

UNIVERSIDADE TECNOLÓGICA FEDERAL DO PARANÁ
DIRETORIA DE GRADUAÇÃO E EDUCAÇÃO PROFISSIONAL
COORDENAÇÃO DO CURSO DE TECNOLOGIA EM PROCESSOS QUÍMICOS

LARISSA CRISTINA PAGEL

**DETERMINAÇÃO DA COMPOSIÇÃO PROXIMAL E DE ÁCIDOS
GRAXOS NAS SEMENTES DE *Butia catarinensis* Noblick & Lorenzi**

TRABALHO DE CONCLUSÃO DE CURSO

TOLEDO
2016

LARISSA CRISTINA PAGEL

**DETERMINAÇÃO DA COMPOSIÇÃO PROXIMAL E DE ÁCIDOS
GRAXOS NAS SEMENTES DE *Butia catarinensis* Noblick & Lorenzi**

Trabalho de conclusão de Curso apresentado a Coordenação do Curso Superior de Tecnologia em Processos Químicos – COPEQ – da Universidade Tecnológica Federal do Paraná – UTFPR *Campus* Toledo, como requisito parcial para obtenção do título de Tecnólogo em Processos Químicos.

Orientador: Prof. Dr. Clayton Antunes Martin

TOLEDO
2016

**TERMO DE APROVAÇÃO
DO TRABALHO DE CONCLUSÃO DE CURSO**

LARISSA CRISTINA PAGEL

**DETERMINAÇÃO DA COMPOSIÇÃO PROXIMAL E DE ÁCIDOS GRAXOS NAS
SEMENTES DE *Butia catarinensis* Noblick & Lorenzi**

Trabalho apresentado como forma de avaliação para o Trabalho de Conclusão de Curso do curso de Tecnologia em Processos Químicos da UTFPR, *Campus* Toledo, e aprovado pela banca examinadora abaixo. *

Prof. Dr. Clayton Antunes Martin

Prof^a Dra. Tatiana Shioji Tiومان

Prof. Dr. Clovis Bombardelli

Toledo, junho de 2016

*A Folha de Aprovação assinada encontra-se na Coordenação do Curso

RESUMO

PAGEL, Larissa Cristina. Determinação da Composição Proximal e de Ácidos Graxos nas sementes de *Butia catarinensis* Noblick & Lorenzi. 2016. 40 f. Monografia (Trabalho de Conclusão de Curso) – Coordenação do Curso Superior de Tecnologia em Processos Químicos – COPEQ. Universidade Federal Tecnológica do Paraná. Toledo, 2016.

O *Butia catarinensis* Noblick & Lorenzi, encontrado na região sul do Brasil é um fruto carnoso e fibroso que possui uma semente que contém um óleo pouco estudado. O objetivo desse trabalho foi determinar a composição química da semente e dos ácidos graxos do óleo extraído. A composição proximal (umidade, cinzas, proteínas, carboidratos e lipídios) foi determinada por métodos analíticos e o óleo foi extraído com solvente a frio. Foram usados dois métodos de transesterificação para possibilitar a quantificação de ácidos graxos: catálise ácida e catálise básica. A quantificação de ácidos graxos foi feita por cromatografia gasosa utilizando padronização interna. A semente apresentou 16,55% de umidade, 1,60% de cinzas, 9,86% de proteínas, 32,12% de carboidratos e 39,87% de lipídios. O óleo apresentou um perfil lipídico predominante de ácidos graxos saturados, tendo em maior quantidade o ácido láurico (12:0), cujo teor foi de 43,23 g 100 g⁻¹. Em relação aos ácidos graxos insaturados, o ácido oleico (18:1n-9) foi encontrado em maior proporção, com a concentração de 20,01 g 100 g⁻¹ de óleo. O método de catálise ácida foi mais eficiente na determinação da concentração total dos ácidos graxos.

Palavras-chave: Fruta. Extração. Óleo. Composição Química.

ABSTRACT

PAGEL, Larissa Cristina. Determination of Proximate Composition and Fatty Acids the *Butia catarinensis* Noblick & Lorenzi seed. 2016. 40 f. Monografia (Trabalho de Conclusão de Curso) – Coordenação do Curso Superior de Tecnologia em Processos Químicos – COPEQ. Universidade Federal Tecnológica do Paraná. Toledo, 2016.

