



Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de Brasília
Campus GAMA
Licenciatura em Química

ARTHUR HENRIQUE ROMEIRO FERREIRA ARAÚJO BENÍCIO

**CARACTERIZAÇÃO DO OLEO DE BARU (*Dipteryx alata* Vog.), EXTRAÍDO EM
PRENSA MANUAL**

BRASÍLIA

2024



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de Brasília

PARECER 10/2024 - CDOC/CGEN/DREP/DGGA/RIFB/IFBRASILIA de 16 de setembro de 2024

ARTHUR HENRIQUE ROMEIRO FERREIRA ARAÚJO BENÍCIO

CARACTERIZAÇÃO DO ÓLEO DE BARU (*Dipteryx alata*) EXTRAÍDO EM PRENSA MANUAL

Monografia apresentada ao Curso Superior de Licenciatura em Química do *Campus* Gama do Instituto Federal de Brasília como requisito parcial para obtenção de título de Licenciado em Química.

Aprovado em 16 de setembro de 2024

BANCA EXAMINADORA

(Assinado eletronicamente)

Profa. Dra. Débora Kono Taketa Moreira (Orientadora)
IFB – Campus Gama

(Assinado eletronicamente)

Dr. Alessandro Cezar de Oliveira Moreira – Membro externo
LPF/Serviço Florestal Brasileiro

(Assinado eletronicamente)

Dr. Rogério Marcos Magalhães – Membro externo
LPF/Serviço Florestal Brasileiro

Documento assinado eletronicamente por:

- **Debora Kono Taketa Moreira, PROFESSOR ENS BASICO TECN TECNOLOGICO**, em 16/09/2024 16:58:51.

Este documento foi emitido pelo SUAP em 09/09/2024. Para comprovar sua autenticidade, faça a leitura do QRCode ao lado ou acesse <https://suap.ifb.edu.br/autenticar-documento/> e forneça os dados abaixo:

Código Verificador: 561846

Código de Autenticação: 652cea769b



Campus Gama
Lote 01, DF 480, None, Setor de Múltiplas
Atividades, GAMA / DF, CEP 72.429-005
None

Benício, Arthur Henrique Romeiro Ferreira Araújo .

CARACTERIZAÇÃO DO OLEO DE BARU (*Dipteryx alata* Vog.),
EXTRAÍDO EM PRENSA MANUAL / Arthur Henrique Romeiro Ferreira
Araújo Benício ; orientação Débora Kono Taketa Moreira. — Gama, DF:
2024.

82 f. : il. color. ; 30 cm.

Trabalho de Conclusão de Curso (Licenciatura em Química) — Instituto
Federal de Brasília, Campus Gama, Gama, DF, 2024.

Orientador(a): Débora Kono Taketa Moreira.

1. *Dipteryx alata* Vog.. 2. Ácidos graxos. 3. Composição da castanha. I.
Moreira, Débora Kono Taketa, orient. II. Instituto Federal de Brasília. III.
Título.

AGRADECIMENTOS

Gostaria de expressar minha profunda gratidão a todos que contribuíram para a realização deste trabalho.

Primeiramente, agradeço à minha orientadora, Débora Kono Taketa Moreira, pela orientação, apoio e paciência ao longo de todo o processo de pesquisa. Seu conhecimento e orientação foram fundamentais para o desenvolvimento deste TCC.

Gostaria de expressar minha profunda gratidão ao Laboratório de Pesquisas Florestais (LPF) e ao Serviço Florestal pela disponibilização do espaço do laboratório, essencial para a realização das análises deste projeto. Agradeço também pela idealização e apoio na concepção deste trabalho, que foram fundamentais para o seu desenvolvimento.

Agradeço também aos meus colegas e amigos, pelo suporte e incentivo constantes. Suas sugestões e discussões ajudaram a aprimorar minha formação de forma significativa.

Agradeço à minha família, em especial, meus pais e avós, pelo amor, compreensão e apoio incondicional durante toda a minha jornada acadêmica. Sem vocês, este projeto não teria sido possível.

Finalmente, agradeço ao Instituto Federal de Brasília - Campus Gama, por oferecer os recursos e infraestrutura necessários

RESUMO

O Cerrado brasileiro é um bioma diversificado, abrigando frutos pouco explorados, dentre eles o baru, proveniente do barueiro (*Dipteryx alata* Vog.). Este fruto é crucial para a região Centro-Oeste, amadurecendo durante a seca e sustentando a fauna local. Embora encontrado, principalmente nos estados de Tocantins, Goiás e Mato Grosso, o baru é subutilizado na indústria brasileira devido à falta de estudos sobre a conservação de subprodutos da castanha, extração de óleo e aplicações na indústria. Rico em nutrientes e compostos bioativos, o baru destaca-se como fonte promissora de óleos vegetais, com potencial comercial significativo. Apesar dos benefícios à saúde associados ao consumo de sementes de baru, há uma necessidade de mais estudos para explorar seu potencial comercial e contribuir para o desenvolvimento sustentável do Cerrado brasileiro. O estudo proposto busca avaliar e comparar as características físico-químicas, o perfil de ácidos graxos e atividade antioxidante no óleo extraído das castanhas de baru provenientes dos municípios de Formosa-GO e Flores-GO, por uma prensa manual. As amostras foram recebidas das duas regiões, sendo pesadas, embaladas a vácuo e armazenadas no freezer até a realização das análises. As amostras de óleo foram obtidas pela prensagem mecânica a frio da farinha de castanha do baru. A composição centesimal da castanha foi realizada conforme as normas da A.O.A.C (*Association of Official Agricultural Chemists*) e adaptações de (IAL, 2008). O perfil de ácidos graxos foi obtido conforme a metodologia de Moreira (2018). As análises fitoquímicas, dentre as antioxidantes, foi utilizado a metodologia de Rufino (2007), os fenólicos totais segundo Singleton & Rossi (1965), taninos conforme Makkar (2003) e flavonoides seguindo Meda (2005). Os testes estatísticos escolhidos para validação dos dados foram o t-student e PCA. Ambas as regiões apresentaram níveis dentro do amparo da literatura, sendo em geral maiores aos relatados nas análises de compostos bioativos (Lima 2019; Lemos et al., 2012; Santiago et al. 2018). A análise estatística observou diferenças significativas nas análises da castanha e do óleo, demonstrado pelo estudo das componentes principais que as regiões se separaram. Conclui-se que a metodologia elaborada para extração de baru, demonstrou-se promissora quanto a avaliação da qualidade do extrato etéreo e o teor de óleo removido da castanha. Avaliando a qualidade nutricional da castanha de baru, torna-se viável a implementação de by-product, a base de subprodutos da castanha de baru, visto os elevados teores principalmente de lipídeos insaturados, proteínas e compostos bioativos com capacidade antioxidante.

Palavras-chave: *Dipteryx alata* Vog.; Ácidos graxos; Composição da castanha

ABSTRACT

The Brazilian cerrado is a diverse biome, hosting underutilized fruits, among them the baru, from the barueiro tree (*Dipteryx alata* Vog.). This fruit is crucial for the central-western region, maturing during the dry season and sustaining local wildlife. Although it is primarily found in states like Tocantins, Goiás, and Mato Grosso, the baru is underused in the Brazilian industry due to a lack of research on the conservation of nut by-products, oil extraction, and industrial applications. Rich in nutrients and bioactive compounds, the baru stands out as a promising source of vegetable oils with significant commercial potential. Despite the health benefits associated with consuming baru seeds, more studies are needed to explore its commercial potential and contribute to the sustainable development of the Brazilian Cerrado. The proposed study aims to evaluate and compare the physicochemical characteristics, fatty acid profile, and antioxidant activity in oil extracted from baru nuts using a manual press from the regions of Formosa-GO and Flores-GO. The samples were received from both regions, weighed, vacuum-packed, and stored in a freezer until the analyses were conducted. The oil samples were obtained through cold mechanical pressing of baru nut flour. The centesimal composition of the nuts was performed according to AOAC standards and adaptations from Lutz (2008). The fatty acid profile was determined using the methodology of Moreira (2018). Phytochemical analysis, including antioxidant activity, were performed using the methodology of Rufino (2007), total phenolics according to Singleton & Rossi (1965), tannins as per Makkar (2003), and flavonoids following Meda (2005). The statistical tests chosen for data validation were the t-test and PCA. Both regions exhibited levels within the literature range, generally higher than those reported in bioactive compound analyses (Lima 2019; Lemos et al., 2012; Santiago et al. 2018). Statistical analysis revealed significant differences in the analyses of the nuts and oil, as demonstrated by the principal component study which showed separation between the regions. It is concluded that the methodology developed for baru extraction showed promise in evaluating the quality of the ether extract and the oil content removed from the nuts. Evaluating the nutritional quality of baru nuts, the implementation of by-products based on baru nut by-products becomes viable, given the high levels of unsaturated lipids, proteins, and bioactive compounds with antioxidant capacity.

Keywords: *Dipteryx alata*; Fatty acids; Nut composition

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

| | |
|---|----|
| Figura 1- Reação de hidrólise de triglicerídeos (lipase)..... | 12 |
| Figura 2- Reação de oxidação de ácidos graxos insaturados. | 13 |
| Figura 3 - Estrutura e redução do complexo TPTZ com Fe ³⁺ | 16 |
| Figura 4- Reação de oxidação do ácido ascórbico frente ao radical livre de DPPH* | 16 |
| Figura 5 - Estrutura química genérica dos flavonoides com núcleo flavano. | 17 |
| Figura 6 - Taninos hidrolisáveis e condensados , respectivamente..... | 18 |
| Figura 7 - Estrutura geral de ácidos graxos saturados (a) e insaturados (b)..... | 19 |
| Figura 8 - Exemplo ilustrativo da distribuição em 3D das variâncias principais PC1 (x) e PC2 (y) em (a) e PC2 (y) e PC3 (z) em (b) | 22 |
| Figura 9: Etapa de destilação da amostra utilizando um destilador de nitrogênio..... | 26 |
| Figura 10: Extração de lipídios pelo método de Soxhlet..... | 27 |
| Figura 11: Etapa de digestão enzimática das amostras de farinha..... | 29 |
| Figura 12: Etapa de filtração das fibras insolúveis..... | 29 |
| Figura 13: Prensa manual desenvolvida utilizando um macaco hidráulico e suporte de aço inox. | 30 |
| Figura 14 - Configuração do sistema de titulação potenciométrica..... | 32 |
| Figura 15 - Refratômetro de bancado..... | 33 |
| Figura 16 - Picnômetros utilizados na análise densidade relativa..... | 34 |
| Figura 17 - Cromatógrafo gasoso com injetor automático, acoplado ao espectrômetro de massa. | 38 |
| Figura 20 - Gráfico de pontuações obtidas da análise estatística da PCA, entre a PC1 e PC2..... | 47 |
| Figura 21 - Gráfico de tela de componentes principais (PC) | 47 |
| Figura 22 - Gráfico 3D de Loading das 3 componentes principais para as análises de composição da castanha e caracterização do óleo de baru das duas regiões. | 48 |
| Figura 23 - Loading plot entre a PC1 e a PC2 para as análises de composição da castanha e caracterização do óleo de baru das duas regiões. | 49 |
| Figura 24 - Cromatograma obtidos da corrida das amostras de óleo de Formosa e Flores | 50 |
| Figura 18 - Gráficos do pH pelo volume, juntamente com os gráficos da primeira e segunda derivada do pH pela variação do volume das amostras A.2 com 5g. | 70 |
| Figura 19 - Gráficos de pH frente ao volume de NaOH da amostra A.2 com 2 g..... | 71 |

LISTA DE TABELAS

| | |
|---|----|
| Tabela 01 - Teores de cada componente nutricional que compõem a castanha de baru das regiões de Flores-GO e de Formosa-GO..... | 40 |
| Tabela 05- Valores médios da análise físico-química realizada no óleo de baru advindo das duas regiões..... | 43 |
| Tabela 7 - Teores de ácidos graxos encontrados no óleo de baru in natura para as regiões de formosa e flores. | 50 |
| Tabela 08 - Tabela referente à análise de compostos bioativos na farinha de baru proveniente das regiões de Formosa e Flores..... | 52 |
| Tabela 02 - Tabela referente aos valores de acidez obtidos para cada amostra de azeite de oliva extra virgem..... | 70 |
| Tabela 03 - Comparação do valor teórico e o valor experimental da análise de acidez. | 72 |
| Tabela 04 - Dados obtidos da análise de índice de peróxido. | 72 |

SUMÁRIO

| | |
|--|-----------|
| 1. INTRODUÇÃO | 1 |
| 2. REVISÃO TEÓRICA | 3 |
| 2.1. Baru (<i>Dipteryx alata</i> Vog) | 3 |
| 2.2. Óleo de baru (Extração e composição química) | 4 |
| 2.3. Composição centesimal | 5 |
| 2.3.1. Análise de Umidade: | 5 |
| 2.3.2. Análises de proteínas: | 6 |
| 2.3.3. Análise de Lipídios Totais:..... | 7 |
| 2.3.4. Análise de resíduo mineral fixo:..... | 8 |
| 2.3.5. Fibras alimentares | 9 |
| 2.3.6. Análise de carboidratos totais:..... | 10 |
| 2.3.7. Valor calórico:..... | 11 |
| 2.4. Caracterização físico-química | 11 |
| 2.4.1. Acidez total titulável | 11 |
| 2.4.2. Índice de peróxido | 12 |
| 2.4.3. Rotação óptica | 14 |
| 2.4.4. Índice de refração..... | 14 |
| 2.4.5. Análise de densidade relativa | 14 |
| 2.4.6. Índice de iodo | 15 |
| 2.5. Compostos bioativos | 15 |
| 2.5.1. Antioxidantes..... | 15 |
| 2.5.2. Fenólicos totais | 17 |
| 2.5.3. Flavonoides | 17 |
| 2.5.4. Taninos | 18 |
| 2.6. Análise Cromatográfica dos ácidos graxos..... | 19 |
| 2.7. Análises estatísticas..... | 20 |
| 2.8. Ensino de química..... | 22 |
| 3. OBJETIVOS | 23 |
| 3.1. Objetivo geral | 23 |
| 3.2. Objetivos específicos | 23 |
| 4. METODOLOGIA | 24 |
| 4.1. Obtenção da farinha..... | 24 |
| 4.2. Composição centesimal da farinha de Baru | 24 |
| 4.2.1. Cinzas | 24 |
| 4.2.2. Proteínas | 25 |
| 4.2.3. Lipídeos..... | 26 |
| 4.2.4. Análise de umidade | 27 |
| 4.2.5. Fibras Alimentares Totais | 28 |
| 4.3. Extração e Caracterização físico-química do óleo de Baru..... | 29 |
| 4.3.1. Obtenção do óleo de baru | 29 |
| 4.3.2. Adaptação de metodologia | 31 |

| | |
|--|-----------|
| 4.3.3. Análise de acidez | 31 |
| 4.3.4. Índice de Peróxido..... | 32 |
| 4.3.5. Índice de refração..... | 33 |
| 4.3.6. Densidade | 33 |
| 4.3.7. Índice de iodo | 34 |
| 4.4. Composição de bioativos da castanha de baru | 34 |
| 4.4.1. Obtenção do extrato de óleo e castanha | 34 |
| 4.4.2. Método DPPH | 35 |
| 4.4.3. Método FRAP | 35 |
| 4.4.4. Fenólicos totais | 35 |
| 4.4.5. Carotenóides..... | 36 |
| 4.4.6. Taninos | 37 |
| 4.4.7. Flavonoides..... | 37 |
| 4.4.8. Perfil de Ácidos Graxos | 38 |
| 4.5. Análises estatísticas..... | 39 |
| 4.6. Proposta de aula | 39 |
| 5. RESULTADOS E DISCUSSÃO..... | 40 |
| 5.1. Composição centesimal | 40 |
| 5.2. Extração do óleo de baru | 42 |
| 5.2.1. Obtenção do Óleo | 42 |
| 5.3. Caracterização físico-química do óleo de baru..... | 43 |
| 5.3.1. Acidez Titulável | 43 |
| 5.3.2. Índice de Peróxido..... | 44 |
| 5.3.3. Índice de Iodo..... | 44 |
| 5.3.4. Índice de Refração | 45 |
| 5.3.5. Densidade Relativa | 45 |
| 5.3.6. Rotação Óptica..... | 46 |
| 5.4. PCA - Análise das componentes principais..... | 46 |
| 5.5. Composição em ácidos graxos da castanha de baru (Dipteryx alata Vog.) | 49 |
| 5.5. Compostos bioativos | 51 |
| 5.5.1. Fenólicos e Taninos totais | 52 |
| 5.5.2. Flavonoides..... | 53 |
| 5.5.3. Antioxidantes..... | 53 |
| 5.5.4. Carotenóides..... | 54 |
| 6. CONCLUSÃO..... | 55 |
| REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS..... | 56 |
| ANEXO A | 67 |
| ANEXO B | 68 |
| ANEXO C | 71 |

1. INTRODUÇÃO

O Cerrado brasileiro é um dos biomas mais ricos e diversificados em termos de flora, apresentando uma ampla gama de espécies vegetais que incluem frutos comestíveis. Entre esses frutos, destaca-se o baru, originado do baruzeiro (*Dipteryx alata*), que possui um grande potencial econômico para a região Centro-Oeste. Este fruto é de particular importância para o Cerrado, pois amadurece durante a estação seca e desempenha um papel crucial na alimentação da fauna local (SANO et al., 2004). Apesar de sua relevância ecológica e nutricional, o baru ainda é pouco explorado na indústria, limitando seu potencial comercial.

A distribuição geográfica do baru é predominantemente concentrada nos estados de Tocantins, Goiás, Mato Grosso e Mato Grosso do Sul, com presença menor em Minas Gerais, Maranhão, Pará e Rondônia (MARQUES et al., 2013). O fruto é conhecido por vários nomes, como baru, cumbaru e cumaru, e suas castanhas são amplamente utilizadas na culinária local. No entanto, o potencial industrial do baru permanece subvalorizado, com lacunas significativas na pesquisa sobre a conservação dos subprodutos, a extração do óleo e suas aplicações na indústria alimentícia (SANO et al., 2004).

O baru é rico em nutrientes e compostos bioativos que conferem benefícios à saúde humana. Sua polpa carnosa é utilizada em diversos produtos alimentícios, como doces e bolos, enquanto a semente oleaginosa é aplicada na produção de óleos vegetais e bebidas (MARQUES et al., 2013). Apesar dessas aplicações, a cultura do baru é ainda limitada, com a extração do óleo focada principalmente no mercado regional (OLIVEIRA PAULO, 2020).

A amêndoa de baru se destaca por seu perfil nutricional, apresentando altos teores de lipídios, proteínas, fibra insolúvel e minerais (SANTOS et al., 2015). Além disso, contém aminoácidos essenciais e fitonutrientes, que potencialmente oferecem efeitos benéficos à saúde (FERNANDES et al., 2010; FERNANDES et al., 2015; GONÇALVES et al., 2020). O alto teor de óleo na amêndoa, aproximadamente 40%, favorece a sua extração e promove a produção do óleo de baru no mercado. Esse óleo é rico em ácidos graxos insaturados, especialmente oleico e linoleico, que se apresentam em maior concentração quando em comparação com óleos de amendoim, coco, azeite de oliva e dendê (SOUZA et al., 2019; TAKEMOTO et al., 2001).

Embora existam evidências de benefícios à saúde associados ao óleo de baru, como atividades antioxidantes e anti-inflamatórias, ainda há uma falta de dados robustos sobre suas propriedades e efeitos (SOUZA et al., 2019). Portanto, é crucial realizar estudos científicos adicionais para promover a comercialização do óleo de baru e agregar valor aos produtos

derivados do fruto, contribuindo para o desenvolvimento sustentável e a preservação dos recursos naturais do Cerrado brasileiro.

Dessa forma, este trabalho visa avaliar, as características físico-químicas das castanhas de baru e do óleo extraído, com foco na avaliação da qualidade do óleo, caracterização do perfil de ácidos graxos e atividade antioxidante de dois municípios que fazem parte da RIDE - Região Integrada de Desenvolvimento do Distrito Federal e Entorno. A análise será realizada comparando a extração por prensa manual e por solvente orgânico, oferecendo uma visão mais abrangente sobre o potencial do baru para aplicações na indústria alimentícia.

2. REVISÃO TEÓRICA

2.1. Baru (*Dipteryx alata* Vog)

O baruzeiro, *Dipteryx alata* Vog, é uma árvore leguminosa encontrada principalmente no bioma Cerrado, podendo chegar a 25 metros em solos férteis. É uma espécie conhecida pela sua numerosa densidade de populações, em que seus frutos são utilizados como fonte de renda para famílias locais e como fonte de alimento em períodos de seca, para o gado (SANO et al. 2004).

Melhem (1974) e Sano et al (2004) descrevem o baru como uma drupa (frutos com apenas uma semente), com comprimento de 1,5 a 5 cm em formato ovóide, é levemente achatado e marrom claro. A semente apresenta comprimentos variando de 1 a 3,5 cm e largura de 0,9 a 1,3 cm, a coloração principal é marrom avermelhado, quase preto. Alguns frutos podem apresentar fissuras laterais que exibem o interior de cor creme da castanha.

No Cerrado brasileiro, Sano et al (2004) cita que o baru é uma das poucas frutas com polpa carnosa que florescem em estações de seca. O autor indica que a dispersão das sementes dessas árvores é realizada por meio de dois mecanismos: barocoria e zoocoria. A barocoria refere-se ao processo em que as sementes se dispersam através da queda espontânea após atingirem a maturidade. Já a zoocoria envolve a dispersão das sementes por animais, que ingerem os frutos e transportam as sementes para diferentes locais.

Nogueira e David (1993) citam que o tempo de maturação dos frutos é incerto, e a maturação fisiológica ocorre no início da queda dos frutos e das folhas da árvore, aproximadamente nos meses de agosto a outubro. Sano et al. (1999) e Brito (2004) relatam que cada árvore pode gerar 5000 frutos por ano em áreas de pastagem e que ocorrem variações entre a colheita de cada ano e entre árvores.

Pesquisas realizadas pela EMBRAPA (Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária), relatam que o mesocarpo e a amêndoa do baru, são consumidos tanto pelo homem quanto por animais como morcegos, gado, araras e macacos. As sementes apresentam um gosto menos acentuado que o amendoim (SANO et al 2004), sendo consumida torrada com ou sem sal ou utilizada na formulação de doces como rapadura e pé de moleque, e o seu óleo pode ser consumido em saladas ou frituras.

2.2. Óleo de baru (Extração e composição química)

O baru possui uma semente oleaginosa que tem aplicações diversas na indústria alimentícia para obtenção de óleo vegetal e bebidas (MARQUES et al, 2013). Porém, por se tratar de uma cultura pouco explorada, a extração e a produção do óleo se concentram basicamente em atender o comércio regional para uso em cosmético e não alimentício (OLIVEIRA PAULO, 2020).

A amêndoa de baru destaca-se por apresentar elevados teores de proteínas, fibra insolúvel minerais (potássio, fósforo, manganês, cobre, cálcio, ferro, zinco e magnésio) (SANTOS et al, 2015), compostos fenólicos, aminoácidos essenciais (FERNANDES et al, 2010), fitato, taninos, carotenóides e tocoferóis (FERNANDES et al, 2015; GONÇALVES et al, 2020). Correspondendo a esse perfil nutricional, bioativo e antioxidante, pesquisas ressaltam que o consumo de sementes de baru podem maximizar possíveis efeitos à saúde como, saúde cardiovascular, controle da diabetes e fortalecimento do sistema imunológico (FERNANDES et al., 2010; FERNANDES et al., 2015; GONÇALVES et al., 2020). Essa característica singular posiciona a amêndoa de baru como uma promissora fonte alternativa de óleos vegetais, revelando um considerável potencial para aplicações comerciais.

