas, cortadas manualmente em pedaços menores e lavadas em água corrente, com o objetivo de remover impurezas (Figura 8). Após essa etapa, aproximadamente 150 g de folhas foram pesadas e imersas em 800 mL água destilada e submetidas a um aquecimento de 95 °C durante 45 min (Figuras 9 e 10). Na Figura 11 é possível visualizar o extrato e o repolho roxo após 30 min de aquecimento (MALLMANN, 2011).

**Figura 7** – Repolho roxo selecionado.



**Fonte:** Autor, 2024.

**Figura 8** – Repolho roxo cortado.



**Fonte:** Autor, 2024.

**Figura 9** – Repolho roxo pesado.



**Fonte:** Autor, 2024.

**Figura 10** – Repolho roxo sob aquecimento.



**Fonte:** Autor, 2024.

**Figura 11** – Repolho roxo após 30 min de aquecimento.



**Fonte:** Autor, 2024.

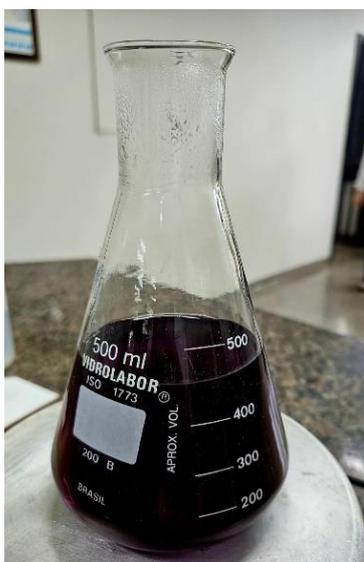
Após o aquecimento, o extrato foi separado por filtração simples, utilizando funil de vidro, papel filtro e Erlenmeyer. (Figura 12). O líquido filtrado (Figura 13) foi armazenado em um recipiente escuro (âmbar) e acondicionado na geladeira a uma temperatura em torno de 5 °C, com a finalidade de evitar a degradação da antocianina. As folhas residuais são apresentadas na Figura 14. (BERNADINO, 2016).

**Figura 12 –**  
Filtração do extrato.



**Fonte:** Autor, 2024.

**Figura 13 –**  
Extrato filtrado.



**Fonte:** Autor, 2024.

**Figura 14 –** Folhas do  
repolho roxo após extração.



**Fonte:** Autor, 2024.

Para verificar a qualidade do extrato obtido, separou-se uma alíquota e dividiu-se em três tubos de ensaio. No tubo (1) adicionou-se uma solução aquosa de HCl a 0,36 % (v/v), resultando em  $\text{pH} \approx 3$  e uma coloração avermelhada. O tubo (2) permaneceu neutro ( $\text{pH} \approx 7$ ), contendo somente o extrato, mantendo assim a coloração roxa. No tubo (3) adicionou-se uma solução aquosa de NaOH 0,4 % (m/v), elevando o pH para  $\approx 12$ , variando sua coloração para verde-amarelado.

As alterações mencionadas podem ser visualizadas nas Figuras 15, 16, 18 e 20. As fórmulas estruturais da antocianina, em meio ácido, neutro e básico, estão disposta respectivamente nas Figuras 17, 19 e 21.

**Figura 15** – Teste de comprovação da extração da antocianina.



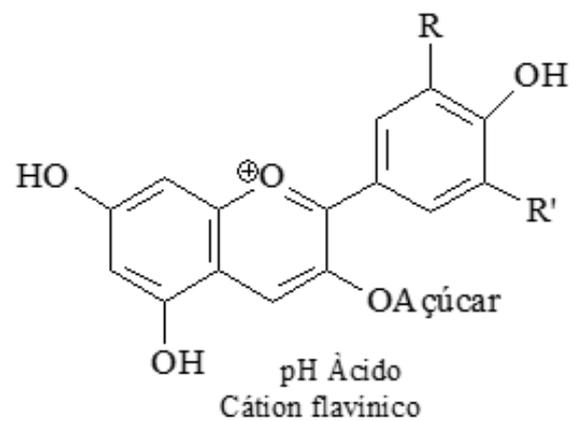
**Fonte:** Autor, 2024.

**Figura 16** – Extrato do repolho roxo em solução ácida – pH 3.



**Fonte:** Autor, 2024.

**Figura 17** – Estrutura da antocianina em pH ácido.



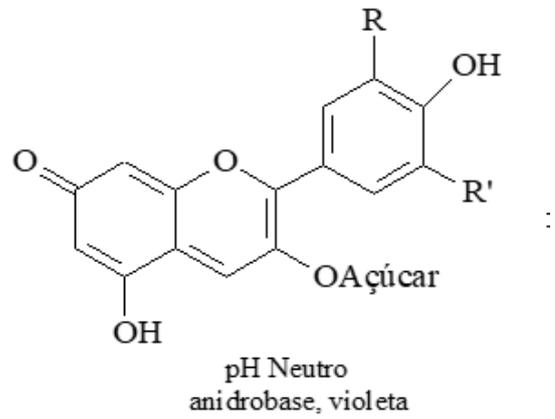
**Fonte:** Autor, 2024.

**Figura 18** – Extrato do repolho roxo em solução neutra – pH 7.



Fonte: Autor, 2024.