The *Butia catarinensis* Noblick & Lorenzi, that occurs in south Brazil, it is a fleshy and fibrous fruit. The seed is source of oil that has been few studied. The aim of this study was determine the proximate composition of the seed and fatty acid composition of the oil extracted. The proximate composition (moisture, ash, protein, carbohydrates and lipids) was determined by analytical methods, and the oil was extracted with cold solvent. Two methods of esterification were used: acid catalysis and basic catalysis. The quantification of fatty acids was done by gas chromatography using internal standardization. The seed presented 16,55% in moisture, 1,60% in ash, 9,86% in protein, 32,12 % in carbohydrates and 39,87% in lipids. The oil extracted from the seed present high content of saturated fatty acids, with a greater amount of lauric acid (12:0), those content was 43,23 g 100 g⁻¹. In relation to the unsaturated fatty acids, oleic acid (18:1n-9) was found in higher proportion with the concentration of 20,01 g 100 g⁻¹ of oil. The acid catalysis method was more efficient in determination of the total concentration of fatty acids

Keywords: Fruit. Extraction. Oil. Chemical Composition.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 – Cacho de Butiá Maduro.....	16
Figura 2 – (A) Corte Transversal do Carço; (B) Corte Transversal da Semente	16
Figura 3 – Molécula de um Triacilglicerol	20
Figura 4 – Estrutura de Ácido Graxo	20
Figura 5 – Ácidos Graxos encontrados na Semente do Butiá.....	21
Figura 6 – Cromatograma obtido pelos ésteres metílicos pelo método ISO 5509-1978. 1 – 8:0; 2 – 10:0; 3 – 12:0; 4 – 14:0; 5 – 16:0; 6 – 18:0; 7 – 18:1n-9; 8 – 18:2n-6; 9 - 23:0 (padrão interno).....	34

LISTA DE TABELAS

TABELA 1 – COMPOSIÇÃO E ÁCIDOS GRAXOS NO ÓLEO DA SEMENTE DE BUTIÁ.....	22
TABELA 2 – COMPOSIÇÃO PROXIMAL DA AMÊNDOA DO BUTIÁ	32
TABELA 3 – DADOS CROMATOGRÁFICOS DOS EMAG.....	35
TABELA 4 – COMPOSIÇÃO DE ÁCIDOS GRAXOS PARA ESPÉCIES DE BUTIÁ	36

LISTA DE SÍMBOLOS, SIGLAS E ABREVIATURAS

AG	Ácidos graxos
AGS	Ácidos graxos saturados
AGI	Ácidos graxos insaturados
AGMI	Ácidos graxos monoinsaturados
AGPI	Ácidos graxos poliinsaturados
TG	Triacilglicerol
LDL	Low density lipoprotein
HDL	High density lipoprotein
CG	Cromatografía gasosa
EMAG	Ésteres metílicos de ácidos graxos

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO.....	11
1.1 OBJETIVOS.....	12
1.1.1 Objetivo Geral	12
1.1.2 Objetivos específicos	12
1.2 JUSTIFICATIVA.....	12
2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	14
2.1 Butia catarinensis Noblick & Lorenzi.....	14
2.2 EXTRAÇÃO DO ÓLEO DA AMÊNDOA	16
2.2.1 Extração por Solvente a Frio	16
2.2.2 Método de Folch et al. (1956).....	17
2.3 ANÁLISE QUÍMICA E FÍSICO-QUÍMICA.....	17
2.4 ÁCIDOS GRAXOS	19
2.4.1 Determinação de Ácidos Graxos	21
2.4.1.1 Catálise ácida.....	22
2.4.1.2 Catálise Básica	23
3 MATERIAL E MÉTODOS	25
3.1 PREPARAÇÃO DA AMOSTRA.....	25
3.2 EXTRAÇÃO DO ÓLEO	25
3.2.1 Extração por solvente a frio	25
3.3 DETERMINAÇÃO DA COMPOSIÇÃO PROXIMAL	26
3.4 QUANTIFICAÇÃO DE ÁCIDOS GRAXOS	28
3.4.1 Preparações de Ésteres Metílicos por Hartman e Lago (1973).....	28
3.4.2 Preparação de Ésteres Metílicos pela ISO 5509 (1978).....	29
3.4.3 Análise Cromatográfica	29
3.5 ANÁLISE ESTATÍSTICA	30

