



UNIVERSIDADE ESTADUAL DO SUDOESTE DA BAHIA - UESB  
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ENGENHARIA E CIÊNCIA DE  
ALIMENTOS  
Área de Concentração: Ciência de Alimentos

LEONARDO GONÇALVES PARAGUASSÚ

**INFLUÊNCIA DO MATERIAL DE PAREDE NA QUALIDADE E ESTABILIDADE  
DE MICROCÁPSULAS DO CORANTE AZUL GENIPOCIANINA G1 EXTRAÍDO  
DE FRUTOS VERDES DE JENIPAPO**

ITAPETINGA – BAHIA – BRASIL  
2023

LEONARDO GONÇALVES PARAGUASSÚ

**INFLUÊNCIA DO MATERIAL DE PAREDE NA QUALIDADE E ESTABILIDADE  
DE MICROCÁPSULAS DO CORANTE AZUL GENIPOCIANINA G1 EXTRAÍDO  
DE FRUTOS VERDES DE JENIPAPO**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Engenharia e Ciência de Alimentos da Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia (UESB), como requisito parcial para obtenção do título de Mestre em Engenharia e Ciência de Alimentos, área de concentração em Ciência de Alimentos.

**Orientadora:** Prof.<sup>a</sup> Dsc. Cristiane Martins Veloso

**Coorientadores:**

Prof. Dsc. Leandro Soares Santos

Prof.<sup>a</sup> Dsc. Jéssica Sousa Ribeiro (UFRB)

ITAPETINGA – BAHIA – BRASIL

2023

664.062

P238i

Paraguassú, Leonardo Gonçalves

Influência do material de parede na qualidade e estabilidade de microcápsulas do corante azul genipocianina g1 extraído de frutos verdes de jenipapo. / Leonardo Gonçalves Paraguassú. - Itapetinga: UESB, 2023.

55f.

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Engenharia e Ciência de Alimentos da Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia (UESB), como requisito parcial para obtenção do título de Mestre em Engenharia e Ciência de Alimentos, área de concentração em Ciência de Alimentos. Sob a orientação da Prof<sup>a</sup>. D. Sc. Cristiane Martins Veloso e coorientação do Prof. D. Sc. Leandro Soares Santos e Prof.<sup>a</sup> D. Sc. Jéssica Sousa Ribeiro.

1. Corante natural azul - Jenipapo. 2. Corante natural azul – Jenipapo - Microcápsulas. 3. Jenipapo – Microcápsulas - Emulsão e secagem. I. Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia. Programa de Pós-graduação em Engenharia e Ciência de Alimentos. II. Veloso, Cristiane Martins. III. Santos, Leandro Soares. IV. Ribeiro, Jéssica Sousa. V. Título.

**CDD(21): 664.062**

Catálogo na fonte:

Adalice Gustavo da Silva – CRB/5-535

Bibliotecária – UESB – Campus de Itapetinga-BA

Índice Sistemático para Desdobramento por Assunto:

1. Jenipapo – Microcápsulas – Genipocianina - Emulsão



Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia - UESB  
Recredenciada pelo Decreto Estadual  
Nº 16.825, de 04.07.2016



Governo do  
Estado da Bahia

## DECLARAÇÃO DE APROVAÇÃO

**Título:** INFLUÊNCIA DO MATERIAL DE PAREDE NA QUALIDADE E ESTABILIDADE DE MICROCÁPSULAS DO CORANTE AZUL GENIPOCIANINA G1 EXTRAÍDO DE FRUTOS VERDES DE JENIPAPO.”

**Autor (a):** Leonardo Gonçalves Paraguassú

**Orientador (a):** Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Cristiane Martins Veloso

Aprovado como parte das exigências para obtenção do Título de **MESTRE EM ENGENHARIA E CIÊNCIA DE ALIMENTOS, ÁREA DE CONCENTRAÇÃO: CIÊNCIA DE ALIMENTOS**, pela Banca Examinadora.

Documento assinado digitalmente  
 RENATA CRISTINA FERREIRA BONOMO  
Data: 17/10/2023 11:58:04-0300  
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Prof.<sup>a</sup> Dr.<sup>a</sup> Renata Cristina Ferreira Bonomo  
UESB

Prof.<sup>a</sup> Dr.<sup>a</sup> Cassiara Camelo Eloi de Souza  
Membro Externo - UFBA

Documento assinado digitalmente  
 CRISTIANE MARTINS VELOSO  
Data: 06/10/2023 13:14:16-0300  
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Prof.<sup>a</sup>. Dr.<sup>a</sup>. Cristiane Martins  
Veloso Orientadora -  
UESB Presidente da  
Banca

Itapetinga-BA, 05 de outubro de 2023.

À minha Mainha Dirlene (*in memoriam*) ser mais amoroso e de coração mais puro que convivi em toda terra, por ter sido minha maior diversidade e também o meu maior amparo, e por continuar me guiando aí da colônia espiritual, sendo sempre a minha força e meu exemplo de superação,  
Dedico.

## AGRADECIMENTOS

Ao meu Pai celestial, porque até aqui nos ajudou o Senhor!

À minha Mainha pela força e incentivo em todos os momentos de minha vida, te amo!  
A saudade é uma dor que fere os dois mundos, mas pelo Deus vivo logo estaremos unidos, não só como carne, mas em Espírito.

À Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia, pela oportunidade de crescimento pessoal e desenvolvimento do trabalho, em especial ao PPGEAL por todas as chances ofertadas e por acreditar no meu potencial.

À minha orientadora, prof.<sup>a</sup> Cristiane Martins Veloso, pela orientação e por toda dedicação e paciência, em especial por não desistir de mim em momentos difíceis.

À Jessica Souza Ribeiro, minha co-orientadora e minha amiga, por todo cuidado e respeito durante o processo, gratidão!

Ao meu amigo Jean Pereira Coutinho (Peda), por toda amizade, ensinamentos e apoio em especial na minha formação profissional.

À minha dupla, que construir durante o período na UESB – Vitória da Conquista, Gabriela Leite Silva (Gabi), pelos momentos de apoio, escuta, boas risadas, e muitos acertos... rs! Pink e Cérebro, vamos dominar o mundo! (Ganhei uma amiga).

À Maria José por todo suporte emocional e técnico, carinho, broncas e seu tempo!

À Família do Laboratório de Química III, por todos ensinamentos, apoio, boas confraternizações, em especial, Theu, Dica, Bruna, Jaque e Carlos.

À Biofábrica, em especial o professor Bit, por toda atenção e disposição para análises e ensinamentos, e disponibilidade do laboratório.

À minha família (Léo, meu irmão, Tia Dal, Vó Dalva, Nicolas) por serem meu suporte e minha força para continuar, amo todos vocês!

A David (Babo) por ter sido meu parceiro de vida em diversas situações e por me apoiar nos meus sonhos, fazendo-se presente em cada etapa até aqui.

À família “Caminheiros da Esperança”, por toda energia e preces como forma de carinho, em especial ao meu amigo, Altemar por todo apoio nessa reta final.

Aos meus “filhos” Bito e Lingo, por me amarem incondicionalmente, muitos lambeijos!

A todos que direta ou indiretamente contribuíram para a execução deste trabalho, o meu  
**MUITO OBRIGADO!**

## SUMÁRIO

### LISTA DE FIGURAS

### LISTA DE TABELAS

### RESUMO

<b>CAPÍTULO 1.....</b>	<b>12</b>
<b>1. INTRODUÇÃO.....</b>	<b>13</b>
<b>2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....</b>	<b>15</b>
<b>2.1 Corantes.....</b>	<b>15</b>
<b>2.2 Jenipapo.....</b>	<b>15</b>
<b>2.2.1 Genipocianina G1.....</b>	<b>18</b>
<b>2.3 Encapsulação.....</b>	<b>21</b>
<b>2.3.1 Emulsão.....</b>	<b>23</b>
<b>2.4 Materias de parede empregados na encapsulação.....</b>	<b>24</b>
<b>2.4.1 Amido de banana da terra verde como agente carreador.....</b>	<b>26</b>
<b>2.4.2 Maltodextrina.....</b>	<b>27</b>
<b>3. OBJETIVOS.....</b>	<b>28</b>
<b>3.1 Objetivo geral.....</b>	<b>28</b>
<b>3.2 Objetivo específicos.....</b>	<b>28</b>
<b>III. REFERÊNCIAS.....</b>	<b>29</b>
<b>CAPÍTULO 2.....</b>	<b>35</b>
<b>Artigo 1: Influência do material de parede na qualidade e estabilidade de microcápsulas do corante azul Genipocianina G1 extraído de frutos verdes de Jenipapo.....</b>	<b>35</b>
<b>1. Introdução.....</b>	<b>36</b>
<b>2. Material e métodos.....</b>	<b>38</b>
<b>2.1 Materiais.....</b>	<b>38</b>
<b>2.2 Obtenção do corante Genipocianina G1.....</b>	<b>38</b>
<b>2.3 Obtenção e determinação do teor de amido e amilose do amido de banana da terra verde.....</b>	<b>39</b>
<b>2.4 Produção dos corantes encapsulados.....</b>	<b>39</b>
<b>2.5 Determinação da eficiência e do rendimento de encapsulação.....</b>	<b>40</b>
<b>2.6 Caracterização dos corantes encapsulados.....</b>	<b>41</b>
<b>2.7 Variação da cor instrumental em função do tempo de armazenamento.....</b>	<b>41</b>
<b>2.8 Avaliação da estabilidade dos corantes em diferentes valores de pH.....</b>	<b>42</b>
<b>2.9 Análises termogravimétrica (TG).....</b>	<b>43</b>

<b>2.10 Espectroscopia de absorção no Infravermelho com Transformada de Fourier - FTIR.....</b>	<b>42</b>
<b>2.11 Determinação de compostos fenólicos totais.....</b>	<b>43</b>
<b>2.12 Planejamento experimental e análises estatísticas.....</b>	<b>43</b>
<b>3. Resultados e discussão.....</b>	<b>43</b>
<b>3.1 Caracterização do amido de banana da terra verde.....</b>	<b>43</b>
<b>3.2 Rendimento e eficiência da encapsulação.....</b>	<b>43</b>
<b>3.3 Caracterização dos corantes produzidos.....</b>	<b>45</b>
<b>3.4 Estabilidade da cor ao longo do período de armazenamento.....</b>	<b>50</b>
<b>3.5 Estabilidade da cor em função do pH do meio.....</b>	<b>52</b>
<b>4. Conclusão.....</b>	<b>53</b>
<b>Referências.....</b>	<b>54</b>

## LISTA DE FIGURAS

### CAPÍTULO 1

Figura 1. Fruto do jenipapo verde.....	17
Figura 2. Reação de formação do corante azul Genipocianina G1.....	19
Figura 3. Esquema de encapsulação de uma substância ativa em um material de parede hipotética.....	25

### CAPÍTULO 2

Figura 1. Rendimento do processo de encapsulação do corante azul Genipocianna G1 em função da concentração do material de parede.....	44
Figura 2. Eficiência da encapsulação do corante azul, Genipocianina G1, em função da concentração do material de parede.....	45
Figura 3. Solubilidade do corante azul Genipocianna G1 em função da concentração do material de parede.....	47
Figura 4. Compostos fenólicos do corante azul de jenipapo.....	48
Figura 5. Espectros de FTIR do corante líquido e encapsulados.....	49
Figura 6. Curva de análise termogravimétrica (TG) do corante azul de jenipapo.....	49
Figura 7. Ângulo hue ( $^{\circ}h$ ) do corante azul de jenipapo, em diferentes tempos de avaliação (0 – D1; 7 – D2; 14 – D3; 21 dias após a secagem – D4) e concentração do material de parede.....	50
Figura 8. Cromo (C) do corante azul de jenipapo, em diferentes tempos de avaliação (0 – D1; 7 – D2; 14 – D3; 21 dias após a secagem – D4) e concentração do material de parede.....	51
Figura 9. Cor dos corantes em cada tratamento.....	51
Figura 10. ( $\Delta E^*$ ) do corante azul de jenipapo, em diferentes tempos de avaliação (7 – D2; 14 – D3; 21 dias após a secagem – D4) em função da concentração do material do parede.....	52
Figura 11. $\Delta E$ do corante azul de jenipapo, em função do pH do meio após 36 h de armazenamento em função da concentração do material de parede.....	53

## LISTA DE TABELAS

### CAPÍTULO 1

Tabela 1. Corantes naturais mais utilizados e suas características principais.....	16
Tabela 2. Características físicas e químicas de frutos de jenipapo em três estágios de maturação.....	18
Tabela 3. Diferentes métodos de extração da genipina.....	20

### CAPÍTULO 2

Tabela 1. Planejamento experimental para produção da suspensão de amido e maltodextrina.....	40
Tabela 2. Atividade de água ( $a_w$ ) e pH do corante azul de jenipapo e pH das emulsões do corante azul de jenipapo.....	46

## RESUMO

PARAGUASSÚ, Leonardo Gonçalves. **Influência do material de parede na qualidade e estabilidade de microcápsulas do corante azul genipocianina G1 extraído de frutos verdes de jenipapo. Itapetinga, BA: UESB, 2023. 55p.** Dissertação. (Mestrado em Engenharia e Ciência de Alimentos, Área de Concentração em Ciências de Alimentos).<sup>1\*</sup>

O fruto de jenipapo em estágio verde de maturação apresenta uma substância denominada genipina, que na presença de oxigênio sofre alterações dando origem a um pigmento de coloração azul (Genipocianina G1), sendo uma fonte alternativa para produção de corante natural azul. O objetivo com o presente estudo foi produzir microcápsulas de corante natural azul de jenipapo (Genipocianina G1) pelo processo de formação de emulsão e secagem por liofilização, utilizando o amido da banana (*Musa Paradisiaca* L.) e maltodextrina de mandioca como materiais encapsulantes. Para o preparo das emulsões foram utilizadas 10 g de lecitina de soja em pó, 10 mL de óleo de licuri e 100 mL de solução de Genipocianina G1. As emulsões foram adicionadas posteriormente na solução gelatinizada do material de parede e liofilizadas por 120 h. Foi avaliado o efeito da concentração de sólidos totais na qualidade e estabilidade das microcápsulas formadas, sendo os tratamentos com diferentes proporções de amido/maltodextrina, T1 (1:9); T2 (2:18); T3 (3:27) e T4 (4:36), com 3 repetições, totalizando 12 parcelas experimentais. Todas as análises foram realizadas em triplicata, sendo elas: pH das emulsões, eficiência da encapsulação, rendimento da encapsulação, densidade aparente do corante, solubilidade dos corantes, pH dos corantes, estabilidade do corante em diferentes valores de pH, variação da cor instrumental, análise por Espectroscopia de Infravermelho por Transformada de Fourier (FTIR) e análise térmica. Os resultados obtidos foram submetidos à análise de variância (ANOVA) e teste de Tukey ( $p < 0,05$ ) e os resultados expressos em média e desvio padrão. O corante azul apresentou parâmetros de pH, atividade de água, rendimento e solubilidade dentro dos padrões considerados de interesse para indústria. O Tratamento 2 mostrou-se mais eficiente por manter a cor estável por mais de 21 dias, sendo economicamente viável, uma vez que tem menor conteúdo de materiais de parede sem perda da eficiência e manutenção dos compostos fenólicos. O corante do fruto do jenipapo é uma alternativa promissora para substituir os corantes sintéticos.

