



**UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ**  
**CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS**  
**DEPARTAMENTO DE ENGENHARIA DE ALIMENTOS**  
**CURSO DE GRADUAÇÃO EM ENGENHARIA DE ALIMENTOS**

**AIDA AGUILERA INFANTE NETA**

**PRODUÇÃO DE CELULOSE BACTERIANA A PARTIR DO HIDROLISADO DA  
CASCA DE MARACUJÁ**

**FORTALEZA**  
**2026**

AIDA AGUILERA INFANTE NETA

PRODUÇÃO DE CELULOSE BACTERIANA A PARTIR DO HIDROLISADO DA CASCA  
DE MARACUJÁ

Monografia apresentada ao curso de Engenharia de Alimentos do Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal do Ceará, como requisito parcial à obtenção do título de Engenheiro de Alimentos.

Orientador: Prof. Dr. Tiago Lima de Albuquerque.

FORTALEZA

2026

AIDA AGUILERA INFANTE NETA

PRODUÇÃO DE CELULOSE BACTERIANA A PARTIR DO HIDROLISADO DA CASCA  
DE MARACUJÁ

Trabalho de Conclusão de Curso submetido ao  
Curso de graduação em Engenharia de  
Alimentos do Centro de Ciências Agrárias da  
Universidade Federal do Ceará, como requisito  
parcial à obtenção do título de Engenheiro de  
Alimentos.

Aprovada em: 19/01/2026.

BANCA EXAMINADORA

---

Prof. Dr. Tiago Lima de Albuquerque (Orientador)  
Universidade Federal do Ceará (UFC)

---

Prof. Dr. Ítalo Waldimiro Lima de França  
Universidade Federal do Ceará (UFC)

---

Prof. Me. Alan Portal D’Almeida  
Instituto Federal do Ceará (IFCE – Campus Quixadá)

A Deus, por ser meu suporte inabalável. Aos meus pais, Sandra e Pedro, por todo carinho e apoio incondicional e aos meus irmãos, pela presença em cada fase e por sempre acreditarem em mim.

## AGRADECIMENTOS

Agradeço, primeiramente, a Deus por ter guiado meu caminho, fortalecido minha fé e me sustentado em todos momentos. Durante esta jornada, consegui me conectar ainda mais com Ele, encontrando determinação para continuar. Nada disso seria possível sem a presença Dele.

Aos meus pais, Sandra e Pedro, pelo apoio constante, pelas palavras de incentivo e pelo cuidado diário. Vocês sempre foram exemplo de esforço, honestidade e humildade, e tiveram papel fundamental na minha trajetória acadêmica e pessoal. Sou profundamente grata por acreditarem em mim desde o início.

Ao meu irmão, Jorge, pela parceria. Obrigada por ter estado ao meu lado nos momentos bons e, especialmente, nos difíceis, por me ouvir quando eu precisava desabafar e por me aconselhar com sinceridade.

À minha irmã Isabel, que, apesar de viver em Cuba, nunca deixou de me incentivar e demonstrar carinho.

À minha cachorra Senna, minha companheira discreta que me acompanhou durante os dias de estudo e nos momentos de cansaço.

Aos meus amigos, pela compreensão e companheirismo durante esses anos. Vocês fizeram com que a jornada fosse menos solitária e muito mais especial.

Aos meus professores, que tiveram um papel fundamental na minha formação acadêmica e pessoal. Cada um, de sua forma, deixou sua marca na minha trajetória.

Ao Alan, pelo apoio no âmbito acadêmico e no pessoal. Desde o começo da minha jornada no laboratório com processos de fermentação, ele esteve presente, me guiando, compartilhando conhecimentos, esclarecendo dúvidas, detalhando aspectos técnicos e, além disso, fornecendo conselhos que me proporcionaram segurança em momentos em que tudo ainda parecia novo.

Ao professor Ítalo, pelas contribuições acadêmicas durante a minha graduação, sendo um dos docentes que mais contribuíram para a construção dos meus conhecimentos na área.

Em especial, ao meu orientador, Tiago Albuquerque, com quem tenho a honra de compartilhar essa jornada desde 2023. Tiago confiou em mim quando eu ainda estava começando no mundo da pesquisa, orientou meus primeiros passos no laboratório com

paciência e contribuiu para meu crescimento acadêmico. Agradeço imensamente por todo o tempo dedicado a mim e pelas orientações atenciosas.

À banca avaliadora, pela disponibilidade, pelas contribuições e pelo tempo dedicado ao aprimoramento deste trabalho.

A todos que contribuíram de alguma forma para esta jornada, expresso minha eterna gratidão. Este trabalho é fruto de muito empenho, mas também da presença e do suporte de todos vocês.

“Esforça-te, e tem bom ânimo; não temas, nem te espantes, porque o Senhor, teu Deus, é contigo por onde quer que andares.”  
(Josué 1:9).

## RESUMO

A valorização de resíduos agroindustriais tem potencial de representar uma alternativa sustentável para produção de biopolímeros, dentre outros bioprodutos. A casca de maracujá (CM), rica em celulose (48,03%) e hemicelulose (20,8%), pode ser hidrolisada para liberação de açúcares fermentescíveis, como glicose e xilose, tornando o seu hidrolisado (HCM) um substrato promissor em processos biotecnológicos. Entre os potenciais bioprodutos obtidos, pode-se destacar a celulose bacteriana (CB), material de alta biocompatibilidade, cuja produção depende, dentre outros fatores, da disponibilidade de carbono, e de fontes adequadas de nitrogênio para o metabolismo microbiano. Nesse contexto, este trabalho teve como objetivo avaliar o potencial do HCM como fonte de carbono para a produção de CB. Para isso, a CM foi submetida à hidrólise ácida com  $\text{H}_2\text{SO}_4$  diluído (0,71 M, 121 °C, 22 min), seguida de detoxificação por ajuste de pH com  $\text{Ca}(\text{OH})_2$  e tratamento com carvão ativado, resultando em HCM contendo elevados teores de açúcares fermentescíveis. A fermentação foi conduzida utilizando uma cultura simbiótica de bactérias e leveduras (SCOBY) em cultivo estático a 28 °C por 14 dias, sendo analisado o efeito de diferentes fontes de nitrogênio (peptona, extrato de levedura, nitrato de sódio e sulfato de amônio) sobre o rendimento do biopolímero obtido. Após síntese, as celulosas foram purificadas com hidróxido de sódio (NaOH) 0,5 M e avaliou-se também um segundo tratamento combinado com peróxido de hidrogênio ( $\text{H}_2\text{O}_2$ ) a 3%. O maior rendimento de CB (0,081 g/mL de meio) foi obtido com o uso de sulfato de amônio, enquanto o nitrato de sódio promoveu a maior remoção de impurezas (redução de massa de 77,51%). As análises estruturais e morfológicas (FTIR, XPS, DRX e MEV) indicaram elevada cristalinidade, eficiente remoção de lignina e formação de uma rede nanofibrilar porosa. Ensaio térmico (TGA) demonstraram estabilidade térmica até 300 °C, e os ensaios de biodegradação indicaram perda de massa de 26% após 42 dias em solo natural, confirmando a compatibilidade ambiental. Os resultados indicam que o HCM é um substrato eficiente e de baixo custo para a síntese de CB, em consonância com os princípios de valorização de resíduos. A CB obtida apresenta elevado potencial como biomaterial sustentável para aplicações em embalagens de alimentos, estruturas de suporte biomédicas e outros usos tecnológicos de alto valor agregado.

**Palavras-chave:** Biomateriais sustentáveis; Casca de maracujá; Celulose bacteriana; Resíduos agroindustriais.

## ABSTRACT

The valorization of agro-industrial residues has the potential to represent a sustainable alternative for the production of biopolymers, among other bioproducts. Passion fruit peel (PFP), which is rich in cellulose (48.03%) and hemicellulose (20.8%), can be hydrolyzed to release fermentable sugars such as glucose and xylose, making its hydrolysate (PFPH) a promising substrate for biotechnological processes. Among the potential bioproducts obtained, bacterial cellulose (BC) stands out due to its high biocompatibility, whose production depends, among other factors, on carbon availability and suitable nitrogen sources for microbial metabolism. In this context, this study aimed to evaluate the potential of PFPH as a carbon source for BC production. For this purpose, PFP was subjected to dilute sulfuric acid hydrolysis (0.71 M H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>, 121 °C, 22 min), followed by detoxification through pH adjustment with Ca(OH)<sub>2</sub> and treatment with activated carbon, resulting in a hydrolysate containing high levels of fermentable sugars. Fermentation was carried out using a symbiotic culture of bacteria and yeasts (SCOBY) under static conditions at 28 °C for 14 days, and the effect of different nitrogen sources (peptone, yeast extract, sodium nitrate, and ammonium sulfate) on biopolymer yield was evaluated. After synthesis, the celluloses were purified with 0.5 M sodium hydroxide (NaOH), and a second combined treatment with 3% hydrogen peroxide (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>) was also assessed. The highest BC yield (0.081 g/mL of medium) was obtained using ammonium sulfate, while sodium nitrate promoted the greatest removal of impurities (77.51% mass reduction). Structural and morphological analyses (FTIR, XPS, XRD, and SEM) indicated high crystallinity, efficient lignin removal, and the formation of a porous nanofibrillar network. Thermal analyses (TGA) demonstrated thermal stability up to 300 °C, and biodegradation tests indicated a mass loss of 26% after 42 days in natural soil, confirming environmental compatibility. The results indicate that PFPH is an efficient and low-cost substrate for BC synthesis, in accordance with waste valorization principles. The obtained BC shows high potential as a sustainable biomaterial for applications in food packaging, biomedical scaffolds, and other high value-added technological uses.

**Keywords:** Sustainable biomaterials; Passion fruit peel; Bacterial cellulose; Agro-industrial residues.

## LISTA DE FIGURAS

Figura 1 – Materiais energéticos utilizados nos países membros da OCDE em 2017 (em toneladas per capita). .....	17
Figura 2 – Representação esquemática da estrutura lignocelulósica da parede celular vegetal, evidenciando a organização da celulose, hemicelulose e lignina. ....	19
Figura 3 – Estrutura anatômica do fruto do maracujazeiro ( <i>Passiflora edulis</i> ), destacando epicarpo, mesocarpo e endocarpo.....	21
Figura 4 – Participação percentual das principais culturas agrícolas no estado do Ceará.....	22
Figura 5 – Representação esquemática da valorização da casca de maracujá para a obtenção de celulose bacteriana por fermentação utilizando SCOBY.....	31
Figura 6 – Composição química da biomassa da casca de maracujá ( <i>Passiflora edulis</i> ) – HCM, apresentando os percentuais de celulose, hemicelulose, lignina, extrativos e cinzas. As barras de erro representam os desvios-padrão obtidos a partir de análises em triplicata. ....	40
Figura 7 - Aparência visual da celulose bacteriana (CB) em diferentes etapas de purificação: (A) CB após a fermentação; (B) CB após tratamento com NaOH 0,5 M; e (C) CB após tratamento com NaOH 0,5 M e H <sub>2</sub> O <sub>2</sub> a 3% (úmida). ....	46
Figura 8 - Microscopia eletrônica de varredura (MEV) da celulose bacteriana produzida a partir do hidrolisado da casca de maracujá (CB-HCM) e tratada com NaOH 0,5 M e H <sub>2</sub> O <sub>2</sub> a 3%. (A) Morfologia superficial com ampliação de 10.000×. (B) Morfologia superficial em diferente ampliação.....	47
Figura 9 – Espectros de XPS (região C 1s) da celulose bacteriana em diferentes etapas de purificação: (A) CB-HCM sem purificação; (B) CB purificada com NaOH; e (C) CB purificada com NaOH seguida de peróxido de hidrogênio a 3%. ....	49
Figura 10 – Espectros de FTIR da CB-HCM antes e após os tratamentos químicos. A linha preta representa a celulose sem tratamento, a linha vermelha corresponde à celulose tratada com NaOH e a linha azul representa a celulose tratada com NaOH e H <sub>2</sub> O <sub>2</sub> . ....	53
Figura 11 – Difratoogramas de raios X (DRX) da CB-HCM tratado sob diferentes condições. (A) Comparação dos difratogramas de DRX: celulose sem tratamento (A1), tratada com NaOH (A2) e tratada com NaOH + peróxido de hidrogênio (A3). (B) Difratoograma de DRX da amostra A2. (C) Difratoograma de DRX da amostra A3. ....	55
Figura 12 – Análise termogravimétrica (TGA) da CB-HCM sob diferentes condições: (A) celulose sem tratamento; (B) celulose tratada com NaOH; e (C) celulose tratada com NaOH seguida de peróxido de hidrogênio. ....	58

Figura 13 – Biodegradabilidade da CB-HCM após purificação com NaOH e H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>. .....61

## LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Comparação da composição de CM com outros resíduos lignocelulósicos relatados na literatura.....	24
Tabela 2 – Comparação das propriedades entre a celulose bacteriana e a celulose vegetal. ....	28
Tabela 3 – Produção de celulose bacteriana (CB) em meio contendo hidrolisado de casca de maracujá (HCM) com diferentes fontes de nitrogênio, após 14 dias de cultivo estático a 28 °C. ....	43
Tabela 4 – Comparação do tempo de degradação da celulose bacteriana e de polímeros industriais. ....	62

## LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

CB	Celulose Bacteriana
CM	Casca de Maracujá
DRX	Difração de Raios X
FAO	Organização das Nações Unidas para a Alimentação e Agricultura ( <i>Food and Agriculture Organization</i> )
FTIR	Espectroscopia no Infravermelho por Transformada de Fourier ( <i>Fourier Transform Infrared Spectroscopy</i> )
HCM	Hidrolisado da casca de maracujá
HMF	5-hidroximetilfurfural
HPLC	Cromatografia Líquida de Alta Eficiência ( <i>High Performance Liquid Chromatography</i> )
IBGE	Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística
IPCC	Painel Intergovernamental sobre Mudanças Climáticas ( <i>Intergovernmental Panel on Climate Change</i> )
IPEA	Instituto de Pesquisa Econômica Aplicada
MEV	Microscopia Eletrônica de Varredura
NREL	Laboratório Nacional de Energias Renováveis ( <i>National Renewable Energy Laboratory</i> )
OECD	Organização para a Cooperação e Desenvolvimento Econômico ( <i>Organisation for Economic Co-operation and Development</i> )
PAM	Pesquisa Agrícola Municipal
SCOBY	Cultura Simbiótica de Bactérias e Leveduras ( <i>Symbiotic Culture of Bacteria and Yeasts</i> )
TGA	Análise Termogravimétrica ( <i>Thermogravimetric Analysis</i> )
XPS	Espectroscopia de Fotoelétrons Excitados por Raios X ( <i>X-ray Photoelectron Spectroscopy</i> )

## SUMÁRIO

<b>1 INTRODUÇÃO</b> .....	<b>14</b>
<b>2 OBJETIVOS</b> .....	<b>16</b>
2.1 Objetivo geral.....	16
2.2 Objetivos específicos.....	16
<b>3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA</b> .....	<b>17</b>
3.1 Cenário global de sustentabilidade .....	17
3.2 Resíduos agroindustriais .....	18
3.3 Contexto brasileiro e potencial agroindustrial nacional .....	19
3.4 Caracterização do maracujá e sua relevância na cadeia agroindustrial .....	20
3.5 Casca de maracujá .....	23
3.6 Valorização de resíduos lignocelulósicos.....	24
3.7 Obtenção de bioprodutos a partir de resíduos agroindustriais .....	26
3.8 Celulose bacteriana .....	27
3.8.1 Estrutura e composição.....	27
3.8.2 Produção de CB .....	28
<b>4 MATERIAIS E MÉTODOS</b> .....	<b>34</b>
4.1 Preparação e caracterização da casca de maracujá .....	34
4.2 Preparação do inóculo.....	34
4.3 Hidrólise e detoxificação da CM .....	35
4.4 Produção de celulose bacteriana em HCM .....	35
4.5 Influência da adição de fontes de nitrogênio na produção de CB a partir do HCM..	36
4.6 Purificação da CB obtida a partir do HCM.....	36
4.7 Métodos analíticos e caracterização da celulose obtida .....	37
4.7.1 Análise do consumo do substrato e da formação do produto .....	37
4.7.2 Espectroscopia no Infravermelho por Transformada de Fourier (FTIR).....	37
4.7.3 Microscopia Eletrônica de Varredura (MEV) .....	37
4.7.4 Difração de Raios X (DRX).....	38
4.7.5 Análise Termogravimétrica (TGA) .....	38
4.7.6 Espectroscopia de Fotoelétrons de Raios X.....	38
4.7.7 Avaliação da biodegradabilidade da celulose bacteriana produzida a partir de HCM .....	38
<b>5 RESULTADOS E DISCUSSÃO</b> .....	<b>40</b>
5.1 Composição da Casca de Maracujá e seu potencial para a produção de açúcares fermentescíveis .....	40
5.2 Produção de Celulose Bacteriana a partir do HCM.....	42
5.3 Caracterização estrutural e química da celulose bacteriana purificada .....	48
5.3.1 Análise do consumo do substrato e da formação do produto .....	48

<b>5.3.2 Espectroscopia no Infravermelho por Transformada de Fourier (FTIR).....</b>	<b>52</b>
<b>5.3.3 Análise de cristalinidade por Difração de Raios X (DRX).....</b>	<b>54</b>
<b>5.3.4 Análise Termogravimétrica (TGA) .....</b>	<b>57</b>
<b>5.4 Biodegradabilidade da celulose produzida a partir do HCM .....</b>	<b>60</b>
<b>6 CONCLUSÃO.....</b>	<b>64</b>
<b>REFERÊNCIAS .....</b>	<b>65</b>

## 1 INTRODUÇÃO

O setor agroindustrial desempenha um papel fundamental na economia mundial, contribuindo de maneira significativa para o Produto Interno Bruto (PIB) de diversos países. Estima-se que o valor anual da produção agrícola global atinja aproximadamente USD 4,82 trilhões em 2025, com um aumento previsto de 3,44% entre 2025 e 2029 (Statista, 2025). Além disso, as exportações do setor agrícola já ultrapassaram USD 1,5 trilhão, o que reforça a importância econômica da cadeia produtiva. No entanto, esse avanço está acompanhado de desafios associados à gestão sustentável dos resíduos gerados em grande quantidade pelo setor agroindustrial (D’Almeida e Albuquerque, 2024; FAO, 2023).

Países como China, Índia e Brasil estão entre os maiores produtores e exportadores de commodities agrícolas, especialmente de culturas como milho, soja e trigo (Francischini et al., 2020). O maracujá (*Passiflora edulis*) destaca-se entre as frutas tropicais de grande importância econômica, com o Brasil respondendo por cerca de 90% da produção global (Kawakami et al., 2021). O processamento industrial da fruta para a fabricação de sucos e polpas produz uma grande quantidade de resíduos, principalmente a casca (CM), que corresponde aproximadamente 50% a 60% do peso total da fruta. Esse material contém quantidades significativas de celulose, hemicelulose, lignina e pectina, o que o torna um substrato promissor para o desenvolvimento de novos bioprodutos (Infante-Neta et al., 2024b; Santos et al., 2023; Teles et al., 2023).

A fração lignocelulósica da CM pode ser submetida a pré-tratamentos físicos, químicos ou enzimáticos, capazes de liberar açúcares fermentescíveis, como glicose e xilose (Albuquerque et al., 2023; Albuquerque et al., 2015). O uso de ácidos diluídos, por exemplo, reduz a cristalinidade da celulose e a resistência hemicelulósica, favorecendo a liberação desses monossacarídeos, que podem ser utilizados como fonte de carbono em processos fermentativos capazes de gerar combustíveis, insumos farmacêuticos, biomateriais e compostos químicos de maior valor agregado (Infante-Neta et al., 2024b; Santos et al., 2023; Teles et al., 2023; Pancholi et al., 2023; Albuquerque et al., 2014; Du et al., 2020; Eraso et al., 2024). Nesse cenário, o uso de hidrolisados lignocelulósicos em processos de bioconversão constitui um eixo fundamental das estratégias de biorrefinaria, reforçando ações voltadas para a bioeconomia circular.

A celulose bacteriana (CB) tem se destacado entre os diversos bioprodutos de interesse como uma alternativa à celulose vegetal. Esse material apresenta elevada pureza, alta cristalinidade, notável resistência mecânica, significativa capacidade de retenção de água, porosidade e biocompatibilidade (Mohite e Patil, 2014; Torres et al., 2012; Parchaykina et al., 2025). Essas propriedades favorecem seu uso em setores tecnológicos avançados, como

embalagens sustentáveis e engenharia biomédica (Girard et al., 2024; Wang et al., 2023). No entanto, a produção em grande escala ainda enfrenta limitações, principalmente devido ao alto custo das fontes de carbono geralmente utilizadas, como glicose e sacarose (Infante-Neta et al., 2024a).

Microrganismos do gênero *Komagataeibacter* são frequentemente utilizados na produção de CB, sintetizando-a a partir de diversas fontes de carbono, incluindo glicose, sacarose e frutose (Kawakami et al., 2021). Nesse contexto, o hidrolisado da casca de maracujá (HCM) se apresenta como uma opção de baixo custo e grande potencial, possuindo concentrações significativas de monossacarídeos provenientes das frações celulósica e hemicelulósica. Ademais, consórcios microbianos, como os encontrados no SCOBY (Cultura Simbiótica de Bactérias e Leveduras), usado na produção de kombucha, são capazes de metabolizar esses açúcares para sintetizar celulose bacteriana (CB) (Infante-Neta et al., 2024a; Infante-Neta et al., 2024b). Assim, o HCM pode atuar como um substrato abundante para esses microrganismos, promovendo práticas sustentáveis e auxiliando na economia circular.

Desse modo, o uso de resíduos agroindustriais, como a casca de maracujá, representa uma opção promissora para tornar a fabricação de celulose bacteriana mais sustentável e economicamente viável, apesar dos desafios tecnológicos e de padronização que ainda persistem em escala industrial. Nesse cenário, o estudo apresentado analisou a produção de celulose bacteriana através da fermentação do hidrolisado da casca de maracujá, com a finalidade de determinar os parâmetros fermentativos ideais para aumentar a produção e caracterizar as propriedades físico-químicas do biopolímero gerado, a fim de avaliar seu potencial de aplicação como biomaterial.

## 2 OBJETIVOS

### 2.1 Objetivo geral

Avaliar a produção de celulose bacteriana (CB) a partir do hidrolisado da casca de maracujá (HCM), incluindo as etapas de obtenção, fermentação, purificação e caracterização do material obtido, verificando seu potencial como biomaterial sustentável.

### 2.2 Objetivos específicos

- Caracterizar a composição química da casca de maracujá, determinando teores de celulose, hemicelulose, lignina, extrativos e cinzas.
- Realizar a hidrólise e a etapa de detoxificação do hidrolisado da casca de maracujá, removendo compostos inibitórios (ácidos orgânicos, fenóis, furfural e HMF).
- Avaliar a produção de celulose bacteriana utilizando HCM.
- Verificar a influência de diferentes fontes de nitrogênio na produção do biopolímero.
- Purificar a CB produzida, comparando o tratamento alcalino (NaOH) isolado e sua combinação com peróxido de hidrogênio (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>).
- Caracterizar estruturalmente e morfológicamente a CB obtida, empregando FTIR, MEV, DRX, TGA e XPS.
- Avaliar a biodegradabilidade da CB produzida, monitorando sua degradação em solo em um intervalo de tempo.

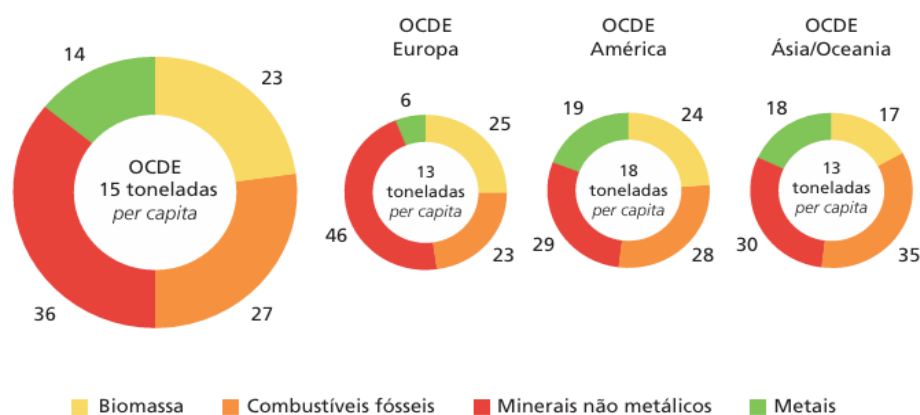
### 3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

#### 3.1 Cenário global de sustentabilidade

Nas últimas décadas, o debate mundial sobre sustentabilidade tem se intensificado, especialmente em relação aos impactos ambientais associados aos modelos tradicionais de produção e consumo. A FAO (Organização das Nações Unidas para a Alimentação e Agricultura) (2023) estima que aproximadamente 1,3 bilhão de toneladas de resíduos alimentares são gerados a cada ano, o que resulta em perdas de recursos naturais e eleva as emissões de gases de efeito estufa. Além disso, o relatório síntese do IPCC (Painel Intergovernamental sobre Mudanças Climática) (2023) aponta que os sistemas agroindustriais têm uma alta dependência de energia e insumos fósseis, mostrando a necessidade de transições estruturais para modelos circulares e de baixo carbono.