O óleo extraído de baru é valorizado como um insumo de alto valor de mercado, podendo atingir aproximadamente 40% do teor de óleo na amêndoa. Esse óleo, caracterizado por um elevado grau de insaturação, é rico em ácidos oléico e linoléico, com destaque para este último em comparação com os óleos de amendoim, coco, azeite de oliva e dendê (SOUZA et al, 2019; TAKEMOTO et al, 2001)

O método mais utilizado, de forma industrial, para extração de óleo é por solventes, devido ser uma tecnologia muito desenvolvida e utilizada na extração do óleo de soja para obter um maior rendimento em relação à prensagem e minimizar as perdas no processo. O hexano, um solvente orgânico, é o mais utilizado como extrator por possuir alta estabilidade, ter uma estreita faixa de ebulição e resultar em um baixo teor residual nas tortas. Porém, por ser inflamável, apresenta uma elevada toxicidade e só ser viável em grandes quantidades de matéria prima, há necessidade de estudos acerca de alternativas para extração destes compostos, a fim de tornar o produto mais atrativo comercialmente (MORETTO; FETT, 1998).

Apesar de pesquisas acerca dos efeitos benéficos à saúde com possíveis atividades biológicas como antioxidantes, anti-inflamatória, antitumoral e hipocolesterolêmica, existem poucos dados sobre o óleo extraído das sementes de baru (SOUZA et al, 2019). Entretanto, é

de extrema importância estudos científicos com o objetivo de difundir e despertar interesse na comercialização do óleo de baru, e agregar valor a produtos derivados do fruto, sinalizando o aproveitamento total de recursos naturais com desenvolvimento sustentável e contribuição social para o Cerrado brasileiro.

2.3. Composição centesimal

Marcel Dekker (1996) enfatiza a importância da análise da composição nutricional dos alimentos, ressaltando que essas, oferecem uma visão abrangente do perfil nutricional dos produtos e é crucial para assegurar a qualidade e segurança alimentar. Segundo o autor, as análises de composição influenciam diretamente a indústria alimentícia, em que, são essenciais para determinar a adequação dos suprimentos alimentares, calcular os custos e otimizar a reutilização de matérias-primas descartadas, mas que possuem alto potencial nutricional.

A composição centesimal dos alimentos quantifica o teor dos principais componentes químicos presentes em um alimento. Os principais componentes analisados incluem água, proteínas, lipídios, carboidratos e cinzas, cada um desempenhando um papel específico na avaliação do valor nutritivo e na adequação dos alimentos (FENNEMA, 1996; AOAC, 2016).

2.3.1. Análise de Umidade:

A umidade é um parâmetro crucial na análise de alimentos, influenciando significativamente sua qualidade, segurança e estabilidade. Quimicamente, a umidade em alimentos refere-se à presença de água, que pode existir de diferentes formas e estados. Compreender essas formas é essencial para otimizar a formulação e conservação dos produtos alimentícios.

A água nos alimentos pode ser classificada como água livre e água ligada. A água livre é aquela que não está fortemente associada aos componentes do alimento e pode ser removida facilmente por métodos de secagem. Essa água é responsável por características como textura e sabor dos alimentos e pode promover a deterioração e o crescimento de microrganismos (BOURNE, 1982). Em contraste, a água ligada está fortemente associada a macromoléculas como proteínas e carboidratos e não pode ser facilmente removida. A água ligada tem uma

menor atividade de água e desempenha um papel crucial na manutenção da estrutura e funcionalidade dos alimentos (MOISTURE, 1997).

A umidade tem um impacto direto na textura e estabilidade dos alimentos. Em alimentos secos, a falta de umidade pode resultar em uma textura quebradiça e perda de crocância, enquanto a alta umidade pode tornar os alimentos moles e suscetíveis ao crescimento de microrganismos (BOURNE, 1982). Além disso, a água participa de várias reações químicas, como a reação de Maillard e a hidrólise, que podem alterar o sabor, cor e valor nutricional dos alimentos. A presença de umidade também facilita a deterioração microbiológica e enzimática (GOULD, 1995).

No que diz respeito ao armazenamento e conservação, o controle da umidade é fundamental para prevenir a deterioração e prolongar a vida útil dos alimentos. Métodos como secagem, liofilização e o uso de agentes desidratantes são amplamente empregados para gerenciar a umidade e preservar a qualidade dos produtos alimentícios (SAXENA, 2018).

Para medir a umidade em alimentos, diversas técnicas são utilizadas. O método mais comum é a secagem por estufa, onde a amostra é aquecida a uma temperatura constante e a perda de massa é usada para calcular o teor de umidade (AOAC, 2005). O método de Karl Fischer, por sua vez, usa titulação química para determinar a quantidade exata de água em uma amostra (KARL FISCHER, 1935). Além disso, métodos modernos, como a espectroscopia de absorção de micro-ondas, medem a umidade com base na absorção de radiação micro-ondas pela água (REID & PRAUSNITZ, 1977).

2.3.2. Análises de proteínas:

A análise de proteínas é um aspecto crucial na bioquímica e na ciência dos alimentos, uma vez que as proteínas desempenham papéis fundamentais na estrutura, função e qualidade dos alimentos. Diversas técnicas são empregadas para quantificar e caracterizar proteínas, cada uma oferecendo informações específicas sobre essas macromoléculas.

O método de Kjeldahl é uma das técnicas mais amplamente utilizadas para a quantificação de proteínas, especialmente em laboratórios de alimentos. Este método é valorizado por sua versatilidade e precisão, sendo amplamente validado por diversas organizações internacionais (SÁEZ-PLAZA et al., 2013; KIRK, 1950). O princípio do método de Kjeldahl baseia-se na determinação do teor de nitrogênio total em uma amostra, que é usado para estimar a quantidade de proteínas, dado que as proteínas contêm nitrogênio em suas

estruturas de aminoácidos. O procedimento consiste em três etapas principais: digestão, destilação e titulação. (SÁEZ-PLAZA et al., 2013)

Durante a digestão, a amostra é tratada com ácido sulfúrico concentrado, que converte o nitrogênio orgânico em sulfato de amônio. A eficiência da digestão aumenta quando as amostras são pequenas e homogêneas (SÁEZ-PLAZA et al., 2013). Após a digestão, o produto salino é tratado com uma solução de hidróxido de sódio (NaOH) para liberar o nitrogênio na forma de amônia gasosa. Este gás é então capturado em uma solução de ácido bórico e titulado para quantificar a quantidade de nitrogênio presente na amostra (KIRK, 1950). A meticulosidade no preparo da amostra e na execução do processo é fundamental para evitar interferências e erros nos resultados finais (SÁEZ-PLAZA et al., 2013).

Além do método de Kjeldahl, a eletroforese em gel e a espectrometria de massa são amplamente utilizadas para a identificação e caracterização de proteínas. A eletroforese em gel separa proteínas com base no tamanho e na carga elétrica, permitindo a visualização de perfis proteicos e a análise da pureza e composição das proteínas (Sambrook & Russell, 2001). A espectrometria de massa oferece uma análise detalhada da massa molecular das proteínas e seus fragmentos, possibilitando a identificação precisa das sequências de aminoácidos e modificações pós-traducionais (MANN & WILM, 1994).

Outra técnica comum para a análise quantitativa é o método de Bradford, que utiliza um corante, o Coomassie Brilliant Blue, que se liga a resíduos de aminoácidos em proteínas, produzindo uma cor azul que pode ser medida espectrofotometricamente. Esse método é rápido e sensível, e é ideal para uma ampla gama de concentrações de proteínas (BRADFORD, 1976).

2.3.3. Análise de Lipídios Totais:

Os lipídeos são um grupo de compostos quimicamente diversos que compartilham a característica comum de serem insolúveis em água. Eles desempenham funções essenciais em muitos organismos, com gorduras e óleos sendo as principais formas de armazenamento de energia. Fosfolipídeos e esteróis, por outro lado, são fundamentais para a estrutura das membranas biológicas. Além disso, outros lipídeos, embora presentes em menores quantidades, têm papéis cruciais, como cofatores enzimáticos, transportadores de elétrons, pigmentos fotossensíveis, âncoras hidrofóbicas para proteínas, agentes emulsificantes no trato digestivo, hormônios e mensageiros intracelulares (LEHNINGER, 2014).

As principais formas de mensurar os lipídios em alimentos, é utilizando um solvente com características apolares, visto que estes compostos são hidrofóbicos. Os principais

solventes utilizados pela literatura são n-Hexano, éter de petróleo ou uma mistura de metanol e clorofórmio. A extração deve ser feita em ciclos e com amostra triturada, assim garante-se a extração completa do extrato etéreo. O solvente solubiliza a gordura da amostra e a extração ocorre por arraste (Soxhlet) ou agitação seguido de centrifugação (Bligh & dyer). O teor de lipídios é mensurado após evaporação do solvente (BLIGH & DYER 1959; AOCS, 2003).

2.3.4. *Análise de resíduo mineral fixo:*

A análise de cinzas é um método fundamental na química dos alimentos para determinar o conteúdo de resíduos minerais presentes após a queima completa da matéria orgânica de uma amostra. As cinzas representam os componentes minerais inorgânicos de um alimento, que permanecem após a remoção da matéria orgânica por incineração a altas temperaturas. Este método é crucial para a avaliação da qualidade nutricional e da composição mineral dos alimentos.

Cinzas são obtidas através da incineração de amostras alimentícias em uma mufla a temperaturas que geralmente variam entre 500°C e 600°C. Durante este processo, a matéria orgânica é destruída e convertida em dióxido de carbono, água e outros gases, deixando para trás um resíduo mineral composto por vários elementos inorgânicos, como sódio, potássio, cálcio, magnésio e outros metais (MILLER, 1984; AOAC, 2000).

A composição das cinzas pode fornecer informações importantes sobre o valor nutricional e a qualidade do alimento. Minerais como cálcio e fósforo são essenciais para a saúde óssea, enquanto sódio e potássio desempenham papéis críticos no equilíbrio eletrolítico e na função celular (REID & PRAUSNITZ, 1977).

As cinzas são compostas principalmente por sais minerais e óxidos. Durante a incineração, a decomposição dos compostos orgânicos e a oxidação dos minerais resultam em uma mistura complexa de óxidos metálicos, carbonatos e outros sais inorgânicos. O perfil mineral das cinzas pode ser analisado usando técnicas como espectrometria de emissão óptica com plasma induzido (ICP-OES) e espectrometria de massa com plasma induzido (ICP-MS), que permitem a determinação precisa da concentração de elementos específicos nas cinzas (MILLER, 1984).

Além disso, a análise de cinzas pode revelar a presença de diferentes tipos de cinzas, como cinzas solúveis em água ou cinzas solúveis em ácido, que são importantes para compreender a biodisponibilidade dos minerais. As cinzas solúveis em água são geralmente

mais facilmente absorvidas pelo organismo, enquanto as cinzas solúveis em ácido representam minerais que podem ser mais difíceis de absorver (ANGELIS et al., 2014).

O método de cinzas é amplamente regulamentado e descrito em normas padrão, como aquelas publicadas pela Association of Official Analytical Chemists (AOAC), que estabelecem procedimentos rigorosos para a incineração e análise dos resíduos minerais (AOAC, 2000). Esta metodologia permite a comparação consistente dos níveis de minerais entre diferentes amostras e produtos alimentícios, contribuindo para o controle de qualidade e a segurança alimentar.

2.3.5. *Fibras alimentares*

A análise de fibras alimentares é essencial para determinar a quantidade e a composição das fibras dietéticas presentes em alimentos. As fibras alimentares são divididas em duas categorias principais: solúveis e insolúveis. Ambas desempenham papéis importantes na saúde humana, como a regulação do trânsito intestinal e a modulação dos níveis de lipídios no sangue. O método enzimático-gravimétrico é amplamente utilizado para essa análise, fornecendo informações detalhadas sobre o conteúdo de fibras de um alimento.

O método enzimático-gravimétrico, descrito no método n° 960.52, é uma técnica padrão que simula a digestão humana para analisar as fibras alimentares. Este processo é dividido em três etapas principais: digestão, separação e quantificação das fibras solúveis e insolúveis.

Na primeira etapa, a amostra alimentar é submetida a uma digestão enzimática usando uma combinação de três enzimas consecutivas. Estas enzimas mimetizam a digestão no trato gastrointestinal humano, quebrando amidos e proteínas que podem interferir na análise das fibras (SIGMA-ALDRICH, 2023). Após a digestão, as enzimas são removidas, e o resíduo da amostra é preparado para a próxima fase.

A segunda etapa envolve a separação das fibras insolúveis. O material digerido é filtrado para remover as fibras que não se dissolvem em água. O resíduo filtrado, que contém as fibras insolúveis, é então seco e pesado para determinar a massa total das fibras insolúveis. Este resíduo pode incluir celulose, hemicelulose e outros componentes que permanecem após a digestão (MCCLEARY & CEREAL, 2004).

Na terceira etapa, a quantificação das fibras solúveis é realizada. O filtrado da etapa anterior, que contém as fibras solúveis, é precipitado com álcool etílico. Após a precipitação, o precipitado é filtrado, seco e pesado. A diferença de peso entre a amostra seca e o peso da fibra insolúvel fornece a quantidade de fibras solúveis. A soma das fibras solúveis e insolúveis resulta no total de fibras alimentares presentes na amostra.

Para garantir a precisão dos resultados e minimizar erros, realiza-se a análise adicional de cinzas e proteínas nas amostras secas de fibra. A quantidade de cinzas e proteínas é subtraída do total de fibras para obter um valor mais preciso das fibras alimentares. Esse procedimento ajuda a compensar qualquer possível interferência de componentes não fibrosos que possam afetar a medição (SÁEZ-PLAZA et al., 2013).

2.3.6. Análise de carboidratos totais:

A química dos carboidratos está baseada na estrutura das suas unidades monoméricas, os monossacarídeos, como glicose, frutose e galactose. Esses açúcares simples podem se unir por meio de ligações glicosídicas para formar oligossacarídeos e polissacarídeos. Um exemplo de polissacarídeo é o amido, que é constituído exclusivamente de glicose e serve como a principal forma de armazenamento de carboidratos em plantas. O amido é composto por duas frações distintas: a amilopectina, com uma estrutura ramificada, e a amilose, que possui uma estrutura linear (NELSON & COX, 2008).

Os açúcares, como a sacarose e a lactose, são rapidamente digeridos e absorvidos pelo organismo, fornecendo uma fonte rápida de energia. Já as fibras alimentares, que incluem celulose, hemicelulose e pectinas, são carboidratos que não são completamente digeridos no trato gastrointestinal, mas desempenham funções importantes na regulação do trânsito intestinal e na modulação dos níveis de lipídios no sangue (SLAVIN, 2013).

A quantificação dos carboidratos em alimentos é frequentemente realizada pela subtração dos percentuais de outros componentes da composição centesimal. Esse método é utilizado porque os carboidratos estão presentes na maioria dos alimentos em grandes quantidades e representam uma parte significativa da composição total. Este método é uma maneira prática de estimar o conteúdo de carboidratos sem a necessidade de realizar uma análise direta e complexa para cada tipo de carboidrato (BENDER, 2003).

2.3.7. Valor calórico:

O valor calórico de um alimento, ou seu valor energético, indica a quantidade de energia que um alimento pode fornecer ao organismo quando metabolizado. O valor calórico é determinado pela quantidade de macronutrientes presentes em um alimento: carboidratos, proteínas e lipídios.

Os macronutrientes são os principais responsáveis pelo valor calórico dos alimentos. Cada um desses nutrientes fornece uma quantidade específica de calorias por grama, conforme suas propriedades químicas e metabólicas. Carboidratos e proteínas fornecem aproximadamente 4 calorias por grama, enquanto lipídios fornecem cerca de 9 calorias por grama (MCCANCE & WIDDOWSON, 2011). Essa diferença na densidade calórica está relacionada às suas estruturas químicas e ao metabolismo energético, onde lipídios têm maior capacidade de armazenar energia devido à sua estrutura altamente reduzida e maior número de ligações carbonos-hidrogênio (MURRAY et al., 2014).

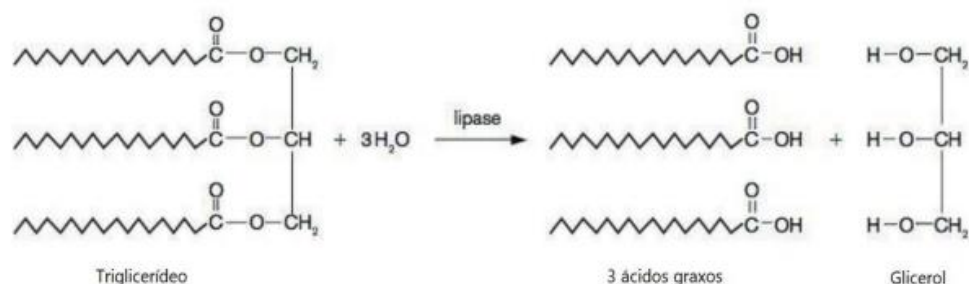
2.4. Caracterização físico-química

2.4.1. Acidez total titulável

A análise de acidez em alimentos é uma técnica crucial para avaliar a qualidade e a segurança dos produtos alimentícios, com ênfase particular em óleos, como o azeite extra virgem. A acidez se refere à quantidade de ácidos livres presentes em um alimento, que pode influenciar suas características sensoriais, como sabor e aroma, e também sua estabilidade e conservação microbiológica. (IAL, 2001)

A metodologia mais comum para a determinação da acidez é a titulação ácido-base. Este método envolve a neutralização dos ácidos presentes no alimento por uma base padrão. O ponto de equivalência é identificado com o uso de um indicador apropriado, como a fenolftaleína ou o azul de bromotimol. A quantidade de base usada para neutralizar a amostra é diretamente proporcional à acidez do alimento (BENDER, 2003; DRAPER & SMITH, 1998). Técnicas automatizadas, como tituladores automáticos, são empregadas para aumentar a precisão e reduzir erros operacionais (MONTGOMERY, 2017).

Figura 1- Reação de hidrólise de triglicerídeos (lipase).



Fonte: GUIHARD, 2011

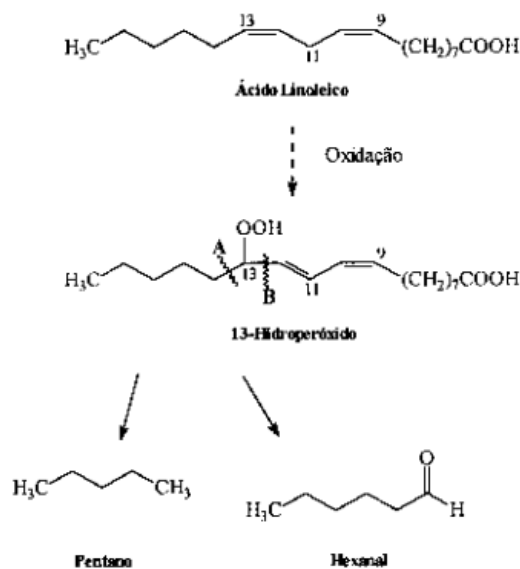
A rancificação hidrolítica é um processo enzimático crucial na indústria alimentícia, onde a lipase catalisa a hidrólise dos triglicerídeos, resultando na formação de ácidos graxos livres e glicerol (Figura 1). Esta reação, descrita detalhadamente por Gunstone, Harwood e Dijkstra (2016), pode afetar negativamente a qualidade dos produtos lipídicos, alterando seu sabor, cheiro e valor nutritivo, e diminuindo sua vida útil. Para mitigar a rancificação, é essencial controlar as condições de armazenamento e empregar antioxidantes ou estabilizantes (HAMILTON, 1987).

No Brasil, a acidez em óleos, especialmente em azeites extra virgem, é regulamentada pela legislação específica para garantir a qualidade e a autenticidade do produto. De acordo com a Instrução Normativa nº 2, de 9 de janeiro de 2000, da Secretaria de Defesa Agropecuária do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA), o azeite extra virgem deve ter um índice de acidez, expresso como ácido oleico, inferior a 0,8%. Esta norma visa assegurar que o produto mantenha suas propriedades organolépticas e nutricionais, além de proteger o consumidor contra fraudes e práticas comerciais desleais.

2.4.2. *Índice de peróxido*

O índice de peróxidos é uma medida crucial para avaliar a qualidade e a frescura de óleos e gorduras. O índice de peróxido refere-se à quantidade de peróxidos presentes em um óleo, que são produtos intermediários da oxidação lipídica. O aumento dos peróxidos indica degradação das ligações duplas e rancificação do óleo, o que pode comprometer sua segurança e qualidade sensorial. (SILVA et al. 1999)

Figura 2- Reação de oxidação de ácidos graxos insaturados.



Fonte: SILVA et al. 1999

Os peróxidos são espécies químicas altamente reativas que se formam quando os lipídios, principalmente ácidos graxos insaturados, reagem com oxigênio. A formação de peróxidos é uma etapa inicial no processo de oxidação lipídica, que pode levar à formação de compostos secundários, como aldeídos e cetonas (figura 2), que afetam negativamente o sabor e o odor do óleo (DRAPER & SMITH, 1998; JOLLIFFE, 2002).

A determinação do índice de peróxidos é geralmente realizada por métodos colorimétricos ou titulatórios. O método mais utilizado é a titulação com iodeto de potássio, onde o peróxido presente no óleo oxida o iodeto para iodina, que é então titulado com uma solução de tiosulfato de sódio. A quantidade de tiosulfato utilizada para neutralizar o iodina é proporcional ao índice de peróxidos (MILLER, 1984; MONTGOMERY, 2017).

Outros métodos incluem a espectrofotometria, que pode medir a absorvância de uma solução contendo peróxidos em um comprimento de onda específico, e a cromatografia líquida de alta eficiência (HPLC), que permite a separação e quantificação de peróxidos e seus produtos de decomposição (SAMBROOK & RUSSEL, 2001).

No Brasil, o controle do índice de peróxido em óleos é regulamentado para garantir a qualidade e a segurança dos produtos consumidos. De acordo com a Instrução Normativa nº 2, de 9 de janeiro de 2000, do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA), o índice de peróxidos para azeites extra virgem não deve exceder 20 meq O₂/kg. Essa norma é fundamental para assegurar que o óleo mantenha suas propriedades sensoriais e nutricionais e para proteger os consumidores de produtos deteriorados ou alterados (MAPA, 2000).

2.4.3. Rotação óptica

A análise de rotação óptica é uma técnica utilizada para medir a capacidade de uma substância de girar o plano de polarização da luz polarizada incidente. Essa técnica é comumente utilizada para determinar a pureza e a concentração de substâncias químicas, incluindo óleos. A rotação óptica é medida em graus e depende da natureza da substância, do comprimento de onda da luz e do comprimento do caminho percorrido pela luz na substância. Este experimento ajuda na identificação de compostos quirais, em estudo de reações químicas para determinar a estereoquímica dos produtos e auxilia na determinação da estrutura molecular. (HAMILTON, 2001)

2.4.4. Índice de refração

O índice de refração de óleos e gorduras é uma medida do grau de saturação das cadeias de ácidos graxos presentes nesses compostos. Ele pode ser determinado com um refratômetro digital ou de bancada. A refração de compostos parte do princípio de que a velocidade da luz no vácuo é sempre a mesma, mas quando a luz se move através de qualquer outro meio, ela é desacelerada pelas interações eletromagnéticas, em que é constantemente absorvida e reemitida pelo material. A razão entre a velocidade da luz no vácuo e a velocidade da luz em outra substância é definida como o índice de refração. (HAMILTON, 2004)

2.4.5. Análise de densidade relativa

A análise de densidade de óleos comestíveis é utilizada principalmente para verificar o índice de contaminação ou deterioração do óleo. A densidade refere-se à massa do volume do óleo a determinada temperatura. A densidade pode ser utilizada para identificar as propriedades da mistura, bem como para o planejamento de tubagens de processo e tanques de armazenamento na indústria. A densidade e o índice de refração permitem uma rápida confirmação da identidade do produto. (IAL, 2008)

2.4.6. Índice de iodo

O índice de iodo é uma medida química usada para avaliar o grau de insaturação em óleos e gorduras. Introduzido no início do século XX, esse índice surgiu como uma ferramenta para caracterizar a composição química de lipídios, particularmente para entender o nível de ácidos graxos insaturados presentes nas amostras. O princípio químico por trás dessa análise envolve a adição de iodo a um óleo ou gordura. O iodo, devido à sua capacidade de se ligar às ligações duplas das cadeias de ácidos graxos insaturados, reage diretamente com essas estruturas. A quantidade de iodo que não reage, após o contato com o óleo, é então medida para determinar o índice de iodo (HARWOOD & APPLIN, 1995).