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO	31
4.1 DETERMINAÇÃO DA COMPOSIÇÃO PROXIMAL	31
4.2 DETERMINAÇÃO DE ÁCIDOS GRAXOS.....	32
5 CONCLUSÃO	37
REFERÊNCIAS	38

1 INTRODUÇÃO

O Butiá é uma fruta encontrada em todo território Brasileiro, possuindo diversos usos. Com sua polpa se faz sucos, geleias, picolés entre outros. As folhas da árvore são usadas basicamente no artesanato e dentro do seu caroço há uma semente rica em óleo, pouco estudado ainda (EMBRAPA, 2010).

Nos últimos anos iniciou-se muitas pesquisas para encontrar novos tipos de óleos que são extraídos apenas de forma artesanal, que se deve pela grande demanda das indústrias por óleos mais baratos e com características diferentes, como estabilidade a certas temperaturas (FARIA et al., 2008). Sabe-se que a semente do butiá possui aproximadamente 50% de óleo e que esse apresenta em maior quantidade ácidos graxos saturados do que ácidos graxos insaturados (FARIA et al., 2008).

As gorduras saturadas têm uma qualidade inferior em termos de saúde, quando comparadas com as gorduras insaturadas, que trazem benefícios para a saúde, como prevenção de doenças cardiovasculares, diminuição do nível de colesterol LDL (low density lipoprotein) e aumentam o nível do colesterol HDL (high density lipoproteins) (TONIAL et al., 2010). Porém as gorduras saturadas ainda apresentam um perfil lipídico melhor do que as gorduras *trans*, que podem provocar mais males a saúde quando comparadas com as gorduras saturadas (FARIA et al., 2008).

Souza, Makoto e Visentainer (1998) indicam a existência de ácido linoleico (18:2n-6), que é um ômega 6, no óleo da semente do Butiá, sendo um ácido graxo essencial, e com uma qualidade bem superior aos demais.

Existe várias maneiras de se extrair o óleo de sementes: métodos mecânicos, prensagem, extrusão; e métodos químicos, utilizando solventes, a frio ou a quente (FREITAS, 2007). A escolha do método depende da finalidade do óleo obtido. Se é necessário manter as características de ácidos graxos e de antioxidantes, utiliza-se métodos que não levem o óleo a temperaturas elevadas. O ideal é que as extrações sejam feitas com solventes a frio (FREITAS, 2007).

1.1 OBJETIVOS

1.1.1 Objetivo Geral

Determinar a composição proximal e de ácidos graxos das sementes de Butiá.

1.1.2 Objetivos específicos

- Determinar o teor de cinzas, umidade, lipídios e proteínas na semente de Butiá;
- Verificar o rendimento da extração do óleo da semente de Butiá por extração a frio;
- Determinar o teor de ácidos graxos por cromatografia em fase gasosa do óleo da semente de Butiá obtido pela extração a frio;
- Comparar o teor de ácidos graxos obtidos pelos dois métodos de esterificação: catálise ácida e catálise básica.

1.2 JUSTIFICATIVA

A polpa do Butia é rica em vitamina C e pró-vitamina A, e também possui diversos minerais, em maiores quantidades o potássio, fósforo, cálcio e magnésio (Ministério do meio ambiente, 2011). No entanto, não existem muitos estudos envolvendo o óleo da semente do butiá, que corresponde a mais de 50% de sua composição (EMBRAPA, 2010). As poucas pesquisas existentes descrevem a presença de ácidos graxos saturados neste óleo e uma menor quantidade de ácidos graxos insaturados. Um dos ácidos graxos mais encontrados no óleo do Butiá é o ácido láurico, que é muito comum de ser encontrado em óleos vegetais, mas que para a saúde humana não é recomendado o consumo em grandes quantidades (FARIA et al., 2008).

Essas gorduras saturadas são usadas nas indústrias alimentícias como aditivos, para melhorar a textura, a consistência e o paladar, pois possuem um baixo custo e são estáveis nos diversos processos industriais (FARIA et al., 2008).

Além da indústria alimentícia, óleos vegetais ricos em ácido láurico estão sendo empregados na produção de sabões, plásticos e emborrachados. Outros estudos mais recentes já mostram que esses óleos possuem atividade bactericida, inibem protozoários e diminuem o metano exalado pelos animais ruminantes, sendo assim, podem ser empregados para enriquecer rações a base de grãos de milho (FARIA et al., 2008).