Segundo a OECD (Organização para a Cooperação e Desenvolvimento Econômico) (2022), a transição para modelos de bioeconomia, que se baseiam no uso de recursos renováveis e na valorização de resíduos, é uma estratégia fundamental para reduzir os impactos ambientais e diminuir a dependência de insumos fósseis. Geissdoerfer et al. (2017) destacam que a utilização de biomassas subutilizadas em novas rotas produtivas é considerada uma alternativa com potencial para agregar valor a materiais anteriormente descartados. Dados da OECD em 2017 (Figura 1) evidenciam que o consumo de materiais globalmente ainda é majoritariamente baseado em recursos não renováveis, como combustíveis fósseis e minerais, o que reforça a urgência da transição para modelos produtivos mais sustentáveis.

Figura 1 – Materiais energéticos utilizados nos países membros da OCDE em 2017 (em toneladas per capita).



Fonte: IPEA (2023).

Pesquisas recentes apontam que os sistemas alimentares, incluindo as etapas de produção, processamento, transporte e descarte de resíduos, são responsáveis por cerca de 34%

das emissões globais de gases de efeito estufa (FAO, 2021). Desse modo, a gestão inadequada de resíduos orgânicos representa um problema ambiental e uma perda considerável de recursos com potencial de serem reintegrados às cadeias produtivas. Assim, o aproveitamento de resíduos agroindustriais é um método estratégico para reduzir emissões, otimizar a utilização de matérias-primas e contribuir para a sustentabilidade dos sistemas produtivos em escala global (Kirchherr et al., 2017).

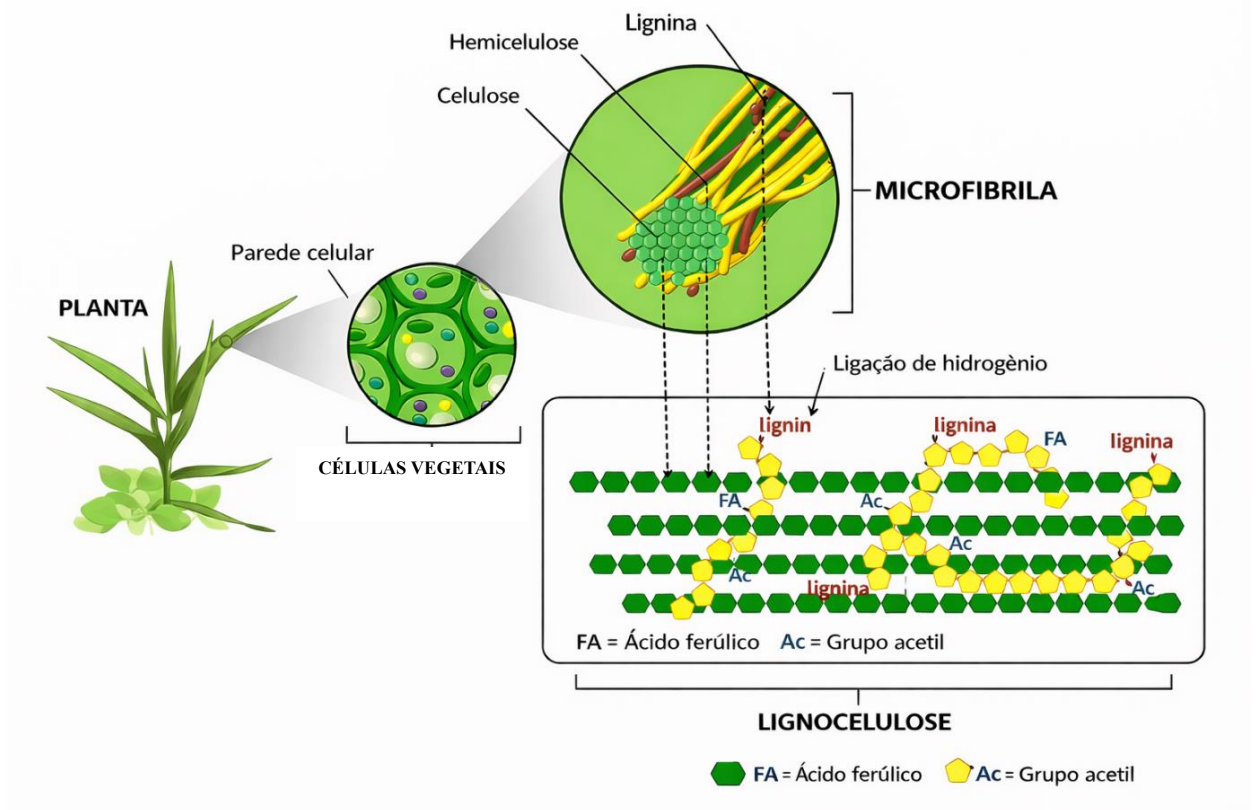
A agroindústria é um dos setores prioritários para a implementação de estratégias para reduzir impactos ambientais, devido à grande produção de subprodutos com alta concentração de matéria orgânica. Estudos indicam que os resíduos produzidos no processamento de frutas possuem uma composição majoritariamente lignocelulósica, uma vez que possuem carboidratos estruturais que podem ser transformados em produtos de maior valor agregado (Ashokkumar et al., 2022; Saravanan et al., 2023; Segers et al., 2024). Dessa forma, o uso desses resíduos como matéria-prima em biorrefinarias favorece o aproveitamento integral da biomassa e fortalece abordagens produtivas alinhadas aos princípios da bioeconomia.

### **3.2 Resíduos agroindustriais**

Os resíduos agroindustriais podem ser classificados como de origem animal, vegetal ou mista, dependendo de sua origem. Dentre esses, os resíduos de origem vegetal constituem a fração mais abundante, sendo proveniente do processamento de frutas, cereais, oleaginosas e culturas industriais, abrangendo materiais como cascas, bagaços, sementes e fibras, que representam uma parte significativa da biomassa inicial e são produzidos em grandes quantidades pelas agroindústrias alimentícias (Shafiei-Alavijeh et al., 2024).

Os resíduos vegetais possuem uma composição química característica das biomassas lignocelulósicas, sendo compostos principalmente por celulose, hemicelulose e lignina, além de pectinas, açúcares residuais e compostos bioativos, o que proporciona a esses materiais um alto potencial para processos de conversão, uma vez que os polissacarídeos da estrutura podem ser desestruturados e convertidos em açúcares fermentescíveis e outros intermediários relevantes (Shafiei-Alavijeh et al., 2024). Nesse contexto, a estrutura dos principais componentes da biomassa lignocelulósica é apresentada na Figura 2, que mostra a disposição da celulose, hemicelulose e lignina na parede celular vegetal.

Figura 2 – Representação esquemática da estrutura lignocelulósica da parede celular vegetal, evidenciando a organização da celulose, hemicelulose e lignina.



Fonte: Adaptado de Ribeiro et al., 2016.

Embora os resíduos vegetais apresentem esse potencial, uma quantidade considerável desses ainda é direcionada a aplicações de baixo valor agregado ou ao descarte impróprio, o que pode causar impactos ambientais relacionados ao aumento da carga orgânica e à decomposição. Desse modo, a valorização de resíduos agroindustriais é uma estratégia de grande potencial nos princípios da economia circular, pois incentiva a reintegração desses materiais nas cadeias produtivas como matérias-primas renováveis, diminuindo a dependência de recursos fósseis e otimizando a utilização da biomassa (Bhatia et al., 2020).

### 3.3 Contexto brasileiro e potencial agroindustrial nacional

No Brasil, a produção agroindustrial gera resíduos de forma contínua ao longo das cadeias produtivas, especialmente na etapa de processamento das matérias-primas agrícolas. Devido ao volume produzido e aos efeitos relacionados à sua destinação imprópria, esses materiais, que costumavam ser destinados a práticas de descarte ou reaproveitamento limitado, têm recebido cada vez mais atenção (Mutjaba et al., 2023).

Segundo a Embrapa (2022), resíduos como casca de maracujá, casca de coco e bagaço de cana-de-açúcar se destacam pela ampla disponibilidade no país e pelo baixo custo,

características que favorecem seu uso como matérias-primas alternativas. Estudos realizados com bagaço de cana-de-açúcar indicam que, após tratamentos prévios adequados, ocorre uma liberação de açúcares fermentescíveis, demonstrando sua ampla aplicação em processos biotecnológicos (Rabelo et al., 2011; Chandel et al., 2018). Infante-Neta et al. (2024b) afirmam que os resíduos de maracujá possuem elevadas quantidades de celulose e hemicelulose, tornando-os adequados para aplicações biotecnológicas. De maneira complementar, Francischini et al. (2020) mostraram que é possível utilizar todos os compostos da casca do maracujá em rotas sustentáveis, enquanto Santos et al. (2023) destacaram que a liberação de açúcares fermentescíveis a partir dessa biomassa é favorecida por diferentes pré-tratamentos.

A valorização de resíduos agroindustriais no Brasil é uma estratégia relevante em termos ambientais e tecnológicos. No entanto, a partir da variedade de biomassas disponíveis no país, torna-se necessário avaliar materiais que se caracterizem pela alta disponibilidade, composição favorável e importância produtiva no âmbito regional. Dessa forma, resíduos gerados pelo processamento de frutas tropicais, como o maracujá, apresentam potencial para usos biotecnológicos, o que justifica a realização de estudos das cadeias produtivas no âmbito nacional (Santos et al., 2022).

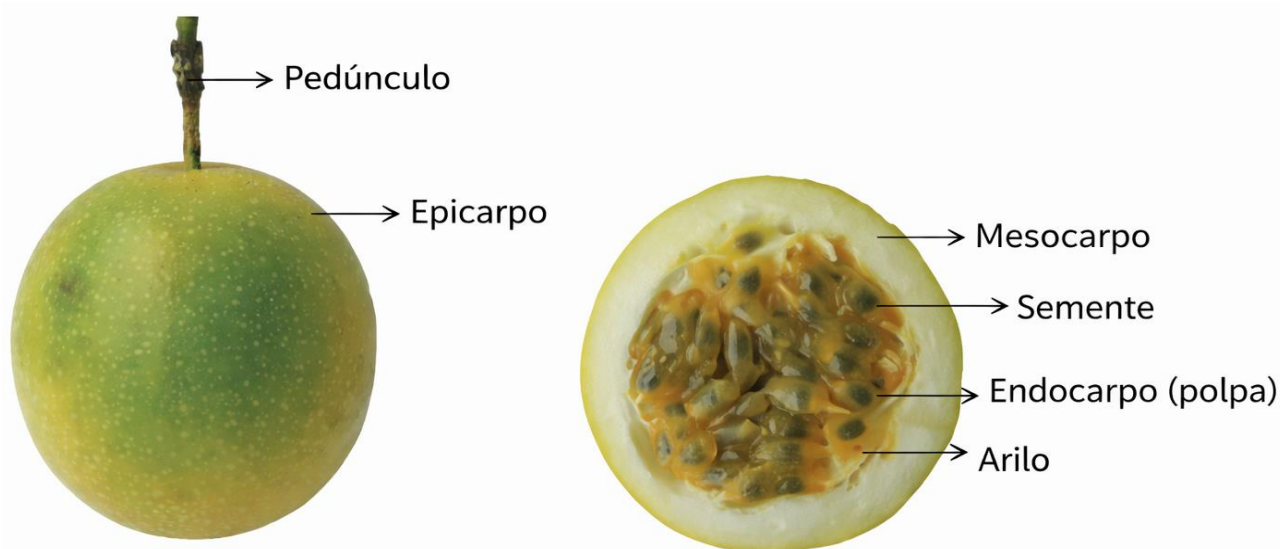
### **3.4 Caracterização do maracujá e sua relevância na cadeia agroindustrial**

O maracujá é um fruto proveniente de espécies do gênero *Passiflora*, da família *Passifloraceae*, que inclui diversas espécies, principalmente em áreas de clima tropical e subtropical. Nesse contexto, esse gênero apresenta grande importância econômica no âmbito agrícola, especialmente em países como o Brasil, que possui condições edafoclimáticas propícias para o crescimento do maracujazeiro e abriga uma grande diversidade genética dessas espécies (Zeraik et al., 2010; Freitas, 2018). Essas características colocam o país entre os principais centros de produção da cultura do maracujá.

O cultivo do maracujazeiro é caracterizado por um ciclo curto, rápido desenvolvimento dos frutos e um período de colheita prolongado durante o ano. Esses fatores favorecem sua exploração comercial em sistemas agrícolas intensivos e contribuem para sua ampla adoção por pequenos e médios produtores. Os frutos possuem morfologia variável de acordo com a espécie, com formato principalmente ovóide, casca amarelada quando maduros e polpa com sabor ácido a ácido-adocicado. Além disso, apresentam características sensoriais marcantes, como um aroma forte, e alto valor nutricional, uma vez que são ricos em vitamina C, minerais e compostos bioativos (Coelho et al., 2016; Campos e Santos, 2011).

O fruto do maracujazeiro (Figura 3) apresenta um pericarpo bem definido, composto pelo epicarpo, que corresponde à casca externa, pelo mesocarpo, uma camada intermediária de natureza esponjosa e rica em fibras, e pelo endocarpo, que envolve as sementes e constitui a parte comestível, denominada polpa ou arilo. No maracujá-amarelo, a casca é formada principalmente pelo flavedo (epicarpo), de coloração verde a amarela e rico em carotenoide e vitaminas, e pelo albedo (mesocarpo), camada interna branca caracterizada por elevados teores de celulose, hemicelulose e lignina, além de compostos fenólicos, o que confere a essa fração elevado potencial para aplicações biotecnológicas após a realização de pré-tratamentos adequados (Cazarin et al., 2014; Kumar et al., 2016; Infante-Neta et al., 2024b).

Figura 3 – Estrutura anatômica do fruto do maracujazeiro (*Passiflora edulis*), destacando epicarpo, mesocarpo e endocarpo.



Fonte: Adaptado de Jesus et al. (2017).

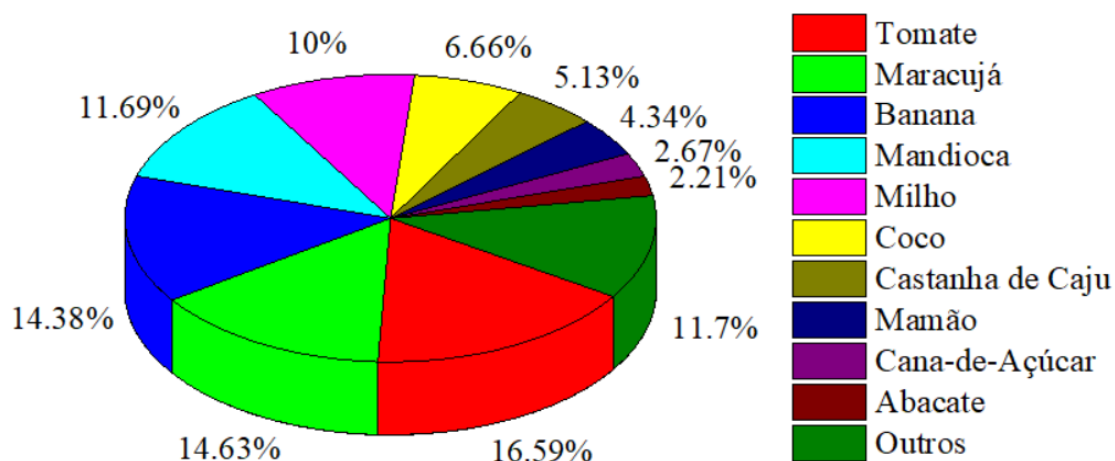
Entre as espécies cultivadas comercialmente, destacam-se o maracujá-amarelo (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa*), o maracujá-roxo (*Passiflora edulis*) e o maracujá-doce (*Passiflora alata*). Dentre essas, o maracujá-amarelo se destaca no cenário produtivo como a espécie mais utilizada pela agroindústria devido à sua alta produtividade, maior rendimento de suco e alta conformidade com os requisitos do processamento industrial. Assim, caracteriza-se por ser uma espécie nativa do Brasil, bem adaptada a ambientes tropicais, que mostra um bom desempenho agrônomo quando exposta a práticas de manejo adequadas, como adubação balanceada e controle fitossanitário (Freitas, 2018).

A maior parte da produção de maracujá é destinada para a obtenção de polpa e suco concentrado, que são direcionados ao mercado interno e à exportação. Esse tipo de processamento gera uma grande quantidade de resíduos sólidos, especialmente cascas e

sementes, que podem corresponder a mais da metade da massa total do fruto. Devido ao seu extenso uso industrial, o maracujá-amarelo gera a maior parte dos resíduos ao longo da cadeia produtiva, principalmente cascas, o que proporciona um alto potencial para a utilização integral da matéria-prima e a valorização de subprodutos, alinhando-se aos princípios da sustentabilidade, economia circular e desenvolvimento de processos biotecnológicos (López-Vargas et al., 2013).

No contexto regional, o Ceará se destaca na fruticultura do Nordeste, particularmente na produção de maracujá, uma cultura adaptada às condições climáticas do semiárido. De acordo com dados da Pesquisa Agrícola Municipal (PAM) do IBGE (2023), o Ceará produziu 154.167 toneladas de maracujá, cultivadas em cerca de 6.655 hectares, com um rendimento médio de 23,17 t/ha. Nesse contexto, o estado se tornou o segundo maior produtor nacional dessa fruta, ficando atrás apenas da Bahia (253.857 toneladas). Esses dados destacam a relevância da região Nordeste, responsável por mais de 60% da produção de maracujá no Brasil, ressaltando a importância estratégica do Ceará no cenário produtivo (IBGE, 2023). Essa cadeia produtiva tem grande relevância socioeconômica, pois o cultivo do maracujá está associado à agricultura familiar e à presença de polos agroindustriais dedicados ao processamento de sucos e polpas, o que contribui para a geração de renda e o fortalecimento da economia local (Embrapa, 2022; Santos, 2021). Assim, a importância do maracujá na agricultura cearense pode ser observada em termos de valor da produção, figurando entre as principais culturas do estado, conforme dados da Pesquisa Agrícola Municipal (IBGE, 2023), cuja distribuição percentual está apresentada no Figura 4.

Figura 4 – Participação percentual das principais culturas agrícolas no estado do Ceará.



Fonte: Elaborado pela autora a partir de dados da Pesquisa Agrícola Municipal – IBGE (2023).

O crescimento da produção de maracujá no estado está associado à elevada geração de resíduos agroindustriais, especialmente na etapa de processamento do fruto. Santos (2021) indica que apenas a polpa é utilizada na fabricação de sucos e derivados, enquanto a casca e as sementes acabam sendo descartadas. Estudos mostram que a casca do maracujá compõe cerca de 50% da massa total do fruto, já as sementes representam em torno de 10 a 15%, resultando em uma fração residual superior a 60% da biomassa total (Francischini et al., 2020). Considerando a produção registrada no Ceará, com 154.167 toneladas em 2023 (IBGE, 2023), estima-se a geração anual de aproximadamente 77 mil toneladas de casca de maracujá, o que demonstra a ampla disponibilidade dessa biomassa residual.

### **3.5 Casca de maracujá**

Devido ao alto volume de maracujá processado no Brasil para o mercado interno e para exportação, a produção de resíduos sólidos ao longo da cadeia agroindustrial é significativa, especialmente nas indústrias de suco, que geram principalmente cascas e sementes. Nesse contexto, destaca-se a necessidade de alternativas tecnológicas que permitam a destinação adequada e a valorização desses resíduos, objetivando reduzir os impactos ambientais e aumentar o aproveitamento de biomassas com potencial biotecnológico (Coelho et al., 2016).

Atualmente, esses resíduos são pouco aproveitados e muitas vezes descartados de maneira imprópria, o que pode prejudicar o ecossistema local. Quando descartados sem o devido tratamento, eles aumentam a carga orgânica e processos de degradação ambiental devido à sua alta umidade e presença de açúcares fermentescíveis (Zhao et al., 2023). Apesar de uma parte desse material ser direcionada a aterros sanitários ou usada como ração animal ou composto orgânico, seu uso em processos industriais e biotecnológicos ainda é pouco explorado (Blaszcyk et al., 2021).

A casca de maracujá (CM) apresenta elevada quantidade de polímeros estruturais de origem vegetal, como celulose, hemicelulose e lignina, além de pectina e outros polissacarídeos, sendo que a proporção varia de acordo com a espécie vegetal e as condições de cultivo e processamento (Infante-Neta et al., 2024b). Nesse contexto, a Tabela 1 apresenta uma comparação da composição química da casca de maracujá com outros resíduos lignocelulósicos amplamente citados na literatura, destacando o potencial da casca de maracujá como fonte de polímeros estruturais de interesse biotecnológico.

Tabela 1 – Comparação da composição de CM com outros resíduos lignocelulósicos relatados na literatura.

Relatórios de biomassa lignocelulósica	Componentes da biomassa (%)					Referências
	Celulose	Hemicelulose	Lignina total	Extraíveis	Cinzas	
CM	48.03 ± 0.50	20.80 ± 0.90	12.29	17.47 ± 0.70	1.75 ± 0.58	(Infante-Neta et al., 2024b).
CM	51.99 ± 2.05	18.93 ± 0.82	13.54	26.33 ± 2.02	0.14 ± 0.00	(Teles et al., 2023)
Bagaço de cana de açúcar	45.28	22.13	22.39	7.11	1.01	(Yao et al., 2015)
Casca de arroz	22.6	33.7	19.5	9.0	-	(Shi et al., 2013)
Casca de café	30.9 ± 1.9	28.5 ± 2.4	22.2 ± 0.9	18.9 ± 1	5.4 ± 0.5	(Gonçalves et al., 2021)
Palha de trigo	33.7 ± 1.62	19.1 ± 1.25	19.8 ± 1.50	-	9.7 ± 0.09	(Zheng et al., 2018)
Casca de cacau	41.43 ± 0.17	14.15 ± 0.76	33.04 ± 0.66	-	-	(Hozman-Manrique et al., 2023)
Casca de milho	45.7	35.8	4.03	-	0.36	(Ibrahim et al., 2019)

Fonte: Adaptado de Infante-Neta et al. (2024b).

### 3.6 Valorização de resíduos lignocelulósicos

As estratégias de aproveitamento de resíduos agroindustriais podem ser divididas em três principais formas: energético, agrícola e biotecnológico. A valorização energética abrange a transformação da matéria orgânica em energia térmica, elétrica ou combustíveis, enquanto a agrícola está associada com a utilização dos resíduos como fertilizantes ou suplementos para alimentação animal. Apesar de serem frequentemente utilizadas, essas alternativas geralmente produzem produtos de baixo valor agregado e não utilizam completamente os componentes estruturais da biomassa, como celulose, hemicelulose e outros polissacarídeos (Yaashikaa et al., 2021).

As alternativas de valorização biotecnológica possibilitam a conversão seletiva dos componentes da biomassa em produtos de maior valor, como biopolímeros, enzimas, compostos bioativos e outros bioprodutos relevantes para a indústria. Essas estratégias aplicadas estão alinhadas com o segmento de biorrefinaria, que utiliza resíduos agroindustriais como matérias-primas renováveis para a produção de diversos produtos, aumentando a eficiência no uso de recursos e contribuindo para a sustentabilidade ambiental do processo produtivo (Segers et al., 2024).

A valorização de biomassas lignocelulósicas tem sido tradicionalmente associada a processos químicos tradicionais, que utilizam reagentes agressivos, altas temperaturas, pressões elevadas e catalisadores metálicos. Essas metodologias atuam na conversão da fração lignocelulósica em produtos químicos de interesse industrial, como açúcares, álcoois, ácidos orgânicos, sendo amplamente estudadas no segmento das biorrefinarias químicas (Cai et al., 2024; Chen et al., 2019).

