

UFRRJ
INSTITUTO DE TECNOLOGIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA E
TECNOLOGIA DE ALIMENTOS

TESE

**ENCAPSULAÇÃO DE ANTOCIANINAS DE JUÇARA EM
EMULSÃO DUPLA: AVALIAÇÃO DA ESTABILIDADE FÍSICO-
QUÍMICA E PROPRIEDADES ANTIOXIDANTES**

RENATA AMORIM CARVALHO

2024



**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO
INSTITUTO DE TECNOLOGIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA E TECNOLOGIA DE
ALIMENTOS**

**ENCAPSULAÇÃO DE ANTOCIANINAS DE JUÇARA EM EMULSÃO
DUPLA: AVALIAÇÃO DA ESTABILIDADE FÍSICO-QUÍMICA E PROPRIEDADES
ANTIOXIDANTES**

RENATA AMORIM CARALHO

*Sob a Orientação da Professora
Lourdes Maria Correa Cabral*

Tese submetida como requisito
parcial para obtenção do grau de **Doutora**
em Ciência e Tecnologia de Alimentos, no
Programa de Pós-Graduação em Ciência e
Tecnologia de Alimentos, Área de
Concentração em Ciência de Alimentos.

Seropédica
Dezembro de 2024

Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro Biblioteca
Central / Seção de Processamento Técnico

Ficha catalográfica elaborada
com os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

C331e Carvalho, Renata Amorim, 07/03/1982-
ENCAPSULAÇÃO DE ANTOCIANINAS DE JUÇARA EM EMULSÃO
DUPLA: AVALIAÇÃO DA ESTABILIDADE FÍSICO-QUÍMICA E
PROPRIEDADES ANTIOXIDANTES / Renata Amorim Carvalho.
Seropédica, 2024.
111 f.: il.

Orientadora: Lourdes Maria Correa Cabral.
Tese (Doutorado). -- Universidade Federal Rural do Rio
de Janeiro, Programa de Pós-Graduação em Ciência e
Tecnologia de Alimentos, 2024.

1. juçara. 2. antocianinas. 3. encapsulação. 4.
emulsão dupla. 5. estabilidade. I. Cabral, Lourdes
Maria Correa, 16/12/1957-, orient. II Universidade
Federal Rural do Rio de Janeiro. Programa de Pós
Graduação em Ciência e Tecnologia de Alimentos III.
Título.



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA E TECNOLOGIA DE
ALIMENTOS



TERMO N° 1245/2024 - PPGCTA (12.28.01.00.00.00.41)

Nº do Protocolo: 23083.072509/2024-62

Seropédica-RJ, 27 de dezembro de 2024.

RENATA AMORIM CARVALHO

Tese submetida como requisito parcial para obtenção do grau de **Doutora em Ciência e Tecnologia de Alimentos**, no Curso de Pós-Graduação em Ciência e Tecnologia de Alimentos, área de Concentração em Ciência de Alimentos.

TESE APROVADA EM 20/12/2024

LOURDES MARIA CORRÊA CABRAL, (Dra) (orientador) EMBRAPA

BRENO PEREIRA DE PAULA , (Dr) CEFET/RJ

MARIANA TEIXEIRA DA COSTA MACHADO, (Dra) UFRRJ

JOSE LUCENA BARBOSA JUNIOR, (Dr) UFRRJ

LUIZ CARLOS CORRÊA FILHO (Dr)

Documento não acessível publicamente

(Assinado digitalmente em 27/12/2024 05:56)

JOSE LUCENA BARBOSA JUNIOR
COORDENADOR CURS/POS-GRADUACAO - TITULAR
PPGCTA (12.28.01.00.00.00.41)
Matricula: ####550#9

(Assinado digitalmente em 30/12/2024 08:40)

MARIANA TEIXEIRA DA COSTA MACHADO
PROFESSOR DO MAGISTERIO SUPERIOR
DTA (12.28.01.00.00.00.46)
Matricula: ####113#3

(Assinado digitalmente em 27/12/2024 12:22)

LUIZ CARLOS CORRÊA FILHO
ASSINANTE EXTERNO
CPF: ####.###.307-##

(Assinado digitalmente em 27/12/2024 06:39)

LOURDES MARIA CORREA CABRAL
ASSINANTE EXTERNO
CPF: ####.###.967-##

(Assinado digitalmente em 27/12/2024 12:17)

BRENO PEREIRA DE PAULA
ASSINANTE EXTERNO
CPF: ####.###.527-##

DEDICATÓRIA

“Preste a atenção na aula e estude
bastante!”



Dedico esta tese ao meu pai,
Ariosvaldo de Oliveira Carvalho (*in
memoriam*), que sempre me incentivou a
estudar e que me viu começar o
Doutorado.

AGRADECIMENTOS

Primeiramente a Deus, por me conceder vida e saúde para a realização deste trabalho.

À minha mãe, Terezinha, por todos os ensinamentos, renúncias e amor com que me educou, pelas muitas orações, pelas palavras de incentivo, pelos conselhos e presença constante na minha vida.

Ao meu marido, Welkson, por seu amor, dedicação, incentivo, apoio com as crianças, companheirismo, conselhos e confiança na minha capacidade. Esteve sempre ao meu lado para me apoiar e dizer quando eu estava errada ou dizer que precisava reagir. Obrigada por me ajudar a realizar este sonho.

Às razões da minha vida, meus filhos Paulo Henrique e Maria Eduarda, que tanto amo e que um dia, com certeza, compreenderão todo meu esforço e minha ausência.

À minha irmã do coração, Rosimeri, e às minhas sobrinhas, Ana Carolina e Lívia, pelo carinho, apoio e por estarem sempre presentes na minha vida e na dos meus filhos.

À minha querida orientadora, Lourdes Cabral, por ter aceitado essa missão difícil de me orientar, por me consolar e por sua imensa paciência, compreensão e bondade em me ajudar nesta tarefa. Obrigada por ter ficado do meu lado.

À pesquisadora da Embrapa Agroindústria de alimentos, Renata Tonon e ao professor, Edwin, pelas contribuições para desenvolvimento e enriquecimento da minha pesquisa.

Ao coordenador do curso, José Lucena, pela atenção, apoio e paciência até a finalização do doutorado.

Ao grande amigo, Fabiano, pelo apoio e conselhos nos momentos em que mais precisei. Estes foram fundamentais para trazer tranquilidade na tomada de decisões.

Aos professores e amigos do Cefet Valença pelo apoio durante meu afastamento, em especial, Breno, André, Veridiana, Fabiano, Álvaro, Gaspar e Paulo Cezar.

À amiga que fiz durante o curso, Jéssica Batista, pela amizade, carinho, conselhos. Obrigada por ter sido ombro e ouvido, e por dividir comigo as dificuldades desta jornada de ser doutoranda e mãe.

Ao amigo, PC, pelo carinho, atenção, disponibilidade e ajuda com as análises de cor e cálculos de estatística.

Às amigas, Ana Lucia e Dandara, pelos conselhos, orientações e pelas orações ao longo de 2024 que foram fundamentais para me manter sã.

Aos amigos Junior e Fernanda pelos momentos de descontração, pela amizade e torcida.

Às companheiras das disciplinas do início do doutorado, que, no pior momento da minha vida foram muito importantes para meu desempenho nas primeiras disciplinas. Obrigada a Paula, Jéssica Caroline e Juliana Pereira.

Ao Bruno Barbosa, pelo acolhimento no LETA-UFF, pela ajuda e troca de experiência para ajuste dos procedimentos e das análises com as emulsões.

Aos funcionários da Embrapa Agroindústria de Alimentos, Erika e Agnelli, pelo auxílio técnico e fornecimento de insumos necessários à realização desta pesquisa.

À UFRRJ pela acolhida e aos professores e técnicos do Programa de Pós Graduação em Ciência e Tecnologia de Alimentos por todos os ensinamentos e oportunidades de troca de conhecimento.

Ao Centro Federal de Educação Tecnológica Celso Suckow da Fonseca – Cefet / RJ, em especial ao colegiado de Engenharia de Alimentos do campus Valença, pela liberação para ingresso no programa de doutorado.

À Embrapa Agroindústria de Alimentos/CTAA, à UFF/ LETA e ao Cefet Valença por fornecerem a estrutura e os equipamentos para o desenvolvimento da pesquisa.

Aos membros da Banca por aceitaram o convite.

À minha família pelo incentivo e torcida.

À todas as pessoas que, mesmo não mencionadas, tenham me ajudado de alguma forma, com conselhos ou apenas por ter me escutado quando precisei. Meu muito obrigada por tudo. Sei que sairei uma pessoa muito mais forte depois desses anos, aprendi coisas que levarei para o resto da minha caminhada.

O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) - Código de Financiamento 001.

RESUMO

O presente trabalho visa atender à crescente demanda por alternativas naturais aos corantes sintéticos na indústria alimentícia, tendo em vista preocupações com a segurança e os benefícios de ingredientes bioativos. Entre esses, destacam-se as antocianinas, pigmentos naturais com propriedades antioxidantes encontrados em frutas como a juçara, que têm potencial para uso como corantes naturais. Contudo, sua instabilidade perante fatores como pH, temperatura e luz limita suas aplicações em alimentos. Este estudo explora a encapsulação de antocianinas de juçara em emulsões duplas do tipo água em óleo em água, com o objetivo de proteger esses compostos e promover uma liberação controlada. Como objetivo geral, o trabalho busca determinar as condições ideais para encapsular as antocianinas, visando maximizar sua estabilidade físico-química e atividade antioxidante. A metodologia envolveu a extração alcoólica das antocianinas, seguida de concentração e encapsulação em emulsões duplas. Foram testadas diferentes proporções de fases e concentrações de emulsificantes, e a formulação mais estável foi selecionada para análises aprofundadas. A emulsão dupla ideal foi obtida com uma proporção de fases de 40/60 e 22% de goma Arábica, resultando em alto teor de antocianinas ($33,37 \pm 0,97$ mg/100 g), atividade antioxidante ($14,35 \pm 0,54$ mM trolox/g), fenólicos totais ($143,87 \pm 4,63$ mg ac. gal/100 g) e estabilidade sob condições de pH ácido e temperatura. Entre os resultados, destaca-se a estabilidade na preservação da cor mesmo sob variações de pH e temperatura, com eficiência de inclusão de 98,04%. Contudo, observou-se degradação gradual e aumento do índice de cremeação ao longo do armazenamento, apontando a necessidade de ajustes na formulação para garantir maior estabilidade física. A pesquisa conclui que a técnica de encapsulação em emulsões duplas representa uma estratégia viável para a incorporação de corantes naturais e antioxidantes em produtos alimentares, promovendo tanto a estabilidade quanto a funcionalidade desses compostos em diferentes condições de processamento.

Palavras-chaves: antocianinas; juçara; encapsulação; emulsões duplas; estabilidade físico-química.

ABSTRACT

The present study aims to address the growing demand for natural alternatives to synthetic dyes in the food industry, considering safety concerns and the benefits of bioactive ingredients. Among these, anthocyanins stand out as natural pigments with antioxidant properties found in fruits like juçara, which have potential use as natural colorants. However, their instability under factors such as pH, temperature, and light limit their applications in food products. This study explores the encapsulation of juçara anthocyanins in water-in-oil-in-water (W/O/W) double emulsions to protect these compounds and promote controlled release. The general objective is to determine the optimal conditions for encapsulating anthocyanins to maximize their physicochemical stability and antioxidant activity. The methodology involved the alcoholic extraction of anthocyanins, followed by concentration and encapsulation in double emulsions. Different phase ratios and emulsifier concentrations were tested, and the most stable formulation was selected for in-depth analyses. The optimal double emulsion was achieved with a phase ratio of 40/60 and 22% Arabic gum, resulting in a high anthocyanin content (33.37 ± 0.97 mg/100 g), antioxidant activity (14.35 ± 0.54 mM trolox/g), total phenolics (143.87 ± 4.63 mg gallic acid/100 g), and stability under acidic pH and temperature conditions. Among the findings, the stability in preserving color even under pH and temperature variations stands out, with an inclusion efficiency of 98.04%. However, gradual degradation and an increase in creaming index were observed during storage, highlighting the need for formulation adjustments to ensure greater physical stability. The research concludes that the encapsulation technique using double emulsions represents a viable strategy for incorporating natural colorants and antioxidants into food products, promoting both the stability and functionality of these compounds under different processing conditions.

Keywords: anthocyanins; juçara; encapsulation; double emulsions; physicochemical stability.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1: Estrutura química do cátion flavílio.	6
Figura 2: Transformação estrutural da antocianina (cianidina-3-glicosídeo) em diferentes pH	7
Figura 3: Palmeira Juçara (<i>Euterpe edulis Martius</i>) à esquerda e seus frutos à direita.....	12
Figura 4: Métodos de encapsulação utilizados em compostos bioativos.	18
Figura 5: Técnica de emulsão dupla (A/O/A)	21
Figura 6: Processos de instabilidade de emulsões duplas (coalescência e difusão osmótica).26	
Figura 7: Fluxograma de obtenção de extrato concentrado.	30
Figura 8: Fluxograma de obtenção de emulsão dupla.....	32
Figura 9: Refratômetro de bancada (Biobrix)	35
Figura 10: Curva padrão de ácido gálico para determinação do teor de compostos fenólicos.	37
Figura 11: Curva padrão de Trolox para determinação da capacidade antioxidante.....	39
Figura 12: Representação da avaliação da estabilidade ao armazenamento (altura da camada de sérum (H_S) e a altura total (H_T)	41
Figura 13: Exemplo da medição dos diâmetros das emulsões duplas no software ImageJ	42
Figura 14: Etapas do processo de extração alcoólica da polpa de juçara.....	44
Figura 15: Observação visual das emulsões primárias (EP1, EP2, EP3, EP4, EP5, EP6, EP7, EP8 e EP9) no tempo 0H.....	51
Figura 16: Observação visual das emulsões primárias (EP1, EP2, EP3, EP4, EP5, EP6, EP7, EP8 e EP9) no tempo 12H.....	51
Figura 17: Observação visual das emulsões primárias (EP1, EP2, EP3, EP4, EP5, EP6, EP7, EP8 e EP9) no tempo 24H.....	52
Figura 18: Observação visual das emulsões duplas (ED1, ED2, ED3, ED4, ED5, ED6, ED7 e ED8) nos tempos 0H e 24H.....	57
Figura 19: Gráfico do Índice de cremeação	70
Figura 20: Imagem da emulsão dupla observada em microscópio óptico no aumento de 40X	72

LISTA DE TABELAS

Tabela 1: Resumo dos benefícios à saúde das antocianinas	11
Tabela 2: Planejamento experimental para preparação da emulsão primária.	31
Tabela 3: Planejamento experimental do processo de obtenção da emulsão dupla	33
Tabela 4: Resultados das análises para polpa de juçara e do extrato concentrado.	46
Tabela 5: Valores referentes à análise de antocianinas totais para as emulsões primárias que ficaram estáveis em 24 horas.	54
Tabela 6: Valores referentes à análise de antocianinas totais para as emulsões duplas que ficaram estáveis em 24 horas.	58
Tabela 7: Caracterização da emulsão dupla e comparação com a polpa e o extrato concentrado.	60
Tabela 8: Parâmetros colorimétricos para a polpa, o extrato, a emulsão primária e a emulsão dupla.	62
Tabela 9: Diferença de cor entre duas comparações: extrato versus polpa, e emulsão primária (EP) versus emulsão dupla (ED).	64
Tabela 10: Parâmetros colorimétricos e antocianinas para a emulsão dupla após análise de estabilidade ao pH.	66
Tabela 11: Parâmetros colorimétricos e antocianinas para a emulsão dupla após análise de estabilidade à temperatura.....	68

SUMÁRIO

1.	INTRODUÇÃO	1
2.	OBJETIVOS	4
2.1.	Objetivo Geral	4
2.2.	Objetivos Específicos.....	4
3.	REVISÃO DA LITERATURA	5
3.1.	Antocianinas: estrutura, função e propriedades	5
3.2.	Juçara (<i>Euterpe edulis</i> Martius): composição química e potencial funcional.....	12
3.3.	Microencapsulação de compostos bioativos: conceitos e importância na indústria de alimentos.....	17
3.4.	Emulsões duplas (A/O/A): fundamentos e aplicações	21
3.5.	Estabilidade físico-química de emulsões duplas	23
3.6.	Desafios e tendências futuras na encapsulação de antocianinas de jucara em alimentos.....	26
4.	MATERIAL E MÉTODOS.....	29
4.1.	Material	29
4.1.1.	Matéria-prima.....	29
4.2.	Métodos	29
4.2.1.	Obtenção do extrato concentrado	29
4.2.2.	Formação da Emulsão Dupla (A1/O/A2)	31
4.2.2.1.	Processo de preparação da Emulsão Primária (A1/O)	31
4.2.2.1.1.	Planejamento Experimental	31
4.2.2.2.	Processo de preparação da Emulsão Dupla (A1/O/A2).....	32
4.2.2.2.1.	Planejamento Experimental	32
4.2.3.	Análises físico-químicas	33
4.2.3.1.	pH.....	33
4.2.3.2.	Acidez Titulável Total.....	34
4.2.3.3.	Teor de Sólidos Totais.....	34
4.2.3.4.	Teor de Sólidos Solúveis	34
4.2.3.5.	Antocianinas Totais	35
4.2.3.6.	Compostos Fenólicos Totais	36
4.2.3.7.	Atividade Antioxidante pelo Método ABTS	37

4.2.3.8.	Eficiência de Inclusão de Antocianina na Fase Interna	39
4.2.3.9.	Estabilidade à temperatura	40
4.2.3.10.	Estabilidade ao pH	40
4.2.3.11.	Estabilidade ao armazenamento	40
4.2.3.12.	Análise colorimétrica.....	41
4.2.3.13.	Análise de tamanho de gotícula por microscopia óptica.....	42
4.2.3.14.	Análise Estatística.....	42
5.	RESULTADOS E DISCUSSÃO	44
5.1.	Caracterização da polpa e do extrato concentrado de juçara	44
5.2.	Desempenho e otimização da emulsão primária (A/O).....	50
5.3.	Desempenho e otimização da emulsão dupla (A1/O/A2)	57
5.4.	Atividade antioxidante e comportamento de compostos bioativos	59
5.5.	Análise colorimétrica das amostras	61
5.6.	Análise colorimétrica e estabilidade da emulsão dupla	65
5.7.	Morfologia e tamanho de gotículas da emulsão dupla	71
6.	CONCLUSÕES.....	74
7.	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	75
ANEXO A	90	
ANEXO B	92	
ANEXO C	94	

1. INTRODUÇÃO

As antocianinas são pigmentos naturais de origem vegetal que desempenham um papel crucial na coloração de diversos frutos, vegetais, flores e folhas, apresentando tonalidades que variam do vermelho ao azul. Esses compostos pertencem à família dos flavonoides e são solúveis em água, possuindo uma estrutura química baseada no cátion flavílio, que lhes confere uma coloração distintiva. Encontradas em alta concentração em frutas vermelhas, como amoras e mirtilos, bem como em vegetais como repolho roxo e batata roxa, as antocianinas também estão presentes em produtos processados, como vinhos e geleias. A variabilidade do conteúdo de antocianinas nos alimentos é influenciada por práticas agrícolas, genética e condições de processamento (ARRUDA et al., 2021).

Além de sua função estética, essas substâncias são valorizadas por suas propriedades antioxidantes, que ajudam na neutralização de radicais livres e na redução do estresse oxidativo. O potencial antioxidante das antocianinas é amplamente reconhecido, contribuindo para a modulação de atividades inflamatórias e prevenindo doenças crônicas. Isso posiciona as antocianinas como componentes essenciais não apenas para a saúde, mas também como corantes naturais com aplicação em diversas indústrias, incluindo a alimentícia e a cosmética (SIVAMARUTHI; KESIKA; CHAIYASUT, 2020).

A palmeira juçara, nativa da Mata Atlântica brasileira, é uma fonte especialmente rica em antocianinas, que conferem ao fruto uma intensa coloração violeta. Os frutos da juçara, além de seu valor nutricional, desempenham um papel vital na conservação da biodiversidade, servindo de alimento para diversas espécies na floresta. A exploração sustentável desses frutos para a produção de polpa e outros derivados possui grande potencial econômico, podendo promover a conservação da espécie e apoiar comunidades locais ao reduzir a exploração ilegal de palmito. Assim, o estudo das antocianinas de juçara é relevante não apenas pelos benefícios à saúde humana, mas também por sua importância como corante natural em produtos alimentícios (PEREIRA et al., 2023; VANNUCHI et al., 2021).

Entretanto, a aplicação das antocianinas como corantes naturais enfrenta desafios, principalmente devido à sua instabilidade frente a fatores ambientais como luz, temperatura e pH. Essa sensibilidade pode levar à degradação do pigmento, comprometendo tanto a cor quanto as propriedades benéficas dos produtos (ALAPPAT; ALAPPAT, 2020). Para contornar esses problemas, técnicas como copigmentação e, mais recentemente, a encapsulação, têm sido exploradas com sucesso. A encapsulação, em particular, é uma estratégia promissora que

protege as antocianinas de condições adversas, aumentando sua estabilidade e biodisponibilidade (HUANG et al., 2021).

As emulsões duplas, ou emulsões de emulsões, são uma técnica avançada de encapsulação que permite a proteção e liberação controlada de compostos bioativos, incluindo corantes naturais como as antocianinas (PAULA et al., 2018). Essas emulsões consistem em gotículas de água encapsuladas em uma fase oleosa, que é dispersa em uma fase aquosa externa. Essa estrutura multicamadas proporciona vantagens significativas para a encapsulação de ingredientes hidrossolúveis, protegendo-os contra interações adversas e degradativas (MARQUES MANDAJI; DA SILVA PENA; CAMPOS CHISTÉ, 2022).

As emulsões duplas A/O/A têm sido amplamente utilizadas na indústria alimentícia devido à sua capacidade de encapsular e proteger compostos bioativos, como antocianinas, proporcionando uma liberação controlada e sustentada desses corantes naturais. A estrutura compartimentada dessas emulsões permite não apenas a preservação da coloração, mas também a possibilidade de reduzir o teor de gordura sem comprometer o sabor e de mascarar sabores indesejados (CHEN et al., 2022).

A estabilidade das emulsões duplas é um desafio crítico devido à complexidade de sua estrutura, que envolve múltiplas fases de óleo e água separadas por interfaces delicadas (SUN; ZHANG; XIA, 2019). A escolha de emulsificantes adequados é fundamental para melhorar a estabilidade dessas emulsões, sendo o poliglicerol polirricinoleato (PGPR) frequentemente utilizado para estabilizar a fase interna, enquanto a goma Arábica é usada para estabilizar a fase externa (LUHEDE; WOLLBORN; FRITSCHING, 2020).

A encapsulação de antocianinas de juçara em emulsões duplas representa uma abordagem inovadora para melhorar a estabilidade e a funcionalidade de corantes naturais em produtos alimentícios. Essa estratégia não apenas oferece proteção contra fatores de degradação, mas também permite uma liberação controlada das antocianinas, garantindo a eficácia da coloração. Com base nos benefícios das emulsões duplas, este estudo busca investigar o impacto do extrato concentrado de antocianinas de juçara na estabilidade físico-química dessas emulsões ao longo do tempo, visando à preservação das propriedades benéficas das antocianinas como corantes naturais.

Diante da importância de desenvolver emulsões duplas estáveis e eficientes para a encapsulação de antocianinas de juçara, este estudo tem como objetivo geral determinar as condições ideais para otimizar sua estabilidade físico-química e coloração. O estudo busca compreender o impacto do extrato concentrado de antocianinas de juçara na estabilidade físico-

química das emulsões duplas ao longo do tempo, visando à preservação das propriedades colorantes desses compostos em condições variáveis. Para alcançar esse objetivo, são definidos os seguintes objetivos específicos: avaliar o impacto da proporção água/óleo (A/O) e da concentração de emulsificante lipofílico (PGPR) na estabilidade e formação de gotículas da emulsão primária contendo antocianinas de juçara; investigar como a proporção água/óleo/água (A/O/A) e a concentração de goma Arábica influenciam a estabilidade físico-química das emulsões duplas ao longo do tempo; estudar a estabilidade dessas emulsões sob diferentes condições de temperatura e pH para garantir a proteção das antocianinas; e, por fim, investigar a eficiência de encapsulação das antocianinas na formulação da emulsão dupla escolhida, visando maximizar a retenção e a eficácia da coloração proporcionada por esses pigmentos naturais em produtos alimentícios.

2. OBJETIVOS

2.1. Objetivo Geral

Determinar as condições ideais para a encapsulação de antocianinas de juçara em emulsões duplas visando otimizar sua estabilidade físico-química.

2.2. Objetivos Específicos

- Avaliar o impacto da proporção A/O e da concentração de emulsificante lipofílico (PGPR) na estabilidade e na formação de gotículas da emulsão primária contendo antocianinas de juçara.
- Investigar a influência da proporção A/O/A e da concentração de goma Arábica na estabilidade físico-química das emulsões duplas ao longo do tempo.
- Estudar a estabilidade de emulsões duplas ricas em antocianinas de juçara sob diferentes condições de temperatura e pH.
- Comparar a variação de cor entre a polpa e o extrato concentrado e entre a emulsão primária e a emulsão dupla. Investigar a eficiência de encapsulação de antocianinas na formulação da emulsão dupla escolhida.

3. REVISÃO DA LITERATURA

3.1. Antocianinas: estrutura, função e propriedades

As antocianinas são pigmentos hidrossolúveis amplamente distribuídos na natureza, presentes em frutas, flores e folhas, onde desempenham funções vitais na ecologia e defesa das plantas. São responsáveis por cores que variam do vermelho ao azul, dependendo do pH, temperatura e luz. Essas moléculas pertencem ao grupo dos flavonoides e são formadas por antocianidinas ligadas a açúcares, geralmente na forma de glicosídeos ou acilglicosídeos (RODRIGUEZ-AMAYA, 2019). A diversidade estrutural das antocianinas é aumentada por modificações como hidroxilação, metilação e acilação, o que contribui para sua estabilidade e variedade de cores (ALAPPAT; ALAPPAT, 2020).

As antocianinas oferecem uma alternativa promissora aos corantes sintéticos devido às suas propriedades bioativas, incluindo efeitos antioxidantes e anti-inflamatórios (DANGLES; FENGER, 2018). Contudo, os corantes sintéticos apresentam maior durabilidade e resistência a variações ambientais (REPON et al., 2024). A busca por alternativas naturais aos corantes artificiais é impulsionada pela crescente conscientização sobre os riscos à saúde associados ao uso prolongado de corantes sintéticos, como alergias e potenciais efeitos carcinogênicos (OLAS et al., 2021).

Quimicamente, são derivadas do cátion flavílio (2-fenilbenzopirílio) (**Figura 1**), uma estrutura altamente conjugada que permite a interação com a luz, resultando em uma variedade de cores que vão do vermelho ao azul (SINOPOLI; CALOGERO; BARTOLOTTA, 2019). A estrutura central das antocianinas consiste em três anéis, sendo dois aromáticos (anel A e B) e um heterocíclico (anel C), formando um esqueleto C6-C3-C6. Substituições em diferentes posições desses anéis, como hidroxila, metoxila e açúcares, influenciam diretamente sua cor e estabilidade (LIN et al., 2023).

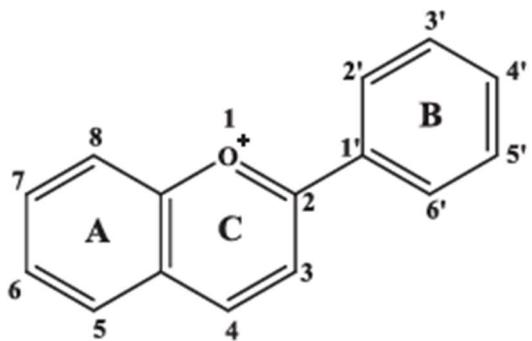


Figura 1: Estrutura química do cátion flavílio.

Fonte: WANG et al. (2024)

Em condições naturais, as antocianinas são frequentemente encontradas como glicosídeos, ou seja, ligadas a moléculas de açúcar nas posições C3 ou C5 (QI et al., 2023). Essas ligações glicosídicas aumentam a solubilidade em água e a estabilidade química das antocianinas. A conjugação com açúcares como glicose, galactose ou ramnose é um dos principais fatores que protegem essas moléculas contra a degradação oxidativa e enzimática. No entanto, essa estabilidade é variável de acordo com o pH, temperatura e presença de luz, fatores que desempenham papéis essenciais na sua degradação ou conservação (WANG et al., 2024).

A estrutura planar do cátion flavílico é a chave para a coloração vibrante das antocianinas. Em soluções com pH baixo (abaixo de 2), as antocianinas estão na forma de cátion flavílico, apresentando uma coloração vermelha intensa. À medida que o pH aumenta, a forma quinonoidal azulada predomina, enquanto em pH neutro, surgem compostos incolores, como a pseudobase carbinol e a chalcona (ENARU et al., 2021). Essas mudanças estruturais ocorrem devido à reatividade química inerente ao sistema altamente conjugado dos anéis aromáticos e à influência do meio ácido-base (**Figura 2**).

A presença de grupos hidroxila e metoxila no esqueleto das antocianinas influencia diretamente sua estabilidade e cor. Antocianinas com mais grupos hidroxila, como a delphinidina, tendem a ser mais reativas e apresentar uma coloração mais azulada. Por outro lado, a metilação de grupos hidroxila, como na peonidina e malvidina, resulta em uma maior estabilidade e uma tonalidade mais avermelhada (ALAPPAT; ALAPPAT, 2020). Essas variações estruturais são cruciais para a aplicação das antocianinas em alimentos, uma vez que determinam a estabilidade durante o processamento e o armazenamento.