A análise do índice de iodo é importante por estar relacionada com o número de ligações duplas presentes nos ácidos graxos, refletindo a insaturação do óleo. Isso é relevante para diversas aplicações, desde a avaliação da qualidade de óleos alimentares até o desenvolvimento de produtos cosméticos e farmacêuticos. Em óleos alimentares, por exemplo, um índice de iodo mais alto geralmente indica uma maior presença de ácidos graxos poli-insaturados, que são benéficos para a saúde cardiovascular. (FRIEDMAN, 2010; INTERNATIONAL UNION OF PURE AND APPLIED CHEMISTRY, 2004).

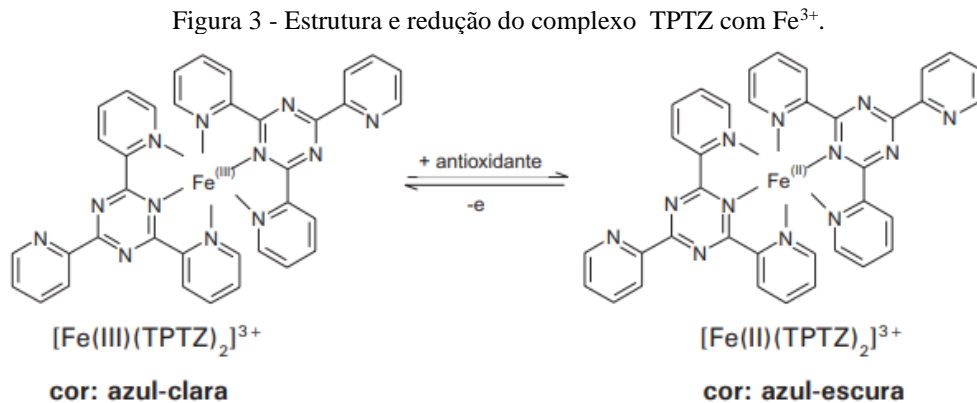
2.5. Compostos bioativos

2.5.1. Antioxidantes

A capacidade antioxidante pode ser quantificada utilizando diferentes parâmetros, sendo eles a capacidade de eliminação do radical peroxil (ORAC, TRAP), capacidade de redução do íon metálico (FRAP, CUPRAC), capacidade de eliminação do radical orgânico (ABTS, DPPH) e quantidade de produtos de peroxidação lipídica (TBARS) (ARUOMA, 2003). O FRAP, ABTS, DPPH e ORAC são os métodos mais utilizados para determinar a capacidade antioxidante *in vitro*.

O reagente do FRAP é preparado pela mistura de um tampão de acetato (pH=3,6) com FeCl_3 e TPTZ. O tricloreto de Ferro (III) fornece íons de Fe^{+3} , quando em contato com o TPTZ formam um complexo TPTZ-Fe (III), complexo com coloração azul clara (Figura 3). O tampão fornece o meio ideal para formação deste complexo, que ocorre em pH ácido. (RUFFINO, 2006)

Quando os antioxidantes presentes na amostra reagem com estes complexos de ferro (III), estes são reduzidos a complexos de TPTZ-Fe (II) que intensificam a coloração azul-clara para azul-escuro (figura 3). Com o auxílio de um espectrofotômetro UV-Vis, é possível quantificar a concentração de TPTZ reduzido e com uma curva de calibração, determinar a concentração de antioxidantes.

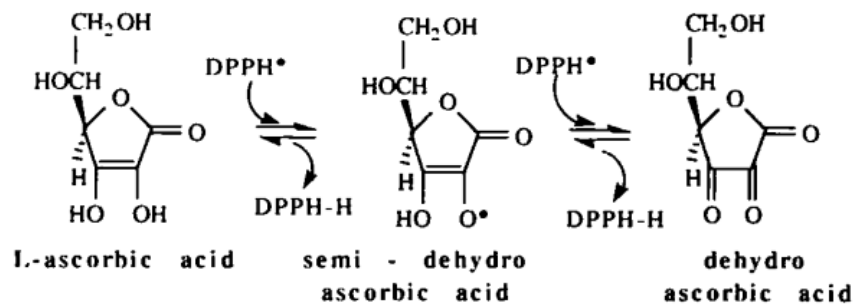


Fonte: Rufino, 2006

No trabalho de Brand-Williams (1995) o autor expõe a reação dos radicais livres de DPPH* com a molécula de ácido ascórbico. O autor explica que o DPPH* tem uma cinética de reação acelerada ou intermediária, com coloração inicial roxo-escuro. Pela reação de oxidação do ácido (Figura 4), o autor demonstra a alta reatividade do DPPH, capturando o hidrogênio das duas hidroxilas periféricas, o que torna a coloração da reação amarela.

Esta diferença de coloração pode quantificar a capacidade antioxidante do ácido ascórbico quando calibrada com uma curva regressão das concentrações frente a respectiva absorbância (RUFFINO, 2007).

Figura 4- Reação de oxidação do ácido ascórbico frente ao radical livre de DPPH*



Fonte: Brand-Williams (1995)

Na literatura recomenda-se que ao menos dois métodos ou todos esses ensaios sejam combinados para formar uma imagem mais confiável da capacidade antioxidante total de um alimento, portanto as vantagens e desvantagens e a aplicabilidade de cada ensaio devem ser levados em consideração (RUFINO,2010).

2.5.2. Fenólicos totais

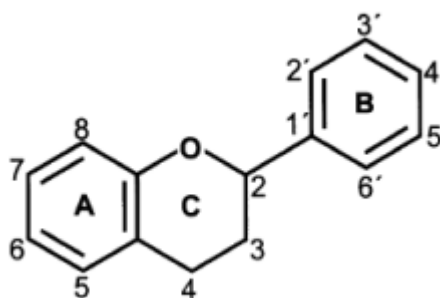
Os fenólicos são compostos, com atividade antioxidante, cuja estrutura contém grupos hidroxila ligados às cadeias carbônicas cíclicas, recebem diferentes classificações conforme o número de anéis de fenol em sua estrutura. Os fenóis obtêm seu esqueleto principal por derivações de fenóis simples e alguns ácidos fenólicos. (RIOS, 2006)

Segundo Malta et al. (2014), as análises baseadas na utilização do reagente Folin-Ciocalteu são amplamente utilizadas na literatura. Essa metodologia possui uma alta reprodutibilidade e conseqüentemente é encontrada em diversos artigos, porém há uma limitação relativa à presença de proteínas, cuja recomendação é tratar a amostra com uma solução de ácido tricloroacético e acetona, resultando na precipitação dessas proteínas.

2.5.3. Flavonoides

Os flavonoides são compostos provenientes do metabolismo secundário de plantas, e exibem inúmeras propriedades, como a antioxidante. Esses compostos estão incluídos na classe dos fenólicos (PEÑARRIETA et al., 2014), e as principais subclasses incluem antocianinas, flavonas, flavanonas, flavonóis e isoflavonoides (RODRIGUES et al., 2015).

Figura 5 - Estrutura química genérica dos flavonoides com núcleo flavano.



Fonte: Havsteen (2002); Lemos (2012)

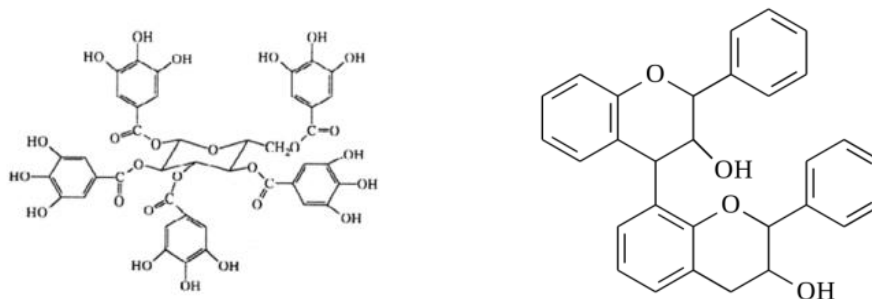
Lemos (2012) cita que os compostos fenólicos estão presentes de maneiras diversas nos vegetais. Ele explica que a estrutura química consiste de dois anéis aromáticos (A e B, figura 5) unidos por três carbonos e um átomo de oxigênio. As variações ocorrem nas substituições deste anel C, variando o núcleo flavano (A e C) resultando nas diferentes classes de flavonoides (LEMOS, 2012; MANN, 1987). Havsteen (2002) complementa, citando que estes compostos apresentam a mesma estrutura primária, assim a semelhança entre algumas atividades biológicas. Entretanto, devido a certas modificações estruturais, apresentam propriedades distintas (LEMOS, 2012).

Embora os flavonóides possam ser quantificados por HPLC, este método apresenta limitações relacionadas à capacidade de separação das colunas cromatográficas, tornando-o inviável para quantificar esses compostos de forma precisa (MALTA et al., 2014). Em razão dessas limitações, é mais recomendada a metodologia baseada na identificação de complexos flavonoides e tricloreto de alumínio. (BRITO CANGUSSU et al., 2021; MALTA et al., 2014)

2.5.4. *Taninos*

Os taninos são compostos fenólicos com elevada massa molecular, são responsáveis pelo sabor adstringente dos frutos e pela capacidade de precipitar proteínas (SOARES et al., 2007). Os taninos podem ser classificados em duas categorias principais: taninos hidrolisáveis e taninos condensados.

Figura 6 - Taninos hidrolisáveis e condensados, respectivamente.



Fonte: Silva, 2021

Os taninos hidrolisáveis derivam da rota do ácido chiquímico e são compostos por ésteres de ácido elágico e ácido gálico. Em contraste, os taninos condensados têm origem no metabolismo do fenilpropanol e costumam estar presentes em maiores quantidades do que os hidrolisáveis (NUNES et al., 2013).

. A quantificação dos taninos pode ser realizada por diversas metodologias, incluindo o Teste da Vanilina, o Azul de Prússia e o Teste de Folin-Denis, todos baseados na capacidade dos taninos de precipitar proteínas (HAGERMAN e BUTLER, 1978) e formar complexos insolúveis (SWAIN; CREASY, 1965). A metodologia oficial para a análise de taninos, conforme a Association of Agricultural Chemists (1965), utiliza a precipitação de gelatina como critério de determinação.

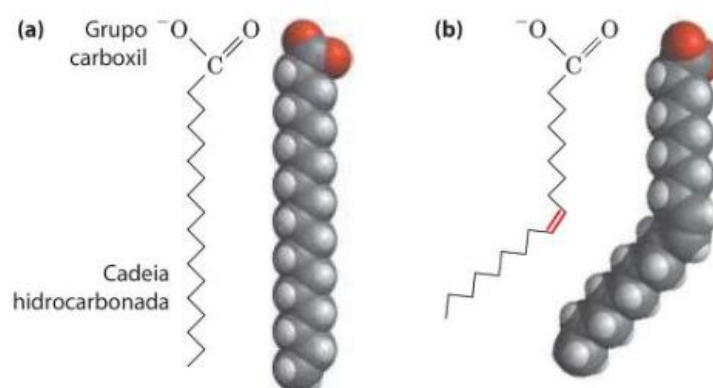
2.6. Análise Cromatográfica dos ácidos graxos

As gorduras e os óleos são triacilgliceróis, compostos formados por glicerol e ácidos graxos, onde este último pode variar quanto ao tamanho da cadeia de hidrocarbonetos (4 a 36 carbonos) e quanto a presença de insaturações na cadeia, podendo ser do tipo saturada. (sem ligações duplas) e insaturadas (contêm uma ou mais ligações duplas) como demonstrado na Figura 07 (LEHNINGER, 2014).

Os ácidos graxos mais comuns encontrados nos organismos vivos possuem um número par de átomos de carbono em cadeias não ramificadas, variando de 12 a 24 carbonos. Esse padrão decorre da síntese desses compostos, que envolve a condensação sucessiva de unidades de dois carbonos (acetato) (LEHNINGER, 2014).

Já as cadeias insaturadas dos ácidos graxos dependem da natureza e do número das duplas ligações, pois estas são os principais sítios ativos para reações com oxigênio. O autor explica que os principais meios de conservação estão na prevenção da exposição à luz e ao calor, bem como da qualidade de extração do óleo. A presença de pró-oxidantes como íons metálicos de transição ou a presença de antioxidantes, são fatores determinantes para indicar a qualidade. (SILVA et al, 1999)

Figura 7 - Estrutura geral de ácidos graxos saturados (a) e insaturados (b).



Fonte: Lehninger, 2014

A cromatografia gasosa é uma técnica para separar os componentes de uma mistura de acordo com suas propriedades de dissolução, polaridade ou volatilidade. O cromatógrafo gasoso (CG) baseia-se na separação de compostos gasosos e voláteis com base na capacidade de retenção de cada componente na coluna cromatográfica utilizada, sendo ela empacotada ou capilar (SKOOG, 2014).

A amostra é injetada no equipamento e imediatamente passada para o estado gasoso, esta é transportada pela coluna através de uma fase móvel, um gás inerte de arraste. Quanto maior a afinidade dos compostos com a fase estacionária da coluna maior sua adsorção e maior o tempo de retenção. A amostra é eluída no detector, este pode ser do tipo de Ionização de chama (FID), condutividade térmica, UV-Vis ou acoplado a um espectrômetro de massas (CG-MS). O sinal elétrico é convertido em um cromatograma da intensidade do sinal frente ao tempo de retenção (SKOOG, 2014).

Alguns lipídios são naturalmente voláteis, mas a maioria deve ser derivatizada para aumentar a volatilidade. Para analisar ácidos graxos, os lipídeos são primeiro transesterificados com metanol/HCl ou metanol/NaOH para converter os ácidos graxos esterificados em seus respectivos metils ésteres. Esses ésteres são então analisados em coluna cromatográfica de gás-líquido. (SILVERSTEIN; WEBSTER, 2007).

Para determinar com precisão o comprimento da cadeia hidrocarbonada ou a posição das ligações duplas, a análise espectrométrica de massa dos lipídios, ou de seus derivados voláteis, é crucial. Embora as propriedades químicas e a ordem de eluição nas técnicas cromatográficas possam ser semelhantes, a espectrometria de massa permite a identificação dos componentes da mistura lipídica por seus padrões únicos de fragmentação (SOLOMONS; FRYHLE, 2006). A resolução aprimorada da espectrometria de massa possibilita a identificação de lipídeos individuais em misturas complexas sem fracionamento preliminar, evitando perdas e acelerando o processo analítico.

2.7. Análises estatísticas

A quimiometria é uma disciplina crucial na análise de alimentos, proporcionando ferramentas estatísticas e matemáticas para otimizar a análise e interpretação de dados químicos (BRERETON, 2003). Na prática, a quimiometria desempenha um papel vital em diversas áreas, como controle de qualidade, desenvolvimento de produtos e verificação de autenticidade. No

presente trabalho, serão utilizadas algumas das principais técnicas quimiométricas utilizadas na análise de alimentos, destacando o Teste T-Student, ANOVA com o Teste de Tukey, Regressão Linear, Teste de Grubbs e PCA

O Teste T-Student é amplamente utilizado para comparar médias entre dois grupos independentes e determinar se as diferenças observadas são estatisticamente significativas (STUDENT, 1908). Ao realizar o Teste T-Student, um valor-p é calculado para verificar se a diferença nas médias é suficientemente grande para ser considerada significativa, geralmente comparando o valor-p obtido com um nível de significância pré-determinado (MONTGOMERY, 2017).

Quando se trata de comparar três ou mais grupos, a ANOVA (Análise de Variância) é a técnica estatística de escolha (FISHER, 1925). A ANOVA avalia se há diferenças significativas entre as médias de vários grupos e é frequentemente seguida pelo Teste de Tukey para realizar comparações múltiplas entre os grupos (TUKEY, 1949).

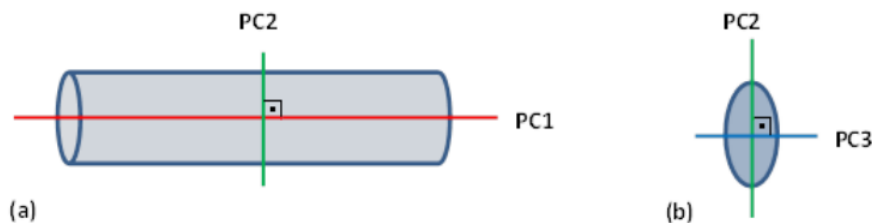
A Regressão Linear é uma técnica fundamental que modela a relação entre uma variável dependente e uma ou mais variáveis independentes (DRAPER & SMITH, 1998). Na indústria alimentícia, a Regressão Linear pode ser empregada para entender como variáveis de processamento, como temperatura e tempo, afetam a concentração de compostos bioativos. Por meio da regressão, é possível prever valores futuros e ajustar processos para alcançar resultados desejados (MONTGOMERY, 2017).

O Teste de Grubbs, utilizado para detectar outliers em conjuntos de dados, é essencial para garantir a integridade dos dados experimentais (GRUBBS, 1969). Em análises de alimentos, esse teste pode identificar valores extremos na concentração de contaminantes ou compostos de interesse, ajudando a assegurar que os resultados reflitam com precisão a realidade do processo de análise.

A Análise de Componentes Principais (PCA) é uma técnica de redução de dimensionalidade que transforma variáveis correlacionadas em um conjunto menor de variáveis não correlacionadas, conhecidas como componentes principais (JOLLIFFE, 2002).

Moreira (2018) descreve que ao criar um modelo de análise para PCA, é necessário realizar um pré-processamento de dados para que estes fiquem centrados na média, se dividir o valor pelo desvio padrão das amostras, obtém-se uma escala de valores adimensionais e assim diminuindo o erro de unidades diferentes atribuídos a cada análise.

Figura 8 - Exemplo ilustrativo da distribuição em 3D das variâncias principais PC1 (x) e PC2 (y) em (a) e PC2 (y) e PC3 (z) em (b)



Fonte: Moreira, 2018 ; Ferreira, 2015

A PCA explica o direcionamento vetorial para cada sentido de maior variância, em que, a PC1 ou a primeira componente principal, descreve a maior agregação de dados em determinado sentido. A PC2, explica em sentido ortogonal a PC1, o segundo maior efeito de variância dos dados. Esta regra se perpetua até a dimensão estabelecida (figura 8) (MOREIRA, 2018).

2.8. Ensino de química

Morin (2018) cita que a construção do conhecimento baseia-se na interpretação derivada da experimentação e aplicação de conceitos em situações-problema. Este mecanismo permite que os indivíduos usem suas percepções para reconfigurar as informações de acordo com suas perspectivas, facilitando assim a assimilação de conhecimento.

Na sala de aula, o papel do educador é facilitar o aprendizado (MORTIMER et al. 2018) e é fundamental que o educador se conecte com os alunos, gerando uma comunicação clara e consistente que auxilie na transmissão de informações alinhadas com a complexidade e a diversidade das experiências dos estudantes (ARROIO et al., 2006).

Mortimer et al. (2018) indica que a adoção de um conceito central para explorar os princípios químicos relacionados, torna-se uma estratégia eficaz. Isso ajuda a relacionar o conteúdo acadêmico com aspectos do cotidiano dos alunos. Por exemplo, as reações de hidrólise e oxidação de óleos e gorduras que provocam o sabor de adstringência e rancidez. Uma reação simples e introdutória para alunos de ensino médio, estas remetem a boa parte das memórias gustativas ao longo do crescimento dos alunos.

Tais fenômenos permitem a integração de aspectos fenomenológicos, representacionais e teóricos da química na elaboração de aulas teóricas e práticas, adaptando o ensino a diferentes níveis educacionais. Essa abordagem favorece uma compreensão mais profunda do desenvolvimento da pesquisa científica e promove uma aprendizagem significativa, na qual os

alunos atuam como protagonistas ativos em seu processo de aprendizagem (MORTIMER et al., 2000; SANTOS et al., 2018).

3. OBJETIVOS

3.1. Objetivo geral

De forma geral, este trabalho visa avaliar as características físico-químicas das castanhas de baru (*Dipteryx alata* Vog.) de dois municípios que fazem parte da RIDE - Região Integrada de Desenvolvimento do Distrito Federal e Entorno, e extrair o óleo, por meio de uma prensa manual, bem como avaliar a sua qualidade, realizar a caracterização do perfil de ácidos graxos, determinar os compostos fitoquímicos e a capacidade antioxidante.

3.2. Objetivos específicos

- ❖ Realizar as análises de composição centesimal da castanha de baru;
- ❖ Quantificar compostos bioativos da castanha de baru;
- ❖ Extrair o óleo do baru a frio, utilizando uma prensa hidráulica manual;
- ❖ Avaliar as características físico-químicas do óleo extraído;
- ❖ Avaliar as características de qualidade do óleo;
- ❖ Avaliar a capacidade antioxidante da castanha e do óleo de baru;
- ❖ Comparar a composição centesimal e a extração do óleo das castanhas de cada região;
- ❖ Validar estatisticamente os resultados obtidos.

4. METODOLOGIA

Com base na revisão teórica apresentada, foram escolhidas as metodologias para cada análise ao longo do desenvolvimento do trabalho. Para as análises de composição centesimal da castanha de baru, utilizou-se a metodologia referente a A.O.A.C (2018) e foram realizadas em quadruplicatas. Para realizar a caracterização físico-química do óleo de baru, utilizou a metodologia proposta por Adolfo Lutz e também foram montadas em quadruplicatas para cada ensaio.

4.1. Obtenção da farinha

As castanhas de baru foram disponibilizadas pelo Dr. Rogério Marcos Magalhães, pesquisador do LPF localizado no Serviço Florestal Brasileiro. O fruto do baru foi recolhido nas regiões de Flores-GO e Formosa-GO, e deles se extraíam as amêndoas que foram separadas em lotes, embaladas a vácuo e armazenadas a -20°C . Antes de serem analisadas, as amostras foram trituradas em um processador e homogeneizadas em peneira de 40 mesh.

4.2. Composição centesimal da farinha de Baru

As análises de composição foram determinadas conforme a AOAC (2018). Em sua maioria são determinadas por gravimetria, com exceção da análise de proteínas que utiliza a técnica de titulação. Os valores são convertidos em porcentagem do composto em 100g de amostra. As análises foram realizadas em quadruplicatas e cada repetição validada pelo teste de Grubbs com 95% de confiabilidade. Para comparar as regiões utilizou-se o teste *T-student* com *p-valor* de 0,05.

4.2.1. Cinzas

Para realizar a análise utilizou-se o método gravimétrico nº 940.26. Para iniciar o ensaio os caminhos foram tarados por 1h na mufla (Forno mufla, LUCADEMA - range $30-600^{\circ}\text{C}$) a 550°C com taxa de aquecimento de 30°C por minuto e aferindo o peso. O ensaio segue pesando 3 g de farinha de Baru no cadinho e foi colocado na mufla por 5h a 550°C com rate de 6°C por minuto. Depois da queima, o cadinho foi deixado esfriando em um dessecador até

temperatura ambiente e pesado. O resultado foi obtido pela divisão da massa do resíduo mineral fixo pela massa inicial da amostra, multiplicada por 100, e expresso em porcentagem.