Apesar das rotas químicas serem eficientes, sua utilização em ampla escala apresenta desafios ambientais e econômicos, como alto consumo de energia, produção de efluentes químicos e dependência de catalisadores metálicos, que estão associados aos custos de recuperação e regeneração. Assim, os meios químicos priorizam a conversão química direta da biomassa, sem promover a integração com processos biológicos posteriores, implicando em uma menor sustentabilidade e viabilidade em biorrefinarias integradas (Sai Bharadwaj et al., 2023). Diante disso, nota-se uma mudança gradual para aplicação de métodos biotecnológicos, uma vez que os pré-tratamentos químicos passam a atuar como condicionadores da matriz lignocelulósica. Dessa forma, utilizam-se pré-tratamentos mais suaves para obter a desestruturação parcial da biomassa e a liberação de polissacarídeos estruturais, resultando na produção de hidrolisados com alto teor de açúcares fermentescíveis (Kumar et al., 2016).

Os hidrolisados lignocelulósicos são fluxos líquidos resultantes da transformação dos polissacarídeos estruturais da biomassa lignocelulósica, principalmente celulose e hemicelulose, em açúcares solúveis, os quais podem ser usados como substratos em processos biotecnológicos. Devido à organização densa da parede celular vegetal e à presença de lignina, a biomassa lignocelulósica possui alta recalcitrância estrutural, tornando essencial a utilização de processos de pré-tratamento e hidrólise para possibilitar sua conversão (Woiciechowski et al., 2020). A produção de hidrolisados envolve a desestruturação da matriz lignocelulósica, seguida pela quebra das cadeias polissacarídicas em monossacarídeos fermentescíveis, sendo a hidrólise enzimática e a hidrólise ácida as rotas mais utilizadas, com a escolha do método dependendo do tipo de biomassa, do custo do processo e da aplicação final desejada (Zabed et al., 2016).

A hidrólise enzimática é fundamentada na ação de complexos enzimáticos, principalmente celulasas e hemicelulasas, que promovem a conversão seletiva da celulose e da hemicelulose em açúcares simples, mantendo condições ótimas de temperatura e pH. Nesse contexto, apesar dessa rota apresentar alta especificidade e produzir menos compostos inibitórios, seu uso em larga escala é limitado devido ao alto custo das enzimas e à necessidade de pré-tratamentos eficazes para melhorar a acessibilidade da celulose (Ethaiab et al., 2020).

A hidrólise ácida é um método tradicional e para a produção de hidrolisados a partir de biomassas lignocelulósicas, especialmente quando o objetivo é diminuir os custos operacionais e simplificar o processo. Nesse procedimento, ácidos minerais, como o ácido sulfúrico diluído, são utilizados para romper as ligações glicosídicas da hemicelulose e, em parte, da celulose, liberando monossacarídeos solúveis como glicose, xilose e outras pentoses (Woźniak et al., 2025).

Embora a hidrólise ácida seja eficaz na liberação de açúcares fermentescíveis, o uso de condições extremas de conversão aumenta a produção de compostos inibitórios no hidrolisado lignocelulósico, incluindo derivados de furanos, como furfural e 5-hidroximetilfurfural (HMF), ácidos orgânicos e compostos fenólicos resultantes de reações secundárias de desidratação e degradação de monossacarídeos. A composição final desses hidrolisados inclui açúcares como glicose, xilose e arabinose, além de subprodutos que inibem o crescimento microbiano, reduzem a eficiência fermentativa e afetam as vias metabólicas, o que compromete a produtividade de processos biotecnológicos subsequentes (Jönsson e Martín, 2016; Woźniak et al., 2025). Devido a esses efeitos, o controle das condições de hidrólise e o desenvolvimento de estratégias para erradicar ou reduzir inibidores têm sido amplamente estudados, destacando-se a adsorção com carvão ativado, um material com grande área superficial e afinidade por compostos orgânicos, com grande eficácia na remoção de furanos e fenóis do hidrolisado ácido (Infante-Neta et al., 2024b).

A eficácia de aplicação dos hidrolisados lignocelulósicos depende da via de hidrólise utilizada e da qualidade do hidrolisado produzido, principalmente em relação à concentração de açúcares e à presença de compostos inibitórios. Quando devidamente tratados, esses hidrolisados podem ser usados como substratos para a fabricação de bioprodutos de alto valor, integrando a valorização de resíduos lignocelulósicos e a sustentabilidade dos processos industriais (Santos et al., 2024).

### **3.7 Obtenção de bioprodutos a partir de resíduos agroindustriais**

As rotas biotecnológicas se destacam como alternativas com grande potencial, uma vez que utilizam microrganismos e sistemas enzimáticos que transformam os compostos orgânicos contidos nesses resíduos em produtos relevantes para a indústria, operando sob condições que geram menos impacto ambiental em comparação com as rotas químicas tradicionais (Kumar et al., 2016).

A fermentação possibilita a transformação de substratos ricos em carboidratos em diversos bioprodutos. Conforme o microrganismo e as condições operacionais implementadas, esses processos podem ser orientados para a fabricação de biocombustíveis (Cherubini, 2010), ácidos orgânicos (Sauer et al., 2008), enzimas (Khaswal et al., 2024) e biopolímeros (Koller et al., 2017), demonstrando a flexibilidade dessas rotas no âmbito das biorrefinarias. A eficácia dessas conversões depende da composição do substrato, da disponibilidade de nutrientes e do controle de fatores como pH, temperatura e oxigenação (Mussato et al., 2010).

Estudos recentes demonstram que os resíduos agroindustriais têm um alto potencial para serem usados como matérias-primas na produção de diversos bioprodutos. Resíduos com alto teor de carboidratos estruturais, especialmente os que possuem grandes frações de hemicelulose, têm sido amplamente estudados para a produção de biocombustíveis, como o etanol de segunda geração, além da produção de xilitol, um adoçante de alto valor comercial obtido pela fermentação da xilose presente em hidrolisados lignocelulósicos (Singh et al., 2024). Além disso, estudos indicam a obtenção de outros bioprodutos, como xilooligossacarídeos (Moure et al., 2006), biossurfactantes (Banat et al., 2021) e precursores para bioplásticos biodegradáveis (Koller et al., 2017), demonstrando o potencial de utilização integral da biomassa residual.

Nesse contexto, destaca-se também a obtenção de celulose bacteriana, um biopolímero microbiano que apresenta propriedades físico-químicas para aplicação industrial e biomédica (Liu et al., 2023). Na próxima seção, esse biomaterial é abordado de forma mais aprofundada.

## **3.8 Celulose bacteriana**

### ***3.8.1 Estrutura e composição***

A celulose bacteriana (CB) é um biopolímero extracelular produzido por bactérias acéticas, especialmente do gênero *Komagataeibacter*, com destaque para a espécie *Komagataeibacter xylinus*. Nesse contexto, diferente da celulose vegetal, a CB é formada unicamente por cadeias lineares de  $\beta$ -(1 $\rightarrow$ 4)-D-glicose, não apresentando em sua composição lignina, hemicelulose ou pectinas. A sua alta pureza erradica a necessidade de tratamentos químicos intensivos para a remoção de componentes não celulósicos, o que a torna um material de grande interesse para aplicações tecnológicas e biomédicas (Rosson et al., 2024).

Estruturalmente, a CB possui uma rede tridimensional composta por nanofibrilas bem organizadas, o que lhe confere um alto grau de cristalinidade, elevada resistência mecânica, ampla área superficial específica e alta capacidade de retenção de água. Essas características superam as encontradas na celulose vegetal e estão associadas ao processo de biossíntese extracelular das bactérias produtoras, em que as microfibrilas são secretadas e se auto-organizam durante o desenvolvimento microbiano (Lin et al., 2013; Jozala et al., 2016). Nesse contexto, a Tabela 2 apresenta uma comparação entre as principais propriedades da celulose bacteriana e da celulose vegetal.

Tabela 2 – Comparação das propriedades entre a celulose bacteriana e a celulose vegetal.

Propriedade	Celulose bacteriana	Celulose vegetal
<b>Origem</b>	Produzida por bactérias, especialmente <i>Komagataeibacter xylinus</i>	Derivada de plantas como algodão, madeira e bambu
<b>Pureza</b>	Alta pureza, isenta de lignina e hemicelulose	Contém lignina, hemicelulose e outros componentes
<b>Estrutura</b>	Rede tridimensional de nanofibrilas	Fibras organizadas em estruturas hierárquicas
<b>Cristalinidade</b>	Alta cristalinidade	Varia conforme a fonte e o tratamento
<b>Resistência mecânica</b>	Elevada resistência à tração (até cerca de 200 MPa)	Resistência variável (40–200 MPa), dependendo da fonte e do tratamento
<b>Propriedades de barreira</b>	Excelentes propriedades de barreira a gases e à umidade	Propriedades de barreira variáveis, geralmente inferiores às da celulose bacteriana

Fonte: Adaptado de Infante-Neta et al. (2024a).

Devido às suas propriedades físico-químicas e estruturais, a CB possui diversas aplicações, como no âmbito biomédico, sendo empregado em curativos e sistemas de liberação controlada de medicamentos, por conta de sua biocompatibilidade e habilidade de manter um ambiente úmido. Além disso, tem sido utilizada nas indústrias alimentícia, farmacêutica e de materiais, com a fabricação de filmes, membranas e hidrogéis (Infante-Neta et al., 2024a).

### 3.8.2 Produção de CB

A CB é majoritariamente produzida por meio de processos fermentativos em meio líquido, onde as bactérias sintetizam e liberam as microfibrilas de celulose para o meio

extracelular. Esses processos podem ser realizados em sistemas estáticos ou agitados, e cada configuração afeta diretamente a morfologia, o rendimento e as características do polímero produzido. Em cultivos estáticos, a celulose bacteriana se forma na interface entre o ar e o líquido, gerando uma película contínua e gelatinosa, enquanto em sistemas agitados, a celulose bacteriana é produzida na forma de partículas ou agregados irregulares (Chawla et al., 2009; Wang et al., 2019).

A eficácia da produção de CB está associada às condições operacionais do processo de fermentação. A composição do meio de cultivo, a fonte de carbono, o pH, a temperatura e a disponibilidade de oxigênio são fatores que afetam consideravelmente o crescimento microbiano e a taxa de biossíntese da celulose. Fontes de carbono como glicose, frutose e sacarose são frequentemente empregadas devido à sua fácil assimilação pelas bactérias produtoras (Chawla et al., 2009; Lin et al., 2013).

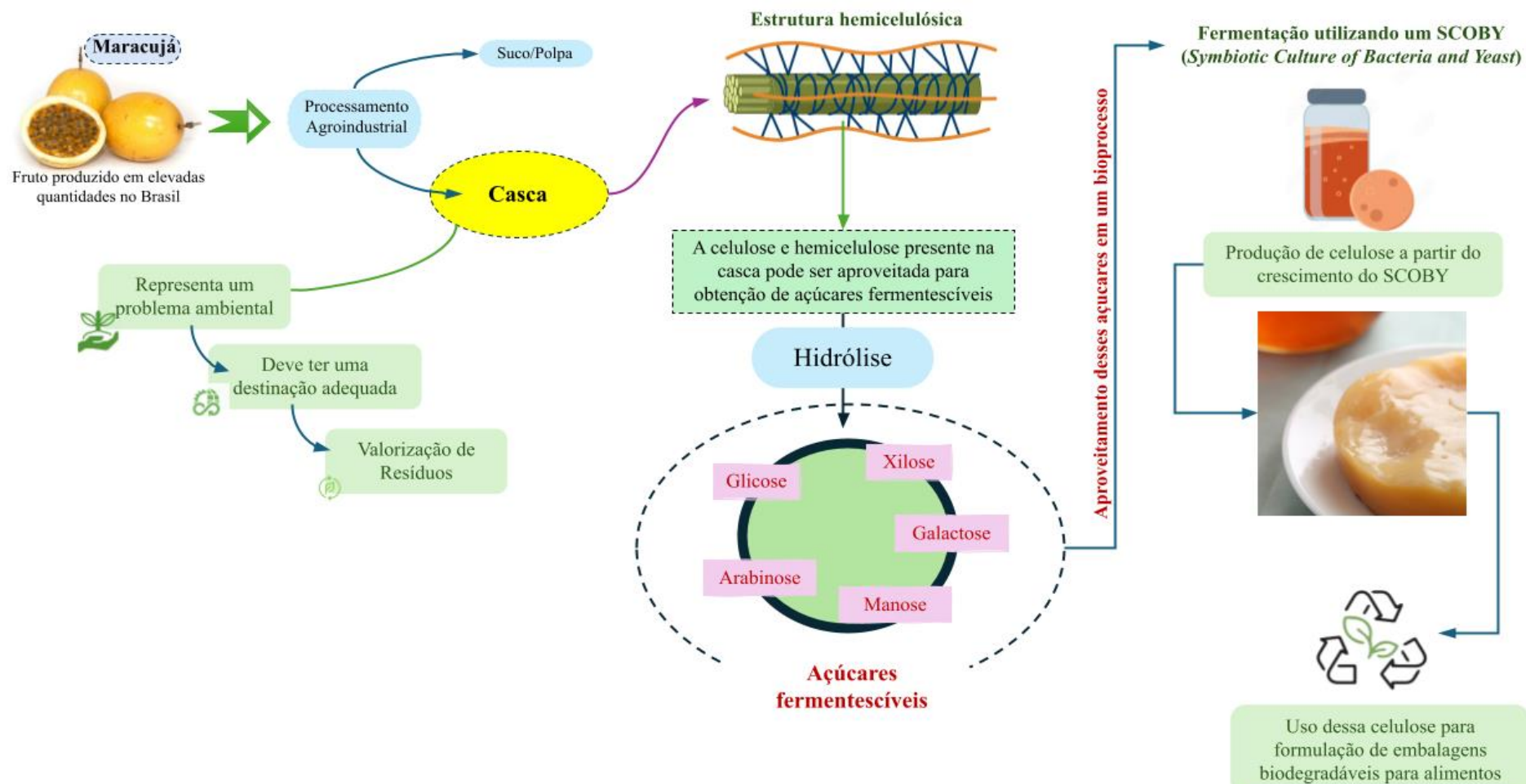
A biossíntese desse biopolímero tem sido geralmente realizada a partir de culturas puras de bactérias acéticas, principalmente das espécies do gênero *Komagataeibacter*, utilizando meios sintéticos que contêm fontes de carbono simples, como glicose e sacarose, possibilitando um alto controle das condições de fermentação e da composição microbiana, o que facilita a produção de materiais com propriedades estruturais e físico-químicas consistentes (Lin et al., 2013). Contudo, o uso de culturas puras normalmente exige controle operacional rigoroso e custos mais altos relacionados à preparação do meio de cultivo e à manutenção do processo, aspectos que podem restringir sua viabilidade em larga escala (Wang et al., 2019).

Diante disso, diferentes alternativas têm sido avaliadas para simplificar o processo produtivo e reduzir custos, sem influenciar no rendimento e na qualidade da CB obtida. Nesse contexto, o uso de consórcios microbianos tem se destacado como uma alternativa promissora, particularmente o *SCOBY* (*Symbiotic Culture of Bacteria and Yeasts*), formado por bactérias acéticas produtoras de celulose e leveduras. O *SCOBY* é bastante reconhecido por seu uso na fermentação do kombucha, processo em que as bactérias do gênero *Komagataeibacter* sintetizam celulose bacteriana na interface entre o ar e o líquido, resultando na formação de uma película espessa e contínua (Marsh et al., 2014). Ademais, as leveduras são fundamentais no consórcio microbiano, uma vez que promovem a hidrólise da sacarose e a produção de metabólitos, como etanol, que favorecem o crescimento das bactérias produtoras de celulose. Laavanya et al., 2021 indicam que a celulose derivada do *SCOBY* apresenta características semelhantes às da CB produzida por culturas puras, reforçando seu uso potencial em materiais e alimentos.

Com a finalidade de reduzir custos e aumentar a sustentabilidade do processo, diversos estudos têm explorado o uso de substratos alternativos na produção de celulose bacteriana, como hidrolisados lignocelulósicos a partir de resíduos agroindustriais, os quais fornecem açúcares fermentescíveis que as bactérias produtoras de celulose podem metabolizar, possibilitando a combinação da produção de CB com métodos de valorização de resíduos (Rincón et al., 2025).

A Figura 5 fornece uma visão geral do processo de aproveitamento da casca de maracujá para a produção de celulose bacteriana, incluindo desde o processamento e a geração do resíduo lignocelulósico, a aplicação do processo de hidrólise ácida para liberação de açúcares fermentescíveis, até a produção da celulose bacteriana por meio da fermentação com a utilização de um consórcio microbiano do tipo SCOBY, além de suas possíveis aplicações.

Figura 5 – Representação esquemática da valorização da casca de maracujá para a obtenção de celulose bacteriana por fermentação utilizando SCOBY.



## 4 MATERIAIS E MÉTODOS

### 4.1 Preparação e caracterização da casca de maracujá

A casca de maracujá (*Passiflora edulis*) (CM) foi adquirida em um mercado local de processamento de sucos, situado em Fortaleza, Brasil. Após a obtenção, o material foi lavado com água corrente, cortado em porções de até 3 cm, e posteriormente seco em estufa a 60 °C por 24 horas. Em seguida, as cascas secas foram trituradas e peneiradas em malhas de 20 a 80 mesh (0,841–0,177 mm). A farinha produzida foi mantida a 25 °C até o momento das análises. A CM foi caracterizada quanto aos teores de celulose, hemicelulose, lignina e cinzas, seguindo metodologias previamente consolidadas (Infante-Neta et al., 2024; Gouveia et al., 2009) e conforme os protocolos do NREL (NREL/TP-510-42618, NREL/TP-510-42619 e NREL/TP-510-42621).

O teor de cinzas foi quantificado submetendo a amostra a calcinação em mufla a 800 °C por 2 horas. A fração de extrativos da CM seca foi obtida por extração Soxhlet, utilizando 3 g de amostra e 190 mL de etanol a 95% durante 8 horas. Após o refluxo, o material residual foi seco a 40 °C por 48 horas, permitindo o cálculo gravimétrico dos extrativos. Para as análises de celulose e hemicelulose, 2 g da amostra previamente desengordurada foram acondicionados em béqueres de 100 mL e tratados com 10 mL de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> (72% v/v) a 45 °C por 7 minutos. Em seguida, o material foi transferido para frascos Erlenmeyer de 500 mL contendo 275 mL de água deionizada, sendo submetido à autoclavagem a 121 °C por 30 minutos. Após esse procedimento, as frações sólida e líquida foram separadas para análise.

A fração sólida foi seca a 100 °C até atingir massa constante, sendo o teor de lignina insolúvel determinado pela diferença entre essa massa final e o valor de cinzas previamente medido (Infante-Neta et al., 2024). Já a fração líquida foi empregada na quantificação de açúcares, ácidos orgânicos, furfural e hidroximetilfurfural (HMF) por cromatografia líquida de alta eficiência (HPLC). Por fim, os teores de celulose, hemicelulose e lignina solúvel (determinada a 280 nm) foram calculados com base nas equações propostas por Infante-Neta et al. (2024).

### 4.2 Preparação do inóculo

O inóculo inicial utilizado foi obtido a partir de uma cultura comercial de kombucha. A escolha desse material está associada ao fato de que o kombucha constitui um consórcio microbiano amplamente descrito na literatura, composto por bactérias do gênero *Komagataeibacter*, reconhecidas pela elevada capacidade de sintetizar celulose bacteriana,

além de leveduras responsáveis pela produção de metabólitos que favorecem o crescimento bacteriano (Marsh et al., 2014).

A cultura foi incubada em infusão de chá preto entre 25 e 28 °C por 3 a 5 dias, e o caldo fermentado resultante foi empregado como pré-cultura para a produção de celulose bacteriana no meio HCM. Em seguida, essa pré-cultura foi inoculada em tubos contendo 9 mL do meio HS descrito por Hester e Stainer (1947), composto por 20 g/L de glicose, 5 g/L de extrato de levedura, 5 g/L de peptona, 2,7 g/L de fosfato dissódico e 1,15 g/L de ácido cítrico, aos quais foram adicionados 1 mL da cultura inicial. Os tubos foram incubados a 30 °C durante 3 a 5 dias, sendo a cultura resultante utilizada como inóculo para os experimentos conduzidos no meio HCM.

### **4.3 Hidrólise e detoxificação da CM**

A etapa de hidrólise da casca de maracujá foi realizada com base nas condições previamente otimizadas por Infante-Neta et al. (2024). Para isso, utilizou-se solução de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> a 0,71 M, empregada em uma razão de 10% (m/v) entre o material sólido e o ácido. A mistura foi submetida a autoclavagem a 121 °C por 22 minutos, resultando no hidrolisado bruto da CM.

Após a hidrólise, o hidrolisado obtido foi submetido a um processo de detoxificação. Inicialmente, o pH foi ajustado para 10 mediante adição de Ca(OH)<sub>2</sub>. Em seguida, realizou-se a correção gradual do pH até 5,0 ± 0,2 por meio da adição de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>. O precipitado formado durante essa etapa foi separado por filtração, obtendo-se um filtrado parcialmente detoxificado.

A fase líquida resultante passou por um segundo tratamento, utilizando carvão ativado. Para isso, adicionou-se 1% (m/v) de carvão ativado ao hidrolisado, mantendo-se a mistura sob agitação a 200 rpm e 35 °C durante 1 hora. Após a etapa de adsorção, o hidrolisado foi novamente separado por filtração. Por fim, o HCM foi esterilizado em autoclave a 110 °C por 10 minutos, sendo então utilizado como meio de fermentação nos experimentos subsequentes.

### **4.4 Produção de celulose bacteriana em HCM**

A produção de celulose bacteriana (CB) foi conduzida utilizando o hidrolisado de casca de maracujá (HCM) como meio fermentativo. Para isso, alíquotas de 100 mL do HCM foram transferidas para frascos Erlenmeyer de 250 mL e inoculadas com 10 mL do pré-inóculo previamente cultivado em meio HS. As fermentações foram realizadas sob condições estáticas,

de modo a favorecer a formação da película de CB na interface ar-líquido, mantendo-se a cultura a 28 °C por 14 dias.

Durante o cultivo, foram monitorados o consumo de açúcares, a variação de pH e a formação do polímero. Ao término do período fermentativo, a celulose bacteriana formada foi removida do meio e submetida a sucessivas lavagens com água destilada para a eliminação de resíduos solúveis. Em seguida, as amostras foram secas em estufa a 60 °C até atingir massa constante.

O rendimento do processo foi determinado a partir da massa seca da CB, expressa em gramas de celulose por volume inicial do meio (g/L), conforme apresentado na Equação 1:

$$\text{Rendimento} \left( \frac{g}{L} \right) = \frac{\text{Massa seca de CB}(g)}{\text{Volume inicial do meio de cultivo}(L)} \quad (1)$$

Onde:

Massa seca de CB (g): Refere-se à massa seca da celulose bacteriana após a secagem em estufa até peso constante.

Volume inicial do meio de cultivo (L): Corresponde ao volume inicial do meio utilizado no processo fermentativo.

#### 4.5 Influência da adição de fontes de nitrogênio na produção de CB a partir do HCM

Após a preparação do meio formulado com hidrolisado de casca de maracujá (HCM), realizou-se a avaliação do efeito de diferentes fontes de nitrogênio sobre a síntese de celulose bacteriana (CB). Peptona, extrato de levedura, nitrato de sódio (NaNO<sub>3</sub>) e sulfato de amônio ((NH<sub>4</sub>)<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>) foram testados, sendo incorporados ao meio na concentração de 0,5% (m/v) antes da esterilização. A fermentação foi realizada de acordo com o método descrito na Seção 4.4. Após a fermentação, as celulosas formadas foram removidas e lavadas com água destilada para eliminar resíduos solúveis. Em seguida, foram secas em estufa a 60°C até atingirem massa constante. A massa seca obtida foi empregada para determinar o rendimento de CB em cada condição analisada.

#### 4.6 Purificação da CB obtida a partir do HCM

Após a fermentação, a CB foi removida do meio por filtração e lavada com água destilada para eliminação de resíduos solúveis. Posteriormente, o material passou por um processo de purificação empregando solução de NaOH 0,5 M, aquecida a 90 °C por 1 hora, seguindo protocolo adaptado de Liu et al. (2024) Além do método alcalino tradicional, foi

avaliada uma etapa adicional de purificação, em que o tratamento com NaOH foi combinado com uma aplicação subsequente de peróxido de hidrogênio a 3% (v/v). Essa estratégia visou aprimorar a eliminação de componentes remanescentes, como lignina, proteínas e pigmentos, o que resultou em uma CB de maior pureza. Ao término do procedimento, as amostras foram secas a 60 °C até que atingissem massa constante.