**Palavras-chave:** Corantes naturais; Encapsulação; Emulsão.

---

\*Orientador: Dsc. Cristiane Martins Velosos, UESB

## ABSTRACT

The genipap fruit, which in the green stage of maturation presents a substance called genipin, which reacts in the presence of oxygen to produce a blue pigment, is an alternative source for the production of natural dye. The objective of the present study was to produce microcapsules of natural dye genipap blue (Genipocyanin G1) through the process of emulsion formation and freeze-drying, using banana starch (*Musa Paradisiaca* L.) and cassava maltodextrin as encapsulating materials. To prepare the emulsions, 10 g of powdered soy lecithin, 10 mL of licuri oil and 100 mL of Genipocyanin G1 solution were used. The emulsions were subsequently added to the gelatinized solution of the wall material (starch: maltodextrin) and lyophilized for 120 h. The effect of solids concentration on the quality and stability of the microcapsules formed was evaluated, with treatments being evaluated T1 (1:9), T2 (2:18), T3 (3:27), and T4 (4:36), with 3 replications, totaling 12 experimental plots. All analyzes were carried out in triplicate, namely: emulsion pH, encapsulation efficiency, encapsulation yield, dye apparent density, dye solubility, dye pH, dye stability at different pH values, instrumental color variation, chemical composition by FTIR and thermal analysis. The results obtained were subjected to analysis of variance (ANOVA) and Tukey's test ( $p < 0.05$ ) and the results were expressed as mean and standard deviation. The blue dye presented parameters of pH, water activity, yield and solubility within the standards considered of interest to the industry. Treatment 2 proved to be more efficient in keeping the color stable for more than 21 days, being economically viable, as it has a lower content of wall materials without loss of efficiency and maintenance of phenolic compounds. Genipapo fruit dye is a promising alternative to replace synthetic dyes.

**Key-words:** Natural dyes; Encapsulation; Emulsion.

## **CAPÍTULO 1**

**Introdução Geral**

**Revisão de Literatura**

**Objetivos**

## 1. INTRODUÇÃO

Em busca de uma alimentação voltada para a melhoria da qualidade de vida e saúde, o consumidor vem, cada vez mais, priorizando a escolha de alimentos que, além de nutritivos sejam seguros e o mais natural possível, dando preferência à alimentos que beneficiam a saúde, o bem-estar e a prevenção de doenças (POGORZELSKA-NOWICKA et al., 2018). Para atender essa demanda de mercado, a indústria alimentícia se encontra em constante evolução em busca de novas tecnologias e matérias-primas inovadoras para desenvolver produtos alimentícios que atendam a essas exigências (NERI-NUMA et al., 2017).

Dentre os atributos que influenciam os consumidores na aceitabilidade dos alimentos, o aspecto visual consiste em uma das principais características observadas, levando a indústria a realçar esse aspecto para favorecer a compra do produto. Além de importante atributo sensorial, os consumidores relacionam a cor ao sabor, cheiro, segurança e qualidade geral de um produto (RAMESH; MUTHURAMAN, 2018). Assim, a cor pode influenciar na aceitação e escolha do alimento e, na maioria dos produtos alimentícios, os corantes são utilizados como aditivos com a finalidade de torná-los ainda mais atrativos (NEVES; MEIRELES, 2018). Os corantes são definidos como substâncias que conferem cor ao alimento ou realçam a cor existente visando melhorar seu aspecto, e se dividem em corantes naturais, artificiais e sintéticos (JAQUES, 2020).

Atualmente, a utilização de corantes naturais em produtos alimentares tem aumentado devido às diversas vantagens relacionadas à saúde e segurança alimentar, geralmente não causam alergias ou reações adversas como ocorre com os corantes sintéticos, e a preferência do consumidor por produtos com ingredientes naturais.

Com isso, novas fontes de matéria-prima para a produção de corantes naturais têm sido estudadas, dentre elas destaca-se o fruto de jenipapo (*Genipa americana* L.), que em estágio verde de maturação apresenta uma substância denominada genipina, que reage em presença de oxigênio originando um pigmento de coloração azul, a Genipocianina G1 (BENTES; MERCADANTE, 2014).

Apesar dos benefícios das substâncias bioativas presentes nos corantes naturais, os mesmos apresentam grande instabilidade à luz, temperatura, pH e umidade, o que dificulta o seu uso industrialmente, pois durante a extração são passíveis de sofrer oxidação, isomerização ou formação de complexos metálicos (RAMESH; MUTHURAMAN, 2018). E, por serem altamente degradáveis, durante o processamento ocorre a perda ou alteração de propriedades de interesse como a cor e potencial funcional, resultando na redução do valor de mercado

(AZEREDO, 2015). Assim, é relevante o emprego de tecnologias para proporcionar maior estabilidade e preservar a funcionalidade destes compostos.

Como alternativa para minimizar a degradação dos corantes naturais durante o processamento e armazenamento, algumas técnicas de produção de corantes naturais, como a secagem e a encapsulação, vêm sendo estudadas. O processo de secagem consiste em reduzir o teor de água do produto a um nível seguro como forma de garantir a preservação da qualidade fisiológica e físico-química do produto, bem como possibilitar seu armazenamento por um longo período de tempo. Já a encapsulação, consiste no “empacotamento” de partículas visando a proteção do núcleo contra fatores do ambiente externo (SANTOS et al., 2019).

Diante do exposto, o objetivo do presente estudo foi produzir microcápsulas de corante natural azul de jenipapo, Genipocianina G1, pelo processo de formação de emulsão seguida de secagem por liofilização, utilizando o amido da banana verde (*Musa Paradisiaca* L.) e maltodextrina de mandioca como materiais encapsulantes.

## 2. REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1 Corantes

A coloração de um alimento está diretamente ligada à sua aceitabilidade e percepção de sabor, sendo um dos primeiros atributos utilizados como critério para compra e escolha dos mesmos. Devido à influência na sensação de outras características sensoriais como aroma, sabor e textura, os corantes tornam-se importantes na indústria alimentícia, sendo adicionados aos alimentos processados para restituir a cor perdida durante o processamento; garantir a uniformidade da cor; incrementar a tonalidade da cor de alimentos processados; ajudar na proteção dos aromas e vitaminas sensíveis à luz de alimentos estocados; servir como parâmetro visual da qualidade, tornar o alimento mais atrativo (OLIVEIRA et al., 2019; SANTOS et al., 2021).

De acordo com a Legislação Brasileira, os corantes permitidos para uso em alimentos e bebidas são classificados, conforme a sua origem em corantes naturais (vegetal e animal) e corantes sintéticos (BRASIL, 1977). A ANVISA (Agência Nacional de Vigilância Sanitária) define o corante como uma “substância ou mistura de substâncias que possuem a propriedade de conferir ou intensificar a coloração de alimento (e bebida)”, sendo o corante natural aquele “obtido a partir de vegetal, ou eventualmente, de animal, cujo o princípio corante tenha sido obtido com emprego de processo tecnológico adequado” (BRASIL, 1977).

Para Santos et al. (2021) as fontes mais importantes de corantes naturais são os vegetais, que apresentam uma variedade de cores, como amarelo, azul, vermelho, marrom e a combinação destes. Saravanan et al. (2013) asseguram que praticamente todas as partes da planta (raiz, casca, caule, folhas, frutas, semente, flores) podem ser usadas como fontes de corantes. Na Tabela 1 são apresentados os corantes naturais mais utilizados.

Devido à busca por alimentos que ofereçam propriedades funcionais e outros benefícios à saúde, e à rápida expansão do setor de alimentos e bebidas em todo o mundo, estima-se que até 2025 o lucro no mercado mundial de corantes naturais seja de 37,49 bilhões de dólares (SANTOS et al., 2021). Ainda segundo os autores, esse crescimento no mercado é devido a percepção dos seus benefícios por parte dos consumidores. Apesar de serem mais caros e menos estáveis, quando comparados com os corantes artificiais, a utilização dos corantes naturais vem sendo estimulada, ressaltando suas inúmeras funcionalidades biológicas, atividades microbianas e antioxidantes, bem como os benefícios à saúde e a facilidade de encontrá-los em diversos alimentos comumente consumidos pela população.

Devido a diferentes estruturas, os corantes naturais podem ser divididos em grupos, sendo eles: os compostos heterocíclicos com estrutura tetra-pirrólica, tendo como exemplo as clorofilas presentes em vegetais, o heme e as bilinas encontradas em animais; os compostos de estrutura isoprenóide, como os carotenóides, que são encontrados principalmente em vegetais e em menor proporção em animais; os compostos heterocíclicos contendo oxigênio, como os flavonóides, as betalaínas e os taninos, que são encontrados apenas em vegetais (FOOD INGREDIENTS BRASIL, 2016).

**Tabela 1.** Corantes naturais mais utilizados e suas características principais

Corantes	Coloração Predominante	Atribuições
Urucum	Amarelo/alaranjado	Corantes hidrossolúveis à base de norbixina e lipossolúveis à base de bixina, extraídos das sementes de <i>Bixa orellena</i> L.
Clorofila	Verde	Pigmento vegetal mais abundante na natureza, existe em todas as plantas verdes e em muitas algas.
Carmin de cochonilha	Vermelho-violeta	Extraído do extrato seco do estômago de fêmeas do inseto <i>Coccus cactis</i> , de cor vermelho-violeta, ótima estabilidade ao calor, pH e oxidação.
Páprica	Vermelho/alaranjado	Extraído da páprica doce, corante oleoresina, de cor vermelho-alaranjado, contendo capsorrubina e capsantina.
Curcumina	Amarelo-alaranjado	Proveniente de rizomas da <i>Curcuma longa</i> L. ou açafrão brasileiro, de cor amarelo-alaranjada.
Antocianinas	Vermelho	Pigmentos hidrossolúveis responsáveis pela maioria das frutas vermelhas: batata roxa, açaí, mangostão, entre outras.
Betalaínas	Vermelho-vinho	Extraído da beterraba roxa, de coloração vermelho-vinho intensa, presente também na pitaya vermelha.
Azul de genipina	Azul marinho	Proveniente do fruto da gardênia ( <i>Gardenia jasminoides</i> ) e do fruto verde de jenipapo ( <i>Genipa americana</i> L.) de coloração azul marinho.

Fonte: Extraído de Rovaris (2020) e adaptado de Bechtold e Mussak (2019)

Em escala comercial os tipos de corantes mais empregados pelas indústrias alimentícias têm sido os extratos de urucum, carmim de cochonilha, curcumina, antocianinas e as betalaínas, além da clorofila extraída de algas e plantas (PORRARUD; PRANEE, 2010). Existe também a genipocianina, obtida de frutos verdes do jenipapo, e a ficocianina, que podem ser utilizadas como substitutos dos corantes azuis (NERI-NUMA et al., 2017).

## 2.2 Jenipapo

O jenipapo (*Genipa americana* L.), apesar de ser originário da Amazônia, apresenta uma ampla distribuição nas Américas, principalmente América do Sul e Central (ANDRADE, 2016). No Brasil encontra-se presente em praticamente todos os estados, com exceção do Rio Grande do Sul (FILARD et al., 2018).

É conhecido popularmente como jenipá, jenipapinho, janapabeiro, janipapeiro, dentre outros nomes, sendo uma espécie funcionalmente dioica, pertencente à família Rubiaceae, com as seguintes características: duas estípulas interpeciolares; folhas opostas, simples, curto-pecioladas, oblongas-obovadas, coriáceas; flores campanuladas, corola branca a amarela, suavemente aromática; fruto tipo anafissarcídio, ovóide (Figura 1), indeiscente, cor amarelo-alaranjado, com epicarpo pardo e aroma intenso (RUZZA et al., 2020).

**Figura 1.** Fruto do jenipapo verde.



Fonte: Google

A árvore é de caule reto, podendo atingir até 20 m de altura, com aproximadamente 60 cm de diâmetro, os ramos são numerosos e forma uma copa grande e arredondada com folhagem característica, casca lisa pouco espessa, verde acinzentada, suas sementes possuem forma ovóide, achatadas com uma polpa comestível abundante, o fruto é do tipo baga subglobosa ou ovóide e quando maduro apresenta tamanho variando de 10 a 12 cm por 7 a 9 cm e peso entre 200 e 400 g (RUZZA et al., 2020).

Conforme demonstrado por Rovaris (2020) e apresentado na Tabela 2, a polpa do fruto do jenipapo apresenta baixa acidez, alto conteúdo de umidade, baixo percentual de proteína e lipídio, alto conteúdo de açúcares, teor de ferro considerável, concentração de cálcio e fósforo, elevado conteúdo de taninos, traços de vitamina C e pectina.

**Tabela 2.** Características físicas e químicas de frutos de jenipapo em três estágios de maturação.

Determinações	Estádio de maturação		
	Verde	‘de vez’	Maduro
<b>pH</b>	4,20	4,00	4,00
<b>Acidez titulável total (% ácido cítrico)</b>	0,93	0,98	0,94
<b>Sólidos solúveis (°Brix)</b>	14,00	20,00	20,00
<b>Vitamina C (mg/100 g)</b>	Traços	Traços	Traços
<b>Taninos (mg/100 g)</b>	609,55	280,00	254,55
<b>Umidade (%)</b>	74,67	74,14	74,81
<b>Cinza (%)</b>	1,02	0,86	0,85
<b>Proteína (% N x 6,25)</b>	0,74	0,62	0,68
<b>Lipídios (%)</b>	0,27	0,32	0,35
<b>Fibra (%)</b>	1,80	2,03	2,08
<b>Glicídios redutores (%)</b>	8,46	8,00	11,39
<b>Glicídios não redutores (%)</b>	5,27	7,23	4,33
<b>Amido (%)</b>	6,44	5,62	4,62
<b>Pectina (%)</b>	Traços	Traços	Traços
<b>Cálcio (mg CA/100 g)</b>	46,33	33,40	45,82
<b>Ferro (mg Fe/100 g)</b>	0,79	0,73	0,80
<b>Fósforo (mg P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>/100 g)</b>	47,70	41,40	33,50

Fonte: Extraído de Rovaris (2020) e adaptado de Figueiredo et al. (1986)

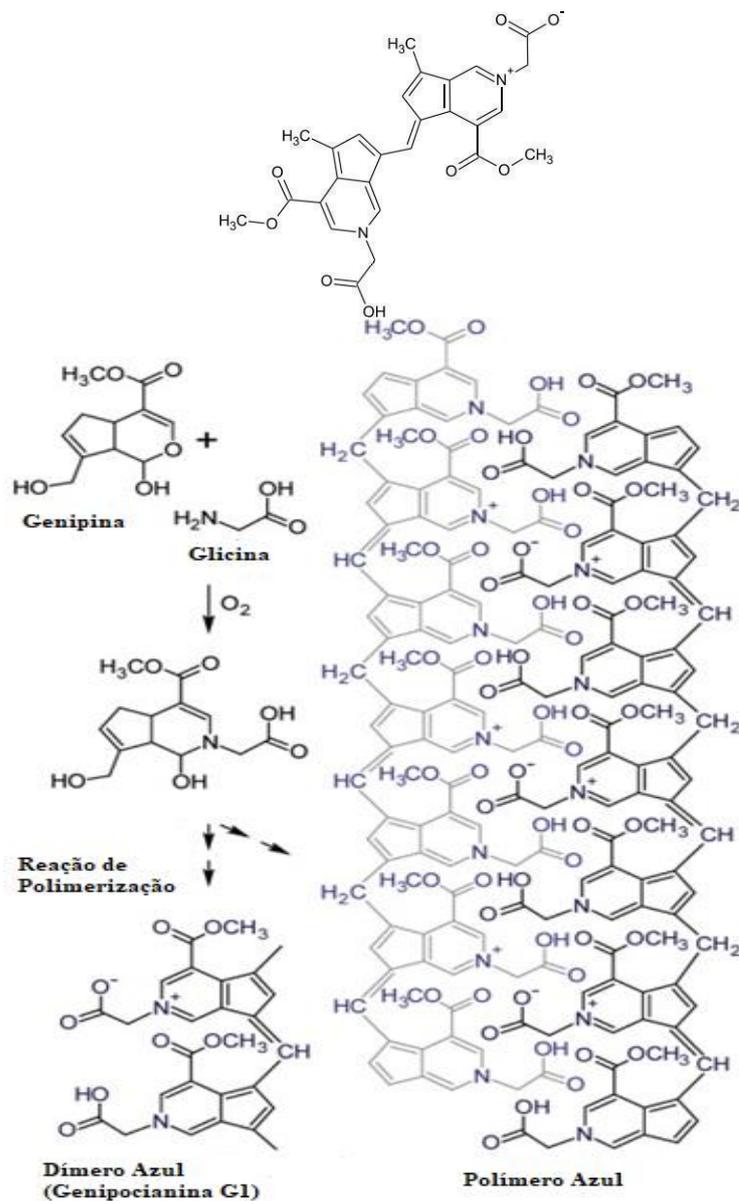
Outra característica peculiar do jenipapeiro é que, seu fruto quando verde e oxidado, produz um corante natural de colocação azul (genipocianina), solúvel em água e etanol (SIGURDSON et al., 2017), contudo essa característica se perde quando o fruto amadurece e por isso ainda é pouco explorado.