4.2.2. *Proteínas*

A análise de proteínas seguiu o método Kjeldahl n° 920.87. Primeiramente pesou-se em um tubo de digestão 0,1 g de amostra em papel vegetal, envolvendo-o na amostra para que não vazasse, 1g de catalisador constituído de sulfato de sódio e sulfato de cobre, e 8 mL de ácido sulfúrico concentrado. O tubo controle (branco) foi montado apenas com papel vegetal, catalisador e ácido sulfúrico nas mesmas medidas. Os tubos foram ligados ao bloco digestor (SOLAB SL - 50/8 e Exaustor de gases SL - 191) e iniciou-se uma curva de aquecimento a 150 °C e elevando 50°C após 30 minutos em temperatura constante, até alcançar 350 °C, deixadas digerindo por 4 horas ou até as amostras apresentarem coloração azul quando quentes ou transparentes quando em temperatura ambiente.

Após digeridas, as amostras foram destiladas em um destilador de nitrogênio Kjeldahl (Destilador de nitrogênio SOLAB -SL - 74), utilizando 30 mL de NaOH 60 % para reagir com a amostra no tubo, elevando a temperatura até a marcação 4-5 do equipamento. O erlenmeyer utilizado na saída do aparelho continha 15 mL de ácido bórico 4 % e 3 gotas de indicador (Figura 9). A titulação foi feita com HCl 0,02 mol/L padronizado. O teor de proteína bruta foi calculado com base no volume gasto de HCl na titulação, utilizando o fator de conversão de 6,25 para conversão do percentual de nitrogênio em proteína.

$$\% \text{Nitrogênio total} = \frac{(\text{Volume de HCl} * \text{Molaridade do HCl} * \text{fator de correção do HCl} * 0,0014 * 100\%)}{\text{Peso da amostra}}$$

$$\text{Proteínas} = N(\%) * 6,25$$

Figura 9: Etapa de destilação da amostra utilizando um destilador de nitrogênio



Fonte: Autor

4.2.3. *Lipídeos*

A determinação de lipídeos seguiu o método de Bligh e Dyer (1959) e Soxhlet n°31.4.02. Apenas a os valores obtidos do Soxhlet foram utilizados para composição centesimal da castanha de baru, o método de Bligh e Dyer foi utilizado para comparação dos resultados de extração. O método Bligh e dyer seguiu adicionando 3g de amostra em tubos de ensaio de 70 mL, com o auxílio da pipeta foram transferidos 10 mL de clorofórmio, 20 mL de metanol e 8 mL de água destilada. Agitou-se os tubos por 30 minutos no vortex e adicionou 10 mL de clorofórmio e 10 mL de sulfato de sódio 1,5 %, agitando por 3 minutos.

Os tubos foram centrifugados a 1000 rpm por 2 minutos, a camada superior contendo metanol, foi descartada, filtrando a parte inferior em papel filtro contendo Na₂SO₄ para remoção da água. O procedimento foi realizado com rapidez e cautela para evitar a perda excessiva de clorofórmio por volatilização. Após a filtragem, foi pipetado 5 mL do filtrado em cadinho tarado, levando-o a estufa por 1 hora a 105°C e em seguida a pesagem em temperatura ambiente. Para obtenção dos resultados, foi utilizada a seguinte fórmula:

$$\% \text{ Lipídeos} = \frac{\text{Peso dos lipídeos (g)} * 4 * 100}{\text{peso da amostra (g)}}$$

Figura 10: Extração de lipídios pelo método de Soxhlet



Fonte; autor

O método de Soxhlet procedeu-se adicionando 12 g de farinha de baru em cartuchos de extração vedados com algodão na parte superior, afim de evitar o vazamento de amostra, seguido da saturação do cartucho com 250 mL de n-Hexano e ligando o sistema constituído de balões de fundo chato e um extrator Soxhlet conectado a um condensador. Ajustou-se o sistema para 4-5 ciclos por hora e a extração seguiu por 6 horas, para garantir a remoção total do lipídio da amostra (Figura 10).

O extrato foi transferido para balões de fundo redondo previamente tarados em estufa por 1h a 105°C, que foi rotaevaporado utilizando uma bomba de vácuo (Bomba de Vacuo - 6 CFM - VP 260) com pressão de -6 psi, o equipamento foi configurado para um aquecimento de 40°C, com rotação leve para remoção completa do solvente, evitando a degradação pela temperatura. Os balões com óleo remanescente foram pesados para quantificar o valor de lipídeos por gravimetria e o resultado expresso em porcentagem

4.2.4. *Análise de umidade*

A análise seguiu o método gravimétrico nº 920.15. Para iniciar os ensaios, os cadinhos foram previamente tarados por 1 h em mufla a 550 °C. Então, foram pesados 5 g da amostra nos cadinhos de porcelana, e em seguida levados para estufa (Estufa de secagem e esterilização SOLAB - SL - 100) a 105 °C até o peso constante, aproximadamente 12 horas. O resultado é expresso em porcentagem subtraindo o peso do cadinho com amostra seca do valor do cadinho tarado.

4.2.5. *Fibras Alimentares Totais*

O método n° 991.43, consiste em pesar 1,0 grama de amostra no becker, adicionar 50 mL do tampão de hidrogeno fosfato monossódico e dissódico com pH 6 e tampar a boca dos recipientes com papel alumínio. Esquentar o becker a 95 °C em banho-maria (Banho maria digital - SolidSteel) por 20 minutos com agitação, seguido da adição de 0,1 mL da enzima α -Amilase, deixando reagir por 30 minutos, com agitação leve a cada 5 minutos.

Após o período, o becker foi esfriado em banho de gelo e ajustou-se o pH da mistura para 7,5. Em seguida, o becker foi ambientado por 5 minutos a 60°C e adicionou 0,1 mL da enzima protease na concentração de 50 mg/mL, deixando reagir por 30 minutos, com agitação suave, esfriada e o pH da solução ajustado para 4,5.

Posteriormente, o becker foi novamente ambientado por 5 minutos a 60°C, adicionou 0,1 mL da enzima Amiloglucosidase, deixou-se reagir por 30 minutos em banho-maria a 60 °C e esfriou em temperatura ambiente. Após a digestão (figura 11), a solução teve seu volume aferido e adicionou-se 4 vezes o volume com álcool etílico 95% aquecido e deixando precipitar as fibras solúveis por 1 hora na ausência de luz e com o frasco tampado para não perder o álcool. Logo depois, a solução foi filtrada (figura 12), utilizando-se cadinho de vidro com placa porosa tipo gooch com 0,5g de celite tarado previamente a 550°C por 1h, com auxílio de um sistema a vácuo, e por último foi realizada a lavagem do resíduo com 15 mL de etanol 95% (2 vezes) e depois com 15 mL de acetona (2 vezes). Os cadinhos contendo os resíduos da filtragem foram secos em estufa a 105 °C e pesados. As amostras secas foram testadas para cinzas e proteínas. As fibras totais foram calculadas a partir da fórmula a seguir e expressa em porcentagem.

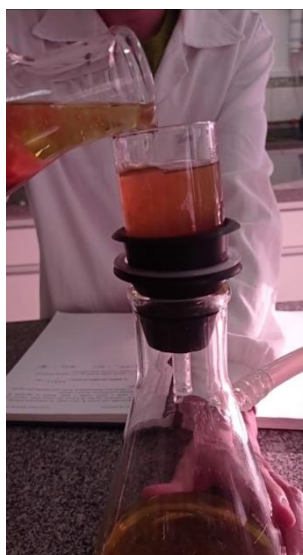
$$\text{Fibras totais (\%)} = \frac{(\text{Resíduo (g)} - \text{Proteína (g)} - \text{Cinzas (g)} - \text{Branco (g)}) * 100\%}{\text{Peso da amostra (g)}}$$

Figura 11: Etapa de digestão enzimática das amostras de farinha.



Fonte: Autor

Figura 12: Etapa de filtração das fibras insolúveis.



Fonte: Autor

4.3. Extração e Caracterização físico-química do óleo de Baru

4.3.1. Obtenção do óleo de baru

As amostra de óleo de baru (safra de 2023) foram obtidas por meio de dois métodos distintos, método de Soxhlet, já descrito acima, em que se baseia na extração por via de um solvente aquecido e também foi extraído a partir de uma prensa manual, em que a extração ocorre por meios mecânicos e sem aquecimento da amostra (figura 13). A prensa utilizada foi desenvolvida pelo pesquisador do LPF/SFB, Dr. Rogério Marcos Magalhães. As análises a

seguir foram realizadas para as duas amostras provenientes de cada metodologia de extração para comparação dos resultados.

A prensa hidráulica utilizada tem uma estrutura de aço inox (AISI 304), na base inferior encontra-se o macaco hidráulico com capacidade de prensagem de até 6 toneladas. Acima do macaco, uma base de aço inox sustenta o recipiente de coleta do óleo e a prensa se localiza na base superior da estrutura. Um cilindro de aço inox de 10 cm com poros no seu perímetro, foi utilizado para conter a farinha de baru, este cilindro foi revestido com um tecido sintético que evita a saída da amostra ao longo da prensagem e permite o escoamento do óleo sem contaminação.

As amostras foram prensadas 3 vezes, para cada prensagem os analistas pressionaram a amostra até notar o primeiro corrimento de óleo, e então contabilizou-se 15 bateladas na amostra deixando o óleo escorrer por 2 minutos a cada 5 bateladas. O óleo foi removido, pesado e armazenado a $-4\text{ }^{\circ}\text{C}$ em um frasco âmbar. Repetiu-se o procedimento mais duas vezes, virando o cilindro em cada repetição.

Figura 13: Prensa manual desenvolvida utilizando um macaco hidráulico e suporte de aço inox.



Fonte: Autor

4.3.2. Adaptação de metodologia

Devido a escassez da amostra de óleo, foram feitos testes prévios na metodologia utilizando diferentes massas de amostra de azeite comercial para as análises de Acidez titulável e índice de peróxido. Os testes foram montados em triplicatas seguindo a metodologia do Instituto Adolfo Lutz (2018).

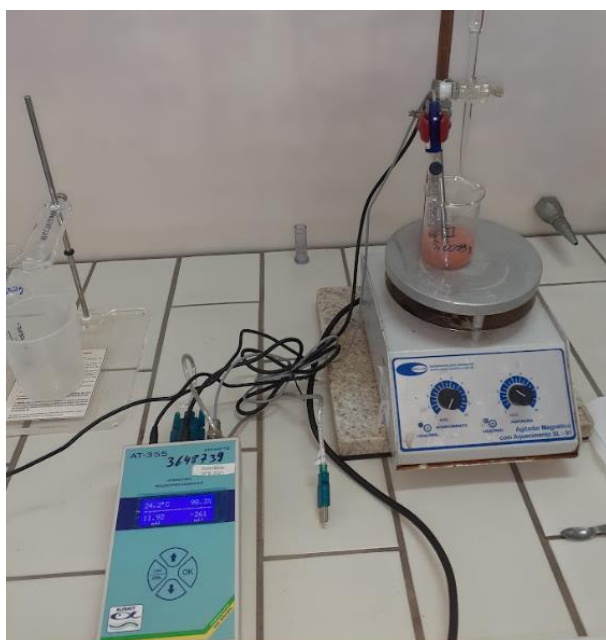
As massas testadas variaram de 5 g, indicada pelo autor, a 1 g de óleo. Para atestar a paridade entre cada gramatura, utilizou-se o teste de Tukey com 95% de confiança. Para validar as repetições utilizou-se o teste de Grubbs. A massa de amostra que se mostrou mais indicada foi de 2 g para ambas as análises. Os resultados da adaptação encontram-se no Anexo C.

4.3.3. *Análise de acidez*

A análise decorreu seguindo a metodologia proposta por Adolf Lutz (2018), com adaptações. O ensaio consistiu na pesagem de 2 g de amostra, dissolvidas em 25 mL da mistura de éter e álcool etílicos, na proporção de 2:1, respectivamente. Então, a amostra foi titulada adicionando 5 gotas de fenolftaleína 1% como indicador, contra uma solução padronizada de NaOH 0,01 mol.L⁻¹ (figura 14). Os resultados foram obtidos utilizando a fórmula abaixo e expresso em porcentagem da acidez em concentração molar do ácido oleico.

$$\text{Acidez (\%)} = \frac{\text{Fator de correção} * \text{Molaridade (mol/L)} * 28,2 * (\text{Volume de NaOH (mL)} - \text{branco})}{\text{massa da amostra (g)}}$$

Figura 14 - Configuração do sistema de titulação potenciométrica.



Fonte: Autor

Com o auxílio de um pHmetro (pHmetro Bancada Digital Microprocessado AT-355), foi feito o controle do pH em função do volume gasto de NaOH, obtendo-se uma curva de titulação. Utilizando artifícios matemáticos, obteve-se o pH e o volume de titulante no ponto de equivalência.

4.3.4. *Índice de Peróxido*

A metodologia utilizada foi a do Adolfo Lutz (2018), com modificações, e o ensaio foi realizado em triplicata. Em um erlenmeyer, pesou-se 2 g de amostra dissolvendo-a em 30 mL da mistura de ácido acético e clorofórmio, na proporção de 3:2, respectivamente. Após dissolver o óleo completamente, foi adicionado 0,5 mL de uma solução saturada de KI (30g - 21 mL de deionizada), abrigando a solução em ausência de luz por 1 minuto. Após esse período, titulou-se rapidamente com tiosulfato de sódio padronizado 0,01 mol.L⁻¹, quando a solução alterou a cor de amarelo laranja para amarelo claro, adicionou-se 4-6 gotas de amido 1% e continuou-se o ensaio até a perda completa da cor azul. Para obtenção do valor do índice de peróxido, utilizou-se a fórmula abaixo:

$$\begin{aligned} & \text{Índice de Peróxido (meq/kg)} \\ & = \frac{\text{Fator de correção} * 1000 * \text{Molaridade (mol/L)} * \text{Volume (mL)}}{\text{Massa da amostra (g)}} \end{aligned}$$

4.3.5. *Índice de refração*

O índice de refração foi medido utilizando um refratômetro de bancada (yamato scientific co. ltd - ATAGO, Tokyo) (figura 15), (Instituto Adolf Lutz, 2018), em que primeiramente o equipamento foi ambientado com um fluxo constante de água a 40 °C e calibrado com água destilada. Para realizar a análise bastou pingar uma gota da amostra na lente e realizar a leitura.

Figura 15 - Refratômetro de bancado.



Fonte: Autor

4.3.6. Densidade

A densidade do óleo de baru foi medida utilizando um picnômetro de 5mL previamente calibrado com água destilada (figura 17). Os ensaios foram realizados preenchendo a vidraria com amostra até a marcação indicada na mesma e então foi tampada e ambientada em banho maria a 25 °C, seguido de pesagem. Utilizando o volume da calibração e a massa aferida na balança analítica utilizou-se da fórmula da densidade para obter o resultado em g/cm³. (IAL, 2008)

$$\text{Densidade (g/mL)} = \frac{\text{massa (g)}}{\text{Volume (cm}^3\text{)}}$$

Figura 16 - Picnômetros utilizados na análise densidade relativa.



Fonte: Autor

4.3.7. Índice de iodo

O índice de iodo foi medido por meio do cálculo dos ácidos graxos livres encontrados na análise de perfil de ácidos graxos utilizando o GC-MS, determinando o iodo ligado diretamente a ácidos graxos insaturados. (IAL, 2008)

Índice de iodo em ácidos graxos livres = (% ácido palmitoleico * 0,990) + (% ácido oleico * 0,8986) + (% ácido linoleico * 1,81) + (% ácido linolênico * 2,735) + (% ácido gadoleico * 0,8175) + (% ácido erucico * 0,7497)

4.4. Composição de bioativos da castanha de baru

4.4.1. Obtenção do extrato de óleo e castanha

A extração dos compostos fenólicos foi realizada conforme Wu et al. (2020) e utilizado nas análises de fenólicos totais, flavonóides, taninos totais e avaliação da capacidade antioxidante. Para isto, pesou-se 0,5 g de farinha de baru e adicionou 15 ml de metanol (70% v/v) acidificado com HCl 0,1% v/v, levando para o banho ultrassom (Banho ultrassônico - SolidSteel) por 40 minutos. Após a 1^o extração, os extratos foram centrifugados (SL-208/AQ - Centrífuga SOLAB com aquecimento P/BUTIRÔMETRO) por 20 minutos, filtrados e o sobrenadante recolhido. O corpo de fundo foi extraído novamente, resultando uma proporção

total de 1 parte de amostra para 30 partes de solvente. Os sobrenadantes foram misturados em tubos falcon de 50 ml e armazenados em freezer a -20 °C até a realização das análises.

4.4.2. Método DPPH

Para executar a análise, em microtubos de 5 mL foram adicionados 3,9 mL do reagente DPPH (2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl) e 0,1 mL de amostra em diferentes diluições, o mesmo foi feito com a solução controle de metanol. As amostras foram homogeneizadas, abrigadas em ausência de luz por 60 min e a leitura realizada em espectrofotômetro (UV-Vis, ELUS instrumentação; KASVI. 190 nm a 1100 nm) a 515 nm. A curva padrão de Trolox foi montada em concentrações variando de 0,2 a 1,4 mmol de trolox por mL. Através da regressão linear dos dados da curva, a equação da reta obtida foi utilizada para calcular a concentração da amostra, expressa em TEAC (atividade antioxidante equivalente ao Trolox) por 100 gramas de amostra (mmol TEAC/100g). (RUFFINO, 2007)

4.4.3. Método FRAP

A análise com o método FRAP foi realizada utilizando a metodologia proposta por Rufino et al. (2006). O ensaio foi conduzido em triplicata utilizando diluições variadas da amostra e o reagente FRAP foi constituído de 25 mL de tampão acetato 0,3 M, 2,5 mL de uma solução de TPTZ 10 mM (2,4,6-Tris(2-piridil)-s-triazina) e 2,5 mL de uma solução aquosa de cloreto férrico 20 mM. Em um ambiente escuro, foram transferidos 90 µL do extrato para tubos de ensaio, adicionando 270 µL de água destilada e 2,7 mL do reagente FRAP, sendo homogeneizadas e levadas em estufa durante 30 minutos a temperatura de 37 °C. Após este período, a reação foi lida em espectrofotômetro (UV-Vis, ELUS instrumentação; KASVI) a 595 nm. Os resultados foram submetidos à regressão linear por meio de uma curva padrão (concentração do padrão 0,06 a 0,48 mmol de trolox por mL), expressa em TEAC (atividade antioxidante equivalente ao Trolox) por 100 gramas de amostra (mmol TEAC/100g).

4.4.4. Fenólicos totais

Para determinação dos fenólicos totais foi utilizado o método de Singleton e Rossi (1965). As reações foram montadas em triplicatas em eppendorfs de 2 mL contendo 0,2 mL de

amostra, 1 mL de reagente Folin-Ciocalteu 10% e 0,8 mL de Carbonato de Sódio 8%. Após a preparação, as reações foram guardadas por 2 horas em ausência de luz e a leitura foi realizada em um espectrofotômetro a 740 nm. Os resultados foram calculados a partir da regressão linear de uma curva analítica de cinco pontos, empregando-se como padrão o ácido gálico (AG), variando a concentração em 1,2 a 19,2 ug de ácido gálico por mL, e expressos em micrograma de AG por 100 gramas de farinha de baru (mg AG/100g).

4.4.5. Carotenóides

O experimento procedeu-se conforme a metodologia de Maldonade et al (2021). Iniciou-se pesando 5 g de amostra em um tubo de ensaio de 70 mL e adicionando 25 mL de acetona gelada, agitando a mistura e armazenando na geladeira por 2 horas. Após retirar do refrigerador, o tubo foi centrifugado a 6000 rpm por 10 minutos. O sobrenadante foi transferido para um funil de separação, lentamente para evitar a perda de amostra por volatilização, e adicionou 25 mL de éter de petróleo.

O extrato no funil de separação foi lavado com 2 L de água até que a acetona seja totalmente removida, a água foi adicionada lentamente e o sobrenadante restante foi recolhido em um tubo de ensaio coberto com papel alumínio para evitar a degradação da amostra pela luz. Então, adicionou-se 25 mL de KOH 10% em metanol, armazenando a mistura por 2 horas na ausência de luz para saponificar, separando os lipídios dos carotenóides.

A amostra foi centrifugada a 8000 rpm por 30 minutos para que houvesse separação clara entre as duas partes. O sobrenadante foi recolhido, transferido para um funil de separação e lavado com aproximadamente 400 mL de água destilada, ou até que o pH da água fosse neutro. O sobrenadante foi recolhido em um tubo de ensaio e adicionou 1g de sulfato de sódio anidro, para remoção da umidade. Em seguida, foi filtrado, transferido para um balão volumétrico de 50 mL e o volume foi completado com éter de petróleo.

A leitura foi feita adicionando 2 mL de amostra resultante em uma cubeta de vidro de 10 mm e lida em espectrofotômetro (UV-Vis, ELUS instrumentação; KASVI) a 450 nm. O branco foi montado apenas com éter de petróleo. Os dados foram substituídos na fórmula abaixo para obter o valor de carotenóides totais em micrograma de carotenoides por grama de óleo:

$$\text{Carotenóides totais} = \frac{\text{Absorbância} * \text{Volume do balão} * 10^4}{\text{Coeficiente de extinção} * \text{massa da amostra}}$$

4.4.6. *Taninos*

Para análise de taninos foi utilizado o método proposto por Makkar et al. (2003), onde os taninos se ligam a uma matriz insolúvel (polivinilpolipirrolidona - PVPP). A remoção do complexo tanino - PVPP foi realizado com o auxílio da centrifuga (SOLAB- centrifuga com refrigeração SL-706), resultando em um sobrenadante contendo apenas compostos fenólicos simples. Assim, os taninos totais foram quantificados subtraindo os valores de fenólicos simples (sobrenadante) dos valores dos fenólicos totais.

Em um tubo de ensaio de 5 mL foram pesados 100 mg de PVPP, adicionado 1 mL de água destilada e 1mL da amostra. O tubo foi homogeneizado no agitador de tubos do tipo vórtex por 1 minuto e levado à geladeira a temperatura de 4 °C por 15 minutos, após esse período o tubo foi novamente agitado e centrifugado por 20 minutos a 6000 rpm. O sobrenadante foi transferido para um microtubo de 1,5 mL, centrifugado novamente a 10.000 rpm por 20 minutos e o sobrenadante foi analisado conforme o método de MAKKAR et al. (2003) para fenólicos totais.

A análise foi montada em triplicata com diferentes concentrações de amostra, em microtubo de 2 mL, adicionando 0,5 mL de amostra, 0,25 mL do reagente Folin-Ciocalteu 1M e 1,25 mL de carbonato de sódio 20 %. Os tubos foram homogeneizados no vortex e deixados na ausência de luz por 40 minutos. As amostras foram lidas em um espectrofotômetro (UV-Vis, ELUS instrumentação; KASVI) a 715 nm.

Os resultados foram calculados a partir da regressão linear de uma curva analítica de cinco pontos (2 a 26 ug do padrão por mL), empregando-se como padrão o ácido Tânico (AT) e expressos em micrograma de AT por 100 miligramas de farinha de baru (ug AT /100mg).

4.4.7. *Flavonoides*

Baseado na metodologia de Meda et al (2005), a análise foi conduzida em triplicata com diferentes diluições da amostra em microtubos de 2 mL reagiu-se 1 mL de tricloreto de alumínio ($AlCl_3$) 2 % em metanol e 1 mL de amostra, sendo armazenadas na ausência de luz e lidas após 20 minutos em um espectrofotômetro (UV-Vis, ELUS instrumentação; KASVI) a 415 nm. Os dados foram obtidos a partir da regressão linear de uma curva analítica com 5 pontos empregando a Quercetina (Q) como padrão (concentração variando de 2,75 a 41,2 ug de queratina por mL), expressos em microgramas de Q por miligrama de amostra (ug EQ/mg).