#### **4.7 Métodos analíticos e caracterização da celulose obtida**

##### ***4.7.1 Análise do consumo do substrato e da formação do produto***

As concentrações de açúcares, ácidos orgânicos e etanol no HCM ao longo da fermentação foram determinadas por meio de Cromatografia Líquida de Alta Eficiência (HPLC). Para as análises, empregou-se um sistema Thermo HPLC (Thermo Fisher Scientific, Waltham, MA, EUA) acoplado a uma coluna Supelco 610-H (Sigma-Aldrich, Saint Louis, MO, EUA). A fase móvel utilizada consistiu em H<sub>3</sub>PO<sub>4</sub> a 0,1% (v/v), operando com vazão de 0,5 mL/min e temperatura de 30 °C.

##### ***4.7.2 Espectroscopia no Infravermelho por Transformada de Fourier (FTIR)***

Os espectros de FTIR das amostras de celulose foram obtidos utilizando um espectrômetro da série Cary 600 (Agilent Technologies, EUA) equipado com um acessório de reflectância total atenuada (ATR). As medições foram realizadas em um espectrômetro Cary 630 (Agilent Technologies), cobrindo a faixa espectral de 650 a 4000 cm<sup>-1</sup>, com resolução de 1 cm<sup>-1</sup> e total de 32 varreduras.

##### ***4.7.3 Microscopia Eletrônica de Varredura (MEV)***

A análise da morfologia, das características estruturais e do padrão de porosidade da CB foi realizada por Microscopia Eletrônica de Varredura (MEV), equipada com sistema de Espectroscopia de Energia Dispersiva (FEG Quanta 450). As amostras passaram por liofilização, foram posicionadas sobre fita de carbono e, em seguida, recobertas com uma fina camada de prata utilizando o metalizador Quorum QT150ES. Durante as observações, a câmara do equipamento foi operada a 10 Pa, empregando um feixe de elétrons de 20 kV.

#### **4.7.4 Difração de Raios X (DRX)**

A cristalinidade das amostras foi avaliada utilizando um difratômetro de raios X PANalytical X'Pert PRO, equipado com radiação  $\text{CuK}\alpha$  ( $\lambda = 1,54059 \text{ \AA}$ ), operando em uma faixa de varredura de  $5^\circ$  a  $50^\circ$  ( $2\theta$ ) com passo de  $0,05^\circ$ .

#### **4.7.5 Análise Termogravimétrica (TGA)**

A caracterização termogravimétrica das amostras foi conduzida em um analisador térmico SKIMMER (Netzsch, Alemanha). O ensaio foi realizado sob vazão de nitrogênio a  $20 \text{ mL}\cdot\text{min}^{-1}$ , com uma faixa de temperatura de  $25^\circ\text{C}$  a  $600^\circ\text{C}$ , seguindo uma taxa de aquecimento de  $20^\circ\text{C}\cdot\text{min}^{-1}$ .

#### **4.7.6 Espectroscopia de Fotoelétrons de Raios X**

A caracterização superficial por XPS foi realizada em um espectrômetro PHI 5700 (Physical Electronics), equipado com fonte de radiação  $\text{Mg K}\alpha$ , operando a  $15 \text{ kV}$  e  $300 \text{ W}$  ( $h\nu = 1253,6 \text{ eV}$ ). As medições foram obtidas com um analisador hemisférico concêntrico, configurado em modo de energia constante de  $29,35 \text{ eV}$ , cobrindo uma área de leitura de aproximadamente  $720 \mu\text{m}$  de diâmetro. Durante todo o processo, a pressão interna da câmara permaneceu abaixo de  $5 \times 10^{-6} \text{ Pa}$ .

A escala de energia de ligação foi ajustada usando o pico C 1s do carbono adventício em  $284,8 \text{ eV}$ , garantindo uma precisão de aproximadamente  $\pm 0,1 \text{ eV}$ . Para tratar os espectros, utilizou-se um fundo do tipo Shirley, e os picos foram ajustados usando funções mistas Gauss-Lorentz. Isso possibilitou a identificação consistente dos estados eletrônicos relacionados aos elementos presentes na superfície das amostras.

#### **4.7.7 Avaliação da biodegradabilidade da celulose bacteriana produzida a partir de HCM**

A biodegradabilidade da celulose bacteriana (CB) obtida a partir do hidrolisado da casca de maracujá (HCM) foi avaliada por meio de ensaios de degradação em solo, conduzidos sob condições controladas de umidade. Inicialmente, as amostras de CB foram purificadas, secas e moldadas em discos com diâmetro aproximado de  $3 \text{ cm}$ . Posteriormente, cada amostra foi pesada para a determinação da massa seca inicial ( $m_i$ ).

As amostras foram enterradas em solo agrícola natural previamente umedecido até cerca de  $60\%$  da capacidade de campo e acondicionadas em recipientes plásticos adequados.

Durante o período experimental, o sistema foi mantido à temperatura constante de 28 °C, com a finalidade de favorecer a atividade microbiana e simular condições ambientais favoráveis ao processo de biodegradação.

Em intervalos de sete dias, as amostras foram removidas do solo, lavadas com água destilada para a remoção de partículas aderidas e submetidas à secagem em estufa a 60 °C até atingir massa constante. Após esse procedimento, foi registrada a massa seca final ( $m_f$ ). A taxa de biodegradação da celulose bacteriana foi determinada com base na variação da massa das amostras ao longo do tempo, conforme metodologia descrita por Chen et al. (2024).

A biodegradação foi quantificada por meio da equação apresentada a seguir:

$$\%Biodegradabilidade = \frac{(m_i - m_f)}{m_i} \times 100 \quad (2)$$

Onde:

$m_i$ : massa inicial da celulose bacteriana (g);

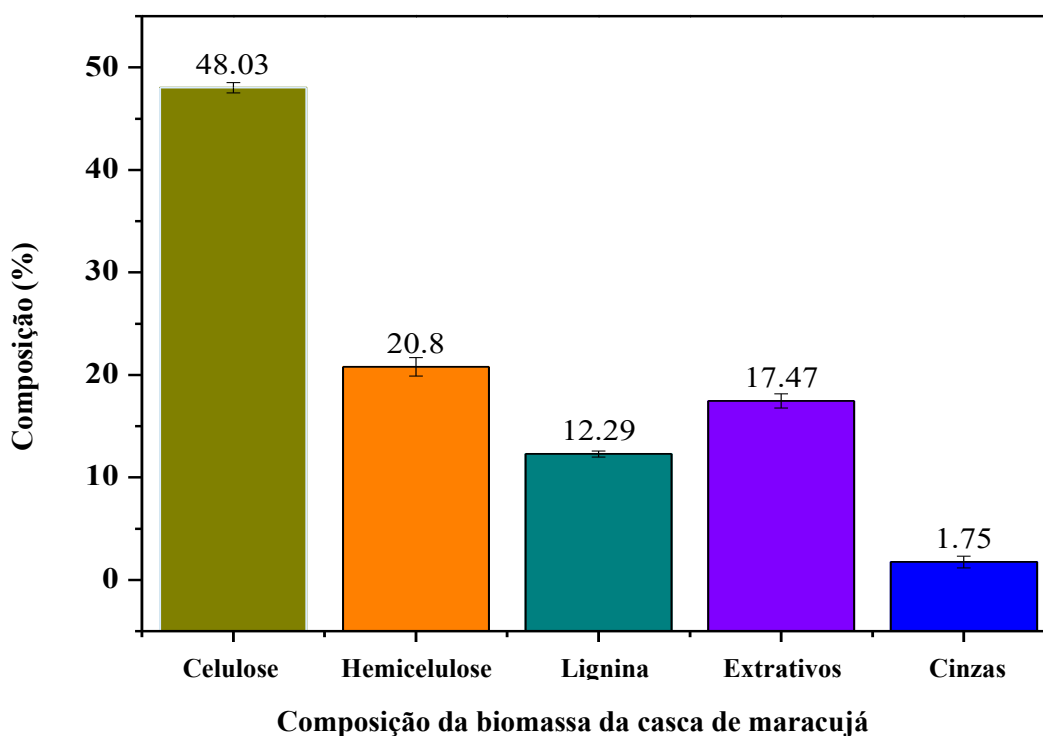
$m_f$ : massa final da celulose bacteriana (g).

## 5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

### 5.1 Composição da Casca de Maracujá e seu potencial para a produção de açúcares fermentescíveis

A caracterização da casca de maracujá apresentou elevado teor de celulose, sendo superior a 48%, e hemicelulose em torno de 21%. Também foram identificados teores relevantes de lignina (12,3%), extrativos (17,5%) e cinzas (1,8%). O elevado conteúdo de celulose e hemicelulose evidencia o potencial dessa biomassa como matéria-prima em rotas de conversão biotecnológica, especialmente para a obtenção de açúcares fermentáveis (Figura 6).

Figura 6 – Composição química da biomassa da casca de maracujá (*Passiflora edulis*) – HCM, apresentando os percentuais de celulose, hemicelulose, lignina, extrativos e cinzas. As barras de erro representam os desvios-padrão obtidos a partir de análises em triplicata.



Fonte: Elaborado pela autora (2025).

A celulose e a hemicelulose podem ser convertidas em monossacarídeos por meio de processos de hidrólise ácida com a utilização de ácidos diluídos, promovendo a quebra das cadeias polissacarídicas e a liberação de açúcares como glicose e xilose. Esses compostos podem ser posteriormente assimilados por microrganismos em processos fermentativos, viabilizando a obtenção de diversos bioprodutos, como biocombustíveis e biomateriais. A eficácia dessa alternativa para a valorização de biomassas residuais tem sido amplamente

demonstrada, evidenciando seu potencial para a geração de produtos de maior valor agregado (Infante-Neta et al., 2024).

Entre as aplicações desses açúcares destaca-se a produção microbiana de celulose bacteriana, um biopolímero de grande interesse industrial, especialmente no setor de embalagens sustentáveis, por conta de suas propriedades mecânicas, biodegradabilidade e segurança para contato com alimentos (Infante-Neta et al., 2024a). Diversos estudos relatam a viabilidade do uso de resíduos agroindustriais como fontes alternativas de carbono para a produção desse material. Nesse contexto, Chen et al. (2024) desenvolveram filmes biodegradáveis à base de celulose bacteriana incorporada com óleo, destinados ao armazenamento de alimentos frescos. Os materiais produzidos apresentaram melhorias significativas nas propriedades de barreira e desempenho mecânico, demonstrando elevado potencial como alternativa sustentável aos plásticos convencionais usados em embalagens alimentícias.

Além disso, Sabatini et al. (2025) investigaram o aproveitamento de resíduos agroalimentares, incluindo subprodutos de frutas cítricas e borra de café, para a produção de kombucha e celulose bacteriana. Após 21 dias de fermentação, foi observada formação eficiente do biopolímero, reforçando a viabilidade do uso desses substratos alternativos na produção de biopolímeros de origem microbiana.

Ademais, Deng et al. (2025) avaliaram a incorporação de celulose bacteriana em filmes biodegradáveis destinados a embalagens alimentícias, utilizando a fase aquosa obtida da casca de maracujá-roxo submetida à carbonização hidrotérmica. Os filmes desenvolvidos apresentaram propriedades antibacterianas e antioxidantes expressiva, contribuindo para o aumento da vida útil dos alimentos acondicionados.

Estudos anteriores que utilizaram o hidrolisado da casca de maracujá para a produção de xilitol destacaram a importância da etapa de destoxificação do hidrolisado derivado da hidrólise ácida da estrutura lignocelulósica (Infante-Neta et al., 2024), uma vez que essa etapa é importante para a obtenção de açúcares fermentescíveis, especialmente glicose, em maior grau de pureza. Durante a hidrólise ácida da biomassa lignocelulósica, polissacarídeos estruturais, como celulose e hemicelulose, são degradados, liberando monossacarídeos como glicose e xilose. Contudo, esse tratamento também pode resultar na formação de compostos inibitórios, incluindo ácidos orgânicos (acético e fórmico) e derivados furânicos, como furfural e hidroximetilfurfural (HMF). O ácido acético é gerado a partir da clivagem dos grupos acetila presentes na hemicelulose, enquanto o ácido fórmico decorre da decomposição do furfural. Já

o furfural e o HMF são formados a partir da degradação térmica da xilose e da glicose, respectivamente (Świątek et al., 2020).

Para viabilizar a produção de celulose bacteriana a partir do hidrolisado da casca de maracujá, um estudo prévio também realizou a destoxificação do meio fermentativo visando à remoção desses compostos inibitórios (Infante-Neta et al., 2024). O tratamento aplicado atuou na completa eliminação do ácido acético e reduziu a concentração de ácido fórmico para valores inferiores a 0,7 g/L. Além disso, os compostos furfural e HMF não foram detectados após a destoxificação, e o teor de compostos fenólicos foi reduzido para níveis inferiores a 0,5 g/L. Desse modo, o uso de carvão ativado mostrou-se eficaz na remoção de substâncias inibidoras, podendo favorecer a produção de celulose bacteriana pelos microrganismos presentes no SCOBY, ao minimizar os efeitos tóxicos desses compostos durante o processo fermentativo.

## 5.2 Produção de Celulose Bacteriana a partir do HCM

O meio Hestrin–Schramm (HS) foi adotado como referência por constituir o padrão experimental mais amplamente estabelecido para a produção de celulose bacteriana, uma vez que seu uso possibilita a comparação direta dos resultados obtidos com dados reportados na literatura, além de permitir seu emprego como controle positivo em estudos de formulação e suplementação de meios de cultivo. Estudos recentes utilizam de forma frequente o meio HS como base para a avaliação de condições alternativas de cultivo e de aproveitamento de resíduos agroindustriais (Quijano et al., 2024; Kolesovs et al., 2024).

Conforme apresentado na Tabela 3, o meio contendo o hidrolisado da casca de maracujá (HCM), adicionado de fontes orgânicas de nitrogênio, como o nitrato de sódio, e submetido ao tratamento alcalino com NaOH, apresentou o maior rendimento de celulose bacteriana (59,8%), superando os demais tratamentos avaliados. Esse resultado está de acordo com estudos da literatura, que indicam que fontes nitrogenadas orgânicas favorecem de forma significativa a síntese de celulose bacteriana.

Estudos conduzidos com *Rhizobium* sp. demonstraram que a utilização de extrato de levedura como fonte de nitrogênio resultou em produções de celulose bacteriana de até 2,2 g/L, enquanto fontes inorgânicas, como o sulfato de amônio, apresentaram desempenho inferior, com rendimentos variando entre 0,2 e 0,5 g/L (Almihyawi et al., 2024). Resultados semelhantes foram observados por Said Azmi et al. (2023), os quais verificaram que fontes orgânicas de nitrogênio proporcionaram maior eficiência na produção de celulose bacteriana quando comparadas às fontes inorgânicas, reforçando a importância da composição nutricional do meio de cultivo.

Tabela 3 – Produção de celulose bacteriana (CB) em meio contendo hidrolisado de casca de maracujá (HCM) com diferentes fontes de nitrogênio, após 14 dias de cultivo estático a 28 °C.

Meio de cultivo	Celulose (g/mL de meio)	Produção relativa de CB em relação ao meio HS (%)	Redução por NaOH (%)	Redução adicional por H <sub>2</sub> O <sub>2</sub> (%)	Redução total (%)*	Massa após NaOH (g/mL de meio)	Massa após H <sub>2</sub> O <sub>2</sub> (g/mL de meio)
Meio HS	0.102	100.00	59.80	38.26	75.18	0.041	0.025
Hidrolisado sem suplementação	0.115	112.75	51.60	26.50	64.43	0.056	0.041
Extrato de levedura	0.196	192.16	45.20	32.14	62.81	0.107	0.073
Peptona	0.109	106.86	36.70	41.90	63.22	0.069	0.040
Nitrato de sódio	0.061	59.80	59.65	44.26	77.51	0.025	0.014
Sulfato de amônio	0.223	218.63	43.64	35.87	63.86	0.126	0.081

\*Redução total =  $\text{NaOH} + \text{H}_2\text{O}_2$  (adicional) -  $\text{NaOH} \times \text{H}_2\text{O}_2 / 100$ .

Fonte: Elaborado pela autora (2025).

A utilização de diferentes fontes de nitrogênio exerceu influência significativa sobre a produção total de celulose bacteriana quando comparada ao meio HS (sem suplementação nitrogenada). De modo geral, todos os meios avaliados (com exceção do nitrato de sódio) apresentaram maior produção relativa de celulose bacteriana em relação ao meio HS, possivelmente devido à maior biodisponibilidade dos compostos nitrogenados. O nitrogênio desempenha papel fundamental como cofator em rotas metabólicas associadas à biossíntese da celulose bacteriana, uma vez que a presença de determinadas fontes pode influenciar o aumento do rendimento do biopolímero (Revin et al., 2018).

Entretanto, o tratamento combinado com hidróxido de sódio e peróxido de hidrogênio pode resultar em perdas de massa devido à remoção de contaminantes e de frações solúveis do material. Nesse contexto, os meios contendo nitrato de sódio (77,51%) e o meio HS (75,18%) apresentaram as maiores reduções de massa. Após o tratamento, os maiores rendimentos de celulose bacteriana foram observados nos meios suplementados com sulfato de amônio (0,081 g/mL de meio) e extrato de levedura (0,073 g/mL de meio). Esse comportamento sugere que, sob determinadas condições de cultivo, fontes inorgânicas de nitrogênio também podem apresentar desempenho competitivo, especialmente quando o meio de cultivo, derivado de resíduos agroindustriais, fornece fatores de crescimento complementares (Kumbhar et al., 2015; Rahman et al., 2021). Apesar disso, diversos estudos demonstram que sais inorgânicos,

como o sulfato de amônio, tendem a resultar em baixos rendimentos de celulose bacteriana (ou na ausência de produção) quando comparados às fontes orgânicas de nitrogênio, o que pode ser atribuído à insuficiência de fatores essenciais ao crescimento microbiano e à possível toxicidade associada ao aumento da força iônica do meio em concentrações mais elevadas desses sais (Said Azmi et al., 2023; Aswini et al., 2020; Saleh et al., 2022).

A maior eficiência associada às fontes orgânicas de nitrogênio pode ser explicada por sua composição, que fornece aminoácidos, vitaminas e cofatores fundamentais para o metabolismo bacteriano. Esses componentes atuam diretamente na ativação das vias biossintéticas responsáveis pela formação da UDP-glicose, principal precursor da celulose bacteriana. Esse nucleotídeo-açúcar é posteriormente convertido em microfibrilas de celulose  $\beta$ -(1 $\rightarrow$ 4) pela ação da enzima celulose sintase (EC 2.4.1.12), cuja atividade depende da adequada disponibilidade desses nutrientes. Como consequência, fontes orgânicas de nitrogênio favorecem a eficiência enzimática e promovem maior deposição da matriz fibrilar, resultando em rendimentos superiores de celulose bacteriana (Quijano et al., 2024; Chai & Adnan, 2018).

Considerando o meio HS como referência (0,102 g·g<sup>-1</sup>; 100%), o hidrolisado da casca de maracujá (HCM), na ausência de suplementação, apresentou rendimento de 0,115 g·g<sup>-1</sup> (112,8% em relação ao HS), indicando que o resíduo fornece quantidades adequadas de carbono e micronutrientes capazes de sustentar a síntese de celulose bacteriana, reforçando seu potencial como substrato para aplicação no processo produtivo.

A forma de nitrogênio empregada exerceu influência significativa sobre o rendimento do biopolímero. A suplementação com sulfato de amônio ((NH<sub>4</sub>)<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>) elevou o rendimento para 0,223 g·g<sup>-1</sup> (218,6% em relação ao HS), superando os valores obtidos com extrato de levedura (0,196 g·g<sup>-1</sup>; 192,2%) e peptona (0,109 g·g<sup>-1</sup>; 106,9%). Enquanto o nitrato de sódio (NaNO<sub>3</sub>) resultou no menor rendimento observado (0,061 g·g<sup>-1</sup>; 59,8%). No âmbito metabólico, o amônio é predominantemente assimilado pela via GS–GOGAT, a qual apresenta elevada afinidade por NH<sub>4</sub><sup>+</sup> e requer menor demanda de poder redutor sob condições de limitação de nitrogênio, favorecendo a preservação de NAD(P)H para vias anabólicas associadas à formação de UDP-glicose e à subsequente polimerização catalisada pela celulose sintase (van Heeswijk et al., 2013; Fortunato et al., 2023). Em contraste, a assimilação do nitrato envolve etapas redutivas sequenciais (NO<sub>3</sub><sup>-</sup>  $\rightarrow$  NO<sub>2</sub><sup>-</sup>  $\rightarrow$  NH<sub>4</sub><sup>+</sup>), com maior consumo de equivalentes redutores, o que pode competir com a biossíntese do polímero e explicar o desempenho inferior observado para o NaNO<sub>3</sub>.

Além disso, fontes complexas de nitrogênio, como o extrato de levedura, podem favorecer a produtividade ao fornecer nitrogênio orgânico, vitaminas e cofatores essenciais ao

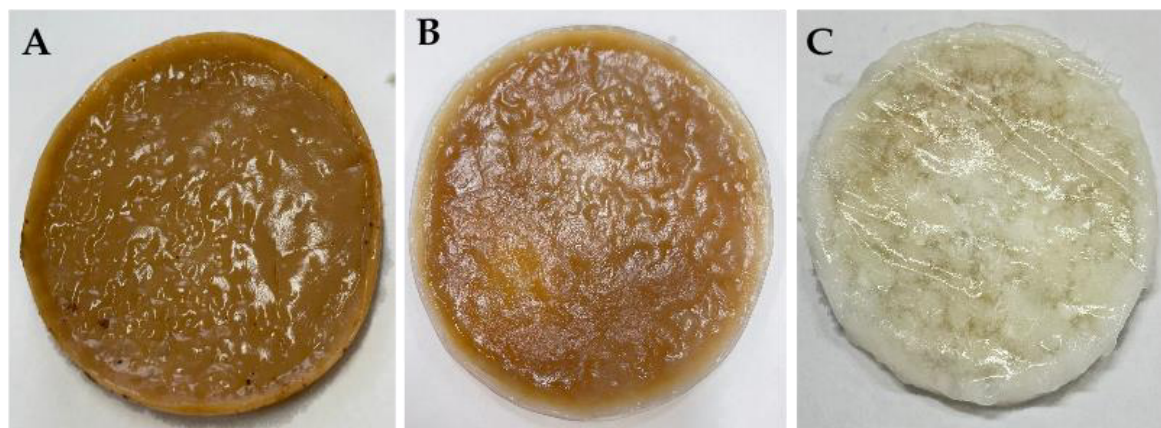
metabolismo microbiano, efeito frequentemente associado a maiores rendimentos de celulose bacteriana em diferentes microrganismos e substratos. Esses resultados estão de acordo com relatos da literatura sobre os mecanismos de assimilação de nitrogênio em procariotos, a fisiologia das vias de redução de nitrato e nitrito e estudos de bioprocessos que demonstram ganhos de produtividade com o uso de fontes nitrogenadas complexas (Merrick e Edwards, 1995; van Heeswijk et al., 2013; Quijano et al., 2024). Considerando o desempenho superior observado, o sulfato de amônio ((NH<sub>4</sub>)<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>) foi selecionado para as etapas subsequentes deste estudo como a condição preferencial de suplementação nitrogenada. Essa escolha é consistente com o uso consolidado do meio HS como referência e com evidências de que fontes reduzidas de nitrogênio favorecem a produção de celulose bacteriana nas condições avaliadas.

A remoção eficiente de impurezas da celulose bacteriana é uma etapa fundamental para sua aplicação em diferentes segmentos. O processo de purificação influencia diretamente propriedades como transparência, porosidade e biocompatibilidade, tornando o material mais adequado para uso em embalagens biodegradáveis, aplicações biomédicas e na indústria de alimentos. A Figura 7 apresenta as diferenças visuais entre as amostras de celulose bacteriana obtidas nas distintas etapas de purificação avaliadas neste estudo. A Figura 7A corresponde à celulose bacteriana após a fermentação em HCM, sem qualquer tratamento de purificação, apresentando coloração mais intensa, indicativa da presença de compostos residuais do hidrolisado, como polifenóis e produtos de degradação da biomassa lignocelulósica, possivelmente adsorvidos à estrutura do biopolímero.

Na Figura 7B, observa-se a celulose bacteriana após o tratamento com NaOH, o qual promove uma redução da coloração, embora ainda sejam perceptíveis resíduos pigmentados. O hidróxido de sódio atua na remoção de compostos orgânicos, proteínas e parte dos fenólicos retidos na estrutura da celulose bacteriana, uma vez que promove a quebra de ligações químicas desses compostos, tornando-os solúveis e passíveis de remoção durante as etapas de lavagem. Além disso, o tratamento alcalino contribui para a degradação de resíduos celulares e de outros polímeros biológicos que possam permanecer aderidos à estrutura da celulose.