Os poucos estudos já realizados sobre o óleo do Butiá, geralmente utilizaram a extração por solventes, que segundo Freitas (2007) é o método mais eficiente para extração de óleos vegetais.

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 *Butia catarinensis* Noblick & Lorenzi

O Butiá é uma fruta de uma palmeira que possui 18 espécies nativas na América do Sul. No Brasil são encontradas com mais frequência nos estados de Mato Grosso, Minas Gerais, Bahia, Mato Grosso do Sul, Santa Catarina, Paraná e Rio Grande do Sul. O fruto é encontrado também no Uruguai, Paraguai, Argentina e Bolívia (SOARES; LONGHI, 2011).

Pertencente à família Arecaceae, uma das famílias de angiospermas mais antigas do planeta (ELOY, 2013). Esta família possui outros representantes como, o açaí, o buriti, o murumuro e a pupunheira. É uma planta histórica, citada em papéis da colonização do Rio Grande do Sul, que indicam o uso do butiá na alimentação dos indígenas (SCHWARTZ et al., 2010).

O *Butia catarinensis* Noblick & Lorenzi, pertence à divisão Magnoliophyta, classe Liliopsida, ordem Arecales, família Aracaceae e gênero *Butia* (FOGAÇA, 2014). Essa palmeira é de pequeno porte sendo encontrada em campos abertos com solos arenosos e na beira de rios e córregos, formando pequenos agrupamentos que são chamados de butiazais. Sua ocorrência é maior no estado de Santa Catarina, porém foram encontradas no estado do Rio Grande do Sul e do Paraná (FOGAÇA, 2014).

Cada butiazeiro produz em média de três a cinco cachos de fruta por ano (Figura 1). Isso pode variar dependendo dos cuidados que são tomados com a planta e de acordo com o solo e o clima que ela se encontra (FOGAÇA, 2014). A polpa da fruta corresponde a 80% do seu peso, sendo ela comestível e rica em vitaminas A e C. O fruto tem maturação normalmente entre novembro e janeiro (EMBRAPA, 2010).



Figura 1. Cacho de Butiá maduro.

Fonte: Própria

O Butiá é caracterizado como uma drupa redonda comestível, formada por um epicarpo que pode variar de amarelo para avermelhado, mesocarpo carnosos e fibroso, endocarpo duro e denso pode ter três poros germinativos, dessa maneira apresentar até três sementes (Figura 2) (MOURA et al., 2010).

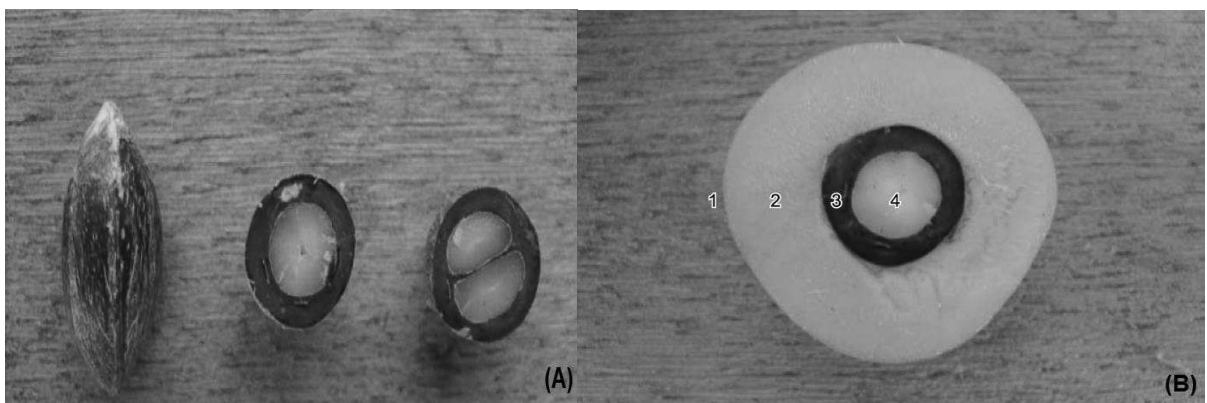


Figura 2. (A) Corte transversal do caroço, com 1 e 2 sementes; (B) Corte transversal do fruto (1- Exocarpo; 2- mesocarpo; 3- endocarpo; 4- semente).