### 2.2.1 Genipocianina G1

Entre os corantes orgânicos naturais que são comercializados e/ou utilizados na fabricação de produtos para consumo humano, existem moléculas com a capacidade de conferir diversas cores como a vermelha, roxa, laranja e amarela, contudo, nenhum destes proporciona a cor azul, que é de ocorrência relativamente rara na natureza (VIKRAM et al., 2015; MANOEL et al., 2019). O pigmento azul do jenipapo, incomum na natureza, é instável e é obtido por uma reação de oxidação com ajuste do pH do meio (RIBEIRO, 2021).

Para a formação do pigmento azul a genipina precisa reagir com aminas primárias, presentes em aminoácidos e proteínas, formando assim dímeros (BENTES et al., 2014). Touyama et al. (1994), descrevem esse pigmento como uma mistura de polímeros de alto peso molecular, a qual seria formada a partir da desidrogenação de vários pigmentos intermediários e da polimerização radical induzida pelo oxigênio ou, seja, o  $O_2$  é imprescindível para a formação desse pigmento (Figura 2), por isso ele ocorre com a abertura do fruto.

**Figura 2.** Reação de formação do corante azul Genipocianina G1.



Fonte: BRAUCH et al., 2016.

O primeiro relato de extração da genipina dos frutos do jenipapeiro foi feito por Djerassi et al. (1960), que extraiu o mesmo da polpa desses frutos, local onde as sementes se encontram

envoltas por um tecido conectivo que as mantém juntas. Na Tabela 3 são apresentadas diferentes formas de extração da genipina conforme cada autor.

**Tabela 3.** Diferentes métodos de extração da genipina.

<b>Métodos de extração tradicional</b>	<b>Características</b>	<b>Referências</b>
Soxhlet	Baixo custo; utiliza pequena quantidade de matéria-prima; maior quantidade de solvente; alta entrada de energia; muito tempo para finalizar extração; usa solventes tóxicos com resíduos no extrato.	Azmir et al. (2013); Luque de Castro e Priego-Capote (2010)
Maceração	Baixo custo; fácil manuseio; maior quantidade de solventes; muito tempo para extração; uso de solventes tóxicos; alta entrada de energia.	Duval et al. (2016)
Hidrodestilação	Baixo custo; fácil manuseio; muito tempo para extração; uso limitado para compostos termicamente estáveis; presença de solvente residual no extrato; hidrólise parcial de compostos sensíveis à água.	Chemat, Vian e Cavotto (2012); Zhao e Zhang (2014)
<b>Métodos de extração emergentes</b>		
Extração Líquido Pressurizado (PLE)	Grandes intervalos de temperatura e pressão; maior difusão e transferência de massa entre soluto e solvente; seletivo; exige pouca quantidade de solvente; tempo curto para extração; fácil manuseio; solvente verde.	Osorio-Tobón e Meireles (2013)
Extração fluido supercrítico (SFE)	Pressões e temperaturas acima dos pontos críticos de um composto ou mistura; maior transferência de massa e difusão entre soluto/solvente; tempo curto para extração; solvente verde.	Sharif et al. (2014); Zabot, Moraes e Meireles (2014)
Extração assistida por ultrassom	Acelerar os processos analíticos; aumento do rendimento de extração; combinação de pressão, calor e turbulência para acelerar a transferência de massa; tempo curto; baixo consumo de solvente; simplicidade operacional; alta pureza do produto final.	Chemat et al. (2017); Vardanega, Santos e Meireles (2014)

Fonte: Adaptado de Neves e Mireles (2018).

Os corantes azuis do jenipapo podem trazer benefícios a saúde, já que possuem em sua composição vários constituintes bioativos, como a capacidade de inibir a expressão gênica e a sinalização de citocinas envolvidas com respostas inflamatórias e autoimunes, indicando potencial utilização na prevenção e tratamento de diversas doenças crônicas (NERI-NUMA et al., 2017; RIBEIRO, 2021). Entretanto, esses corantes possuem baixa estabilidade, influenciada pela luz, altas temperaturas e às substâncias ácidas, perdendo sua coloração característica na presença de dióxido de enxofre (SO<sub>2</sub>) e ácido ascórbico (DOWNHAM; COLLINS, 2000). Uma consequência dessas características é que tais reações podem comprometer a padronização e qualidade de produtos que contenham este corante, sendo assim, estudos visando buscar métodos para aumentar a estabilidade e diminuir mudanças são necessários (RIBEIRO, 2021). Uma técnica de processamento de corantes naturais que tem sido muito estudada nos últimos anos é a encapsulação (nano e microencapsulação), que permite aumentar a estabilidade dos compostos revestidos pela limitação de sua interação com o ar e com os demais constituintes dos alimentos (JAFARI, 2017).

### **2.3 Encapsulação**

A encapsulação é o processo de aprisionamento de um ativo em um material polimérico, armazenados dentro de um invólucro ou revestimento microscópico para proteção e/ou posterior liberação, ou seja, é um método de envolver partículas, líquidos ou gases dentro de uma camada de revestimento (RIBEIRO; VELOSO, 2021).

As partículas podem apresentar diferentes formas e dimensões, com diâmetros que variam de micron a milímetros, de acordo com os materiais e métodos utilizados na preparação (RIBEIRO; VELOSO, 2021). Em corantes, conforme o autor, o objetivo da microencapsulação é a proteção contra fatores como a oxidação, de forma que possa aumentar a vida de prateleira e mais eficiência na solubilização.

Entre as vantagens dessa técnica está a proteção dos corantes à altas temperaturas, a redução da atividade de água (que diminui o crescimento microbiano e os custos de armazenamento e transporte), além de permitir o uso desses compostos em alimentos nos quais eles seriam incompatíveis, devido às condições de pH ou solubilidade (RODRIGUEZ-AMAYA, 2016). De acordo com Jafari (2017), a encapsulação possibilita também a estocagem eficaz de líquidos sensíveis a alterações, ao transformá-los em microcápsulas de pó, que confere maior tempo de prateleira, solubilização e incorporação mais eficaz desses ativos.

Para Barroso et al. (2021), a estrutura da partícula é dividida em uma matriz que irá revestir a substância de interesse e o agente ativo. A matriz é também chamada de veículo,

material de parede, invólucro, revestimento, membrana e fase externa, e o princípio ativo, pode ser chamado de material de núcleo, fase/carga interna ou substância de preenchimento (VINCEKOVIĆ et al., 2017).

É importante analisar a técnica utilizada para encapsulação e a interação entre o material componente do núcleo e da parede, se as fases de processamento são adequadas aos materiais utilizados, a taxa de liberação premeditada, o tamanho das partículas formadas, além de sua futura aplicação (SOUZA et al., 2017). Diversas técnicas podem ser empregadas para a formação das micropartículas, destacando-se a extrusão, coacervação, secagem *spray drying* e liofilização (RIBEIRO; VELOSO, 2021).

A técnica de liofilização pode ser utilizada para o encapsulamento de substâncias funcionais, e, principalmente de compostos sensíveis a temperatura, pois neste processo a transferência de massa não ocorre com a evaporação, mas pela sublimação, onde a emulsão congelada dos compostos é transformada em um pó (REZVANKHAH; EMAM-DJOMEH; ASKARI, 2020).

Para Fellows (2016) em relação ao processo de secagem convencional, a liofilização se destaca por preservar as características estruturais do alimento, remover a umidade em baixas temperaturas, aumentando a estabilidade do produto no período de estocagem e diminuindo o risco de reações de degradação. Ribero & Veloso (2021) destaca como vantagem da liofilização produtos com alta solubilidade e estabilidade oxidativa, com a incorporação de um material de parede, ou seja, um agente encapsulante que geralmente é um polímero.

Em alguns processos de encapsulação é realizada a emulsificação da substância de interesse na etapa inicial como uma forma de protegê-lo contra a ação do ambiente ou degradação química, além de aumentar a estabilidade e a biodisponibilidade por um determinado período (HOLKEN; CODEVILLA; MENEZES, 2015). Bakry et al. (2015) ressaltam que essa técnica é aplicada no encapsulamento de bioativos em soluções aquosas, que podem estar no estado líquido ou podem ser secas (*spray* ou liofilização) para formar pós, após a emulsificação.

Castro-Rosas et al. (2017) também indica a formação de emulsão prévia de compostos lipofílicos para o emprego da técnica de microencapsulação, sendo a emulsão formada através da dispersão do composto de interesse em uma solução contendo um polímero, que será a camada externa da cápsula. Os autores apontam ainda o crescimento de estudos com o emprego das técnicas que envolvem as emulsões nos métodos de encapsulação de compostos sensíveis ao processamento e ao armazenamento, como no caso dos corantes naturais.

### 2.3.1 Emulsão

As emulsões podem ser definidas como a mistura de dois líquidos imiscíveis (geralmente óleo e água) contendo ao menos duas fases, uma dispersa, no interior das gotículas, e uma contínua, em que as gotículas se encontram dispersas. As emulsões são formadas e estabilizadas a partir de agentes tensoativos (surfactantes) ou por polímeros anfifílicos, que diminuem a tensão interfacial quando adsorvidos na interface óleo/água (KACI et al., 2016).

Existem emulsões simples e múltiplas. As simples podem ser classificadas como emulsões água-em-óleo e emulsões óleo-em-água, e as múltiplas consistem em gotículas de óleo dispersas em uma fase contínua aquosa (SOUKI, 2022). Para o autor, os óleos utilizados para produzir emulsões tem a função de incorporar, por meio da microencapsulação, bioativos em diversos tipos de produtos permitindo a inclusão de compostos hidrofílicos ou hidrofóbicos em matrizes alimentícias, além de enriquecer produtos com bioativos sensíveis a oxidação, fotossensíveis e de rápida degradação.

Antunes et al. (2020) enfatizam que os agentes emulsificantes ou surfactantes são componentes essenciais na formação, estabilidade e tamanho das gotículas, pois devido às porções hidrofílicas e hidrofóbicas suas estruturas permeiam as interfaces água/óleo, interagindo com ambas as fases e permitindo a formação e manutenção da emulsão. Entre os emulsificantes mais utilizados encontra-se a lecitina.

Derivada de sementes oleaginosas, a lecitina pode ser extraída da soja e de sementes de girassol, e contém fosfolipídios que consistem em um esqueleto de glicerol esterificado com dois ácidos graxos e um grupo fosfato, com ação de agente surfactante. A estrutura anfifílica dos fosfolipídios é que confere a propriedade emulsionante da lecitina, e as cargas negativas dos grupos fosfatos proporcionam interações eletrostáticas repulsivas importantes para a estabilidade das gotas da emulsão (ANTUNES et al., 2020).

Outro componente importante para formação da emulsão é o lipídeo, podendo o mesmo ser obtido de diferentes fontes oleaginosas. Óleos de fontes não convencionais podem ser usados na obtenção de emulsões a exemplo do óleo de licuri.

O óleo de licuri possui alto teor de ácidos graxos saturados de cadeias curtas, o que lhe confere excelentes propriedades fluidodinâmicas, baixa acidez e alta estabilidade. Devido a essas características, o óleo de licuri pode ser utilizado na formação de emulsões em substituição a óleos convencionais, como o de milho e o de soja (DUARTE, 2018).

O licuri, de nome científico *Syagrus coronata*, é uma palmeira nativa das regiões secas e áridas do Nordeste do Brasil, sua cultura é relevante no desenvolvimento socioeconômico da

região (BASTO, 2017) por apresentar grande potencial alimentício, ornamental e forrageiro (QUEIROGA et al., 2010). Conforme Drummond (2007), é um fruto de ocorrência natural em regiões semiáridas da caatinga, bioma exclusivamente brasileiro que ocupa 11% do território do país, e que é conhecido popularmente pelos povos, comunidades agroextrativistas e agricultores familiares como licuri, ouricuri, coqueiro cabeçudo, aricurí, entre outros, com frutos de polpa amarela e adocicada com consistência pegajosa. Sua ocorrência se dá, principalmente, nos estados de Alagoas, Bahia, Pernambuco, Sergipe e parte norte do semiárido de Minas Gerais. A palmeira é considerada o ouro do Sertão e o fruto do licuri a pérola do Sertão, devido a sua importância econômica, social e cultural.

O potencial econômico do licuri e seus derivados é evidente, bem como a importância do desenvolvimento de tecnologias que valorizem o seu uso. Essa palmeira é de grande importância para as comunidades tradicionais, agroextrativistas e agricultores familiares de muitas regiões da Caatinga, que utilizam todas as partes das plantas para atender várias necessidades (DRUMMOND, 2007).

A produção do óleo de licuri é feita a partir da prensagem da amêndoa, que é o endosperma da semente (coco), e composto de ácidos graxos saturados (72,3%), com particulares atributos sensoriais e estabilidade a oxidação. Estudos confirmam que as amêndoas do licuri apresentam um teor de 49,2% de lipídios e o seu óleo apresenta um sabor que se assemelha ao do coco, com os ácidos graxos, láurico e mirístico como os mais abundantes (DRUMMOND, 2007).

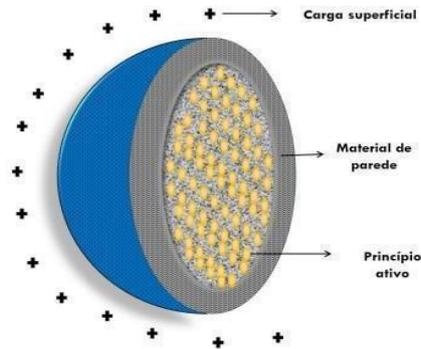
## **2.4 Materiais de parede empregados na encapsulação**

Os materiais de parede, também chamados de materiais encapsulantes ou carreadores, recebem esse nome por constituírem a camada que protege o ativo do encapsulado criando uma barreira para as intervenções (Figura 3). Para tanto devem ser consideradas as condições de liberação do ativo, como o pH do meio de liberação, espessura da camada externa, número de camadas, mecanismos de liberação, interação com meio de liberação e o tempo (SILVA et al., 2014).

A escolha do material de parede depende de diversos fatores, como a ausência de reação com o material que deseja encapsular, suas propriedades físicas e químicas, qual o mecanismo de liberação ideal mais adequado, fatores econômicos, além do processo utilizado para a formação das microcápsulas (FAVARO-TRINDADE et al., 2008). Para Wanderley (2021), na escolha do material de parede, diversas características devem ser observadas, além da eficácia

do mesmo, o aspecto econômico também deve ser considerado, e, atualmente há várias opções desses materiais para serem empregados no processo produtivo.

**Figura 3.** Esquema de encapsulação de uma substância ativa em um material de parede hipotética.



Fonte: Silva et al. (2014).

Muitos materiais encapsulantes podem ser utilizados, individualmente ou como misturas, para obtenção da cobertura para as microcápsulas, como por exemplo, a maltodextrina, goma arábica, ágar, alginato, quitosana, amidos nativos e modificados (NARSAIAH et al., 2014).

O amido é um dos mais importantes compostos vegetais, e é também, um dos polissacarídeos de origem vegetal de maior abundância na natureza, além de ser um polímero com características importantes, por se tratar de um material biodegradável, renovável e reconhecido como seguro, ainda é um recurso de baixo custo (DAMODARAN; PARKIN; FENNEMA, 2018).

Para produção de corantes podem ser utilizados biopolímeros, por exemplo, amido, zeína e quitosana, entre outros, quando se pretende substituir polímeros sintéticos não ecológicos aplicados na indústria alimentícia. As fibras de amido podem proteger compostos bioativos, conforme demonstrado em estudo recentes com fécula de batata solúvel (FONSECA et al., 2021) e fécula de batata (PIRES et al., 2023).