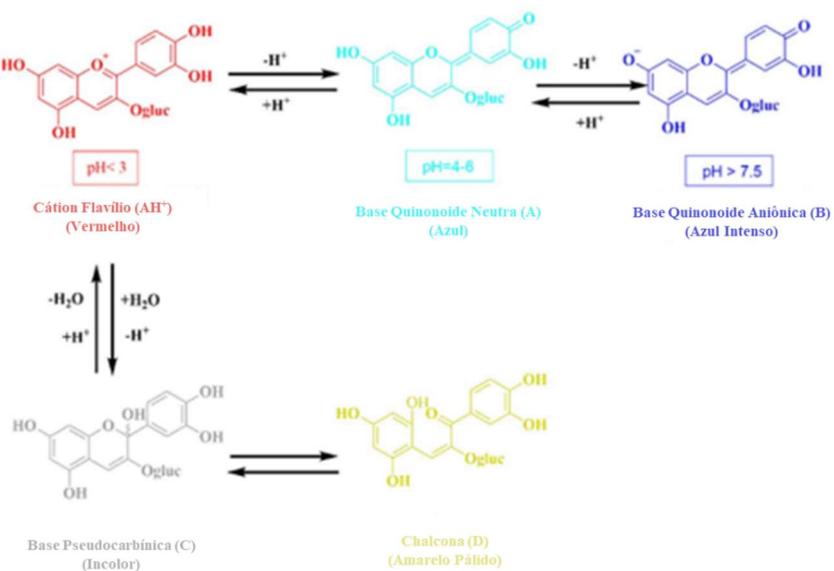


Figura 2: Transformação estrutural da antocianina (cianidina-3-glicosídeo) em diferentes pH

Fonte: (AJAY et al., 2024)

Além das interações com o pH, as antocianinas também são sensíveis à temperatura. O aumento da temperatura pode acelerar sua degradação, resultando em perda de cor e redução de suas propriedades bioativas (ENARU et al., 2021). A degradação térmica ocorre principalmente devido à oxidação e à quebra da estrutura do cátion flavílico, o que leva à formação de compostos marrons, como a fração polimérica, que escurecem os produtos alimentícios. Assim, a estabilidade das antocianinas depende de um cuidadoso controle das condições de processamento, especialmente em alimentos termicamente tratados.

A copigmentação é outro fenômeno que afeta a estabilidade e a cor das antocianinas. Esse processo ocorre quando as antocianinas interagem com outros compostos fenólicos ou com íons metálicos, resultando em um aumento da intensidade da cor e maior estabilidade térmica e frente à luz (WANG et al., 2024). Essas interações não covalentes, especialmente com flavonóis e ácidos hidroxicinâmicos, são bastante exploradas na indústria alimentícia para preservar a coloração de produtos processados, onde a estabilidade de cor é um desafio constante.

Interações com íons metálicos, como alumínio e ferro, também influenciam a estabilidade das antocianinas. Esses metais podem formar complexos metaloantocianinas que estabilizam as moléculas de antocianina, preservando sua coloração (DANGLES; FENGER, 2018). Esses complexos são mais estáveis em ambientes levemente ácidos e competem com o processo de hidratação, que normalmente resultaria em formas incolores das antocianinas. A

formação desses complexos, especialmente com íons ferro, resulta em uma coloração deslocada para tons de vermelho-alaranjado, uma característica útil na formulação de alimentos.

O empilhamento π entre as antocianinas e outros compostos, como flavonoides, também contribui para sua estabilidade. Esse fenômeno ocorre devido à estrutura plana das antocianinas e à extensão da conjugação eletrônica, que facilita essas interações (DANGLES; FENGER, 2018). O empilhamento π é particularmente importante em sistemas alimentares complexos, onde as antocianinas podem interagir com proteínas e polissacarídeos, o que influencia a retenção de cor e a estabilidade durante o armazenamento.

As propriedades antioxidantes das antocianinas estão diretamente relacionadas à sua estrutura química. A presença de grupos hidroxila em posições estratégicas dos anéis aromáticos torna essas moléculas excelentes doadoras de elétrons, permitindo a neutralização de espécies reativas de oxigênio (ROS), como radicais livres (ALAPPAT; ALAPPAT, 2020). Essa atividade antioxidante é essencial tanto para a preservação da qualidade dos alimentos quanto para os benefícios à saúde, uma vez que as antocianinas podem proteger lipídios, proteínas e DNA de danos oxidativos.

A diversidade estrutural das antocianinas, associada às suas propriedades de coloração e antioxidantes, faz delas compostos altamente valorizados na indústria de alimentos. No entanto, a sua instabilidade em condições de processamento e armazenamento ainda representa um desafio, exigindo o desenvolvimento de novas tecnologias para melhorar sua estabilidade e eficácia (LIN et al., 2023). Assim, o estudo das interações químicas e ambientais que afetam as antocianinas é fundamental para explorar plenamente seu potencial como ingredientes bioativos em alimentos funcionais. Estudos mostram que a atividade antioxidante pode ser fundamental na prevenção de doenças crônicas, incluindo doenças cardiovasculares e diabetes tipo 2 (MA et al., 2021).

Além de sua capacidade antioxidante, as antocianinas também exibem fortes propriedades anti-inflamatórias. Elas podem inibir a produção de citocinas pró-inflamatórias, como a interleucina-6, e reduzir a atividade de fatores de transcrição, como o NF- κ B, que desempenha um papel crucial nas respostas inflamatórias (MATTIOLI et al., 2020). Essa ação anti-inflamatória pode ajudar a reduzir a inflamação crônica, que está associada a várias doenças, como artrite, aterosclerose e obesidade (MA et al., 2021).

Estudos recentes também indicam que as antocianinas possuem efeitos anticancerígenos. Elas podem inibir a proliferação de células cancerígenas, induzir apoptose (morte celular programada) e suprimir a angiogênese (formação de novos vasos sanguíneos)

em tumores (ALAPPAT; ALAPPAT, 2020). A cianidina, uma das antocianinas mais estudadas, demonstrou inibir o crescimento de células tumorais e reduzir a metástase em certos tipos de câncer, como o de mama (KOWALCZYK et al., 2024).

A biodisponibilidade das antocianinas é considerada baixa, com apenas uma pequena fração da dose ingerida sendo absorvida no plasma (DANGLES; FENGER, 2018). No entanto, essa baixa absorção não limita seus benefícios à saúde, uma vez que os metabólitos produzidos no trato digestivo e pelos microrganismos intestinais podem ser biologicamente ativos (DANGLES; FENGER, 2018). Esses metabólitos desempenham funções antioxidantes e anti-inflamatórias, contribuindo para os efeitos protetores das antocianinas.

As antocianinas também são estudadas por seus benefícios à saúde cardiovascular. Elas podem melhorar o perfil lipídico, aumentando o HDL e reduzindo o LDL oxidado, o que ajuda a prevenir o acúmulo de placas nas artérias (GARCIA; BLESSO, 2021). Além disso, esses compostos demonstraram a capacidade de aumentar a biodisponibilidade do óxido nítrico (NO), o que promove a vasodilatação e melhora a função endotelial, protegendo contra a aterosclerose (MATTIOLI et al., 2020).

No contexto de doenças metabólicas, como a obesidade e a síndrome metabólica, as antocianinas têm mostrado potencial para melhorar a sensibilidade à insulina e reduzir a inflamação associada a essas condições (MA et al., 2021). Elas atuam modulando vias moleculares que influenciam o metabolismo energético e a inflamação, como a via MAPK e a NF-κB, ajudando a prevenir complicações relacionadas a essas doenças (ALAM et al., 2021).

As propriedades neuroprotetoras das antocianinas também foram evidenciadas em diversos estudos. Elas podem atravessar a barreira hematoencefálica e proteger células neurais contra danos oxidativos, reduzindo o risco de doenças neurodegenerativas, como o Alzheimer e o Parkinson (KOWALCZYK et al., 2024). Sua capacidade de modular o estresse oxidativo e a inflamação no cérebro as torna compostos promissores para a saúde cognitiva em populações envelhecidas (MA et al., 2021).

A capacidade das antocianinas de interagir com a microbiota intestinal também tem atraído interesse científico. Após a ingestão, essas moléculas são parcialmente metabolizadas pelas bactérias intestinais, resultando em ácidos fenólicos que podem exercer efeitos benéficos à saúde (DANGLES; FENGER, 2018). Essas interações contribuem para a modulação da microbiota, promovendo o crescimento de bactérias benéficas e melhorando a saúde intestinal (LIANG et al., 2024).

Apesar dos desafios relacionados à sua biodisponibilidade e estabilidade, as antocianinas continuam sendo amplamente estudadas por seus benefícios à saúde (**Tabela 1**). Esses estudos podem potencializar seus efeitos terapêuticos, especialmente em condições como câncer, doenças cardiovasculares e distúrbios metabólicos (ALAM et al., 2021). As antocianinas desempenham um papel fundamental na promoção da saúde humana, oferecendo uma combinação única de propriedades antioxidantes, anti-inflamatórias, anticancerígenas e neuroprotetoras. Seu consumo regular, através de alimentos como uvas, mirtilos e vinho tinto, tem sido associado à redução do risco de várias doenças crônicas, tornando-as componentes valiosos de uma dieta saudável (GARCIA; BLESSO, 2021).

Tabela 1: Resumo dos benefícios à saúde das antocianinas

Benefício	Descrição	Referências
Antioxidante	Neutralizam radicais livres; previnem danos oxidativos em células e moléculas importantes, como lipídios e proteínas.	(KOWALCZYK et al., 2024; MA et al., 2021)
Anti-inflamatório	Reduzem a produção de citocinas pró-inflamatórias (ex. interleucina-6) e inibem o fator NF-κB, reduzindo inflamação crônica.	(MA et al., 2021; MATTIOLI et al., 2020)
Anticancerígeno	Inibem a proliferação de células cancerígenas, induzem apoptose e reduzem a metástase em certos tipos de câncer (ex. mama).	(ALAPPAT; ALAPPAT, 2020; KOWALCZYK et al., 2024)
Saúde Cardiovascular	Melhoram o perfil lipídico (aumento do HDL e redução do LDL oxidado); promovem vasodilatação e protegem contra aterosclerose.	(GARCIA; BLESSO, 2021; MATTIOLI et al., 2020)
Controle Metabólico	Aumentam a sensibilidade à insulina; reduzem inflamação associada a doenças metabólicas como obesidade e síndrome metabólica.	(ALAM et al., 2021; MA et al., 2021)
Neuroprotetor	Protegem células neurais de danos oxidativos e reduzem o risco de doenças neurodegenerativas (ex. Alzheimer, Parkinson).	(KOWALCZYK et al., 2024; MA et al., 2021)
Saúde Intestinal	Metabolizadas pela microbiota, produzem ácidos fenólicos que promovem o crescimento de bactérias benéficas e melhoram a saúde intestinal.	(DANGLES; FENGER, 2018; LIANG; JING; HE, 2023)
Desafios e Perspectivas Terapêuticas	Estudos para melhorar biodisponibilidade e estabilidade; potencial terapêutico para câncer, doenças cardiovasculares e metabólicas.	(ALAM et al., 2021; GARCIA; BLESSO, 2021)

Fonte: Autoria própria (2024)

3.2. Juçara (*Euterpe edulis* Martius): composição química e potencial funcional

A palmeira juçara (*Euterpe edulis* Martius) (Figura 3), nativa da Mata Atlântica, apresenta grande importância ecológica e econômica, sendo conhecida principalmente pelo palmito e, mais recentemente, pelos frutos ricos em antocianinas (VANNUCHI; BRAGA; DE ROSSO, 2022). Esta espécie atinge alturas de 5 a 12 metros e possui frutos pequenos de coloração roxa intensa, distribuídos amplamente ao longo do litoral brasileiro. O consumo dos frutos, antes limitado, ganhou relevância como alternativa sustentável frente à extração de palmito, auxiliando na conservação da espécie ameaçada de extinção (TUNIN et al., 2024). Os frutos da juçara (Figura 3) são cada vez mais explorados pela sua rica composição química, associada a benefícios para a saúde e aplicações na indústria de alimentos funcionais (SIQUEIRA et al., 2023).



Figura 3: Palmeira Juçara (*Euterpe edulis* Martius) à esquerda e seus frutos à direita

Fonte: Foto da empresa Ecovila Saracuras Permacultura (2020)

A juçara desempenha papel essencial no ecossistema da Mata Atlântica, pois seus frutos fornecem alimento para várias espécies de aves e mamíferos, favorecendo a dispersão de sementes (VANNUCHI et al., 2021). A exploração sustentável dos frutos, em vez do palmito, apresenta-se como uma prática de conservação ambiental que contribui para a preservação da biodiversidade e gera alternativas econômicas para as comunidades locais (BAPTISTA et al.,

2021a). Além disso, a utilização dos frutos como fonte de compostos bioativos, com alto potencial antioxidante, destaca a importância da juçara na composição de produtos naturais e funcionais que atendem à demanda por alimentos com rótulo limpo (SCHULZ et al., 2023).

A juçara destaca-se pela sua rica composição química, especialmente pela presença de antocianinas e compostos fenólicos, que contribuem para sua coloração roxa e propriedades antioxidantes (SCHULZ et al., 2023). As antocianinas predominantes nos frutos incluem cianidina-3-glicosídeo e cianidina-3-rutinosídeo, que, em conjunto, elevam a capacidade antioxidante e protegem contra a ação de radicais livres (DE CARVALHO; ESMERINO; DE CARVALHO, 2022). Estudos apontam que a concentração de antocianinas pode variar de acordo com condições ambientais, como exposição solar e estágio de maturação, refletindo no potencial antioxidante e valor funcional dos frutos (BAPTISTA et al., 2021a).

O fruto da juçara é também uma fonte significativa de minerais, com teores de fósforo, potássio, zinco e magnésio, essenciais para a saúde humana (PEREIRA et al., 2023). Esses elementos desempenham papéis críticos na manutenção da função metabólica e na formação de estruturas celulares, justificando o crescente interesse pelo consumo da juçara como alimento funcional (VANNUCHI; BRAGA; DE ROSSO, 2022). Estudos indicam que o perfil mineral variado da juçara torna o fruto uma alternativa nutritiva que complementa a dieta, particularmente em regiões onde as necessidades de micronutrientes não são totalmente atendidas (TUNIN et al., 2024).

O fruto da juçara apresenta um teor expressivo de fibras dietéticas, que varia entre 27,1% e 28,3% em base seca, contribuindo para aproximadamente 17% da ingestão diária recomendada de fibras (PEREIRA et al., 2023). As fibras são conhecidas por seus benefícios digestivos, favorecendo o trânsito intestinal e ajudando na manutenção da saúde gastrointestinal. Além disso, a presença de fibras na dieta está associada a uma menor incidência de doenças metabólicas, reforçando o potencial funcional da juçara como um componente saudável em dietas equilibradas (SIQUEIRA et al., 2023). Esse teor significativo de fibras torna a juçara uma alternativa promissora na indústria de alimentos funcionais, especialmente em produtos que visam melhorar a saúde digestiva.

Os lipídios são um dos principais componentes dos frutos da juçara, com teores variando entre 18,45% e 50,18% em base seca, sendo predominantemente compostos por ácidos graxos monoinsaturados, como o ácido oleico (PEREIRA et al., 2023). Este perfil lipídico destaca-se pelo potencial de contribuir com a saúde cardiovascular, uma vez que os ácidos graxos insaturados ajudam a reduzir os níveis de colesterol LDL e a promover o aumento do colesterol

HDL (TUNIN et al., 2024). Dessa forma, o consumo de produtos à base de juçara pode trazer benefícios para a saúde do coração, o que amplia a aplicação do fruto como alimento funcional em dietas que buscam melhorar o perfil lipídico.

As antocianinas são os compostos bioativos mais representativos da juçara, responsáveis pela intensa coloração roxa do fruto e por suas elevadas propriedades antioxidantes (SCHULZ et al., 2023). As principais antocianinas presentes na juçara são a cianidina-3-rutinosídeo e a cianidina-3-glicosídeo, compostos que protegem as células do estresse oxidativo e podem reduzir o risco de doenças crônicas, como doenças cardiovasculares e alguns tipos de câncer (DE CARVALHO; ESMERINO; DE CARVALHO, 2022). Estudos indicam que a capacidade antioxidante da juçara é comparável à do açaí, o que reforça seu valor como um superalimento e ingrediente funcional em alimentos (SIQUEIRA et al., 2023).

Além das antocianinas, os frutos da juçara contêm uma variedade de compostos fenólicos, como os ácidos gálico, protocatecuico e p-cumárico, que possuem efeitos anti-inflamatórios e anticancerígenos (BAPTISTA et al., 2021a). Esses compostos desempenham um papel importante na defesa antioxidante do organismo, neutralizando radicais livres e reduzindo o estresse oxidativo (VANNUCHI; BRAGA; DE ROSSO, 2022). O consumo regular de compostos fenólicos está associado à redução de inflamações e à modulação do sistema imunológico, o que amplia o potencial da juçara como alimento funcional e justifica o interesse por sua inclusão em produtos que visam promover a saúde (DA SILVA et al., 2023).

A polpa de juçara é uma fonte considerável de vitaminas A, C e E, com teores de ácido ascórbico que chegam a 186 mg por 100 g, uma quantidade superior à encontrada no açaí (84 mg por 100 g) (PEREIRA et al., 2023). Essas vitaminas são essenciais para várias funções biológicas, atuando como antioxidantes e ajudando na proteção contra doenças degenerativas e no fortalecimento do sistema imunológico (SCHULZ et al., 2023). A presença dessas vitaminas contribui para o uso da juçara em produtos que buscam complementar a ingestão diária de nutrientes, reforçando a demanda pelo fruto como um ingrediente funcional e saudável.

Embora a juçara seja frequentemente comparada ao açaí, ela apresenta algumas vantagens nutricionais, especialmente em relação ao teor de antocianinas, que pode ser duas a três vezes superior ao do açaí (PEREIRA et al., 2023). A juçara possui um perfil de nutrientes e compostos bioativos que a tornam especialmente atraente para o desenvolvimento de alimentos funcionais, uma vez que os altos níveis de antocianinas e compostos fenólicos conferem propriedades antioxidantes e anti-inflamatórias (TUNIN et al., 2024). Assim, a juçara

se destaca como uma alternativa viável e promissora na indústria de alimentos naturais e funcionais.

As antocianinas presentes na juçara, devido à sua intensa pigmentação e solubilidade em água, são alternativas promissoras aos corantes artificiais, especialmente em alimentos que valorizam um rótulo limpo (DE CARVALHO; ESMERINO; DE CARVALHO, 2022). A juçara é uma opção funcional que atende à demanda por ingredientes naturais e não prejudiciais à saúde, tendo sido amplamente estudada como substituta dos corantes sintéticos (SCHULZ et al., 2023). Essa aplicação é especialmente vantajosa em produtos alimentícios, pois, além de conferir cor, as antocianinas atuam como antioxidantes, promovendo benefícios à saúde dos consumidores.

Estudos recentes destacam o potencial neuroprotetor das antocianinas e outros compostos bioativos da juçara, que atuam na modulação de vias inflamatórias e oxidativas (DA SILVA et al., 2023). Esse efeito é particularmente relevante para a prevenção de doenças neurodegenerativas, pois esses compostos têm a capacidade de proteger as células do sistema nervoso central contra o estresse oxidativo. A inclusão da juçara na dieta representa, portanto, uma estratégia funcional para auxiliar na proteção neural, reforçando sua aplicação em alimentos funcionais com foco na saúde mental e prevenção de doenças cognitivas.

A juçara é reconhecida também por seus efeitos anti-inflamatórios, principalmente devido à presença de antocianinas e outros compostos fenólicos que atuam na modulação de processos inflamatórios no organismo (SIQUEIRA et al., 2023). Esses compostos têm demonstrado potencial na redução de marcadores inflamatórios, sendo especialmente úteis para a saúde cardiovascular, onde contribuem para a proteção das células endoteliais e ajudam a prevenir o desenvolvimento de aterosclerose (TUNIN et al., 2024). A inclusão da juçara na dieta é, portanto, recomendada para aqueles que buscam alimentos funcionais com propriedades cardioprotetoras, sendo ideal para uma alimentação preventiva.

A capacidade antioxidant da juçara deve-se principalmente às antocianinas e flavonoides, que atuam no combate ao estresse oxidativo, protegendo as células contra danos e promovendo a saúde celular (DE CARVALHO; ESMERINO; DE CARVALHO, 2022). O estresse oxidativo é um dos fatores envolvidos em várias doenças crônicas, incluindo câncer, diabetes e doenças cardíacas, e os compostos antioxidantes da juçara demonstraram eficácia na neutralização de radicais livres (DA SILVA et al., 2023). Com esses benefícios, a juçara é amplamente utilizada na formulação de alimentos e suplementos destinados à promoção da saúde e à proteção contra danos oxidativos.

A versatilidade da polpa de juçara permite seu uso em diferentes produtos alimentícios, incluindo iogurtes, sorvetes e bebidas (SCHULZ et al., 2023). Estudos mostraram que a inclusão de juçara em produtos lácteos melhora o valor nutricional e adiciona propriedades antioxidantes, além de conferir coloração intensa e sabor agradável, enriquecendo o produto final (TUNIN et al., 2024). Além disso, o uso da juçara em bebidas funcionais, como sucos e smoothies, amplia seu potencial de mercado como ingrediente funcional que atende à crescente demanda por produtos com apelo à saúde.

A ação antioxidante dos compostos bioativos da juçara contribui também para a prevenção do envelhecimento celular, o que tem atraído interesse para seu uso em alimentos e cosméticos (VANNUCHI; BRAGA; DE ROSSO, 2022). As antocianinas, ao neutralizarem os radicais livres, retardam o desgaste celular e promovem a saúde da pele, sendo uma alternativa natural para cosméticos anti-envelhecimento (DE CARVALHO; ESMERINO; DE CARVALHO, 2022). Esse atributo valoriza a juçara como um ingrediente multifuncional, capaz de beneficiar a saúde de maneira integral, tanto em aplicações tópicas quanto consumíveis.

Pesquisas sobre o potencial neuroprotetor da juçara indicam que seus compostos bioativos ajudam a proteger o sistema nervoso central, devido à capacidade de reduzir o estresse oxidativo em células neurais (DA SILVA et al., 2023). Esse efeito protetor é relevante no contexto de doenças neurodegenerativas, como Alzheimer e Parkinson, onde o estresse oxidativo e a inflamação desempenham papéis importantes. Dessa forma, a juçara destaca-se como uma fonte funcional que pode ser incluída na dieta com benefícios neuroprotetores, ampliando sua aplicação como um superalimento.

A exploração sustentável da juçara vem sendo incentivada para promover a conservação da espécie e a geração de renda para comunidades locais, especialmente no sul do Brasil (VANNUCHI; BRAGA; DE ROSSO, 2022). Com isso, a juçara torna-se não apenas uma fonte de compostos bioativos, mas também uma alternativa ecológica que promove práticas agrícolas sustentáveis e a valorização da biodiversidade.

A utilização da juçara vai além dos alimentos funcionais, com aplicações também na indústria de cosméticos, onde suas propriedades antioxidantes e corantes naturais são aproveitadas (TUNIN et al., 2024). As antocianinas extraídas da juçara conferem coloração intensa e são ideais para produtos de beleza que visam o rótulo limpo, atendendo à demanda crescente por ingredientes naturais (SCHULZ et al., 2023). Assim, a juçara torna-se um ingrediente multifuncional que atende tanto ao setor alimentício quanto ao cosmético, ampliando sua relevância comercial.

O crescente interesse por alimentos funcionais e ingredientes naturais tem impulsionado a popularidade da juçara no mercado, posicionando-a como um ingrediente de alto valor agregado (BAPTISTA et al., 2021a). Com a demanda por superalimentos e suplementos que promovam a saúde, o potencial da juçara como fonte de antocianinas, fibras, lipídios e compostos bioativos é cada vez mais explorado. As perspectivas futuras indicam que, com o desenvolvimento de novas tecnologias de processamento e encapsulação, a juçara poderá alcançar maior estabilidade e eficiência, ampliando ainda mais seu uso como alimento funcional e ingrediente de valor na indústria de alimentos e cosméticos (SCHULZ et al., 2023).

3.3. Microencapsulação de compostos bioativos: conceitos e importância na indústria de alimentos

A microencapsulação consiste em envolver um composto ativo em uma camada protetora, criando microcápsulas que garantem a proteção contra fatores externos, como oxigênio e luz. Esse processo é especialmente relevante na indústria alimentícia, onde compostos bioativos precisam manter sua eficácia e estabilidade ao longo do tempo(GAONKAR et al., 2014). Além de preservar a integridade dos ingredientes sensíveis durante o processamento e armazenamento, a microencapsulação também controla a liberação dos compostos em condições específicas, potencializando sua funcionalidade (MCLEMENTS, 2015).

Na indústria de alimentos, a microencapsulação desempenha um papel central na proteção e funcionalidade dos compostos bioativos, que podem perder suas propriedades quando expostos a condições adversas. Este processo assegura que os compostos encapsulados mantenham suas características até o momento do consumo, aumentando a estabilidade e prolongando a vida útil dos ingredientes bioativos, como antioxidantes e vitaminas (MEHTA et al., 2022). Dessa forma, a microencapsulação possibilita a inovação em alimentos funcionais, aprimorando a qualidade e eficácia dos produtos (HUANG; YUAN; BAOJUN, 2023).

Diversas tecnologias de encapsulação têm sido desenvolvidas para melhorar a eficiência e aplicabilidade do processo. Técnicas como o *spray drying* e a coacervação complexa são amplamente utilizadas na indústria alimentícia devido à sua eficácia em encapsular compostos sensíveis e controlar a liberação em diferentes condições (MCLEMENTS, 2015). A escolha da tecnologia adequada depende das características do composto bioativo e das condições de

processamento, buscando sempre garantir a máxima proteção e eficácia dos ingredientes (CHOUDHURY; MEGHWAL; DAS, 2021).

Os métodos de encapsulação (**Figura 4**) podem ser classificados em três categorias principais: físicos (como *spray drying* e extrusão), químicos (como polimerização interfacial e coacervação complexa) e físico-químicos (como coacervação simples e gelificação iônica), cada um oferecendo diferentes vantagens para proteger e liberar compostos bioativos (MCLEMENTS, 2015). Métodos químicos e físico-químicos oferecem maior controle na estrutura e liberação dos compostos bioativos. A polimerização interfacial cria barreiras densas ao redor de ativos hidrofóbicos, protegendo-os contra oxidação e umidade (GAONKAR et al., 2014). Essas técnicas contribuem para o desenvolvimento de alimentos funcionais com compostos antioxidantes, vitaminas e aromas, mantendo sua eficácia até o consumo.

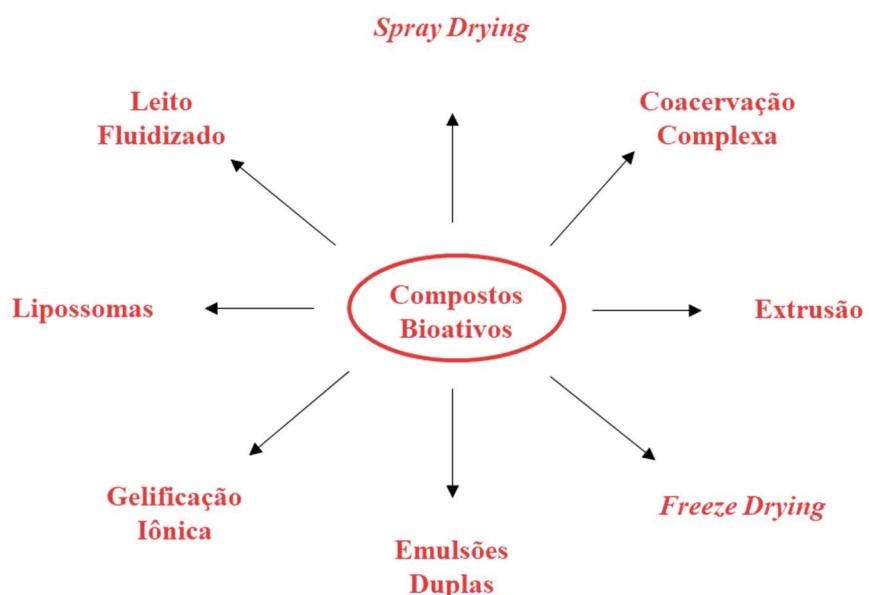


Figura 4: Métodos de encapsulação utilizados em compostos bioativos.

Fonte: Autoria própria (2024)

A secagem por atomização, ou *spray drying*, é uma das técnicas mais comuns e eficientes para encapsulação, pois permite o rápido processamento e formação de microcápsulas com características uniformes. Esse método é amplamente empregado para compostos lipofílicos e hidrofílicos devido ao seu baixo custo e facilidade de adaptação para diferentes materiais de parede, como a goma Arábica (HUANG; YUAN; BAOJUN, 2023). A técnica também é eficiente para proteger compostos contra oxidação e degradação térmica (SRIVASTAVA et al., 2024).

Outra técnica importante é a coacervação complexa, que utiliza a separação de fases de polímeros para formar uma camada de encapsulamento ao redor do composto ativo. Esse método protege compostos sensíveis, permitindo uma liberação controlada conforme as condições do ambiente(GAONKAR et al., 2014). Na indústria alimentícia, essa técnica é valorizada por sua capacidade de formar microcápsulas robustas que preservam a estabilidade dos compostos bioativos (MEHTA et al., 2022).