**Figura 19** – Estrutura da antocianina em pH neutro.



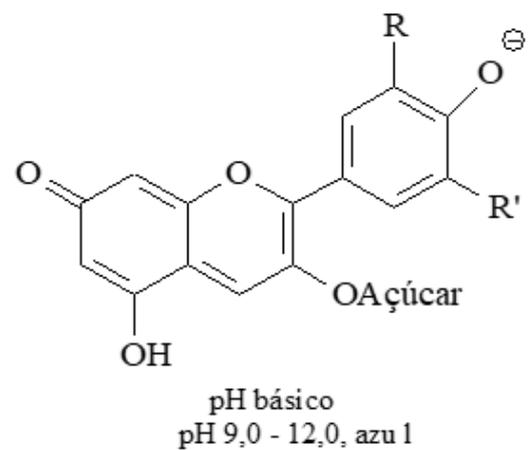
Fonte: Autor, 2024.

**Figura 20** – Extrato do repolho roxo em solução básica – pH 12.



Fonte: Autor, 2024.

**Figura 21** – Estrutura da antocianina em pH básico.



Fonte: Autor, 2024.

## 4.2 EXTRAÇÃO DA NANOCELULOSE

A fonte de fibra vegetal utilizada nesse estudo foi o pseudocaule da bananeira da espécie nanica, cujo nome científico é *Musa acuminata*. Esse foi adquirido em um rancho localizado a beira do Rio Grande no bairro rural Serraria, próximo a cidade de Uberaba (Figura 22).

**Figura 22** – Bananeira.



**Fonte:** Autor, 2024.

### 4.2.1 Secagem

A fibra foi separada manualmente do restante do material, sendo seca a sombra por cerca de 15 dias (Figuras 23, 24, 25).

**Figura 23** – Fibra sendo separada.



**Fonte:** Autor, 2024.

**Figura 24** – Fibra recém separada.



**Fonte:** Autor, 2024.

**Figura 25** – Fibra após 15 dias.



**Fonte:** Autor, 2024.

Para que a fibra tivesse uma secagem eficiente, foi separada manualmente em pedaços menores (Figura 26) e colocada em uma estufa de recirculação de ar a 110 °C durante 24 h. Posteriormente a amostra seca (Figura 27), foi moída em moinho de facas e peneirada nas peneiras de 30 e 35 mesh. Somente o material retido na peneira de 35 mesh, visualizado na Figura 28, foi utilizado posteriormente. (PEREIRA, 2010).

**Figura 26** – Fibra separada.



**Fonte:** Autor, 2024.

**Figura 27** – Fibra seca.



**Fonte:** Autor, 2024.

**Figura 28** – Fibra moída e peneirada.



**Fonte:** Autor, 2024.

#### 4.2.2 Umidade da bananeira

A bananeira contém em torno de 87,5 % de água em sua composição. Com a finalidade de verificar o teor de umidade do pseudocaule da bananeira, realizou-se a curva de secagem utilizando um analisador de umidade. O procedimento experimental para a determinação da umidade está descrito a seguir: Uma alíquota de 1 g da fibra do pseudocaule da bananeira seca a sombra durante 15 dias foi colocada no analisador de umidade e aquecida por 20 min a 103 °C. Nas Figuras 29 e 30 é possível ver o 1 g da fibra sendo seca no analisador de umidade. A curva de secagem está apresentada no Gráfico 1 (COELHO, 2021).

**Figura 29** – Fibra úmida dentro do analisador de umidade



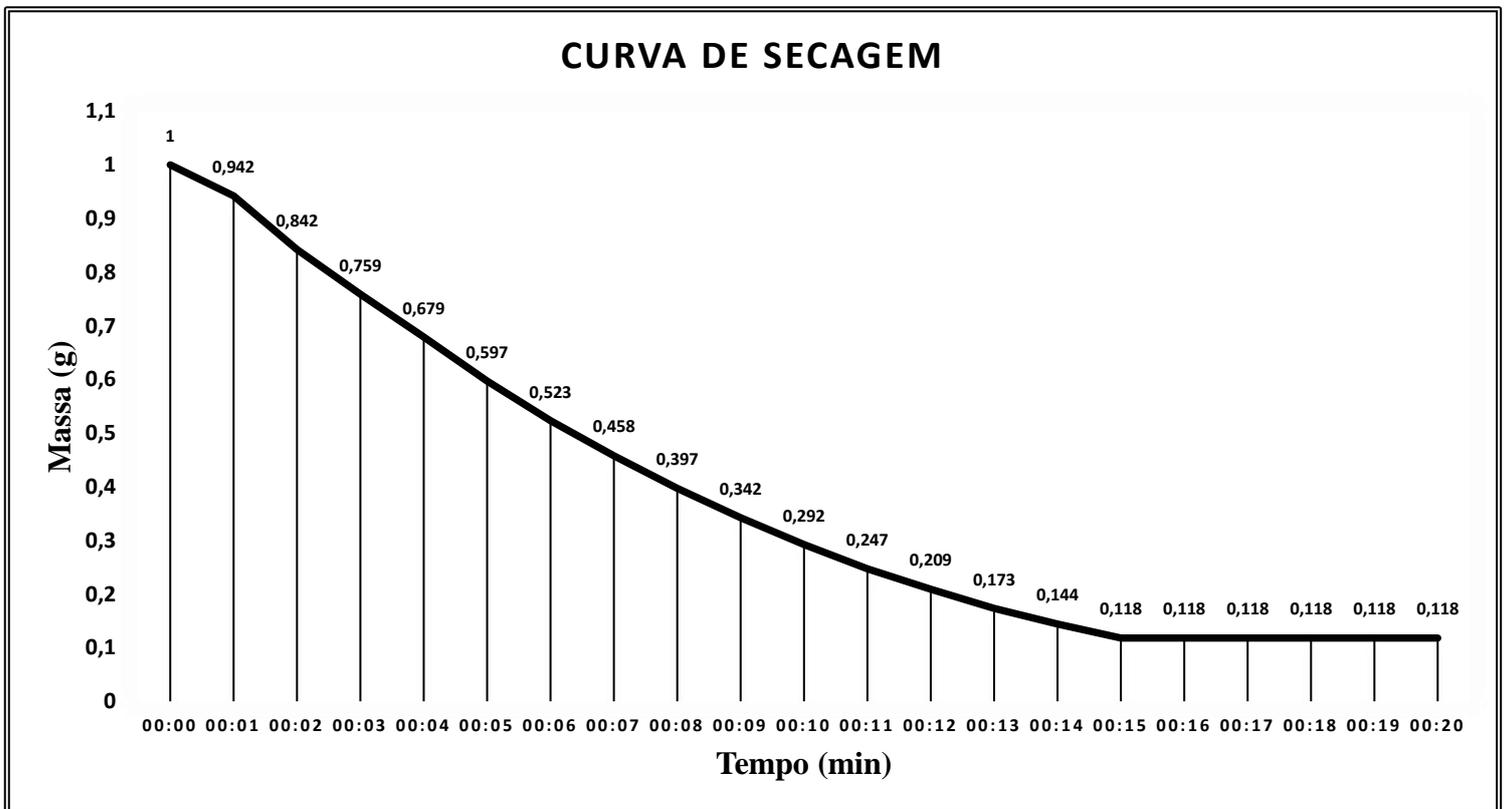
Fonte: Autor, 2024.