O amido tem baixa viscosidade em altas concentrações de fase sólida (ESQUI VEL-GONZALEZ et al., 2022), com boas propriedades de gelificação e formação de filme (KUMARI, YADAV, YADAV, 2020; WANG et al., 2017). As cavidades helicoidais dentro da amilose e o ramo de altura da amilopectina são benéficos para o encapsulamento de materiais centrais, sendo empregados diferentes tipos de amido, que podem ter efeitos variados nas propriedades das microcápsulas (HU et al., 2022; IRANI et al., 2019).

O amido natural oferece a vantagem de alta cristalinidade como material de parede, pois pode melhorar a temperatura de transição vítrea (T<sub>g</sub>) das microcápsulas durante a secagem. A estabilidade ao congelamento-descongelamento é outra vantagem da sua utilização como material de parede na produção de microcápsulas (GOS WAMI; MAHANTA, 2021).

Segundo Ribeiro (2021), o amido, por ser um polímero com capacidade de formar o filme, pode ser utilizado como material de parede no processo de encapsulação, entretanto, tem como limitação de uso o aumento de viscosidade decorrente da formação da gelatinização, necessária para a solubilização e formação do filme.

Devido a essa característica Ribeiro & Veloso (2021) afirmam que pesquisas estão sendo feitas com o intuito de utilizar amidos modificados por dextrinização, oxidação ou inserção de grupos lipofílicos, que mantêm a capacidade de formar filme, entretanto geram suspensões com menores viscosidades.

#### **2.4.1 Amido de banana da terra verde como agente carreador**

Fontes não convencionais de amido vêm sendo utilizadas devido a algumas propriedades, como ser utilizado como espessante ou “ligante”. Entre essas, destaca-se a banana da terra verde (*Musa paradisiaca L.*) que tem grande disponibilidade no Brasil, sendo o quarto produtor mundial da fruta com produção de aproximadamente 6,8 milhões de toneladas, e a Bahia responsável por 1,1 milhão de toneladas colhidas (VIANA et al., 2022).

As bananas, geralmente, são colhidas no estágio verde/maduro e durante o processo de amadurecimento acontecem várias alterações químicas que desencadeiam em modificação na sua textura, sendo esse processo irreversível, o processamento do fruto ainda verde tem sido realizado como forma de aproveitar os benefícios nutricionais (teor de amido resistente) e tecnológicos nesse estágio de maturação (CORDEIRO et al., 2018).

De acordo com Oliveira et al. (2022) as bananas verdes apresentam alto teor de amido resistente. Viana et al. (2022) evidencia que a fruta consiste em uma fonte promissora de amido, com mais de 70% em base seca, e o amido no estado nativo possui aproximadamente 25% de amilose, podendo variar de acordo com a espécie e condições adversas inerentes da pós-colheita.

O amido de banana da terra verde tem despertado interesse enquanto agente carreador, por apresentar propriedades funcionais e características específicas favoráveis para este processo. Possui também uma estrutura molecular complexa que lhe confere propriedades de espessamento, gelificação e estabilidade, que o torna uma escolha promissora para várias aplicações industriais e farmacêuticas (OLIVEIRA et al, 2022).

Além disso, o amido de banana da terra verde é considerado uma opção atraente devido à sua origem natural, biodegradabilidade e baixo custo (PELISSARI et al., 2012). Sua abundância e acessibilidade tornam uma alternativa econômica e ecologicamente sustentável se comparado a outros agentes carreadores sintéticos disponíveis no mercado. Essas características fazem do amido de banana da terra verde uma escolha assertiva para diversas finalidades, inclusive na indústria alimentícia, ainda de acordo com Oliveira et al. (2022).

#### **2.4.2 Maltodextrina**

Outros produtos à base de amido, como a maltodextrina, produzida via hidrólise parcial do amido por ácido ou enzimas, são amplamente utilizados como materiais de parede no encapsulamento de compostos hidrofóbicos por possuir custo relativamente baixo e benefícios funcionais, como aroma neutro, baixa viscosidade em alta concentração e baixa densidade aparente (WANDERLEY, 2021).

Zanoelo et al. (2021) também citam como vantagens a função de proteger o material microencapsulado da oxidação, devido a capacidade de formar filmes, poder redutor e capacidades plásticas, além das suas propriedades físico-químicas e o baixo custo de aquisição.

Para Zuanon et al. (2019) seu benefício como material encapsulante é preservar as propriedades do produto final agregando a facilidade de manuseio, prazo de validade prolongada e maior solubilidade, que contribui com a redução significativa da viscosidade aparente do material a ser seco, favorecendo a atomização e a secagem do líquido. Além da alta solubilidade e baixo custo. Oliveira et al. (2022) citam ainda o fato de não ser higroscópica e possuir a capacidade de retenção de 65 a 80% de compostos voláteis.

### **3. OBJETIVOS**

#### **3.1 Objetivo geral**

Produzir e encapsular o corante natural azul obtido de frutos verdes de jenipapo (*Genipa americana* L.) utilizando uma emulsão estável e o processo de liofilização.

#### **3.2 Objetivos específicos**

- Determinar a composição do amido nativo de banana da terra verde;
- Determinar as propriedades físicas e químicas do corante encapsulado;
- Avaliar a estabilidade da cor com o tempo de armazenamento do corante encapsulado;
- Avaliar o efeito do pH na estabilidade da cor do corante encapsulado.

#### 4. REFERÊNCIAS

- ANDRADE, E. L. **Obtenção de corante azul em pó de Jenipapo: Análise experimental dos processos de oxidação induzida e leito de jorro.** 2016. 169f. Tese (Mestrado em Ciência e Tecnologia de Alimentos) – Universidade Federal do Pará, Belém, 2016.
- ANTUNES, N. L. P.; DEVENS; J. M., FALCÃO, D. Q.; et al. Nanoencapsulation of Red Bell Pepper Carotenoids: Comparison of Encapsulating Agents in an Emulsion Based System. **Colorants**, 1, 132-148, 2020.
- AZEREDO, H. M. C. Encapsulation: applications to food technology. **Food and Nutrition**, v. 16, n. 1, p. 89-97, 2015.
- AZMIR, J.; ZAIDUL, I.S.M.; RAHMAN, M. M.; et al. Techniques for extraction of bioactive compounds from plant materials: A review. **Journal of Food Engineering**, 117, 426-436, 2013.
- BAKRY, A. M.; et al. Microencapsulation of oils: A comprehensive review of benefits, techniques, and applications. **Comprehensive reviews in food science and food safety**, v. 15, n. 1, p. 143-182, 2015.
- BARROSO, T. L. C. T.; ALEXANDRE, J. B.; SILVA, L. C.; CASTELO, R. M.; RIBEIRO, L. B.; FURTADO, R. F.; ZAMBELLI, R. A. Tecnologia de encapsulamento na área de alimentos: Uma revisão. **Society and Development**, v. 10, n.7, 2021.
- BASTO, S. R. L. **Formulação de enxaguatório bucal contendo emulsões a base de óleo fixo de *Syagrus coronata* (Licuri): caracterização, avaliação antimicrobiana, toxicidade e Het-cam.** 2017. 93f. Tese (Doutorado em Ciências Biológicas) – Universidade Federal de Pernambuco, Recife-PE, 2017.
- BENTES, A. S.; DE SOUSA, H. A. L.; AMAYA-FARFAN, J.; et al. Influence of the composition of unripe genipap (*Genipa americana* L.) fruit on the formation of blue pigment. **Journal of Food Science and Technology**, 52, 3919-3914, 2014.
- BENTES, A. D. S.; MERCADANTE, A. Z. Influence of stage of ripeness on the composition of iridoids and phenolic compounds in genipap (*Genipa americana* L.). **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 62, p. 10800-10808, 2014.
- BRASIL. **Portaria 540, de 27 de outubro de 1997.** Aprova o Regulamento Técnico: Aditivos alimentares – definições, classificação e emprego. Brasil, 1997.
- BRAUCH, J. E., ZAPATA-PORRAS, S. P., BUCHWEITZ, M., ASCHOFF, J. K., & CARLE, R. Jagua blue derived from *Genipa americana* L. fruit: A natural alternative to commonly used blue food colorants? **Food Research International**, 89, 91–398, 2016.
- CASTRO-ROSAS, J.; et al. Recent advances in microencapsulation of natural sources of antimicrobial compounds used in food-A review. **Food Research International**, v. 102, p. 575-587, 2017.

CHEMAT, F.; VIAN, M.A.; CRAVOTTO, G. Green Extraction of Natural Products: Concept and Principles. **International journal of molecular sciences**, 13, 8615-8627, 2012.

CORDEIRO, M. J. M; et al. The impact of heat-moisture treatment on the properties of *Musa paradisiaca* L. starch and optimization of process variables. **Food Technology & Biotechnology**, v. 56, n. 4, 2018.

DUARTE, P. H. **Otimização da síntese e caracterização do biodiesel metílico e etílico do óleo de licuri (*Syagrus coronata*), e adição de ésteres metílicos como aditivo em blendas de biodiesel de soja**. 2018. 67f. Dissertação (Mestrado em Química) – Universidade Federal de Uberlândia, Ituiutaba-MG, 2018.

DOWNHAM, A.; COLLINS P. Colouring our foods in the last and next millennium. **Int J Food Science & Technology**, v. 35, n. 1, p. 5-22, 2000.

DRUMMOND, Marcos Antônio. Licuri *Syagrus coronata* (Mart.) Becc. Embrapa Semi Árido, 2007.

DURVAL, J.; PECHER, V.; POUJOL, M.; LESELLIER, E. Research advances for the extraction, analysis and uses of anthraquinones: A review. **Industrial Crops and Products**, 94, 812-833, 2016.

ESQUIVEL-GONZÁLEZ, B. E.; et al. Microencapsulation of betanins by spray drying with mixtures of sweet potato starch and maltodextrin as wall materials to prepare natural pigments delivery systems. **Journal of Food processing and preservation**, v. 46, n. 4, p. e16431, 2022.

FAVARO-TRINDADE, C. S.; PINHO, S. C.; ROCHA, G. A. Revisão: Microencapsulação de ingredientes alimentícios, **Brazilian Journal of Food Technology**, v. 11, p. 103-112, 2008.

FELLOWS, P. J. Tecnologia do Processamento de Alimentos: princípios e práticas. 2º edição São Paulo: Artmed, 2006.

FIGUEIREDO, R. W.; MAIA, G. A.; HOLANDA, L. F. F.; MONTEIRO, J. C. S. Características Físicas e químicas do Jenipapo. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 21, n. 4, p. 421-428, 1986.

FILARDI, F. L. R.; et al. Brazilian Flora 2020: innovation and collaboration to meet Target 1 of the Global Strategy for Plant Conservation (GSPC). **Rodriguésia**, v. 69, p. 1513-1527, 2018.

FOOD INGREDIENTES BRASIL. A desidratação na conservação dos alimentos. **Revista-fi**, 1(38), 68-75, 2016.

GOULA, A. M.; ADAMOPOULOS, K. A. Influence of spray drying conditions on tomato powder properties. **Drying technology**, v. 22, n. 5, p. 1129-1151, 2004.

HOLKEM, A. T.; CODEVILLA, C. F.; DE MENEZES, C. R. Emulsification/Internal ionic gelation: alternative for microencapsulation bioactive compounds. **Ciência e Natura**, v. 37, p.

116-124, 2015.

JAFARI, S. M. **Nanoencapsulation of Food Bioactive Ingredients: principles and applications**. London: Academic Press – Elsevier, 2017.

JQUES, A. M. C. The influence of food additives on the development of allergies in children. **Brazilian Journal of Health Review**, 3(4), 10185-10195, 2020.

LUQUE DE CASTRO, M.D.; PRIEGO-CAPOTE, F. Soxhlet extraction: Past and present panacea. **Journal of chromatography. A**, 1217, 2383-2389, 2010.

KACI, M.; ARAB-TEHRANY, E.; DESJARDINS, I.; BANON-DESOBRY, S.; DESOBRY, S. Emulsifier free emulsion: Comparative study between a new high frequency ultrasound process and standard emulsification processes. **Journal of Food Engineering**, v. 196, p. 109-118, 2016.

MANOEL, L. A.V.; PORTO, P.; TEIXEIRA, A.B.; CARPANEZ, A.G.; GRAZUL, R.M.; SILVA FILHO, A. A.; FARIA-PINTO, P. Desenvolvimento e estabilidade de formulação cosmética obtida com corante natural azul. **HU Revista**, v. 45, n. 3, p. 254-260, 2019.

MOREIRA, A. S. S.; GULÃO E. S. Encapsulação de óleos essenciais para aplicação em alimentos: uma revisão. *Ciência, Tecnologia e Inovação: do campo à mesa*. **Congresso Internacional da Agroindústria**, p. 569-585, 2021.

NARSAIAH, K.; JHA, S. N.; WILSON, R. A.; MANDGE, H. M.; MANIKANTAN, M. R. Optimizing microencapsulation of nisin with sodium alginate and guar gum. **Journal Food of Science and Technology**, v. 51, n. 12, p. 4054-4059, 2014.

NEVES, G. N.; MEIRELES, M. A. A. Genipap: A new perspective on natural colorants for the food industry. **Food and Public Health**. p. 21-33, 2018.

NEVES, N. A.; et al. Identification and quantification of phenolic composition from different species of Jaboticaba (*Plinia* spp.) by HPLC-DAD-ESI/MSn. **Food Chemistry**, v. 355, p. 129605, 2021.

NERI-NUMA, I. A.; PESSOA, M. G.; PAULINO, B. N.; PASTORE, G. M. Genipin: A natural blue pigment for food and health purposes. **Trends in Food Science & Technology**, v. 67, p. 271-279, 2017.

OLIVEIRA, R. V.; et al. Biocomposto biodegradável hidrofóbico a base de amido de banana verde associado à celulose bacteriana. **Revista Matéria**, v.27, n.1, 2022.

OSORIO-TOBÓN, J.F.; MEIRELES, M.A.A.Recent Applications of Pressurized Fluid Extraction: Curcuminoids Extraction with Pressurized Liquids. **Food and Public Health**, 3, 289-303, 2013.

PELLISSARI, F. M.et al. Isolation and characterization of the flour and starch of plantain bananas (*Musa paradisiaca*). **Starch/Starke**, 2012,64, 382–391.

- POGORZELSKA-NOWICKA, E.; et al. Bioactive compounds in functional meat products. **Molecules**, 23(2), 307, 2018.
- PORRARUD, S.; PRANEE, A. Microencapsulation of Zn-chlorophyll pigment from Pandan leaf by spray drying and its characteristic. **International Food Research Journal**, v. 17, p.1031-1042, 2010.
- QUEIROGA, R. C.; MAIA, R. E.; MEDEIROS, M. O.; et al. Produção e composição química do leite de cabras mestiças Moxotó suplementadas com óleo de licuri ou de mamona. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 39, n.1, p. 204-210, 2010.
- RAMESH, M.; MUTHURAMAN, A. Flavoring and coloring agents: Health risks and potential problems. In: Natural and artificial flavoring agents and food dyes. **Academic Press**, p. 1-28, 2018.
- REZVANKHAH, A.; EMAM-DJOMEH, Z.; ASKARI, G. Encapsulation and delivery of bioactive compounds using spray and freeze-drying techniques: A review. **Drying technology**, 38, 1-1, 2020.
- RIBEIRO, J. S. **Produção de corante natural azul de jenipapo encapsulado com amido de araruta e maltodextrina de mandioca**. 2021. 158f. Tese (Doutorado em Engenharia e Ciência de Alimentos) - Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia, Itapetinga-BA, 2021.
- RIBEIRO, J. S.; VELOSO, C. M. Microencapsulation of natural dyes with biopolymers for application in food: **A review**. **Food Hydrocolloids**, v. 112, 106374, 2021.
- ROVARIS, B. C. **Jenipapo (Genipa americana L.) como corante azul natural**. 2020. 44f. Monografia (Graduação em Engenharia de Alimentos) – Universidade Federal de Santa Catarina, 2020.
- RODRIGUEZ-AMAYA, D. B. Natural food pigments and colorants. **Current Opinion in Food Science**, 7, 20-26, 2016.
- RUZZA, D. A. C.; ROSSI, A. A. B.; FERNANDES, J. A.; PEDRI, E. C. M.; TIAGO, A. V.; BISPO, R. B.; MARTINS, K. C. Etnobotânica do jenipapo (*Genipa americana* L., Rubiaceae) entre agricultores no município de Carlinda, Mato Grosso, Brasil. **Brazilian Journal of Development**, v. 6, n. 8, p. 61161-61184, 2020.
- SANTOS, M. S. V.; SANTOS, D. E. L.; MOREIRA, J. J. S.; FLORÊNCIO, M. N. S.; OLIVEIRA JUNIOR, A. M. Prospecção tecnológica em bases de patentes com foco em corantes e pigmentos alimentícios obtidos de fontes naturais. **Society and Development**, v. 10, n. 3, 2021.
- SANTOS, N. C.; et al. Study on Drying of Black Rice (*Oryza sativa* L.) Grains: Physical-Chemical and Bioactive Quality. **Journal of Agricultural Science**, 11(9), 203-212, 2019.
- SARAVANAN, P.; et al. Extraction and application of eco-friendly natural dye obtained from barks of *Odina woderia* L. on cotton fabric. **Journal of Natural Product and Plant Resources**, v. 3, n. 2, p. 80-85, 2013.