4.4.8. Perfil de Ácidos Graxos

Para analisar o perfil de ácidos graxos extraídos da prensa manual, seguiu-se a metodologia de derivatização da norma ISO 5509/78 e adaptações sugeridas por Moreira (2018). A análise foi realizada no Laboratório de Produtos Florestais (LPF), localizado na sede do Serviço Florestal Brasileiro. Em que, preparou-se uma solução de NaOH metanólica 2 mol/L. Duas amostras de 1g de óleo foram diluídas em 10 mL de n-hexano PA, estas foram preparadas para ser derivatizadas com 0,5 mL da solução derivatizante em tubos falcon de 50 mL.

A mistura foi agitada por 30 s em agitador de tubo tipo vortex e centrifugada por 10 minutos a 3000 rpm, fazendo com que toda a parte aquosa do produto derivatizado fosse reunida no fundo do tubo falcon e descartada.

Com a amostra derivatizada, ou seja, os ácidos graxos estão na forma de metil ésteres de ácidos graxos, pipetou-se 100 uL do sobrenadante em um balão de 10 mL, aferindo-se o menisco do balão volumétrico. Com uma seringa, foram transferidos 2 mL para vials para injeção no cromatógrafo gasoso acoplado ao espectrômetro de massas (figura 17) seguindo a metodologia desenvolvida e validada por Moreira (2018).

Figura 17 - Cromatógrafo gasoso com injetor automático, acoplado ao espectrômetro de massa.



Fonte: Autor

As análises foram realizadas em um cromatógrafo gasoso Agilent 7890A, acoplado a espectrômetro de massas Agilent 5975C. A injeção foi realizada no modo Split com divisão de 20:1 e fluxo de 14 mL.min⁻¹ à temperatura de 270°C. A temperatura da fonte de ionização foi de 230°C, com ionização por impacto de elétrons a 70 eV, a varredura de massas foi realizada no intervalo de 50 a 600 m/z .

Foi utilizada uma coluna capilar HP5-ms (5 % fenil–95 % metilpolisiloxano), com Hélio a 99,999% de pureza como gás carreador. As temperaturas de trabalho utilizadas para cada corrida cromatográfica foram: Isoterma de 2 minutos a 110°C, aquecimento até 130°C a taxa de 3°C.min⁻¹, até 300°C a taxa de 8,5°C.min⁻¹ com isoterma de 6 minutos. Para garantir menor interferência de erros sistemáticos durante a análise, utilizou-se um amostrador automático tipo CTC, que injeta 2,0 µL de cada réplica por corrida cromatográfica, com uma velocidade de injeção de 50 µL.s⁻¹. Os resultados foram ilustrados em um cromatograma do tempo de retenção dos compostos pela intensidade do pico.

4.5. Análises estatísticas

O software utilizado para realização da parte estatística do trabalho, foi o minitab 17 ® versão de 2017. A comparação entre regiões foi realizada utilizando o *p-valor* obtido do teste t-student em uma curva Gaussiana bilateral, em que, se menor de 0,05 assume-se diferença estatística na amostra.

O teste da ANOVA com tukey, foi feito para validação das adaptações de metodologia sugeridas no trabalho, em que foram assumidos 95% de confiabilidade.

A PCA foi montada a partir do autoescalamento dos dados da composição centesimal da amêndoa e da caracterização físico-química do óleo, ou seja, foi feita a centralização dos valores na média e posteriormente divididos pelo desvio padrão amostral de cada região para cada análise. Para avaliar a separação, utilizou-se as três principais componentes.

4.6. Proposta de aula

A aula foi elaborada explorando tópicos fundamentais apresentados no trabalho para o aprendizado dos conceitos iniciais de bioquímica. A partir disso foi realizada uma adaptação didática acerca da extração de lipídeos, como: definição, características, tipos e métodos de extração. A aula foi idealizada como uma aula prática em laboratório de química, portanto elaborou-se um roteiro para sua execução, conforme descrito no Anexo A e B deste trabalho.

5. RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1. Composição centesimal

A tabela 01, expõe os valores obtidos das análises de composição centesimal, em que foram avaliados os teores de Lipídeos, Proteínas, Umidade, Cinzas, Carboidratos e Fibras alimentares. Os dados foram expressos em porcentagem de matéria em base úmida. Para validação das replicatas de cada ensaio, realizou-se o teste de Grubbs com 95% de confiança com 4 repetições ($Z=1,46$). O teste t-student com 95% de confiabilidade, foi utilizado para verificar a paridade das amostras em cada análise da composição centesimal.

Tabela 01 - Teores de cada componente nutricional que compõem a castanha de baru das regiões de Flores-GO e de Formosa-GO.

| Análise | Formosa | Flores |
|----------------------------------|----------------|---------------|
| Umidade (%) | 5,94±0,06 * | 4,61± 0,04* |
| Cinza (%) | 3,19±0,00 | 3,23± 0,02 |
| Lipídio (%) | 39,43±0,03 * | 40,16±0,01 * |
| Proteína (%) | 18,91±0,41 | 18,65±0,75 |
| Fibras (%) | 9,66±0,33 * | 8,72±0,83 * |
| Carboidrato (%) | 22,87±0,77 | 24,64±1,57 |
| Valor calórico total (kcal/100g) | 521,99 | 534,56 |

Os valores com *, representam disparidade entre as amostras conforme o teste t-student (95%).

Fonte: Autor

A umidade das amostras obtiveram um teor de 4 e 6 %, para as regiões de Formosa e Flores, respectivamente. O teste estatístico demonstra a disparidade entre as localidades das amostras. Os valores obtidos por Freitas (2009) para umidade na castanha torrada foi de 2 % de umidade. Já para Guimarães et al (2016), a umidade na amêndoa *in natura* obteve resultados próximos, com 5,71 %. Esta discrepância com os valores de Freitas, pode estar relacionada ao local de armazenamento e tratamento das amostras após a colheita, bem como à época e local em que foram colhidas.

Lima et al. (2019) e Parvalli et al. (2015), citam que a estabilidade em alimentos está fortemente relacionada ao baixo teor de umidade e à atividade de água, pois os microrganismos não encontram um meio propício para se multiplicarem. Além disso, o baixo nível de umidade também indica menor atividade enzimática e oxidação dos lipídios no fruto, facilitando o armazenamento e o aumento da validade do produto.

Quando comparada à castanha do Brasil e à castanha de caju, a castanha de baru apresentou teores de umidade abaixo da recomendada pela Portaria n° 846 do MAPA, de 08 de novembro de 1976, para castanha do Brasil desidratada, o qual deve ter o teor de umidade compreendido entre 11% e 15%, no máximo, para ser comercializada; e um teor aproximado

com a recomendação da Instrução Normativa nº 62, de 15 de dezembro de 2009 do MAPA para a castanha de Caju, onde o percentual de umidade tecnicamente recomendado para comercialização é de 5%.

Quando avalia-se o teor de resíduo mineral fixo (cinzas), não houve diferença significativa entre as regiões, entretanto a região de Flores obteve um valor superior. O principal motivo para esta diferença deve estar relacionado ao solo em que a árvore se desenvolveu. Freitas (2009) e Guimarães (2016) obtiveram valores aproximados de 3,08 % e 2,91 % respectivamente de cinzas na amêndoa natural. Os autores atestaram que a maior parte dos minerais são o cálcio, ferro, zinco e selênio.

Em relação aos valores de lipídios obtidos da extração por Soxhlet em porcentagem para região de Flores (FLO) e Formosa (FOR), demonstraram, pela análise estatística do t-student com 95% de confiabilidade, que as amostras apresentaram diferenças significativas entre as regiões. Tal fato, pode estar relacionado com o solo e clima de cada região, ou a condição dos frutos no momento em que foram colhidos, visto que o ponto de maturação de cada amostra pode ser diferente. Entretanto, não foram feitos estudos no local de recolhimento das amostras para verificar a disparidade entre as mesmas.

Na literatura, autores como Freitas (2009) e Martins (2006) obtiveram valores próximos de 42,69 % e 37,75 %, respectivamente. Indicando que as amostras concordam com a literatura e seguem um padrão de aproximadamente 40% de óleo em sua composição. Entretanto, a região de Flores apresentou um maior teor de óleo (40,16 %).

Os teores de proteínas da castanha de baru entre as duas regiões não obtiveram diferença significativa com valores em 18 %. Quando comparados a literatura, os valores obtidos por Freitas (2009), são superiores, alcançando 28 % de proteínas na amêndoa natural e torrada.

Os valores obtidos por Sano et al. (2004), na amêndoa de baru para proteínas, também foi superior, com cerca de 27 %. Os autores utilizaram a amêndoa torrada, podendo variar o teor de umidade e lipídios, aumentando a porcentagem de proteínas do fruto. Carlos et al. (2017) cita em seu trabalho que castanhas de diferentes regiões podem apresentar diferenças na composição química e nutricional. Isto pode estar relacionado com o fato de não se ter um padrão de plantação de árvores de baru, no Cerrado brasileiro.

Ao avaliar os teores de Fibras alimentares totais, nota-se que os teores foram maiores na região de Formosa que Flores, com diferença significativa. Entretanto, os valores foram inferiores quando comparados aos valores obtidos por Takemoto et al. (2001) e Freitas (2009), que encontraram 13,4% (b.s.) e 14,26 % (torrada) de fibra alimentar, respectivamente, que

relataram que a predominância do tipo de fibra é insolúvel. Essas fibra incluem a celulose, lignina, hemiceluloses e algumas pectinas e suas funções no organismo humano são diminuir o tempo do trânsito intestinal, aumentar o volume do bolo fecal, retardar a absorção de glicose e a hidrólise do amido, além de não alterar a glicemia pós prandial e nem os níveis de colesterol sanguíneo (FREITAS et al., 2008).

Tomando em consideração esses efeitos benéficos e os valores diários recomendados (VDR) de fibras alimentares, conforme a IN nº 75, de 8 de outubro de 2020, da ANVISA, que são de 25g por dia, a castanha de baru nos fornece em média 36,76% de fibra alimentar por 100 g, o que a classifica como um produto de “alto conteúdo” de fibra alimentar, pois alcança o mínimo de 20% do VDR.

Os carboidratos foram obtidos pela subtração de todos os percentuais dos componentes nutricionais pelo valor total (100%). Os valores de Freitas (2008) se aproximam de 10 %, inferior ao valor obtido para as duas regiões analisadas (22-24%), sem diferença estatística.

Assim, a composição nutricional da castanha de baru demonstra elevado teor nutritivo e o seu estudo pode ajudar a promover espécies alimentícias do Cerrado e contribuir para a garantia da segurança alimentar e nutricional, principalmente para a população regional. Porém, ainda é necessário a promoção do conhecimento desses valores e incentivo ao consumo de alimentos regionais para a população como um todo.

5.2. Extração do óleo de baru

5.2.1. Obtenção do Óleo

Os dados obtidos da extração mecânica obtiveram valores inferiores ao método de Soxhlet, cerca de 10-12% para Formosa e de 12-14% para Flores. Os valores da técnica de Soxhlet são maiores, pois a extração utilizando solvente orgânico apolar aquecido é de extrema eficácia devido à solubilidade das cadeias lipídicas no reagente (MORETTO; FETT, 1998). A utilização da prensa com um macaco hidráulico, remove o óleo por meio da força mecânica aplicada. Assim a capacidade de remoção está diretamente ligada ao número de repetições do ensaio na mesma amostra.

Os valores obtidos da extração por Soxhlet das tortas resultantes da prensagem indicam que cerca de $27,5 \pm 1,46$ % do óleo presente nas castanhas de Formosa não foram removidos pela prensagem manual. Para a região de Flores, os resultados indicam uma porcentagem média

de $27,39 \pm 0,67$ de óleo remanescente na torta. Quando soma-se os valores obtidos da prensa e do resíduo na torta, nota-se que cerca de 2% da massa total é perdida nos utensílios utilizados no processo de extração.

Na literatura, autores como Drauton (2018) e Pimentel (2008) obtiveram valores próximos de 24% de lipídeos, extraídos das amostras de baru utilizando uma prensa hidráulica com rosca sem fim. A diferença entre os valores obtidos comparados a literatura, pode ser explicada pelo uso do sistema de rosca sem fim presente nos trabalhos dos autores citados.

Ao avaliar o rendimento, a região de Flores obteve melhores resultados. Observa-se que a densidade relativa do óleo para esta região é menor quando comparado com o extrato de Formosa, o que facilita a remoção do mesmo por meio da prensagem.

5.3. Caracterização físico-química do óleo de baru

A tabela 05 apresenta os resultados das análises físico-químicas realizadas nas amostras de óleo de baru extraído das castanhas de Flores e das castanhas de Formosa.

Tabela 05- Valores médios da análise físico-química realizada no óleo de baru advindo das duas regiões.

| Análise | Formosa | Flores |
|---|-------------------|-------------------|
| Acidez (% ácido oleico) | $0,24 \pm 0,01$ * | $0,13 \pm 0,01$ * |
| IP (mEq/kg) | $3,50 \pm 0,30$ * | $1,05 \pm 0,32$ * |
| Refração | $1,464 \pm 0,00$ | $1,464 \pm 0,00$ |
| Rotação (A.R°) | $0,02 \pm 0,01$ | $0,02 \pm 0,01$ |
| Densidade (g/cm ³) | $0,91 \pm 0,00$ | $0,91 \pm 0,00$ |
| Índice de iodo (g I ₂ /100g) | $98,52 \pm 0,28$ | $97,70 \pm 0,41$ |

Os valores com *, representam disparidade entre as amostras conforme o teste t-student (95%).

Fonte: Autor

5.3.1. Acidez Titulável

Avaliando a acidez (% de ácido oléico/100 g), nota-se uma paridade estatística entre as regiões analisadas. Ainda estando dentro dos parâmetros estabelecidos pela legislação brasileira, em que, segundo a Instrução Normativa N° 1, de 30 de janeiro de 2012 do MAPA, o limite máximo de acidez (% ácido oleico/100g de amostra) para óleos não refinados e extraídos a frio é de 0,8%. O parâmetro de acidez é extremamente importante para a conservação dos alimentos, pois indica a qualidade do óleo quanto a conservação dos triglicerídeos durante o estresse submetido na extração. (BORGES et al., 2015; DRAUTON, 2018; MARQUES et al.,

2015), bem como afeta a estabilidade oxidativa dos óleos por serem mais propensos a oxidação, chegando a aumentar a solubilidade do oxigênio dissolvido (CHOE et al., 2006).

Drauton (2018) encontrou valores semelhantes de 0,17 a 0,26%, equivalentes aos valores reportados na literatura, de 0,20% a 0,30% (BORGES et al., 2015; MARQUES et al., 2015). Na literatura valores superiores de 0,44 a 1,86% também foram observados para a acidez do óleo de baru. (LIMA, 2012; LUZIA, 2012; PINELI, 2015).

5.3.2. *Índice de Peróxido*

O limite estabelecido legalmente para óleos extra virgem em relação ao índice de peróxido é de 20 mEq/Kg de amostra. Portanto, mesmo com valores discrepantes entre as regiões, as amostras de óleo ainda estão dentro dos parâmetros estabelecidos pelo MAPA (2012). Os valores encontrados na literatura, o autor Guimarães (2006) obteve valores superiores de aproximadamente 0,35% para acidez e de 8,98 mEq/Kg para o índice de peróxido, indicando que o método de extração ou a qualidade das amêndoas utilizadas pelo autor sofreram oxidação. Já Souza et al (2019), obteve valores de 0,6 % de acidez e 2,43 mEq/Kg de índice de peróxido, entretanto as amêndoas sofreram tratamento de torra.

Drauton (2018) apresentou valores para o índice de peróxido semelhantes de 1,91 mEq/kg. Além disso, o autor sugere que ao monitorar a concentração de peróxidos em diversas temperaturas, percebe-se um efeito negativo significativo da temperatura sob o índice de peróxidos, a partir de temperaturas superiores a 60 °C.

5.3.3. *Índice de Iodo*

O índice de iodo é amplamente utilizado para identificar a fonte do óleo, já que o iodo reage com as insaturações presentes em ácidos graxos monoinsaturados e poli-insaturados, indicando o grau de insaturação do óleo. A redução no índice de iodo pode ser utilizada como um parâmetro para monitorar a oxidação lipídica (YILDIRIM, 2009).

Segundo Simões et al. (2007), o óleo de baru é considerado não secante, ou seja, isso reflete sua estabilidade, impedindo a formação de filmes poliméricos quando exposto ao ar. Maciel Júnior (2010), em estudo com amostras de óleo de baru, obteve um índice de iodo médio de $93,83 \pm 0,85$ g I₂/100g, valor inferior aos observados neste estudo. Isto indica que o óleo de baru apresenta uma quantidade expressiva de ácidos insaturados em sua composição.

Drauton (2018) relatou valores de índice de iodo de $90,71 \pm 0,24$ g I₂/100g, em consonância com as pesquisas realizadas com óleo de baru. Nas amostras analisadas neste estudo, o índice de iodo permaneceu próximo a 98%, sem diferenças significativas.

5.3.4. *Índice de Refração*

O índice de refração está intimamente relacionado à composição dos ácidos graxos presentes no óleo, sendo diretamente influenciado pelo comprimento da cadeia de ácidos graxos, pelo número de insaturações e pela presença de conjugados (DRAUTON, 2018). No estudo atual, os valores de índice de refração dos óleos obtidos, permaneceram em 1,464, sem diferença estatística. Drauton (2018), relata valores bem próximos de 1,4636 e 1,4642 para óleo de baru.

Por outro lado, na literatura os valores que Marques et al. (2015) relataram valores mais elevados, entre 1,468 e 1,469, enquanto Lima (2012) observou valores ligeiramente menores, de 1,4622. Portanto, é notável a variação dos índices a partir da terceira casa depois da vírgula, indicando paridade com a literatura. Drauton (2018) afirma que esta análise não indica a qualidade do óleo, apenas expõe a identidade da amostra.

5.3.5. *Densidade Relativa*

O óleo de baru (*Dipteryx alata* Vog.), obtido das sementes do fruto do baru, apresenta uma densidade que varia entre 0,910 e 0,920 g/cm³ a 25°C (Souza et al 2019). Comparado a outros óleos, como o de castanha-do-pará, que possui densidade de aproximadamente 0,912 a 0,916 g/cm³ (Firestone, 2009), o óleo de baru exibe uma densidade semelhante, destacando-se pela sua composição rica em ácidos graxos insaturados.

Quando comparado ao óleo de soja (aproximadamente 0,917 g/cm³) e ao óleo de girassol (cerca de 0,916 g/cm³), o óleo de baru mantém uma densidade próxima, embora apresente perfil lipídico distinto, com maior concentração de ácidos graxos monoinsaturados, como o ácido oleico (Ribeiro et al., 2014).

Soares (2014) destaca que a temperatura em que o óleo se encontra pode influenciar na densidade do mesmo e alterar sua viscosidade. O teste *t-student*, não apresentou diferença significativa para as duas regiões.

De modo geral, a densidade do óleo de baru é comparável a de outros óleos vegetais populares, confirmando sua potencialidade para diversas aplicações alimentares e industriais, com a vantagem adicional de uma composição lipídica equilibrada e rica em ácidos graxos benéficos (SOUZA et al 2019).

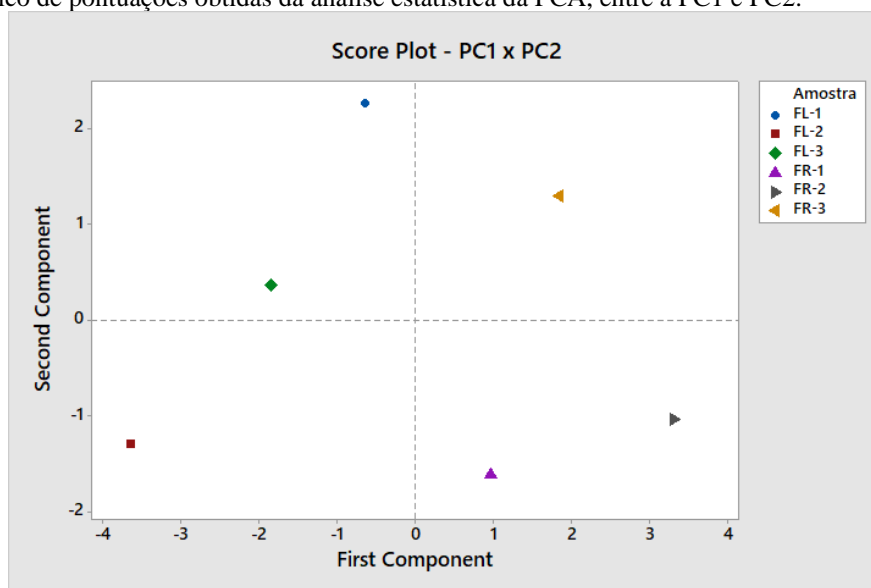
5.3.6. Rotação Óptica

A rotação óptica encontrada é muito próxima de 0, indicando que não tem ocorrência significativa de enantiômeros. Na literatura, não foram encontradas citações sobre este tipo de medição no óleo de baru.

5.4. PCA - Análise das componentes principais

Avaliando os resultados obtidos da PCA (*Principal Component Analysis*), analisando a composição centesimal da castanha e as características físico-químicas dos óleos, o gráfico de “Scores” (figura 20) entre a PC1 (1º componente principal) e PC2 (2º componente principal), demonstram que as regiões apresentaram características próprias, sendo separadas graficamente ao longo do eixo da PC1. Esta disposição gráfica das amostras, facilita a visualização de que as diferenças estatísticas observadas ao longo da discussão influenciaram na identidade de cada região.

Figura 20 - Gráfico de pontuações obtidas da análise estatística da PCA, entre a PC1 e PC2.

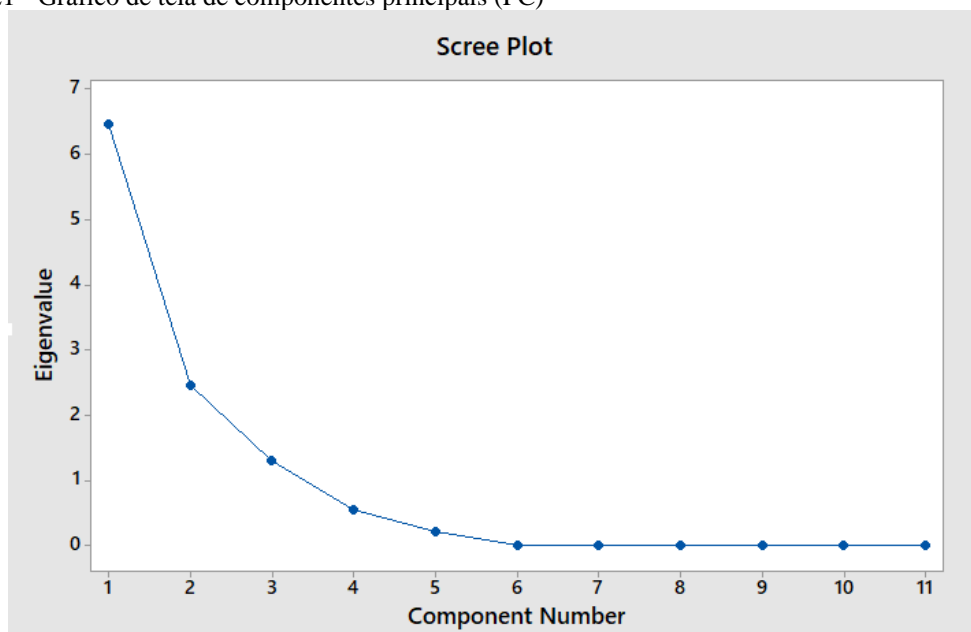


*FL - Flores-GO e FR- Formosa-GO

Fonte: Autor

Os resultados do gráfico de “scree” (Figura 21), indica que as 3 primeiras PC’s explicam a maior parte do comportamento das amostras (93%). Isto facilita a redução das dimensões para um gráfico 3D (Figura 22). Nota-se que a quinta componente quase não influencia na separação das amostras.