**Figura 30** – Fibra seca dentro do aparelho de umidade.



Fonte: Autor, 2024.

**Gráfico 1** – Curva de secagem do pseudocaule da bananeira.



Fonte: Autor, 2024.

### 4.2.3 Mercerização

Após a etapa de secagem, as fibras passaram pelo tratamento de mercerização que consiste em um processo químico onde a substância é tratada com uma solução de NaOH a 5 % (m/v) ou outro alcalino forte sob condições controladas de temperatura e concentração, tem por finalidade remover a lignina e a hemicelulose, pois esses componentes interferem na pureza, funcionalidade e nas propriedades desejadas do material final. (ALMEIDA et al., 2005).

Na mercerização foram pesados 5 g da amostra da fibra moída e adicionado 100 mL de solução de NaOH 5 % (proporção de 1:20 (m/v)). A mistura permaneceu em temperatura ambiente sob agitação vigorosa, durante 2 horas conforme demonstrado nas Figuras 31 e 32 (PEREIRA et al., 2010).

**Figura 31** – Fibra moída pesada.



**Fonte:** Autor, 2024.

**Figura 32** – Solução contendo fibra moída e NaOH.



**Fonte:** Autor, 2024.

Após o tratamento, a amostra foi submetida a filtração a vácuo para a retirada de uma parte da umidade (Figura 33). Durante a filtração a amostra foi lavada continuamente com água filtrada até que o pH da água após a filtração se aproximasse de 7, sendo em seguida lavada duas vezes com água destilada. A Figura 34 demonstram a fibra após a filtração a vácuo. Depois a amostra foi seca durante 24h em estufa de recirculação de ar a 45°C, conforme apresentado na Figura 35 (PEREIRA et al., 2010).

**Figura 33** – Fibra sendo filtrada a vácuo.



**Fonte:** Autor, 2024.

**Figura 34** – Fibra após a filtração a vácuo.



**Fonte:** Autor, 2024.

**Figura 35** – Fibra mercerizada e seca.



**Fonte:** Autor, 2024.

#### 4.2.4 Branqueamento

Finalizado a mercerização deu-se início ao branqueamento que pode ser definido como um processo químico que visa branquear as fibras por meio da remoção e/ou modificação de substâncias químicas como a lignina, os ácidos hexenurônicos e íons metálicos que são capazes de proporcionar cor a fibra. O branqueamento da fibra é uma etapa essencial para garantir alta pureza, estabilidade, transparência e funcionalidade da nanocelulose, tornando-a adequada para diversas aplicações industriais e tecnológicas. O branqueamento é feito através da aplicação do Peróxido de Hidrogênio em meio alcalino (AZEVEDO, 2011).

No branqueamento, utilizou-se a proporção de 1:20 (m/v) (fibra:solução) de  $H_2O_2$  24 % (v/v) e NaOH 4 % (m/m) na proporção de 1:1 (v/v) (peróxido:hidróxido). Nessa etapa a amostra foi tratada a 50 °C, sob agitação vigorosa, durante 2h (Figura 36). Após o tratamento, a amostra foi lavada e seca conforme descrito na etapa de mercerização (PEREIRA et al, 2010). A Figura 37 mostra a fibra após a filtração a vácuo e a Figura 38 apresenta a fibra seca.

**Figura 36** – Solução contendo fibra moída,  $H_2O_2$  e NaOH.



**Fonte:** Autor, 2024.

**Figura 37** – Fibra após a filtração a vácuo.



**Fonte:** Autor, 2024.

**Figura 38** – Fibra branqueada e seca.



**Fonte:** Autor, 2024.

#### 4.2.5 Hidrólise ácida

Após o branqueamento seguiu-se para a etapa da hidrólise ácida. A hidrólise ácida é um processo químico utilizado para quebrar as ligações da celulose e obter nanocristais de celulose. Esse método utiliza ácidos fortes, geralmente ácido sulfúrico, para a remoção das regiões amorfas da celulose e preservação das estruturas cristalinas. Ela aconteceu na proporção de 1:20

(m/v) de ácido sulfúrico 6 % (m/m) e sob agitação vigorosa, a 45 °C durante 50 min (Figura 39). Ao término dos 50 min, a reação foi interrompida com água destilada gelada na proporção de 1:5 (v/v). Logo após a amostra foi filtrada a vácuo e esse procedimento repetiu-se por 3 vezes (PEREIRA et al., 2010). A Figura 40 demonstra a amostra após a filtração. Em seguida a amostra foi seca durante 24h em estufa de recirculação de ar a 45°C. A amostra seca está exibida na Figura 41 (PEREIRA et al., 2010).