SHARIF, K.M.; RAHMAN, M.M., AZMIR, J.; MOHAMED, M.H.A.; JAHURUL, F.; SAHENA, I.S.M.; ZAIDUL, L. Experimental design of supercritical fluid extraction – A review. **Journal of Food Engineering**, 124, 105-116, 2014.

SIGURDSON G.T.; TANG P.; GIUSTI M.M. Natural colorants: food colorants from natural sources. **Annual Review of Food Science and Technology**, v. 8, p. 261–280, 2017.

SILVA, P. T.; FRIES, L. L. M.; MENEZES, C. R.; HOLKEM, A. T.; SCHWAN, C. L.; WIGMANN, E. F.; BASTOS, J.; SILVA, C. B. Microencapsulation: concepts, mechanisms, methods and some applications in food technology. **Ciência Rural**, v. 44, p. 1304-1311, 2014.

SOUKI, N. P. D. B. **Avaliação dos aspectos tecnológicos de iogurtes enriquecidos com inulina e emulsão encapsulado com óleo de açaí**. 2022. 162f. Tese (Doutorado em Ciências) - Universidade de São Paulo, Pirassununga-SP, 2022.

SOUZA, L.; MADALENA, D. A., PINHEIRO, A. C., TEIXEIRA, J. A., VICENTE, A. A.; RAMOS, Ó. L. Micro- and nano bio-based delivery systems for food applications: In vitro behavior. **Advances in Colloid and Interface Science**, v. 243, p. 23-45, 2017.

TOUYAMA, R.; TAKEDA, Y.; INOUE, K.; KAWAMURA, I.; YATSUZUKA, M.; IKUMOTO, T.; SHINGU, T.; YOKOI, T.; INOUE, H. Studies on the blue pigments produced from Genipin and Methylamine. I. structures of the brownish-red pigments, intermediates leading to the blue pigments. **Chemical and Pharmaceutical Bulletin**, v.42, p.668-673, 1994.

VARDANEGA, R.; SANTOS, D. T.; MEIRELES, M. A. Intensification of bioactive compounds extraction from medicinal plants using ultrasonic irradiation. **Pharmacognosy reviews**, 8, 88-95, 2014.

VIANA, E. B. M.; OLIVEIRA, N. L.; RIBEIRO, J. S.; et al. Development of starch-based bioplastics of green plantain banana (*Musa paradisiaca* L.) modified with heat-moisture treatment (HMT). *Food Packaging and Shelf Life*, 31, 100776, 2022.

VIKRAM, N.; KEWAT, R. N.; SINGH, R. P.; SINGH, P. Natural Edible Colours and Flavours Used as Human Health. **Int J Pharm Sci Res**, v. 6, n. 11, 2015.

VINCEKOVIĆ, M.; et al. Innovative technologies for encapsulation of Mediterranean plants extracts. **Trends in Food Science and Technology**, v. 69, n. 1, 2017.

WANDERLEY, L. A. S.; AGUIAR, G. P. S.; CALISTO, J. F. F.; et al. Microencapsulation of *Yarrowia lipolytica*: cell viability and application in vitro ruminant diets. **World Journal of Microbiology & Biotechnology**, 39, 88, 2023.

WANG, L.; SÁNCHEZ-SOTO, M.; ABT, T. Properties of bio-based gum Arabic/clay aerogels. *Industrial Crops & Products*, 91: 15–21, 2017.

YANG, J.; et al. Active optical metasurfaces: comprehensive review on physics, mechanisms, and prospective applications. **Reports on Progress in Physics**, v. 85, n. 3, p. 036101, 2022.

ZABOT, G. L.; MORAES, M. N.; MEIRELES, M. A. A. Supercritical Technology Applied to the Production of Bioactive Compounds: Research Studies Conducted at LASEFI from 2009 to 2013. **Food and Public Health**, 4, 36-48, 2014.

ZANOELO, M.; PEREIRA, E. A. Influência da presença do agente encapsulante nas características físicas do extrato de erva-mate seco por atomização. **Revista Brasileira de Agrotecnologia**, v. 11, n° 2, p. 303-308, 2021.

ZHAO, S.; ZHANG, D. Supercritical CO<sub>2</sub> extraction of Eucalyptus leaves oil and comparison with Soxhlet extraction and hydro-distillation methods. **Separation and Purification Technology**, 133, 443-451, 2014.

ZUANON, L. A. C.; FUZARI, N. C.; FERREIRA, S.; FREITAS, M. L. F.; MOSER, P., NICOLETTI, V. R. Production and Storage Properties of Spray-Dried Red Beet Extract Using Polysaccharide-Based Carrier Systems. **International Journal of Food Engineering**, v.15, n.7, p.1-15, 2019.

## **CAPÍTULO 2**

**Artigo:** Influência do material de parede na qualidade e estabilidade de microcápsulas do corante azul Genipocianina G1 extraído de frutos verdes de Jenipapo

## Resumo

Os corantes naturais apresentam funcionalidades biológicas, como atividades antimicrobianas e antioxidantes, além de potenciais benefícios à saúde. Dessa forma, novas fontes de matéria-prima têm sido estudadas, dentre elas o fruto de jenipapo. Contudo, há limitações tecnológicas quanto ao uso dos corantes naturais, pois são sensíveis à oxidação e às altas temperaturas, e apresentam baixa estabilidade. O presente estudo objetivou produzir e encapsular o corante natural azul obtido de frutos verdes de jenipapo pelo processo de liofilização, utilizando o amido da banana verde e maltodextrina de mandioca como materiais encapsulantes. Para o preparo das emulsões foram utilizadas 10 g de lecitina de soja em pó, 10 mL de óleo de licuri e 100 mL de solução de Genipocianina G1. As emulsões foram adicionadas posteriormente na solução gelatinizada do material de parede (amido: maltodextrina) e liofilizadas por 120 h. Foi avaliado o efeito da concentração de sólidos na qualidade e estabilidade das microcápsulas formadas, sendo os tratamentos avaliados T1 (1:9), T2 (2:18), T3 (3:27) e T4 (4:36), com 3 repetições, totalizando 12 parcelas experimentais. Os resultados obtidos foram submetidos a análise de variância (ANOVA) e teste de Tukey ( $p < 0,05$ ). O corante azul apresentou parâmetros de pH, atividade de água, rendimento e solubilidade dentro dos padrões considerados de interesse para indústria. O Tratamento 2 mostrou-se mais eficiente por manter a cor estável por mais de 21 dias, sendo economicamente viável, uma vez que tem menor conteúdo de materiais de parede sem perda da eficiência e manutenção dos compostos fenólicos. O corante do fruto do jenipapo é uma alternativa promissora para substituir os corantes sintéticos.

**Palavras-chave:** Corantes naturais; Encapsulação; Emulsão.

## 1. INTRODUÇÃO

Os corantes são aditivos amplamente utilizados na indústria alimentícia com a finalidade de atribuir ou realçar a cor dos alimentos tornando-os mais atrativos ao consumidor. Em geral, os corantes artificiais possuem maior estabilidade e menor custo, se comparados aos corantes naturais, contudo, há evidências de riscos à saúde associados ao seu consumo.

O uso dos corantes naturais vem ganhando mais espaço, devido aos benefícios mercadológicos e a atenção dos consumidores aos potenciais efeitos nocivos causados pela alergia e intolerância aos pigmentos contidos nos corantes artificiais (KUMARI et al., 2020). Estudos têm demonstrado a ocorrência, especialmente no público infantil, de alergias

(MARTINS et al., 2016), hiperatividade e déficit de atenção, propriedades pró-inflamatória (KHIRALLA; SALEM; EL-MALKY, 2015; MASONE; CHANFORAN, 2015), entre outros.

Além disso, os corantes naturais apresentam várias funcionalidades biológicas, como atividades antimicrobianas e antioxidantes, potenciais benefícios à saúde como a prevenção de doenças crônicas não transmissíveis, e são encontrados em diversos alimentos comumente consumidos pela população, sem riscos à saúde (RODRIGUEZ-AMAYA, 2016).

Novas fontes de matéria-prima para a produção de corantes naturais têm sido estudadas e dentre elas destaca-se o fruto de jenipapo (*Genipa americana* L.). Esta espécie possui relevância econômica, no que diz respeito ao seu consumo e comercialização, é fonte de compostos com potencial bioativo, atividades antioxidante, antitumoral, antiinflamatória e antimicrobiana (ASSIS et al., 2023). O potencial do fruto de jenipapo para a produção de corante se deve à presença de pigmentos à base de azul de genipina e suas formas glicosiladas, que ao reagir com aminas primárias na presença de oxigênio forma pigmentos azuis (NERI-NUMA et al., 2017).

Os corantes à base de azul de genipina, apresentam algumas peculiaridades como estabilidade durante o tratamento térmico, mudanças de luz ou de pH, tornando mais estáveis que outros corantes azuis naturais disponíveis no mercado (BENTES et al., 2014; BUCHWEITZ, 2016). Contudo, há limitações tecnológicas quanto ao uso dos corantes naturais, já que são sensíveis à oxidação e às altas temperaturas, o que causa a descoloração acentuada durante o processamento e armazenamento, reduzindo a qualidade sensorial dos produtos que contêm esses corantes (ESQUIAVEL, 2016). Outros desafios na utilização industrial dos pigmentos naturais são a dificuldade de combinar cores e matizes, os custos mais elevados e o cumprimento de rigorosas barreiras legais de segurança (NERI-NUMA et al., 2017, RODRIGUEZ- AMAYA, 2016).

Como alternativa para minimizar os problemas relacionados à estabilidade dos corantes naturais, algumas técnicas de produção de corantes naturais, como a secagem e a encapsulação, vêm sendo estudadas. A microencapsulação consiste em uma tecnologia que visa envolver materiais sólidos, líquidos ou gasosos em pequenas cápsulas (NEVES et al., 2021). Como método de secagem, a liofilização proporciona a desidratação de material congelado, por meio da sublimação da água sob vácuo. Pode ser precedida da formação de uma matriz que será pulverizada após a desidratação, formando microesferas/micropartículas, ou de técnicas como o preparo de uma emulsão, de coacervados ou de produtos de extrusão, para aumentar a vida de prateleira e a estabilidade dos materiais (SILVA et al., 2014).

Diante do exposto, o objetivo do presente estudo foi produzir e encapsular o corante natural azul obtido de frutos verdes de jenipapo (*Genipa americana* L.) pelo processo de liofilização, utilizando o amido da banana verde (*Musa Paradisiaca* L.) e maltodextrina de mandioca como materiais encapsulantes.

## **2. MATERIAL E MÉTODOS**

### **2.1 Materiais**

Os frutos de jenipapo verde foram obtidos com feirantes do CEASA (Central Estadual de Abastecimento) da cidade de Vitória da Conquista – BA, Brasil. Após a aquisição os frutos foram lavados com escova para remoção de sujidades e submetidos à sanitização com água clorada (200 ppm) por 15 min. Em seguida foram embalados em sacos plásticos e congelados até o momento do uso. A maltodextrina de mandioca (dextrose equivalente: 11,42) foi adquirida da empresa Cassava S/A, Brasil. O óleo de licuri foi adquirido na Agroindústria da Agricultura Familiar da Rede Monte Sabores da COOPEERSABOR, cooperativa vinculada a Escola Familiar Agrícola de Monte Santo- BA, território do Sisal. Todos os outros reagentes utilizados foram de grau analítico.

### **2.2 Obtenção do corante Genipocianina G1**

A genipina foi obtida pela técnica de extração em meio aquoso assistida por ultrassom, conforme a metodologia de Ribeiro (2021). Os frutos foram selecionados e classificados como verde, conforme a textura, coloração e teor de sólidos solúveis totais menores ou iguais a 17° Brix. As sementes foram removidas, e a polpa e a casca trituradas em um liquidificador industrial de alta rotação (18000 rpm) por 5 min, com adição de água destilada na proporção de 1:3 (massa de fruto/volume de água). Em seguida a mistura foi aquecida em banho-maria por 30 min a 55° C com agitação contínua para aeração, e posteriormente levada a um banho ultrassônico por 30 min (40 kHz de frequência ultrassônica e 135 W de potência ultrassônica marca Unique, USC-1400). Por fim, foi filtrada a vácuo e centrifugada a 3000 x g por 5 min (centrífuga Solab, SL-706, São Paulo, Brasil).

O sobrenadante foi retirado e misturado com glicina, na proporção de 20 mg de glicina por grama de fruto, e aquecido novamente em banho-maria por mais 30 min sob agitação para desenvolver e estabilizar a cor azul. A concentração da genipocianina G1 foi determinada por espectrofotometria de absorção molecular em comprimento de onda de 595 nm.

A concentração de genipocianina foi calculada considerando a Lei de Lambert Beer,

utilizando coeficiente de extinção molar ( $\epsilon$ ) igual a 43652 (Equação 1).

$$A = \epsilon \cdot b \cdot c \quad (1)$$

Onde: A = absorvância,  $\epsilon$  = coeficiente de extinção molar, b = caminho ótico (cm) (largura da cubeta = 1) e c = concentração do analito (mol/L)

### **2.3 Obtenção e determinação do teor de amido e amilose do amido da banana da terra verde (*Musa paradisiaca* L.)**

Os frutos de banana da terra verde foram lavados, descascados, cortados em rodela com espessura aproximada de 3 mm, e imersos em solução de hidróxido de amônia 0,03 mol.L<sup>-1</sup>, na proporção de 1:7 (massa de polpa/solução de amônia). Posteriormente, a polpa foi triturada sob baixa rotação por aproximadamente 1 min em um liquidificador industrial. A mistura foi deixada em repouso até a completa separação do amido por decantação. O sobrenadante foi descartado e o amido foi ressuspensão com água destilada e deixado novamente em repouso até que o sobrenadante e o amido apresentaram visualmente coloração branca. O sobrenadante foi descartado e a massa obtida passou por processo de secagem em estufa com circulação de ar forçada a 40°C por aproximadamente 24 horas. O amido obtido foi peneirado, identificado e armazenado ao abrigo de luz e umidade.

O teor de amilose aparente do amido obtido foi determinado utilizando o método colorimétrico do iodo simplificado, que se baseia na transmissão de luz através de um complexo colorido que se forma com a reação da amilose com o iodo, de acordo com a metodologia de Martinez e Cuevas (1989), com modificações em relação às diluições e massa da amostra utilizada (25 mg). O teor de amido total foi determinado pelo método da digestão ácida, descrito por Cereda e Vilpoux (2003). O princípio deste método baseia-se na determinação espectrofotométrica a 620 nm do composto colorido formado pela reação entre a antrona e a glicose proveniente da hidrólise do amido. Todas as análises foram feitas em triplicata.