A Figura 7C apresenta a celulose bacteriana após um tratamento combinando de NaOH 0,5 M e peróxido de hidrogênio (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>), resultando em um material visualmente mais branco e homogêneo. O H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> atua como agente oxidante, promovendo a degradação de impurezas remanescentes e intensificando o processo de clarificação da celulose bacteriana, o que indica maior eficiência na purificação do biopolímero.

Figura 7 - Aparência visual da celulose bacteriana (CB) em diferentes etapas de purificação: (A) CB após a fermentação; (B) CB após tratamento com NaOH 0,5 M; e (C) CB após tratamento com NaOH 0,5 M e H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> a 3% (úmida).



Fonte: Elaborado pela autora (2025).

O branqueamento da celulose bacteriana tem sido amplamente estudado em diferentes bioprocessos, uma vez que a coloração escura do material obtido está frequentemente associada à retenção de compostos fenólicos e de metabólitos residuais derivados do meio de cultivo. Nesse contexto, Nikbakht et al. (2024) avaliaram a eficiência de surfactantes não convencionais e biodegradáveis na purificação da celulose bacteriana, destacando o *sodium cocoyl isethionate* (SCI) como eficaz na remoção de proteínas residuais e DNA. Além disso, a combinação do SCI com NaOH em um protocolo em duas etapas mostrou-se eficiente na eliminação de resíduos de surfactante, configurando uma alternativa ambientalmente mais sustentável para a purificação da celulose bacteriana.

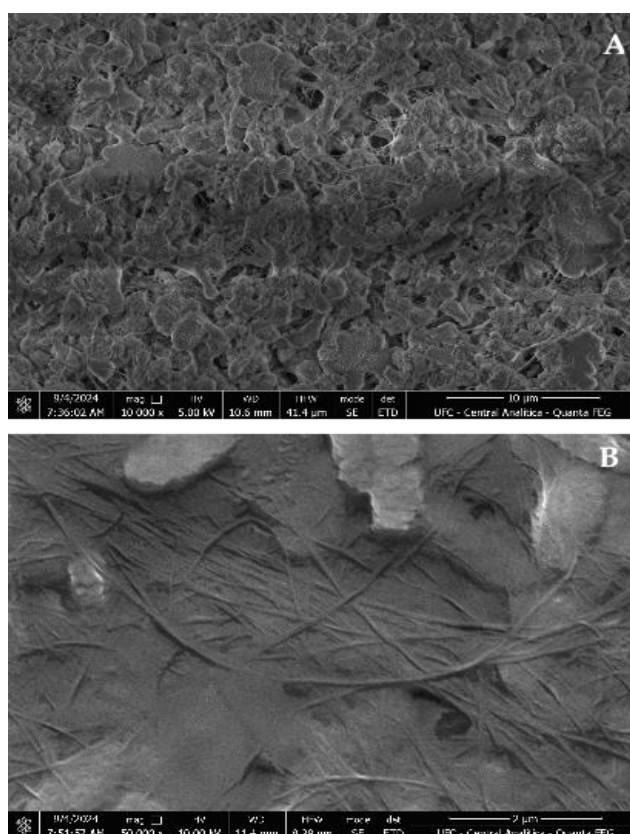
Para além dos métodos alcalinos e oxidativos convencionais, estudos recentes também têm explorado o uso de meios supercríticos na purificação da celulose bacteriana, os quais possibilitam maior eficiência de extração e redução na geração de resíduos químicos. Pigaleva et al. (2019) investigaram a purificação da celulose bacteriana utilizando dióxido de carbono em condições supercríticas, demonstrando uma redução significativa dos níveis de endotoxinas e a esterilização do material, com preservação da integridade estrutural das membranas. No entanto, apesar da remoção eficiente de microrganismos e impurezas superficiais, os níveis de pureza exigidos para aplicações médicas ainda não foram plenamente atingidos.

Processos oxidativos têm sido amplamente empregados como estratégia complementar para o branqueamento da celulose bacteriana, mostrando influência em propriedades físico-químicas, estruturais e térmicas. Mohammadkazemi et al. (2019) demonstraram que o tempo e a concentração do agente oxidante possuem efeito significativo

na remoção de impurezas e modificação estrutural da nanocelulose bacteriana, o que ressalta a importância do controle das condições de oxidação durante as etapas de purificação.

A Figura 8 complementa a análise da celulose bacteriana produzida a partir do HCM e purificada com NaOH e H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>. A micrografia apresentada na Figura 8A, obtida com ampliação de 10.000×, evidencia a morfologia superficial do material, destacando sua estrutura altamente porosa, característico de celuloses bacterianas produzidas sob condições otimizadas de cultivo, atribuindo elevada capacidade de retenção de água e favorecendo a interação com biomoléculas, aspecto relevante para aplicações em embalagens, alimentos e sistemas biomédicos.

Figura 8 - Microscopia eletrônica de varredura (MEV) da celulose bacteriana produzida a partir do hidrolisado da casca de maracujá (CB-HCM) e tratada com NaOH 0,5 M e H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> a 3%. (A) Morfologia superficial com ampliação de 10.000×. (B) Morfologia superficial em diferente ampliação.



Fonte: Elaborado pela autora (2025).

Na Figura 8B, observa-se a rede de nanofibrilas responsável pela formação da estrutura da celulose bacteriana, sendo possível observar uma superfície mais homogênea e com menor presença de resíduos celulares, reforçando a eficiência do processo de purificação adotado. Esses resultados indicam que a remoção de impurezas contribui para a melhoria da

coloração do material e aprimora suas propriedades estruturais, ampliando seu potencial para aplicações industriais e biomédicas.

Estudos prévios apontam que a combinação de tratamentos alcalinos e oxidativos, como a aplicação de NaOH e H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>, representa uma estratégia eficaz para a remoção de contaminantes, resultando em maior transparência e qualidade global da celulose bacteriana. Além disso, abordagens alternativas vêm sendo estudada, a exemplo do uso de fluidos supercríticos, que se apresentam como uma rota promissora para a obtenção de celulose bacteriana de elevada pureza, com menor dependência de reagentes químicos (Pigaleva et al., 2019).

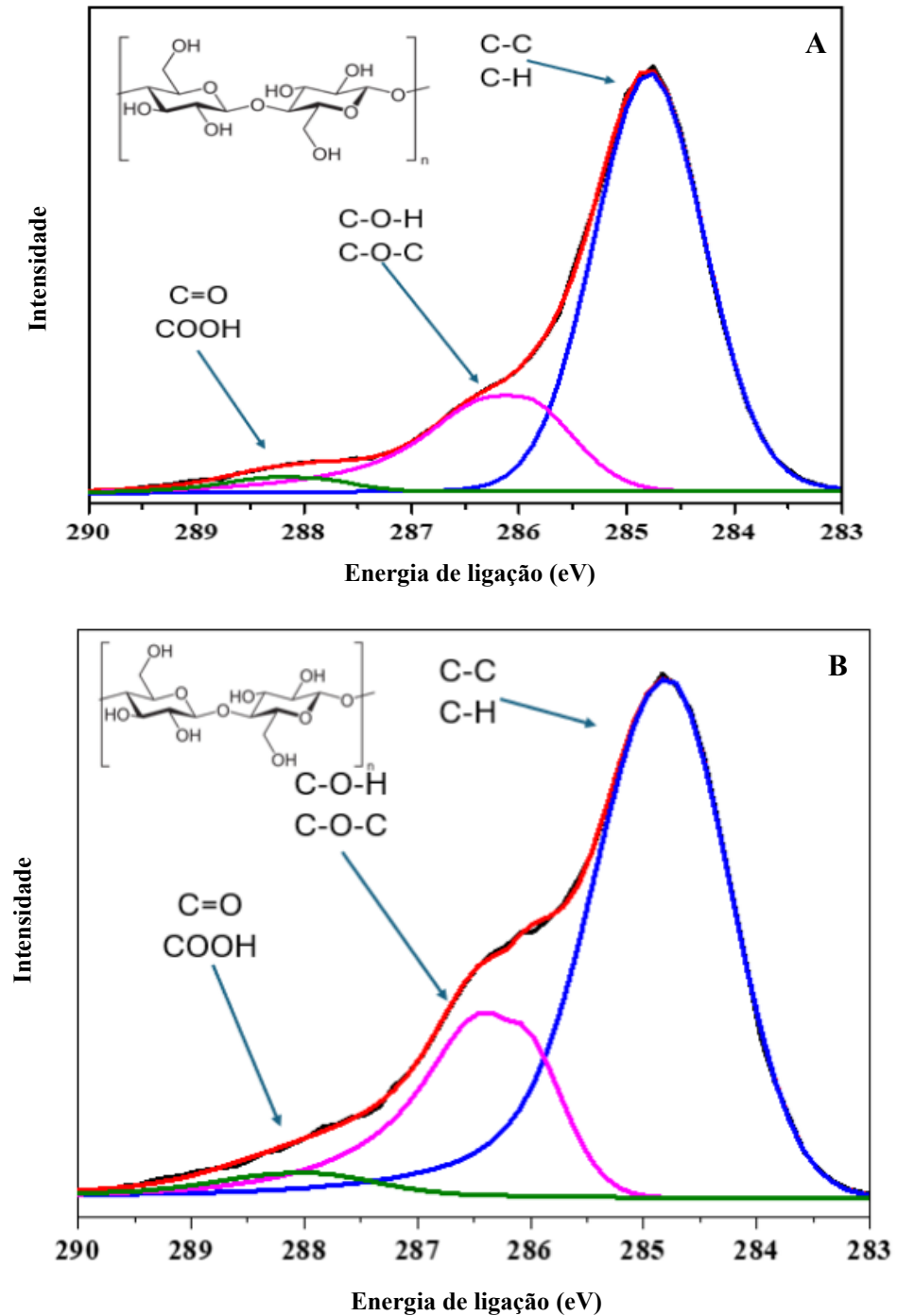
### **5.3 Caracterização estrutural e química da celulose bacteriana purificada**

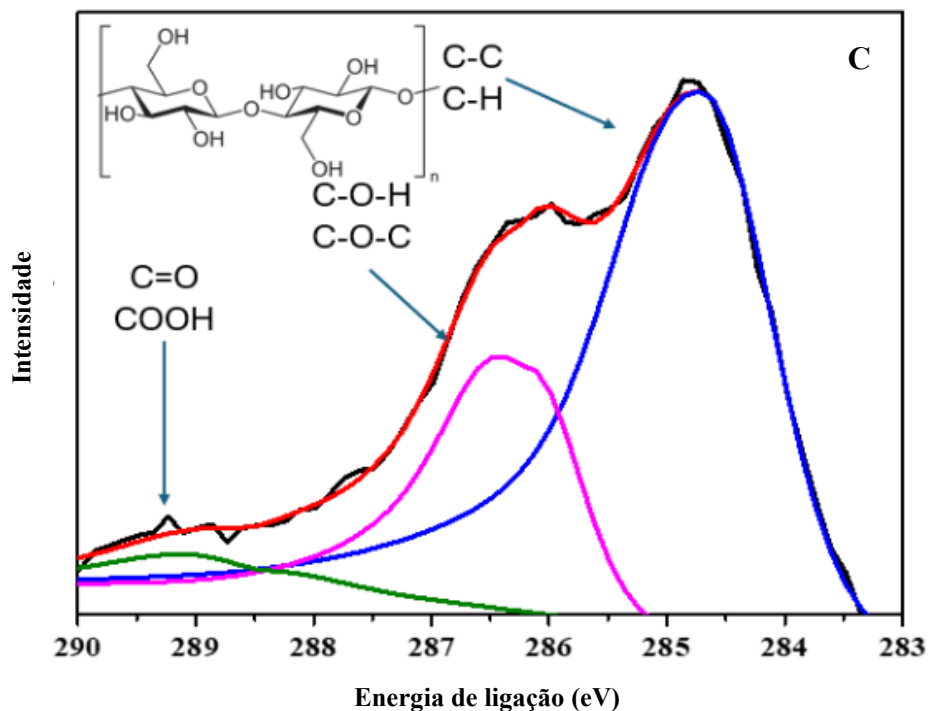
#### ***5.3.1 Análise do consumo do substrato e da formação do produto***

A caracterização química superficial da celulose bacteriana obtida a partir do HCM (CB-HCM), em diferentes etapas de purificação, foi realizada por meio da espectroscopia de fotoelétrons de raios X (XPS), com ênfase na análise da região do carbono (C 1s). A Figura 9 apresenta os espectros correspondentes às três amostras avaliadas: (A) celulose produzida em HCM sem tratamento de purificação, (B) celulose submetida à purificação com NaOH e (C) celulose purificada com NaOH seguida de tratamento com peróxido de hidrogênio a 3%.

A identificação dos componentes químicos presentes na superfície das amostras foi conduzida a partir da deconvolução dos espectros de alta resolução da região C 1s. Esse procedimento consistiu na separação dos picos sobrepostos do espectro, permitindo observar as contribuições associadas aos diferentes estados de oxidação do carbono e atribuí-las a ligações químicas específicas. Dessa forma, a deconvolução possibilita uma avaliação mais detalhada da composição química superficial da celulose bacteriana e das modificações promovidas pelas etapas de purificação, especialmente no que se refere à remoção de impurezas e à alteração da distribuição dos grupos funcionais na superfície do material.

Figura 9 – Espectros de XPS (região C 1s) da celulose bacteriana em diferentes etapas de purificação: (A) CB-HCM sem purificação; (B) CB purificada com NaOH; e (C) CB purificada com NaOH seguida de peróxido de hidrogênio a 3%.





Fonte: Elaborado pela autora (2025).

A Figura 9A apresenta um espectro caracterizado por um pico intenso em aproximadamente 284,8 eV, atribuído às ligações C–C e C–H. Esse sinal indica a presença de compostos orgânicos remanescentes do meio de cultivo, como açúcares, ácidos orgânicos e metabólitos secundários provenientes do hidrolisado de casca de maracujá (HCM). Esse comportamento é esperado, uma vez que a biossíntese da celulose ocorre em um meio rico em compostos fenólicos e carboidratos, que podem ser adsorvidos na superfície do material. De acordo com Czaja et al. (2006), a celulose bacteriana recém-obtida apresenta frequentemente impurezas associadas à biomassa microbiana e a componentes do meio, o que se reflete em sinais mais intensos relacionados a carbono não oxigenado em análises de XPS.

O espectro apresentado na Figura 9B, correspondente à amostra submetida à purificação com NaOH, evidencia alterações expressivas na composição química superficial, sendo possível notar uma redução na intensidade do pico C–C/C–H (~284,8 eV), o que indica a remoção eficiente de contaminantes orgânicos, como compostos fenólicos, lipídios e proteínas residuais. Esse resultado corrobora dados da literatura que descrevem o NaOH como um agente eficaz na solubilização e remoção de substâncias orgânicas adsorvidas à celulose bacteriana, promovendo maior exposição das cadeias celulósicas e redução de contaminantes superficiais (Czaja et al., 2006; Mohammadkazemi et al., 2019).

Um aumento relativo na intensidade do pico associado às ligações C–O–H/C–O–C (~286,5 eV) também pode ser observado, sugerindo maior exposição da estrutura polimérica

da celulose após a etapa de purificação alcalina. Esse comportamento indica que as cadeias celulósicas, anteriormente recobertas por impurezas, tornaram-se mais acessíveis. A permanência do sinal em  $\sim 288,5$  eV pode estar relacionada à presença residual de grupos carbonílicos não pertencentes à estrutura primária da celulose, indicando remoção parcial desses compostos após o tratamento alcalino, sem comprometimento da integridade química da celulose bacteriana. Nikbakht et al. (2024) indicam que tratamentos de purificação adequados promove a eliminação eficaz de impurezas superficiais, preservando os grupos funcionais característicos da celulose e sua organização química, o que é fundamental para aplicações industriais e biomédicas.

Na Figura 9C, correspondente à purificação sequencial com NaOH seguida de tratamento com peróxido de hidrogênio a 3%, observa-se uma redução ainda maior da intensidade do pico C–C/C–H ( $\sim 284,8$  eV), indicando a remoção eficiente de resíduos orgânicos remanescentes e a obtenção de uma superfície de celulose com maior grau de pureza. Além disso, o aumento da intensidade do pico atribuído às ligações C–O–H e C–O–C ( $\sim 286,5$  eV) sugere que o tratamento oxidativo contribuiu para a remoção adicional de impurezas, promovendo maior exposição das ligações características da estrutura celulósica.

A persistência do pico em  $\sim 288,5$  eV, associado a grupos carbonila e carboxila, com aumento relativo em comparação à amostra purificada apenas com NaOH (Figura 9B), indica que o peróxido de hidrogênio promoveu a oxidação parcial dos grupos hidroxila (-OH) da celulose, resultando na formação de grupos C=O e -COOH. Esse comportamento é esperado, uma vez que o  $H_2O_2$  atua como agente oxidante capaz de modificar a química superficial da celulose, introduzindo novos grupos funcionais. Estudos demonstram que oxidações parciais com peróxido podem aumentar o grau de funcionalização da celulose, alterando suas propriedades físico-químicas e ampliando sua reatividade superficial (Mohammadkazemi et al., 2019).

Os resultados de XPS demonstram que a purificação alcalina com NaOH foi eficiente na remoção de impurezas superficiais, evidenciada pela redução significativa das ligações C–C/C–H associadas a contaminantes orgânicos. A maior exposição da estrutura celulósica foi confirmada pelo aumento relativo das ligações C–O–H/C–O–C, indicando que o tratamento alcalino revelou de forma eficaz a estrutura primária da CB-HCM. A etapa adicional com  $H_2O_2$  promoveu uma oxidação moderada da superfície, aumentando a fração de grupos carbonílicos e possivelmente carboxílicos, o que pode influenciar diretamente as propriedades químicas e reológicas do material.

Esse comportamento está de acordo com a literatura, que mostra que a oxidação branda da celulose bacteriana pode aumentar sua hidrofiliabilidade e reatividade química, favorecendo interações com polímeros e metais em aplicações biomédicas e ambientais (Mohammadkazemi et al., 2019). Além disso, estudos indicam que a oxidação controlada da celulose bacteriana promove a conversão seletiva de grupos hidroxila primários em grupos carboxílicos, sem comprometer sua estrutura cristalina (Khattak et al., 2021a; Xiang et al., 2019). Esse processo introduz grupos carboxilato hidrofílicos na superfície das nanofibrilas, aumentando a afinidade do material por água (Khattak et al., 2021b). Resultados semelhantes também demonstram que tratamentos adequados de purificação permitem a remoção eficiente de impurezas superficiais, preservando a integridade estrutural da celulose bacteriana (Pigaleva et al., 2019).

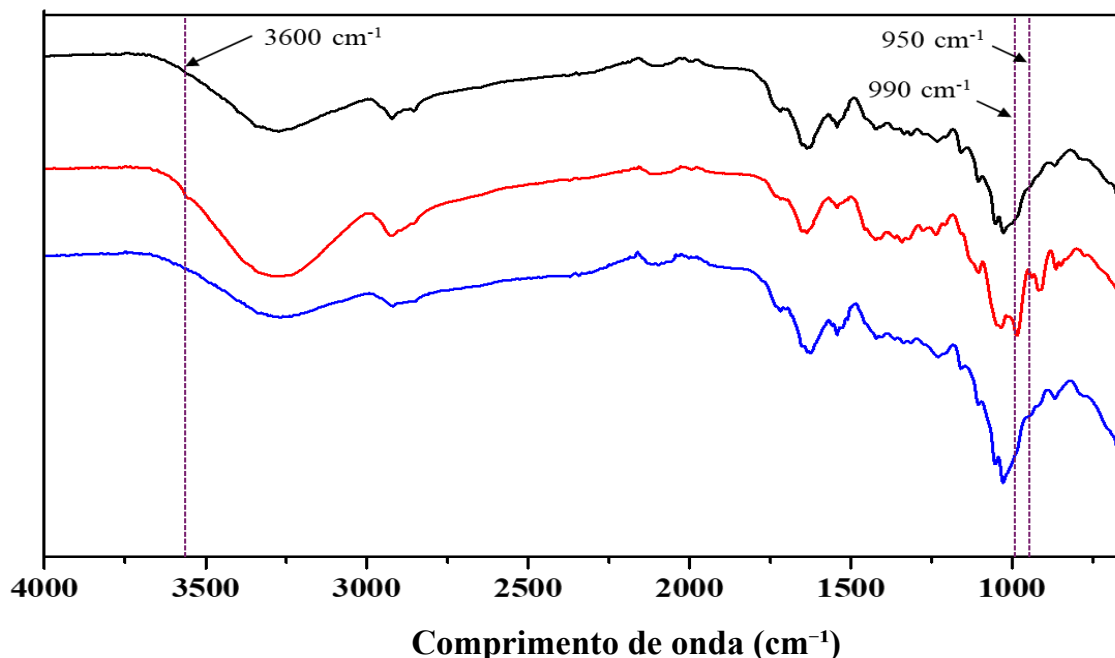
Dessa forma, os resultados indicam que o tratamento de purificação realizado foi eficaz na remoção de impurezas da CB-HCM, promovendo alterações na química superficial do material e permitindo ajustes controlados em suas propriedades finais. O impacto dessas modificações sobre a estrutura da celulose pode ser ressaltado por meio de análises complementares, como espectroscopia no infravermelho por transformada de Fourier (FTIR) e difração de raios X (DRX), possibilitando a correlação entre as mudanças químicas observadas e possíveis alterações morfológicas e estruturais do material.

### ***5.3.2 Espectroscopia no Infravermelho por Transformada de Fourier (FTIR)***

Os espectros de FTIR obtidos evidenciam diferenças significativas entre as amostras de celulose bacteriana antes e após os tratamentos químicos, confirmando a eficiência do processo de purificação (Figura 10). O espectro da amostra não tratada (linha preta) apresenta uma banda larga de absorção em torno de  $3600\text{ cm}^{-1}$ , atribuída às vibrações de estiramento das ligações O–H associadas às interações por ligações de hidrogênio. Nesse contexto, apesar dessa banda confirmar a presença de celulose, sua intensidade e largura também sugerem a coexistência de componentes não celulósicos, como hemicelulose e lignina (Atykyan et al., 2020).

Adicionalmente, as bandas observadas em aproximadamente  $990\text{ cm}^{-1}$  e  $950\text{ cm}^{-1}$  podem ser associadas às vibrações das ligações C–O–C características desses constituintes residuais, indicando que a estrutura da amostra não purificada ainda apresenta impurezas provenientes do meio de cultivo e do material lignocelulósico de origem.

Figura 10 – Espectros de FTIR da CB-HCM antes e após os tratamentos químicos. A linha preta representa a celulose sem tratamento, a linha vermelha corresponde à celulose tratada com NaOH e a linha azul representa a celulose tratada com NaOH e H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>.



Fonte: Elaborado pela autora (2025).

A partir da aplicação do tratamento alcalino utilizando NaOH (linha vermelha), é possível observar a redução das bandas associadas a componentes não celulósicos, indicando a remoção parcial de hemicelulose e lignina. Desse modo, a diminuição da banda em torno de 990 cm<sup>-1</sup> indica a degradação de impurezas solúveis em meio alcalino, enquanto a atenuação de outras bandas ressalta o avanço do processo de purificação. Contudo, a permanência de algumas dessas bandas indica que pequenas frações de lignina ainda podem estar presentes na amostra após o tratamento alcalino. Comportamento semelhante foi relatado por Charoensopa et al. (2024), que observaram redução progressiva das bandas características de lignina e hemicelulose em fibras lignocelulósicas submetidas a tratamentos alcalinos, atribuída à solubilização desses compostos e à maior exposição da estrutura celulósica.