Fonte: Moura et al. (2010)

A palmeira de Butiá já teve uma grande importância econômica entre 1930 e meados de 1970, no sul do Brasil e no Uruguai, onde se usavam as folhas na fabricação de colchões e estofados (SOARES; LONGHI, 2011). Hoje em dia, as folhas são usadas em artesanatos, em cestas, telhados, vassouras, chapéus e barracas (FUJITA, 2012).

A polpa da fruta é usada como alimento para pessoas e animais, e nas receitas de sorvetes, geleias, licores, bolos e sucos. Ela apresenta 85% de umidade, 2,6% de lipídios totais, 0,3% de proteínas, 10,8% de carboidratos e 6,2% de fibras, e em menores quantidades, o potássio, a vitamina C, alguns carotenoides, com predominância do β -caroteno, e alguns compostos fenólicos (FUJITA, 2012).

Da semente, que se encontra dentro de uma dura casca, é extraído um óleo, com alto teor de ácidos graxos saturados (EMBRAPA, 2010). Os ácidos graxos saturados encontrados em maior quantidade são respectivamente: láurico (12:0), mirístico (14:0) e cáproico (10:0). Em relação aos ácidos graxos insaturados existe uma pequena quantidade de ácido oleico (18:1n-9) e ácido linoleico (18:2n-9) (FARIA, 2008). A fruta possui vários compostos com ação antioxidante e também antitumoral, além de outros benefícios a saúde (FUJITA, 2012).

2.2 EXTRAÇÃO DO ÓLEO DA AMÊNDOA

Existem diversos métodos de extração de óleos vegetais. A escolha de cada um depende da finalidade de uso do óleo. Cada método possui características particulares que podem mudar as propriedades e a quantidade de alguns componentes do óleo.

2.2.1 Extração por Solvente a Frio

A extração de óleo por solvente a frio, consiste no uso de solventes orgânicos, onde se mistura os solventes indicados para aquela extração com a matéria prima, e posteriormente os solventes são evaporados (ECIRTEC, 2015).

Esse tipo de extração pode ser por diversos métodos. Devem ser observados alguns detalhes importantes que podem fazer variar o rendimento da extração (BRUM, 2004):

- Preparação da amostra, que inclui secagem e redução do tamanho da amostra, o que interfere na superfície de contato com o solvente;
- Homogeneização da amostra com o solvente, que é a absorção do óleo pelos solventes apolares;
- Separação bem definida das fases, aquosa, orgânica e sólida;
- Remoção dos contaminantes não-lipídicos; remoção completa do solvente.

A eficiência desse método, depende da combinação de solventes utilizada, a mistura deles precisa ser suficientemente apolar para poder se ligar e remover os lipídios ligados às membranas celulares sem que ocorra nenhuma reação (CHRISTIE, 1982).

2.2.2 Método de Folch et al. (1956)

É o método empregado na extração do óleo nesse trabalho, houve contribuições de Christie (1982) para que esse método se tornasse mais adequado para extração de gorduras vegetais. Foi usada uma mistura de metanol e clorofórmio (1:2), essa mistura fica dividida em duas fases, onde na fase inferior estão os lipídios dissolvidos em clorofórmio e na fase superior estão os compostos polares dissolvidos em metanol. São usados sais para facilitar a separação de fases e evitar a formação de uma emulsão. Após a separação, é feita uma filtração para separar resíduos da amostra não solúveis. Os solventes são evaporados em um evaporador rotativo.

2.3 ANÁLISE QUÍMICA E FÍSICO-QUÍMICA

Para a determinação da composição proximal foi a determinação dos teores de umidade, cinzas, lipídios, proteínas e carboidratos.

A determinação de umidade tem grande importância nos alimentos, pois é através dela que se define a vida de prateleira e como deve ser estocado. É feita no sólido, pelo método gravimétrico de secagem por estufa a 105 °C (FUJITA, 2012).

A amêndoa é moída para aumentar a área superficial durante a secagem, e então colocada em cadinhos na estufa. A estufa deve estar com a temperatura

acima de 100° C. Como a condutividade dos alimentos é muito baixa, precisa-se deixar mais de três horas dentro da estufa, para que a água evapore. Os cadinhos precisam ser secos antecipadamente 24h antes da análise da amostra. Depois da retirada da estufa é pesado (FUJITA, 2012).