### **2.4 Produção dos corantes encapsulados**

A encapsulação da genipocianina G1 foi realizada em duas etapas. Primeiramente, foi preparada uma emulsão, através da mistura de 10 g de lecitina de soja em pó, 100 mL de óleo de licuri e 100 mL de solução de genipocianina G1 na concentração de 0,96 g.L<sup>-1</sup>, que foram misturados com auxílio de um mixer por 3 min, seguindo-se ao tratamento em banho ultrassônico (40 kHz de frequência ultrassônica e 135 W de potência ultrassônica marca

Unique, USC-1400) por 30 min. Determinou-se o pH das emulsões com o pHmetro digital de bancada.

Na segunda etapa de preparo dos corantes, 20 mL da emulsão foram adicionadas às soluções encapsulantes. Para o preparo das soluções foram pesadas as respectivas massas de amido de banana da terra e de maltodextrina, de acordo com a Tabela 1, adicionando-se 100 mL de água destilada. A mistura foi gelatinizada em banho-maria (Quimis, modelo q-15-2, São Paulo, Brasil) a 85°C por 15 min. Após resfriadas, a temperatura ambiente, a emulsão foi adicionada à mistura e agitada por 2 min com o auxílio de um agitador magnético. Em seguida as suspensões foram congeladas para posterior liofilização.

**Tabela 1.** Planejamento experimental para produção da suspensão de amido e maltodextrina

<b>Tratamento</b>	<b>Amido nativo (g)</b>	<b>Maltodextrina (g)</b>	<b>Sólidos Totais (g)</b>
T1	1	9	10
T2	2	18	20
T3	3	27	30
T4	4	36	40

O corante encapsulado foi seco em um liofilizador (Enterprise, modelo AISIS) por um período de aproximadamente 120 horas, sendo o processo conduzido a temperatura de - 36° C e pressão de 10 µHg. Após a obtenção do corante na forma de partículas sólidas os mesmos foram acondicionados em recipientes estéreis, sob abrigo da luz, para posterior análise.

## **2.5 Determinação da eficiência e do rendimento da encapsulação**

Para determinar a eficiência da encapsulação foram consideradas as quantidades de corante total e na superfície das cápsulas (SANTANA et al., 2016). A determinação de genipocianina G1 da superfície foi realizada através da adição de 10 mg de pó do corante em 10 mL de etanol absoluto em tubos Falcon de 50 mL. A mistura foi agitada em agitador vortex (Warmnest, VX-28) por 30 s e centrifugada a 3.000 x g por 5 min (Solab, SL-706). A determinação da genipocianina G1 total das cápsulas foi realizada através da adição de 10 mg de pó do corante e 10 mL de água destilada em tubos Falcon de 50 mL. A mistura foi agitada em agitador vortex (Warmnest, VX-28) por 30 s e centrifugada a 3.000 x g por 5 min. Os sobrenadantes foram coletados em ambas as análises e foi realizada a leitura da absorbância em espectrofotômetro a 595 nm, considerando a Lei de Lambert Beer, utilizando coeficiente de

extinção molar ( $\epsilon$ ) igual a 43652. A eficiência da encapsulação (EE) foi calculada de acordo com a Equação 2.

$$E (\%) = \frac{[(\text{Genipocianina G1 Total no Pó} - \text{Genipocianina G1 na Superfície})]}{\text{Genipocianina G1 Total no Pó}} \times 100 \quad (2)$$

O rendimento de encapsulação foi calculado com base na relação entre a massa total de pó obtido (produto) e a massa da solução (emulsão + material de parede gelatinizado).

## 2.6 Caracterização dos corantes encapsulados

A densidade aparente foi determinada por meio da metodologia proposta por Goula e Adamopoulos (2004), determinada pela relação entre a massa do pó aferido em balança analítica (Bioscale) e seu volume em proveta graduada de 10 mL, os resultados foram expressos em g/mL. A medida do pH foi realizada utilizando pHmetro digital de bancada MB PHS-3C, de acordo com a metodologia descrita pela AOAC (2016). A análise foi realizada em triplicata e os resultados expressos em média  $\pm$  desvio padrão.

A solubilidade dos corantes foi determinada a partir da adição de 0,5 g de pó (em base seca) e 10 mL de água destilada em tubos Falcon, com agitação em agitador vortex (Warmnest, VX-28) por 5 min. A solução foi centrifugada (centrífuga Solab, SL-706) a 3.000 x g por 5 min e 5 mL do sobrenadante foi transferido para cadinhos de porcelana previamente secos e pesados. O material foi seco em estufa (Nova Instruments, NI 1513 i) a 105°C até o peso constante (SANTANA et al., 2016). O valor da solubilidade foi determinado através da Equação 3.

$$\text{Solubilidade (\%)} = \frac{m_f}{m_i} \times 100 \quad (3)$$

Onde:  $m_f$  = massa da amostra (g) contida no cadinho após a secagem e  $m_i$  = massa inicial da amostra (g).

A atividade de água ( $a_w$ ) dos corantes microencapsulados foi determinada a 25°C, utilizando equipamento Aqualab (series 3TE). As amostras foram analisadas 7 dias após a secagem para fins de padronização.

## 2.7 Variação da cor instrumental em função do tempo de armazenamento

A determinação dos parâmetros de cor foi realizada usando o Colorímetro Chroma Meter CR-400 (Minolta Co., Ramsey, New Jersey, EUA) com a determinação no modo CIE L\*a\*b\*

que inclui as variáveis  $L^*$ ,  $a^*$ ,  $b^*$ , Chroma ( $C^*$ ), ângulo Hue ( $H^\circ$ ). Onde  $L^*$  é a medida da luminosidade de um objeto e varia do 0 (para o preto) até o 100 (para o branco),  $a^*$  é a medida do vermelho ( $a^*$  positivo) ou do verde ( $a^*$  negativo);  $b^*$  é a medida do amarelo ( $b^*$  positivo) ou do azul ( $b^*$  negativo);  $C^*$  define a saturação e  $H^\circ$  representa o ângulo de tom.

As avaliações foram realizadas aos 1, 7, 14 e 21 dias após a liofilização. Os corantes foram armazenados ao abrigo da luz e em temperatura ambiente até o momento da análise.

## **2.8 Avaliação da estabilidade dos corantes em diferentes valores de pH**

Para avaliar a estabilidade da cor dos corantes obtidos em função do pH do meio, 0,25 g da amostra do corante foram solubilizadas em 5 mL de soluções preparadas em diferentes valores de pH (2, 4, 6, 8 e 10). As soluções foram homogeneizadas e armazenadas ao abrigo da luz e em temperatura ambiente até o momento das análises. No tempo 0 e no tempo final (36 h) determinou-se os parâmetros de cor usando o Colorímetro Chroma Meter CR-400 (Minolta Co., Ramsey, New Jersey, EUA) com a determinação no modo CIE  $L^*a^*b^*$ .

## **2.9 Análises termogravimétrica (TG)**

A perda de massa foi avaliada utilizando o Analisador Térmico STA PT-1000 (Linseis, Alemanha) auxiliado pelo software STA Measurement. Foram utilizados aproximadamente 15 mg de cada amostra em cadinho de alumina de 90 microlitros sem tampa. O termograma de TG foi obtido na faixa de temperatura de 25 °C a 900°C, com taxa de aquecimento que 10 °C/min, com fluxo de gás N de 3 mL/min.

## **2.10 Espectroscopia de absorção no Infravermelho com Transformada de Fourier -FTIR**

O corante puro e as microcápsulas foram avaliados por meio da Espectroscopia de absorção no Infravermelho com Transformada de Fourier. As amostras foram analisadas em equipamento FTIR-ATR de infravermelho médio (Cary 630 FTIR, Agilent Technologies Inc., Santa Clara, CA, EUA), equipado com refletância total atenuada (ATR) com célula de cristal de diamante. As amostras foram colocadas individualmente no compartimento acessório onde incidiam os raios na faixa do infravermelho (cristal de diamante). Os espectros foram obtidos no modo de absorbância com resolução de 4  $\text{cm}^{-1}$  e 64 varreduras.

O software para aquisição dos espectros foi o software Agilent MicroLab PC. Antes de cada coleta, o espectro de fundo foi lido e avaliado na região espectral com número de onda de 4.000 a 600  $\text{cm}^{-1}$ .

### **2.11 Determinação de compostos fenólicos totais**

A determinação de constituintes fenólicos totais foi realizada de acordo com a metodologia ISO (ISO, 2005). Foi realizado tanto do corante como do extrato para comparação de ambos. Os resultados obtidos foram confrontados com uma curva analítica linear utilizando uma solução padrão de ácido gálico.

### **2.12 Planejamento experimental e análise estatística**

O experimento foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado (DIC) com variação na concentração de sólidos solúveis (4 concentrações), com 3 repetições, totalizando 12 parcelas experimentais. Todas as análises foram realizadas em triplicata. Os resultados obtidos foram submetidos à análise de variância (ANOVA) e teste de Tukey, com ( $p < 0,05$ ). Os resultados foram expressos em média e desvio padrão.

## **3. RESULTADOS E DISCUSSÃO**

### **3.1 Caracterização do amido de banana da terra verde**

A porcentagem de amilose aparente determinado para o amido de banana da terra verde foi de  $38,53 \pm 0,85\%$ , sendo considerado um teor elevado, com potencial de aplicação industrial, uma vez que a amilose influencia propriedades funcionais e tecnológicas do amido. O teor de amilose está diretamente relacionado a capacidade de formação de filme, o que é essencial para produção de microcápsulas.

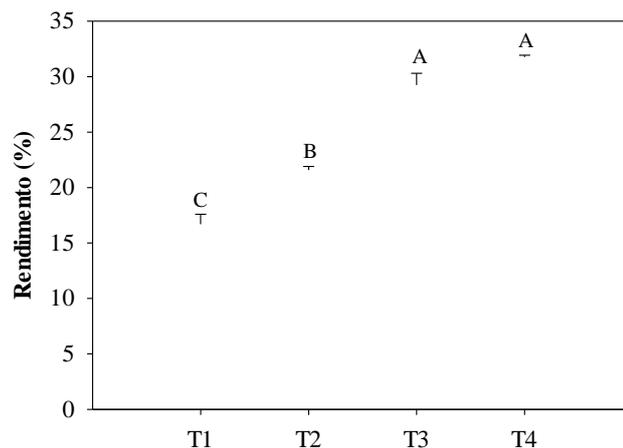
Em estudo realizado por Yang et al. (2022), que avaliaram as propriedades estruturais, físico-químicas e reológicas de amidos isolados de banana (*Musa* spp.), foram encontrados 81% a 91% de amido total, corroborando com os valores encontrados neste trabalho ( $89,53 \pm 0,84\%$ ).

### **3.2 Rendimento e eficiência de encapsulação**

O rendimento de encapsulação, como pode ser observado na Figura 1, foi influenciado pelo aumento dos sólidos solúveis. Observou-se que os tratamentos diferem estatisticamente entre si, porém não foi observado diferença entre os tratamentos 3 e 4. O T1 obteve menor rendimento de encapsulação do corante, todavia o aumento do rendimento só foi observado até o terceiro tratamento, sugerindo que os sólidos totais presentes só influenciaram no rendimento até uma determinada concentração.

O mesmo comportamento foi observado por Antigo et al. (2020) ao avaliar o encapsulamento de corante natural de beterraba com mucilagem de chia, em que as maiores concentrações de agente encapsulantes com associação de dois polímeros (maltodextrina e goma arábica) resultaram em aumento do rendimento. Este comportamento pode ser explicado pela quantidade do material de parede utilizado e a capacidade de retenção do corante nas microcápsulas. Pode-se observar que para o T4 houve perda do material de parede durante a encapsulação o que pode ter ocorrido pela capacidade de formação de filme menos estável com o aumento da quantidade de maltodextrina utilizada.

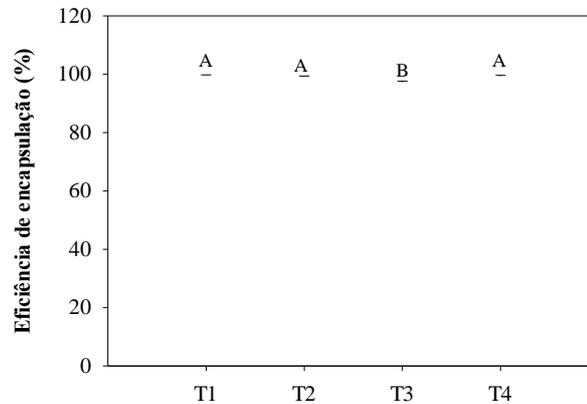
Combinações de maltodextrina e outro biopolímero como agente encapsulantes apresentam resultados promissores, pois combinam o baixo custo e a alta solubilidade em água (JAFARI, 2017). Neste trabalho, o amido foi utilizado por ser um carboidrato não modificado e promissor, pois além de ser biodegradável, é abundante e amplamente disponível (PANCHAL et al., 2020).



**Figura 1.** Rendimento do processo de encapsulação do corante azul Genipocianna G1 em função da concentração do material de parede. \*Médias seguidas de letras iguais maiúsculas entre barras de mesmo período não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a ( $p < 0,05$ ) de probabilidade.

Ao analisar a eficiência da encapsulação, os tratamentos apresentaram taxas elevadas com valores em torno de 99% (Figura 2). É possível observar, que, estaticamente apenas o T3 se diferencia dos demais. Com isso, observa-se que não há relação entre o aumento do material de parede com uma maior eficiência de encapsulação. A utilização da emulsão a base de óleo de licuri contribuiu com a eficiência, e o mesmo tem se destacado como um bom agente encapsulante, pois desempenha um papel crucial na proteção de substâncias químicas sensíveis,

como compostos bioativos, vitaminas, óleos essenciais e outros ingredientes ativos, e contra fatores ambientais adversos, como oxigênio, umidade, luz e temperatura.



**Figura 2.** Eficiência da encapsulação do corante azul, Genipocianina G1, em função da concentração do material de parede. \*Médias seguidas de letras iguais maiúsculas entre barras de mesmo período não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a ( $p < 0,05$ ) de probabilidade.

No estudo de Xu e Luo (2023) com microcápsulas à base de corante natural azul gardênia, foram encontrados valor inferior (84%) para a eficiência da encapsulação. Já Ribeiro (2021) obteve 90% usando amido araruta e maltodextrina de mandioca e secagem por spray drying.

Curi-Borda et al. (2019) ao utilizar a maltodextrina como material de parede em combinação com outros compostos para encapsulação de corantes de urucum relataram que quando a maltodextrina foi utilizada de maneira isolada, formaram-se microcápsulas com uma eficiência de encapsulação de 77%. No entanto, quando foi associada a uma fração de carboidratos nativa (goma arábica, carboximetilcelulose e pectina), foi observado um aumento da eficiência para valores acima de 90%, compatível com os valores encontrados. Isso se deve a capacidade de formação de filme destes carboidratos.

A eficiência da encapsulação está relacionada à quantidade de genipocianina G1 que foi efetivamente encapsulada, ou seja, a genipocianina G1 protegida pela matriz encapsulante, desconsiderando as partículas que se encontram na superfície da partícula. A eficiência depende, dentre outros fatores, da afinidade entre o material de parede e a substância a ser encapsulada. Desta forma, pode-se inferir que a genipocianina G1 tem alta afinidade pelos materiais usados como material de parede.

### 3.3 Caracterização dos corantes produzidos

Ao analisar a atividade de água dos corantes (Tabela 2), observa-se que não houve diferença significativa com o aumento do material de parede. Os baixos valores encontrados

neste estudo estão relacionados ao tempo empregado no processo de liofilização e a fração de água usada durante o processo, além da volatilização de frações lipídicas de menor peso molecular. A vantagem de uma baixa atividade de água é a redução dos riscos associados ao crescimento de microrganismo contaminantes nas cápsulas e de ocorrência de processos enzimáticos. Por outro lado, valores menores que 0,3 de atividade de água podem levar ao aumento da taxa de oxidação lipídica, em função do maior contato entre o substrato e o oxigênio, o que não é desejável para os corantes obtidos tendo em vista a concentração de lipídio utilizado no preparo dos mesmos.

**Tabela 2.** Atividade de água ( $a_w$ ) e pH do corante azul de jenipapo e pH das emulsões do corante azul de jenipapo.