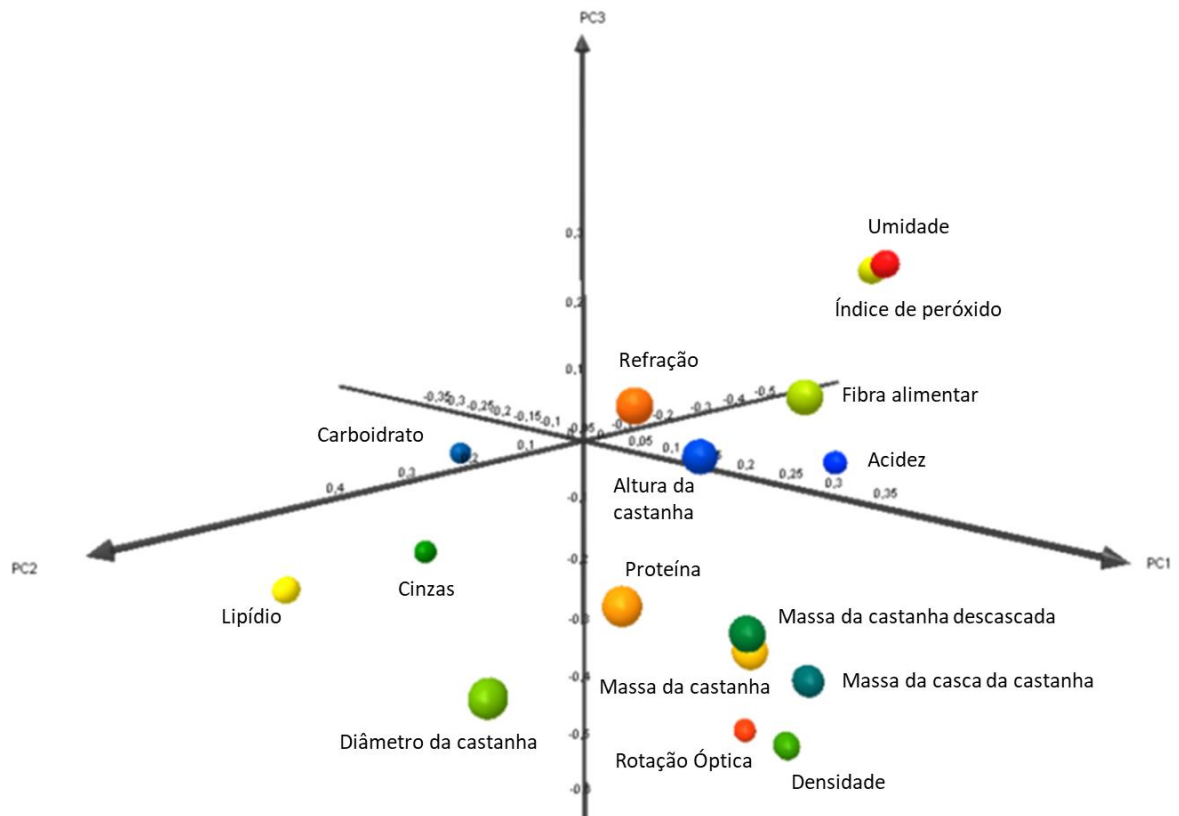
Figura 21 - Gráfico de tela de componentes principais (PC)



Fonte: Autor

A figura 22, demonstra a distribuição de cada análise em um delineamento 3D com as 3 componentes principais. É possível observar que o comportamento das amostras em cada análise sofre influência principalmente da PC1 e PC2, visto que a PC3 apenas varia na distribuição vertical. As duas primeiras componentes ditam com mais impacto a dispersão de cada análise. Para facilitar a discussão, será utilizado um gráfico 2D para avaliar a distribuição dos vetores de influência.

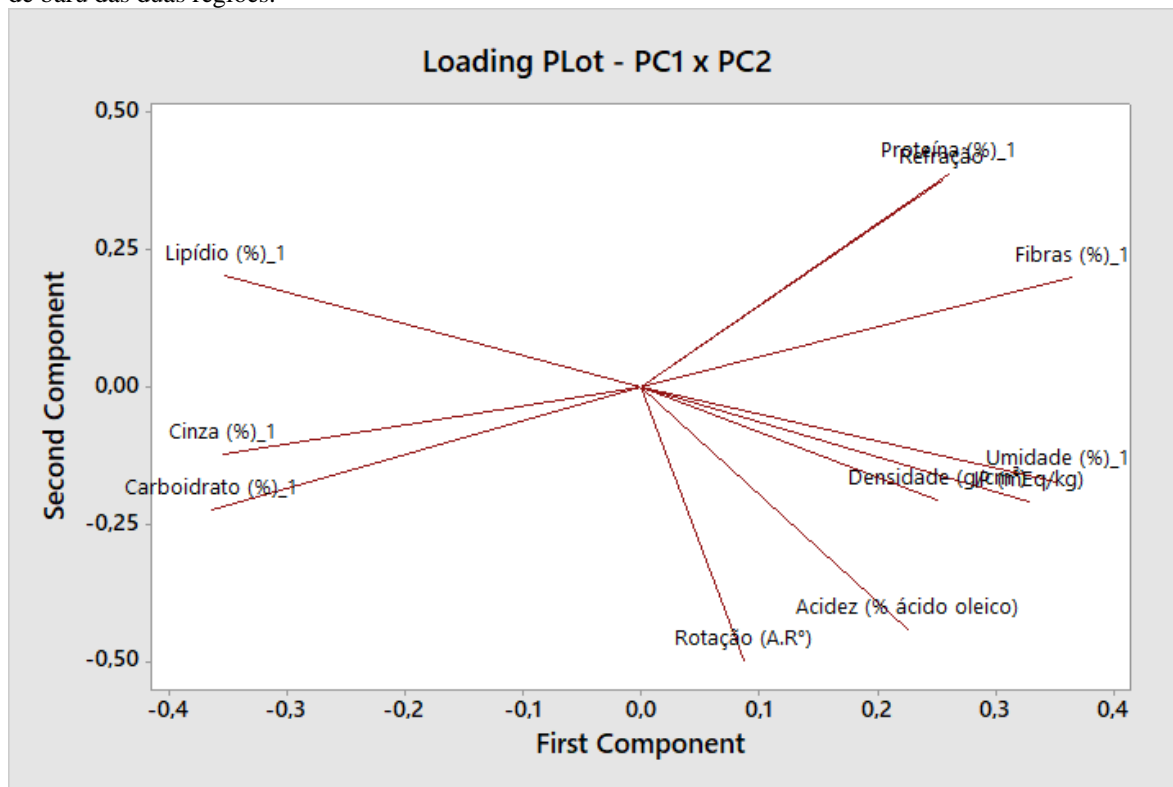
Figura 22 - Gráfico 3D de Loading das 3 componentes principais para as análises de composição da castanha e caracterização do óleo de baru das duas regiões.



Fonte: Autor

Avaliando o gráfico de “loadings” (Figura 23) entre as duas primeiras componentes, nota-se que os principais fatores que influenciam na separação das amostras a favor da região de Formosa ao longo da PC1 (figura 20), são o teor de lipídios, cinzas e carboidratos. Os componentes que mais influenciam a separação para Flores, são os teores de umidade, densidade relativa e índice de peróxido, pois estes se apresentam aglomerados e com vetores de tamanho significativo. A porcentagem de proteínas, o grau de refração do óleo e a rotação óptica, também influenciaram na separação de Flores ao longo do eixo da PC2.

Figura 23 - Loading plot entre a PC1 e a PC2 para as análises de composição da castanha e caracterização do óleo de baru das duas regiões.



Fonte: Autor

Observando a figura 22, é possível notar que o teor de lipídeos está diretamente ligado ao teor de umidade, visto que é um extrato etéreo e que características ligadas à baixa quantidade de água influenciam na presença e conservação dos lipídios. (DRAUTON, 2018)

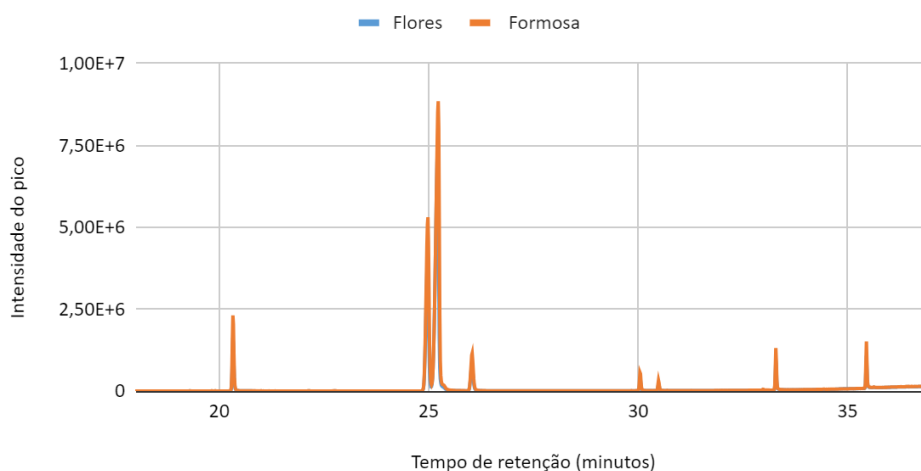
Avaliando a acidez, observa-se que esta tem um peso menor contra o teor de lipídios das amostras. Isto ocorre devido a influência direta de reações perante a conservação dos lipídeos. A acidez demonstra as reações de hidrólise dos triacilglicerídeos, o que gera um aumento da presença de ácidos graxos livres. Com a diminuição do estado original dos triglicerídeos, os ácidos livres acabam favorecendo a degradação por oxidação. (BORGES et al., 2015; DRAUTON, 2018; MARQUES et al., 2015)

5.5. Composição em ácidos graxos da castanha de baru (*Dipteryx alata* Vog.)

O perfil de ácidos graxos obtidos pela média das duplicatas, de cada região, submetidas a corrida cromatográfica estão expostos na figura 24. Visualmente o cromatograma se mostrou equilibrado para as duas regiões. Os picos predominantes no tempo de 25 minutos, revelam uma alta concentração de ácidos graxos do tipo C18:2 e C18:1 respectivamente (linoleico e oleico).

Figura 24 - Cromatograma obtidos da corrida das amostras de óleo de Formosa e Flores

Cromatograma do perfil de ácidos graxos do óleo de baru proveniente de Formosa-GO e Flores-GO



Fonte: Autor

A tabela 7 expõe os dados obtidos da corrida cromatográfica dos óleo de baru em duplicatas, em que, estão presentes os valores em % de área e tempo de retenção de cada composto identificado pelo espectrômetro de massas. Também está exposto o resultado do teste *t-student* para validar a igualdade no teor de cada componente do perfil de ácidos graxos

Tabela 7 - Teores de ácidos graxos encontrados no óleo de baru in natura para as regiões de formosa e flores.

| Ácidos Graxos | Flores | Formosa |
|---------------------------|--------|---------|
| | Área % | |
| C16:0 (Ácido palmítico) | 5,76 | 6,22 |
| C18:2 (Ácido linoleico) | 24,63 | 26,18 |
| C18:1 (Ácido oleico) | 58,07 | 55,74 |
| C18:0 (Ácido esteárico) | 4,64 | 4,81 |
| C20:1 (Ácido gadoleico) | 1,15 | 1,29 |
| C20:0 (Ácido araquídico) | 0,67 | 0,68 |
| C22:0 (Ácido behênico) | 2,63 | 2,54 |
| C24:0 (Ácido lignocérico) | 2,45 | 2,54 |
| Total (%) | 100,00 | 100,00 |

Os valores com *, representam disparidade entre as amostras conforme o teste *t-student* (95%).

Fonte: Autor

Observando a tabela 7, nota-se que os teores de Ácido oleico (C18:1) e linoleico (C18:2), foram os mais representativos na amostra. Autores relatam que o perfil do óleo de baru é semelhante ao do azeite de oliva e do óleo de canola, que apresentam cerca de 80% e 60% de

ácidos graxos monoinsaturados, simultaneamente (Núcleo de Estudos e Pesquisas em Alimentação, 2006). Freitas (2010) e Ferreira (2023) descrevem um perfil de ácidos graxos similar ao obtido neste trabalho, onde os valores de ácido oleico e linoleico foram de 48,37 e 30,13 % e 51,10 e 28,56%, respectivamente.

De acordo com a Organização Mundial da Saúde (2003), a proporção recomendada para o consumo de ácidos linoleico e linolênico é de 5:1 a 10:1. A semente de baru contém em média 40% de óleo em sua composição, destacando-se por ser rica em óleos com ácidos graxos de alto grau de insaturação (FARIA, 2014). No entanto, os ácidos graxos insaturados são particularmente suscetíveis à oxidação, o que pode levar à perda de cor e função biológica dos óleos (COMUNIAN et al., 2020).

Um estudo realizado por Takemoto et al. (2001) revelou que o óleo da semente de baru possui um elevado grau de insaturação (81,2%) e uma composição de ácidos graxos semelhante à do óleo de amendoim, com destaque para os ácidos oleico (50,4%) e linoleico (28,0%). Vera et al. (2009) encontraram maiores concentrações de ácidos graxos oleico e linoleico no óleo das amêndoas de baru, seguidos pelo ácido palmítico, como observado na tabela acima. Além disso, Lemos et al. (2012) identificaram a presença de diversos compostos fenólicos nas amêndoas de baru, como ácido cumárico, ácido elágico, ácido cafeico, epicatequinas e ácido gálico.

5.5. Compostos bioativos

Os resultados obtidos das análises de compostos bioativos estão dispostos na tabela abaixo. Os valores de cada região foram submetidos a testes estáticos para validação da paridade entre as regiões de Flores e Formosa

Tabela 08 - Tabela referente à análise de compostos bioativos na farinha de baru proveniente das regiões de Formosa e Flores.

| Análises | Amostras | |
|-----------------------------------|--------------------|---------------------|
| | Formosa | Flores |
| DPPH (TEAC/100g) | 402,55 ±9,53 * | 766,88 ±23,90 * |
| FRAP (TEAC/100g) | 11741,10 ±737,07 * | 14984,80 ±1658,33 * |
| Carotenóides (ug β-caroteno/g) | 60,87 ±0,00 * | 76,70 ± 0,00 * |
| Flavonoides (ug EQ /100mg) | 19,00 ±1,36 * | 29,00 ±0,68 * |
| Fenólicos (mg EAG/100g) | 1334,28 ±32,04 * | 1878,87 ±19,89 * |
| Taninos (mg EAT/100mg de amostra) | 1456,17 ±35,42 * | 2114,17 ±35,59 * |

Os valores com *, representam disparidade entre as amostras conforme o teste t-student (95%).

Fonte: Autor

5.5.1. Fenólicos e Taninos totais

Avaliando o teor de Fenólicos totais e taninos, o teste estatístico apresentou diferença significativa entre as duas regiões estudadas. Aferindo que a região de Flores-GO apresentou superioridade na quantidade de compostos polifenólicos na castanha. Na literatura, autores reportaram teores semelhantes, onde Lima (2019) encontrou $1171,95 \pm 20$ mg EAG/100g, Lemos et al.(2012) de $568,9 \pm 28,7$ mg EAG/100g e Santiago et al. (2018) de 1107 ± 44 mg EAG/100g. As diferenças entre os valores de cada trabalho ocorre pelas condições experimentais ou pelo método de extração dos fenólicos. As literaturas citadas realizaram o processo de extração utilizando solvente etanólico e aquoso.

Soares et al. (2008) afirma em seu estudo que a diferença encontrada em cada amêndoa ocorre devido a variabilidade genética presente em cada região, o raio de coleta das amostras e pela densidade da população de árvores. Conforme Lemos (2012), os compostos fenólicos estão associados ao potencial de defesa dos vegetais quando submetidos a estresses bióticos, como a presença de microrganismos, e abióticos, relacionado à mudança ou condições climáticas de cada região.

Simões et al (2007), justifica que o elevado teor destes compostos bioativos nas amêndoas de baru, pode estar relacionado com o clima tropical sazonal, em que, apresenta condições extremas de seca extrema e temperatura podendo chegar a marcações de até 40°C.

O trabalho apresentado por Marinho et al. (2017), indica que o tempo de armazenamento de frutos de baru influencia no teor de compostos bioativos, fenóis totais e taninos. Os autores concluíram que até o sexto mês de armazenamento as concentrações de fenóis aumentaram e o teor de taninos reduziu, até que no décimo segundo mês, não foi possível identificar os taninos.

Como visto, os taninos são considerados como antinutricionais, entretanto, também estão relacionados com atividade antioxidantes. Como abordado por Siqueira et al. (2015), estes polifenóis decrescem com o envelhecimento do fruto e através dos processos de aquecimento estão diretamente associados a sensação de adstringência no consumo de castanhas. O autor conclui que podem ter suas concentrações reduzidas por meio dos processos de aquecimento, como por exemplo a torra do baru.

5.5.2. Flavonoides

Gomes (2019) revela que o teor flavonoides no baru é baixo, pois estas moléculas referem-se principalmente a coloração avermelhada e amarelada em óleo, como buriti e pequi. Estatisticamente os teores de flavonoides se diferenciam com significância, sendo Flores a região com maior concentração desse composto. Viana et al. (2023) indica valores próximos do resultado de Flores na castanha de baru ($29,47 \pm 1,76$ mg EQ /100g) e o valor obtido na polpa do baru ($17,17 \pm 0,34$ mg EQ /100g) equivalem ao valor obtido para castanha de Formosa. Pineli (2015), revela que o *United States Department of Agriculture* (USDA, 2003) tem o registro de uma variação de 3,0 a 22,4 mg EQ/100 g. Portanto os valores obtidos para Formosa ainda estão dentro dos parâmetros médios catalogados.

5.5.3. Antioxidantes

Avaliando a capacidade antioxidante pelos métodos DPPH e FRAP, obteve-se pelo teste estatístico que as duas regiões diferem em ambas as análises. Como o teor de compostos polifenólicos, na castanha de baru, da região de Flores é superior ao de Formosa. Lembrando também que esses compostos influenciam diretamente na capacidade antioxidante (VIANA et al., 2023). Afere-se pelos resultados que a castanha de Flores apresentou um nível expressivo e superior a região de Formosa, quanto a capacidade antioxidante da amostra.

Dados obtidos na literatura, Viana et al. (2023), apresentou para castanhas *in natura* e sem casca, valores de $636,34 \pm 22,49$ TEAC/100g para o DPPH e para o FRAP o valor de $4163,03 \pm 109,66$ TEAC/100g de amostra. Outro autor, Lemos (2012), obteve valores inferiores ao relatado por Viana (2023) e pelo presente trabalho, apresentando $288,4 \pm 1,8$ TEAC/100g.

Lemos (2012) cita que a correlação entre os teores de fenólicos totais e a atividade antioxidante se demonstrou positiva para os ensaios utilizando o DPPH. Diferente do relato de Wu et al. (2004), em que, verificou uma fraca correlação entre o teor de fenóis totais e a atividade antioxidante avaliado pelo teste Oxygen radical absorbance capacity (ORAC).

Viana et al. (2023) e Patra et al. (2022), citam estudos recentes demonstrando que o combate ao estresse oxidativo no metabolismo de seres vivos, estão diretamente relacionados aos compostos bioativos com propriedades antioxidantes consumidas.

Moléculas como flavonoides, taninos e fenólicos influenciam no mecanismo de defesa e dano celular causado por radicais livres (CAPORALI et al., 2022). Portanto a adição de formulações de baru em diferentes alimentos, surge como alternativa para tornar a dieta de seres vivos mais saudável (CRUZ et al. 2019).

5.5.4. Carotenóides

Os valores obtidos para carotenóides nas duas regiões, Formosa e Flores (60,87 e 76,70 μg β -caroteno/g, respectivamente) apresentaram diferenças significativas no teste t-student. Comparando os resultados com outros trabalhos, nota-se um teor mais elevado do que analisado por Gomes (2019) que apresentou valores de $55,04 \pm 4,05$ μg β -caroteno/g.

Singh (2015), explica que os carotenóides apresentam a função de pigmentação em alimentos, sendo associados a coloração amarela e/ou vermelha na maioria dos óleos vegetais. Outra função relatada pelo autor, assume a atividade antioxidante do β -caroteno perante a sua conversão em vitamina A no organismo humano. O óleo de baru apresenta uma coloração amarelo-claro, um baixo teor de carotenóides presente no extrato do fruto quando comparados com o óleo de buriti e pequi, que possuem uma coloração mais avermelhada (GOMES, 2019).

6. CONCLUSÃO

Avaliando cada parâmetro tanto da castanha quanto do óleo extraído de baru das cidades de Flores e Formosa, nota-se uma variação na quantidade dos componentes analisados, mostrando a importância de trabalhos de caracterização e mapeamento dos frutos do Centro-Oeste brasileiro.

Avaliando a composição centesimal, a castanha da região de Flores apresentou maior quantidade de nutrientes do que a castanha obtida em Formosa, indicada pelo PCA que os três parâmetros que influenciaram essa diferença nutricional foram lipídios, carboidratos e cinzas. Entretanto, a castanha de baru das duas regiões apresentaram consideráveis teores de proteínas e lipídios, viabilizando o uso do baru em diversos alimentos.

Em relação às características físico-químicas do óleo, os teores de acidez e índice peróxidos indicaram que a extração a frio realizada pela prensa manual obteve um óleo de elevada qualidade e dentro da legislação para óleo bruto extraído a frio. O perfil cromatográfico revelou que o óleo de baru é constituído por mais de 80% de ácidos graxos insaturados do tipo oléico (57 %) e linoléico (25%), podendo utilizar a alegação “fonte de ácidos graxos ômega 9”. A respeito dos parâmetros de identidade, o óleo não apresentou rotação óptica, com uma densidade relativa e o índice de refração muito semelhantes ao óleo da castanha do Pará.

A castanha de baru obteve índices de compostos bioativos (fitoquímicos) que apresentaram uma expressiva quantidade de fenólicos, flavonoides, carotenoides e taninos, e consequentemente uma alta capacidade antioxidante, tanto para captura de radical orgânico, como para a redução do ferro.

Conclui-se que as castanhas de baru das regiões de Flores-GO e Formosa-GO são alimentos nutritivos e com alto teor de lipídios, o qual pode ser extraído por meio de uma simples prensa manual para se obter o óleo e utilizá-lo em produtos alimentícios. Além disso, a exploração científica dos frutos do Cerrado, como o baru, promove a produção sustentável e a segurança alimentar das populações regionais, preservando a biodiversidade e gerando renda para comunidades locais da região do Centro-Oeste.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABNT. (2016). NBR 13212: **Óleos e gorduras vegetais** – Determinação da acidez. Associação Brasileira de Normas Técnicas.

Adriana P.S. Marques, Willian H. Ferreira, Gyselle H. Silva , Alexandre G. Torres, Cristina T. Andrade. **ENSAIOS PRELIMINARES PARA A CARACTERIZAÇÃO E ENCAPSULAÇÃO DE ÓLEO DA AMÊNDOA DO BARUEIRO (*Dipteryx alata* Vog.)**; 12º Congresso Brasileiro de Polímeros. Brasil, 2013

AOAC. **Official methods of analysis of the Association of Official Analytical Chemists** (19 ed.). Gaithersburg, Maryland, USA, 2018.

Applied Chemometrics for Scientists R. G. Brereton 2007 John Wiley & Sons, Ltd. ISBN: 0-470-01686-8

ARUOMA, O. I. **Methodological considerations for characterizing potential antioxidant actions of bioactive components in plant foods**. Mutation Research/Fundamental and

Molecular Mechanisms of Mutagenesis, V. 523-524, p. 9–20, 2003. Disponível online em: <[http://dx.doi.org/10.1016/s0027-5107\(02\)00317-2](http://dx.doi.org/10.1016/s0027-5107(02)00317-2)>.