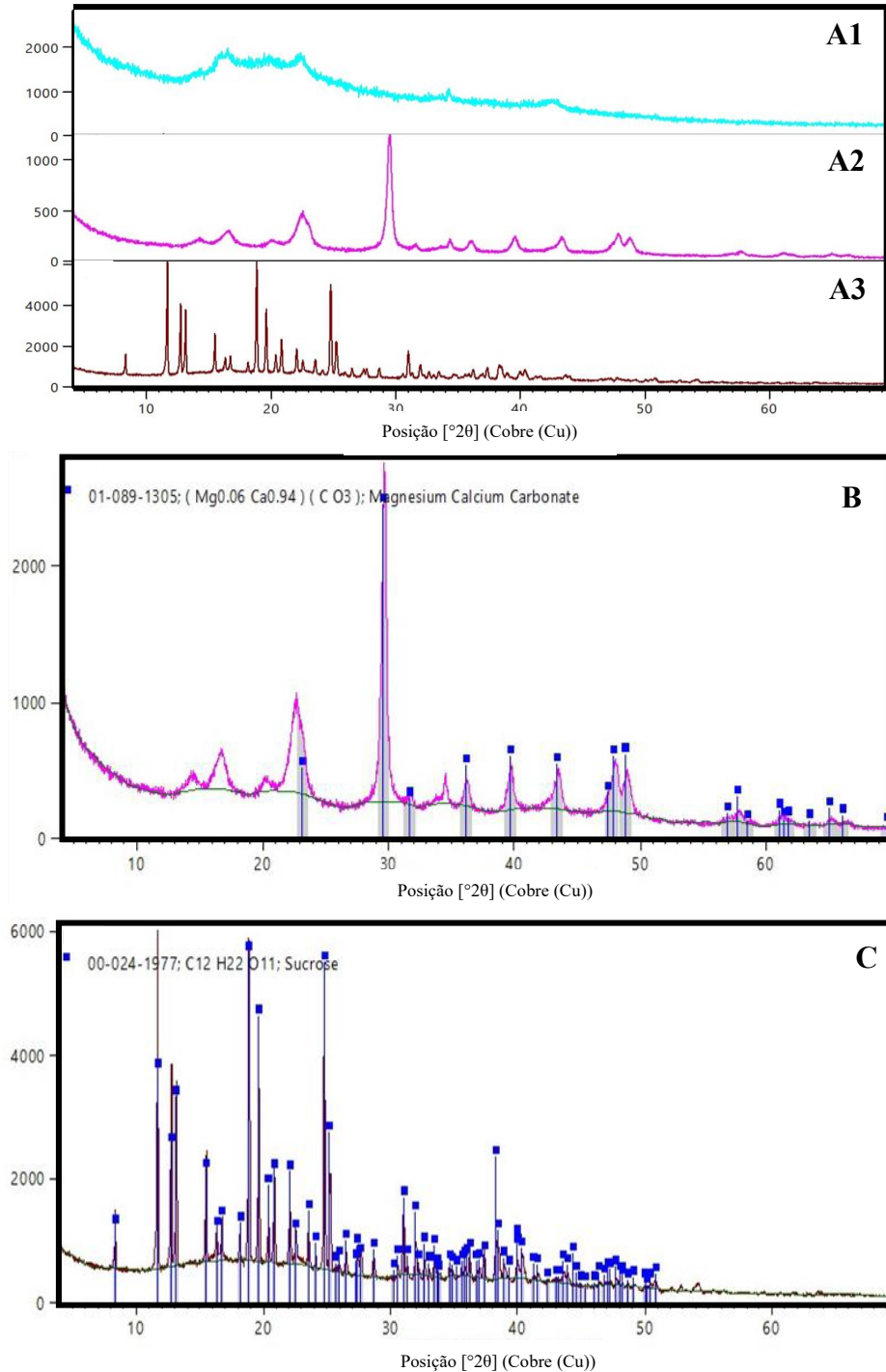
As amostras submetidas ao tratamento combinado com NaOH e peróxido de hidrogênio (linha azul) apresentam espectros mais refinados, com redução maior das bandas associadas a impurezas. A ausência ou elevada diminuição de bandas características de lignina e hemicelulose confirma a eficácia do processo na purificação da celulose. Esse resultado está de acordo com estudos que demonstram que agentes oxidantes, como o peróxido de hidrogênio, atuam na remoção eficiente de constituintes não celulósicos, possibilitando a obtenção de uma celulose mais pura e estruturalmente organizada (Mohammadkazemi et al., 2019).

Assim, a progressão obtida nos espectros de FTIR evidencia a eficiência dos tratamentos aplicados, refletindo a remoção gradual dos componentes não celulósicos e a formação de uma estrutura mais homogênea e purificada. Portanto, a análise por FTIR confirma o avanço do processo de purificação da celulose bacteriana em função dos tratamentos aplicados, demonstrando a eliminação de impurezas e a obtenção de um material com maior definição química e estrutural.

### ***5.3.3 Análise de cristalinidade por Difração de Raios X (DRX)***

A análise por difração de raios X (DRX) permitiu avaliar o grau de cristalinidade e a composição de fases dos materiais celulósicos obtidos. Os difratogramas comparativos apresentados na Figura 6 mostram as modificações estruturais promovidas pelos tratamentos aplicados. A celulose bacteriana não tratada (Figura 11A1) apresenta um padrão de difração largo e difuso, característico de materiais com baixo grau de cristalinidade e elevada fração amorfa. Além disso, a ausência de picos de difração bem definidos, típicos da celulose do tipo I, sugere a presença de componentes não celulósicos, como hemicelulose, lignina e matéria orgânica residual, que contribuem para a redução das reflexões cristalinas da celulose. Esse comportamento é consistente com estudos que relatam que materiais celulósicos não purificados, provenientes de fontes vegetais e microbianas, tendem a apresentar difratogramas com menor definição cristalina devido à presença de constituintes amorfos e impurezas associadas ao processo de obtenção do material (Ng et al., 2015; Vasconcelos et al., 2017).

Figura 11 - Difratoformas de raios X (DRX) da CB-HCM tratado sob diferentes condições. (A) Comparação dos difratogramas de DRX: celulose sem tratamento (A1), tratada com NaOH (A2) e tratada com NaOH + peróxido de hidrogênio (A3). (B) Difratoforma de DRX da amostra A2. (C) Difratoforma de DRX da amostra A3.



Fonte: Elaborado pela autora (2025).

Após o tratamento alcalino com NaOH (Figura 11A2), observou-se um aumento significativo no grau de cristalinidade da celulose bacteriana. A presença de picos de difração mais intensos e definidos indica a remoção de frações associadas a componentes não

celulósicos, permitindo que as regiões cristalinas intrínsecas da celulose se tornem mais evidentes. O tratamento alcalino é descrito na literatura como responsável pela solubilização de hemiceluloses e lignina, além de promover maior organização estrutural do material, favorecendo o aumento da cristalinidade aparente (Ju et al., 2015). Entretanto, a presença de pequenos picos adicionais indica que parte das impurezas ainda pode permanecer após o tratamento apenas com hidróxido de sódio, indicando uma purificação incompleta da estrutura celulósica. Esse comportamento é consistente com relatos da literatura, que apontam que o tratamento alcalino isolado pode não ser suficiente para remover completamente componentes amorfos associados à celulose (Campano et al., 2016).

O tratamento combinado de NaOH e peróxido de hidrogênio (Figura 11A3) resultou em uma purificação ainda mais eficiente, evidenciada pelo surgimento de picos de difração mais bem definidos. O desaparecimento de reflexões secundárias indica a remoção eficaz de lignina residual e hemicelulose. O peróxido de hidrogênio atua como agente oxidante e favorece a degradação de estruturas fenólicas, eliminando impurezas e resultando em um material com maior grau de cristalinidade (Park et al., 2020).

O padrão de difração da amostra A3 é semelhante ao apresentado para celulose bacteriana altamente cristalina, indicando uma transição para uma estrutura mais ordenada. Resultados semelhantes foram relatados por Chen et al. (2021), que demonstraram que tratamentos sequenciais alcalinos e oxidativos aumentam a cristalinidade da celulose, desde que condições moderadas sejam empregadas para evitar degradação excessiva das cadeias poliméricas. Dessa forma, a amostra A3 não apresentou indícios de degradação estrutural, mostrando que as condições de tratamento adotadas foram adequadas para maximizar a remoção de impurezas sem comprometer a integridade da celulose. Esse equilíbrio é importante, uma vez que processos oxidativos acentuados podem levar à despolimerização e à perda de propriedades mecânicas.

O processo de purificação com a aplicação de NaOH seguido de peróxido de hidrogênio (Fig. 11A3) mostrou-se altamente eficiente na remoção de frações amorfas, resultando em um material com elevado grau de cristalinidade, característica essencial para aplicações avançadas, como scaffolds biomédicos. Além disso, favoreceu a maior exposição de grupos hidroxila na superfície da celulose, o que amplia as possibilidades de funcionalização química, viabilizando aplicações específicas, como sistemas de liberação de fármacos e materiais para cicatrização de feridas. O aumento da cristalinidade também está associado à melhoria das propriedades mecânicas e térmicas da celulose, uma vez que a maior organização das regiões cristalinas contribui para maior rigidez estrutural e estabilidade do material (Moon

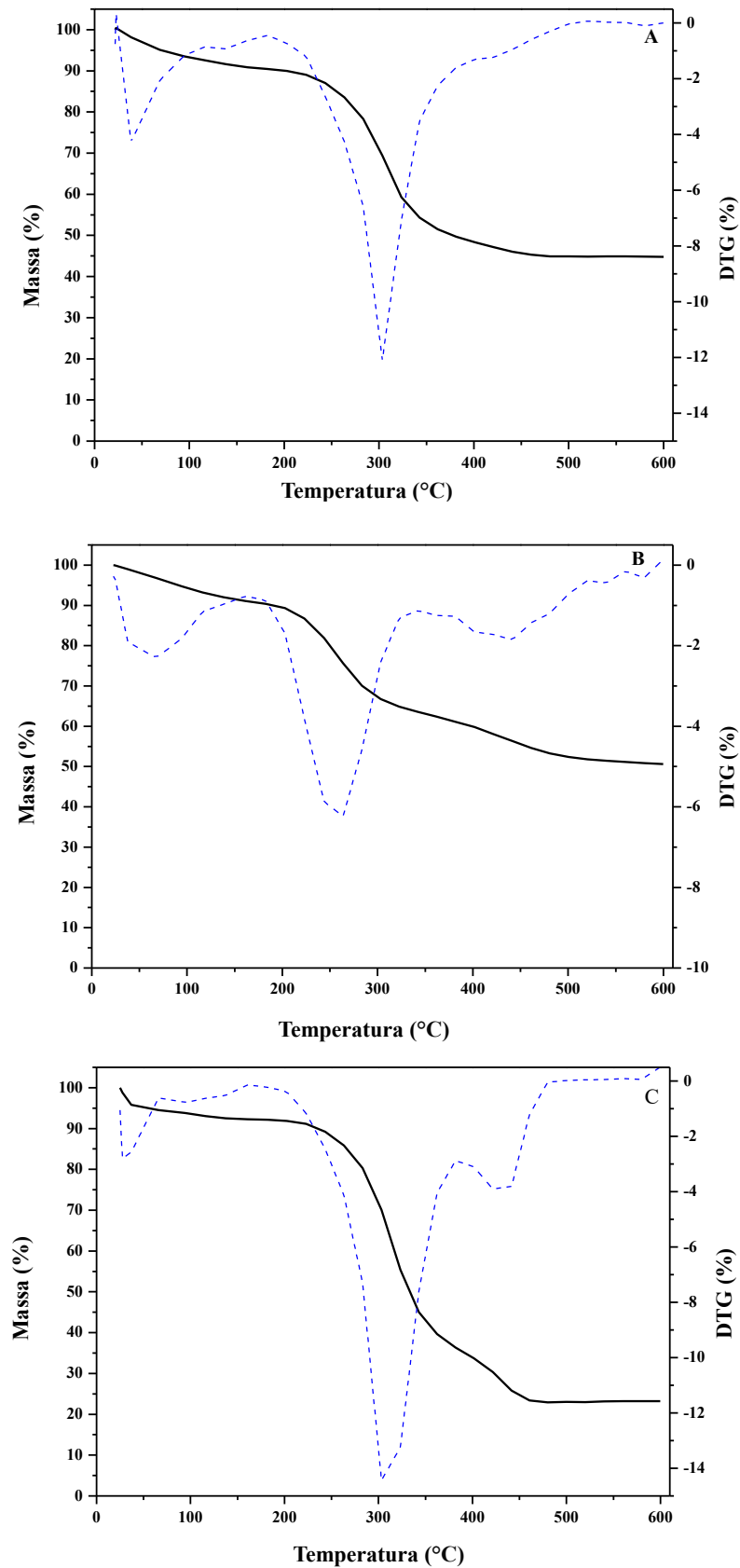
et al., 2011). Estudos indicam que tratamentos alcalinos conduzidos sob condições moderadas, com concentrações de NaOH de até 5% (m/v), são capazes de preservar a estrutura cristalina da celulose bacteriana, o que resulta no aumento da permeabilidade do material, favorecendo a absorção de líquidos e a difusão molecular, características necessárias em materiais da área de engenharia de tecidos e aplicações biomédicas (Chen et al., 2021).

De forma geral, os resultados obtidos confirmam que o tratamento combinado com NaOH e H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> é altamente eficaz na purificação da celulose bacteriana derivada do HCM. O aumento progressivo da cristalinidade observado da Fig. 11A1 à Fig. 11A3 evidencia a eficiência do processo na remoção de contaminantes amorfos e de componentes não celulósicos, resultando em um material estruturalmente mais organizado e adequado para aplicações de maior valor agregado.

#### ***5.3.4 Análise Termogravimétrica (TGA)***

A análise termogravimétrica (TGA) da celulose bacteriana obtida a partir do hidrolisado da casca de maracujá (HCM) (Figura 12) evidenciou três estágios distintos de perda de massa, característicos de materiais celulósicos. A primeira etapa ocorre em temperaturas abaixo de aproximadamente 120 °C e está relacionada à perda de água adsorvida e umidade residual do material. A segunda etapa corresponde ao principal evento de degradação térmica, observado entre cerca de 280 e 350 °C, podendo ser associada à decomposição da estrutura polimérica da celulose, com a quebra das ligações glicosídicas. A terceira etapa estende-se até aproximadamente 600 °C e está relacionada à formação e estabilização do resíduo carbonáceo (Yang et al., 2007; Poletto et al., 2014).

Figura 12 – Análise termogravimétrica (TGA) da CB-HCM sob diferentes condições: (A) celulose sem tratamento; (B) celulose tratada com NaOH; e (C) celulose tratada com NaOH seguida de peróxido de hidrogênio.



Fonte: Elaborado pela autora (2025).

A amostra não purificada apresentou um perfil de decomposição em múltiplas etapas, com eventos térmicos sobrepostos bem definidos na curva DTG (Figura 12A), comportamento compatível com a presença de constituintes não celulósicos oriundos do meio lignocelulósico, como frações de hemicelulose, lignina, proteínas e sais minerais. A massa residual a 600 °C foi de aproximadamente 39%, o que confirma a presença de material inorgânico e compostos refratários. O início precoce da degradação térmica (Tonset  $\approx$  240 °C) e o pico principal de decomposição em torno de 305 °C refletem uma estrutura mais heterogênea e menor estabilidade térmica do material. Resultados semelhantes foram reportados por Campano et al. (2016), que observaram valores de Tonset entre 230 e 250 °C e resíduos finais superiores a 30% em amostras de celulose bacteriana contendo impurezas lignocelulósicas, evidenciando que a presença de contaminantes reduz a estabilidade térmica do material.

Após a purificação com NaOH, observou-se uma simplificação parcial do perfil térmico (Figura 12B). O pico principal da curva DTG deslocou-se para aproximadamente 270 °C, com Tonset em torno de 220 °C, enquanto a massa residual aumentou para cerca de 49%. Esse comportamento pode estar associado à retenção de sais inorgânicos e à concentração de frações mais termoestáveis durante o tratamento alcalino, o que contribui para o aumento da fração residual após a degradação térmica, conforme descrito por Poletto et al. (2012) para materiais celulósicos contendo componentes estruturais de maior resistência térmica.

A purificação combinada de hidróxido de sódio e peróxido de hidrogênio resultou no material mais estável e homogêneo (Figura 12C). A curva DTG apresentou um único pico máximo bem definido na região característica da pirólise da celulose, com temperatura inicial de degradação (Tonset) em torno de 260 °C e temperatura máxima de degradação (Tmax) próxima de 320 °C, valores superiores aos observados nas demais amostras. A fração residual a 600 °C foi de aproximadamente 19%, o que evidencia uma remoção mais eficiente de impurezas.

A amostra tratada apenas com NaOH apresentou o maior resíduo final, seguida pela amostra não purificada, enquanto a amostra submetida ao tratamento sequencial com NaOH e H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> exibiu o menor valor. Em relação os parâmetros Tonset e Tmax, foi apresentado uma tendência inversa, com menores valores na amostra tratada apenas com NaOH, valores intermediários na amostra não purificada e os maiores valores na amostra purificada sequencialmente. Esses comportamentos confirmam que a remoção progressiva de constituintes não celulósicos contribui para o aumento da estabilidade térmica da celulose bacteriana, já que que a maior pureza estrutural resulta em perfis de degradação mais

homogêneos e deslocados para temperaturas mais elevadas, conforme descrito na literatura para amostras de celulose bacteriana submetidas a tratamentos químicos de purificação (Klemm et al., 2005; Czaja et al., 2006; Campano et al., 2016).

Esses resultados indicam que o processo de purificação atua principalmente na remoção de impurezas cataliticamente ativas e de componentes refratários, sem causar alterações na estrutura química básica da celulose. Esse comportamento está em concordância com os resultados de DRX (Figura 11), que mostraram o aumento da intensidade dos picos característicos da celulose do tipo I, indicando maior cristalinidade e organização molecular, fatores associados ao aumento da estabilidade térmica.

Ademais, a menor fração residual e o perfil DTG mais homogêneo observados na amostra tratada com NaOH e H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> representam vantagens para etapas de processamento térmico, como secagem, esterilização e prensagem a quente. Assim, essas características ampliam o potencial de aplicação do material em sistemas que exigem elevada estabilidade térmica e boa transparência, como filmes celulósicos e curativos biomédicos, uma vez que a remoção de impurezas e o aumento da cristalinidade contribuem para maior estabilidade do material (Poletto et al., 2012).

#### **5.4 Biodegradabilidade da celulose produzida a partir do HCM**

A biodegradabilidade da celulose bacteriana (CB) obtida a partir de HCM foi avaliada ao longo de 42 dias, por meio de análises morfológicas e quantificação do grau de degradação. Observou-se uma degradação progressiva do material, evidenciada por alterações na coloração, na textura e na integridade estrutural. Durante o período de análise, a CB apresentou inicialmente um amarelamento gradual, seguido de escurecimento, acompanhado de aumento da fragilidade, perceptível visualmente.

As alterações observadas neste período podem ser atribuídas a processos oxidativos e à ação de microrganismos ambientais, os quais produzem enzimas celulolíticas, como celulases e  $\beta$ -glicosidases, responsáveis pela hidrólise da estrutura polissacarídica da celulose. O escurecimento do material pode estar relacionado à degradação parcial dos polímeros de celulose e à formação de subprodutos de oxidação, como compostos fenólicos e quinonas, fenômeno amplamente observado durante a biodegradação de biomateriais celulósicos (Bueno et al., 2023). Nesse contexto, a perda de coesão estrutural e a maior fragilidade provém da fragmentação das cadeias de glicose, causada pela ação hidrolítica de microrganismos e por fatores ambientais, como umidade e temperatura, que favorecem a degradação biológica do material (Brunšek et al., 2023; Hubbe et al., 2025).

A análise quantitativa indicou que, após 35 dias, cerca de 20% da estrutura inicial da CB havia sido degradada, aumentando para 26% após 42 dias (Figura 13). Esses resultados são consistentes com estudos prévios sobre biodegradação de CB em diferentes condições ambientais, os quais relatam elevada degradação em solo, com perda de massa de aproximadamente 75% após oito semanas, enquanto membranas de náilon permanecem praticamente intactas (Bueno et al., 2023). Dessa forma, a CB com comportamento biodegradável apresenta potencial para aplicações biomédicas, incluindo sistemas de liberação de fármacos e engenharia de tecidos (Liu et al., 2023).

Figura 13 – Biodegradabilidade da CB-HCM após purificação com NaOH e H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>.



Fonte: Elaborado pela autora (2025).

A celulose bacteriana (CB) apresenta elevada biodegradabilidade em diferentes ambientes naturais, sendo a degradação maior em meios como solo. Nessas condições, a maior disponibilidade de microrganismos e os níveis elevados de umidade contribuem para a intensificação do processo degradativo (Camargo et al., 2020).

A taxa de degradação observada neste estudo está de acordo com os valores reportados em estudos prévios para a celulose bacteriana, podendo ser considerada superior à de polímeros sintéticos amplamente utilizados na indústria. Materiais convencionais, como polietileno e polipropileno, podem persistir no ambiente por décadas ou até séculos antes de sofrer degradação significativa, enquanto a CB pode ser rapidamente assimilada por microrganismos sob condições ambientais naturais (Chen et al., 2024; Camargo et al., 2020). Desse modo, a CB possui potencial para aplicações sustentáveis, como embalagens biodegradáveis e biomateriais, contribuindo para a redução dos impactos ambientais associados

ao acúmulo de resíduos plásticos de difícil degradação. Além disso, a CB apresenta propriedades mecânicas e térmicas favoráveis, como elevada resistência à tração e alta capacidade de retenção de água, características importantes para aplicações biomédicas e industriais (Girard et al., 2024; Chen et al., 2024; Gorgieva e Trček, 2019).

A utilização de substratos de origem diversa para a produção de CB tem sido amplamente avaliada, com estudos demonstrando a viabilidade do uso de diferentes fontes lignocelulósicas e resíduos agroindustriais com finalidade de reduzir custos e aumentar a sustentabilidade do processo produtivo (Liu et al., 2023). Assim, os resultados obtidos neste trabalho reforçam a viabilidade da CB produzida a partir de HCM como uma alternativa biodegradável e sustentável, com potencial de aplicação em diversas áreas, especialmente no desenvolvimento de biomateriais e embalagens biodegradáveis.

A Tabela 4 apresenta uma comparação entre os tempos de degradação, a biodegradabilidade e as principais aplicações industriais da celulose bacteriana e de diferentes polímeros amplamente utilizados, como PET, PP, LDPE, PS e PVC, os quais podem persistir no ambiente por décadas ou até séculos antes de sofrerem degradação significativa.

Tabela 4 – Comparação do tempo de degradação da celulose bacteriana e de polímeros industriais.

<b>Material</b>	<b>Tempo de degradação</b>	<b>Biodegradável</b>	<b>Aplicação industrial</b>	<b>Referências</b>
Celulose Bacteriana (CB)	3 meses a 3 anos	Sim	Biomateriais, embalagens biodegradáveis	(Choi et al., 2022)
Papel	Semanas a meses (degrada rapidamente em condições favoráveis; por exemplo, ~60% degradado em até 10 dias em lodo de esgoto)	Sim	Sacolas, embalagens, copos, papelão	(Erdal e Hakkarainen, 2022)
PLA (Poliácido Láctico)	30 dias (em compostagem industrial a ~60 °C)	Sim	Embalagens biodegradáveis, utensílios descartáveis	(Wu et al., 2023)
PET (Politereftalato de Etileno)	100–500 anos	Não	Garrafas PET, embalagens, têxteis	(Zhao et al., 2023)
PP (Polipropileno)	Décadas (meia-vida ambiental ~16 anos em ambientes marinhos)	Não	Tampas, embalagens, seringas	(Lin et al., 2023)

PEBD (Polietileno de Baixa Densidade)	Até ~400 anos (decomposição muito lenta em ambientes naturais)	Não	Sacolas plásticas, embalagens	(Morales Ramos et al., 2024)
PVC (Policloreto de Vinila)	> 500 anos	Não	Tubulações, embalagens de produtos químicos e alimentícios	(Kudzin et al., 2024)

Fonte: Elaborado pelo autor (2025).

Conforme apresentado na Tabela 4, a CB apresenta tempos de degradação variando de meses a poucos anos, evidenciando sua maior compatibilidade ambiental quando comparada a polímeros convencionais derivados do petróleo (Choi et al., 2022; Gorgieva e Trček, 2019). Essa característica destaca a CB como uma alternativa ambientalmente favorável para a redução do acúmulo de resíduos plásticos no meio ambiente. Além disso, a possibilidade de sua produção a partir de fontes renováveis, incluindo resíduos agroindustriais, torna o processo de obtenção mais viável, especialmente quando comparado a polímeros de origem petroquímica, cuja produção e disposição final estão associadas a geração de impactos ambientais (Choi et al., 2022; Erdal e Hakkarainen, 2022).

Quando comparada ao ácido polilático (PLA), um biopolímero amplamente comercializado como biodegradável, a CB apresenta degradabilidade mais favorável em condições ambientais naturais. Neste contexto, o PLA é considerado compostável sob condições industriais específicas, como temperaturas elevadas em sistemas de compostagem. Contudo, estudos realizados em ambientes aquáticos aeróbios relatam que esse material apresenta taxas limitadas de biodegradação, com valores de mineralização inferiores a 5% após 77 dias de incubação, indicando elevada resistência à degradação nessas condições (Wu et al., 2023; García-Depraect et al., 2022). Em contraste, a celulose bacteriana apresenta maior suscetibilidade à ação microbiana e é produzida por processos biotecnológicos de baixa toxicidade, reforçando seu potencial para aplicações sustentáveis.