**Figura 39** – Solução contendo fibra moída e ácido sulfúrico.



**Fonte:** Autor, 2024.

**Figura 40** – Fibra após a filtração a vácuo.



**Fonte:** Autor, 2024.

**Figura 41** – Nanocelulose extraída.



**Fonte:** Autor, 2024.

### 4.3 PRODUÇÃO DO BIOPLÁSTICO

A formulação do bioplástico foi desenvolvida usando amido de mandioca, glicerol e um nano composto de alta resistência extraído das fibras do pseudocaule da bananeira, dissolvidos em água destilada, incorporados com extrato de antocianina de repolho roxo, previamente extraído (ARENAS, 2012). Buscando uma formulação resistente, porém maleável, foram realizados 11 testes variando as quantidades dos componentes, conforme a Tabela 2.

**Tabela 2** – Quantidades das matérias primas utilizadas na formulação do bioplástico.

Amostras	Fécula de Mandioca (g)	Glicerol (g)	Nanocelulose (g)	Antocianina (g)	Água (g)	Vinagre (%)	Etanol (g)
1	2	30	0,1	6	67,9	-	-
2	3,6	27,7	0,1	6	68,6	-	-
3	4	30	0,1	6	65,9	-	-
4	5	1	0,1	6	93,9	-	-
5	5	0,75	0,1	6	94,15	-	14,25
6	9	4	0,1	6	86,9	-	-
7	9	30	0,1	6	60,9	-	-
8	9	4	0,1	6	86,42	0,48	-
9	18	4	0,1	6	77,9	-	-
10	18	30	0,1	6	51,9	-	-
11	44	24	0,1	6	50,0	32	-

**Fonte:** Autor, 2024.

A obtenção dos filmes foi feita a partir do método de *casting*, o qual consiste em colocar o material sob uma superfície plana lisa, e deixá-lo solidificar-se (ARENAS, 2012).

Em um becker de 100 mL pesou-se 30 % da água descrita na coluna *Água* da Tabela 2 e adicionou-se a nanocelulose. A mistura foi agitada mecanicamente sob aquecimento até a dispersão completa da nanocelulose. Em um becker de 250 mL pesou-se 70 % da água descrita na coluna *Água* da Tabela 2 e adicionou-se o amido, agitou-se manualmente com um bastão de vidro até sua total dispersão e em seguida acrescentou-se a glicerina e a nanocelulose dispersa. A mistura foi levada a chapa aquecedora e homogeneizada sob aquecimento de 80 °C e agitação constante até atingir a gelatinização do amido, conforme demonstrado na Figura 42. Ao fim desse procedimento a amostra foi deixada sobre a bancada ao ar livre até que retornasse a temperatura ambiente (SILVIA; DIAS, 2024).

Nas amostras que continham vinagre, este foi adicionado após a incorporação da glicerina. Já nas amostras com álcool, a adição foi realizada somente após o resfriamento natural da mistura. (MACHADO et al., 2023).

**Figura 42** – Produção do bioplástico.



**Fonte:** Autor, 2024.

Após resfriamento à temperatura ambiente, adicionou-se 6 g do extrato de antocianina extraído do repolho roxo, homogeneizou-se as soluções e seus pHs foram ajustados para próximo de 7 com uma solução de NaOH 1M (MACHADO et al., 2023). A amostra contendo o álcool foi filtrada utilizando uma peneira e disposta em uma placa de petri, as demais amostras foram diretamente vertidas na placa de petri, não tendo a necessidade de serem peneiradas, (Figura 43). Em seguida as placas foram colocadas para secar em uma estufa de recirculação de ar. As condições de secagem foram baseadas em informações retiradas de diversos artigos e estão dispostas na Tabela 3. (ARENAS, 2012).

**Figura 43** – Bioplástico antes da secagem.



**Fonte:** Autor, 2024.

**Tabela 3** – Temperatura e tempo de secagem na estufa.

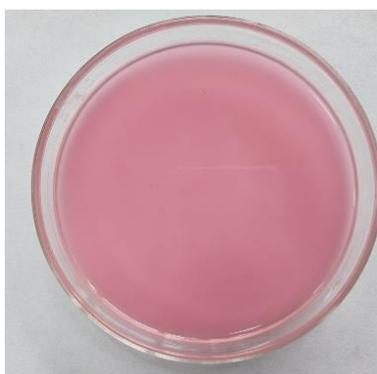
Amostras	Temperatura (°C)	Tempo de secagem (h)
1	50	5
2	25	24
3	25	24
4	60	24
5	50	5
6	50	6
7	50	5
8	50	6
9	50	6
10	50	6
11	Ambiente	72

**Fonte:** Autor, 2024.

#### 4.4 AVALIAÇÃO DA ATIVIDADE INDICADORA DE pH DO BIOPLÁSTICO

Para avaliar a função de indicador de pH, foram aplicadas pequenas alíquotas de ácido clorídrico e hidróxido de sódio nos bioplásticos. A amostra com HCl atingiu o pH 2,59 (Figura 44), enquanto a com NaOH atingiu o pH 10,71 (Figura 45), confirmando a alteração de cor em ambientes ácido e básico.