ARROIO, A; GIORDAN, M. **Vídeo educativo: aspectos da organização do ensino.** Química nova na escola, v. 03, n. 24, p. 01-08, nov. 2006. Disponível em: <<https://repositorio.usp.br/item/001659013>>.

ASSOCIATION OF OFFICIAL ANALYTICAL CHEMISTS (A. O. A. C.). **Official methods of analysis of the Association of Official Analytical Chemists.** 16. Ed. Washington: A. O. A. C, 1997. 850 p.

BERG, J. M., TYMOCZKO, J. L., & GATTO, G. J. (2002). **Biochemistry. 5th Edition.** W.H. Freeman and Company.

BRAND, G. A.; WILLANS, M. **Estudo sobre a digestão enzimática.** *Journal of Enzymatic Studies*, v. 12, n. 3, p. 245-256, 1995.

BRASIL. ANVISA. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. (National Health Surveillance Agency). **Resolution RDC No. 272 of January 02, 2001.** Technical Regulation on microbiological standards for food. [Viewed 08 January 2018]. Disponível online em: <http://portal.anvisa.gov.br/documents/33880/2568070/RDC_12_2001.pdf/15ffddf6-3767-4527-bfac-740a0400829b.htm>.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Instrução Normativa n. 62, de 15 de dezembro de 2009.** Revogada pela Instrução Normativa n. 2, de 06 de fevereiro de 2017. Disponível online em: <<https://sistemasweb.agricultura.gov.br/sislegis/action/detalhaAto.do?method=visualizarAtoPortalMapa&chave=1278815844>>.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Portaria n. 846, de 08 de novembro de 1976.** Disponível online em: <<https://sistemasweb.agricultura.gov.br/sislegis/action/detalhaAto.do?method=visualizarAtoPortalMapa&chave=1278815844>>.

BRAZIL. ANVISA. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. (National Health Surveillance Agency). **Resolution RDC No. 272 of September 22, 2005.** Technical regulation for products of vegetables, fruit products and edible mushrooms. [Viewed 08 January 2018].

BRAZIL. ANVISA. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. (National Health Surveillance Agency). **Resolution RDC No. 54 of November 12, 2012.** Provides for the Technical Regulation on Complementary Nutrition Information. [Viewed 10 February 2019].

BRASIL. **Instrução Normativa nº 75, de 8 de outubro de 2020.** Estabelece os requisitos técnicos para declaração da rotulagem nutricional nos alimentos embalados. Diário Oficial da União, Brasília, DF, 09 out. 2020.

BRASIL. **Resolução da Diretoria Colegiada - RDC no 360 de 23/12/2003.** Ministério Da Saúde. Agência Nac. Vigilância Sanitária - Diário Of. Da União, Pod. Exec. DF, Brasília. 251 (2003) 1-15. Disponível online em: <<http://antigo.anvisa.gov.br/legislacao#/visualizar/27327>>.

BRITO, M. A. **Fitossociologia e ecologia de população de *Dipteryx alata* Vog. (baru) em área de transição Cerrado denso/mata estacional, Pirenópolis, Goiás.** 2004. 126 f. universidade de Brasília, Brasília, DF, 2004.

BOURNE, M. C. (1982). **Food Texture and Viscosity: Concept and Measurement.** Academic Press.

BOX, G. E. P., & DRAPER, N. R. (1987). **Empirical Model-Building and Response Surfaces.** Wiley.

BORGES, T. H. et al. **Microwave heating induces changes in the physicochemical properties of baru (*Dipteryx alata* Vog.) and soybean crude oils.** European Journal of Lipid Science and Technology, v. 117, p. 503–513, 2015.

BORGES, T. H.; RODRIGUES, N.; SOUZA, A. M.; PEREIRA, J. A. **Effect of different extraction conditions on the antioxidant potential of baru almonds (*Dipteryx alata* Vog.): comparison to common nuts from Brazil.** Journal of Food and Nutrition Research, v. 53, n. 2, p. 180-188, 2014.

BRADFORD, M. M. (1976). **A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding.** Analytical Biochemistry, 72(1-2), 248-254.

BRERETON, R. G. (2003). **Chemometrics: Data Analysis for the Laboratory and Chemical Plant.** Wiley.

CAPORALI, S. et al. **Anti-inflammatory and active biological properties of the plant-derived bioactive compounds luteolin and luteolin 7-glucoside.** Nutrients, v. 14, p. 1155, 2022. DOI: 10.3390/nu14061155.

CODEX ALIMENTARIUS (FAO/WHO). **Codex Standard for named vegetable oils.** CODEX STAN 210, 2011. Roma, 2011.

COMUNIAN, T. A., SILVA, M. P., MORAES, I. C. F., & FAVARO-TRINDADE, C. S. **Reducing carotenoid loss during storage by co-encapsulation of pequi and buriti oils in oil-in-water emulsions followed by freeze-drying: Use of heated and unheated whey protein isolates as emulsifiers.** Food Research International, v. 130, 108901, 2020.

CRUZ, P. N.; GAMA, L. A.; AMÉRICO, M. F.; PERTUZATTI, P. B. **Baru (*Dipteryx alata* Vogel) almond and dairy desserts with baru regulate gastrointestinal transit in rats.** Journal of Food Processing and Preservation, v. 43, 2019. DOI: 10.1111/jfpp.14167.

De Angelis, M., et al. (2014). **Assessment of heavy metal contamination in the environment.** Environmental Monitoring and Assessment, 186(10), 6419-6429.

DRAPER, N. R., & SMITH, H. (1998). **Applied Regression Analysis.** Wiley.

DREWNOWSKI, A., & ALMIRON-ROIG, E. (2010). **Human perception and consumption of sweeteners: Chemical and behavioral mechanisms.** Annual Review of Nutrition, 30, 73-106.

ESPITIA-HERNÁNDEZ, P. et al. **Sorghum (Sorghum bicolor L.) as a potential source of bioactive substances and their biological properties.** *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, v. 62, p. 2269-2280, 2022. DOI: 10.1080/10408398.2020.1852389.

FARIA, A. P. O. **Nanoestruturação do óleo de Baru (Dipteryx alata Vog.).** 2014. 49 f., il. Monografia (Bacharelado em Farmácia). Universidade de Brasília, Ceilândia-DF, 2014.

FERREIRA, Ana Carolina Muniz. **Óleo da amêndoa de baru (Dipteryx alata Vog.) por diferentes métodos de extração.** Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia Goiano, Rio Verde – GO, 2023.

FENNEMA, O. R. *Food Chemistry*. 3. ed. New York: Marcel Dekker, 1996.

FISHER, R. A. (1925). **Statistical Methods for Research Workers.** Oliver and Boyd.

FIRESTONE, D. (2009). **Physical and Chemical Characteristics of Oils, Fats, and Waxes** (4th ed.). AOCS Press.

FREITAS, SIDINÉA CORDEIRO DE; SILVA, TANIA DOS SANTOS; CARVALHO, PATRÍCIA GONÇALVES BAPTISTA DE; TUPINAMBÁ, DAIVA DOMENECH; KOAKUZU, SELMA NAKAMOTO; CARVALHO, ANA VÂNIA; MOURA, CARLOS FARLEY HERBSTER. **Procedimento Operacional Padrão para Determinação de Fibras Solúvel e Insolúvel.** Rio de Janeiro: Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária, Centro Nacional de Pesquisa de Tecnologia Agroindustrial de Alimentos, 2008. (Documentos, 94). ISSN 0103-6068.

FREITAS, JULLYANA BORGES DE. **Qualidade nutricional e valor protéico da amêndoa de baru em relação ao amendoim, castanha-de-caju e castanha-do-pará.** 2009. Universidade Federal de Goiás, Goiânia, 2009.

FRIEDMAN, M. (2010). *Food Chemistry and Toxicology*. CRC Press.

GIBSON, R. S., & WILLIAMS, S. M. (2010). **Principles of Nutritional Assessment.** Oxford University Press.

GOMES, ILMA MARQUES. **Compostos bioativos e capacidade antioxidante in vitro de frações hidrofílicas e lipofílicas de óleo e amêndoa de baru (Dipteryx alata Vogel).** Universidade Federal de Mato Grosso, Instituto de Ciências Exatas e da Terra, Barra do Garças – MT, 2019.

GOULD, G. W. (1995). **The Shelf Life of Foods and Beverages.** CRC Press.

GRUBBS, F. E. (1969). **Procedures for Detecting Outlying Observations in Samples.** *Technometrics*, 11(1), 1-21.

GUIHARD, J. **Intérêts D'Une Supplémentation En Acides Gras Omega-3 Sur La Production Et La Santé des Vaches Laitières.** Thèse d'exercice. Médecine vétérinaire. École Nationale Vétérinaire de Toulouse. France. 2011. 85p.

GUNSTONE, F. D.; HARWOOD, J. L.; DIJKSTRA, A. J. **The Lipid Handbook**. 4. ed. Boca Raton: CRC Press, 2016.

HAMILTON, R. J. **Chemistry of Oils and Fats. In: Introduction to the Chemistry and Technology of Fats and Oils**. London: Chapman and Hall, 1987.

HAMILTON, R. J.; ROSENBAUM, D. A. **Analysis of Oils and Fats by Refractometry. In: Analytical Methods for Oil and Fat**. 2. ed. Oxford: Elsevier, 2004.

HAMILTON, R. J. **The Analysis of Fats and Oils. In: Fats and Oils: Formulating and Processing for Applications**. 3. ed. Champaign: AOCS Press, 2001.

HAUG, W., & LANTZSCH, H. J. (1983). **Sensitive method for the rapid determination of phytate in cereals and cereal products**. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 34(12), 1423-1426.

HARWOOD, J. L., & APPLIN, R. E. (1995). **The Chemistry of Plant Oils**. CRC Press.

HAVSTEEN, B.H. **The biochemistry and medical significance of the flavonoids**. *Pharmacol. Ther.* v.96, p.67-202, 2002.

HILL, A. E. (1993). **Water Activity and Food Quality**. In *Food Science and Technology*. Springer.

INTERNATIONAL UNION OF PURE AND APPLIED CHEMISTRY (IUPAC). (2004). **Standard Methods for the Analysis of Oils, Fats and Derivatives**. Blackwell Science.

JOLLIFFE, I. T. (2002). **Principal Component Analysis**. Springer.

KARL FISCHER, R. (1935). **Determination of Water**. *Journal of the American Chemical Society*, 57(5), 1107-1114.

KELLY, S. M., JESS, T. J., & PRICE, N. C. (2005). **How to study proteins by circular dichroism**. *Biochimica et Biophysica Acta (BBA) - Proteins and Proteomics*, 1751(2), 119-139.

KIRK, P. L. **Kjeldahl method for total nitrogen**. *Analytical chemistry*, v. 22, n. 02, p. 354-358, fev. 1950. Disponível online em: <<https://doi.org/10.1021/ac60038a038>>.

KJELDAHL, J. (1883). **A new method for the determination of nitrogen in organic compounds**. *Zeitschrift für analytische Chemie*, 22, 366-382.

LARRAURI, J. A; RUPÉREZ, P; BORROTO, B; SAURA-CALIXTO, F. **Mango Peels as a New Tropical Fibre: Preparation and Characterization**. *LWT - Food Science and Technology*, n. 08, v. 29, p. 729-733, 1996. Disponível online em: <<http://dx.doi.org/10.1006/fstl.1996.0113>>.

LEMONS, MIRIAM REJANE BONILLA; SIQUEIRA, EGLE MACHADO DE ALMEIDA; ARRUDA, SANDRA FERNANDES; ZAMBIAZI, RUI CARLOS. **Efeito da torrefação nos compostos fenólicos e no potencial antioxidante das nozes de baru (*Dipteryx alata* Vog.)**. *Pesquisa Alimentar Internacional*, out. 2012.

LEMOS, MIRIAM REJANE BONILLA. **Caracterização e estabilidade dos compostos bioativos em amêndoas de baru (*Dipteryx alata* Vog.), submetidas a processo de torrefação.** Brasília, 2012.

LIMA, J. C. R. **Efeitos dos Parâmetros de Extração e Avaliação da Qualidade Físico Química dos Óleos de Baru e Amendoim.** Goiânia, Goiás. 2012. 72f. [s.l.] Dissertação de Mestrado apresentada na Universidade Federal de Goiás. LUTHRIA, D. L. Oil Extraction and Analysis. Critical Issues and Comparative Studies. AOCS Press, Champaign, Illinois, 2004.

LIMA, DANIELE SILVA. **Potencial tecnológico e funcional de barras nutritivas à base de castanha-do-brasil e amêndoas de baru.** Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia Goiano, Rio Verde – GO, 2019.

LIU, RH. **Potential synergy of phytochemicals in cancer prevention: mechanism of action.** Journal of Nutrition, v.134, n.12 Suppl, p.3479S3485S, 2004.

LÓPEZ-HORTAS, L.; FLÓREZ-FERNÁNDEZ, N.; TORRES, M. D.; DOMÍNGUEZ, H. **Update on potential of edible mushrooms: high-value compounds, extraction strategies and bioactive properties.** International Journal of Food Science & Technology, v. 57, p. 1378-1385, 2022. DOI: 10.1111/ijfs.15544.

LUTZ, ADOLF. **Análise de alimentos: métodos e técnicas de laboratório.** 5. ed. São Paulo: Atheneu, 2008.

LUZIA, D. M. M. **Propriedades funcionais de óleos extraídos de sementes de frutos do Cerrado brasileiro.** UNESP, São José do Rio Preto, SP, 2012, 234 f. Tese (doutorado) em Engenharia e Ciências de Alimentos do Instituto de Biociências, Letras e Ciências Exatas da Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita Filho” IBILCE/UNESP, 2012.

LUZIA, D. M. M.; JORGE, N. **Atividade antioxidante do extrato de sementes de limão (*Citrus limon*) adicionado ao óleo de soja em teste de estocagem acelerada.** Química Nova, v. 32, n. 4, p. 946-949, 2009.

MAKKAR H.P.S. (2003) **Measurement of Total Phenolics and Tannins Using Folin-Ciocalteu Method.** In: **Quantification of Tannins in Tree and Shrub Foliage.** Springer, Dordrecht. Disponível online em: <https://doi.org/10.1007/978-94-017-0273-7_3>.

MALTA, L. G; LIU, R. H. **Analysis of total phenolics, total flavonoids and total antioxidant activities in foods and dietary supplements.** Encyclopedia of agriculture and food systems: Elsevier, p. 305-314, 2014. Disponível online em: <<https://doi.org/10.1016/B978-0-444-52512-3.00058-9>>.

MALDONADE, IRIANI RODRIGUES; ORDOÑEZ LOZADA, MARIA ISABEL; DE OLIVEIRA, LIVIA DE LACERDA; RODRIGUES, DANIELE BOBROWSKI. **Metodologia para determinação de carotenoides totais e β -caroteno em óleo.** Brasília, DF: Comunicado Técnico 131, fevereiro 2021. ISSN 1414.9850.

FERREIRA, M. M. C. **Quimiometria - Conceitos, Métodos e Aplicações.** Campinas: Editora da Unicamp, 2015.

MANN, M., & WILM, M. (1994). **Electrospray mass spectrometry for protein characterization**. *BioTechniques*, 17(4), 682-690.

MAPA. (2000). **Instrução Normativa nº 2, de 9 de janeiro de 2000**. Diário Oficial da União.

MARINHO, ELIZANDRA ROCHA DO AMARAL; MANDÚ, VANESSA; CAMPO, RAQUEL PIRES; CORRÊA DA COSTA, LIANA BAPTISTA DE LIMA; BORSATO, AURÉLIO VINÍCIUS; DONADON, JULIANA RODRIGUES. **Compostos bioativos em amêndoas in natura de baru (*Dipteryx alata*) durante o armazenamento**. Anais do II Simpósio de Frutos Nativos e Exóticos. 2017.

MARQUES, F. G.; OLIVEIRA NETO, J. R.; CUNHA, L. C.; BARA, M. T. F. **Quantificação de β -Sitosterol livre e de fitosteróis totais no óleo de *Dipteryx alata* Vogel (Baru)**. *Electronic Journal of Pharmacy*, v. XII, n. 4, p. 7-23, 2015.

MARQUES, F. G.; OLIVEIRA NETO, J. R.; CUNHA, L. C.; PAULA, J. R.; BARA, M. T. F. **Identification of terpenes and phytosterols in *Dipteryx alata* (baru) oil seed obtained through pressing**. *Revista Brasileira de Farmacognosia*, v. 25, p. 522-525, 2015.

MANN, J. **Secondary Metabolism**. Claredon Press, 8, Oxford, 1987.

MATOS, L.; PEREIRA, J.; ANDRADE, P.; SEABRA, R.; OLIVEIRA, M.B. **Evaluation of a numerical method to predict the polyphenols content in monovarietal olive oils**. *Food Chemistry*, v. 102, 976–983, 2007.

MCCANCE, R. A., & WIDDOWSON, E. M. (2011). **The Composition of Foods**. Royal Society of Chemistry.

MCCLEARY, B. V., & CEREAL, M. A. (2004). **The enzymatic determination of dietary fiber**. In *Food Analysis* (pp. 235-264). Springer.

MILLER, J. N. (1984). **Quality Assurance in Analytical Chemistry**. Wiley.

MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO (MAPA). (2000). **Instrução Normativa nº 2, de 9 de janeiro de 2000**. Diário Oficial da União.

MOISTURE, A. (1997). **Principles of Water Activity and Food Safety**. In *Food Control*. Elsevier.

MONTGOMERY, D. C. (2017). **Design and Analysis of Experiments**. Wiley.

MORAES, M. S.; VIEIRA, L. D.; GOMES, A. S. **Distribuição espacial da variabilidade genética intrapopulacional de *Dipteryx alata***. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, Brasília, v. 43, n. 9, p. 1234-1245, set. 2008. Disponível online em: <<https://doi.org/10.1590/S0100-204X2008000900008>>.

MORAIS, FLÁVIA ALVES. **Avaliação físico-química do baru: influência da secagem do epicarpio e mesocarpo e diferentes métodos de extração do óleo da amêndoa**. Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia Goiano, Rio Verde, Goiás, 2019.

MOREIRA, ALESSANDRO CÉZAR DE OLIVEIRA. **Espectroscopia NIR, CG-EM e Quimiometria para o controle de qualidade do Óleo de Copaíba (Copaifera spp.)**. 2018. [Tese de doutorado] – Universidade de Brasília, Instituto de Química, Programa de Pós-Graduação em Tecnologias Química e Biológica, Brasília, 2018. Orientador: Prof. Dr. Jez Willian Batista Braga.

MORIN, E. **Os sete saberes necessários para à educação do futuro**. São Paulo, Editora Cortez, 2018.

MORTIMER, E. E; MACHADO, A. H; ROMANELLI, L. I. **A proposta curricular do estado de Minas Gerais: Fundamentos e pressupostos**. Química nova, v. 23, n. 02, p. 273-283, 2000. Disponível em <https://quimicanova.sbq.org.br/detalhe_artigo.asp?id=1482>.

MURRAY, R. K., BENDER, D. A., BOTHAM, K. M., KENNELLY, P. J., & RODWELL, V. W. (2014). **Harper's Illustrated Biochemistry**. McGraw-Hill Education.

NELSON, D. L., & COX, M. M. (2008). **Lehninger Principles of Biochemistry**. W.H. Freeman and Company.

ORGANIZAÇÃO MUNDIAL DA SAÚDE (OMS). **Dieta, Nutrition y Prevencion de Enfermidades Cronicas**. Serie de Informes Técnicos; 916. Genebra: [s.n.], 2003.

PALLAVI, B.V; CHETANA, R; RAVI, R & REDDY, S. Y. (2015). **Moisture sorption curves of fruit and nut cereal bar prepared with sugar and sugar substitutes**. Journal of Food Science and Technology, 52, 1663-1669.

PATRA, A.; ABDULLAH, S.; PRADHAN, R. C. **Review on the extraction of bioactive compounds and characterization of fruit industry by-products**. Bioresource Technology, v. 9, p. 14, 2022. DOI: 10.1186/s40643-022-00498-3.

PAULO, LINAMARYS APARECIDA DE OLIVEIRA, M.SC., Universidade Federal de Viçosa, July, 2020. **Technical-functional properties of baru oil (Dipteryx alata vog.): A promising ingredient for the food industry**. Adviser: Márcia Cristina Teixeira Ribeiro Vidigal. Co-advisers: Valéria Paula Rodrigues Minim and Luis Antonio Minim

PEARSON, D. (1976). **Chemical Analysis of Foods**. 7th Edition. Churchill Livingstone.

PINELI, L. L. O.; AGUIAR, L. A.; OLIVEIRA, G. T.; BOTELHO, R. B.; IBIAPINA, M. D.; LIMA, H. C.; COSTA, A. M. **Use of baru (brazilian almond) waste from physical extraction of oil to produce gluten free cakes**. Plant Food for Human Nutritional. v. 70, p. 50-55, 2015a.

PINELI, L. L. O.; CARVALHO, M. V.; AGUIAR, L. A.; OLIVEIRA, G. T.; CELESTINO, S. M. C.; BOTELHO, R. B. A.; CHIARELLO, M. D. **Use of baru (Brazilian almond) waste from physical extraction of oil to produce flour and cookies**. LWT/Food Science Technology, v. 60, p. 50-55, 2015b.

PINELI, L. L. O.; OLIVEIRA, G.; MENDONÇA, M.; BORGIO, L.; FREIRE, E.; CELESTINO, S.; CHIARELLO, M.; BOTELHO, R. **Tracing chemical and sensory characteristics of baru oil during storage under nitrogen**. LWT/ Food Science Technology, v. 62, p. 976-982, 2015c.

PHILLIPS, K. M; HAYTOWITZ, D. B; PEHRSSON, P. R. **Implications of two different methods for analyzing total dietary fiber in foods for food composition databases.** Journal of food composition and analysis, v. 84, p. 103-253, dez. 2019. Disponível online em: <<https://doi.org/10.1016/j.jfca.2019.103253>>.

P MANIRAKIZA, A COVACI, P SCHEPENS. **Comparative Study on Total Lipid Determination using Soxhlet, Roese-Gottlieb, Bligh & Dyer, and Modified Bligh & Dyer Extraction Methods.** Journal of Food Composition and Analysis, Volume 14, Issue 1, 2001, Pages 93-100, ISSN 0889-1575, <<https://doi.org/10.1006/jfca.2000.0972>>.

PROSKY, L., ASP, N.-G., SCHWEIZER, T. F., DEVRIES, J. W., & FURDA, I. (1992). **Determination of total dietary fiber in foods and food products: Collaborative study.** Journal of the Association of Official Analytical Chemists, 75(2), 363-372.

RIBEIRO, B. D., BARRETO, D. W., & COELHO, M. A. Z. (2014). **"Enzyme technology for oil extraction: A review and potential applications."** Innovative Food Science & Emerging Technologies, 14, 191-199.

REID, R. C., & PRAUSNITZ, J. M. (1977). **The Properties of Gases and Liquids.** McGraw-Hill.

Saxena, S. (2018). **Food Processing and Preservation.** Springer.

RE, R; PELLEGRINI, N; PROTEGGENTE, A; PANNALA, A; YANG, M; RICE-EVANS, C. **Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay.** Free Radical Biology and Medicine, 26(9-10), 1231–1237. 1999. Disponível online em: <[http://dx.doi.org/10.1016/s0891-5849\(98\)00315-3](http://dx.doi.org/10.1016/s0891-5849(98)00315-3)>.

RÍOS, J. L., & RECIO, M. C. (2006). **Natural Products as Modulators of Apoptosis and their Role in Inflammation.** Studies in Natural Products Chemistry, 141–192. DOI: 10.1016/s1572-5995(06)80027-x.