A extrusão é uma técnica aplicada quando se deseja encapsular compostos em materiais de alta viscosidade. Ao forçar o material ativo através de um bico, partículas esféricas são formadas, sendo ideais para encapsulação de ingredientes que requerem proteção contra condições extremas, como a luz e a oxidação(GAONKAR et al., 2014). Essa técnica é amplamente utilizada na encapsulação de aromas e vitaminas que exigem estabilidade prolongada (RIBEIRO; ESTEVINHO; ROCHA, 2020).

A técnica de *Fluid Bed Coating*, ou revestimento em leito fluidizado, suspende partículas em uma corrente de ar enquanto o material de revestimento é aplicado de forma uniforme, formando uma barreira protetora ao redor dos compostos bioativos. Este método é especialmente vantajoso para ingredientes sensíveis, como ácidos e óleos, que requerem proteção contra oxidação e degradação (GAONKAR et al., 2014). Na indústria alimentícia, o leito fluidizado é utilizado para melhorar a estabilidade de compostos em formulações alimentares que envolvem lipídios e açúcares (RIBEIRO; ESTEVINHO; ROCHA, 2020).

A nanoencapsulação, uma tecnologia avançada, encapsula compostos em tamanhos nanométricos, o que melhora a liberação controlada e aumenta a biodisponibilidade dos compostos bioativos. Essa técnica permite que ingredientes ativos sejam distribuídos mais uniformemente em matrizes alimentares, favorecendo o desenvolvimento de alimentos funcionais com compostos de alta eficácia (CHOUDHURY; MEGHWAL; DAS, 2021). Além disso, a nanoencapsulação é particularmente útil para proteger antioxidantes naturais contra degradação durante o processamento (MC CLEMENTS, 2015).

Na indústria alimentícia, a microencapsulação de compostos bioativos se destaca pela capacidade de manter a estabilidade de ingredientes como polifenóis e flavonoides, conhecidos por suas propriedades antioxidantes e anti-inflamatórias (RIBEIRO; ESTEVINHO; ROCHA, 2020). A proteção oferecida pela encapsulação permite que esses compostos permaneçam ativos durante o armazenamento, preservando sua eficácia até o consumo (HUANG; YUAN; BAOJUN, 2023).

A aplicação de microencapsulação em alimentos funcionais visa garantir que os compostos bioativos, como vitaminas e ácidos graxos essenciais, permaneçam durante toda a vida útil do produto. Esse processo é amplamente utilizado para proteger ingredientes que, de outra forma, perderiam suas propriedades devido à exposição ao oxigênio e à luz (CHOUDHURY; MEGHWAL; DAS, 2021). A encapsulação em matrizes alimentares contribui para a segurança e qualidade dos alimentos processados (MEHTA et al., 2022).

A microencapsulação é também empregada para mascarar sabores indesejáveis de compostos bioativos em produtos funcionais, o que melhora a aceitação sensorial dos consumidores (SRIVASTAVA et al., 2024). Esse benefício permite o desenvolvimento de alimentos enriquecidos com vitaminas e antioxidantes, atendendo à demanda crescente por produtos mais saudáveis e funcionais (ARENAS-JAL; SUÑÉ-NEGRO; GARCÍA-MONTOYA, 2020).

A estabilidade dos compostos encapsulados é fundamental para a indústria de alimentos, especialmente para aquelas sensíveis a altas temperaturas e variações de pH, como antioxidantes naturais e vitaminas (MC CLEMENTS, 2015). A microencapsulação fornece uma barreira protetora que minimiza a degradação desses compostos durante o processamento, assegurando que mantenham suas propriedades funcionais (SAADI et al., 2023).

O impacto da microencapsulação na indústria de alimentos é amplo, especialmente na preservação da bioatividade de compostos naturais. Esse processo contribui para a manutenção das propriedades antioxidantes e antimicrobianas, que são essenciais para o desenvolvimento de produtos que oferecem benefícios à saúde (RIBEIRO; ESTEVINHO; ROCHA, 2020). Além disso, a encapsulação permite que esses compostos sejam liberados gradualmente, conforme necessário (MEHTA et al., 2022).

Tecnologias de encapsulação, como as emulsões duplas, têm sido fundamentais para desenvolver sistemas de liberação controlada. Emulsões duplas permitem encapsular ingredientes solúveis em água em uma fase oleosa, o que é particularmente útil para compostos bioativos como vitaminas hidrossolúveis (HUANG; YUAN; BAOJUN, 2023). Essa técnica protege os compostos encapsulados em alimentos e permite sua liberação gradual em condições específicas (HUANG; YUAN; BAOJUN, 2023). Dessa forma, a encapsulação possibilita a criação de produtos inovadores e de alta qualidade no mercado alimentício (MC CLEMENTS, 2015).

3.4. Emulsões duplas (A/O/A): fundamentos e aplicações

Emulsões duplas, ou emulsões A/O/A (água em óleo em água) (**Figura 5**), consistem em uma fase de óleo que encapsula gotículas de água, posteriormente dispersa em uma fase aquosa contínua. Esse sistema complexo tem ganhado destaque no encapsulamento de compostos bioativos lipofílicos e hidrofílicos, como as antocianinas, por oferecer uma barreira protetora que preserva os compostos contra a degradação (PAULA et al., 2018).

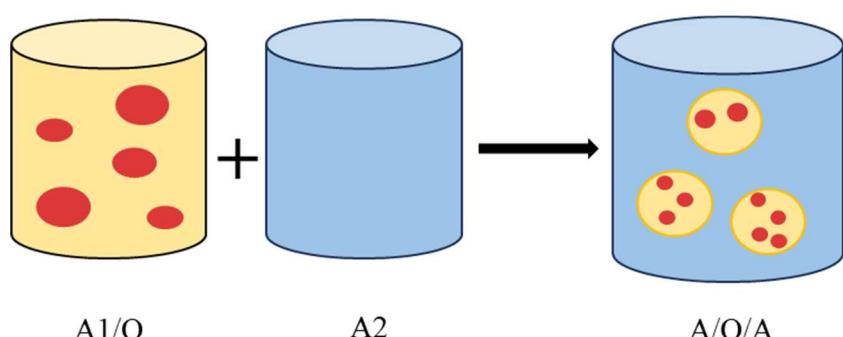


Figura 5: Técnica de emulsão dupla (A/O/A)

Fonte: Autoria própria (2024)

O princípio das emulsões A/O/A envolve múltiplas fases estabilizadas por emulsificantes lipofílicos e hidrofílicos, formando uma barreira que isola os compostos encapsulados de condições externas potencialmente desestabilizadoras, como o oxigênio e a luz. Esse sistema proporciona uma liberação controlada, de compostos bioativos sensíveis, ao longo do trato gastrointestinal (ALOUK; XU; CAO, 2023; LAMBA; SATHISH; SABIKHI, 2015).

Emulsões duplas são amplamente aplicadas para a encapsulação de compostos bioativos hidrofílicos devido à sua capacidade de proteger esses compostos em um ambiente controlado, o que reduz a interação com o meio externo e aumenta a estabilidade. As gotículas de óleo formam uma camada protetora em torno dos compostos encapsulados, como as antocianinas, promovendo uma retenção prolongada (MCCLEMENTS, 2005; TAN et al., 2021).

A estrutura A/O/A permite encapsular ingredientes ativos na fase interna de água, prevenindo a degradação durante o processamento e armazenamento. Essa configuração é ideal para antocianinas, que são suscetíveis à degradação por luz e temperatura, oferecendo uma forma de proteger esses compostos bioativos em produtos alimentícios (ALOUK; XU; CAO, 2023; GHIASI et al., 2024).

O encapsulamento de antocianinas em emulsões duplas traz vantagens significativas, incluindo maior resistência à degradação em condições de pH e temperatura variáveis, essencial para aplicações alimentares. Esse sistema também melhora a biodisponibilidade das antocianinas, promovendo uma liberação gradual no trato gastrointestinal (SHEN et al., 2022).

As emulsões duplas podem proteger as antocianinas contra fatores como oxidação, alta temperatura e variações de pH, preservando a cor e as propriedades antioxidantas desses compostos. Essa proteção prolonga a vida útil do produto, o que é desejável em alimentos funcionais e bebidas (ALOUK; XU; CAO, 2023; LUO; WEI, 2023).

A formulação de emulsões duplas apresenta desafios, especialmente no que se refere à estabilidade física. A tendência à coalescência e flocação das gotículas pode comprometer a eficácia da encapsulação e reduzir a retenção de antocianinas. A escolha de emulsificantes e a otimização do processo são essenciais para contornar esses obstáculos (ALOUK; XU; CAO, 2023; MCCLEMENTS, 2005).

Outro desafio importante é a sensibilidade das emulsões duplas a variações de temperatura e pH, o que pode levar à inversão de fase e perda da funcionalidade do sistema. Para garantir a eficácia na proteção das antocianinas, é necessário ajustar as condições de formulação e os estabilizantes (LEISTER; KARBSTEIN, 2020; MCCLEMENTS, 2005).

A manutenção da estabilidade em armazenamento prolongado também é um desafio para as emulsões duplas. A presença de emulsificantes de alta qualidade, como goma Arábica, e o controle das interações entre as fases são essenciais para evitar a degradação das antocianinas ao longo do tempo (GHIASI et al., 2024; LAMBA; SATHISH; SABIKHI, 2015).

Os estudos recentes demonstram que a emulsão dupla é uma estratégia eficiente para encapsular antocianinas, protegendo-as contra fatores ambientais adversos e prolongando sua estabilidade. Shaddel et al. (2018) encapsularam antocianinas de framboesa preta por emulsão dupla seguida de coacervação complexa, utilizando gelatina e goma arábica como materiais de parede, aumentando a estabilidade em até 23,66% após dois meses a 37°C. Em outro estudo, Shaddel et al. (2018b) otimizaram a formulação da emulsão dupla para maximizar a retenção das antocianinas (até 36%) e sua estabilidade térmica.

Bamba et al. (2018) desenvolveram emulsões duplas estabilizadas por proteínas do soro do leite para coencapsular antocianinas e polifenóis do bagaço de mirtilo, alcançando eficiência de encapsulação superior a 80%. Teixeira et al. (2022) utilizaram emulsões duplas para estabilizar antocianinas de *Sambucus nigra* L., melhorando sua resistência a variações de pH em matrizes alimentares. Sebben et al. (2022) exploraram a influência da composição da fase

aquosa sobre a retenção de cor das antocianinas, demonstrando que um sistema tamponado com citrato ofereceu maior estabilidade. Esses estudos destacam o potencial da emulsão dupla para preservar as propriedades bioativas das antocianinas e ampliar suas aplicações na indústria alimentícia.

3.5. Estabilidade físico-química de emulsões duplas

A estabilidade físico-química das emulsões duplas depende de diversos fatores que afetam a integridade da estrutura, como o tipo de emulsificante, viscosidade e condições de armazenamento. Segundo Kumar et al. (2022), o uso de agentes estabilizantes adequados, como goma Arábica e polirricinoleato de poliglicerol (PGPR), ajuda a minimizar processos de coalescência, sedimentação e separação de fases. Esses agentes atuam em diferentes fases, criando barreiras físicas que evitam a fusão de gotículas e permitem a retenção dos compostos bioativos encapsulados, essencial para a funcionalidade e durabilidade das emulsões duplas.

O PGPR e a goma Arábica são frequentemente empregados para estabilizar emulsões duplas, promovendo separação eficiente entre as fases e evitando a coalescência (CHENG et al., 2023). PGPR é lipofílico e atua na interface óleo-água interna, enquanto a goma Arábica, hidrofílica, estabiliza a fase externa, garantindo que a emulsão se mantenha estável mesmo sob variações ambientais. A combinação desses agentes aumenta a resistência da emulsão à degradação e à oxidação, prolongando a vida útil e a eficiência de encapsulação.

A preservação das propriedades antioxidantes das antocianinas encapsuladas depende diretamente da estabilidade estrutural conferida pelos emulsificantes. A utilização de goma Arábica e PGPR cria barreiras que protegem os compostos antioxidantes contra oxidação e degradação (TAN et al., 2021). Assim, métodos de avaliação da estabilidade antioxidante, como o monitoramento da retenção dos compostos encapsulados ao longo do tempo, são cruciais para verificar a eficácia da emulsão dupla em manter a funcionalidade bioativa.

Para avaliar a estabilidade e eficácia das emulsões duplas, técnicas como espectrofotometria e análise colorimétrica são utilizadas para medir a concentração de compostos ativos. Segundo Huang et al. (2024), os parâmetros como o potencial zeta, índice de polidispersidade e tamanho de gotículas auxiliam no monitoramento da estabilidade físico-química e da capacidade de retenção dos compostos encapsulados, possibilitando uma análise detalhada da integridade estrutural e funcional das emulsões sob condições simuladas de processamento e armazenamento.

As emulsões duplas são sensíveis a mudanças de temperatura, que podem acelerar processos de coalescência e liberar os compostos encapsulados (ZHANG et al., 2024). Em temperaturas elevadas, a viscosidade da fase contínua pode ser afetada, levando a uma maior difusão das gotículas internas e comprometendo a retenção dos bioativos. Para evitar esses efeitos, a escolha de emulsificantes que garantam a estabilidade térmica, como PGPR, é fundamental.

A variação do pH também influencia diretamente a estabilidade das emulsões duplas, especialmente nas interações entre emulsificantes e compostos bioativos. Estudos mostram que a estabilidade de antocianinas encapsuladas em emulsões duplas é comprometida em pH extremo, exigindo uma combinação de emulsificantes que mantenha a integridade estrutural em diferentes faixas de pH (TEIXEIRA et al., 2022).

Armazenamento em condições controladas é essencial para manter a estabilidade das emulsões duplas. Emulsificantes como PGPR e goma Arábica criam uma barreira que evita a coalescência durante o armazenamento (ELAINE et al., 2024). Estudos demonstram que a presença desses emulsificantes mantém a integridade estrutural da emulsão por períodos mais longos, preservando a capacidade antioxidante e a funcionalidade dos compostos bioativos encapsulados.

A eficiência de encapsulação em emulsões duplas reflete a capacidade do sistema de reter os compostos bioativos na fase interna. Métodos de avaliação, como a centrifugação e a análise de marcadores, são usados para medir a eficiência de encapsulação e garantir que os compostos permaneçam confinados (MCLEMENTS, 2005). Esse fator é crucial para a liberação controlada e gradual dos ingredientes encapsulados.

A estrutura das emulsões duplas permite que a liberação de compostos ativos seja ajustada conforme as necessidades da aplicação. A combinação de emulsificantes, como goma Arábica e PGPR, facilita o controle da taxa de liberação, retardando a saída dos compostos em resposta a estímulos específicos (HUANG et al., 2024). Esse mecanismo é particularmente útil para ingredientes ativos sensíveis, como as antocianinas, que requerem proteção contra oxidação e degradação.

A coalescência é um dos principais desafios de estabilidade para emulsões duplas, sendo influenciada por fatores como o tamanho das gotículas e a distribuição das fases (KUMAR et al., 2022). Segundo Leister; Karbstein (2020), é um processo de instabilidade (**Figura 6**) em emulsões no qual duas ou mais gotículas se fundem, formando uma gota maior e comprometendo a estrutura do sistema. Esse fenômeno ocorre quando a camada de

emulsificante, que normalmente protege as interfaces das gotículas, é enfraquecida ou rompida devido a fatores como variações de temperatura, pH, força mecânica ou inadequação dos emulsificantes utilizados.

Em emulsões duplas, como as do tipo água-em-óleo-em-água (A/O/A), a coalescência pode se manifestar de diferentes formas: entre gotículas de água internas (A1–A1), entre gotas de óleo (O–O) ou entre a fase interna e a fase externa aquosa (A1–A2), sendo essa última a mais crítica, pois libera o conteúdo encapsulado e pode levar à ruptura completa da emulsão. Como consequência, a coalescência altera a distribuição de tamanho das gotas, reduz a eficiência de encapsulação e, em muitos casos, leva à separação de fases, comprometendo a estabilidade e a funcionalidade da emulsão (LEISTER; KARBSTEIN, 2020; SHEN et al., 2022).

A difusão osmótica é outro fator que afeta a estabilidade das emulsões duplas, especialmente quando há diferenças de pressão entre as fases. Segundo Leister; Karbstein (2020), é um processo de movimentação de água (ou outro solvente) entre as fases de uma emulsão dupla, como nas emulsões do tipo água-em-óleo-em-água (A/O/A). Esse fenômeno ocorre devido a uma diferença de pressão osmótica entre a fase interna de água (A1) e a fase externa aquosa (A2), provocada pela concentração desigual de solutos entre as duas fases. Como resultado, a água tende a se mover da fase onde há menor pressão osmótica para a fase onde essa pressão é maior, na tentativa de equilibrar a concentração de solutos.

Em emulsões duplas, a difusão osmótica pode causar inchaço ou encolhimento das gotículas internas de água. Esse processo afeta diretamente a estabilidade e a funcionalidade da emulsão dupla, pois altera o equilíbrio entre as fases e pode levar à ruptura das interfaces, à separação de fases e à perda de ingredientes ativos encapsulados. Em sistemas com goma Arábica e PGPR, a presença de substâncias osmoticamente ativas minimiza a migração de água entre as fases interna e externa, aumentando a retenção dos compostos encapsulados (LEISTER; KARBSTEIN, 2020; TENORIO-GARCIA et al., 2022).

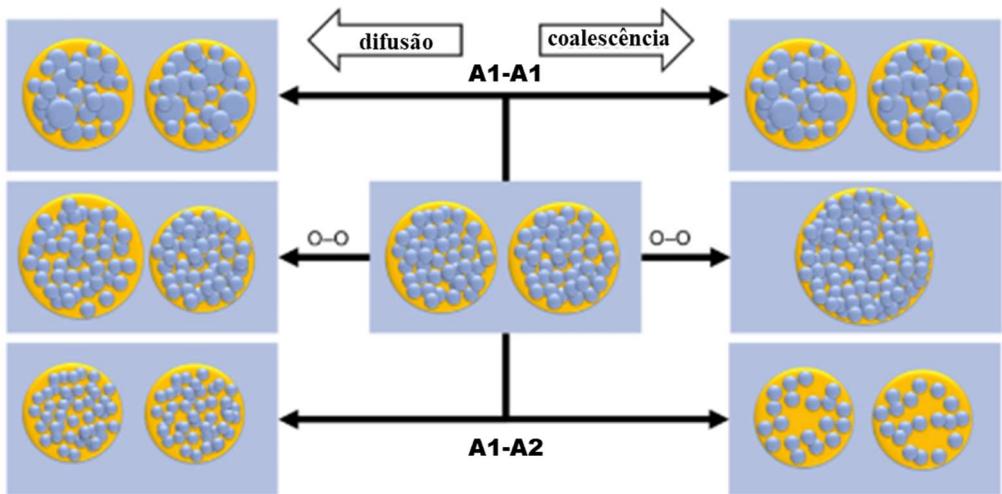


Figura 6: Processos de instabilidade de emulsões duplas (coalescência e difusão osmótica).

Fonte: Adaptado de LEISTER; KARBSTEIN (2020)

A escolha dos emulsificantes e o controle das variáveis ambientais são cruciais para a estabilidade físico-química das emulsões duplas. De acordo com estudos, o uso de PGPR e goma Arábica evitam processos de coalescência, sedimentação e degradação dos compostos encapsulados, maximizando a funcionalidade desses sistemas para aplicações em alimentos e garantindo a estabilidade ao longo do tempo (LEISTER; KARBSTEIN, 2020).

3.6. Desafios e tendências futuras na encapsulação de antocianinas de juçara em alimentos

A encapsulação de antocianinas extraídas da juçara apresenta desafios importantes devido à instabilidade desses compostos quando expostos a condições adversas, como pH, temperatura e luz. Segundo Tarone; Cazarin; Marostica Junior (2020), a escolha dos materiais de parede é fundamental para aumentar a bioacessibilidade e proteger a funcionalidade das antocianinas durante o processamento. A utilização de emulsões duplas e materiais como goma Arábica e PGPR surge como uma alternativa para manter a integridade desses compostos em alimentos complexos (FARIAS; SANCHES; PETRUS, 2023). Contudo, as barreiras técnicas, como a eficiência de encapsulação e a preservação das propriedades antioxidantes, ainda limitam o pleno aproveitamento industrial dessas técnicas.

Adicionalmente, a degradação das antocianinas durante o armazenamento e o processamento em altas temperaturas é outro obstáculo na formulação de produtos alimentícios (ECHEGARAY et al., 2022). Técnicas de microencapsulação, como *spray drying* e

freezedrying, mostram-se promissoras, mas ainda enfrentam limitações quanto à estabilidade térmica e à preservação da cor (YÜCETEPE et al., 2024). Em especial, a utilização de lipossomas e partículas poliméricas oferece maior proteção contra a degradação e aumenta a biodisponibilidade dos compostos no trato gastrointestinal (TARONE; CAZARIN; MAROSTICA JUNIOR, 2020). No entanto, a aplicação em larga escala requer mais pesquisas para reduzir custos e melhorar o rendimento.

A combinação de técnicas de encapsulação é apontada como uma abordagem promissora para superar as limitações mencionadas. Estudos indicam que o uso de compósitos de parede, que integram materiais naturais e sintéticos, pode aumentar a estabilidade e bioatividade das antocianinas encapsuladas, protegendo-as contra variáveis ambientais (FARIAS; SANCHES; PETRUS, 2023). Essa integração de materiais e métodos, embora complexa, tem se mostrado eficiente na ampliação da durabilidade dos compostos encapsulados, especialmente em sistemas alimentares sujeitos a variações ambientais.

Em termos de inovação, a tendência é o desenvolvimento de sistemas de liberação inteligente e tecnologias de encapsulação que utilizam nanocápsulas e métodos "*top-down*" e "*bottom-up*", permitindo uma maior precisão na liberação controlada dos compostos bioativos (TARONE; CAZARIN; MAROSTICA JUNIOR, 2020). Esses avanços são especialmente úteis para manter as propriedades funcionais das antocianinas durante a digestão, oferecendo novas possibilidades para o setor alimentício (YÜCETEPE et al., 2024). Com isso, a encapsulação de antocianinas evolui para um patamar mais sofisticado, com sistemas adaptáveis às condições do trato gastrointestinal.

Outras inovações incluem o uso de métodos de extração e encapsulação verdes, como ultrassom e micro-ondas, que minimizam o uso de solventes tóxicos e são ambientalmente sustentáveis (ECHEGARAY et al., 2022). Essas técnicas representam uma alternativa viável para a indústria alimentícia ao permitir a extração de antocianinas com maior eficiência e menor impacto ambiental, atendendo à crescente demanda por produtos sustentáveis. A aplicação desses métodos em sinergia com técnicas de encapsulação visa preservar a bioatividade das antocianinas durante todo o ciclo de vida do produto.

A utilização de sistemas coloidais em escala nano e micro é uma tendência que vem ganhando espaço, com estudos focados na encapsulação de antocianinas em hidrogéis e lipossomas (ROSALES-MURILLO et al., 2024). Tais sistemas oferecem uma barreira adicional contra a degradação, especialmente em alimentos com pH e temperatura variáveis, promovendo uma liberação controlada dos compostos bioativos. Esta abordagem permite o desenvolvimento

de alimentos funcionais com propriedades antioxidantes estáveis, essenciais para consumidores que buscam produtos saudáveis e duráveis.

O futuro da encapsulação de antocianinas de juçara está atrelado ao aprimoramento das técnicas de encapsulação existentes e ao desenvolvimento de novos materiais. Estudos futuros devem focar em soluções que conciliem eficiência e custo-benefício, além de promover uma maior padronização dos processos (TARONE; CAZARIN; MAROSTICA JUNIOR, 2020). A integração dessas inovações oferece perspectivas para o uso da juçara como ingrediente, ampliando suas aplicações industriais e aumentando o valor agregado de produtos alimentares.

4. MATERIAL E MÉTODOS

4.1. Material

4.1.1. Matéria-prima

A polpa de juçara congelada foi adquirida da empresa Ecovila Saracuras Permacultura, localizada em Lima Duarte (MG). As amostras de polpa foram armazenadas -18°C até sua utilização. Foram utilizados a goma Arábica da Êxodo Científica; poliricinoleato de poliglicerol (PGPR) da Ingredientes Online; ácido 2,2 azino-bis (3-etylbenzotiazolina-ácido 6-sulfônico) (ABTS), ácido 6-hidroxi-2,5,7,8-tetrametilcromo-2-carboxílico (Trolox), Persulfato de Potássio, acetona, Folin-Ciocalteu, ácido gálico, ácido clorídrico, hidróxido de sódio, biftalato de potássio e ácido cítrico monohidratado da Sigma-Aldrich; metanol, carbonato de sódio, fenolftaleína da Loja Química; etanol 95%, acetato de sódio, cloreto de potássio da Synth.

A água utilizada na formação das soluções foi uma água ultrapura de condutividade de 0,05 µS/ cm do equipamento (Gehaka, Master- P&D, Brasil).

4.2. Métodos

Os experimentos de extração, concentração em rotaevaporador e encapsulação por emulsão dupla, assim como as determinações analíticas foram realizados no Laboratório de Engenharia e Tecnologia Agroindustrial (LETA) da Universidade Federal Fluminense (UFF), em Volta Redonda/RJ e nos laboratórios, plantas-piloto da Embrapa Agroindústria de Alimentos, no Rio de Janeiro/RJ e do Centro Federal de Educação Tecnológica Celso Suckow da Fonseca (CEFET/RJ) em Valença.

4.2.1. Obtenção do extrato concentrado

Os processos de extração alcoólica de antocianinas da polpa de juçara e a sua concentração foram realizados em batelada conforme o diagrama apresentado na **Figura 7**. A polpa de juçara foi misturada com uma solução aquosa de etanol a 70% (v/v) em um erlenmeyer de vidro usando uma proporção de volume de solvente para polpa de 20 mL/g. O pH de cada mistura foi ajustado para 3,0 com solução de ácido cítrico a 10% (m/v). O erlenmeyer foi imerso

em agitador orbital TE-424 (Tecnal, Piracicaba, Brasil) a 30°C e 100 rpm por 20 minutos. Em seguida, a amostra resfriada em banho de gelo, foi centrifugada por 15 min a 8000 rpm e o sobrenadante filtrado em papel filtro de 14 µm para remoção dos sólidos em suspensão. O filtrado, alcoólico e diluído, foi concentrado em rotaevaporador a vácuo (IKA® eco) a 40°C até parar a condensação e o gotejamento no frasco de recepção. As amostras de extrato concentrado foram armazenadas a -18°C até a realização das emulsões e das análises físico-químicas. Esta metodologia foi baseada nos trabalhos de Da Silva Carvalho et al. (2016) e de Vieira et al. (2018).

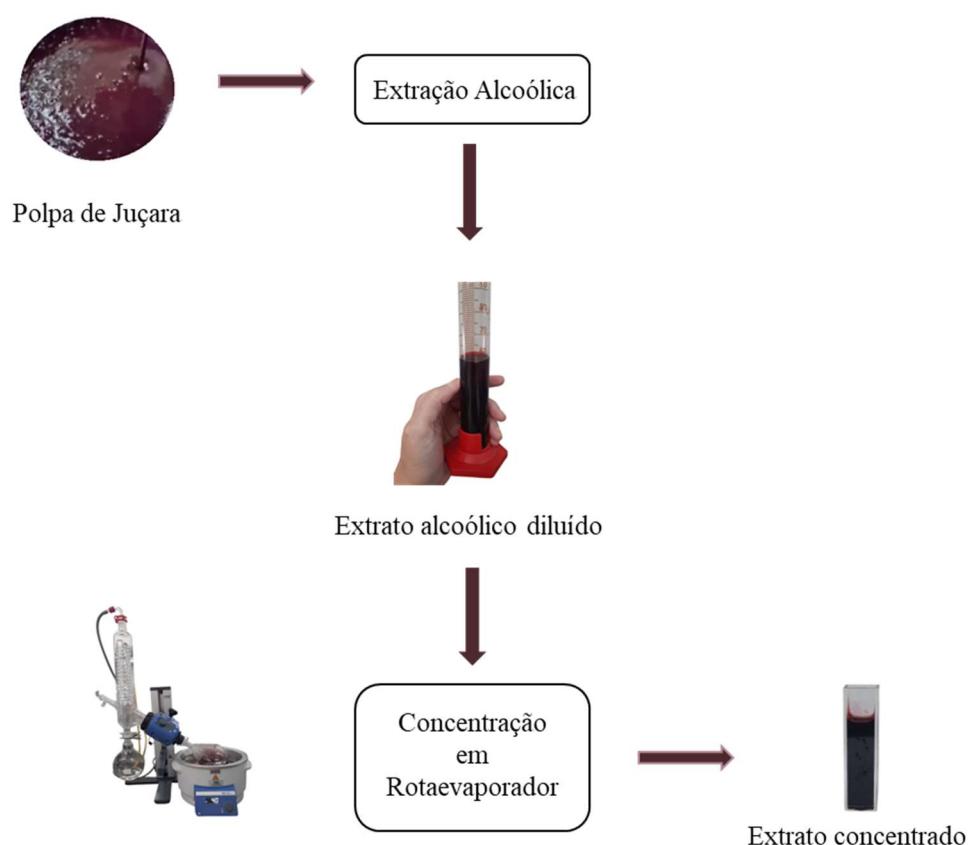


Figura 7:Fluxograma de obtenção de extrato concentrado.