## 6 CONCLUSÃO

O método de destoxificação empregado mostrou-se eficiente na remoção de compostos inibidores, possibilitando um desempenho eficaz do processo fermentativo e a obtenção de rendimentos significativos, especialmente com a utilização de fontes orgânicas de nitrogênio. Nesse contexto, o maior rendimento de celulose bacteriana (0,081 g/mL de meio) foi obtido com o uso de sulfato de amônio, evidenciando a influência da fonte de nitrogênio na eficiência do processo.

As análises de caracterização estrutural evidenciaram que os tratamentos de purificação com hidróxido de sódio e peróxido de hidrogênio contribuíram para o aumento da pureza e da cristalinidade da celulose bacteriana, ampliando sua adequação para aplicações tecnológicas de maior valor agregado.

A avaliação morfológica demonstrou a formação de uma rede nanofibrilar homogênea e porosa, característica que, associada à estabilidade térmica do material (até aproximadamente 300 °C), indica o potencial do material obtido para diferentes aplicações, como nas áreas biomédica e de embalagens sustentáveis. Além disso, o teor de biodegradabilidade demonstrou perda de massa de cerca de 26% após 42 dias em solo natural, reforçando sua compatibilidade ambiental quando comparada a polímeros sintéticos de origem petroquímica.

Os resultados obtidos destacam a relevância do processo desenvolvido para a valorização de resíduos agroindustriais, considerando que a casca de maracujá apresentou elevados teores de celulose (48,03%) e hemicelulose (20,8%), confirmando seu potencial como matéria-prima lignocelulósica. Assim, o hidrolisado da casca de maracujá se apresenta como uma fonte eficiente e de baixo custo para a produção de celulose bacteriana, contribuindo para o fortalecimento de estratégias associadas aos princípios da bioeconomia circular e para a substituição gradual de materiais provenientes do petróleo por alternativas biodegradáveis.

Como perspectivas futuras, recomenda-se a ampliação do processo em maior escala, o refinamento dos parâmetros fermentativos e o estudo de modificações superficiais capazes de direcionar as propriedades da celulose bacteriana para aplicações específicas, como embalagens biodegradáveis.

## REFERÊNCIAS

- ALBUQUERQUE, T. L. de; SILVA, I. J. da; MACEDO, G. R. de; ROCHA, M. V. P. *Biotechnological production of xylitol from lignocellulosic wastes: a review*. **Process Biochemistry**, v. 49, p. 1779–1789, 2014. DOI: 10.1016/j.procbio.2014.07.010.
- ALBUQUERQUE, T. L. de; GOMES, S. D. L.; MARQUES, J. E.; SILVA, I. J. da; ROCHA, M. V. P. *Xylitol production from cashew apple bagasse by *Kluyveromyces marxianus* CCA510*. **Catalysis Today**, v. 255, p. 33–40, 2015. DOI: 10.1016/j.cattod.2014.10.054.
- ALBUQUERQUE, T. L. de; GOMES, S. D. L.; SILVA JUNIOR, I. J. da; GONÇALVES, L. R. B.; ROCHA, M. V. P. *Xylitol production by different yeasts: kinetic study and biosynthesis from cashew apple bagasse hydrolysate*. **Canadian Journal of Chemical Engineering**, v. 101, p. 3668–3679, 2023. DOI: 10.1002/cjce.24737.
- ALMIHYAWI, R. A. H.; MUSAZADE, E.; ALHUSSANY, N.; ZHANG, S.; CHEN, H. *Production and characterization of bacterial cellulose by *Rhizobium* sp. isolated from bean root*. **Scientific Reports**, v. 14, p. 10848, 2024. DOI: 10.1038/s41598-024-61619-w.
- ASHOKKUMAR, V.; VENKATKARTHICK, R.; JAYASHREE, S.; CHUETOR, S.; DHARMARAJ, S.; KUMAR, G.; CHEN, W.-H.; NGAMCHARUSSRIVICHAI, C. *Recent advances in lignocellulosic biomass for biofuels and value-added bioproducts: a critical review*. **Bioresource Technology**, v. 344, p. 126195, 2021. DOI: 10.1016/j.biortech.2021.126195.
- ASWINI, K.; GOPAL, N. O.; UTHANDI, S. *Optimized culture conditions for bacterial cellulose production by *Acetobacter senegalensis* MA1*. **BMC Biotechnology**, v. 20, p. 46, 2020. DOI: 10.1186/s12896-020-00639-6.
- ATYKYAN, N.; REVIN, V.; SHUTOVA, V. *Raman and FT-IR spectroscopy investigation of cellulose structural differences from bacteria *Gluconacetobacter sucrofermentans* during different regimes of cultivation on molasses media*. **AMB Express**, v. 10, 2020. DOI: 10.1186/s13568-020-01020-8.
- BANAT, I. M.; CARBOUÉ, Q.; SAUCEDO-CASTAÑEDA, G.; DE JESÚS CÁZARES-MARINERO, J. *Biosurfactants: The green generation of speciality chemicals and potential production using solid-state fermentation (SSF) technology*. **Bioresource Technology**, v. 320, p. 124222, 2021. DOI: 10.1016/j.biortech.2020.124222.
- BLASZCZYK, A.; SADY, S.; PACHOLEK, B.; JAKUBOWSKA, D.; GRZYBOWSKA-BRZEZIŃSKA, M.; KRZYWONOS, M.; POPEK, S. *Sustainable management strategies for fruit processing byproducts for biorefineries: a review*. **Sustainability**, Basel, v. 16, n. 5, art. 1717, 2024. DOI: 10.3390/su16051717.
- BRUNŠEK, R.; KOPITAR, D.; SCHWARZ, I.; MARASOVIĆ, P. *Biodegradation properties of cellulose fibers and PLA biopolymer*. **Polymers**, Basel, v. 15, n. 17, p. 3532, 2023. DOI: 10.3390/polym15173532.
- BHATIA, S. K.; JAGTAP, S. S.; BEDEKAR, A. A.; BHATIA, R. K.; PATEL, A. K.; PANT, D.; BANU, J. R.; RAO, C. V.; KIM, Y.-G.; YANG, Y.-H. *Recent developments in pretreatment*

technologies on lignocellulosic biomass: effect of key parameters, technological improvements, and challenges. **Bioresource Technology**, v. 300, p. 122724, 2020. DOI: 10.1016/j.biortech.2019.122724.

BUENO, F.; FULTZ, L.; HUSSENER, C.; KEENAN, M.; SATHIVEL, S. *Biodegradability of bacterial cellulose polymer below the soil and its effects on soil bacteria diversity*. **Polymer Degradation and Stability**, v. 217, p. 110535, 2023. DOI: 10.1016/j.polymdegradstab.2023.110535.

CAI, Y.; ZHANG, H.; WANG, X.; LI, B.; ZHANG, Z. *Recent advances in catalytic conversion of lignocellulosic biomass into fuels and value-added chemicals*. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, v. 186, 2024. DOI: 10.1016/j.rser.2023.113648.

CAMARGO, M. S. A.; CERCAL, A. P.; SILVEIRA, V. F.; MANCINELLI, K. C. B.; GERN, R. M. M.; GARCIA, M. C. F.; APATI, G. P.; SCHNEIDER, A. L. dos S.; PEZZIN, A. P. T. *Evaluation of wet bacterial cellulose degradation in different environmental conditions*. **Macromolecular Symposia**, v. 394, p. 1–8, 2020. DOI: 10.1002/masy.202000149.

CAMPANO, C.; BALEA, A.; BLANCO, A.; NEGRO, C. *Enhancement of the fermentation process and properties of bacterial cellulose: a review*. **Cellulose**, v. 23, p. 57–91, 2016. DOI: 10.1007/s10570-015-0802-0.

CAMPOS, G. A.; SANTOS, D. *Maracujá: guia técnico*. Palmas: Fundação Universidade do Tocantins, 2011. Disponível em: <http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/handle/doc/917376>. Acesso em: 4 jan. 2026.

CAZARIN, C. B. B.; SILVA, J. K.; COLOMEU, T. C.; ZOLLNER, R. L.; MARÓSTICA JUNIOR, M. R. *Capacidade antioxidante e composição química da casca de maracujá (Passiflora edulis)*. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 44, n. 9, p. 1699–1704, set. 2014. DOI: 10.1590/0103-8478cr20131437.

CHAI, J. M.; ADNAN, A. *Effect of different nitrogen source combinations on microbial cellulose production by Pseudomonas aeruginosa in batch fermentation*. **IOP Conference Series: Materials Science and Engineering**, v. 440, p. 012044, 2018. DOI: 10.1088/1757-899X/440/1/012044.

CHANDEL, A. K.; SILVA, S. S.; SINGH, O. V. *Pretreatment technologies for lignocellulosic biomass: current status, challenges, and future prospects*. **BioResources**, v. 14, n. 1, p. 1379–1389, 2018. DOI: 10.15376/biores.14.1.1379-1389.

CHAWLA, P.; BAJAJ, I.; SURVASE, S.; SINGHAL, R. *Microbial cellulose: fermentative production and applications*. **Food Technology and Biotechnology**, v. 47, p. 107–124, 2009.

CHEN, G.; LEE, K.-Y.; BISMARCK, A.; LI, R. *Cellulose materials and methods of making and using the same*. United States Patent US2021/0254285A1, 2021.

CHEN, W.; WANG, C.; ZHANG, H.; LIU, Y.; WANG, F. *Catalytic conversion of lignocellulosic biomass into chemicals and fuels*. **Chemical Reviews**, v. 119, n. 19, p. 12284–12348, 2019. DOI: 10.1021/acs.chemrev.9b00266.

- CHEN, X.; LAN, W.; XIE, J. *Characterization of active films based on chitosan/polyvinyl alcohol integrated with ginger essential oil-loaded bacterial cellulose and application in sea bass (*Lateolabrax japonicas*) packaging*. **Food Chemistry**, v. 441, p. 138343, 2024. DOI: 10.1016/j.foodchem.2023.138343.
- CHEN, G.; WANG, K.; CHEN, P.; CAI, D.; SHAO, Y.; XIA, R.; LI, C.; WANG, H.; REN, F.; CHENG, X.; et al. *Fully biodegradable packaging films for fresh food storage based on oil-infused bacterial cellulose*. **Advanced Science**, v. 11, 2024. DOI: 10.1002/advs.202400826.
- CHERUBINI, F. *The biorefinery concept: using biomass instead of oil for producing energy and chemicals*. **Energy Conversion and Management**, v. 51, n. 7, p. 1412–1421, 2010. DOI: 10.1016/j.enconman.2010.01.015.
- CHOI, S. M.; RAO, K. M.; ZO, S. M.; SHIN, E. J.; HAN, S. S. *Bacterial cellulose and its applications*. **Polymers**, v. 14, 2022. DOI: 10.3390/polym14061080.
- COELHO, E. M.; AZEVÊDO, L. C. de; UMZA-GUEZ, M. A. *Fruto do maracujá: importância econômica e industrial, produção, subprodutos e prospecção tecnológica*. **Cadernos de Prospecção**, Salvador, v. 9, n. 3, p. 347–358, 2016. DOI: 10.9771/cp.v9i3.16637.
- CZAJA, W.; KRYSZYNOWICZ, A.; BIELECKI, S.; BROWN JR., R. M. *Microbial cellulose—the natural power to heal wounds*. **Biomaterials**, v. 27, n. 2, p. 145–151, 2006. DOI: 10.1016/j.biomaterials.2005.07.035.
- D'ALMEIDA, A. P.; ALBUQUERQUE, T. L. *Coconut husk valorization: innovations in bioproducts and environmental sustainability*. **Biomass Conversion and Biorefinery**, 2024. DOI: 10.1007/s13399-024-06080-5.
- DENG, L.; ZHENG, W.; LIU, Q.; HU, T.; LI, M.; WU, X.; LIU, Y.; YANG, D.; CHEN, L.; WENG, W.; et al. *Preparation and characterization of chitosan/bacterial cellulose nanofibers-based food packaging films blended with aqueous phase from purple passion fruit peel via hydrothermal carbonization*. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 301, p. 140258, 2025. DOI: 10.1016/j.ijbiomac.2025.140258.
- DI, J.; LI, Y.; ZHANG, Y.; GOH, K.-L.; ZHENG, M. *Enzymatic synthesis of antioxidant peptides with controllable and adjustable molecular weights using magnetically recyclable immobilized alcalase*. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 306, p. 141473, 2025. DOI: 10.1016/j.ijbiomac.2025.141473.
- DU, C.; LI, Y.; ZONG, H.; YUAN, T.; YUAN, W.; JIANG, Y. *Production of bioethanol and xylitol from non-detoxified corn cob via a two-stage fermentation strategy*. **Bioresource Technology**, v. 310, p. 123427, 2020. DOI: 10.1016/j.biortech.2020.123427.
- EMBRAPA. *Aproveitamento de resíduos agroindustriais: potencial e aplicações*. Fortaleza: Embrapa Agroindústria Tropical, 2022. Disponível em: <https://www.embrapa.br/agroindustria-tropical/publicacoes>. Acesso em: 26 nov. 2025.

EMBRAPA. *Visão de futuro – frutas: desempenho recente do agro nacional*. Brasília: Embrapa, 2022. Disponível em: <https://www.embrapa.br/visao-de-futuro/trajetoria-do-agro/desempenho-recente-do-agro/frutas>. Acesso em: 26 nov. 2025.

ERASO, L. M.; CUASPUD, O.; ARIAS, M. *Optimization of xylitol production through *Candida tropicalis* in xylose hydrolysate from rice husk*. **Biomass Conversion and Biorefinery**, 2024. DOI: 10.1007/s13399-024-05372-0.

ERDAL, N. B.; HAKKARAINEN, M. *Degradation of cellulose derivatives in laboratory, man-made, and natural environments*. **Biomacromolecules**, v. 23, p. 2713–2729, 2022. DOI: 10.1021/acs.biomac.2c00336.

ETHAIB, S.; OMAR, R.; KAMARUDIN, S. K.; BIROUK, M. *Enzymatic hydrolysis of lignocellulosic biomass for fermentable sugar production: an overview*. **Renewable Energy**, v. 155, p. 783–798, 2020. DOI: 10.1016/j.renene.2020.03.136.

FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS. *New FAO report maps pathways towards lower livestock emissions*. Roma: FAO, 2023.

FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS. *Frutas*. Portal FAO. Disponível em: <https://www.embrapa.br/en/agropensa/agro-em-dados/agricultura/frutas>. Acesso em: 26 nov. 2025.

FORTUNATO, S.; NIGRO, D.; LASORELLA, C.; MARCOTULI, I.; GADALETA, A.; DE PINTO, M. C. *The role of glutamine synthetase (GS) and glutamate synthase (GOGAT) in the improvement of nitrogen use efficiency in cereals*. **Biomolecules**, v. 13, p. 1771, 2023. DOI: 10.3390/biom13121771.

FRANCISCHINI, D. D. S.; LOPES, A. P.; SEGATTO, M. L.; STAHL, A. M.; ZUIN, V. G. *Development and application of green and sustainable analytical methods for flavonoid extraction from *Passiflora* waste*. **BMC Chemistry**, v. 14, p. 1–11, 2020. DOI: 10.1186/s13065-020-00710-5.

FREITAS, J. C. Aspectos agronômicos, produtivos e tecnológicos do maracujá-amarelo (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa*). 2018. Dissertação (Mestrado em Ciências Agrárias ou área afim) — Universidade Federal do Brasil, Brasil, 2018.

GARCÍA-DEPRAECT, O.; LEBRERO, R.; RODRIGUEZ-VEGA, S.; BORDEL, S.; SANTOS-BENEIT, F.; MARTÍNEZ-MENDOZA, L. J.; ARAGÃO BÖRNER, R.; BÖRNER, T.; MUÑOZ, R. *Biodegradation of bioplastics under aerobic and anaerobic aqueous conditions: kinetics, carbon fate and particle size effect*. **Bioresource Technology**, v. 344, 2022. DOI: 10.1016/j.biortech.2021.126265.

GEISSDOERFER, M.; SAVAGET, P.; BOCKEN, N. M. P.; HULTINK, E. J. The circular economy – a new sustainability paradigm? **Journal of Cleaner Production**, v. 143, p. 757–768, 2017. DOI: 10.1016/j.jclepro.2016.12.048.

GIRARD, V. D.; CHAUSSÉ, J.; VERMETTE, P. *Bacterial cellulose: a comprehensive review*. **Journal of Applied Polymer Science**, v. 141, p. 1–35, 2024. DOI: 10.1002/app.55163.

GONÇALVES, B.; CAMILLO, M.; OLIVEIRA, M.; CARREIRA, L.; MOULIN, J.; FANTUZZI NETO, H.; DE OLIVEIRA, B.; PEREIRA, A.; MONTEIRO, S. *Surface treatments of coffee husk fiber waste for effective incorporation into polymer biocomposites*. **Polymers**, v. 13, p. 3428, 2021. DOI: 10.3390/polym13193428.

GORGIEVA, S.; TRČEK, J. *Bacterial cellulose: production, modification and perspectives in biomedical applications*. **Nanomaterials**, v. 9, p. 1352, 2019. DOI: 10.3390/nano9101352.

GOUVEIA, E. R.; NASCIMENTO, R. T. do; SOUTO-MAIOR, A. M.; ROCHA, G. J. de M. *Validação de metodologia para a caracterização química de bagaço de cana-de-açúcar*. **Química Nova**, v. 32, p. 1500–1503, 2009. DOI: 10.1590/S0100-40422009000600026.

HESTRIN, S.; SCHRAMM, M. *Synthesis of cellulose by Acetobacter xylinum. 2. Preparation of freeze-dried cells capable of polymerizing glucose to cellulose*. **Biochemical Journal**, v. 58, p. 345–352, 1954. DOI: 10.1042/bj0580345.

HOZMAN-MANRIQUE, A. S.; GARCIA-BRAND, A. J.; HERNÁNDEZ-CARRIÓN, M.; PORRAS, A. *Isolation and characterization of cellulose microfibers from Colombian cocoa pod husk via chemical treatment with pressure effects*. **Polymers**, v. 15, p. 664, 2023. DOI: 10.3390/polym15030664.

HUBBE, M. A.; TYLER, J.; VENDITTI, R. A. *Biodegradability of cellulose fibers, films, and particles: a review*. **BioResources**, v. 18, n. 1, p. 1–36, 2023. DOI: 10.15376/biores.20.1.Hubbe.

IBGE. *PAM 2023: safra bate recorde, mas valor da produção cai 2%*. Agência de Notícias IBGE, 2024. Disponível em: <https://nada.ibge.gov.br/en/agencia-news/2184-news-agency/news/41311-pam-2023-safra-bate-recorde-mas-valor-da-producao-cai-2>. Acesso em: 26 nov. 2025.

IBGE. *Pesquisa da Produção Agrícola Municipal – PAM 2023*. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. Disponível em: <https://sidra.ibge.gov.br/home/pesquisa/2520>. Acesso em: 26 nov. 2025.

INFANTE-NETA, A. A.; D'ALMEIDA, A. P.; ALBUQUERQUE, T. L. *Bacterial cellulose in food packaging: a bibliometric analysis and review of sustainable innovations and prospects*. **Processes**, v. 12, 2024a. DOI: 10.3390/pr12091975.

INFANTE-NETA, A. A.; DE CARVALHO, Á. A. O.; D'ALMEIDA, A. P.; GONÇALVES, L. R. B.; DE ALBUQUERQUE, T. L. *Xylitol production from passion fruit peel hydrolysate: optimization of hydrolysis and fermentation processes*. **Bioresource Technology**, v. 414, p. 131628, 2024b. DOI: 10.1016/j.biortech.2024.131628.

IBRAHIM, M. I. J.; SAPUAN, S. M.; ZAINUDIN, E. S.; ZUHRI, M. Y. M. *Extraction, chemical composition, and characterization of potential lignocellulosic biomasses and polymers from corn plant parts*. **BioResources**, v. 14, p. 6485–6500, 2019. DOI: 10.15376/biores.14.3.6485-6500.

IPCC. *Climate Change 2023: Synthesis Report – Summary for Policymakers*. Geneva: IPCC, 2023. Disponível em: <https://www.ipcc.ch/report/ar6/syr/>. Acesso em: 26 nov. 2025.

INSTITUTO DE PESQUISA ECONÔMICA APLICADA (IPEA). Consumo de materiais por tipo nos países da OCDE. Brasília, 2023. Disponível em: <https://www.ipea.gov.br>. Acesso em: 03 jan. 2026.

JESUS, O. N. de; OLIVEIRA, E. J. de; FALEIRO, F. G.; SOARES, T. L.; GIRARDI, E. A. *Illustrated morpho-agronomic descriptors for Passiflora spp.* Brasília, DF: Embrapa, 2017.

JÖNSSON, L. J.; MARTÍN, C. *Pretreatment of lignocellulose: formation of inhibitory by-products and strategies for minimizing their effects.* **Bioresource Technology**, v. 199, p. 103–112, 2016. DOI: 10.1016/j.biortech.2015.10.009.

JU, X.; BOWDEN, M.; BROWN, E. E.; ZHANG, X. *An improved X-ray diffraction method for cellulose crystallinity measurement.* **Carbohydrate Polymers**, v. 123, p. 476–481, 2015. DOI: 10.1016/j.carbpol.2014.12.071.

KAWAKAMI, S.; MORINAGA, M.; TSUKAMOTO-SEN, S.; MORI, S.; MATSUI, Y.; KAWAMA, T. *Constituent characteristics and functional properties of passion fruit seed extract.* **Life**, v. 12, p. 38, 2021. DOI: 10.3390/life12010038.

KHASWAL, A.; MISHRA, S. K.; CHATURVEDI, N.; SAINI, S.; PLETSCHKE, B.; KUHAD, R. C. *Microbial enzyme production: Unlocking the potential of agricultural and food waste through solid-state fermentation.* **Bioresource Technology Reports**, v. 27, p. 101880, 2024. DOI: 10.1016/j.biteb.2024.101880.

KHATTAK, S.; QIN, X. T.; WAHID, F.; HUANG, L. H.; XIE, Y. Y.; JIA, S. R.; ZHONG, C. *Permeation of silver sulfadiazine into TEMPO-oxidized bacterial cellulose as an antibacterial agent.* **Frontiers in Bioengineering and Biotechnology**, v. 8, p. 1–12, 2021. DOI: 10.3389/fbioe.2020.616467.

KHATTAK, S.; QIN, X. T.; HUANG, L. H.; XIE, Y. Y.; JIA, S. R.; ZHONG, C. *Preparation and characterization of antibacterial bacterial cellulose/chitosan hydrogels impregnated with silver sulfadiazine.* **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 189, p. 483–493, 2021. DOI: 10.1016/j.ijbiomac.2021.08.157.

KIRCHHERR, J.; REIKE, D.; HEKKERT, M. *Conceptualizing the circular economy: an analysis of 114 definitions.* **Resources, Conservation and Recycling**, v. 127, p. 221–232, 2017. DOI: 10.1016/j.resconrec.2017.09.005.

KLEMM, D.; SCHUMANN, D.; UDHARDI, R.; MARSCH, S. *Bacterial synthesized cellulose — artificial blood vessels for microsurgery.* **Progress in Polymer Science**, v. 26, p. 1561–1603, 2005. DOI: 10.1016/j.progpolymsci.2005.07.005.

KOLESOVS, S.; NEIBERTS, K.; SEMJONOV, P.; BELUNS, S.; PLATNIEKS, O.; GAIDUKOV, S. *Evaluation of hydrolyzed cheese whey medium for enhanced bacterial cellulose production by Komagataeibacter rhaeticus MSCL 1463.* **Biotechnology Journal**, v. 19, 2024. DOI: 10.1002/biot.202300529.

KOLLER, M.; MARŠÁLEK, L.; DE SOUSA DIAS, M. M.; BRAUNEGG, G. *Producing microbial polyhydroxyalkanoate (PHA) biopolyesters from lignocellulosic biomass hydrolysates.* **New Biotechnology**, v. 37, p. 24–38, 2017. DOI: 10.1016/j.nbt.2016.05.001.

KUDZIN, M. H.; PIWOWARSKA, D.; FESTINGER, N.; CHRUŚCIEL, J. J. *Risks associated with the presence of polyvinyl chloride in the environment and methods for its disposal and utilization*. v. 17, 2024. ISBN 4842616318. DOI: 10.3390/ma17010173.

KULULO, W. W.; HABTU, N. G.; ABERA, M. K.; SENDEKIE, Z. B.; FANTA, S. W.; YEMATA, T. A. *Advances in various pretreatment strategies of lignocellulosic substrates for bioethanol production: a comprehensive review*. **Discover Applied Sciences**, v. 7, art. 476, 2025. DOI: 10.1007/s42452-025-06748-1.