**Figura 44** – Bioplástico em pH 2,59.



**Fonte:** Autor, 2024.

**Figura 45** – Bioplástico em pH 10,71.



**Fonte:** Autor, 2024.

Os testes foram realizados com filés de tilápia frescos, adquiridos no Mercado Municipal de Uberaba e com a amostra 11 do bioplástico.

Os peixes foram dispostos em volta da placa de petri contendo o bioplástico em dois recipientes de isopor. O primeiro recipiente foi armazenado à temperatura ambiente e o outro sob refrigeração em torno 5 °C, simulando as condições de armazenamento dos mercados. Para evitar contaminações externas os recipientes foram envoltos com papel filme. Ao lado de cada um deles foram colocadas placas de petri contendo o bioplástico, para serem utilizadas como controle. As mudanças de coloração do bioplástico foram avaliadas no decorrer de três dias subsequentes (Figura 46).

**Figura 46** – File de tilápia e bioplástico.



**Fonte:** Autor, 2024.

#### 4.5 EQUIPAMENTOS UTILIZADOS

Para a extração da antocianina foram utilizadas vidrarias convencionais de laboratório, como, bastão de vidro, béquer de vidro de 1000 mL, Erlenmeyer de vidro de 500 mL, agitador magnético com aquecimento (QUIMIS, modelo 0261-12), balança semi-analítica (GEHAKA, modelo BG400), geladeira (Dako, modelo uo 360) barra magnética, papel filtro, funil, tubos de ensaios. Todos os experimentos de bancada foram realizados no laboratório do Bloco H, da Universidade de Uberaba localizada na cidade de Uberaba-MG.

Na extração da nanocelulose foram necessárias a utilização da estufa de recirculação de ar (ODONTOBRÁS, modelo MOD-EL-1.6), moinho (MARCONI, modelo MA 600), balança semi-analítica (GEHAKA, modelo BG400), bomba de vácuo (TENAL, modelo TE-058), do pHmetro (TECNOPON, modelo LUCA-210), funil de Bochner, papel filtro, béqueres de vidro de 250 mL e 1000 mL, bastão de vidro, pipetas volumétricas de 5 mL, 25 mL, 50 mL e 100 mL, pera e termômetro de mercúrio.

Para a produção do bioplástico utilizou-se agitador magnético com aquecimento (QUIMIS, modelo 0261-12), balança semi-analítica (GEHAKA, modelo BG400), estufa de recirculação de ar (ODONTOBRÁS, modelo MOD-EL-1.6), béqueres de vidro de 100 mL e 250 mL, bastão de vidro, espátula, barra magnética, peneira, pipeta volumétrica de 5 mL, pera, termômetro de mercúrio e placas de petri.

## 5. RESULTADOS E DISCUSSÕES

Durante a extração da antocianina do repolho roxo, observou-se, ao longo do tempo, uma intensificação da coloração roxa, característica do pigmento natural presente no extrato. Observou-se que, além da temperatura, o tempo de fervura também é um fator determinante, pois influencia tanto na evaporação do solvente (geralmente água) quanto na solubilização dos compostos, ao favorecer a liberação destes da matriz sólida para o meio líquido.

A qualidade do extrato foi verificada pela mudança de coloração após a adição do ácido e da base (Figuras 15, 16, 18 e 20). A cor vermelha em meio ácido e o tom esverdeado em meio básico indicam que a antocianina extraída se comporta conforme descrito na literatura, com variação de cor influenciada pelo pH do meio (ARENAS, 2012). Essas alterações visuais evidenciam a potencial aplicação da antocianina como sensor natural em embalagens inteligentes, funcionando como um indicador colorimétrico de alterações de pH.

Verificou-se que a secagem interfere diferentemente no processo de separação da nanocelulose, uma vez que a bananeira possui um teor de umidade de 88,2 %, comprovado através do teste de secagem. Essa umidade dificulta a moagem e os processos químicos posteriores. Por isso a utilização de uma estufa de secagem fez-se necessária, tornando os demais processos assertivos.

Durante a mercerização, observou-se que a fibra mudou de coloração e perdeu parte de sua rigidez, indicando a remoção de substâncias amorfas, como a hemicelulose. Após o branqueamento, a fibra adquiriu coloração mais clara, o que sugere a redução do teor de lignina. Na etapa seguinte, a hidrólise ácida promoveu o rompimento das regiões amorfas da celulose, favorecendo a formação de nanocristais, os quais apresentaram aparência fina e clara (Figura 41). No entanto, é fundamental atentar-se à concentração de ácido sulfúrico utilizada na etapa de branqueamento, pois concentrações elevadas podem degradar a amostra, escurecendo-a em vez de branqueá-la. Esses tratamentos sucessivos foram essenciais para a obtenção de um material com características estruturais adequadas para reforço polimérico.

Foram realizados onze testes (Tabela 2) com diferentes proporções de fécula e glicerol. As amostras apresentaram variações em textura, flexibilidade e homogeneidade; contudo, nenhuma atingiu o resultado esperado; não sendo possível removê-las da placa de Petri devido à ausência de solidificação.

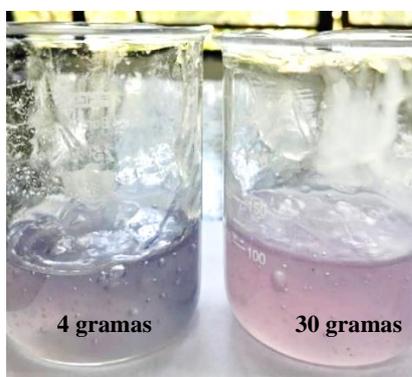
Em relação ao tempo de secagem, amostras com maiores volumes de solução ou maior concentração de glicerol demandaram mais tempo para secar completamente, como demonstrado na Tabela 3.