Fonte: Autoria própria (2024)

A polpa e o extrato concentrado de juçara foram caracterizadas em triplicata e os dados expressos como média ± desvio padrão em base úmida. As análises físico-químicas realizadas foram pH, acidez titulável, teor de sólidos totais, sólidos solúveis, antocianinas totais, compostos fenólicos e atividade antioxidante.

4.2.2. Formação da Emulsão Dupla (A1/O/A2)

A emulsão dupla foi formada por um processo de duas etapas e adaptada com base nas metodologias de Teixeira et al. (2022), Eisinaité et al. (2020), Huang; Zhou (2019), Liu et al. (2019), De Almeida Paula et al. (2018) e Pagano et al. (2018) e com base em testes realizados anteriormente. Primeiro consistiu na preparação da emulsão primária A/O seguida da dispersão desta em água para formar a emulsão dupla A/O/A.

4.2.2.1. Processo de preparação da Emulsão Primária (A1/O)

4.2.2.1.1. Planejamento Experimental

Os testes de preparação da emulsão primária foram conduzidos utilizando o extrato concentrado obtido com três diferentes proporções de A/O e com três diferentes concentrações de emulsificante lipofílico (PGPR). Neste planejamento foi realizado um delineamento fatorial completo (3×3) para avaliar os efeitos principais e as interações entre dois fatores variáveis: a proporção de fases aquosa e oleosa (A/O) e a concentração do emulsificante lipofílico (PGPR), resultando em 9 combinações experimentais ou tratamentos (**Tabela 2**).

Tabela 2: Planejamento experimental para preparação da emulsão primária.

Tratamentos	Proporção	Concentração
	A/O	PGPR (% (m/v))
EP1	25/75	1,0
EP2	25/75	1,5
EP3	25/75	2,0
EP4	30/70	1,0
EP5	30/70	1,5
EP6	30/70	2,0
EP7	35/65	1,0
EP8	35/65	1,5
EP9	35/65	2,0

Fonte: Autoria própria (2024)

A fase oleosa foi preparada dissolvendo-se o PGPR em óleo de milho. Após a mistura, a emulsão primária A1/O foi homogeneizada sob agitação a 12.000 rpm por 3 min, em um homogeneizador Ultra-Turrax (IKA® T25). A observação visual nos tempos 0, 12 e 24 horas foi realizada em todos os 9 tratamentos e foi necessário a análise de antocianinas para a seleção da emulsão primária, já que 5 estabilizaram. A definição da condição de preparação, que foi utilizada para a definição da emulsão dupla, consistiu no tratamento EP9.

4.2.2.2. Processo de preparação da Emulsão Dupla (A1/O/A2)

4.2.2.2.1. Planejamento Experimental

O processo de encapsulação do extrato de antocianinas de juçara ocorreu de acordo com o diagrama da **Figura 8**. A encapsulação foi realizada utilizando emulsões múltiplas do tipo A/O/A para verificar a estabilidade das antocianinas.

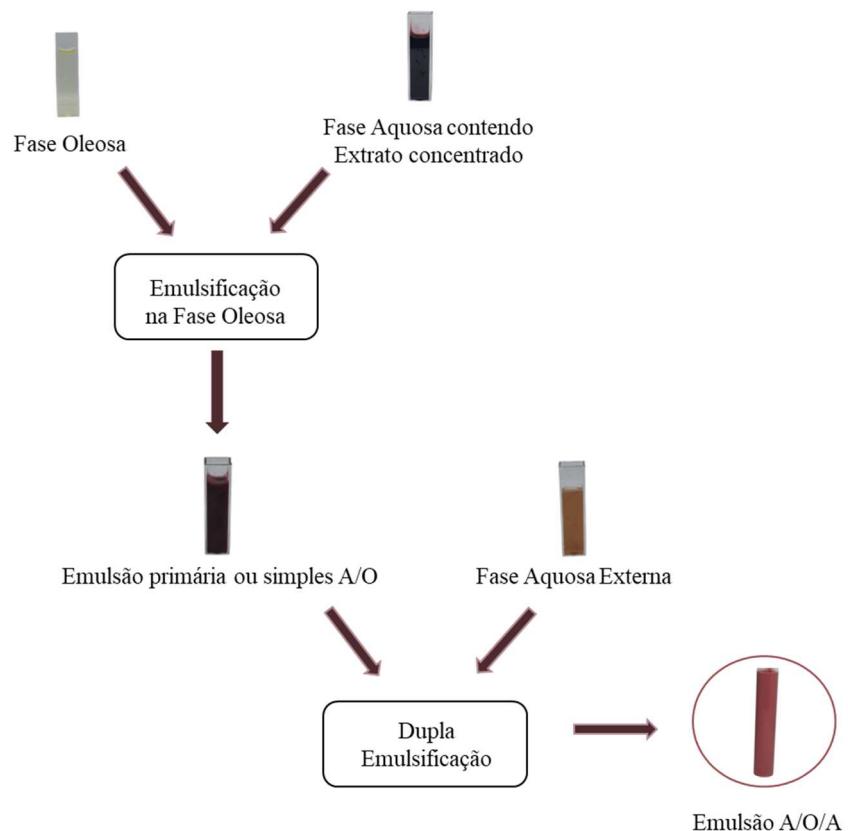


Figura 8: Fluxograma de obtenção de emulsão dupla.

Fonte: Autoria própria (2024)

Após a seleção das condições de preparo da emulsão primária, foram definidas as condições para a preparação da emulsão dupla. As emulsões duplas foram preparadas por meio de um procedimento de duas etapas. A emulsão primária definida na primeira etapa foi incorporada como fase dispersa em uma segunda fase aquosa na segunda etapa. Para preparar as emulsões duplas, diferentes relações (A1/O)/A2 e diferentes concentrações de goma Arábica foram testadas (**Tabela 3**).

Tabela 3: Planejamento experimental do processo de obtenção da emulsão dupla

Tratamentos	Proporção A1/O/A2	Concentração Goma Arábica (%, m/V)
ED1	20/80	22
ED2	20/80	14
ED3	30/70	22
ED4	30/70	14
ED5	40/60	22
ED6	40/60	14
ED7	50/50	22
ED8	50/50	14

Fonte: Autoria própria (2024)

O sistema foi homogeneizado sob agitação a 6000 rpm por 3 min em um Ultra-Turrax (IKA® T25). A escolha da emulsão dupla ideal foi definida a partir da estabilidade visual em 24 horas e da análise de antocianinas totais. A amostra que permaneceu estável em 24 horas e com a maior concentração de antocianinas, foi analisada em relação a eficiência de inclusão, antocianinas totais, compostos fenólicos, atividade antioxidante, estabilidade à temperatura, estabilidade ao pH e estabilidade ao armazenamento.

4.2.3. Análises físico-químicas

4.2.3.1. pH

O pH das amostras de polpa e de extrato concentrado de juçara foi determinado usando um pH-metro digital (GEHAKA PG2000) calibrado com solução tampão pH 4,0 e 7,0 com o

eletrodo inserido diretamente na amostra para a leitura a 25°C (AOAC, 2005). As análises foram realizadas em triplicata.

4.2.3.2. Acidez Titulável Total

A acidez titulável total nas amostras foi determinada por titulação com NaOH 0,1 M fatorada com biftalato de sódio e fenolftaleína como indicador. A titulação ocorreu com auxílio do pH-metro para verificar o ponto de viragem da fenolftaleína ($\text{pH} \approx 8,2$) já que a amostra era escura. Os resultados são expressos como a porcentagem de ácido cítrico.

4.2.3.3. Teor de Sólidos Totais

O teor de sólidos totais foi realizado através da metodologia descrita no livro do Instituto Adolfo Lutz, (2008), a qual se baseia na secagem dos pesa-filtros previamente e na determinação do peso seco obtido pela secagem, em estufa a 105°C, do material de interesse até obtenção de peso constante. Os valores foram expressos em porcentagem mássica. As análises foram realizadas em triplicata.

4.2.3.4. Teor de Sólidos Solúveis

O teor de sólidos solúveis foi determinado pela leitura direta em refratômetro de acordo com a metodologia descrita pelo AOAC (2005), utilizando um refratômetro de bancada, marca Biobrix (**Figura 9**) com escala de 0 a 95°Brix. A metodologia utiliza o índice de refração da luz monocromática que passa pelo material e pelo prisma, influenciado pela presença de certas substâncias na amostra. O valor de refração é correlacionado à concentração de sólidos solúveis, sendo expressado em °Brix. O °Brix indica a porcentagem em peso de sacarose em solução a 20°C. As medições foram realizadas em triplicata.



Figura 9: Refratômetro de bancada (Biobrix)

Fonte: Autoria própria (2024)

4.2.3.5. Antocianinas Totais

A metodologia para análise de antocianinas totais (LEES; FRANCIS, 1972; ŽBIK et al., 2023) foi realizada nas amostras de polpa, extrato concentrado, emulsão primária e emulsão dupla. Para isso, quantidades representativas das amostras foram pesadas e uma solução extratora de etanol 95% - HCl 1,5 N, na proporção 85:15, foi adicionada. As amostras foram homogeneizadas em banho ultrassom (Branson) por um período de 30 minutos. Após a homogeneização, os extratos foram deixados em repouso por uma noite em refrigerador. No dia seguinte, o material foi filtrado para um béquer, sempre protegido da luz. As leituras foram realizadas m triplicata, em espectrofotômetro Biomate 3S (Thermo Fisher Scientific, EUA) a 535 nm para a quantificação das antocianinas.

O conteúdo de antocianinas foi calculado como cianidina-3-glicosídeo utilizando a Equação 1:

$$AT = \frac{A \times MM \times FD}{\varepsilon \times b_c} \quad (\text{Equação 1})$$

onde:

AT: concentração de antocianinas em mg/100 g;

A: absorbância;

MM: massa molar da cianidina-3-glicosídeo (449,2 g/mol);

ε : coeficiente de absorvidade molar da cianidina-3-glicosídeo (26.900 L/mol.cm);

FD: fator de diluição;

b_c : caminho óptico da cubeta usada no espectrofotômetro (1 cm).

4.2.3.6. Compostos Fenólicos Totais

O teor de compostos fenólicos foi determinado pelo método Folin-Ciocalteu (GEORGÉ et al., 2005; SINGLETON; ROSSI JR., 1965). Esta metodologia fundamenta-se na redução dos ácidos fosfomolibdênico ($H_3PMo_{12}O_{40}$) e fosfotungístico ($H_3PW_{12}O_{40}$), que estão presentes no reagente de Folin-Ciocalteu, a óxido de tungstênio (W_8O_{23}) e óxido de molibdênio (Mo_8O_{23}) por compostos fenólicos em meio alcalino. O composto resultante, de coloração azul, teve sua absorbância medida a 760 nm, refletindo a quantidade de polifenóis. Os resultados foram calculados com base em uma curva padrão utilizando ácido gálico (Figura 10), com concentrações variando de 20 a 100 mg/L. O reagente Folin-Ciocalteu foi utilizado a 10% juntamente com carbonato de sódio a 7,5%, e as leituras foram realizadas no espectrofotômetro Biomate 3S (Thermo Fisher Scientific, EUA). As análises foram realizadas em triplicata. Ao medir a absorbância da amostra, a concentração de ácido gálico foi calculada conforme a Equação 2:

$$C_{AG} = \frac{\text{Absorbancia da amostra}-b}{a} \quad (\text{Equação 2})$$

onde:

C_{AG}: concentração da amostra em mg ácido gálico por litro;

a: coeficiente angular da reta obtida através da curva padrão;

b: coeficiente linear da reta obtida através da curva padrão.

O teor de fenólicos totais (FT) foi calculado de acordo com a Equação 3, os valores foram expressos em mg de Equivalente de ácido gálico/100g de amostra.

$$FT = \frac{C_{AG} \times D}{m} \times 100 \quad (\text{Equação 3})$$

onde:

FT: teor de fenólicos totais expressos em mg EAG/100 g de amostras;

CAG: concentração da amostra em mg ácido gálico/L;

D: diluição da amostra (L);

m: massa da amostra (g).

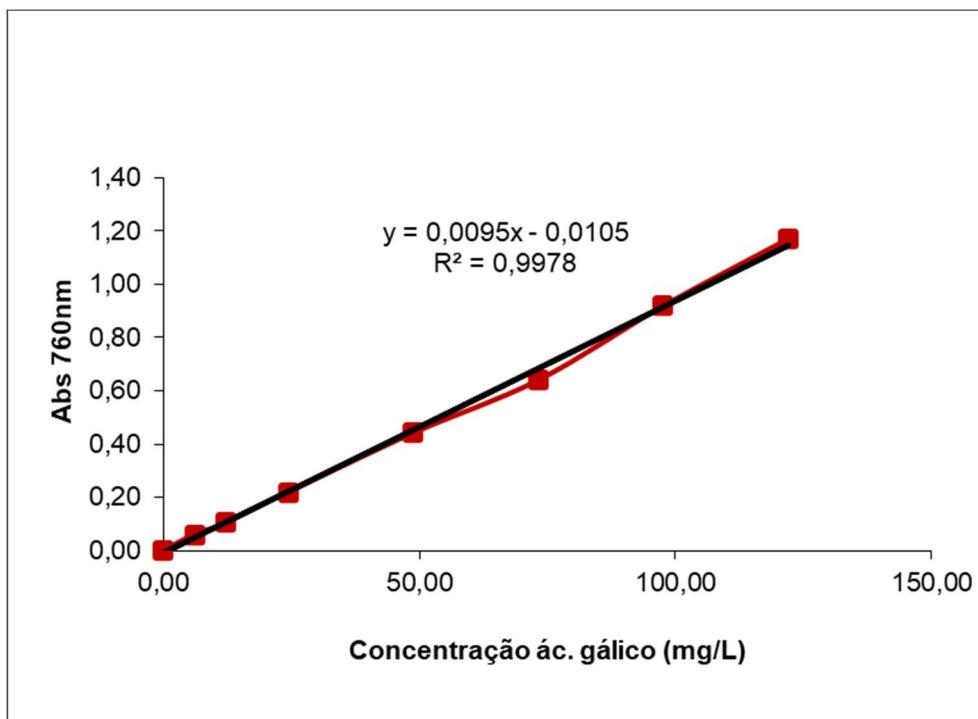


Figura 10: Curva padrão de ácido gálico para determinação do teor de compostos fenólicos.

Fonte: Autoria própria (2024)

4.2.3.7. Atividade Antioxidante pelo Método ABTS

O método ABTS (ácido 2,2 azino-bis (3-etylbenzotiazolina-ácido 6-sulfônico)), utilizado para determinar a atividade antioxidante, foi descrito por Rufino et al. (2007) e quantificado de acordo com RE et al. (1999). Este método baseia-se no comportamento espectral do ABTS, que absorve luz a 734 nm somente na forma de cátion (ABTS^+). Através de uma curva padrão de Trolox (ácido 6-hidroxi-2,5,7,8-tetrametilcromo-2-carboxílico) (Figura 11), um análogo sintético da vitamina E, é possível correlacionar o decréscimo da absorbância da solução de ABTS^+ na presença da amostra com a concentração de compostos com atividade antioxidante.

O radical ABTS^+ foi preparado utilizando persulfato de potássio. Para isso, foram adicionados 5 mL da solução 7 mM de ABTS em água destilada e 88 μL da solução de K_2SO_5 140 mM em um frasco âmbar. A solução de ABTS foi deixada em repouso por aproximadamente 16 horas para estabilização. Em seguida, essa solução de ABTS^+ foi diluída em etanol P.A. a 95% até atingir uma absorbância de $0,700 \pm 0,020$ a 734 nm.

A extração das amostras foi realizada em duas etapas, submetendo a amostra a soluções de diferentes polaridades. Na primeira extração, a amostra foi pesada em um tubo de centrífuga com tampa, adicionou-se 10 mL de solução de metanol 50%, e a mistura foi agitada em vortex. Após 60 minutos em repouso ao abrigo da luz, a amostra foi centrifugada a 20.000 rpm por 15 minutos. O sobrenadante foi transferido para um balão volumétrico âmbar de 25 mL, e ao sedimento foram adicionados 10 mL de acetona 70%, repetindo-se os procedimentos da primeira extração. Por fim, a fração sobrenadante foi adicionada ao balão volumétrico e completou-se o volume com água destilada.

Para a construção da curva padrão de Trolox (**Figura 11**), foram preparadas soluções com concentrações de 100, 500, 1000, 1500 e 2000 μM em etanol 95%, que reagiram com a solução de ABTS⁺ na proporção de 1:10 durante 6 minutos, sendo a absorbância lida a 734 nm. O branco foi lido com etanol 95% na mesma proporção. A amostra, na presença do radical, promove a redução da absorbância ao restaurar o radical ABTS⁺ em sua forma não radicalar. A absorbância foi medida no espectrofotômetro Biomate 3S (Thermo Fisher Scientific, EUA), e as análises foram realizadas em triplicata. Ao medir a absorbância da amostra, a concentração da capacidade antioxidante é calculada em Equivalente Trolox (TEAC) conforme a Equação 4:

$$C_T = \frac{\text{Absorbância da amostra} - b}{a} \quad (\text{Equação 4})$$

onde:

C_T : concentração da amostra em $\mu\text{mol Trolox/L}$;

a: coeficiente angular da reta obtida através da curva padrão;

b: coeficiente linear da reta obtida através da curva padrão.

A capacidade antioxidante (CA) foi calculada de acordo com a Equação 5, os valores foram expressos em $\mu\text{mol Trolox/g}$ de amostra.

$$CA = \frac{C_T}{c_a} \quad (\text{Equação 5})$$

onde:

CA: capacidade antioxidante expressa em $\mu\text{mol Trolox/g}$ de amostra;

C_T : concentração da amostra em $\mu\text{mol Trolox/L}$;

c_a : concentração da amostra em g/L.

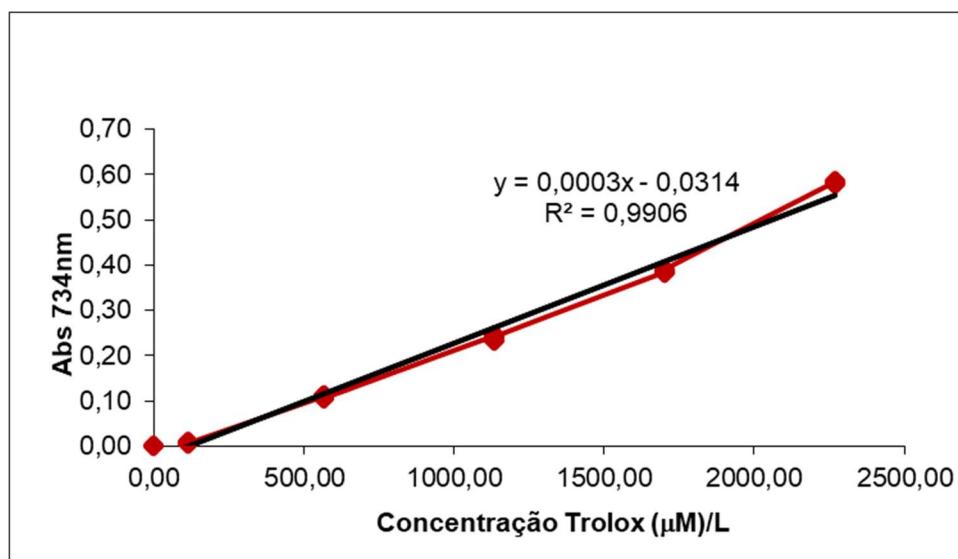


Figura 11: Curva padrão de Trolox para determinação da capacidade antioxidante.

Fonte: Autoria própria (2024)

4.2.3.8. Eficiência de Inclusão de Antocianina na Fase Interna

Aproximadamente 10 g da emulsão dupla foram centrifugadas a 3000 rcf por 10 min favorecendo a separação de fases. A fase externa foi coletada e a concentração de antocianinas foi quantificada de acordo com a metodologia acima descrita. A Eficiência de Inclusão (EI) foi definida como a porcentagem de antocianinas ainda aprisionadas na fase aquosa interna de acordo com Sapei; Naqvi; Rousseau (2012) (Equação 6).

$$EI = 100 - \left(\frac{C_{A1}}{C_{A2}} \times 100 \right) \quad (\text{Equação 6})$$

onde:

C_{A2} é a concentração de antocianinas determinada na fase aquosa externa;

C_{A1} é a concentração de antocianinas na fase aquosa interna considerando a quantidade do composto inicialmente adicionado.

4.2.3.9. Estabilidade à temperatura

As emulsões duplas foram incubadas em três temperaturas diferentes (4, 37 e 60°C) em banho-maria por 20 min e imediatamente resfriados a 25°C (sob fluxo de água corrente) para análise de antocianinas totais. Essa análise foi realizada conforme metodologia proposta por Yang et al. (2021) com modificações. Os experimentos foram realizados em triplicata.

4.2.3.10. Estabilidade ao pH

O pH das emulsões foram ajustados para 2,0, 5,0 e 8,0 usando 1 mol/L de HCl ou NaOH. As amostras foram armazenadas por 2h a 25°C e a concentração de antocianinas foi determinada de acordo com a metodologia acima descrita. A metodologia utilizada foi de Yang et al. (2021) com modificações e foi realizada em triplicata.

4.2.3.11. Estabilidade ao armazenamento

Para avaliar a estabilidade ao armazenamento, a emulsão dupla foi transferida para provetas graduadas e mantidas à temperatura ambiente por 0, 1, 5, 15 e 30 dias. Em cada período foi analisado o índice de cremeação e a concentração de antocianinas foi realizada no período 0, 1 e 30 dias, conforme a metodologia acima descrita. A metodologia utilizada foi de Huang; Zhou (2019) com modificações e foi realizada em triplicata.

Durante o armazenamento, as emulsões duplas que apresentaram instabilidade mostraram o aparecimento de uma fase denominada sérum (fase aquosa no fundo das provetas), como ilustrado na **Figura 12**. O índice de cremeação, que pode ser utilizado para quantificar a instabilidade das emulsões, é definido como a razão, expressa em porcentagem, entre a altura da camada de sérum (H_S) e a altura total (H_T), conforme descrito na Equação 7.

$$IC = \frac{H_S}{H_T} \times 100 \quad (\text{Equação 7})$$

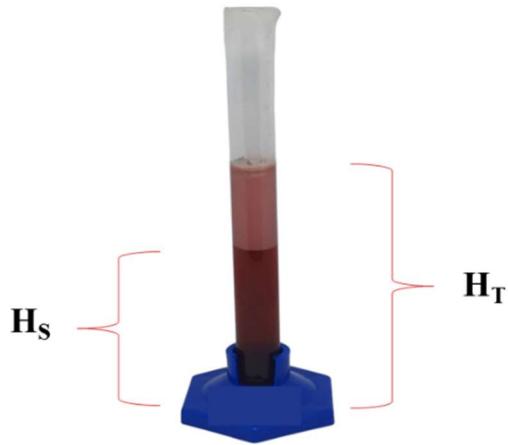


Figura 12: Representação da avaliação da estabilidade ao armazenamento (altura da camada de sérum (H_s) e a altura total (H_T))

Fonte: Autoria própria (2024)

4.2.3.12. Análise colorimétrica

A cor foi medida por reflectância de luz usando o colorímetro Hunterlab Miniscan EZ - Portátil (Hunterlab, Virgínia, EUA). As amostras serão acondicionadas em cubetas e determinados os parâmetros CIELab L^* , a^* e b^* , onde o valor de L^* varia de 0 (preto) a 100 (branco), a coordenada a^* representa vermelho (positivo) a verde (negativo), e b^* representa amarelo (positivo) para azul (negativo). A partir de L^* , a^* e b^* , será calculada a diferença de cor total (ΔE), conforme a Equação 8.

$$\Delta E = \sqrt{(\Delta L)^2 + (\Delta a^*)^2 + (\Delta b^*)^2} \quad (\text{Equação 8})$$

A partir dos valores de a^* e b^* , foi calculado o Chroma (C^*), que corresponde à saturação ou intensidade da cor (Equação 9).

$$C^* = \sqrt{a^2 + b^2} \quad (\text{Equação 9})$$

Já o ângulo de tonalidade ($^\circ\text{hue}$) foi calculado a partir da Equação 10.

$$^{\circ}hue = \tan^{-1}\left(\frac{b^*}{a^*}\right) \quad (\text{Equação 10})$$

4.2.3.13. Análise de tamanho de gotícula por microscopia óptica

Uma alíquota da emulsão dupla foi colocada entre uma lâmina e lamínula de vidro e observadas em um microscópio óptico (K220, Kasvi, Brasil) acoplado com uma câmera Moticam (5MP, Kasvi, Brasil) com ampliação de 40x com a utilização de óleo de imersãocoal (Rasband, WS, US National Institutes of Health, Bethesda, MD, EUA - Versão 1.45) para determinação da variação do diâmetro gotículas de emulsão de acordo com Paula et al. (2018) e representado na **Figura 13**.

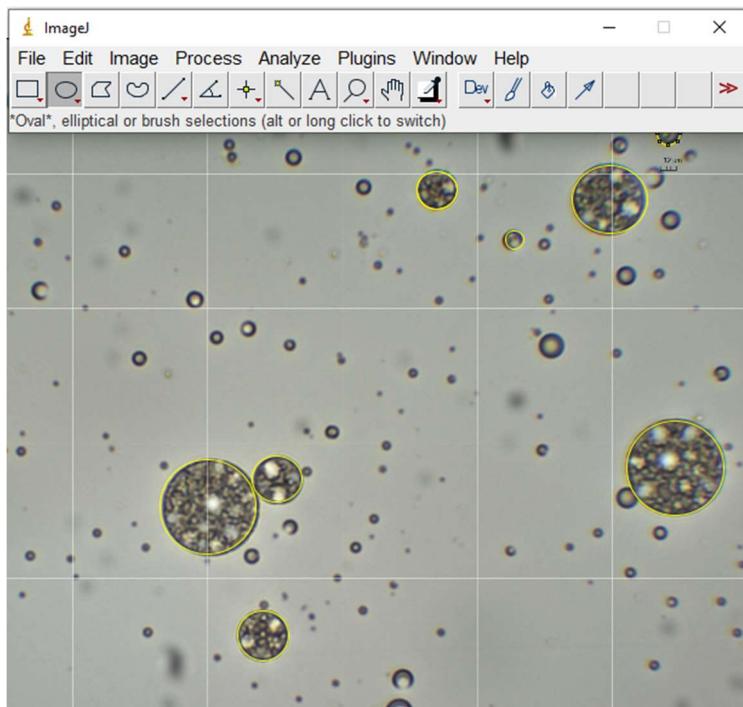


Figura 13: Exemplo da medição dos diâmetros das emulsões duplas no software ImageJ

Fonte: Autoria própria (2024)

4.2.3.14. Análise Estatística

Todos os experimentos foram realizados em triplicata. Os resultados foram expressos como média \pm desvio padrão. Os dados obtidos para cada parâmetro foram analisados em

relação a sua distribuição, de forma a verificar se eles possuem distribuição gaussiana (normal) ou não. Os testes utilizados foram: Shapiro-Wilk, Anderson-Darling, Lilliefors (Kolmogorov-Smirnov) e Cramer-von Mises, onde analisamos a hipótese nula ($H_0: p > 0,05$), que indica distribuição normal, e hipótese alternativa ($H_a: p \leq 0,05$), que indica distribuição não-normal (CASTRO; HENRIQUES & PRATA, 2024).

Onde foi necessário determinar se existem diferenças significativas entre as médias de dois grupos independentes, com distribuição normal, foram aplicados o Teste *t* de *Student* (ANDERSON, 2024).

Nos casos em que é necessária a comparação das médias de três ou mais grupos independentes, com distribuição normal, para determinar se há uma diferença estatisticamente significativa entre elas, foram realizadas Análises de Variância de uma via (ANOVA Unidirecional). Logo em seguida foram realizados o teste *post-hoc* de Tukey, também conhecido como HSD (Honest Significant Difference), para comparar todas as possíveis combinações de pares de médias de grupos e o ajuste do nível de significância para controlar o erro tipo I (falsos positivos). Isso ajuda a determinar exatamente onde estão as diferenças significativas entre os grupos (OKOYE & HOSSEINI, 2024a; NANDA et al., 2021).

Para os grupos que apresentaram distribuição não-normal, utilizou-se o teste de Kruskal-Wallis que verifica se há diferenças significativas entre os grupos. Se o valor *p* for menor que 0,05, rejeitamos a hipótese nula de que todos os grupos têm a mesma distribuição, quando se têm mais de duas amostras independentes com distribuição não-normal (OKOYE & HOSSEINI, 2024b). Posteriormente, foi aplicado o teste de Conover, também conhecido como teste de Conover-Iman, que é uma ferramenta eficiente para comparações múltiplas após um teste de Kruskal-Wallis. O teste de Conover foi realizado com ajuste pelo método de Bonferroni (KONIETSCHKE & BRUNNER, 2023).

A análise estatística foi realizada usando o software R versão 4.4.1 (14/06/2024, UCRT).

5. RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1. Caracterização da polpa e do extrato concentrado de juçara

O processo de extração e concentração do extrato de juçara (**Figura 14**) apresentou uma redução de volume de 7435 mL para 190 mL, gerando um fator de concentração de aproximadamente 39 vezes. Outros estudos evidenciam a eficácia de métodos hidroalcoólicos para extração de antocianinas, como o de Ky; Teissedre (2015), que mostrou uma extração de 1,5 a 2,5 vezes maior de polifenóis e taninos em comparação com a extração aquosa ao utilizar etanol a 70% em variedades de uvas.