Tratamento	$a_w$	pH das emulsões	pH dos corantes
1	0,290 $\pm$ 0,006 <sup>a</sup>	4,44 $\pm$ 0,06 <sup>a</sup>	4,99 $\pm$ 0,16 <sup>a</sup>
2	0,221 $\pm$ 0,002 <sup>a</sup>	4,53 $\pm$ 0,00 <sup>a</sup>	4,82 $\pm$ 0,01 <sup>a</sup>
3	0,171 $\pm$ 0,004 <sup>a</sup>	4,65 $\pm$ 0,00 <sup>a</sup>	4,87 $\pm$ 0,02 <sup>a</sup>
4	0,156 $\pm$ 0,006 <sup>a</sup>	4,61 $\pm$ 0,00 <sup>a</sup>	4,96 $\pm$ 0,07 <sup>a</sup>

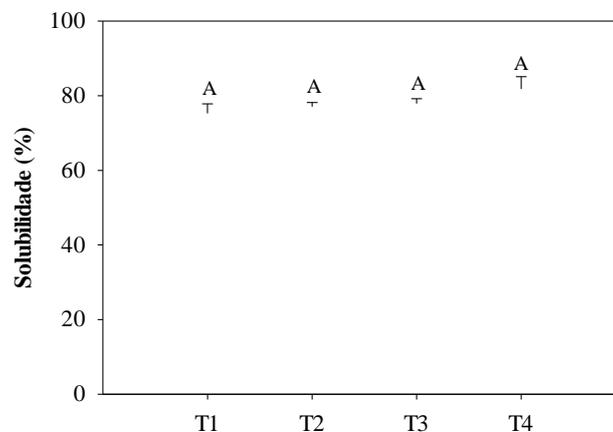
Os resultados encontrados foram inferiores ao relatado por Rocha et al. (2019), que obtiveram valor entre 0,3 e 0,4 de  $a_w$  em microencapsulados de jaboticaba por atomização utilizando maltodextrina, goma arábica e concentrado proteico de soro de leite como materiais de parede. O ideal é que o valor de  $a_w$  seja baixo, porém superior a 0,3, para que ocorra a estabilidade do pó obtido, além de evitar a proliferação de microrganismos e retardar reações não enzimáticas de escurecimento.

O pH do corante puro foi igual a 5,0. O jenipapo é um fruto que, no estágio verde de maturação, possui faixa de pH superior a 4,0, ideal para produção da genipociana G1 (BENTES, 2014), sendo assim o jenipapo se encontrava no estágio de maturação ideal. Para as emulsões e os corantes o pH foi superior a 4,0 para todos os tratamentos, sem diferença significativa entre os tratamentos, demonstrando a pouca influência do aumento do material de parede na estabilidade do corante. Conforme relatado por Ningsih, Sudarno e Agustono (2019), a ausência de variações no pH pode ser atribuída aos agentes encapsulantes utilizados. A maltodextrina, que é um material de revestimento com pH baixo (de 4 a 7) e o licuri, que apresenta o pH em torno de 5,5 (DRUMMOND, 2007).

Como as suspensões foram imediatamente congeladas para serem liofilizadas, o tempo de armazenamento não foi suficiente para a ocorrência de variações de pH capaz de desestabilizar sua estrutura.

Na Figura 3 é possível observar que todos os corantes obtidos apresentaram solubilidade superior a 70%, demonstrando que o produto é solúvel em água. Estatisticamente não houve diferença entre os tratamentos, mesmo possuindo na sua composição o óleo de licuri e a lecitina de soja, que são insolúveis em água.

Existem agentes carreadores, como o amido e a maltodextrina, que são relativamente densos e insolúveis em água na temperatura ambiente. Contudo, os grânulos de amido são capazes de intumescer de forma irreversível quando aquecidos em água, perdendo a birrefringência (perda da organização estrutural). Esta alteração, chamada de gelatinização, decorre da fusão dos cristais e desdobramento das duplas-hélices com o rompimento das ligações de hidrogênio (ASSIS et al., 2023). Conforme os autores, o aquecimento contínuo do amido em excesso de água leva ao intumescimento dos grânulos, maior lixiviação da amilose e de outros compostos solúveis para a fase aquosa.



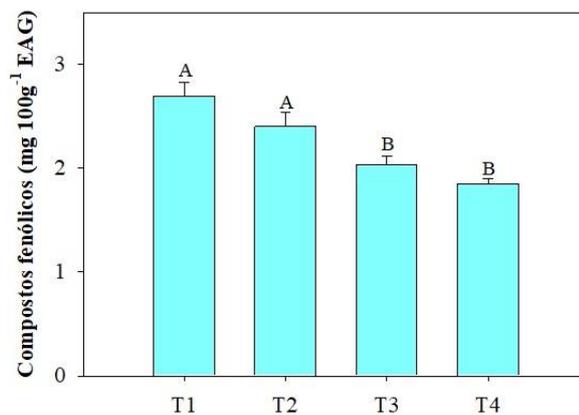
**Figura 3.** Solubilidade do corante azul Genipocianina G1 em função da concentração do material de parede. \*Médias seguidas de letras iguais maiúsculas entre barras de mesmo período não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a ( $p < 0,05$ ) de probabilidade.

Santana et al. (2016) em estudo sobre microcápsulas de Jussara encontraram solubilidade superior a 76%, corroborando com esse estudo. Souza et al. (2018) relataram valores entre 68 e 77% em pesquisa com extrato rico em licopeno microencapsulados com maltodextrina, isolado proteico de soro de leite e amido modificado.

Quanto ao processo de secagem utilizado, a liofilização mostrou-se eficiente e gerou pós de fácil solubilização em água. A alteração da solubilidade do material sem perda das suas

propriedades é de grande importância para a indústria alimentícia, sendo esse método uma alternativa para proteger os compostos de fatores que provocam a oxidação e a degradação dos componentes, melhorando assim a sua estabilidade (BAKRY, 2015).

O corante Genipociana G1 não encapsulado apresentou uma concentração de 110 EAG ( $\text{mg}\cdot 100\text{g}^{-1}$ ) de compostos fenólicos, porém após o processo de encapsulação ocorreu uma redução considerável neste valor. Observa-se na Figura 4 que os compostos fenólicos não apresentaram diferença significativa entre o T1 e T2, e entre o T3 e T4, sendo estes diferentes entre si. Ao avaliar esse parâmetro em todos os tratamentos, percebe-se que houve uma redução com o aumento do material de parede, dessa forma, fica evidente que o processo empregado gera uma degradação destes compostos.

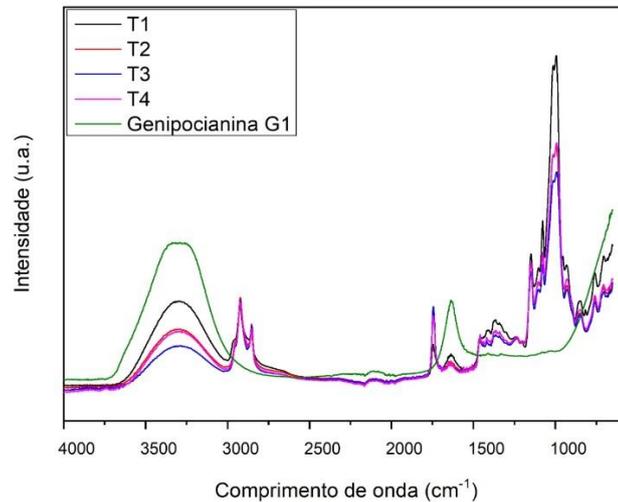


**Figura 4.** Compostos fenólicos do corante azul de jenipapo.

Ao analisar a Figura 5, observa que não houve diferenças importantes no padrão dos espectros FTIR, porém houve variações na intensidade de bandas específicas.

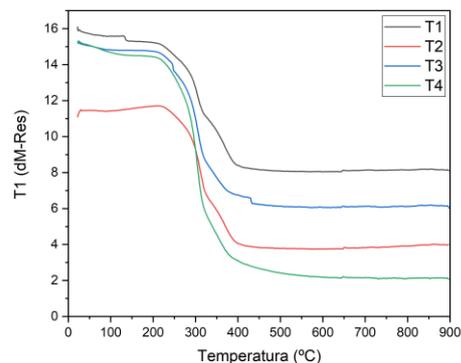
O espectro no infravermelho dos corantes evidenciou uma banda larga centrada em torno de  $3400\text{ cm}^{-1}$ , que pode ser atribuída aos estiramentos da ligação O-H da água ou estiramentos da ligação N-H de amidas, levando em consideração a presença de proteínas, ácidos graxos e carboidratos na composição química da emulsão e do corante que utiliza matérias como maltodextrina, amido e óleo de licuri. Verificou-se a presença de um pico fraco em torno de  $2850\text{ cm}^{-1}$  que pode estar relacionado aos estiramentos assimétricos e simétricos da ligação C-H do grupo  $\text{CH}_2$ , que podem ser atribuídos ao componente lipídico da amostra. A absorção em torno de  $1700\text{ cm}^{-1}$  é característica dos estiramentos vibracionais da carbonila ou compostos aromáticos, no caso da amostra em estudo é provável que as bandas em referência sejam provenientes dos estiramentos da ligação C=O da carbonila, grupo funcional que faz parte da estrutura das proteínas e dos ácidos graxos da fração lipídica. Podendo justificar que a

produção do corante é através da reação da genipina com a glicina, reação que estabiliza a cor azul (BENTES; MERCADANTE, 2014).



**Figura 5.** Espectros de FTIR do corante líquido e encapsulados.

De acordo com as curvas de TG (Figura 6) verificou-se que o corante apresentou uma perda de massa acentuada da temperatura iniciando em temperaturas próximas a 200 °C até 400 °C. A perda de massa aconteceu nesta faixa pode ser atribuída da matéria orgânica, principalmente lipídio e material de núcleo. No T4 foi observado a maior perda de massa, demonstrando que a maltodextrina é mais facilmente degradada com o aumento da temperatura. A massa resultante é composta pelas cinzas, principalmente os minerais presentes no corante e no amido.



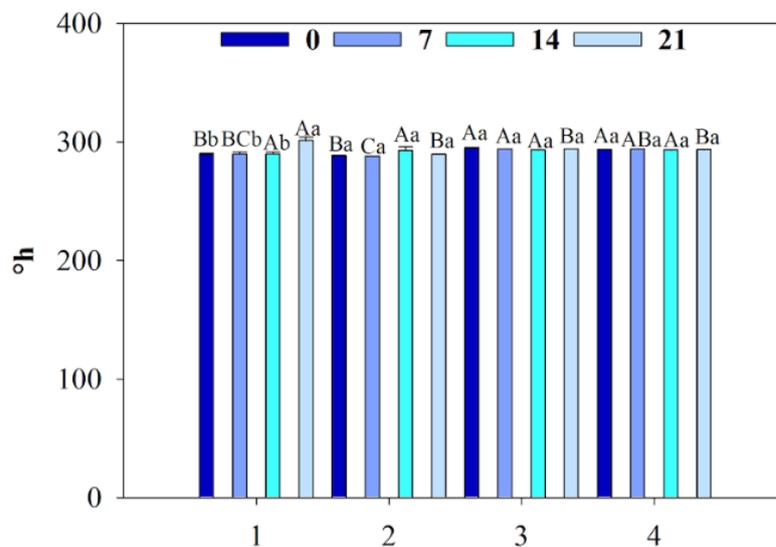
**Figura 6.** Curva de análise termogravimétrica (TG) do corante azul de jenipapo.

Observa-se que o T1 apresentou a menor perda de massa, demonstrando a presença de fração mineral no corante que foi protegido pelo material de parede, que conferiu maior estabilidade térmica ao corante.

### 3.4 Estabilidade da cor ao longo do período de armazenamento

Os resultados para a cor instrumental do corante azul de jenipapo conforme o período de avaliação dos corantes obtidos nos tratamentos T1, T2, T3 e T4 são apresentados nas Figuras 7-9. Para a análise de cor em alimentos, o sistema de cor  $L^* a^* b^*$  é o mais utilizado devido a uma distribuição uniforme de cores, e pelo fato de que a distância entre duas cores diferentes corresponde, aproximadamente, à diferença de cor percebida pelo olho humano (WU; SUN, 2013).

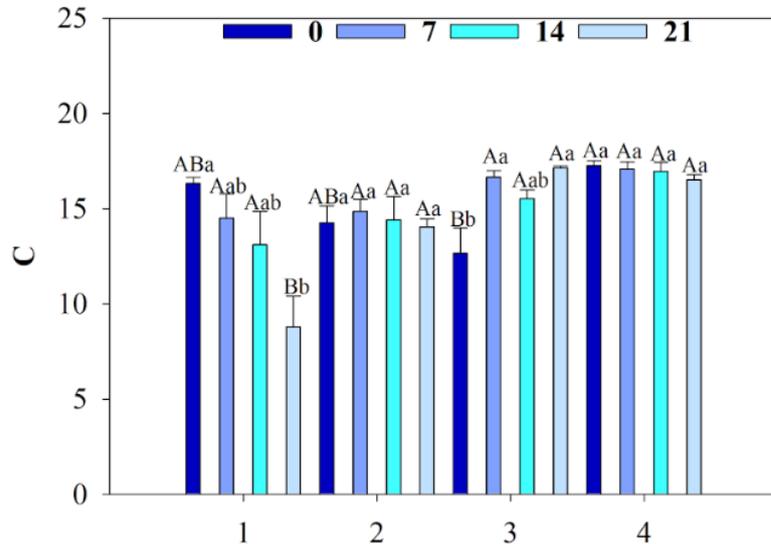
No parâmetro ângulo hue ( $^{\circ}h$ ), observou-se que no Tratamento 1 (T1) houve uma variação com tendência ao aumento a partir do 14<sup>o</sup> dia (Figura 8), enquanto que os demais tratamentos não apresentaram diferença significativa entre os períodos de avaliação. Entre os tratamentos houve conformidade entre o T3 e T4 em todos os períodos avaliados. O mesmo ocorreu entre T1 e o T2, exceto no 21<sup>o</sup> dia, em que no T2 houve uma pequena redução na tonalidade. Além disso, foi encontrado todos os valores superiores a 280<sup>o</sup>, que caracteriza a cor azul no eixo  $b^*$ . O ângulo Hue ( $h^{\circ}$ ), analisado graficamente, relaciona o 0<sup>o</sup> como a cor vermelha, o ângulo de 90<sup>o</sup>, amarelo, o ângulo de 180<sup>o</sup>, verde, e o ângulo de 270<sup>o</sup>, azul (SHEWFELT, THAI, DAVIS, 1988; MCGUIRE, 1992).



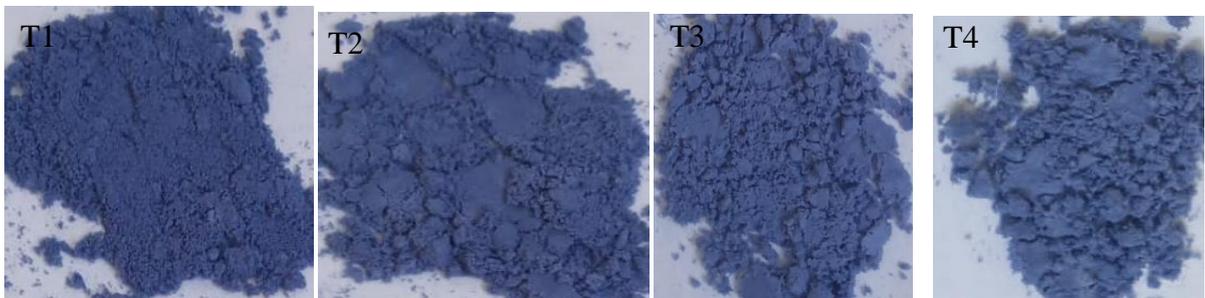
**Figura 7.** Ângulo hue ( $^{\circ}h$ ) do corante azul de jenipapo, em diferentes tempos de avaliação (0 – D1; 7 – D2; 14 – D3; 21 dias após a secagem – D4) e concentração do material de parede. \*Médias seguidas de letras iguais maiúsculas entre barras de mesmo período e minúsculas entre barras de mesmo tratamento não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a ( $p < 0,05$ ) de probabilidade.