Cinzas é o material inorgânico do alimento, sendo que o conhecimento da quantidade de cinzas é muito importante em um alimento, pois muitas vezes sua presença não é desejável (CECHI, 2003).

Ela pode ser seca ou úmida. As cinzas úmidas são determinadas em frutas e legumes, quando há risco de perda de alguns minerais ou de compostos voláteis. Para a determinação de cinzas úmidas é feita uma digestão ácida, sendo que os ácidos mais utilizados são ácido sulfúrico e ácido nítrico. Porém dependendo do alimento, o ácido e quantidade de cada um pode variar (CECHI, 2003). Na determinação de cinza seca, a amostra é colocada na mufla em uma temperatura de 500 a 550°C, até completa incineração.

A proteína dos alimentos, na maioria das vezes, vem acompanhada de lipídios ou carboidratos. O método padrão para a determinação é o método de Kjeldahl, para a determinação do nitrogênio total, um dos maiores componentes das proteínas.

Nesse processo é feito o aquecimento da amostra com ácido sulfúrico e catalizador para que ocorra a digestão, o carbono e o hidrogênio são oxidados e o nitrogênio é convertido em sulfato de amônio. Durante a destilação ocorre a liberação de amônia dentro de um volume de ácido bórico conhecido, e esse é transformado em borato de amônia e então ele é dosado com uma solução de ácido clorídrico. Para se determinar a quantidade de proteínas. É usado um fator de conversão, que depende do tipo de alimento. Para amêndoas é 5,18 (CECHI, 2003).

Os lipídios são conhecidos por ser a parte hidrofóbica, ou seja, eles não se misturam com compostos polares. Eles têm função de dar sabor e maciez nos alimentos. A sua determinação deve ser realizada em baixas temperaturas para não degradar os ácidos graxos poli-insaturados (CECHI, 2003).

Atualmente cerca de 80% da produção mundial de óleos e gorduras produzidos são empregadas na alimentação, 6% na produção de ração e 14% para outros fins (SGANZERLA, 2010).

No geral óleos e gorduras (vegetal e animal) consistem em moléculas de triacilgliceróis (TG), que são três moléculas de ácidos graxos (AG) de cadeia longa, ligadas na forma de ésteres a uma molécula de glicerol (Figura 3) (MILINSKI, 2007).

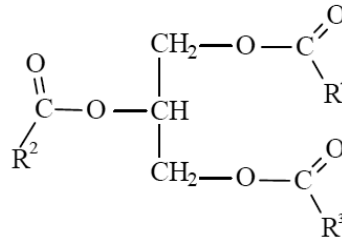


Figura 3. Molécula de um triacilglicerol, onde R1, R2 e R3 são ácidos graxos

Fonte: MILINSKI (2007)

2.4 ÁCIDOS GRAXOS

Ácidos graxos são ácidos carboxílicos de cadeia curta (dois a quatro átomos de carbono), média (seis a 10 átomos de carbono) ou longa (mais de doze átomos de carbono), em geral com número par de carbonos sendo muito raros os de número ímpar. Podem ser saturados (AGS) ou insaturados (AGI) (RAMALHO, 2013).

De acordo com o número de insaturações, eles podem ser classificados como ácidos graxos monoinsaturados (AGMI), que possuem apenas uma ligação dupla da cadeia carbônica, ou como ácidos graxos poli-insaturados (AGPI), que podem possuir duas ou mais ligações duplas na cadeia (SOUZA; MAKOTO; VISENTAINER, 1998).

O grupo carboxila constitui a região polar, e a cadeia carbônica a região apolar, como mostra a Figura 4. É difícil encontrar ácidos graxos livres, na maioria das vezes estão ligados a resíduos de álcoois, como no triacilglicerol.

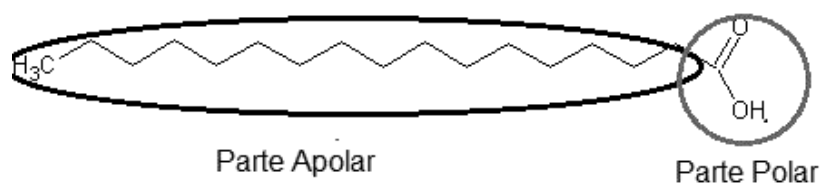


Figura 4. Estrutura de um ácido graxo.