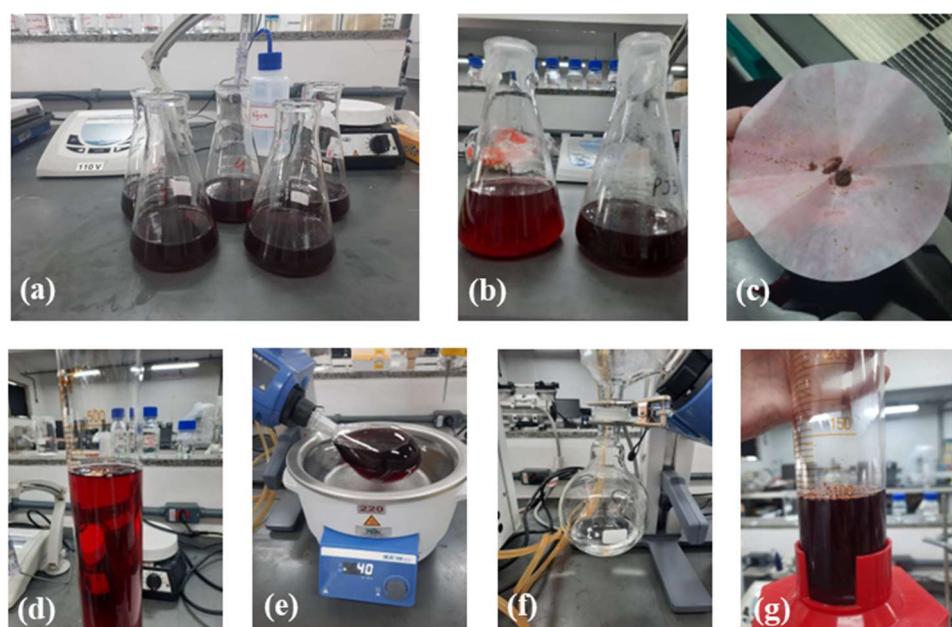


Figura 14: Etapas do processo de extração alcoólica da polpa de juçara. (a) Solução contendo polpa e etanol a 70% (v/v); (b) Comparação visual entre a solução com pH ajustado em 3,0 à esquerda e a solução sem ajuste à direita; (c) Resíduo após filtração; (d) Extrato filtrado, diluído e alcoólico; (e) Concentração em rotaevaporador; (f) Solução diluída de etanol após a concentração; (g) Extrato concentrado.

Fonte: Autoria própria (2024)

O processo de extração adotado para a juçara reflete a capacidade de concentração de compostos bioativos termossensíveis, particularmente em ambientes ácidos, que ajudam na preservação das antocianinas durante o processo de extração. O pH ajustado para 3,0 e a

presença de etanol como solvente foram fundamentais para otimizar a solubilidade e estabilidade desses compostos, demonstrando-se uma abordagem comparável em eficiência aos estudos de Ky; Teissedre (2015) em matrizes vegetais ricas em antocianinas.

O uso de etanol a 70% com ajuste de pH para 3,0 mostrou-se eficiente para a extração de antocianinas de juçara, comparável ao rendimento relatado por Aziz; Mat Nor; Arof (2020) para *Melastoma malabathricum*, onde o ajuste do pH e a concentração do solvente foram cruciais para maximizar a recuperação de antocianinas, obtendo-se um rendimento de 4596 mg/L. Comparando os métodos de extração e concentração empregados para a juçara com técnicas não convencionais, como a extração assistida por ultrassom utilizada por Liao et al. (2022), que obteve o rendimento máximo de extração de antocianinas, utilizando 55% de etanol como solvente, de 796,9 µg/g.

O processo de extração e concentração da juçara é comparável aos métodos convencionais e não convencionais empregados em matrizes similares. A redução de volume, de 97,4%, e o fator de concentração alcançado refletem a eficácia da metodologia adotada. Em comparação com o rendimento de antocianinas de *Clitoria ternatea* relatado por Weerasinghe; Perera (2022), de 56,1% em condições de extração a 60°C por 60 minutos, este procedimento obteve uma concentração elevada de compostos ativos, enfatizando a importância de solventes hidroalcoólicos e pH ácido.

Foram analisadas duas amostras, polpa e extrato concentrado de juçara, quanto as seguintes análises físico-químicas: antocianinas, fenólicos totais, atividade antioxidante, pH, acidez total, sólidos solúveis e sólidos totais. Os dados de cada atributo foram analisados em relação a sua distribuição, de forma a verificar se eles possuem distribuição gaussiana (normal) ou não. Os testes utilizados foram: Shapiro-Wilk e Lilliefors (Kolmogorov-Smirnov), onde analisamos a hipótese nula ($H_0: p > 0.05$), que indica distribuição normal, e hipótese alternativa ($H_a: p \leq 0.05$), que indica distribuição não-normal. Os testes de Anderson-Darling e Cramer-von Mises não puderam ser realizados pois necessitam de um tamanho amostral maior que sete dados (CASTRO; HENRIQUES & PRATA, 2024).

A **Tabela 4** mostra os resultados das análises comparando a polpa de juçara com o extrato concentrado mostram o impacto do processo de extração alcoólica e concentração no perfil físico-químico e bioativo do material. Esse processo não apenas concentra os compostos bioativos, como também facilita o manuseio do extrato em menor volume, tornando-o mais adequado para armazenamento e aplicações subsequentes, como a encapsulação ou formulações alimentares. O principal objetivo do processo de concentração é aumentar a

densidade de compostos bioativos, como antocianinas e fenólicos, no menor volume possível, sem degradar esses compostos. Como resultado, o volume de extrato final de 190 ml tem uma concentração maior de compostos de interesse em relação ao volume inicial, conforme indicado pelos resultados das análises (compostos fenólicos totais e antocianinas) na **Tabela 4**.

Tabela 4: Resultados das análises para polpa de juçara e do extrato concentrado.

Análises	Polpa	Extrato
Antocianinas (mg/100 g)	$35,81^B \pm 4,28$	$236,12^A \pm 2,85$
Fenólicos Totais (mg ac. gal/100 g)	$412,23^B \pm 5,49$	$926,56^A \pm 2,23$
Atividade Antioxidante (mM trolox/g)	$20,91^B \pm 1,56$	$75,85^A \pm 1,98$
pH	$4,78^A \pm 0,02$	$1,00^B \pm 0,04$
Acidez Total (g de ácido cítrico/100 g)	$0,11^B \pm 0,01$	$61,41^A \pm 0,05$
Sólidos Solúveis (°Brix)	$2,03^B \pm 0,06$	$53,53^A \pm 0,42$
Sólidos Totais (g/100 g)	$1,24^B \pm 0,22$	$26,51^A \pm 0,98$

A - B Letras maiúsculas diferentes em uma mesma linha indicam diferença significativa entre as médias segundo teste t de Student, a um nível de significância 5% ($\alpha \leq 0,05$).

Fonte: Autoria própria (2024)

As diferenças observadas entre os parâmetros analisados foram submetidas ao teste *t* de *Student*, confirmando a significância estatística ($\alpha \leq 0,05$) para todas as variáveis comparadas. Letras distintas na tabela indicam diferenças estatisticamente significativas, comprovando o impacto do processo de concentração nos teores de compostos bioativos, atividade antioxidante, sólidos solúveis e acidez. O Teste *t* de *Student* é uma técnica estatística usada para determinar se há diferenças significativas entre as médias de dois grupos independentes. Foi desenvolvido por William Sealy Gosset, que publicou sob o pseudônimo "Student" (ANDERSON, 2024).

O teor de antocianinas na polpa de juçara foi de $35,81 \pm 4,28$ mg/100 g ($2893,48 \pm 345,55$ mg/100 g base seca), enquanto no extrato concentrado alcançou $236,12 \pm 2,85$ mg/100 g ($890,73 \pm 10,75$ mg/100 g base seca), um aumento significativo (aproximadamente, 6,6 vezes) devido à remoção de água durante o processo de concentração. Essa intensificação foi observada em estudos similares, como o de Favaro et al. (2018), que relataram 176,45 mg/100 g de antocianinas em extrato bruto de juçara, destacando o impacto da técnica de extração

alcoólica na preservação de antocianinas, como cianidina e peonidina. Silva et al. (2013) também destacaram teores elevados de antocianinas na polpa da juçara e Vannuchi et al. (2021) em extratos acidificados.

A juçara destaca-se entre outras frutas brasileiras pelo alto teor de antocianinas em suas partes comestíveis, superando valores observados em frutos como jabuticaba e açaí, cujas cascas também concentram grande parte desses compostos (DE PAULA et al., 2022). Isso evidencia o potencial da juçara para formulações ricas em antocianinas, especialmente após o processamento de concentração, comparável às frutas tropicais na indústria de alimentos.

A concentração de fenólicos totais na polpa de juçara foi de $412,23 \pm 5,49$ mg ácido gálico/100 g ($33305,37 \pm 443,78$ mg ácido gálico/100 g base seca), e o extrato concentrado $926,56 \pm 2,23$ mg ácido gálico/100 g ($3495,29 \pm 8,41$ mg ácido gálico/100 g base seca). No trabalho de Paim et al. (2016), o conteúdo total de compostos fenólicos na polpa integral de juçara foi de $4872,6 \pm 79,2$ mg equivalentes de ácido gálico (GAE)/100 g base seca. Após a centrifugação da polpa, esse valor aumentou para $10.434,6 \pm 104,1$ mg GAE/100 g base seca, indicando uma maior concentração dos compostos fenólicos na fase líquida centrifugada. Comparativamente, De Paula et al. (2022) relataram que a jabuticaba possui compostos fenólicos concentrados principalmente na casca, o que contribui para sua elevada atividade antioxidante.

O extrato de juçara apresenta uma riqueza fenólica que é essencial, pois esses compostos desempenham um papel crucial na neutralização de radicais livres e na proteção contra o estresse oxidativo. Estudos como os de Silva et al. (2013) sobre a polpa da juçara identificaram 7,72 mg de ácido gálico/100g, destacando uma variação que pode decorrer de diferenças nas técnicas de extração e nas condições do fruto. Esses resultados corroboram a capacidade antioxidante da juçara quando adequadamente processada, como visto na duplicação dos fenólicos no extrato deste estudo.

A atividade antioxidante, medida pelo método ABTS, foi de $20,91 \pm 1,56$ mM Trolox/g ($1689,11 \pm 126,25$ mM Trolox/g base seca) na polpa para $75,85 \pm 1,98$ mM Trolox/g ($286,13 \pm 7,45$ mM Trolox/g base seca) no extrato. Essa diferença está diretamente relacionada à concentração. Estudos como o de Felix Ávila et al. (2024) destacam que frutas ricas em compostos fenólicos, como juçara e acerola, apresentam elevada capacidade antioxidante, superior a frutas nativas do Cerrado, como marolo.

Comparado ao estudo de Ribeiro et al. (2018), que obteve alta atividade antioxidante em extratos etanólicos de resíduos de juçara, alcançando 79,92 mM Trolox/g quando extraídos

com 30% de etanol, 70°C e 60 minutos. O aumento encontrado é consistente com a maior densidade de compostos antioxidantes após a concentração. Esses dados reforçam a importância do processo de concentração na potencialização da capacidade antioxidant de extratos de frutas. Além disso, a juçara se mostra competitiva em relação a outras frutas brasileiras, sendo uma excelente fonte de antioxidantes naturais para uso em alimentos funcionais e produtos nutracêuticos.

A polpa de juçara apresentou pH de $4,78 \pm 0,02$, enquanto o extrato concentrado atingiu pH $1 \pm 0,04$, evidenciando a influência da acidificação. Favaro et al. (2018) relataram que a acidificação do extrato a pH 2 foi essencial para estabilizar as antocianinas, um fator que também pode ser observado neste estudo. Comparando com outras frutas, Pereira (2020) identificaram um pH de 5,57 em frutos frescos de juçara, enquanto a jabuticaba apresenta um pH mais ácido na casca, conforme relatado por De Paula et al. (2022).

A redução do pH no extrato concentrado de juçara não apenas contribui para a preservação das antocianinas, mas também aumenta sua estabilidade, tornando-o mais adequado para aplicações em alimentos e bebidas ácidas. No entanto, diferentes pH podem influenciar a qualidade e a estabilidade dos extratos, como notado em Vannuchi et al. (2021), que recomendam pH 1 para máxima preservação.

A acidez titulável total aumentou significativamente de $0,11 \pm 0,01$ g de ácido cítrico/100g na polpa para $61,41 \pm 0,05$ g de ácido cítrico/100g no extrato. Este aumento é um reflexo direto da concentração de ácidos orgânicos durante o processo, que reduz o volume de água e eleva a densidade dos componentes ácidos. Estudos como o de Pereira (2020) identificaram uma acidez titulável de 0,38 g de ácido cítrico/100 g em frutos frescos de juçara, valores consideravelmente menores quando comparados ao extrato concentrado deste estudo. Comparativamente, frutas como o açaí apresentam teores de acidez inferiores, o que reforça a singularidade do extrato de juçara em termos de acidez. A alta acidez do extrato é uma vantagem para a preservação de compostos bioativos, já que antocianinas e fenólicos são mais estáveis em condições ácidas.

Os sólidos solúveis, expressos em °Brix, aumentaram de $2,03 \pm 0,06$ na polpa para $53,53 \pm 0,42$ no extrato. Este aumento reflete a concentração de açúcares, ácidos e outros sólidos dissolvidos no extrato. Resultados similares foram relatados por Silva et al. (2013), que encontraram sólidos solúveis de 2,01°Brix na polpa de juçara. A comparação com frutas similares, como o açaí, demonstra que o processo de concentração utilizado neste estudo foi eficaz em elevar os sólidos solúveis. Esses resultados são importantes para aplicações

industriais, já que extratos concentrados com altos teores de sólidos solúveis são mais adequados para formulações alimentícias.

Os sólidos solúveis no extrato de juçara se assemelham aos encontrados em frutas ricas em compostos bioativos, como o açaí e o buriti (ALVES MORAIS et al., 2024). Estes sólidos tornam o extrato viável para incorporação em formulações que exigem estabilidade e consistência.

O teor de sólidos totais aumentou de $1,24 \pm 0,22$ g/100 g na polpa para $26,51 \pm 0,98$ g/100 g no extrato concentrado. Este aumento é consistente com o processo de concentração, que reduz a água e intensifica os compostos não voláteis. Vieira et al. (2018) relataram resultados semelhantes em extratos de juçara submetidos a nanofiltração, com aumento significativo nos sólidos totais. Comparativamente, Pereira (2020) relataram teores de sólidos totais de 6,5% em polpa de juçara antes da secagem.

As diferenças entre os resultados de sólidos solúveis e totais podem ser atribuídas à composição química complexa da juçara, que inclui compostos que interferem na eficiência da secagem e na medição de sólidos totais. Compostos higroscópicos, como açúcares (glicose e frutose), são abundantes na polpa de juçara e formam interações fortes com moléculas de água, dificultando sua evaporação completa durante o processo de secagem (SCHULZ et al., 2015). Além disso, fibras insolúveis presentes na juçara, como celulose e hemicelulose, possuem estruturas porosas que retêm água tanto em sua superfície quanto em espaços internos, contribuindo para uma subestimação dos sólidos totais (CARDOSO et al., 2018).

Outros compostos bioativos da juçara, como saponinas e taninos, são conhecidos por formar associações com moléculas de água, reduzindo a eficiência de métodos de secagem tradicionais (DENG et al., 2019). Assim, os valores de sólidos totais podem ter sido subestimados devido a limitações do método empregado, que não considera completamente as interações químicas entre os componentes da matriz e a água. Adicionalmente, a presença de lipídios insaturados, como ácido oleico e linoleico, também pode contribuir para resultados divergentes. Esses lipídios, encontrados em concentrações relevantes na polpa de juçara, formam barreiras físicas que dificultam a remoção de água (BAPTISTA et al., 2021).

Estudos mostram que a juçara possui uma matriz química rica e diversificada, incluindo minerais como potássio e compostos bioativos como antocianinas e compostos fenólicos, que podem influenciar os resultados (MADALÃO et al., 2021; VANNUCHI et al., 2021). Essa matriz complexa pode resultar em retenção de água quimicamente ligada, subestimando os sólidos totais medidos. Ajustes metodológicos, como tempos de secagem mais longos ou

temperaturas mais altas, poderiam minimizar essas interferências (GREEN, 2007). A comparação com outras frutas ricas em compostos fenólicos e lipídios sugere que essas características químicas são comuns em matrizes de frutas funcionais, reforçando a necessidade de métodos adaptados para análises precisas.

A caracterização da polpa de juçara e do extrato concentrado evidencia o impacto positivo do processo de concentração alcoólica na preservação de compostos bioativos, como antocianinas, fenólicos e antioxidantes. A técnica utilizada permitiu a obtenção de um extrato com valores elevados de antocianinas e compostos fenólicos, essenciais para o potencial antioxidante, que também apresentou um aumento considerável. Comparativamente, esses resultados alinham-se com dados de outras pesquisas sobre frutas tropicais, como açaí e jabuticaba, que também possuem altos teores de compostos bioativos e destacam-se na indústria alimentícia por seus benefícios funcionais. O baixo pH e a elevada acidez do extrato demonstram a eficácia do ajuste das condições de extração para estabilidade e viabilidade de formulação em produtos, reforçando a viabilidade de aplicação da juçara concentrada em produtos que requerem alta densidade de nutrientes. Assim, os dados obtidos suportam o uso do extrato de juçara como ingrediente funcional e antioxidante.

5.2. Desempenho e otimização da emulsão primária (A/O)

A estabilidade inicial das emulsões primárias foi avaliada visualmente logo após a sua preparação (0H) (**Figura 15**). Observou-se que todas as amostras apresentaram um aspecto homogêneo e estável, o que sugere uma adequada incorporação do emulsificante lipofílico PGPR na interface das fases aquosa e oleosa. Esse comportamento inicial reflete uma conformidade com estudos que destacam o papel essencial do PGPR em manter a integridade de emulsões com alta proporção de fase oleosa (SEBBEN et al., 2022). A combinação entre proporções adequadas de fase oleosa e emulsificante facilita a formação de uma interface que resiste a coalescência no tempo inicial.



Figura 15: Observação visual das emulsões primárias (EP1, EP2, EP3, EP4, EP5, EP6, EP7, EP8 e EP9) no tempo 0H. Figuras ampliadas no **ANEXO A**.

Legenda: EP1 = 25/75 (A/O) e 1,0% de PGPR; EP2 = 25/75 (A/O) e 1,5% de PGPR; EP3 = 25/75 (A/O) e 2,0% de PGPR; EP4 = 30/70 (A/O) e 1,0% de PGPR; EP5 = 30/70 (A/O) e 1,5% de PGPR; EP6 = 30/70 (A/O) e 2,0% de PGPR; EP7 = 35/65 (A/O) e 1,0% de PGPR; EP8 = 35/65 (A/O) e 1,5% de PGPR; EP9 = 35/65 (A/O) e 2,0% de PGPR.

Fonte: Autoria própria (2024)

Após 12 horas de armazenamento (**Figura 16**), algumas amostras mantiveram a homogeneidade, enquanto outras começaram a mostrar sinais de separação. Amostras como EP1, EP4 e EP7 apresentaram instabilidade, o que pode estar relacionado à baixa concentração de PGPR (1,0%) nessas formulações. Essa separação inicial indica uma fragilidade estrutural em emulsões com emulsificante em níveis mínimos, o que já foi demonstrado em formulações com frutas de alto teor lipofílico (TEIXEIRA et al., 2022). A insuficiência de emulsificante nas primeiras 12 horas pode ser insuficiente para resistir à pressão osmótica entre as fases.



Figura 16: Observação visual das emulsões primárias (EP1, EP2, EP3, EP4, EP5, EP6, EP7, EP8 e EP9) no tempo 12H. Figuras ampliadas no **ANEXO B**.

Legenda: EP1 = 25/75 (A/O) e 1,0% de PGPR; EP2 = 25/75 (A/O) e 1,5% de PGPR; EP3 = 25/75 (A/O) e 2,0% de PGPR; EP4 = 30/70 (A/O) e 1,0% de PGPR; EP5 = 30/70

(A/O) e 1,5% de PGPR; EP6 = 30/70 (A/O) e 2,0% de PGPR; EP7 = 35/65 (A/O) e 1,0% de PGPR; EP8 = 35/65 (A/O) e 1,5% de PGPR; EP9 = 35/65 (A/O) e 2,0% de PGPR.

Fonte: Autoria própria (2024)

Em 24 horas (**Figura 17**), a instabilidade se acentuou nas emulsões primárias EP1, EP4, EP7 e EP8, com formação de duas fases bem definidas, evidenciando a separação entre as fases aquosa e oleosa. Em particular, nas amostras EP4 e EP7, com 30/70 e 35/65 de proporção A/O, a concentração de 1,0% de PGPR se mostrou insuficiente para estabilizar a interface com uma alta quantidade de fase oleosa, corroborando os resultados de Teixeira et al. (2022) e Sebben et al. (2022), que observaram a necessidade de um maior teor de emulsificante em sistemas com proporções de óleo elevadas para a estabilidade prolongada. Estas observações só foram possíveis após a transferência das emulsões primárias das provetas para os bêqueres.

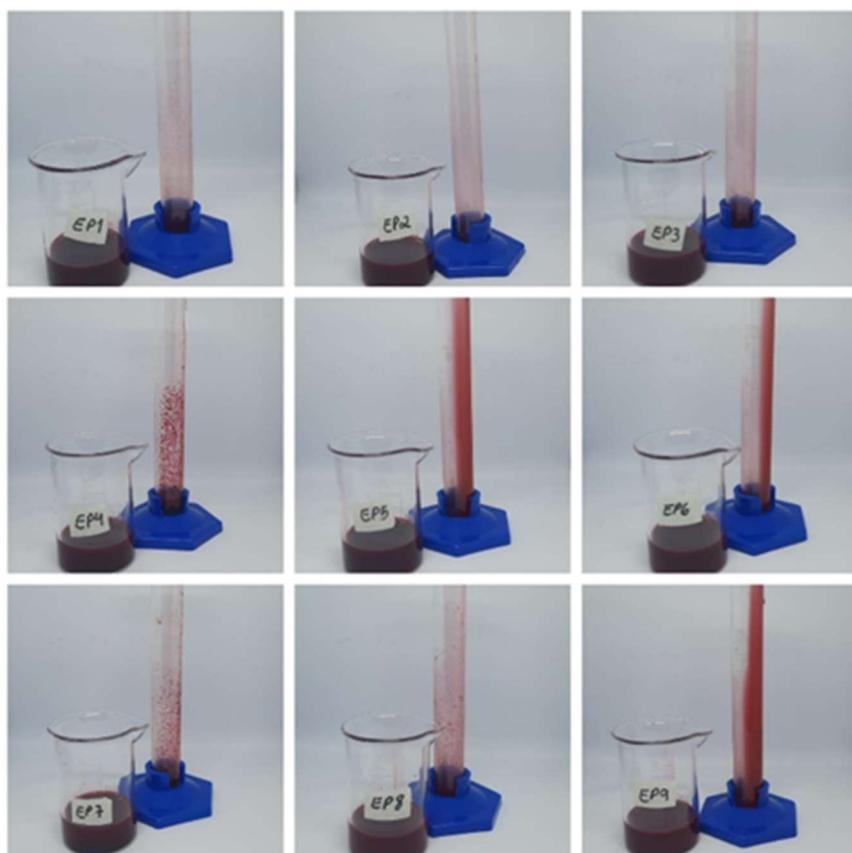


Figura 17: Observação visual das emulsões primárias (EP1, EP2, EP3, EP4, EP5, EP6, EP7, EP8 e EP9) no tempo 24H. Figuras ampliadas no **ANEXO C**.

Legenda: EP1 = 25/75 (A/O) e 1,0% de PGPR; EP2 = 25/75 (A/O) e 1,5% de PGPR; EP3 = 25/75 (A/O) e 2,0% de PGPR; EP4 = 30/70 (A/O) e 1,0% de PGPR; EP5 = 30/70

(A/O) e 1,5% de PGPR; EP6 = 30/70 (A/O) e 2,0% de PGPR; EP7 = 35/65 (A/O) e 1,0% de PGPR; EP8 = 35/65 (A/O) e 1,5% de PGPR; EP9 = 35/65 (A/O) e 2,0% de PGPR.

Fonte: Autoria própria (2024)

A observação de EP8, com 1,5% de PGPR e proporção A/O de 35/65, que também mostrou instabilidade em 24 horas, ilustra que uma concentração intermediária de emulsificante pode ser insuficiente para estabilizar sistemas com alto teor oleoso. Estudos como os de Devi; Das; Badwaik (2023) apontam que, em emulsões primárias com proporções elevadas de fase oleosa, a concentração de emulsificante deve ser elevada para garantir a estabilidade ao longo do tempo, já que a interface precisa de uma barreira robusta para resistir a mudanças osmóticas entre as fases aquosas.

Em contraste, as amostras EP2, EP3, EP5, EP6 e EP9, que contavam com concentrações mais altas de PGPR (1,5% e 2,0%), mantiveram-se estáveis ao longo das 24 horas. A estabilidade observada está alinhada com as pesquisas de Sebben et al. (2022)e Devi; Das; Badwaik (2023), que relataram que concentrações mais altas de emulsificante promovem a formação de uma camada interfacial densa e uniforme, minimizando a tendência à coalescência. Este efeito é atribuído à capacidade do PGPR de atuar como uma barreira física na interface.

Essa estabilidade sustentada nas amostras EP2, EP3, EP5, EP6 e EP9 após 24 horas destaca a importância da concentração de emulsificante na manutenção da estrutura das microcápsulas em emulsões primárias, como observado por Devi; Das; Badwaik (2023). Em sistemas de encapsulação de compostos sensíveis, uma quantidade elevada de emulsificante se torna essencial para proteger os compostos encapsulados de processos degradativos, como o vazamento da fase interna, característica de sistemas com alta proporção aquosa.

Comparando esses resultados com o trabalho de Teixeira et al. (2022), que observou estabilidade ideal em formulações com proporções equilibradas de fases e níveis adequados de emulsificante, nota-se que as emulsões primárias da presente pesquisa exibiram comportamentos similares ao utilizar o PGPR em níveis mais elevados. Assim, formulações com equilíbrio adequado entre as proporções de fase oleosa e aquosa, aliado a concentrações ideais de emulsificante, promovem maior estabilidade na fase inicial, aspecto essencial para produtos com potencial uso em alimentos.

De maneira geral, os dados obtidos neste estudo sugerem que as emulsões primárias com PGPR entre 1,5% e 2,0% são eficientes em estabilizar sistemas com antocianinas, o que se alinha com as observações de Sebben et al. (2022)e Teixeira et al. (2022) sobre a necessidade de uma camada interfacial robusta para evitar o vazamento de compostos bioativos. Esse

comportamento é particularmente importante para sistemas alimentares onde a retenção e estabilidade dos compostos encapsulados são fundamentais para a eficácia e durabilidade do produto final.

Foram analisados três tratamentos (EP2, EP3, EP5, EP6 e EP9) da emulsão primária, quanto ao antocianinas totais. Os dados de cada atributo foram analisados em relação a sua distribuição, de forma a verificar se eles possuem distribuição gaussiana (normal) ou não. Os testes utilizados foram: Shapiro-Wilk, Anderson-Darling, Lilliefors (Kolmogorov-Smirnov) e Cramer-von Mises, onde analisamos a hipótese nula ($H_0: p > 0.05$), que indica distribuição normal, e hipótese alternativa ($H_a: p \leq 0.05$), que indica distribuição não-normal (CASTRO; HENRIQUES & PRATA, 2024).

Os resultados dos testes de Tukey estão apresentados na **Tabela 5**. Nos resultados apresentados, as diferenças entre os teores de antocianinas das amostras EP2; EP3 e EP5; e EP6, que possuem letras diferentes, indicam variações estatisticamente significativas ($\alpha \leq 0.05$). Essa diferença reflete o impacto dos fatores investigados, como proporção A/O e concentração de PGPR, na retenção de antocianinas. A amostra EP9 destacou-se com uma retenção significativamente superior, evidenciando a relevância de uma proporção 35/65 associada à concentração de 2,0% de PGPR.

Tabela 5: Valores referentes à análise de antocianinas totais para as emulsões primárias que ficaram estáveis em 24 horas.

Emulsão Primária	Proporção A/O	PGPR (%, m/V)	Antocianinas totais (mg/100 g)
EP2	25/75	1,5	55,28 ^C \pm 5,02
EP3	25/75	2,0	65,71 ^B \pm 2,92
EP5	30/70	1,5	63,79 ^B \pm 2,14
EP6	30/70	2,0	70,93 ^B \pm 2,75
EP9	35/65	2,0	81,01 ^A \pm 1,13

^{A-C} Letras maiúsculas diferentes em uma mesma coluna indicam diferença significativa entre as médias segundo teste de Tukey, a um nível de significância 5% ($\alpha \leq 0.05$).

Fonte: Autoria própria (2024)

Por outro lado, amostras com letras iguais, como EP3, EP5 e EP6, indicam que as diferenças observadas não são estatisticamente significativas ($p > 0,05$). Esses valores sugerem que, apesar de variações nos teores de antocianinas, a retenção nesses sistemas permanece

semelhante, independentemente de proporções ou concentrações intermediárias. Isso reforça a necessidade de ajustes precisos nas variáveis experimentais para alcançar um desempenho superior, como observado em EP9.

A avaliação da concentração de antocianinas nas emulsões primárias após 24 horas revelou variações importantes influenciadas pela proporção A/O e concentração de PGPR, fatores determinantes na retenção de compostos bioativos. A amostra EP9 destacou-se com a maior concentração ($81,01 \pm 1,13$ mg/100 g), como era esperado, tornando-se a escolhida para a formulação da emulsão dupla. Esses resultados indicam que, em sistemas A/O, com uma proporção de fase aquosa, como em EP9 (35/65), favorece a retenção das antocianinas, sendo um fator crucial para o sucesso da encapsulação em formulações subsequentes.