RUFINO, M. DO S. M; ALVES, R. E; DE BRITO, E. S; PÉREZ-JIMÉNEZ, J; SAURA-CALIXTO, F; MANCINI-FILHO, J. **Bioactive compounds and antioxidant capacities of 18 non-traditional tropical fruits from Brazil.** Food Chemistry, 121(4), 996–1002. 2010. Disponível online em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.01.037>>.

RUFINO, M; ALVES, R. E.; BRITO, E. S. DE; MORAIS, S. M. DE; SAMPAIO, C. **Metodologia científica: determinação da atividade antioxidante total em frutas pela captura do radical livre ABTS^{o+}.** EMBRAPA, Brasil. 2007

RUFINO, M; ALVES, R. E.; BRITO, E. S. DE; MORAIS, S. M. DE; SAMPAIO, C.L. **Determinação da capacidade antioxidante total em frutas pela captura do radical livre DPPH.** EMBRAPA, Brasil. 2007.

RUFINO, M; ALVES, R. E.; BRITO, E. S. DE; MORAIS, S. M. DE; SAMPAIO, C. **Determinação da capacidade antioxidante total pela captura do radical livre FRAP.** EMBRAPA, Brasil. 2006.

SABANDIS, H. D., & MURPHY, D. J. (2008). "Production of Biodiesel from Brazil Nut (*Bertholletia excelsa*) oil." *Energy & Fuels*, 22(3), 2032-2040.

SÁEZ-PLAZA, P; NAVAS, M. J; WYBRANIEC, S; MICHALOWSKI, T; ASUERO, A. G. **An overview of the Kjeldahl method of nitrogen determination. Part II. Sample preparation, working scale, instrumental finish and quality control.** *Critical reviews in analytical chemistry*, v. 43, n. 04, p. 224-272, 2 out. 2013. Disponível online em: <<https://doi.org/10.1080/10408347.2012.751787>>.

SAMBROOK, J., & RUSSELL, D. W. (2001). **Molecular Cloning: A Laboratory Manual.** 3rd Edition. Cold Spring Harbor Laboratory Press.

SANO, S. M.; VIVALDI, L.; SPEHAR, C. R. **Diversidade morfológica de frutos e sementes de baru (*Dipteryx alata* Vog.).** Pesquisa Agropecuária Brasileira, Brasília. 1999.

SANO. S ET AL., **Baru: biologia e uso.** Planaltina, DF; EMBRAPA Cerrados, Brasil. 2004.

SANTOS, B. C. D; FERREIRA, M. **Contextualização como princípio para o ensino de química no âmbito de um curso de educação popular.** *Experiências em ensino de ciências*, v. 13, n. 05, p. 497-511, 2018. Disponível em: <https://if.ufmt.br/eenci/artigos/Artigo_ID554/v13_n5_a2018.pdf>.

SANTIAGO, GABRIELA DE LIMA; OLIVEIRA, INGRYD GARCIA DE; HORST, MARIA ADERUZA; NAVES, MARIA MARGARETH VELOSO; SILVA, MARA REIS. **Peel and pulp of baru (*Dipteryx alata* Vog.) provide high fiber, phenolic content and antioxidant capacity.** *Food Science and Technology*, [s.l.], v. 41, n. 4, p. 1-11, 2021. DOI: <https://doi.org/10.1590/1678-457X.36416>.

SIGMA-ALDRICH. (2023). **Enzymatic fiber digestion method.** <https://www.sigmaaldrich.com>

SILVA, F. A. M., BORGES, M. F. M., & FERREIRA, M. A. (1999). **Métodos para avaliação do grau de oxidação lipídica e da capacidade antioxidante.** *Química Nova*, 22(1), 94–103. doi:10.1590/s0100-40421999000100016

SILVERSTEIN, ROBERT M.; WEBSTER, F.X. **Identificação espectrométrica de compostos orgânicos.** 6.ed. Rio de Janeiro - RJ: LTC , 2007.

SIMÕES, C. M. O., & SCHENKEL, E. P., GOSMANN, G., MELLO, J. C. P. DE, MENTZ, L. A., PETROVICK, P. R. **Farmacognosia: da planta ao medicamento** (6th Ed.) Florianópolis: Publisher Federal University of Santa Catarina – Brasil, 2007

SINGH, T. C. **Avaliação dos parâmetros físico-químicos e estabilidade de compostos bioativos em óleos de polpa e amêndoa de frutos amazônicos.** Universidade Estadual Paulista, São José do Rio Preto, p. 160, 2015.

SLAVIN, J. L. (2013). **Dietary fiber and body weight.** *Nutrition*. v. 29(4), 509-516.

SMEDES, F; ASKLAND, T. K. (1999). **Revisiting the development of the Bligh and Dyer total lipid determination.** Mar. Poll. Bull. n. 03, v. 38, p.193-201.

SOLOMONS, GRAHAM T. W.; FRYHLE, CRAIG B. **Química Orgânica.** V.2. Tradução de Organic Chemistry, 8th ed.: Robson Mendes Matos; Revisão técnica: Délio Soares Raslan. Rio de Janeiro - RJ: LTC, 2006.

SOUZA.A ; MIRANDA.J **Caracterização físico-química da amêndoa e do óleo de baru submetido à extração sólido-líquido com solventes alternativos** Braz. J. of Develop., Curitiba, v. 5, n.11, p. 26548-26556, nov.2019 ISSN 25258761

STUDENT. (1908). **The Probable Error of a Mean.** Biometrika, 6(1), 1-25.

TAKEMOTO, E. ET AL. **Composição química da semente e do óleo de baru (Dipteryx alata Vog.) nativo do Município de Pirenópolis Estado de Goiás.** Rev. Inst. Adolfo Lutz, 60(2):113-117, 2001.

THIEX, N; NOVOTNY, L; CRAWFORD, A. **Determination of ash in animal feed: AOAC official method 942.05 revisited.** J AOAC Int. 2012 Sep-Oct;95(5):1392-7. Disponível online em: <<http://dx.doi.org/10.5740/jaoacint.12-129>>.

TUKEY, J. W. (1949). **Comparative Analysis of Variance.** Journal of the American Statistical Association, 44(245), 274-314.

VERA, R., SOARES JUNIOR, M. S., NAVES, R. V., SOUZA, E. R. B. D., FERNANDES, E. P., CALIARI, M., & LEANDRO, W. M. **Características químicas de amêndoas de barueiros (Dipteryx alata Vog.) de ocorrência natural no Cerrado do estado de Goiás, Brasil.** Revista Brasileira de Fruticultura, v. 31, p. 112-118, 2009.

VIANA, HELENA NADYA ALVES CAMPOS; SGANZERLA, WILLIAM GUSTAVO; CASTRO, LUIZ EDUARDO NOCHI; VEECK, ANA PAULA DE LIMA. **Characterization of baru (Dipteryx alata Vog.) and application of its agro-industrial by-product in the formulation of cookies.** Journal of Agriculture and Food Research, v. 12, p. 100577, jun. 2023. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.jafr.2023.100577>.

WU, X.; BEECHER, G. R.; HOLDEN, J. M.; HAYTOWITZ, D. B.; GEBHARDT, S. E.; PRIOR, R. L. **Lipophilic and Hydrophilic Antioxidant Capacities of Common Foods in the United States.** In: Journal Of Agricultural And Food Chemistry, v. 52, n. 12. 2004. P. 4026-4037. American Chemical Society (ACS). Disponível em <<http://dx.doi.org/10.1021/jf049696w>>

WÜTHRICH, K. (1986). **NMR of Proteins and Nucleic Acids.** Wiley.

YANG, J; XIAO, A; WANG, C. **Novel development and characterisation of dietary fibre from yellow soybean hulls.** Food Chemistry, v. 161, p. 367-375, out. 2014. Disponível online em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.04.030>>.

YILDIRIM, G. **Effect of Storage Time on Olive Oil Quality.** Dissertação de mestrado apresentada a The Graduate School of Engineering and Sciences of Izmir Institut of Technology, Turkey: M.Sc thesis. 2009.

ANEXO A - Plano de aula sobre extração de lipídeos

| Plano de Aula | |
|--|-------------------------|
| IFB – Campus Gama | |
| Componente Curricular: Bioquímica | |
| Duração da aula: 120 minutos | Data: __/__/____ |
| Objetivos | |
| <p>Geral: Abordar características básicas dos lipídeos e métodos de extração</p> <p>Específicos:</p> <ul style="list-style-type: none"> - Introduzir o conceito de lipídeos; - Aprender a extrair e quantificar lipídeos de amostras de alimentos comerciais utilizando o método de Soxhlet. | |
| Conteúdo | |
| <ul style="list-style-type: none"> - Ácidos Graxos - Extração de Lipídeos - Noções de laboratório | |
| Metodologia | |

Aula prática experimental.

Competências:

- Entender as características dos Lipídeos

Habilidade:

- Aprender as características visuais que indicam a extração dos lipídeos
- Entender a metodologia de quantificação do teor de lipídeos

Recursos

Roteiro experimental, vidrarias correspondente ao extrator de Soxhlet, balança analítica e placas petri.

Avaliação

Reunir os estudantes em duplas e responder ao questionário localizado no final do roteiro da prática experimental.

Referências

INSTITUTO ADOLFO LUTZ. Normas Analíticas do Instituto Adolfo Lutz. v. 1: Métodos químicos e físicos para análise de alimentos, 3. ed. São Paulo: IMESP, 1985. p. 42-43.
ASSOCIATION OF OFFICIAL ANALYTICAL CHEMISTS. Official methods of analysis of the Association of Official Analytical Chemists (method 920.39,C). Arlington: A.O.A.C., 1995, chapter 33. p. 10-12

ANEXO B

| Extração de Lipídios pelo método de Soxhlet | |
|--|----------------------|
| Nome: | Data: __ / __ / ____ |
| 1. Introdução | |
| <p>As gorduras e os óleos, ambos conhecidos como triacilgliceróis, são compostos formados pela combinação de glicerol e ácidos graxos (figura 1). Esses ácidos graxos variam em comprimento de cadeia e no número de ligações duplas, sendo classificados como saturados (sem ligações duplas) ou insaturados (com uma ou mais ligações duplas).</p> | |
| <p>Figura 1: Estrutura dos ácidos graxos saturados e insaturados.</p> | |
| <p>Os lipídios, um grupo diverso de compostos orgânicos, compartilham a característica de serem insolúveis em água, desempenhando papéis vitais em organismos vivos. Enquanto gorduras e óleos são principais formas de armazenamento de energia, os fosfolipídeos e esteróis são cruciais para a estrutura das membranas biológicas.</p> <p>Para mensurar o teor de lipídios em alimentos, é necessário utilizar solventes apolares, uma vez que esses compostos são hidrofóbicos. Solventes como n-Hexano, éter de petróleo, e uma mistura de metanol e clorofórmio são comumente usados. A extração deve ser realizada em ciclos com a amostra triturada para garantir a completa solubilização dos lipídios.</p> <p>O Método de extração por arraste de solvente apolar (Soxhlet) é empregado para separar os lipídios do restante da amostra pelo gotejamento do solvente aquecido. O aquecimento do solvente é crucial para o controle dos ciclos bem como facilita a solubilidade dos lipídeos. Após a extração, o solvente é evaporado, e o conteúdo lipídico é quantificado. Esta quantificação é fundamental para entender a composição centesimal dos alimentos e o teor de gordura ingerido, fornecendo dados essenciais para a avaliação nutricional.</p> | |
| 2. Objetivo | |
| <p>Geral: Aprender características básicas dos lipídeos e um método de extração</p> | |
| <p>Específicos:</p> <ul style="list-style-type: none"> - Introduzir o conceito de lipídeos; - Aprender a extrair e quantificar lipídeos de amostras de alimentos comerciais | |

utilizando o método de Soxhlet.

3. Materiais e equipamentos

- Aparelho extrator de Soxhlet
- Manta de aquecimento
- Condensador de bolas
- Bomba de aquário e mangueiras
- Estufa
- Cartucho de Soxhlet
- Balão de fundo redondo de 250 mL
- Balança analítica
- Algodão
- Dessecador
- Espátula

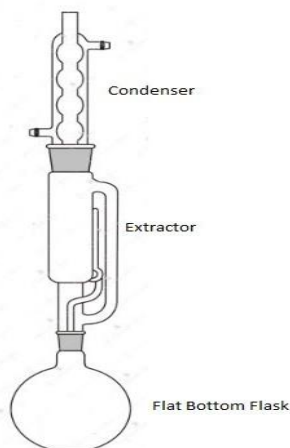
4. Reagentes

- Éter de petróleo ou n-Hexano

5. Preparo da amostra

- Pese 5 g da amostra em vidros de relógio com o auxílio de uma balança analítica;
- Anote e depois transfira a massa pesada para uma almofariz e macere a amostra até obtenção de uma farinha homogênea;
- Transfira a amostra cuidadosamente para cartucho de extração preparado conforme instruções utilizando algodão para tampar .

6. Procedimento de Extração



- Monte o sistema do extrator soxhlet conforme instruções e a figura ao lado;
- Prenda o condensador e o balão de fundo redondo com a garra e o suporte universal;
- Monte o sistema de refluxo com a bomba de aquário, mangueiras e a caixa de isopor conforme as instruções;
 - Mangueira de saída da água na parte inferior do condensador e mangueira de entrada da água na parte superior do condensador;
- Adicione o cartucho no interior do extrator soxhlet;
- Acople o extrator ao balão de fundo chato **previamente tarado (anote a massa inicial do balão)** a 105°C. Adicione 150 mL do solvente.
- Conecte ao condensador de bolas;
- Mantenha o sistema sob aquecimento com a manta.
 - A extração continua por 1 hora.
- Retire o cartucho, destile o solvente e transfira o balão com o resíduo extraído para uma estufa a 105°C, mantendo por cerca de uma hora.
- Resfrie em um dessecador até a temperatura ambiente e pese.
 - Subtraia o valor do balão com amostra do valor da tara para obter a massa de lipídeos.

Obtenha o teor de lipídios utilizando a fórmula a seguir:

$$\bullet \frac{100 \times N}{P} = \text{lipídios ou extrato etéreo por cento (m/m)}$$

- N = n° de gramas de lipídios
- P = n° de gramas da amostra

7. Avaliação

1. Qual o valor de lipídios ou extrato etéreo na amostra?

2. Comparar com os padrões de identificação e qualidade estabelecidos pela legislação da amostra analisada (tabela nutricional do produto).

8. Referências bibliográficas

INSTITUTO ADOLFO LUTZ. Normas Analíticas do Instituto Adolfo Lutz. v. 1: Métodos químicos e físicos para análise de alimentos, 3. ed. São Paulo: IMESP, 1985. p. 42-43.

ASSOCIATION OF OFFICIAL ANALYTICAL CHEMISTS. Official methods of analysis of the Association of Official Analytical Chemists (method 920.39,C). Arlington: A.O.A.C., 1995, chapter 33. p. 10-12

- Adaptação de metodologias

Para a análise de acidez nas duas amostras de azeite extra virgem variando a gramatura, os valores expressos na tabela 02, indicaram que para as duas amostras os índices de acidez não se difere significativamente entre as massas de 2 a 5 g, entretanto apenas a amostra de 1g não se apresentou confiável. Analisando a literatura, foi possível encontrar autores que utilizaram até 2 g de amostra para realizar as análises de acidez titulável, IAL (2008).

Tabela 02 - Tabela referente aos valores de acidez obtidos para cada amostra de azeite de oliva extra virgem.

| Quantidade de amostra (g) | A.1 (%) | A.2 (%) |
|---------------------------|-------------------------|-------------------------|
| 1 | 0,407±0,24 ^c | 0,668±0,06 ^a |
| 2 | 0,429±0,02 ^c | 0,504±0,29 ^b |
| 3 | 0,399±0,23 ^c | 0,484±0,28 ^b |
| 5 | 0,398±0,02 ^c | 0,453±0,01 ^b |

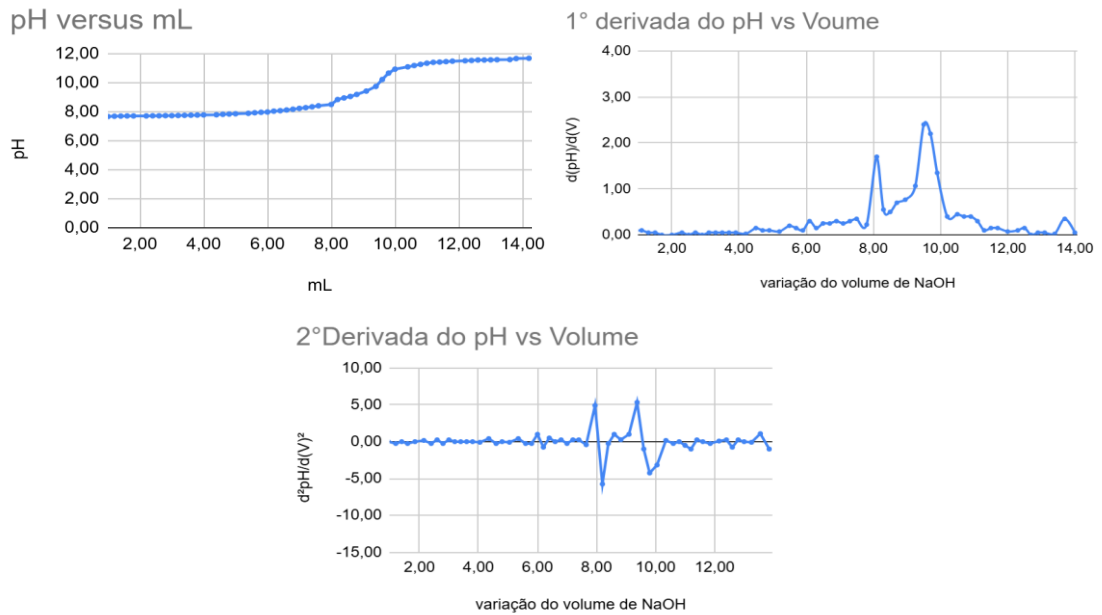
*Os valores com letras iguais, representam paridade entre as amostras conforme o teste de Tukey (95%).

Fonte: Autor

Como foi descrito, as análises nos azeites foram realizadas como testes na metodologia. Para montar a curva de pH, variou-se os volumes de NaOH na titulação em intervalos de 0,5 mL, para a amostra A.1. Entretanto, os dados obtidos na leitura de pH não foram utilizados para comparação por falta de pontos mais detalhados. Assim a metodologia foi fixada na amostra A.2, escoando 0,2 mL da base titulante.

As amostras que utilizaram 3 e 5 g de azeite não foram completamente dissolvidas, apresentando picos irregulares e com comportamento dipróticos, dois picos de viragem da amostra (Figura 18). Este comportamento não foi observado no tratamento do branco, indicando que o erro está na amostra e não nos equipamentos e matriz da análise.

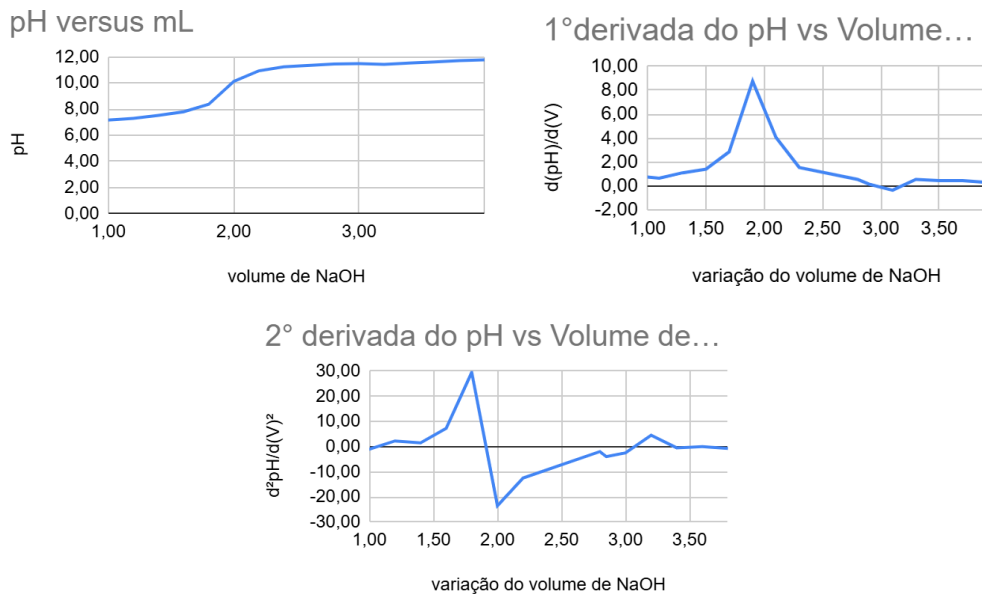
Figura 18 - Gráficos do pH pelo volume, juntamente com os gráficos da primeira e segunda derivada do pH pela variação do volume das amostras A.2 com 5g.



Fonte: Autor

Para utilização dos valores teóricos, escolheu-se o valor do pico mais alto para calcular a acidez teórica e comparou-se com a acidez experimental por meio do teste de Tukey. Os gráficos das amostras com 2 gramas, apresentaram-se conforme o esperado, facilitando o cálculo da acidez (Figura 19).

Figura 19 - Gráficos de pH frente ao volume de NaOH da amostra A.2 com 2 g.



Fonte: Autor

Observando o teste estatístico entre os valores obtidos da curva de pH e da viragem do indicador (tabela 3), nota-se que apenas a amostra experimental que utilizou 1 g de azeite não apresentou similaridade com as demais.

Tabela 03 - Comparação do valor teórico e o valor experimental da análise de acidez.

| Quantidade de amostra (g) | Experimental | | Teórico |
|---------------------------|-------------------------|-------------------------|-------------------------|
| | A.1 (%) | A.2 (%) | A.2 teórico (%) |
| 5,00 | 0,398±0,02 ^c | 0,453±0,01 ^b | 0,425±0,01 ^b |
| 3,00 | 0,399±0,23 ^c | 0,484±0,28 ^b | 0,434±0,01 ^b |
| 2,00 | 0,429±0,02 ^c | 0,504±0,29 ^b | 0,443±0,02 ^b |
| 1,00 | 0,407±0,24 ^c | 0,668±0,06 ^a | 0,422±0,04 ^b |

*Os valores com letras iguais, representam paridade entre as amostras conforme o teste de Tukey (95%).

Fonte: Autor

Portanto, a massa mais indicada para reduzir o montante de amostra gasto é 2 g, pois este não apresentou gráficos com picos irregulares, é um valor utilizado pela literatura e não apresentou diferença estatística significativa do valor original proposto (5g).

A tabela 04 contém os valores médios obtidos na quantificação do Índice de Peróxido nas duas amostras teste e o agrupamento da análise do teste de Tukey, com 95% de confiabilidade.

Tabela 04 - Dados obtidos da análise de índice de peróxido.

| Quantidade de amostra (g) | A.1 (%) | A.2 (%) |
|---------------------------|-------------------------|-------------------------|
| 5 | 13,03±0,07 ^c | 16,05±0,37 ^b |
| 3 | 10,07±0,29 ^c | 16,72±0,53 ^b |
| 2 | 9,93±0,01 ^c | 16,12±0,13 ^b |
| 1 | 8,85±0,45 ^c | 19,24±0,78 ^a |

*Os valores com letras iguais, representam o agrupamento das amostras conforme o teste de Tukey (95%).

Fonte: Autor

Para a escolha da metodologia de índice de peróxido, a quantidade de 2g foi selecionada com base na análise dos dados de A.1 e A.2. Em A.1, as amostras não apresentaram diferenças significativas entre si, enquanto em A.2, apenas a amostra de 1g mostrou diferença significativa em relação às demais.

Devido a baixa disponibilidade inicial de óleo de baru, obtido pela prensagem, a análise foi adaptada para a utilização de 2 g de óleo, por ser a menor concentração aceitável nas duas amostras teste. Conforme a metodologia de extração do óleo pela prensagem foi evoluindo, junto ao rendimento, este limitante não interferiu em análises posteriores.