Notou-se que a quantidade amido é diretamente proporcional a viscosidade do bioplástico, quanto maior a porcentagem de amido, maior é a viscosidade da amostra. Isso acontece porque o amido é composto por moléculas de glicose que apresentam agrupamentos hidroxilas (-OH) que se ligam através de interações de hidrogênio com a água, formando uma rede tridimensional densa. Esse comportamento deve-se a vários fatores como a estrutura do amido, a concentração das partículas e a gelatinização do amido.

O amido que é formado por amilose e amilopectina, essas moléculas têm alta capacidade de formação de ligações de hidrogênio com as moléculas da água, criando uma matriz viscosa. O aumento do amido na mistura, aumenta também a densidade das partículas suspensas, o que causa maior resistência ao fluxo, tornando o bioplástico mais espesso. Além disso quando aquecido em água, o amido absorve líquido, incha e gelatiniza. Quanto maior a quantidade de amido, mais moléculas participam desse processo, resultando em uma rede mais espessa e viscosa. Portanto, o aumento do teor de amido intensifica a formação da rede molecular que dá estrutura ao bioplástico, elevando sua especificidade.

Notou-se também que além do pH a quantidade de glicerina altera a coloração do bioplástico. Mesmo todas as amostras contendo o pH próximo de 7,0 as amostras com maiores quantidades de glicerina tendenciaram a cores rosadas e as com menores quantidades a cores azuladas, conforme demonstrado na Figura 47.

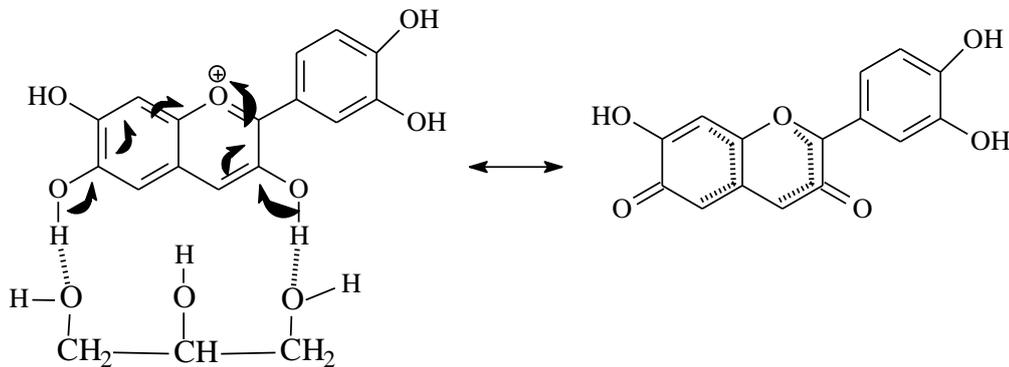
**Figura 47** – Bioplásticos e suas quantidades de glicerina.



**Fonte:** Autor, 2024.

Fazendo uma análise detalhada da estrutura química da Cianidina e da Glicerina, pode-se sugerir que aconteça interações de hidrogênio entre os grupamentos – OH fenólicos da molécula de Cianidina e os grupamentos – OH de glicerina, fazendo com que aconteça a deslocalização de elétrons ao longo da molécula de Cianidina, ocasionando a alteração da cor do indicador Cianidina, mesmo sem alterar o pH do meio. A Figura 48 demonstra as possíveis interações do hidrogênio entre as duas moléculas.

**Figura 48** – Interações do hidrogênio entre a glicerina e a Cianidina.



**Fonte:** Autor, 2024.

Nos testes com os peixes o bioplástico que estava em temperatura ambiente mudou de cor conforme esperado. A alteração foi perceptível nas primeiras 24h, a mudança completa ocorreu no segundo dia. Já o bioplástico que ficou acondicionado sob refrigeração não teve alterações em sua coloração mesmo depois de três dias. Os resultados encontram-se nas Figuras 49, 50 e 51.

**Figura 49** – Bioplástico sob refrigeração.



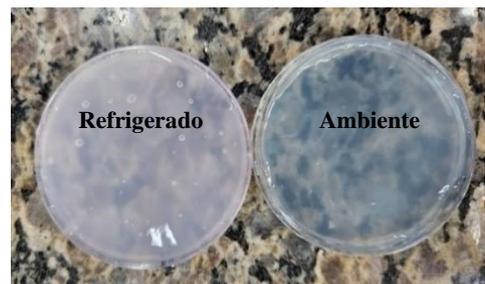
**Fonte:** Autor, 2024.

**Figura 50** – Bioplástico em temperatura ambiente.



**Fonte:** Autor, 2024.

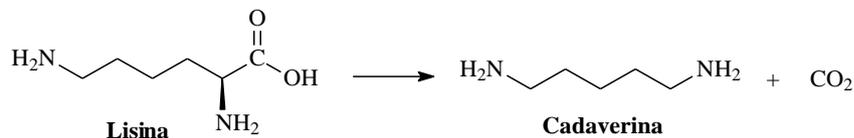
**Figura 51** – Comparação das colorações do bioplástico.