A influência da proporção A/O sobre a estabilidade da emulsão é visível ao comparar os níveis de antocianinas entre as amostras. Em EP2 e EP3 (25/75), a retenção foi inferior à obtida em EP9, que apresenta uma maior proporção de fase aquosa. Este achado corrobora estudos como os de Eisinaité et al. (2020), que demonstram que proporções elevadas de fase aquosa promovem melhor encapsulação e preservação dos compostos hidrofílicos em sistemas similares.

Ao analisar as diferentes concentrações de PGPR, verificou-se que a maior concentração (2,0%) associada a uma proporção A/O de 35/65 proporcionou maior estabilidade em EP9. Esse efeito pode ser atribuído à formação de uma interface mais robusta, essencial para estabilizar as antocianinas. Essa observação é corroborada pelos achados de Devi; Das; Badwaik (2023), que indicam a eficácia de uma maior quantidade de emulsificante em evitar a perda de antocianinas em sistemas A/O.

A amostra EP3, contendo uma proporção A/O de 25/75 e PGPR a 2,0%, obteve $65,71 \pm 2,92$ mg/100 g, evidenciando que o aumento da concentração de emulsificante favorece a estabilidade. Esse comportamento segue o padrão observado em estudos de Sangwan et al. (2023), onde a combinação de proporções A/O menores com emulsificante suficiente assegurou a integridade do sistema, mesmo em composições menos aquosas.

Observou-se que EP5 e EP6, com proporção A/O intermediária (30/70), apresentaram uma retenção de antocianinas de $63,79 \pm 2,14$ mg/100 g e $70,93 \pm 2,75$ mg/100 g, respectivamente, com formulação contendo PGPR a 2,0%. Esses valores reafirmam a importância de uma concentração otimizada de emulsificante, promovendo a formação de uma barreira mais eficiente, como indicado nos estudos de Teixeira et al. (2022).

A quantidade de antocianinas em EP9 é superior em relação às outras emulsões analisadas, evidenciando que a proporção de 35/65 e a concentração de PGPR a 2,0% são ideais para reter o maior teor de antocianinas. Esse sistema assegura que as antocianinas permaneçam encapsuladas, protegidas por 24 horas de fatores externos, como oxidação, que poderia comprometer sua integridade, conforme observado em sistemas semelhantes por Fu et al. (2021).

A comparação com os valores de antocianinas na polpa de juçara e no extrato concentrado evidencia o benefício da emulsão primária. A concentração de antocianinas na polpa ($35,81 \pm 4,28$ mg/100 g) e no extrato concentrado ($236,12 \pm 2,85$ mg/100 g) indica que a emulsão EP9 retém grande parte das antocianinas do extrato. Esse valor reflete a eficiência da emulsão em preservar o teor bioativo, uma característica essencial para o uso em alimentos.

A diferença de apenas 1,2% entre o valor teórico e o valor real de antocianinas na EP9 demonstra uma elevada eficiência de encapsulação, com retenção quase completa das antocianinas do extrato concentrado. Tal eficiência é destacada por Tessaro; Martelli-Tosi; Sobral (2022), que enfatizam a importância de um sistema A/O bem balanceado para maximizar a retenção de compostos bioativos, minimizando perdas durante o processo.

Esse comportamento observado na EP9, onde a proporção A/O de 35/65 associada a 2,0% de PGPR resultou no maior teor de antocianinas e se manteve estável em 24 horas, reforça a importância da escolha de emulsificantes adequados para encapsulação. A eficiência do PGPR, nesse contexto, é fundamental para o desenvolvimento de emulsões robustas e estáveis (SANGWAN et al., 2023).

O desempenho de EP9 comparado ao das outras emulsões indica que as proporções e o conteúdo de emulsificante devem ser ajustados cuidadosamente para cada sistema A/O, garantindo que os compostos encapsulados permaneçam protegidos. Tessaro; Martelli-Tosi; Sobral (2022) relataram que uma proporção de óleo bem controlada na emulsão primária é essencial para maximizar a estabilidade, especialmente em sistemas sensíveis ao pH e à temperatura.

Diante dos resultados, a EP9, com o maior teor de antocianinas e estabilidade após 24 horas, foi selecionada como a emulsão primária ideal para compor a emulsão dupla. Essa seleção, fundamentada nos parâmetros de proporção A/O e emulsificante, alinha-se aos objetivos de encapsulação para alimentos, otimizando a estabilidade e biodisponibilidade dos compostos encapsulados.

5.3. Desempenho e otimização da emulsão dupla (A1/O/A2)

A estabilidade visual das emulsões duplas contendo antocianinas foi monitorada ao longo de 24 horas (**Figura 18**), revelando que as amostras ED1, ED3 e ED5 mantiveram uma coloração homogênea e ausência de separação entre fases. Esse comportamento está associado a uma composição equilibrada entre a fase aquosa (A1), a fase óleo (O) e a fase aquosa externa (A2), além da concentração de 22% de goma Arábica, que apresentou o melhor desempenho estabilizante. A goma Arábica forma uma rede em torno das gotículas, reduzindo a coalescência e promovendo a retenção das antocianinas.

A goma Arábica, comumente empregada como emulsificante e estabilizante, contribuiu para a integridade estrutural das emulsões, especialmente nas amostras com 22% de concentração. Como ressaltado por Ghiasi et al. (2024), a estabilidade visual das emulsões com essa composição evidencia um maior controle na migração das fases e na preservação de antocianinas. Essa alta estabilidade na concentração de 22% parece reduzir a oxidação e a degradação do composto bioativo, favorecendo a retenção de cor e consistência estrutural.



Figura 18: Observação visual das emulsões duplas (ED1, ED2, ED3, ED4, ED5, ED6, ED7 e ED8) nos tempos 0H e 24H. Figuras ampliadas no **ANEXO D**.

Legenda: ED1 = 20/80 (A1/O/A2) e 22% de goma Arábica; ED2 = 20/80 (A1/O/A2) e 14% de goma Arábica; ED3 = 30/70 (A1/O/A2) e 22% de goma Arábica; ED4 = 30/70 (A1/O/A2) e 14% de goma Arábica; ED5 = 40/60 (A1/O/A2) e 22% de goma Arábica; ED6 = 40/60 (A1/O/A2) e 14% de goma Arábica; ED7 = 50/50 (A1/O/A2) e 22% de goma Arábica; ED8 = 50/50 (A1/O/A2) e 14% de goma Arábica.

Fonte: Autoria própria (2024)

Foram analisados três tratamentos (ED1, ED3 e ED5) da Emulsão Dupla, quanto à antocianinas totais. Os dados de cada atributo foram analisados em relação a sua distribuição, de forma a verificar se eles possuem distribuição gaussiana (normal) ou não. Os testes utilizados foram: Shapiro-Wilk, Anderson-Darling, Lilliefors (Kolmogorov-Smirnov) e Cramer-von Mises, onde analisamos a hipótese nula ($H_0: p > 0.05$), que indica distribuição normal, e hipótese alternativa ($H_a: p \leq 0.05$), que indica distribuição não-normal (CASTRO; HENRIQUES & PRATA, 2024).

Os resultados dos testes de Tukey estão apresentados na **Tabela 6**. Entre as emulsões duplas estáveis, a amostra ED5, formulada com a proporção 40/60 de emulsão primária (A1/O) para fase aquosa externa (A2), apresentou o maior teor de antocianinas totais, atingindo 31,90 mg/100 g. Esse resultado sugere que uma proporção maior de fase aquosa externa oferece um meio mais adequado para encapsular e proteger as antocianinas, minimizando a exposição aos fatores que promovem degradação, como variações de pH e processos oxidativos.

Tabela 6: Valores referentes à análise de antocianinas totais para as emulsões duplas que ficaram estáveis em 24 horas.

Emulsão Dupla	Proporção A1/O/A2	Goma Arábica (%, m/V)	Antocianinas totais
			(mg/100 g)
ED1	20/80	22	14,61 ^C ± 0,16
ED3	30/70	22	21,89 ^B ± 1,43
ED5	40/60	22	30,92 ^A ± 1,89

^{A-C} Letras maiúsculas diferentes em uma mesma coluna indicam diferença significativa entre as médias segundo teste de Tukey, a um nível de significância 5% ($\alpha \leq 0.05$).

Fonte: Autoria própria (2024)

Comparativamente, as amostras ED1 e ED3, formuladas com 20/80 e 30/70 de proporção A1/O/A2, respectivamente, exibiram teores de antocianinas inferiores à ED5. Esses resultados corroboram a ideia de que a proporção entre fases interfere diretamente na capacidade de encapsulação. Assim, a ED5 se destaca como uma emulsão dupla otimizada, combinando proporções de fases adequadas para a retenção de antocianinas.

A análise visual e quantitativa dos teores de antocianinas confirma que a ED5, com maior proporção de fase aquosa externa e alta concentração de goma Arábica, atinge uma estabilidade superior. Como descrito por Teixeira et al. (2022), o equilíbrio entre as fases

aquosas e oleosas resulta em uma emulsão com menor coalescência e maior retenção de compostos bioativos, confirmando a ED5 como formulação ideal para a proteção das antocianinas.

Ao comparar com a estabilidade visual de emulsões com menor concentração de goma Arábica (14%), observa-se uma maior tendência à separação de fases e à degradação de antocianinas. A formulação com 22% proporciona uma barreira mais eficiente para estabilizar as gotículas e evitar a oxidação, destacando-se como um parâmetro importante para a manutenção da coloração uniforme e da bioatividade das antocianinas encapsuladas.

A ED5 também se beneficiou da composição estrutural formada pela goma Arábica, que age como uma camada protetora ao redor das gotículas de antocianinas, promovendo a estabilidade desejada ao longo do tempo. Esse resultado está em linha com os achados Liu et al. (2020), que ressaltam a importância de emulsificantes específicos para manter a integridade das emulsões duplas, especialmente em formulações ricas em compostos antioxidantes.

A emulsão dupla ideal, definida como ED5, foi selecionada para as análises subsequentes devido ao seu desempenho superior na preservação das antocianinas. A escolha dessa formulação, com 40/60 de fase A1/O/A2 e 22% de goma Arábica, evidencia uma abordagem eficaz para proteger e estabilizar em 24 horas as antocianinas de juçara, sendo uma opção para estudo em alimentos que exigem estabilidade visual e funcional.

5.4. Atividade antioxidante e comportamento de compostos bioativos

Foram analisados três tratamentos (emulsão dupla, polpa e extrato), quanto os seguintes parâmetros: atividade antioxidante, fenólicos totais e antocianinas totais. Os dados de cada atributo foram analisados em relação a sua distribuição, de forma a verificar se eles possuem distribuição gaussiana (normal) ou não. Os testes utilizados foram: Shapiro-Wilk, Anderson-Darling, Lilliefors (Kolmogorov-Smirnov) e Cramer-von Mises, onde analisamos a hipótese nula ($H_0: p > 0.05$), que indica distribuição normal, e hipótese alternativa ($H_a: p \leq 0.05$), que indica distribuição não-normal (CASTRO; HENRIQUES & PRATA, 2024).

Os resultados dos testes de Conover ajustados pelo método de Bonferroni estão apresentados na **Erro! Fonte de referência não encontrada..** A caracterização da emulsão dupla (ED) revelou valores expressivos de atividade antioxidante, fenólicos totais e antocianinas totais, destacando a eficácia do processo de encapsulação. Conforme registrado, a ED apresentou uma atividade antioxidante de $14,35 \pm 0,54$ mM trolox/g, enquanto os fenólicos

totais atingiram $143,87 \pm 4,63$ mg ácido gálico/100 g, e a concentração de antocianinas foi de $33,74 \pm 0,99$ mg/100 g. Estes valores refletem a manutenção substancial dos compostos bioativos mesmo após o processo de encapsulação, sendo a eficiência de inclusão (%) de $98,04 \pm 0,82$, o que assegura uma alta retenção das antocianinas na fase interna da emulsão.

Tabela 7: Caracterização da emulsão dupla e comparação com a polpa e o extrato concentrado.

Análises	Emulsão Dupla	Polpa	Extrato
Atividade Antioxidante (mM trolox/g)	$14,35^c \pm 0,54$	$20,91^b \pm 1,56$	$75,85^a \pm 1,98$
Fenólicos Totais (mg ac. gal/100 g)	$143,87^c \pm 4,63$	$412,23^b \pm 5,49$	$926,56^a \pm 2,23$
Antocianinas totais (mg/100 g)	$33,37^b \pm 0,97$	$35,81^b \pm 4,28$	$236,12^a \pm 2,85$
Eficiência de inclusão (%)	$98,04 \pm 0,82$	n/a*	n/a*

^{a-c} Letras minúsculas diferentes em uma mesma linha indicam diferença significativa entre as medianas, segundo teste de Conover com ajuste pelo método de Bonferroni, a um nível de significância 5% ($\alpha \leq 0,05$). *n/a – não se aplica.

Fonte: Autoria própria (2024)

Comparando com a polpa de juçara, que apresenta naturalmente compostos bioativos elevados, a ED mostrou-se eficaz em preservar uma quantidade considerável desses compostos. Embora os valores da polpa sejam superiores, a estrutura da emulsão dupla proporciona uma barreira física que protege os antioxidantes e fenólicos da degradação. Essa proteção se deve à configuração do sistema A/O/A, que contribui para a manutenção da funcionalidade antioxidante da juçara ao longo do tempo, como discutido por Kanha et al. (2020).

O teor de antocianinas na ED, em comparação ao extrato concentrado, demonstrou uma preservação eficiente do composto, mesmo após a diluição que ocorre na preparação da emulsão. Enquanto o extrato apresentava $236,12 \pm 2,85$ mg/100 g de antocianinas, a ED manteve $33,37 \pm 0,97$ mg/100 g. A expectativa do teor baseado nas diluições seria 33,06 mg/100 g, muito próximo ao valor obtido, demonstrando uma encapsulação eficaz, corroborada por Liu et al. (2020), que enfatizam a importância da estrutura da emulsão dupla na retenção dos compostos bioativos.

A atividade antioxidante da ED, $14,35 \pm 0,54$ mM trolox/g, indica que a encapsulação, resultou em um valor próximo ao extrato concentrado, pois a expectativa baseada nas diluições seria de 10,62 mM trolox/g. Esse comportamento evidencia a proteção contra fatores externos,

como exposição ao oxigênio, reforçando que a emulsão dupla proporciona uma liberação controlada e mais duradoura dos compostos bioativos, segundo observado por Mohammadalinejhad; Kurek (2021) em sistemas similares.

Em relação aos fenólicos totais, a ED ($143,87 \pm 4,63$ mg ac. gal/100 g) retém uma quantidade próxima ao valor obtido no extrato concentrado ($926,56 \pm 2,23$ mg ac. gal/100 g), poisa expectativa baseada nas diluições seria de 129,72 mg ac. gal/100 g. Essa retenção demonstra que o sistema A/O/A da emulsão dupla é importante para manutenção de compostos bioativos, conforme sugerido por estudos prévios (OZCAN et al., 2023), onde emulsões com gomas naturais apresentaram uma estabilidade prolongada desses compostos.

A eficiência de inclusão da ED, de 98,04%, mostra-se elevada, o que evidencia o sucesso da emulsão dupla em manter as antocianinas na fase interna, protegendo-as contra oxidação e degradação. Essa característica é essencial para a aplicação em alimentos, onde a estabilidade ao longo do tempo é crucial, confirmando a alta capacidade de encapsulação da técnica (EISINAITÉ et al., 2020).

Comparado aos sistemas livres, a ED possui uma barreira efetiva que minimiza a degradação de compostos durante o armazenamento, conforme observado por Teixeira et al. (2022). Os valores obtidos são corroborados pelos resultados de Mohammadalinejhad; Kurek (2021), que destacam a importância das emulsões duplas para manter a funcionalidade de compostos bioativos em produtos processados.

A estabilidade da ED em termos de retenção de antocianinas ressalta a sua aplicabilidade em matrizes alimentares, especialmente aquelas que exigem a proteção de compostos bioativos ao longo do armazenamento. Os resultados obtidos demonstram que a emulsão dupla preserva as antocianinas, com uma eficiência de encapsulação que se alinha aos padrões observados em sistemas encapsulantes de alta performance(OZCAN et al., 2023).

5.5. Análise colorimétrica das amostras

Foram analisados quatro tratamentos (polpa, extrato, EP e ED) quanto os seguintes parâmetros de cor: L*, a*, b*, Chroma e °hue. Os dados de cada atributo foram analisados em relação a sua distribuição, de forma a verificar se eles possuem distribuição gaussiana (normal) ou não. Os testes utilizados foram: Shapiro-Wilk, Anderson-Darling, Lilliefors (Kolmogorov-Smirnov) e Cramer-von Mises, onde analisamos a hipótese nula ($H_0: p > 0.05$), que indica

distribuição normal, e hipótese alternativa ($H_a: p \leq 0.05$), que indica distribuição não-normal (CASTRO; HENRIQUES & PRATA, 2024).

Os resultados dos testes de Conover ajustados pelo método de Bonferroni estão apresentados na **Erro! Fonte de referência não encontrada.**. As médias de L* entre as amostras mostraram diferenças estatísticas significativas ($\alpha \leq 0.05$). As letras D, B, C e A indicam que cada tratamento possui valores distintos de luminosidade. O maior valor de L* confirma que a encapsulação na ED aumentou significativamente a luminosidade. Isso reflete a dispersão homogênea das gotículas, comprovada pela análise estatística.

Tabela 8: Parâmetros colorimétricos para a polpa, o extrato, a emulsão primária e a emulsão dupla.

Tratamento	Amostra			
	Polpa	Extrato	EP	ED
L*	42,38 ^d ± 0,05	43,37 ^b ± 0,16	43,09 ^c ± 0,17	51,21 ^a ± 0,06
a*	0,34 ^c ± 0,13	-2,51 ^d ± 0,13	3,19 ^b ± 0,10	14,29 ^a ± 0,06
b*	-4,70 ^c ± 0,12	-4,74 ^c ± 0,12	-3,83 ^b ± 0,09	0,78 ^a ± 0,01
Chroma	4,72 ^d ± 0,12	5,36 ^b ± 0,14	4,98 ^c ± 0,11	14,32 ^a ± 0,07
hue	274,23 ^b ± 1,67	242,09 ^c ± 1,09	309,79 ^a ± 0,99	3,13 ^d ± 0,03

^{a-d} Letras minúsculas diferentes em uma mesma linha indicam diferença significativa entre as medianas, segundo teste de Conover com ajuste pelo método de Bonferroni, a um nível de significância 5% ($\alpha \leq 0.05$).

Fonte: Autoria própria (2024)

A luminosidade da polpa (42,38) está associada à presença de sólidos e fibras que absorvem e refletem menos luz. Isso é característico de matrizes naturais não processadas. Pequeno aumento no L* do extrato (43,37) sugere redução de partículas sólidas opacas, mas ainda mantendo características originais da polpa. O valor, da emulsão primária (43,09) similar ao do extrato pode ser atribuído à formação de gotículas de óleo, que não alteram significativamente a dispersão da luz. E o aumento da luminosidade da emulsão dupla (51,21) indica maior homogeneidade e estabilidade ótica, devido à dispersão da luz pelas gotículas encapsuladas. A estabilização promovida pela goma arábica pode ter contribuído para esse efeito. De acordo com Teixeira (2019), a técnica emulsão dupla pode preservar a intensidade de cor em formulações alimentícias.

Os valores de a* (intensidade vermelho/verde) mostram uma progressão clara de mudanças estatisticamente significativas entre os tratamentos. A polpa apresenta valor próximo

de zero (ligeiramente avermelhado), enquanto o extrato apresentou valor negativo (esverdeado), com diferenças. A tonalidade levemente avermelhada da polpa (0,34) reflete a presença de antocianinas em sua forma natural, sob o pH ácido da polpa. A inversão para valores negativos do extrato (-2,51) indica degradação parcial de antocianinas ou mudanças na conformação molecular durante o processo de concentração, reduzindo a tonalidade avermelhada.

A emulsão primária (EP) apresentou valores estatisticamente maiores, e a emulsão dupla (ED) destacou-se como a mais vermelha. A encapsulação dupla estabilizou e intensificou a tonalidade avermelhada, suportada pela análise de variância. A estabilização das antocianinas na interface óleo/água reestabelece a tonalidade avermelhada da emulsão primária (3,19), demonstrando o papel do emulsificante (PGPR). E a encapsulação na emulsão dupla (14,29) intensifica significativamente a cor vermelha, devido à proteção contra fatores externos e melhor dispersão das antocianinas.

O parâmetro b* (intensidade azul/amarelo) variou estatisticamente entre as amostras. Tanto a polpa (-4,70) quanto o extrato (-4,74) apresentaram valores negativos muito próximos, representando tonalidades azuladas características das antocianinas. A redução no valor azul (mais próximo do amarelo) da EP (-3,83), com diferença estatística significativa. Esta redução pode ser resultado da interação das antocianinas com os lipídios e agentes emulsificantes, que alteram seu comportamento cromático.

O deslocamento para valores positivos (0,78) da ED, com maior diferença estatística, impacta a percepção visual durante o processo de emulsificação dupla. Esse aspecto pode estar relacionado à maior proteção das antocianinas na estrutura da emulsão dupla, uma vez que a fase contínua aquosa tende a estabilizar o composto sensível a variações de pH, como sugerido por Feitosa et al. (2023).

A progressão estatística no Chroma (saturação da cor) é evidente. As Letras d e b indicam diferenças estatísticas pequenas, mas o extrato apresentou saturação ligeiramente maior pela maior concentração de pigmentos. A saturação baixa da polpa (4,72) reflete a mistura complexa de componentes na polpa que mascaram a intensidade das antocianinas. O aumento no Chroma do extrato (5,36) demonstra maior pureza e concentração de pigmentos bioativos após a extração e concentração.

Valor intermediário de EP (4,98), com diferenças significativas em relação à polpa e ED. A redução em relação ao extrato, sugere que o processo de emulsificação mantém a saturação das antocianinas com perda mínima de intensidade. A saturação de ED (A),

estatisticamente significativa, demonstrando que a emulsão dupla intensifica a percepção visual dos pigmentos encapsulados. O aumento significativo (14,32) reflete alta pureza visual e estabilização dos pigmentos encapsulados, destacando a eficiência da técnica de emulsão dupla.

Os valores de °hue (ângulo da matiz) apresentam grande variação estatística. As letras para polpa e extrato indicam redução significativa no ângulo de matiz durante o processo de concentração, aproximando a tonalidade do vermelho. O valor para polpa (274,23) reflete a tonalidade característica da juçara, com predominância de tons roxos e azulados devido ao pH. A redução para tons mais avermelhados para o extrato (242,09) pode ser explicada por mudanças no ambiente químico durante a concentração.

A diferença estatística significativa para a EP (309,79), demonstra um deslocamento para tons ainda mais avermelhados, possivelmente pelo impacto do ambiente lipídico. O menor valor estatisticamente distinto para a ED (3,13) indica uma mudança drástica, com predominância de vermelho intenso. Esses dados sugerem que as emulsões duplas podem alterar a cor percebida em comparação com as emulsões primárias e os extratos, o que pode ser relevante para a formulação de alimentos com cores intensas.

A **Tabela 9** mostra os valores de ΔE (diferença de cor) entre duas comparações: extrato versus polpa, e emulsão primária (EP) versus emulsão dupla (ED). Um valor de ΔE de 3,02 indica que há uma diferença de cor perceptível entre o extrato e a polpa, mas essa diferença ainda é sutil, já que valores abaixo de 3 são considerados difíceis de detectar a olho nu por pessoas não treinadas. Isso sugere que, apesar do processo de extração, a coloração da polpa e do extrato é semelhante, com pequenas variações de tonalidade ou intensidade da cor. Ou seja, a diferença de cor entre o extrato e a polpa é pequena, indicando que o processo de extração mantém as características colorimétricas essenciais.

Tabela 9: Diferença de cor entre duas comparações: extrato versus polpa, e emulsão primária (EP) versus emulsão dupla (ED).

ΔE	
ΔE (entre extrato e polpa)	3,02
ΔE (entre EP e ED)	14,51

Fonte: Autoria própria (2024)

Um valor de ΔE de 14,51 indica uma diferença de cor significativa e perceptível entre a emulsão primária e a emulsão dupla. Esse valor elevado reflete as grandes mudanças na tonalidade, intensidade e luminosidade que foram observadas na análise colorimétrica entre EP

e ED. A emulsão dupla apresentou um aumento na luminosidade e uma mudança drástica na tonalidade para o vermelho, enquanto a emulsão primária manteve uma tonalidade mais azulada e menos intensa.

A diferença de cor entre a emulsão primária e a emulsão dupla é muito maior, sugerindo que a emulsão dupla modificou significativamente a cor, tornando-a mais clara e mais vermelha. Isso pode ser uma indicação de maior estabilidade ou proteção das antocianinas na emulsão dupla, ou de uma interação com as fases da emulsão que impacta a percepção da cor. Esses resultados corroboram as análises anteriores, onde foi observado um aumento da luminosidade e uma mudança acentuada no componente a* na emulsão dupla.

5.6. Análise colorimétrica e estabilidade da emulsão dupla

Foram analisados três tratamentos (pH 2,0, pH 5,0 e pH 8,0) da emulsão dupla, quanto os seguintes parâmetros: cor (L^* , a^* , b^* , Chroma e °hue) e antocianinas. Os dados de cada atributo foram analisados em relação a sua distribuição, de forma a verificar se eles possuem distribuição gaussiana (normal) ou não. Os testes utilizados foram: Shapiro-Wilk, Anderson-Darling, Lilliefors (Kolmogorov-Smirnov) e Cramer-von Mises, onde analisamos a hipótese nula ($H_0: p > 0.05$), que indica distribuição normal, e hipótese alternativa ($H_a: p \leq 0.05$), que indica distribuição não-normal (CASTRO; HENRIQUES & PRATA, 2024).

Os resultados dos testes de Tukey estão apresentados na **Tabela 10**. A análise colorimétrica das emulsões duplas em diferentes pH revelou alterações nos parâmetros L^* , a^* , e b^* e as letras diferentes dentro de cada linha indicam diferenças significativas entre os tratamentos ($\alpha \leq 0.05$), evidenciando como a acidez ou alcalinidade do meio influencia a coloração e a estabilidade das antocianinas encapsuladas. O valor de L^* (luminosidade) aumenta conforme o pH vai de 2,0 para 8,0, indicando que a emulsão se torna mais clara em pH alcalino. A redução da intensidade da coloração em pH 8,0 está associada à degradação das antocianinas, que perdem suas características cromáticas em condições alcalinas. Esse efeito reflete a alta retenção de antocianinas em ambiente ácido, onde o pigmento mantém sua estrutura intensamente colorida (FEITOSA et al., 2023).

Tabela 10: Parâmetros colorimétricos e antocianinas para a emulsão dupla após análise de estabilidade ao pH.

Tratamento	Emulsão dupla		
	pH 2,0	pH 5,0	pH 8,0
L*	50,39 ^b ± 0,17	48,54 ^c ± 0,09	54,77 ^a ± 0,14
a*	11,45 ^a ± 0,10	3,59 ^b ± 0,12	0,64 ^c ± 0,06
b*	1,35 ^a ± 0,10	0,20 ^b ± 0,03	1,26 ^a ± 0,10
Chroma	11,53 ^a ± 0,10	3,59 ^b ± 0,13	1,41 ^c ± 0,11
°hue	6,76 ^b ± 0,50	3,21 ^c ± 0,44	63,05 ^a ± 0,66
Antocianinas (mg/100 g)	33,44 ^A ± 2,76	17,37 ^B ± 0,68	9,74 ^C ± 0,13

^{A-C} Letras maiúsculas diferentes em uma mesma linha indicam diferença significativa entre as médias segundo teste de Tukey, a um nível de significância 5% ($\alpha \leq 0.05$).

^{a-c} Letras minúsculas diferentes em uma mesma linha indicam diferença significativa entre as medianas, segundo teste de Conover com ajuste pelo método de Bonferroni, a um nível de significância 5% ($\alpha \leq 0.05$).

Fonte: Autoria própria (2024)

Em pH 5,0, o valor de L* foi ligeiramente reduzido (48,54), sugerindo uma emulsão mais escura do que em pH alcalino, mas com perda de intensidade em relação ao meio ácido. Essa variação é esperada, pois as antocianinas em pH intermediário perdem parte da estabilidade estrutural, reduzindo a intensidade de cor. Esse comportamento condiz com observações de Feitosa et al. (2023), onde o pH impacta diretamente a intensidade de cor.

No pH alcalino (8,0), o valor de L* aumentou para 54,77, indicando uma emulsão mais clara. Esse aumento de luminosidade está associado à degradação das antocianinas em ambientes alcalinos, onde a estrutura se desestabiliza e perde a pigmentação característica. Agunos; Mendoza; Rivera (2020) relatam fenômeno similar em suas emulsões com antocianinas, em que o pH básico compromete a intensidade da cor e, consequentemente, a percepção visual do composto.

O parâmetro a*(intensidade vermelho/verde) foi mais elevado em pH 2,0 (11,45), destacando uma tonalidade vibrante e intensa. À medida que o pH aumentou, esse valor caiu drasticamente, chegando a 0,64 em pH 8,0. Esse comportamento demonstra que as antocianinas mantêm sua cor vermelha em meios ácidos, mas perdem essa tonalidade em pH mais alto.