É possível observar na Figura 8 que o croma (C) para o Tratamento 1 (T1) apresentou uma redução na saturação a partir do 14<sup>o</sup> dia, já no Tratamento 3 (T3) o comportamento foi inverso, houve aumento da tonalidade. Contudo, em ambos ocorreu a desestabilização na

manutenção da cor. Para os demais tratamentos (T2 e T4) não houve diferença estatística entre os tempos de avaliação. A Figura 9 demonstra visualmente a cor azul para cada tratamento.



**Figura 8.** Cromo (C) do corante azul de jenipapo, em diferentes tempos de avaliação (0 – D1; 7 – D2; 14 – D3; 21 dias após a secagem – D4) e concentração do material de parede. \*Médias seguidas de letras iguais maiúsculas entre barras de mesmo período e minúsculas entre barras de mesmo tratamento não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a ( $p < 0,05$ ) de probabilidade.



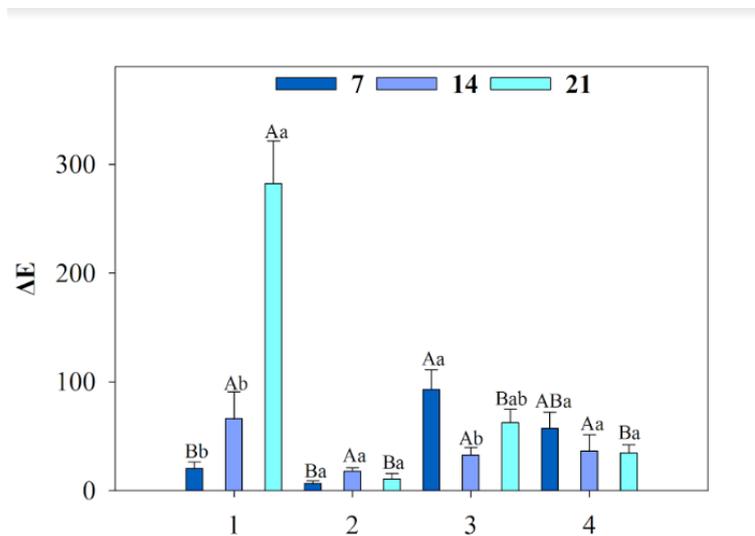
**Figura 9.** Cor dos corantes em cada tratamento.

A redução do croma observada no tratamento T1 (Figura 8) pode ser em decorrência da diminuição da luminosidade ( $L^*$ ). Esse parâmetro é expresso em porcentagem e indica a variação de luminosidade das amostras, sendo que 0% indica uma coloração escura e/ou opaca, e 100% simboliza coloração branca ou de máxima. Ficou evidente que o aumento de sólidos totais mantém o croma mais estável.

A cromaticidade (Cr) representa a intensidade da cor e varia de cores impuras a puras, em que as cores impuras assumem valores mais baixos e as puras os valores mais altos (MORAIS et al., 2002). Já a saturação está ligada diretamente à concentração do elemento corante e representa uma medida quantitativa para intensidade. Dessa forma, quanto maior o croma maior

a saturação das cores perceptíveis aos seres humanos. Cores neutras possuem baixa saturação, enquanto cores puras possuem alta saturação e, portanto, mais brilhantes na percepção humana (PATHARE, OPARA, AL-SAIS, 2013; SHEWFELT, THAI, DAVIS, 1988).

Os resultados para avaliação da variação total de cor ( $\Delta E$ ) dos corantes durante o armazenamento estão apresentados na Figura 10. O T1 apresentou grandes variações, principalmente na última aferição. Já o T2 manteve estável a variação da cor, contudo, não houve diferença significativa entre T2 e T4 no período avaliado. Enquanto que T1 e T3 apresentaram os maiores valores de diferença em tonalidade, indicando menor estabilidade. Estudos indicam que valores de  $\Delta E^*$  superiores a 5 são evidentes a olho nu, o que pode influenciar na qualidade percebida do produto (OBÓN et al., 2009).



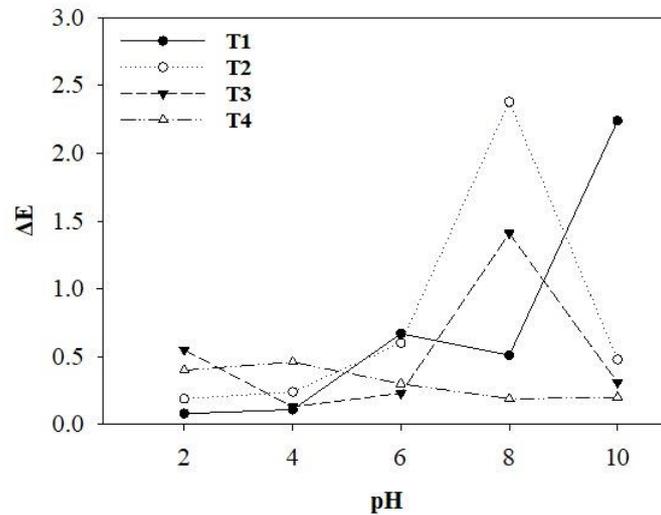
**Figura 10.** ( $\Delta E^*$ ) do corante azul de jenipapo, em diferentes tempos de avaliação (7 – D2; 14 – D3; 21 dias após a secagem – D4) em função da concentração do material de parede. \*Médias seguidas de letras iguais maiúsculas entre barras de mesmo período e minúsculas entre barras de mesmo tratamento não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a ( $p < 0,05$ ) de probabilidade.

Aos analisar os materiais de parede utilizados, em especial óleo de licuri, que possui uma capacidade de formar uma matriz estável em torno de moléculas sensíveis, e ainda contribui com a manutenção da integridade dos compostos no armazenamento e processo de produção, dessa forma este componente favorece a manutenção do  $\Delta E^*$ .

### 3.5 Estabilidade da cor em função do pH do meio

Analisando a Figura 11, é possível perceber que houve variações no comportamento dos tratamentos em função do pH do meio, sendo que até o pH igual a 6, não ocorreu grandes variações na cor dos corantes. Notou-se um aumento na variação total de cor a partir do pH de 8 para o T2 e T3, e em seguida houve o decréscimo. Assim, o pH 8 foi considerado o que causa maior redução da estabilidade dos corantes, em relação aos demais. O mesmo comportamento

foi observado para o T1 a partir do pH 8, sendo obtido diferença estatística apenas ao pH igual a 10, demonstrando que os tratamentos mantiveram a estabilidade da cor em pH mais ácidos, isso se deve principalmente ao fato do corante produzido apresentar pH. O T4 não apresentou diferença significativa em função do aumento do pH. Dessa forma, pode-se inferir que conforme aumenta a exposição do corante à meios com maiores valores de pH, ocorre a variações na estabilidade de sua cor. Resultados similar foram encontrados por Antigo et al. (2020), em que na faixa de pH entre 6 e 8, houve aumento da solubilidade, levando a maior liberação do corante no meio aquoso e reduzindo assim a estabilidade da cor. Além disso, constata-se que a variação de cor foi estabilizada pelo aumento dos materiais de parede.



**Figura 11.**  $\Delta E$  do corante azul de jenipapo, em função do pH do meio após 36 h de armazenamento em função da concentração do material de parede. \*Médias seguidas de letras iguais maiúsculas entre barras de mesmo período e minúsculas entre barras de mesmo tratamento não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey a ( $p < 0,05$ ) de probabilidade.

#### 4. CONCLUSÃO

O presente estudo mostrou a viabilidade do uso do jenipapo como uma fonte potencial para produção de um corante azul estável, utilizando as emulsões e suspensões como técnica encapsulante e a liofilização para secagem do material.

A técnica de microencapsulação por liofilização do corante, utilizando maltodextrina e o amido de mandioca como material de parede, permitiu a produção de microcápsulas com elevada eficiência de encapsulação. O corante azul apresentou parâmetros de pH, atividade de água, rendimento e solubilidade dentro dos padrões considerados de interesse para indústria.

O Tratamento 2 mostrou-se mais eficiente por manter a cor estável por mais de 21 dias, sendo economicamente viável, uma vez que tem menor conteúdo de materiais de parede sem perda da eficiência e manutenção dos compostos fenólicos.

Diante do exposto, o corante do fruto do jenipapo é uma alternativa promissora para substituir os corantes sintéticos, uma vez que possui um método de produção sustentável, não é prejudicial ao organismo humano e pode reduzir casos de alergias que são amplamente atribuídos ao uso de corantes sintéticos. Estudos posteriores devem ser realizados para mostrar detalhes das aplicações desse corante em medicamentos e alimentos.

## 5. REFERÊNCIAS

ANTIGO, J. L. D.; et al. Chia seed mucilage as a potential encapsulating agent of a natural food dye. **Journal of Food Engineering**, v. 285, p. 110101, 2020.

AOAC SMPR® 2016.002. **Journal of AOAC International**, v. 99, n. 4, p. 1122-1124, 2016.

ASSIS, R. C.; et al. Biological properties of bioactive compounds from the fruit and leaves of the genipap tree (*Genipa americana* L.): A systematic review. **Food Bioscience**, p. 102514, 2023.

BAKRY, A. M.; et al. Microencapsulation of oils: A comprehensive review of benefits, techniques, and applications. *Comprehensive reviews in food science and food safety*, v. 15, n. 1, p. 143-182, 2015.

BENTES, A. D. S.; MERCADANTE, F. G. Influence of stage of ripeness on the composition of iridoids and phenolic compounds in genipap (*Genipa americana* L.). **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 62, p. 10800-10808, 2014.

BUCHWEITZ, M. Natural solutions for blue colors in food. In: **Handbook on natural pigments in food and beverages**. Woodhead Publishing, p. 355-384, 2016.

CEREDA, M., VILPOUX, O. F. **Tecnologia, usos e potencialidades de tuberosas amiláceas latino americanas**. Fundação Cargil. 2003.

CREPALDI, I. A., ALMEIDA-MURADIAN, L. B., RIOS, M. D. G., PENTEADO, M. V. C., SALATINO, A. Composição nutricional do fruto de licuri (*Syagrus coronata* (Martius) Beccari). **Revista Brasileira de Botânica**, v. 24 (2), 155-159, 2001.

CURI-BORDA, Cecilia K. et al. Multilayer bixin microcapsules: The impact of native carbohydrates on the microencapsulation efficiency and dispersion stability. **Foods**, v. 8, n. 3, p. 108, 2019.

DJERASSI, C. J. D.; et al. Heterocíclicos de oxigênio de ocorrência natural. IX. Isolamento e caracterização da genipina. **Revista de Química Orgânica**, v. 25, n. 12, p. 2174-2177, 1960.

DRUMMOND, M. A. **Licuri *Syagrus coronata* (Mart.) Becc.** Embrapa Semi Árido, 2007.

ESQUIAVEL, P. **Handbook on Natural Pigments in Food and Beverages.** Woodhead Publishing, 2016.

JAFARI, S. M. **Nanoencapsulation of Food Bioactive Ingredients: principles and applications.** London: Academic Press – Elsevier, 2017.

KHIRALLA, G.; SALEM, S.; EL-MALKY, W. Effect of natural and synthetic food coloring agents on the balance of some hormones in rats. **International Journal of Food Science and Nutrition Engineering**, v. 5, n. 2, p. 88-95, 2015.

KUMARI, S. S.; et al. Characterization of major betalain pigments-gomphrenin, betanin and isobetanin from *Basella rubra* L. fruit and evaluation of efficacy as a natural colourant in product (ice cream) development. **Journal of food science and technology**, v. 52, p. 4994-5002, 2020.

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

MARTINS, N., RORIZ, C. L., MORALES, P., BARROS, L., & FERREIRA, I. C. Food colorants: Challenges, opportunities and current desires of agro-industries to ensure consumer expectations and regulatory practices. **Trends in Food Science & Technology**, 52, 1-15, 2016.

MASONE, D.; CHANFORAN, C. Study on the interaction of artificial and natural food colorants with human serum albumin: A computational point of view. **Computational biology and chemistry**, v. 56, p. 152-158, 2015.

MCGUIRE, A. David et al. Interactions between carbon and nitrogen dynamics in estimating net primary productivity for potential vegetation in North America. **Global Biogeochemical Cycles**, v. 6, n. 2, p. 101-124, 1992.

MORAIS, P. L. D. de.; FILGUEIRAS, H. A. C.; PINHO, J. L. N. de; ALVES, R. E. Harvesting maturity of mangoes 'Tommy Atkins' to thefor european market. **Rev. Bras. Frutic.**, v.24, n.3, p.671-675. 2002.

NERI-NUMA, I. A.; PESSOA, M. G.; PAULINO, B. N.; PASTORE, G. M. Genipin: A natural blue pigment for food and health purposes. **Trends in Food Science & Technology**, v. 67, p. 271-279, 2017.

NINGSIH, R.; SUDARNO, A. C.; AGUSTONO, D. F. The Effect of Maltodextrin Concentration on the Characteristics of Snappers' (*Lutjanus sp.*) Peptone. **Earth and Environmental Science**, 236, 2019.

OBÓN, J. M. et al. Production of a red–purple colorant from *Opuntia stricta* fruits by spray drying and its application in food model systems. **Journal of food engineering**, v. 90, n. 4, p. 471-479, 2009.

PANCHAL, P.; et al. Trends in advanced functional material applications of nanocellulose. **Processes**, v. 7, n. 1, p. 10, 2018.

PATHARE, P. B.; OPARA, U. L.; AL-SAID, F. Al-J. Colour measurement and analysis in fresh and processed foods: a review. **Food and bioprocess technology**, v. 6, p. 36-60, 2013.

RIBEIRO, J. S. **Produção de corante natural azul de jenipapo encapsulado com amido de araruta e maltodextrina de mandioca**. 2021. 158f. Tese (Doutorado em Engenharia e Ciência de Alimentos) - Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia, Itapetinga-BA, 2021.

ROCHA, J. C. G.; BARROS, F. A. R.; PERRONE, I. T.; et al. Microencapsulation by atomization of the mixture of phenolic extracts. **Powder Technology**, 343, 317–325, 2019.

RODRIGUEZ-AMAYA, D. B. Natural food pigments and colorants. **Current Opinion in Food Science**, v. 7, p. 20-26, 2016.

SANTANA, A. A.; CANO-HIGUITA, D. M.; OLIVEIRA, R. A.; TELIS, V. R. N. Influence of different combinations of wall materials on the microencapsulation of jussara pulp (*Euterpe edulis*) by spray drying. **Food Chemistry**, 212, 1-9, 2016.

SHEWFELT, R. L.; THAI, C. N.; DAVIS, J. W. Prediction of changes in color of tomatoes during ripening at different constant temperatures. **Journal of Food Science**, v. 53, n. 5, p. 1433-1437, 1988.

SILVA, P. T.; FRIES, L. L. M.; MENEZES, C. R.; HOLKEM, A. T.; SCHWAN, C. L., WIGMANN, E. F.; BASTOS, J.; SILVA, C. B. Microencapsulation: concepts, mechanisms, methods and some applications in food technology. **Ciência Rural**, 44, 1304-1311, 2014.

SOUZA, A. L.R.; HIDALGO-CHÁVEZ, D. W.; PONTES, S. M.; GOMES, F. S.; CABRAL, L. M.C.; TONON, R. V. Microencapsulation by spray drying of a lycopene-rich tomato concentrate: Characterization and stability. **LWT-Food Science and Technology**, v. 91, 286-292, 2018.

WU, D.; SUN, D. W. Advanced applications of hyperspectral imaging technology for food quality and safety analysis and assessment: A review—Part I: Fundamentals. **Innovative Food Science & Emerging Technologies**, v. 19, p. 1-14, 2013.

XU, K.; LUO, Y. Packaging ink microcapsules with high stability and biocompatibility based on natural dye gardenia blue. **Colloids and Surfaces A: Physicochemical and Engineering Aspects**, 658, 130778, 2023.

YANG, M.; et al Propriedades estruturais, físico-químicas e reológicas de amidos isolados de variedades de banana (*Musa spp.*). **Química Alimentar**, X 16, 100473, 2022.

**cience & Emerging Technologies**, v. 19, p. 1-14, 2013.