KUMAR, R.; HU, F.; SADDLER, J. N. *Enzyme inhibition and the recycling of cellulases during the hydrolysis of lignocellulosic substrates*. **Biotechnology for Biofuels**, v. 9, 2016. DOI: 10.1186/s13068-016-0468-4.

KUMBHAR, J. V.; RAJWADE, J. M.; PAKNIKAR, K. M. *Fruit peels support higher yield and superior quality bacterial cellulose production*. **Applied Microbiology and Biotechnology**, v. 99, p. 6677–6691, 2015. DOI: 10.1007/s00253-015-6644-8.

LAAVANYA, D.; SHIRKOLE, S.; BALASUBRAMANIAN, P. *Current challenges, applications and future perspectives of SCOBY cellulose of kombucha fermentation*. **Journal of Cleaner Production**, v. 295, p. 126454, 2021. DOI: 10.1016/j.jclepro.2021.126454

LIANG, Q.; XIONG, W.; ZHOU, Q.; CUI, C.; XU, X.; ZHAO, L.; YAO, Y. *Glucosinolates or erucic acid, which one contributes more to volatile flavor of fragrant rapeseed oil?* **Food Chemistry**, v. 412, art. 135594, 2023. DOI: 10.1016/j.foodchem.2023.135594.

LI, Z.; WANG, L.; HUA, J.; JIA, S.; ZHANG, J.; LIU, H. *Production of nano bacterial cellulose from waste water of candied jujube-processing industry using *Acetobacter xylinum**. **Carbohydrate Polymers**, **Oxford**, v. 120, p. 115-119, 2015. DOI: 10.1016/j.carbpol.2014.11.061.

LIN, Y. D.; HUANG, P. H.; CHEN, Y. W.; HSIEH, C. W.; TAIN, Y. L.; LEE, B. H.; HOU, C. Y.; SHIH, M. K. *Sources, degradation, ingestion and effects of microplastics on humans: a review*. **Toxics**, v. 11, 2023. DOI: 10.3390/toxics11090747.

LIU, Z.; SIDDIQUE, F.; WEI, Y.; HAQUE, M. A.; NA, L.; YANG, X.; LIN, C. S. K. *Efficient production of bacterial cellulose using *Komagataeibacter sucrofermentans* on sustainable feedstocks*. **ChemSusChem**, p. 1–12, 2024. DOI: 10.1002/cssc.202401578.

LIU, G.; ZOU, F.; HE, W.; LI, J.; XIE, Y.; MA, M.; ZHENG, Y. *The controlled degradation of bacterial cellulose in simulated physiological environment by immobilization and release of cellulase*. **Carbohydrate Polymers**, v. 314, p. 120906, 2023. DOI: 10.1016/j.carbpol.2023.120906.

LÓPEZ-VARGAS, J. H.; FERNÁNDEZ-LÓPEZ, J.; PÉREZ-ÁLVAREZ, J. A.; VIUDA-MARTOS, M. *Chemical, physico-chemical, technological, antibacterial and antioxidant properties of dietary fiber powder obtained from yellow passion fruit (*Passiflora edulis* var. *flavicarpa*) co-products*. **Food Research International**, v. 51, p. 756–763, 2013. DOI: 10.1016/j.foodres.2013.01.055.

- MARSH, A. J.; O'SULLIVAN, O.; HILL, C.; ROSS, R. P.; COTTER, P. D. *Sequence-based analysis of the bacterial and fungal compositions of multiple kombucha (tea fungus) samples*. **Food Microbiology**, v. 38, p. 171–178, 2014. DOI: 10.1016/j.fm.2013.09.003.
- MERRICK, M. J.; EDWARDS, R. A. *Nitrogen control in bacteria*. **Microbiological Reviews**, v. 59, n. 4, p. 604–622, 1995.
- MOHAMMADKAZEMI, F.; KHADEMIBARANGENANI, R.; KOOSHA, M. *The effect of oxidation time and concentration on physicochemical, structural, and thermal properties of bacterial nano-cellulose*. **Polymer Science Series A**, v. 61, p. 265–273, 2019. DOI: 10.1134/S0965545X19030088.
- MOHITE, B. V.; PATIL, S. V. *Physical, structural, mechanical and thermal characterization of bacterial cellulose by G. hansenii NCIM 2529*. **Carbohydrate Polymers**, v. 106, p. 132–141, 2014. DOI: 10.1016/j.carbpol.2014.02.012.
- MOON, R. J.; MARTINI, A.; NAIRN, J.; SIMONSEN, J.; YOUNGBLOOD, J. *Cellulose nanomaterials review: structure, properties and nanocomposites*. **Chemical Society Reviews**, v. 40, p. 3941–3994, 2011.
- MORALES RAMOS, J. G.; FERNÁNDEZ TARRILLO, L. M.; GUEVARA BRAVO, A. X.; SÁNCHEZ-PURIHUAMÁN, M.; CARREÑO FARFÁN, C. R.; LOAYZA ESTRADA, C. S.; LLONTOP YNGA, E. G.; DE LA CRUZ SILVA, H. *Efficiency of microorganisms and effectiveness of biodegradation techniques on LDPE plastics: a systematic review*. **F1000Research**, v. 13, p. 1–25, 2024. DOI: 10.12688/f1000research.151338.2.
- MOURE, A.; GULLÓN, P.; DOMÍNGUEZ, H.; PARAJÓ, J. C. *Advances in the manufacture, purification and applications of xylo-oligosaccharides as food additives and nutraceuticals*. **Process Biochemistry**, v. 41, n. 9, p. 1913–1923, 2006.
- MUJTABA, M.; FRACETO, L. F.; FAZELI, M.; MUKHERJEE, S.; SAVASSA, S. M.; MEDEIROS, G. A.; PEREIRA, A. do E. S.; MANCINI, S. D.; LIPPONEN, J.; VILAPLANA, F. *Lignocellulosic biomass from agricultural waste to the circular economy: a review with focus on biofuels, biocomposites and bioplastics*. **Journal of Cleaner Production**, v. 402, art. 136815, 2023. DOI: 10.1016/j.jclepro.2023.136815.
- MUSSATTO, S. I.; DRAGONE, G.; GUIMARÃES, P. M.; SILVA, J. P.; CARNEIRO, L. M.; ROBERTO, I. C.; VICENTE, A.; DOMINGUES, L.; TEIXEIRA, J. A. *Technological trends, global market, and challenges of bio-ethanol production*. **Biotechnology Advances**, v. 28, n. 6, p. 817–830, 2010. DOI: 10.1016/j.biotechadv.2010.07.001.
- NG, H. M.; SIN, L. T.; TEE, T. T.; BEE, S. T.; HUI, D.; LOW, C. Y.; RAHMAT, A. R. *Extraction of cellulose nanocrystals from plant sources for application as reinforcing agent in polymers*. **Composites Part B: Engineering**, v. 75, p. 176–200, 2015. DOI: 10.1016/j.compositesb.2015.01.008.
- NIKBAKHT, A.; VAN ZYL, E. M.; LARSON, S.; FENLON, S.; COBURN, J. M. *Bacterial cellulose purification with non-conventional, biodegradable surfactants*. **Polysaccharides**, v. 5, p. 857–871, 2024. DOI: 10.3390/polysaccharides5040053.

- PANCHOLI, M. J.; KHRISTI, A.; ATHIRA, K. M.; BAGCHI, D. *Comparative analysis of lignocellulose agricultural waste and pre-treatment conditions with FTIR and machine learning modeling*. **Bioenergy Research**, v. 16, p. 123–137, 2023. DOI: 10.1007/s12155-022-10444-y.
- PARCHAYKINA, M. V.; BAYKOV, M. A.; REVINA, E. S.; SHCHANKIN, M. V.; REVIN, V. V. *Study of the physico-mechanical properties and oxygen permeability of bacterial-cellulose-based conduits*. **Polymers**, v. 17, p. 2123, 2025. DOI: 10.3390/polym17152123.
- PARK, S. Y.; CHOI, J. H.; KIM, J. H.; CHO, S. M.; YEON, S.; JEONG, H.; LEE, S. M.; CHOI, I. G. *Peracetic acid-induced kraft lignin solubilization and its characterization for selective production of macromolecular biopolymers*. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 161, p. 1240–1246, 2020. DOI: 10.1016/j.ijbiomac.2020.06.041.
- PIGALEVA, M. A.; BULAT, M. V.; GROMOVYKH, T. I.; GAVRYUSHINA, I. A.; LUTSENKO, S. V.; GALLYAMOV, M. O.; NOVIKOV, I. V.; BUYANOVSKAYA, A. G.; KISELYOVA, O. I. *A new approach to purification of bacterial cellulose membranes: what happens to bacteria in supercritical media?* **Journal of Supercritical Fluids**, v. 147, p. 59–69, 2019. DOI: 10.1016/j.supflu.2019.02.009.
- POLETTI, M.; ZATTERA, A. J.; FORTE, M. M. C.; SANTANA, R. M. C. *Thermal decomposition of wood: influence of wood components and cellulose crystallinity*. **Bioresource Technology**, v. 109, p. 148–153, 2012. DOI: 10.1016/j.biortech.2012.01.010.
- QUIJANO, L.; RODRIGUES, R.; FISCHER, D.; TOVAR-CASTRO, J. D.; PAYNE, A.; NAVONE, L.; HU, Y.; YAN, H.; PINMANEE, P.; POON, E.; et al. *Bacterial cellulose cookbook: a systematic review on sustainable and cost-effective substrates*. **Journal of Bioresources and Bioproducts**, 2024. DOI: 10.1016/j.jobab.2024.05.003.
- RABELO, S. C.; CARRERE, H.; MACIEL FILHO, R.; COSTA, A. C. *Production of bioethanol, methane and heat from sugarcane bagasse in a biorefinery concept*. **Bioresource Technology**, v. 102, n. 17, p. 7887–7895, 2011. DOI: 10.1016/j.biortech.2011.05.081.
- RAHMAN, S. S. A.; VAISHNAVI, T.; VIDYASRI, G. S.; SATHYA, K.; PRIYANKA, P.; VENKATACHALAM, P.; KARUPPIAH, S. *Production of bacterial cellulose using *Gluconacetobacter kombuchae* immobilized on *Luffa aegyptiaca* support*. **Scientific Reports**, v. 11, p. 2912, 2021. DOI: 10.1038/s41598-021-82596-4.
- REVIN, V.; LIYASKINA, E.; NAZARKINA, M.; BOGATYREVA, A.; SHCHANKIN, M. *Cost-effective production of bacterial cellulose using acidic food industry by-products*. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 49, p. 151–159, 2018. DOI: 10.1016/j.bjm.2017.12.012.
- RIBEIRO, G. O.; GRUNINGER, R. J.; BADHAN, A.; McALLISTER, T. A. *Mining the rumen for fibrolytic feed enzymes*. **Animal Frontiers**, 2016. DOI: 10.2527/af.2016-0019.
- RINCÓN, A.; RESTREPO, G. M.; HOYOS, F. E. *Review of bacterial cellulose production using agricultural and agroindustrial wastes: physical and mechanical properties*. **International Journal of Agricultural and Biological Engineering**, v. 18, n. 5, p. 15–25, 2025. DOI: 10.25165/j.ijabe.20251805.9466.

ROSSON, L.; TAN, B.; BEST, W.; BYRNE, N. *Applications of regenerated bacterial cellulose: a review*. **Cellulose**, v. 31, p. 10165–10190, 2024. DOI: 10.1007/s10570-024-06220-0.

SABATINI, F.; MARESCA, E.; AULITTO, M.; TERMOPOLI, V.; DE RISI, A.; CORREGGIA, M.; FIORENTINO, G.; CONSONNI, V.; GOSETTI, F.; ORLANDI, M.; et al. *Exploiting agri-food residues for kombucha tea and bacterial cellulose production*. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 302, p. 140293, 2025. DOI: 10.1016/j.ijbiomac.2025.140293.

SAI BHARADWAJ, A. V. S. L.; DEV, S.; ZHUANG, J.; WANG, Y.; YOO, C. G.; JEON, B. H.; AGGARWAL, S.; PARK, S. H.; KIM, T. H. *Review of chemical pretreatment of lignocellulosic biomass using low-liquid and low-chemical catalysts for effective bioconversion*. **Bioresource Technology**, v. 368, art. 128339, 2023. DOI: 10.1016/j.biortech.2022.128339.

SAID AZMI, S. N. N.; SAMSU, Z. 'ASYIQIN; MOHD ASNAWI, A. S. F.; ARIFFIN, H.; SYED ABDULLAH, S. S. *The production and characterization of bacterial cellulose pellicles obtained from oil palm frond juice and their conversion to nanofibrillated cellulose*. **Carbohydrate Polymer Technologies and Applications**, v. 5, p. 100327, 2023. DOI: 10.1016/j.carpta.2023.100327.

SALEH, A. K.; EL-GENDI, H.; SOLIMAN, N. A.; EL-ZAWAWY, W. K.; ABDEL-FATTAH, Y. R. *Bioprocess development for bacterial cellulose biosynthesis by novel *Lactiplantibacillus plantarum* isolate along with characterization and antimicrobial assessment of fabricated membrane*. **Scientific Reports**, v. 12, p. 2181, 2022. DOI: 10.1038/s41598-022-06117-7.

SANTOS, J. R.; VIANA, G. C. C.; BARBOSA, R. S.; BORGES, M. de S.; RAMBO, M. K. D.; BERTUOL, D. A.; SCAPIN, E. *Effect of different pretreatments of *Passiflora edulis* peel biomass on the conversion process into bioproducts for biorefineries*. **Sustainable Chemistry and Environment**, v. 2, p. 100013, 2023. DOI: 10.1016/j.scenv.2023.100013.

SANTOS, E. P.; MENDES, A. C.; RIBEIRO, A. F. *In vitro and in vivo antioxidant and antimicrobial activities of passion fruit (*Passiflora edulis*) peel extracts*. **Research, Society and Development**, v. 10, n. 8, p. e53110817603, 2021. DOI: 10.33448/rsd-v10i8.17603.

SANTOS, G. J. dos; SOUZA, P. A. S.; OLIVEIRA, D. C.; SILVA, M. F. G. F.; VIEIRA, I. J. C.; FREITAS, L. A. P. *Valorization of wastes from the juice passion fruit production industry: extraction of bioactive compounds from seeds, antioxidant, photoprotective and antiproliferative activities*. **Waste and Biomass Valorization**, v. 13, n. 4, p. 1233–1250, 2022. DOI: 10.1007/s12649-022-01937-0.

SARAVANAN, A.; YAASHIKAA, P. R.; SENTHIL KUMAR, P.; THAMARAI, P.; DEIVAYANAI, V. C.; RANGASAMY, G. *A comprehensive review on techno-economic analysis of biomass valorization and conversional technologies of lignocellulosic residues*. **Industrial Crops and Products**, v. 200, p. 116822, 2023. DOI: 10.1016/j.indcrop.2023.116822.

SAUER, M.; PORRO, D.; MATTANOVICH, D.; BRANDUARDI, P. *Microbial production of organic acids: expanding the markets*. **Trends in Biotechnology**, v. 26, n. 2, p. 100–108, 2008. DOI: 10.1016/j.tibtech.2007.11.006.

SEGERS, B.; NIMMEGEERS, P.; SPILLER, M.; TOFANI, G.; JASIUKAITYTĖ-GROJZDEK, E.; DACE, E.; KIKAS, T.; MARCHETTI, J. M.; RAJIĆ, M.; YILDIZ, G.; BILLEN, P. *Lignocellulosic biomass valorisation: a review of feedstocks, processes and potential value chains and their implications for the decision-making process*. **RSC Sustainability**, v. 2, n. 12, p. 3730–3749, 2024. DOI: 10.1039/D4SU00342J.

SHAFIEI-ALAVIJEH, R.; AGHBASHLO, M.; TABATABAEI, M.; DENAYER, J. F. M.; KARIMI, K. *A critical review of sustainable biorefineries utilizing high-solid processing for industrial crop lignocellulosic wastes valorization*. **Industrial Crops and Products**, v. 211, 2024. DOI: 10.1016/j.indcrop.2024.118236.

SHI, W.; LI, S.; JIN, H.; ZHAO, Y.; YU, W. *The hydrothermal liquefaction of rice husk to bio-crude using metallic oxide catalysts*. **Energy Sources, Part A: Recovery, Utilization, and Environmental Effects**, v. 35, p. 2149–2155, 2013. DOI: 10.1080/15567036.2012.700996.

SILVA, R. C.; OLIVEIRA, A. P.; SANTOS, J. R.; COSTA, L. M.; SOUZA, F. G. *Advances in agro-industrial waste valorization through biorefinery approaches: pathways for sustainable bioproducts production*. **Bioresource Technology**, v. 402, 2025. DOI: 10.1016/j.biortech.2024.130456.

SINGH, A.; UJLA, K.; SHRIVASTAVA, S. *Lignocellulosic biomass and enzymes: fundamentals, emerging technologies, and applications*. **Catalysis Research**, v. 5, n. 2, p. 004, 2025. DOI: 10.21926/cr.2502004.

SLUITER, A.; HAMES, B.; HYMAN, D.; PAYNE, C.; RUIZ, R.; SCARLATA, C.; SLUITER, J.; TEMPLETON, D.; WOLFE, J. *Determination of total solids in biomass and total dissolved solids in liquid process samples: laboratory analytical procedure (LAP)*. Golden, CO: National Renewable Energy Laboratory, 2008. (NREL/TP-510-42621). Disponível em: [http://www.nrel.gov/biomass/analytical\\_procedures.html](http://www.nrel.gov/biomass/analytical_procedures.html). Acesso em: 01 jan. 2026.

SLUITER, A.; HAMES, B.; RUIZ, R.; SCARLATA, C.; SLUITER, J.; TEMPLETON, D.; CROCKER, D. *Determination of structural carbohydrates and lignin in biomass: laboratory analytical procedure (LAP)*. Golden, CO: National Renewable Energy Laboratory, 2012. (NREL/TP-510-42618). Disponível em: [http://www.nrel.gov/biomass/analytical\\_procedures.html](http://www.nrel.gov/biomass/analytical_procedures.html). Acesso em: 01 jan. 2026.

SLUITER, A.; RUIZ, R.; SCARLATA, C.; SLUITER, J.; TEMPLETON, D. *Determination of extractives in biomass: laboratory analytical procedure (LAP)*. Golden, CO: National Renewable Energy Laboratory, 2008. (NREL/TP-510-42619). Disponível em: [http://www.nrel.gov/biomass/analytical\\_procedures.html](http://www.nrel.gov/biomass/analytical_procedures.html). Acesso em: 01 jan. 2026.

STATISTA. *Statista Agriculture – Worldwide*. Disponível em: <https://www.statista.com/>. Acesso em: 7 dez. 2025.

ŚWIĄTEK, K.; GAAG, S.; KLIER, A.; KRUSE, A.; SAUER, J.; STEINBACH, D. *Acid hydrolysis of lignocellulosic biomass: sugars and furfurals formation*. **Catalysts**, v. 10, p. 437, 2020. DOI: 10.3390/catal10040437.

TELES, G. H.; SANTOS, E. C. dos; SILVA, G. B. da; SILVA, M. G. L. da; SILVA, J. M. da; ROCHA, G. J. de M.; PITA, W. de B.; RIBEIRO, E. *Full utilization of the yellow passion fruit peel: chemical characterization and valorization to reduce biomass waste*. **Industrial Crops and Products**, v. 206, p. 117593, 2023. DOI: 10.1016/j.indcrop.2023.117593.

TORRES, F.; COMMEAUX, S.; TRONCOSO, O. *Biocompatibility of bacterial cellulose based biomaterials*. **Journal of Functional Biomaterials**, v. 3, p. 864–878, 2012. DOI: 10.3390/jfb3040864.

VAN HEESWIJK, W. C.; WESTERHOFF, H. V.; BOOGERD, F. C. *Nitrogen assimilation in Escherichia coli: putting molecular data into a systems perspective*. **Microbiology and Molecular Biology Reviews**, v. 77, p. 628–695, 2013. DOI: 10.1128/MMBR.00025-13.

VASCONCELOS, N. F.; FEITOSA, J. P. A.; GAMA, F. M. P. da; MORAIS, J. P. S.; ANDRADE, F. K.; SOUZA FILHO, M. de S. M. de; ROSA, M. de F. *Bacterial cellulose nanocrystals produced under different hydrolysis conditions: properties and morphological features*. **Carbohydrate Polymers**, v. 155, p. 425–431, 2017. DOI: 10.1016/j.carbpol.2016.08.090.

WANG, Y. Y.; ZHAO, X. Q.; LI, D. M.; WU, Y. M.; WAHID, F.; XIE, Y. Y.; ZHONG, C. *Review on the strategies for enhancing mechanical properties of bacterial cellulose*. **Journal of Materials Science**, v. 58, p. 15265–15293, 2023. DOI: 10.1007/s10853-023-08803-x.

WEIHUA, Q.; HONG, R.; QIANHUI, W. *Production of bacterial cellulose from enzymatic hydrolysate of kitchen waste by fermentation with kombucha*. **Biomass Conversion and Biorefinery**, v. 13, p. 14485–14496, 2023. DOI: 10.1007/s13399-022-02903-5.

WOICIECHOWSKI, A. L.; SOUZA, V. C.; SOCCOL, C. R.; SOCCOL, V. T. *Lignocellulosic biomass as a feedstock for bioprocesses: pretreatment, hydrolysis and biotechnological applications*. **Bioresource Technology**, v. 302, 2020. DOI: 10.1016/j.biortech.2020.122784.

WOŹNIAK, A.; KULIGOWSKI, K.; ŚWIERCZEK, L.; CENIAN, A. *Review of lignocellulosic biomass pretreatment using physical, thermal and chemical methods for higher yields in bioethanol production*. **Sustainability**, v. 17, n. 1, p. 287, 2025. DOI: 10.3390/su17010287.

WU, Y.; GAO, X.; WU, J.; ZHOU, T.; NGUYEN, T. T.; WANG, Y. *Biodegradable polylactic acid and its composites: characteristics, processing, and sustainable applications in sports*. **Polymers**, v. 15, 2023. DOI: 10.3390/polym15143096.

XIANG, Z.; ZHANG, J.; LIU, Q.; CHEN, Y.; LI, J.; LU, F. *Improved dispersion of bacterial cellulose fibers for the reinforcement of paper made from recycled fibers*. **Nanomaterials**, v. 9, 2019. DOI: 10.3390/nano9010058.

YAASHIKAA, R.; SENTHIL KUMAR, P.; VARJANI, S. *Valorization of agro-industrial wastes for biorefinery process and circular bioeconomy: a critical review*. **Bioresource Technology**, v. 343, art. 126126, 2022. DOI: 10.1016/j.biortech.2021.126126.

YANG, H.; YAN, R.; CHEN, H.; LEE, D. H.; ZHENG, C. *Characteristics of hemicellulose, cellulose and lignin pyrolysis*. **Fuel**, v. 86, n. 12–13, p. 1781–1788, 2007. DOI: 10.1016/j.fuel.2006.12.013.

YAO, S.; NIE, S.; YUAN, Y.; WANG, S.; QIN, C. *Efficient extraction of bagasse hemicelluloses and characterization of solid remainder*. **Bioresource Technology**, v. 185, p. 21–27, 2015. DOI: 10.1016/j.biortech.2015.02.052.

ZABED, H.; SAHU, J. N.; SUELY, A.; BOYCE, A. N.; FARUQ, G. *Bioethanol production from renewable sources: current perspectives and technological progress*. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, v. 71, p. 475–501, 2016. DOI: 10.1016/j.rser.2016.12.076.

ZERAIK, M. L.; PEREIRA, C. A.; ZUIN ZEIDLER, V.; YARIWAKE, J. H. *Maracujá: um alimento funcional?* **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 20, n. 3, p. 459–471, 2010. DOI: 10.1590/S0102-695X2010000300026.

ZHAO, S.; LIU, R.; WANG, J.; LV, S.; ZHANG, B.; DONG, C.; SHAO, Z. *Biodegradation of polyethylene terephthalate (PET) by diverse marine bacteria in deep-sea sediments*. **Environmental Microbiology**, v. 25, p. 2719–2731, 2023. DOI: 10.1111/1462-2920.16460.

ZHENG, Q.; ZHOU, T.; WANG, Y.; CAO, X.; WU, S.; ZHAO, M.; WANG, H.; XU, M.; ZHENG, B.; ZHENG, J.; GUAN, X. *Pretreatment of wheat straw leads to structural changes and improved enzymatic hydrolysis*. **Scientific Reports**, v. 8, p. 1321, 2018. DOI: 10.1038/s41598-018-19517-5.