Feitosa et al. (2023) observam que essa variação é típica das antocianinas, que reagem ao pH com mudanças estruturais visíveis na cor.

A coordenada b* (intensidade amarelo/azul) também variou com o pH. Em pH 2,0 (1,35) e 8,0 (1,26) não apresentaram diferenças significativas (A), e em pH 5,0 (0,20) reduziu, refletindo alterações cromáticas. Isso sugere que a emulsão dupla passa a desenvolver uma tonalidade amarelada em pH alcalino, efeito decorrente da degradação das antocianinas, similar aos resultados de De Almeida Paula et al. (2018), que observaram tendência ao amarelo em antocianinas expostas a pH mais elevado.

O Chroma (saturação de cor) foi maior em pH 2,0 (11,53), refletindo uma cor vibrante e intensa, enquanto em pH 5,0 (3,59) e 8,0 (1,41), a intensidade de cor foi consideravelmente menor. Bueno et al. (2024) explicam que o Chroma é diretamente proporcional à estabilidade das antocianinas, principalmente em pH ácido.

O ângulo de matiz ([°]hue) também variou substancialmente entre os pH testados. Em pH 2,0 (6,76) e 5,0 (3,21), valores de [°]hue indicaram tonalidades próximas ao vermelho, mas, em pH 8,0, o valor de hue (63,05) mostrou um desvio para o amarelo. Isso confirma que, em ambientes alcalinos, as antocianinas perdem sua cor vermelha, como observado por Madalão et al. (2021), ao analisar emulsões similares.

A concentração de antocianinas foi mais elevada em pH 2,0 (31,90 mg/100 g), diminuindo para 17,37 mg/100 g em pH 5,0 e para 9,74 mg/100 g em pH 8,0. Esses dados reforçam que a acidez preserva a integridade das antocianinas, enquanto a alcalinidade promove sua degradação. Andrade et al. (2023) destacam que a estabilidade do pigmento é sensível ao pH, sendo mais estável em ambientes ácidos.

Em pH ácido, a emulsão dupla mantém a estabilidade das antocianinas e, consequentemente, uma coloração intensa. Em pH neutro, ocorre uma perda visível de antocianinas, o que reduz a intensidade da cor e indica uma vulnerabilidade estrutural em condições de pH intermediário. Esse comportamento é esperado para emulsões de antocianinas, como apontado por Teixeira (2019).

Os resultados indicam que o pH impacta diretamente a estabilidade visual e estrutural das antocianinas encapsuladas. Em pH ácido, a preservação de cor e atividade antioxidante são maximizadas, enquanto em pH alcalino, a degradação do pigmento é expressiva, afetando sua intensidade e estabilidade, conforme observado nos estudos de encapsulação discutidos.

Foram analisados três tratamentos (T 4°C, T 37°C e T 60°C) da emulsão dupla, quanto os seguintes parâmetros: cor (L*, a*, b*, Chroma e [°]hue) e antocianinas. Os dados de cada

atributo foram analisados em relação a sua distribuição, de forma a verificar se eles possuem distribuição gaussiana (normal) ou não. Os testes utilizados foram: Shapiro-Wilk, Anderson-Darling, Lilliefors (Kolmogorov-Smirnov) e Cramer-von Mises, onde analisamos a hipótese nula ($H_0: p > 0.05$), que indica distribuição normal, e hipótese alternativa ($H_a: p \leq 0.05$), que indica distribuição não-normal (CASTRO; HENRIQUES & PRATA, 2024).

Os resultados dos testes de Tukey estão apresentados na **Tabela 11**. A análise estatística para a análise colorimétrica em diferentes temperaturas permitiu identificar diferenças significativas entre os tratamentos de temperatura nos parâmetros colorimétricos e no teor de antocianinas totais. Os resultados mostram que as letras diferentes associadas aos valores médios indicam variações estatisticamente relevantes, evidenciando que as alterações de temperatura influenciam diretamente na estabilidade físico-química da emulsão dupla.

Tabela 11: Parâmetros colorimétricos e antocianinas para a emulsão dupla após análise de estabilidade à temperatura.

Tratamento	Emulsão dupla		
	T 4°C	T 37°C	T 60°C
L*	52,38 ^a ± 0,10	50,50 ^c ± 0,10	51,97 ^b ± 0,21
a*	9,57 ^A ± 0,05	7,88 ^C ± 0,29	9,06 ^B ± 0,18
b*	1,37 ^a ± 0,06	0,22 ^c ± 0,03	0,52 ^b ± 0,04
Chroma	9,67 ^A ± 0,06	7,88 ^C ± 0,28	9,07 ^B ± 0,18
°hue	8,17 ^a ± 0,31	1,65 ^c ± 0,25	3,30 ^b ± 0,23
Antocianinas (mg/100g)	31,69 ^A ± 1,05	33,26 ^A ± 1,17	31,52 ^A ± 0,13

^{A-C} Letras maiúsculas diferentes em uma mesma linha indicam diferença significativa entre as médias segundo teste de Tukey (para as variáveis a*, Chroma e Antocianinas), a um nível de significância 5% ($\alpha \leq 0.05$).

^{a-c} Letras minúsculas diferentes em uma mesma linha indicam diferença significativa entre as medianas, segundo teste de Conover com ajuste pelo método de Bonferroni, a um nível de significância 5% ($\alpha \leq 0.05$).

Fonte: Autoria própria (2024)

Mantendo-se a emulsão dupla a 4°C, o valor de L* (52,38), indica uma amostra mais clara. O parâmetro a* foi positivo (9,57), indicando uma cor mais avermelhada, além de maior Chroma (9,67), que revela uma intensidade de cor superior. Em temperaturas mais baixas, o

valor de b* a 1,37 indica que a coloração azulada é preservada. E o valor de °hue a 8,17 representa a dominância do tom vermelho em ambiente refrigerado. Nesse ambiente, as antocianinas se mostram mais estáveis e, portanto, preservam melhor a tonalidade e a concentração, mantendo características, como sugerem Andrade et al. (2023).

A luminosidade (50,50) da emulsão a 37°C sugere que temperaturas moderadas podem causar pequenas alterações físicas na emulsão, como coalescência parcial ou rearranjos de gotículas. O valor de a* (7,88) indica perda parcial da intensidade da cor vermelha. A queda do valor de b* (0,22) sugere que o aquecimento reduz a percepção de cores associadas ao eixo azul. E o °hue 1,65 indica degradação dos compostos cromáticos em temperaturas moderadas. Esse comportamento confirma que as antocianinas se mantêm estáveis, mesmo com aumento de temperatura. Nas condições de preparo da ED, os compostos bioativos tendem a permanecer estáveis, mantendo uma aparência vermelha e intensidade de cor, como corroborado por estudos sobre emulsões de antocianinas em temperaturas elevadas (MADALÃO et al., 2021).

Em condições de 60°C, a emulsão dupla demonstrou retenção das características colorimétricas, com L* a 51,97 e a* a 9,06, o que confere uma tonalidade vermelha intensa. Um leve aumento no valor de b* (0,52) pode estar ligado a rearranjos das moléculas em altas temperaturas. A leve recuperação do Chroma (9,07) pode estar ligada a fenômenos como concentração dos pigmentos remanescentes e do °hue pode estar associada a alterações químicas nas antocianinas sob alta temperatura. Esses resultados refletem a estabilidade mesmo em temperaturas mais altas, como observado em estudos similares por De Almeida Paula et al. (2018). Os teores de antocianinas das emulsões duplas nas três temperaturas não diferem estatisticamente (A) ($p > 0,05$) e isso demonstra maior resistência a variações térmicas, mantendo coloração intensa e concentração de antocianinas mais elevada.

Durante o armazenamento, a concentração de antocianinas na emulsão dupla apresentou uma leve redução, refletindo a tendência natural de degradação ao longo do tempo. No início (dia 0), o teor de antocianinas era de 33,74 mg/100 g, caindo para 31,90 mg/100 g no primeiro dia e para 24,68 mg/100 g após 30 dias. Esse comportamento é esperado para compostos sensíveis, como as antocianinas, cujas estruturas são suscetíveis à degradação gradual, mesmo em sistemas encapsulados, conforme apontado por Eisinaité et al. (2020), que relatou estabilidade semelhante em emulsões duplas com extrato de chokeberry. A emulsão dupla demonstrou, portanto, capacidade protetiva relativamente alta quando comparada ao extrato livre de antocianinas, evidenciando o efeito protetor da técnica de encapsulação.

O índice de cremeação (IC) (**Figura 19**) foi outro parâmetro importante para avaliar a estabilidade física da emulsão dupla ao longo do armazenamento. Nos primeiros dias (dia 0 e 1), não houve sinais de separação de fases, indicando uma estrutura inicial estável. Entretanto, com o avanço do armazenamento, o IC aumentou, atingindo 1,4% após 5 dias e chegando a 6,9% ao fim de 30 dias. Esse aumento progressivo indica uma gradual instabilidade física da emulsão, atribuída à coalescência das gotículas de óleo, como observado também por Leister; Karbstein (2020), que estudaram os efeitos da temperatura sobre a estabilidade física das emulsões duplas. O aumento do IC ao longo do tempo sugere que a estrutura da emulsão se torna mais suscetível à separação de fases com o armazenamento.

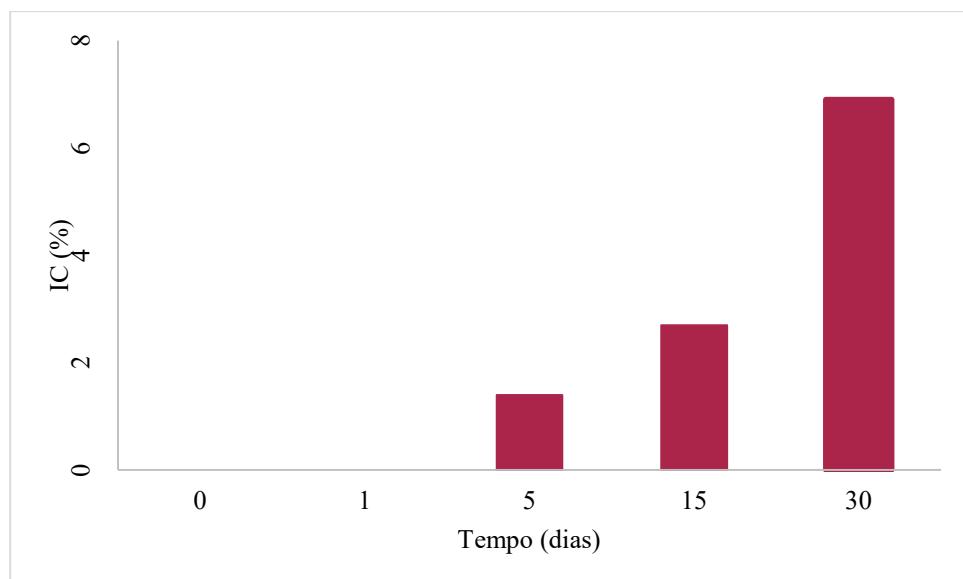


Figura 19: Evolução do índice de cremeação.

Fonte: Autoria própria (2024)

A relação entre o índice de cremeação e a concentração de antocianinas evidencia que, à medida que o IC aumenta, a concentração de antocianinas diminui. Essa tendência sugere que a separação das fases leva à liberação gradual dos compostos bioativos encapsulados na fase aquosa interna. A eficiência de encapsulação, portanto, é impactada pela instabilidade física da emulsão, fato corroborado pelos achados de Sebben et al. (2022), que indicaram que a composição da fase aquosa e o tipo de estabilizante influenciam a capacidade de retenção dos compostos bioativos e a resistência à cremeação durante o armazenamento.

A emulsão dupla apresentou uma tendência de degradação das antocianinas e de aumento no índice de cremeação ao longo do tempo de armazenamento. Apesar da perda gradual de antocianinas e do aumento do IC, a emulsão manteve uma estabilidade relativamente alta nas primeiras semanas, destacando a eficácia parcial da encapsulação. Os resultados

sugerem que ajustes na formulação, como o uso de estabilizantes adicionais, poderiam prolongar ainda mais a estabilidade física e a preservação dos compostos bioativos encapsulados, como demonstrado no estudo de Aniya et al. (2023), que explorou a adição de goma xantana para reduzir a cremeação em emulsões duplas.

A emulsão dupla de antocianinas de juçara demonstrou uma estabilidade razoável em termos de coloração e preservação dos compostos bioativos ao longo das análises de pH, temperatura e armazenamento. A técnica de encapsulação mostrou-se eficaz na retenção de cor e na proteção parcial das antocianinas contra degradação, particularmente em pH ácido e a baixas temperaturas, onde os parâmetros de cor L*, a* e b* mantiveram valores indicativos de uma coloração intensa. Durante o armazenamento, observou-se uma leve degradação de antocianinas e um aumento no índice de cremeação, sugerindo uma perda gradual de estabilidade física. A correlação entre a separação de fases e a liberação dos compostos bioativos ressalta a necessidade de ajustes na formulação para minimizar a coalescência das gotículas e prolongar a estabilidade da emulsão. Esses resultados destacam a eficácia do sistema de emulsão dupla e sua viabilidade para aplicações em produtos alimentícios.

5.7. Morfologia e tamanho de gotículas da emulsão dupla

A análise da morfologia (**Figura 20**) revela que as gotículas da emulsão dupla apresentam forma e distribuição homogêneas, com diâmetro médio de 30,73 μm , valores mínimos e máximos variando entre 8,18 e 121,38 μm . Esses parâmetros estão diretamente relacionados à estabilidade física e à eficiência de encapsulação, uma vez que gotículas bem distribuídas reduzem a tendência de coalescência, aspecto essencial para preservar a estabilidade estrutural da emulsão ao longo do armazenamento (LI et al., 2023).

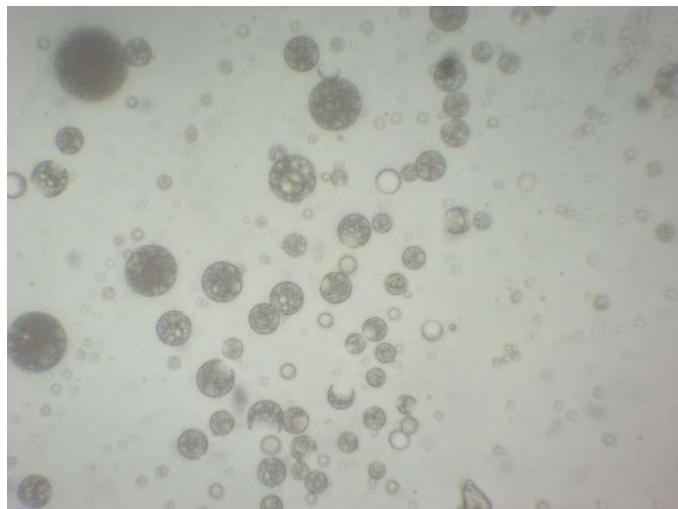


Figura 20: Imagem da emulsão dupla observada em microscópio óptico no aumento de 40X

Fonte: Autoria própria (2024)

A eficiência de encapsulação, com taxa de 98,04%, está fortemente associada ao tamanho das gotículas, pois gotículas de dimensões maiores tendem a proteger os compostos bioativos encapsulados contra degradação e liberação precoce (OZCAN et al., 2023). Em uma classificação técnica, emulsões duplas são consideradas macroemulsões, pois possuem diâmetros superiores a 1000 nm, tornando-as opacas e visíveis a olho nu. Macroemulsões apresentam menor estabilidade quando comparadas a microemulsões (10–100 nm) e nanoemulsões (10–100 nm) devido à tendência natural de coalescência em função das forças gravitacionais que atuam sobre partículas maiores. Essa diferença impacta diretamente a aplicação de cada tipo de emulsão, sendo as nanoemulsões, por exemplo, indicadas para sistemas que exigem transparência e estabilidade superior (MCLEMENTS, 2017).

Enquanto microemulsões são sistemas termodinamicamente estáveis que se formam espontaneamente sob determinadas condições, as macroemulsões necessitam de emulsificantes para manter a dispersão das fases, apresentando tendência à sedimentação. Na emulsão dupla de antocianinas de juçara, o tamanho das gotículas e o uso de emulsificantes garantiram estabilidade nas primeiras semanas de armazenamento, comprovando que a formulação foi capaz de manter as fases coesas por um período considerável (CHEN et al., 2022).

A estabilidade física da emulsão dupla está diretamente relacionada ao aumento progressivo no índice de cremeação (IC), indicador de separação de fases com o tempo. O IC, que alcançou 6,9% após 30 dias, reflete a suscetibilidade das gotículas maiores à coalescência, o que compromete a eficiência de encapsulação e resulta em uma liberação gradual das antocianinas (LEISTER; KARBSTEIN, 2020). Esse aumento no IC sinaliza que a morfologia

e o tamanho das gotículas, embora benéficos para a retenção inicial dos compostos, ainda demandam ajustes para prolongar a estabilidade estrutural.

Sistemas de encapsulação que utilizam emulsões menores, como as nanoemulsões, exibem menor tendência à cremeação devido à resistência da fase interna ao colapso estrutural. Nanoemulsões mantêm a integridade física por mais tempo, pois o tamanho reduzido das partículas permite maior movimentação browniana, que compensa as forças gravitacionais, enquanto emulsões com gotículas maiores enfrentam desafios para manter a coesão das fases, especialmente em condições de pH e temperatura variáveis (MC CLEMENTS, 2011).

A observação das gotículas de maior diâmetro também auxilia na previsão da estabilidade térmica da emulsão, pois gotículas grandes apresentam maior área de contato, favorecendo a coalescência em temperaturas elevadas. Estudos indicam que a incorporação de estabilizantes adicionais, como a goma xantana, pode reduzir essa susceptibilidade à cremeação, fornecendo uma barreira adicional contra a liberação de antocianinas e prolongando a eficácia da emulsão dupla (ANIYA et al., 2023).

Embora a emulsão dupla de antocianinas de juçara ofereça uma proteção eficiente no curto prazo, estratégias para estabilizar a fase aquosa interna, como a adição de estabilizantes ou redução do tamanho das gotículas, poderiam melhorar a retenção das antocianinas encapsuladas.

6. CONCLUSÕES

Este estudo explorou a encapsulação de antocianinas extraídas da juçara em emulsões duplas, com o intuito de aprimorar sua estabilidade físico-química e potencial antioxidante, atendendo à crescente demanda por corantes naturais e ingredientes funcionais. Para tanto, foram aplicadas metodologias de extração alcoólica e concentração do extrato, seguidas da formulação de emulsões primárias e duplas estabilizadas com goma arábica e PGPR. O uso dessas emulsões visa proporcionar proteção e liberação controlada das antocianinas, garantindo sua eficácia mesmo em condições adversas de pH e temperatura. Os resultados confirmam a importância das emulsões duplas como alternativa para a incorporação de compostos bioativos em alimentos.

A análise dos resultados demonstrou que a emulsão dupla formulada com a proporção de fases 40/60 e 22% de goma Arábica apresentou a melhor performance, com retenção de $33,37 \pm 0,97$ mg/100 g de antocianinas, $143,87 \pm 4,63$ mg ac. gal/100 g de fenólicos totais, $14,35 \pm 0,54$ mM trolox/g de atividade antioxidante, estabilidade em 24 horas e estabilidade sob condições de pH ácido e temperatura.

A técnica mostrou-se eficaz na proteção contra a degradação das antocianinas, mantendo parâmetros colorimétricos adequados. No entanto, a degradação gradual das antocianinas e o aumento do índice de cremeação durante o armazenamento indicam a necessidade de ajustes para aprimorar a estabilidade física da emulsão, como a otimização da formulação dos emulsificantes e condições de processamento.

Em síntese, este trabalho se diferencia de estudos anteriores sobre encapsulação de antocianinas em emulsão dupla principalmente por focar nas antocianinas da juçara (*Euterpe edulis* Martius) explorando seu potencial como corante natural e antioxidante; por apresentar uma formulação otimizada de emulsão dupla do tipo água/óleo/água (A/O/A), alcançando eficiência de encapsulação de 98,04%, um dos índices mais altos relatados na literatura; por determinar a melhor formulação para estabilidade, identificando que a proporção de fases de 40/60 e 22% de goma Arábica resultou na maior retenção de antocianinas e na manutenção da capacidade antioxidante ($14,35 \pm 0,54$ mM Trolox/g); por avaliar a degradação gradual das emulsões duplas ao longo do armazenamento, observando um aumento no índice de cremeação; e por demonstrar potencial aplicação das emulsões encapsuladas de juçara na indústria alimentícia, ampliando a viabilidade comercial desses corantes naturais.

7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AGUNOS, R. I. F.; MENDOZA, D. V. M.; RIVERA, M. A. S. Anthocyanin Colorimetric Strip for Volatile Amine Determination. **International Journal of Food Science**, v. 2020, 2020.
- AJAY, S. et al. Greener Extraction of Anthocyanin Pigment from Syzygium samarangense and Flacourtie jangomas: An Alternative to Synthetic pH Indicators. **Waste and Biomass Valorization**, v. 15, n. 2, p. 1175–1184, 1 fev. 2024.
- ALAM, M. A. et al. Potential health benefits of anthocyanins in oxidative stress related disorders. **Phytochemistry Reviews**, v. 20, n. 4, p. 705–749, 1 ago. 2021.
- ALAPPAT, B.; ALAPPAT, J. **Anthocyanin pigments: Beyond aesthetics. Molecules**. MDPI AG, 1 dez. 2020.
- ALOUK, I.; XU, D.; CAO, Y. **Encapsulation of natural pigments by double emulsion: A review**. **Food Bioscience**. Elsevier Ltd, 1 dez. 2023.
- ALVES MORAIS, R. et al. Comprehensive evaluation of the chemical profile and antioxidant potential of buritirana (*Mauritia armata*) an underexplored fruit from Brazilian Cerrado. **Food Research International**, v. 179, 1 mar. 2024.
- ANDERSON, Mark J. Simple-comparative experiments done right. **Journal of Plastic Film & Sheeting**, v. 40, n. 4, p. 334-337, 2024.
- ANDRADE, R. A. M. DE S. et al. Microencapsulation of phenolic compounds from cashew apple (*Anacardium occidentale* L.) agro-food waste: Physicochemical characterization, antioxidant activity, biodisponibility and stability. **Food Chemistry Advances**, v. 3, 1 dez. 2023.
- ANIYA et al. Improved Stabilization and In Vitro Digestibility of Mulberry Anthocyanins by Double Emulsion with Pea Protein Isolate and Xanthan Gum. **Foods**, v. 12, n. 1, 1 jan. 2023.

AOAC. Official methods of analysis of the Association of Official Analytical Chemists International Arlington. **AOAC International**, v. 17, p. 1–25, 2005.

ARAUJO, N. M. P. et al. Functional and nutritional properties of selected Amazon fruits: A review. **Food Research International**, v. 147, n. February, 2021.

ARENAS-JAL, M.; SUÑÉ-NEGRO, J. M.; GARCÍA-MONTOYA, E. An overview of microencapsulation in the food industry: opportunities, challenges, and innovations. **European Food Research and Technology**, v. 246, n. 7, p. 1371–1382, 1 jul. 2020.

ARRUDA, H. S. et al. Anthocyanins recovered from agri-food by-products using innovative processes: Trends, challenges, and perspectives for their application in food systems. **Molecules**, v. 26, n. 9, 2021.

AZIZ, N.; MAT NOR, N. A.; AROF, A. K. Optimization of anthocyanin extraction parameters from *M. malabathricum* via response surface methodology to produce natural sensitizer for dye sensitized solar cells. **Optical and Quantum Electronics**, v. 52, n. 1, 1 jan. 2020.

BAMBA, B. S. B. et al. Coencapsulation of polyphenols and anthocyanins from blueberry pomace by double emulsion stabilized by whey proteins: Effect of Homogenization parameters. **Molecules**, v. 23, n. 10, 2018.

BAPTISTA, S. D. L. et al. Biological activities of açaí (*Euterpe oleracea* Mart.) and juçara (*Euterpe edulis* Mart.) intake in humans: An integrative review of clinical trials. **Nutrition Reviews**, v. 79, n. 12, p. 1375–1391, 2021.

BUENO, T. M. et al. Sequential extraction of anthocyanins and pectin from jabuticaba (*Plinia cauliflora*) peel: Peel pretreatment effect and ultrasound-assisted extraction. **Anais da Academia Brasileira de Ciencias**, v. 96, n. 1, 2024.

CARDOSO, A. L. et al. An Update on the Biological Activities of *Euterpe edulis* (Juçara). **Planta Medica**, v. 84, n. 8, p. 487–499, 2018.

CASTRO, Cecilia; HENRIQUES, Lucas; PRATA, Felipe. Comparative Analysis of Normality Tests: Integrating Classical and Contemporary Approaches. In: **International Probabilistic Workshop**. Cham: Springer Nature Switzerland, 2024. p. 356-365.

CHEN, M. et al. Regulation Effects of Beeswax in the Intermediate Oil Phase on the Stability, Oral Sensation and Flavor Release Properties of Pickering Double Emulsions. **Foods**, v. 11, n. 7, 1 abr. 2022.

CHENG, Y. et al. Advances in embedding techniques of anthocyanins: Improving stability, bioactivity and bioavailability. **Food Chemistry**: X. Elsevier Ltd, 30 dez. 2023.

CHOUDHURY, N.; MEGHWAL, M.; DAS, K. Microencapsulation: An overview on concepts, methods, properties and applications in foods. **Food Frontiers**. John Wiley and Sons Inc, 1 dez. 2021.

DA SILVA CARVALHO, A. G. et al. Physical properties and morphology of spray dried microparticles containing anthocyanins of jussara (*Euterpe edulis* Martius) extract. **Powder Technology**, v. 294, p. 421–428, 1 jun. 2016.

DA SILVA, I. O. et al. **What We Know about Euterpe Genus and Neuroprotection: A Scoping Review**. **Nutrients** Multidisciplinary Digital Publishing Institute (MDPI), , 1 jul. 2023.

DANGLES, O.; FENGER, J. A. The chemical reactivity of anthocyanins and its consequences in food science and nutrition. **Molecules**. MDPI AG, 2018.

DE ALMEIDA PAULA, D. et al. Increased thermal stability of anthocyanins at pH 4.0 by guar gum in aqueous dispersions and in double emulsions W/O/W. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 117, p. 665–672, 2018.

DE CARVALHO, L. M. J.; ESMERINO, A. A.; DE CARVALHO, J. L. V. Jussáí (*Euterpe edulis*): a review. **Food Science and Technology (Brazil)**, v. 42, 2022.

DE PAULA, D. G. C. et al. Maceration time over antioxidant activity, volatile compounds and temporal dominant sensation of fermented jabuticaba. **Food Science and Technology (Brazil)**, v. 42, 2022.

DENG, L. Z. et al. Chemical and physical pretreatments of fruits and vegetables: Effects on drying characteristics and quality attributes—a comprehensive review. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition** Taylor and Francis Inc., 15 maio 2019.

DEVI, L. M.; DAS, A. B.; BADWAIK, L. S. Effect of gelatin and acacia gum on anthocyanin coacervated microcapsules using double emulsion and its characterization. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 235, 30 abr. 2023.

ECHEGARAY, N. et al. Recent advances in food products fortification with anthocyanins. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition** Taylor and Francis Ltd., 2022.

EISINAITĖ, V. et al. Freeze-drying of black chokeberry pomace extract-loaded double emulsions to obtain dispersible powders. **Journal of Food Science**, v. 85, n. 3, p. 628–638, 2020.

ELAINE, E. et al. Recent Advances in the Formation, Stability, and Emerging Food Application of Water-in-Oil-in-Water Double Emulsion Carriers. **Food and Bioprocess Technology**. Springer, 2024.

ENARU, B. et al. Anthocyanins: Factors affecting their stability and degradation. **Antioxidants**. MDPI, 1 dez. 2021.

FARIAS, T. R. B.; SANCHES, N. B.; PETRUS, R. R. The amazing native Brazilian fruits. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition**. Taylor and Francis Ltd., 2023.

FAVARO, L. I. L. et al. Physicochemical characterization of a crude anthocyanin extract from the fruits of jussara (*Euterpe edulis* Martius): Potential for food and pharmaceutical applications. **Journal of the Brazilian Chemical Society**, v. 29, n. 10, p. 2072–2088, 2018.

FEITOSA, B. F. et al. Microencapsulation of anthocyanins as natural dye extracted from fruits – A systematic review. **Food Chemistry**. Elsevier Ltd, , 30 out. 2023.

FELIX ÁVILA, P. et al. Anonna crassiflora suppresses colonic carcinogenesis through its antioxidant effects, bioactive amines, and phenol content in rats. **Food Research International**, v. 175, 1 jan. 2024.

FU, J. et al. A composite chitosan derivative nanoparticle to stabilize a W1/O/W2 emulsion: Preparation and characterization. **Carbohydrate Polymers**, v. 256, 15 mar. 2021.

GAONKAR, A. G. et al. Microencapsulation in the Food Industry. **A Practical Implementation Guide**. [s.l.] Elsevier, 2014.

GARCIA, C.; BLESSO, C. N. Antioxidant properties of anthocyanins and their mechanism of action in atherosclerosis. **Free Radical Biology and Medicine**. Elsevier Inc., 20 ago. 2021.

GEORGÉ, S. et al. Rapid determination of polyphenols and vitamin C in plant-derived products. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 53, n. 5, p. 1370–1373, 2005.

GHIASI, F. et al. An Updated Comprehensive Overview of Different Food Applications of W1/O/W2 and O1/W/O2 Double Emulsions. **Foods**. Multidisciplinary Digital Publishing Institute (MDPI), 1 fev. 2024.