Fonte: Própria

Os ácidos graxos mais comuns são os com 16 e 18 carbonos, sendo que os nomes são dados por números e letras. Eles podem ser *cis*, que se diferem por terem uma dobra rígida na cadeia, e por isso são mais instáveis, ou pode ser *trans*, que deixa a cadeia mais reta e mais estável (MARZZOCO; TORRES, 2007).

Segundo FARIA et al. (2008) os ácidos graxos mais encontrados no óleo da semente do butiá, são o láurico, oléico e mirístico, esses estão descritos da tabela 1 (Figura 5).

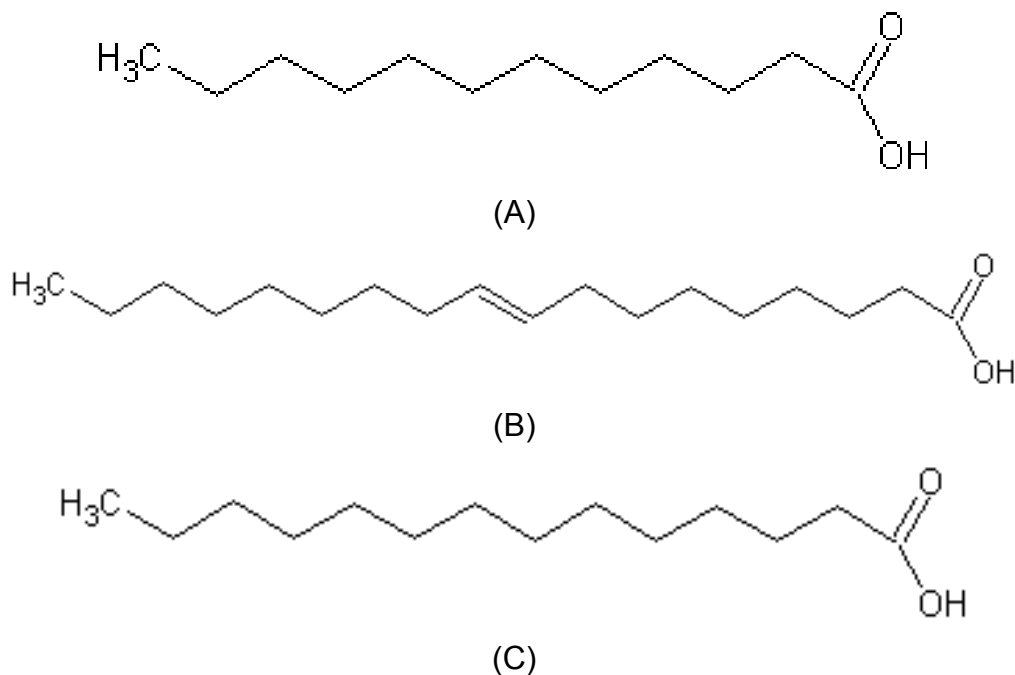


Figura 5: Ácidos graxos encontrados no Butiá: (A) Ácido Láurico; (B) Ácido Oleico; (C) Ácido Mirístico

Fonte: Própria

Dentre os ácidos graxos mais comuns da semente do Butiá, apenas um é um ácido graxo insaturado, o ácido oleico, que é um ômega 9 (Tabela 1). Existem pequenas quantidades de outros AGI no óleo, como o ácido linoleico, que é um ômega 6 (FARIA et al., 2008).

Os AGI são tão importantes para a saúde humana pelo fato dos diversos benefícios já comprovados, como por exemplo, a diminuição dos níveis plasmáticos de lipoproteína de baixa densidade (LDL - low density lipoprotein), diferente dos AGS que ajudam na elevação deles. Outros benefícios incluem a redução dos riscos

de doenças cardiovasculares, o efeito inibitório na coagulação sanguínea, efeitos anti-hipertensivo e anti-inflamatório (SOUZA; MATSUSHITA; VISENTAINER, 1998).