**Fonte:** Autor, 2024.

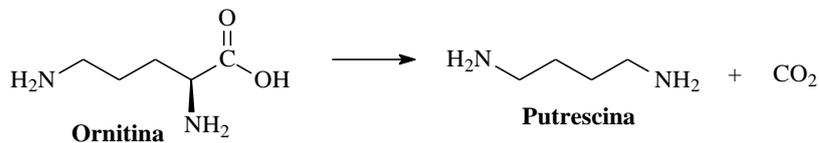
A mudança na coloração do peixe está relacionada à alteração do pH, decorrente da decomposição da matéria orgânica proteica por processos químicos, microbiológicos e enzimáticos. Durante essa decomposição, a hidrólise dos aminoácidos lisina e ornitina origina a formação das aminas biogênicas cadaverina e putrescina, responsáveis pela variação do pH, alteração da cor, perda de rigidez e surgimento de odor desagradável no alimento. Essas aminas, por possuírem pares de elétrons livres no nitrogênio, funcionam como bases de Lewis e podem reagir com as antocianinas, promovendo modificações na estrutura química destas e, conseqüentemente, alterações na cor do indicador natural. As Figuras 52 e 53 ilustram as reações de descarboxilação da lisina e ornitina, respectivamente, enquanto a Figura 54 mostra a interação possível entre a cadaverina e a antocianina.

**Figura 52** – Reação química da formação da cadaverina.



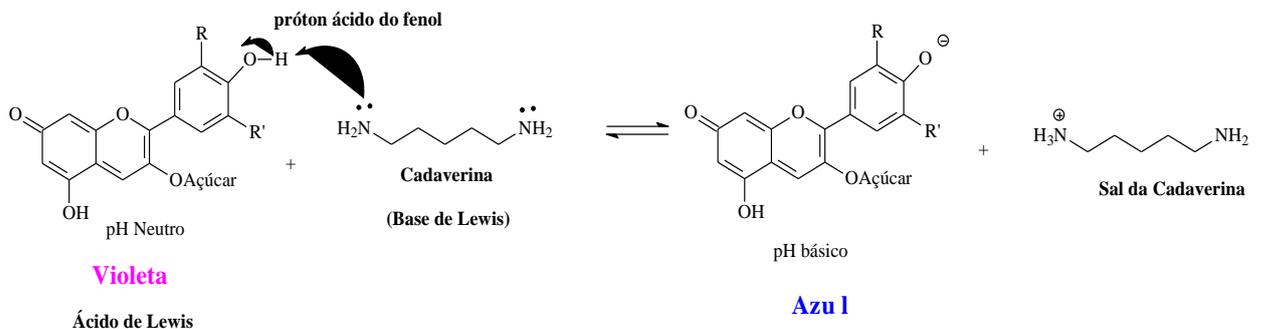
Fonte: Autor, 2024.

**Figura 53** – Reação química da formação da putrescina.



Fonte: Autor, 2024.

**Figura 54** – Interação da cadaverina com a antocianina.



Fonte: Autor, 2024.

## 6. CONCLUSÃO

O presente trabalho teve como objetivo desenvolver um bioplástico a partir de fécula de mandioca e nanocelulose, incorporado com antocianina extraída do repolho roxo, para atuar como um sensor de pH em embalagens inteligentes. Os resultados obtidos demonstraram a viabilidade desse material, evidenciando os desafios que precisam ser superados para sua aplicação em larga escala.

Inicialmente, a extração da antocianina foi realizada com sucesso, mostrando-se eficiente na mudança de cor em virtude da variação do pH. Essa propriedade reforçou sua aplicabilidade como um indicador visual para monitoramento da deterioração de alimentos. No entanto, a estabilidade da antocianina ao longo do tempo e sua resistência a fatores ambientais, como luz e temperatura, ainda precisam ser mais investigadas para garantir sua funcionalidade em aplicações reais.

A extração da nanocelulose a partir da fibra da bananeira também se mostrou viável, evidenciando que para um melhor resultado o material deve pelo processo secagem. A nanocelulose tem potencial como reforço estrutural do bioplástico, mas os resultados indicaram que a rigidez do material ainda não atingiu níveis ideais para uma embalagem eficiente. Melhorias na formulação, como a incorporação de outros polímeros ou ajustes na concentração da nanocelulose, podem contribuir para aprimorar suas propriedades mecânicas.

A formulação do bioplástico evidenciou a influência da quantidade de amido e glicerina na viscosidade e estrutura final do material. Observou-se que as formulações apresentaram alta fluidez, dificultando a obtenção de filmes sólidos e resistentes. Isso sugere que novos estudos devem ser realizados para otimizar as proporções dos componentes, buscando um equilíbrio entre flexibilidade e resistência mecânica.

Os testes realizados com filés de tilápia demonstraram a eficácia do bioplástico como um indicador de deterioração alimentar. A mudança de coloração do material em resposta às variações de pH nos alimentos reforçou seu potencial como embalagem inteligente.

Apesar dos desafios observados, este estudo abre caminho para novas pesquisas na área de bioplásticos inteligentes e sustentáveis. A utilização de matérias-primas renováveis, como a fécula de mandioca e a nanocelulose, aliada ao uso de corantes naturais como a antocianina, representa um avanço significativo em direção a alternativas ecológicas para a substituição de embalagens plásticas convencionais. No entanto, melhorias na formulação e estudos adicionais sobre a durabilidade do material são essenciais para sua viabilidade comercial.

Em conclusão, este trabalho demonstrou que é possível desenvolver um bioplástico biodegradável com capacidade sensorial para indicar a deterioração de alimentos, embora ajustes na composição sejam necessários para aprimorar suas propriedades mecânicas e estabilidade. Os resultados obtidos contribuem para o desenvolvimento de tecnologias sustentáveis na área de embalagens e reforçam a importância da pesquisa voltada para soluções inovadoras e ambientalmente responsáveis.