GREEN, R. C. Physicochemical properties and phenolic composition of selected Saskatchewan fruits: Buffaloberry, chokecherry and sea buckthorn. **Saskatoon**, Canada: University of Saskatchewan, jul. 2007.

HUANG, K.; YUAN, Y.; BAOJUN, X. A Critical Review on the Microencapsulation of Bioactive Compounds and Their Application. **Food Reviews International**. Taylor and Francis Ltd., 2023.

HUANG, L. et al. Recent Progress, Application, and Quality Evaluation of Plant-Based Double Emulsions in Low-Fat Foods. **Food and Bioprocess Technology**. Springer, 2024.

HUANG, Y. et al. Destabilisation and stabilisation of anthocyanins in purple-fleshed sweet potatoes: A review. **Trends in Food Science and Technology**. Elsevier Ltd, 1 out. 2021.

HUANG, Y.; ZHOU, W. Microencapsulation of anthocyanins through two-step emulsification and release characteristics during in vitro digestion. **Food Chemistry**, v. 278, n. April 2018, p. 357–363, 2019.

INSTITUTO ADOLFO LUTZ. **Métodos físico-químicos para análise de alimentos**. IV edição ed. São Paulo: Instituto Adolfo Lutz, 2008.

KANHA, N. et al. Microencapsulation of copigmented anthocyanins using double emulsion followed by complex coacervation: Preparation, characterization and stability. **Lwt**, v. 133, n. May, p. 110154, 2020.

KONIETSCHKE, Frank; BRUNNER, Edgar. rankFD: An R Software Package for Nonparametric Analysis of General Factorial Designs. **R J.**, v. 15, n. 1, p. 142-158, 2023.

KOWALCZYK, T. et al. Anti-Inflammatory and Anticancer Effects of Anthocyanins in In Vitro and In Vivo Studies. **Antioxidants**. Multidisciplinary Digital Publishing Institute (MDPI), 1 set. 2024.

KUMAR, A. et al. New insights into water-in-oil-in-water (W/O/W) double emulsions: Properties, fabrication, instability mechanism, and food applications. **Trends in Food Science and Technology**. Elsevier Ltd, , 1 out. 2022.

KY, I.; TEISSEDRE, P. L. Characterisation of Mediterranean grape pomace seed and skin extracts: Polyphenolic content and antioxidant activity. **Molecules**, v. 20, n. 2, p. 2190–2207, 1 fev. 2015.

LAMBA, H.; SATHISH, K.; SABIKHI, L. Double Emulsions: Emerging Delivery System for Plant Bioactives. **Food and Bioprocess Technology**, v. 8, n. 4, p. 709–728, 2015.

LEES, D. H.; FRANCIS, F. J. **Standardization of Pigment Analyses in Cranberries.** Amherst: [s.n.].

LEISTER, N.; KARBSTEIN, H. P. Evaluating the stability of double emulsions—A review of the measurement techniques for the systematic investigation of instability mechanisms. **Colloids and Interfaces.** MDPI AG, 1 mar. 2020.

LI, J. et al. Fabrication of anthocyanin-rich W1/O/W2 emulsion gels based on pectin–GDL complexes: 3D printing performance. **Food Research International**, v. 168, 1 jun. 2023.

LIANG, A. et al. Anthocyanins-gut microbiota-health axis: A review. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition.** Taylor and Francis Ltd., 2024.

LIANG, T.; JING, P.; HE, J. Nano techniques: an updated review focused on anthocyanin stability. **Critical Reviews in Food Science and Nutrition.** Taylor and Francis Ltd., , 2023.

LIAO, J. et al. Effects of ultrasound frequency and process variables of modified ultrasound-assisted extraction on the extraction of anthocyanin from strawberry fruit. **Food Science and Technology (Brazil)**, v. 42, 2022.

LIN, Y. et al. Anthocyanins: Modified New Technologies and Challenges. **Foods.** MDPI, 1 abr. 2023.

LIU, J. et al. Fabrication and characterization of W/O/W emulsions with crystalline lipid phase. **Journal of Food Engineering**, v. 273, 1 maio 2020.

LIU, W. et al. An improved microwave-assisted extraction of anthocyanins from purple sweet potato in favor of subsequent comprehensive utilization of pomace. **Food and Bioproducts Processing**, v. 115, p. 1–9, 1 maio 2019.

LUHEDE, L.; WOLLBORN, T.; FRITSCHING, U. Stability of multiple emulsions under shear stress. **Canadian Journal of Chemical Engineering**, v. 98, n. 1, p. 186–193, 1 jan. 2020.

LUO, T.; WEI, Z. Recent progress in food-grade double emulsions: Fabrication, stability, applications, and future trends. **Food Frontiers**. John Wiley and Sons Inc, 1 dez. 2023.

MA, Z. et al. An insight into anti-inflammatory activities and inflammation related diseases of anthocyanins: A review of both in vivo and in vitro investigations. **International Journal of Molecular Sciences**. MDPI, 1 out. 2021.

MADALÃO, M. C. M. et al. Extraction of bioactive compounds from juçara pulp (*Euterpe edulis* m.) is affected by ultrasonic power and temperature. **Ciencia e Agrotecnologia**, v. 45, 2021.

MARQUES MANDAJI, C.; DA SILVA PENA, R.; CAMPOS CHISTÉ, R. Encapsulation of bioactive compounds extracted from plants of genus Hibiscus: A review of selected techniques and applications. **Food Research International**. Elsevier Ltd, , 1 jan. 2022.

MATTIOLI, R. et al. Anthocyanins: A Comprehensive Review of Their Chemical Properties and Health Effects on Cardiovascular and Neurodegenerative Diseases. **Molecules**. MDPI AG, 1 set. 2020.

MCCLEMENTS, D. J. **Food Emulsions: Principles, Practices, and Techniques**. second ed. [s.l.] CRC Press, 2005.

MCCLEMENTS, D. J. Edible nanoemulsions: Fabrication, properties, and functional performance. **Soft Matter**, v. 7, n. 6, p. 2297–2316, 2011.

MCCLEMENTS, D. J. **Encapsulation, Protection and Release of Active Compounds Nanoparticle-and Microparticle-Based Delivery Systems**. [s.l.] Taylor & Francis, 2015.

MCCLEMENTS, D. J. Designing biopolymer microgels to encapsulate, protect and deliver bioactive components: Physicochemical aspects. **Advances in Colloid and Interface Science**. Elsevier B.V, 1 fev. 2017.

MEHTA, N. et al. Microencapsulation as a Noble Technique for the Application of Bioactive Compounds in the Food Industry: A Comprehensive Review. **Applied Sciences (Switzerland)**. MDPI, 1 fev. 2022.

MOHAMMADALINEJHAD, S.; KUREK, M. A. Microencapsulation of anthocyanins-critical review of techniques and wall materials. **Applied Sciences (Switzerland)**. MDPI AG, , 2021.

NANDA, Anita; MOHAPATRA, Bibhuti Bhushan; MAHAPATRA, Abikesh Prasada Kumar; MAHAPATRA, Abiresh Prasad Kumar; MAHAPATRA, Abinash Prasad Kumar. Multiple comparison test by Tukey's honestly significant difference (HSD): Do the confident level control type I error. **International Journal of Statistics and Applied Mathematics**, v. 6, n. 1, p. 59-65, 2021.

OKOYE, Kingsley; HOSSEINI, Samira. Analysis of Variance (ANOVA) in R: One-Way and Two-Way ANOVA. In: **R Programming: Statistical Data Analysis in Research**. Singapore: Springer Nature Singapore, 2024a. p. 187-209.

OKOYE, Kingsley; HOSSEINI, Samira. Mann–Whitney U Test and Kruskal–Wallis H Test Statistics in R. In: **R programming: Statistical data analysis in research**. Singapore: Springer Nature Singapore, 2024b. p. 225-246.

OLAS, B. et al. The Effects of Natural and Synthetic Blue Dyes on Human Health: A Review of Current Knowledge and Therapeutic Perspectives. **Advances in Nutrition**. Oxford University Press, 1 nov. 2021.

OZCAN, B. E. et al. Encapsulation of purple basil leaf extract by electrospraying in double emulsion (W/O/W) filled alginate-carrageenan beads to improve the bioaccessibility of anthocyanins. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 250, 1 out. 2023.

PAGANO, A. P. E. et al. Microencapsulation of betanin in monodisperse W/O/W emulsions. **Food Research International**, v. 109, n. February, p. 489–496, 2018.

PAIM, D. R. S. F. et al. Microencapsulation of probiotic jussara (*Euterpe edulis* M.) juice by spray drying. **LWT - Food Science and Technology**, v. 74, p. 21–25, 2016.

PAULA, D. DE A. et al. Double emulsions (W/O/W): physical characteristics and perceived intensity of salty taste. **International Journal of Food Science and Technology**, v. 53, n. 2, p. 475–483, 1 fev. 2018.

PEREIRA, D. C. D. S. Secagem por atomização da polpa de juçara para obtenção de produtos potencialmente funcionais. p. 139, 2020.

PEREIRA, D. C. DE S. et al. Towards chemical characterization and possible applications of juçara fruit: an approach to remove *Euterpe edulis* Martius from the extinction list. **Journal of Food Science and Technology**. Springer, 1 fev. 2023.

QI, Q. et al. Anthocyanins and Proanthocyanidins: Chemical Structures, Food Sources, Bioactivities, and Product Development. **Food Reviews International**. Taylor and Francis Ltd., 2023.

RE, R. et al. **Original Contribution ANTIOXIDANT ACTIVITY APPLYING AN IMPROVED ABTS RADICAL CATION DECOLORIZATION ASSAY**. [s.l: s.n.].

REPON, M. R. et al. Textile dyeing using natural mordants and dyes: a review. **Environmental Chemistry Letters**. Springer Science and Business Media Deutschland GmbH, 1 jun. 2024.

RIBEIRO, A. M.; ESTEVINHO, B. N.; ROCHA, F. Microencapsulation of polyphenols - The specific case of the microencapsulation of *Sambucus Nigra* L. extracts - A review. **Trends in Food Science and Technology**. Elsevier Ltd, 1 nov. 2020.

RIBEIRO, L. O. et al. Antioxidant Compounds Recovery from Juçara Residue by Thermal Assisted Extraction. **Plant Foods for Human Nutrition**, v. 73, n. 1, p. 68–73, 2018.

RODRIGUEZ-AMAYA, D. B. Update on natural food pigments - A mini-review on carotenoids, anthocyanins, and betalains. **Food Research International**, v. 124, p. 200–205, 1 out. 2019.

ROSALES-MURILLO, S. S. et al. Anthocyanin-Loaded Polymers as Promising Nature-Based, Responsive, and Bioactive Materials. **Polymers**. Multidisciplinary Digital Publishing Institute (MDPI), 1 jan. 2024.

RUFINO, M. DO S. et al. **Metodologia Científica: Determinação da Atividade Antioxidante Total em Frutas pela Captura do Radical Livre ABTS+**. p. 0–3, 2007.

SAADI, S. et al. A review on trends in microencapsulation of bioactive compounds: coating materials, design, and applications. **European Food Research and Technology**. Springer Science and Business Media Deutschland GmbH, 1 dez. 2023.

SANGWAN, K. et al. Development and characterization of W/O/W double emulsion of watermelon rind powder. **LWT**, v. 182, 1 jun. 2023.

SAPEI, L.; NAQVI, M. A.; ROUSSEAU, D. Stability and release properties of double emulsions for food applications. **Food Hydrocolloids**, v. 27, n. 2, p. 316–323, 2012.

SCHULZ, M. et al. Chemical composition, bioactive compounds and antioxidant capacity of juçara fruit (*Euterpe edulis* Martius) during ripening. **Food Research International**, v. 77, p. 125–131, 2015.

SCHULZ, M. et al. Phenolic Compounds in Euterpe Fruits: Composition, Digestibility, and Stability—A Review. **Food Reviews International**, v. 39, n. 1, p. 369–396, 2023.

SEBBEN, D. A. et al. Influence of aqueous phase composition on double emulsion stability and colour retention of encapsulated anthocyanins. **Foods**, v. 11, n. 1, p. 1–18, 2022.

SHADDEL, R. et al. Double emulsion followed by complex coacervation as a promising method for protection of black raspberry anthocyanins. **Food Hydrocolloids**, v. 77, p. 803–816, 2018.

SHEN, Y. et al. Advanced approaches for improving bioavailability and controlled release of anthocyanins. **Journal of Controlled Release**. Elsevier B.V., 1 jan. 2022.

SILVA, P. P. M. et al. Physical, Chemical, and Lipid Composition of Juçara (*Euterpe Edulis Mart.*) Pulp. **Alimentos e Nutrição**, v. 24, n. 1, p. 7–13, 2013.

SINGLETON, V. L.; ROSSI JR., J. A. **COLORIMETRY OF TOTAL PHENOLICS WITH ACID REAGENTS**. 1965.

SINOPOLI, A.; CALOGERO, G.; BARTOLOTTA, A. Computational aspects of anthocyanidins and anthocyanins: A review. **Food Chemistry**. Elsevier Ltd, 1 nov. 2019.

SIQUEIRA, A. P. S. et al. Effects of Juçara (*Euterpe edulis Martius*) on Health: An Overview of Clinical and Experimental Studies and Call for Action. **Nutrients**. MDPI, 1 abr. 2023.

SIVAMARUTHI, B. S.; KESIKA, P.; CHAIYASUT, C. The influence of supplementation of anthocyanins on obesity-associated comorbidities: A concise review. **Foods**, v. 9, n. 6, p. 1–25, 2020.

SRIVASTAVA, S. et al. Effect of microencapsulation techniques on the different properties of bioactives, vitamins and minerals. **Food Science and Biotechnology**. The Korean Society of Food Science and Technology, 1 nov. 2024.

SUN, R.; ZHANG, M.; XIA, Q. Improved stability of (W1/O/W2) double emulsions based on dual gelation: Oleogels and hydrogels. **Journal of Food Process Engineering**, v. 42, n. 6, 1 out. 2019.

TAN, C. et al. Combination of copigmentation and encapsulation strategies for the synergistic stabilization of anthocyanins. **Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety**, v. 20, n. 4, p. 3164–3191, 1 jul. 2021.

TARONE, A. G.; CAZARIN, C. B. B.; MAROSTICA JUNIOR, M. R. Anthocyanins: New techniques and challenges in microencapsulation. **Food Research International**. Elsevier Ltd, 1 jul. 2020.

TEIXEIRA, L. G. **DESENVOLVIMENTO DE FORMULAÇÕES CORANTES DE ANTOCIANINAS BASEADAS NA PRODUÇÃO DE EMULSÕES DUPLAS E APLICAÇÕES**. [s.l: s.n.].

TEIXEIRA, L. G. et al. Water-in-Oil-in-Water Double Emulsions as Protective Carriers for *Sambucus nigra* L. Coloring Systems. **Molecules**, v. 27, n. 2, 2022.

TENORIO-GARCIA, E. et al. Recent advances in design and stability of double emulsions: Trends in Pickering stabilization. **Food Hydrocolloids**. Elsevier B.V., 1 jul. 2022.

TESSARO, L.; MARTELLI-TOSI, M.; SOBRAL, P. J. D. A. Development of W/O emulsion for encapsulation of “Pitanga” (*Eugenia uniflora* L.) leaf hydroethanolic extract: droplet size, physical stability and rheology. **Food Science and Technology (Brazil)**, v. 42, 2022.

TUNIN, L. M. et al. Method development and validation for analysis of microencapsulated cyanidin-3-O-rutinoside in dairy samples containing juçara palm fruit by high-performance liquid chromatography. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 104, n. 1, p. 10–13, 15 jan. 2024.

VANNUCHI, N. et al. Chemical composition, bioactive compounds extraction, and observed biological activities from jussara (*Euterpe edulis*): The exotic and endangered Brazilian superfruit. **Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety**. Blackwell Publishing Inc., 1 jul. 2021.

VANNUCHI, N.; BRAGA, A. R. C.; DE ROSSO, V. V. High-Performance Extraction Process of Anthocyanins from Jussara (*Euterpe edulis*) Using Deep Eutectic Solvents. **Processes**, v. 10, n. 3, 1 mar. 2022.

VIEIRA, G. S. et al. Influence of nanofiltration membrane features on enrichment of jussara ethanolic extract (*Euterpe edulis*) in anthocyanins. **Journal of Food Engineering**, v. 226, p. 31–41, 1 jun. 2018.

WANG, J. et al. The structure of anthocyanins and the copigmentation by common micromolecular copigments: A review. **Food Research International**, v. 176, p. 113837, 1 jan. 2024.

WEERASINGHE, T.; PERERA, D. **Butterfly pea: An emerging plant with applications in food and medicine.** [s.l]: s.n]. Disponível em: <<https://www.researchgate.net/publication/361508367>>.

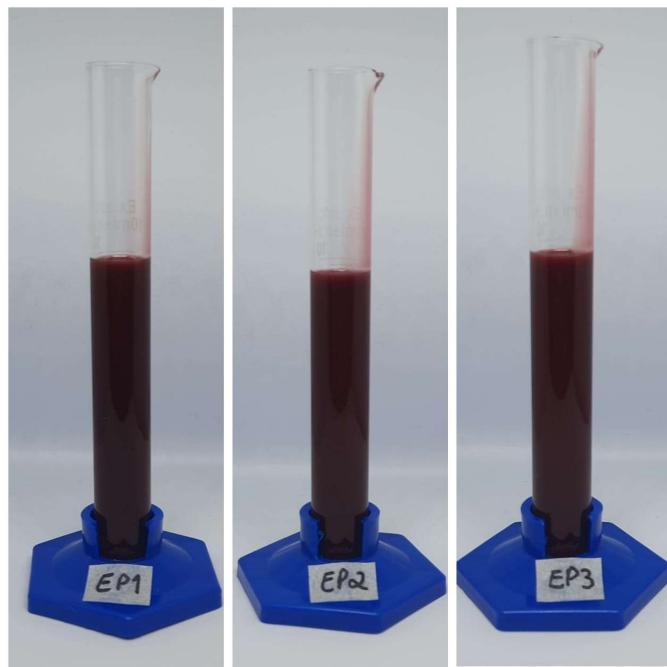
YANG, J. et al. Effect of temperature, pH, and ionic strength on the structure and physical stability of double emulsions prepared with starch. **Lwt**, v. 141, n. February, p. 111086, 2021.

YÜCETEPE, M. et al. Unveiling the multifaceted world of anthocyanins: Biosynthesis pathway, natural sources, extraction methods, copigmentation, encapsulation techniques, and future food applications. **Food Research International**, v. 187, 1 jul. 2024.

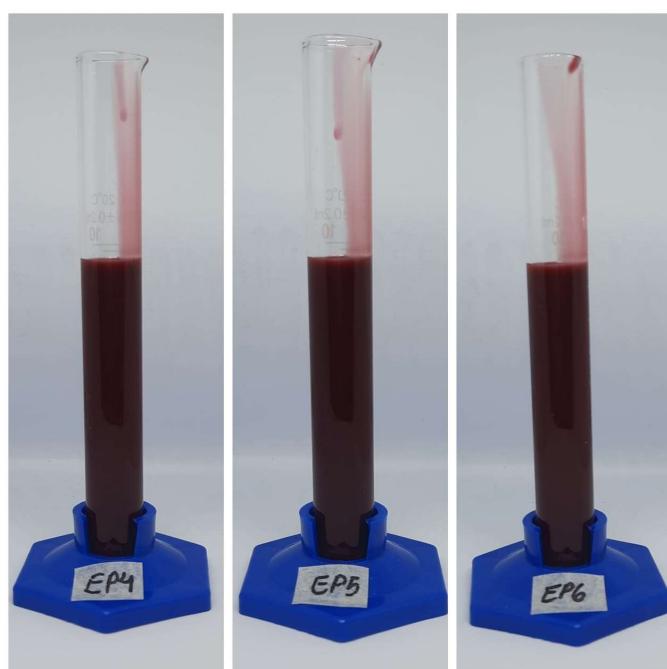
ŻBIK, K. et al. Comparison of the effects of extraction method and solvents on biological activities of phytochemicals from selected violet and blue pigmented flowers. **Journal of Food Measurement and Characterization**, v. 17, n. 6, p. 6600–6608, 1 dez. 2023.

ZHANG, L. et al. Microbial Encapsulation and Targeted Delivery Mechanisms of Double Emulsion Loaded with Probiotics — A State-of-Art Review. **Food Reviews International**. Taylor and Francis Ltd., 2024.

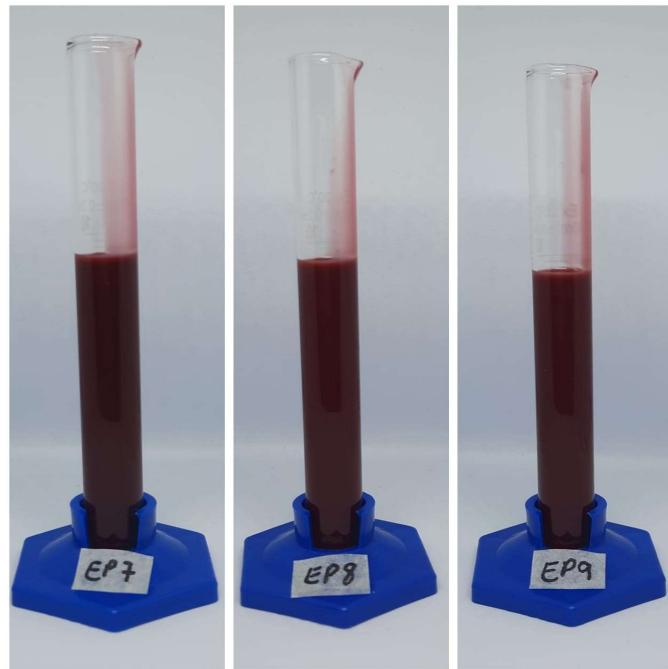
ANEXO A



Ampliação da observação visual das emulsões primárias EP1, EP2 e EP3 no tempo 0H
(Figura 15)



Ampliação da observação visual das emulsões primárias EP4, EP5 e EP6 no tempo 0H
(Figura 15)



Ampliação da observação visual das emulsões primárias EP7, EP8 e EP9 no tempo 0H
(Figura 15)

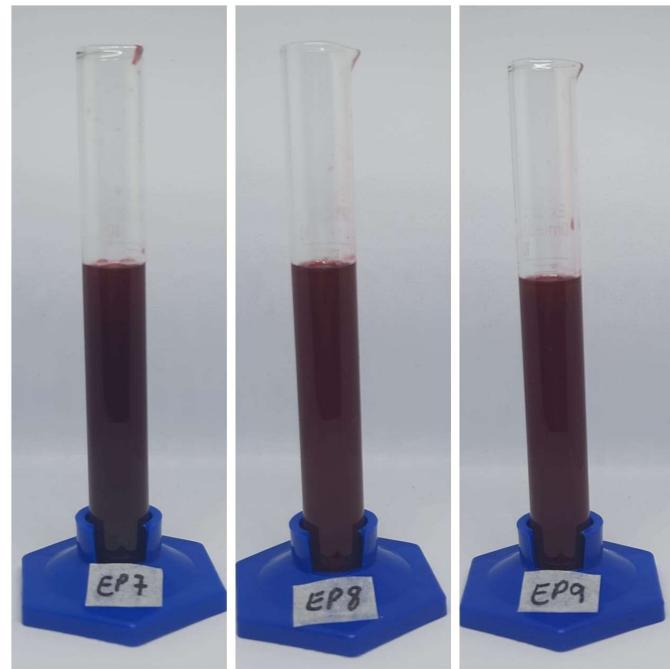
ANEXO B



Ampliação da observação visual das emulsões primárias EP1, EP2 e EP3 no tempo
12H (Figura 16)

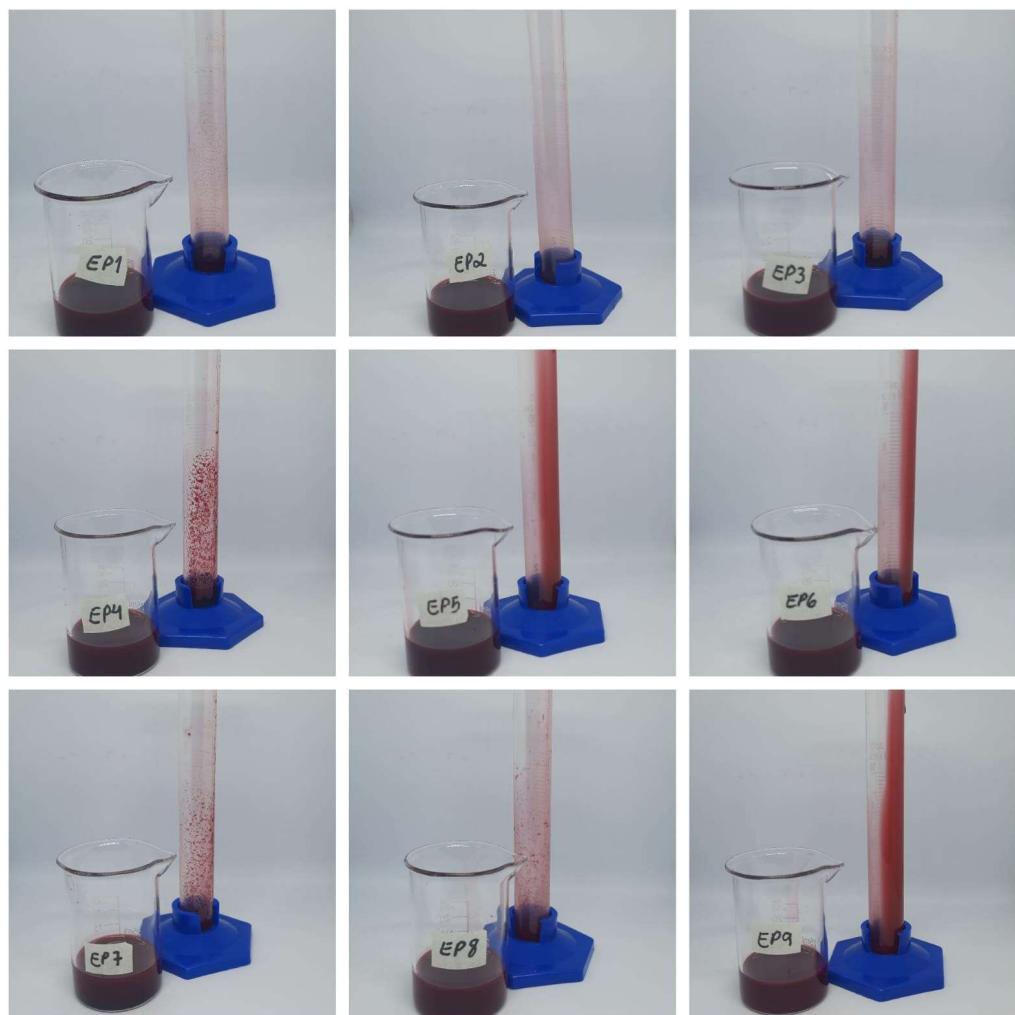


Ampliação da observação visual das emulsões primárias EP4, EP5 e EP6 no tempo
12H (Figura 16)



Ampliação da observação visual das emulsões primárias EP7, EP8 e EP9 no tempo
12H (**Figura 16**)

ANEXO C



Ampliação da observação visual das emulsões primárias (EP1, EP2, EP3, EP4, EP5, EP6, EP7, EP8 e EP9) no tempo 24H.

ANEXO D



Ampliação da observação visual da emulsão dupla ED1 nos tempos 0H e 24H, respectivamente.



Ampliação da observação visual da emulsão dupla ED2 nos tempos 0H e 24H, respectivamente.



Ampliação da observação visual da emulsão dupla ED3 nos tempos 0H e 24H, respectivamente.



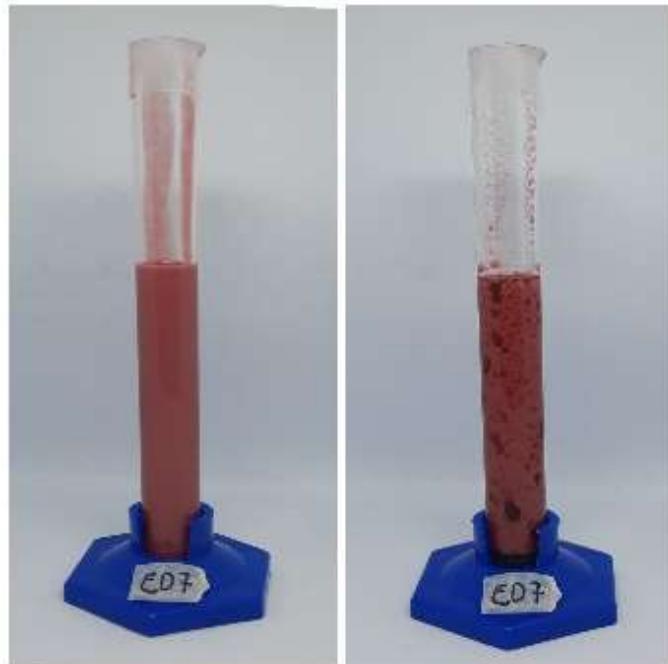
Ampliação da observação visual da emulsão dupla ED4 nos tempos 0H e 24H, respectivamente.



Ampliação da observação visual da emulsão dupla ED5 nos tempos 0H e 24H, respectivamente.



Ampliação da observação visual da emulsão dupla ED6 nos tempos 0H e 24H, respectivamente.



Ampliação da observação visual da emulsão dupla ED7 nos tempos 0H e 24H, respectivamente.



Ampliação da observação visual da emulsão dupla ED8 nos tempos 0H e 24H, respectivamente.