## 7. REFERÊNCIAS

- ALMEIDA, A. L. F. S.; CALADO, V.; BARRETO, D. W; ALMEIDA, J. R. M.; **Efeito do tratamento de mercerização em fibras de curauá.** 8º Congresso Brasileiro de Polímeros, Águas de Lindóia, São Paulo, 2005.
- ARENAS, A. M. Z. **Filme biodegradável à base de fécula de mandioca como potencial indicador de mudança de pH.** 2012. 131 f. Dissertação (Mestrado em Engenharia Química) – Escola Politécnica, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2012.
- ARENHART, A. E.; PEREIRA, J. P. A.; BARBOSA, L.T. **Beauté: indústria de cosméticos naturais.** 2021. 242 f. Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Engenharia Química) - Universidade Tecnológica Federal do Paraná, Apucarana, 2021.
- AZEVEBO, M. A. B.; **Diferentes processos de branqueamento da celulose e seus efeitos nas propriedades físicas e cristalinidade.** 2011. 180 f. Tese (Doutorado em Ciências - Química) - Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, 2016.
- BERNARDINO, A.M.R.; PEREIRA. A. da S. P.; ARARIPE. D.R.; SOUZA. N. A. de; AZEVEDO, R. V. D. de. **Antocianinas – Papel indicador de pH e estudo da estabilidade da solução de repolho roxo.** Universidade Federal Fluminense, 2016.
- COELHO, E. F.; TEIXEIRA, A. H. C.; COSTA, E. L.; LIMA, M. B.; BORGES, A.L.; **Irrigação.** Embrapa, 2021.
- COUTINHO, F. M. B.; MELLO, I. L.; MARIA, L. C. S. Polietileno: principais tipos, propriedades e aplicações. **Revista polímeros: ciência e tecnologia**, v.13, n. 1, p. 1-13, mar, 2003.
- FABRIS, S.; FREIRE, M. T. REYES, F. G. R. Embalagens plásticas: tipos de materiais, contaminação de alimentos e aspectos de legislação. **Revista brasileira de toxicologia.** v. 19, n 2, p 59-70, out, 2006.
- FABRO, A. T.; LINDEMANN, C.; VIEIRA, S. C. Utilização de sacolas plásticas em supermercados. **Revista ciências do ambiente on-line**, v.3, n.1, p.15-23, fev, 2007.
- FERREIRA, D. C. M. **Desenvolvimento de embalagens sustentáveis a partir de subprodutos agroindustriais.** 2018. 216 f. Dissertação (Programa de Pós-graduação em Ciência e Tecnologia de Alimentos) - Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri, Diamantina, 2018.

- FERREIRA, M. C.; SILVA, J. S. G. **Embalagens biodegradáveis: um estudo sobre as vantagens e desvantagens no setor de alimentos.** 2019. 12 f. 7º Simposio Design Sustentável - IFSC Campus Florianópolis, Recife, 2019.
- GONÇALVES, P. M. **Nanocelulose aplicada à área de alimentos.** 2022. 59 f. Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Química) - Universidade Federal do Rio de Janeiro, Macaé, 2022.
- KOIKE, A. C. R. Composto bioativos em flores comestíveis processadas por radiação. 2015. 124 f. Tese de Doutorado (Doutorado em Ciências na área de Tecnologia Nuclear) – Instituto de Pesquisas Energéticas e Nucleares, São Paulo 2015.
- MACHADO, DANIELLE SANTANA; ARAUJO, CINTHYA DUARTE; NOVAIS, ANTÔNIA AÇUCENA SILVA; OTAVIANO, DIVINO JOSÉ; BASTOS, ERNANE GERRE PEREIRA; **Produção de um bioplástico a partir da Fécula da Mandioca com propriedades antifúngicas.** Brazilian Journal of Development, Curitiba, v. 9, n. 2, p. 8106-8111, feb.,2023.
- MALLMANN, L. P. **Extração de antocianinas a partir de casca de berinjela (*Solanum melongena*).** 2011. 48 f. Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Engenharia de Alimentos) – Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2011.
- MALLMANN, L. P. **Extração de antocianinas a partir de casca de berinjela (*Solanum melongena*).** 2011. 48 f. Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Engenharia de Alimentos) – Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2011.
- PEREIRA, A. L. S. **Extração de nanocelulose de fibras vegetais.** 2010. 54 f. Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Engenharia Química) – Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2010.
- PEREIRA, A. L. S.; CORDEIRO, E. M. S.; NASCIMENTO, D. M.; MORAIS, J. P. S.; SOUSA, M. S. M.; ROSA, M. F.; **Extração e caracterização de nanocelulose de fibras do pseudocaule da bananeira.** V Congresso Norte-Nordeste de Pesquisa e Inovação, Maceió, Alagoas, 2010.
- SAVIGNON, L. T.; GONÇALVEZ, V. L. **Estudo de viabilidade técnica e econômica da produção de nanocelulose.** 2016. 82 f. Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Engenharia Química) - Escola de Engenharia da Universidade Federal Fluminense, Niterói, 2016.

- **SILVA, LAURA CARVALHO DA; DIAS, ÍTALO VIEIRA; Comparação visual de bioplástico de amido de milho com e sem adição de nanocelulose do pseudocaule de bananeira.** Ifes Ciências, v. 10, n. 1, p. 01-08, 2024.
- **SILVA, P.A; MELO, W. S; CUNHA, R. L; CUNHA, E. F. M; LOPES, A. S; PENA, R. S. Obtenção e caracterização das féculas de três variedades de mandioca produzidas no estado do Pará.** XIX Congresso Brasileiro de Engenharia Química. Búzios, Rio de Janeiro, 2012.
- **TEIXEIRA, S.C.; SOARES, N. F. F; STRINGHETA, P. C.; Desenvolvimento de embalagens inteligentes com alteração colorimétrica incorporadas com antocianinas: uma revisão crítica.** Brazilian Journal of Food Technology, 2021.