Tabela 1: Composição e ácidos graxos no óleo da semente de butiá

ÁCIDOS GRAXOS	PORCENTAGEM (%)
Capróico (6:0)	0,4
Caprílico (8:0)	7,8
Capríco (10:0)	8,0
Láurico (12:0)	42,1
Mirístico (14:0)	10,5
Palmítico (16:0)	6,0
Esteárico (18:0)	4,0
Oléico (18:1n-9)	16,9
Linoléico (18:2n-6)	4,2
Araquídico (20:0)	0,1
Gadoleico (20:1)	0,04

Fonte: FARIA et al. (2008)

As configurações das duplas ligações nos AG em gorduras são responsáveis pelas diferenças no sabor, textura, ponto de fusão, absorção, atividade do ácido graxo essencial e outras características (SOUZA; MTUSUSHITA; VISENTAINER, 1998).

Por serem de baixo custo e bastante estáveis a alguns processos, as gorduras sólidas ricas em ácidos graxos saturados e ácidos graxos *trans* são usadas na indústria alimentícia para melhorar a consistência, a textura e o paladar dos alimentos (FARIA et al., 2008).

2.4.1 Determinação de Ácidos Graxos

Para fazer a determinação de ácidos graxos por cromatografia gasosa, primeiro o óleo obtido, precisa ser transformado em ésteres metílicos, no caso dos acilgliceróis. Essa etapa é importante para transformá-los em substâncias mais voláteis, para reduzir a adsorção de solutos no suporte e superfície da coluna e melhorar a separação dos compostos (MILINSK, 2007).

Na reação de transesterificação as moléculas de triacilglicerol reagem com os álcoois, geralmente etanol e metanol convertendo se gradualmente em diacilgliceróis

e monoacilgliceróis e por fim glicerol. Para aumentar o rendimento da transesterificação é adicionado agente esterificante em excesso, que vai permitir a separação do éster com o glicerol (TREMILIOSI, 2009).

A escolha do método pode interferir diretamente na quantificação dos ácidos graxos, por diversos fatores: conversão incompleta dos lipídios, mudança na composição dos ácidos graxos durante a esterificação, formação de substâncias que podem ser confundidas com ácidos graxos, contaminação da coluna cromatográfica por traços de reagentes da esterificação, extração incompleta de ésteres metílicos de ácidos graxos ou perda de ésteres metílicos de cadeia curta e muito voláteis (MILINSK, 2007).

Pode-se usar padronização interna para a quantificação dos ácidos graxos. Nesse método, adiciona-se um padrão interno com alto grau de pureza no momento da esterificação. Esse padrão interno normalmente é um éster metílico com número ímpar de carbonos, por serem encontrados raramente nos óleos. Os mais comuns de serem usados, são os ésteres metílicos dos ácidos tricosanóico (23:0), tridecanóico (13:0) e heptadecanóico (17:0) (PIMENTEL; ZENEBON, 2009).

A utilização do padrão interno permite expressar os resultados de ácidos graxos em massa, através de fatores de correção. A adição do padrão interno na amostra torna o método menos sensível a erros durante a quantificação de ácidos graxos (JOSEPH; ACKMAN, 1992).

A transesterificação e esterificação de ácidos graxos pode ser dividida em duas categorias: catálise ácida e catálise básica.

2.4.1.1 Catálise ácida

Nos métodos que empregam catálise ácida, são usados como reagentes: trifluoreto de boro em metanol (BF_3/MeOH), ácido clorídrico em metanol (HCl/MeOH), e ácido sulfúrico em metanol ($\text{H}_2\text{SO}_4/\text{MeOH}$) (MILINSK, 2007)

Esses reagentes podem ser usados na transesterificação de acilgliceróis como também na esterificação de ácidos graxos livres. Em alguns métodos que usam esses reagentes, são realizadas duas etapas: saponificação e esterificação (MILINSK, 2007).

2.4.1.2 Catálise Básica

Na reação de transesterificação básica se usam como reagentes: hidróxido de sódio (NaOH), hidróxido de Potássio (KOH) em metanol ou metóxido de sódio (MILINSK, 2007).

Esse método é rápido e pode ser realizado em temperatura ambiente. Uma desvantagem é que os reagentes empregados não transformam ácidos graxos livres em ésteres metílicos. Sendo assim um método limitado a alguns tipos de óleos. É mais comum utilizar hidróxido de potássio e de sódio, pela facilidade de preparo e o baixo custo comparado com o metóxido de sódio, que para ser preparado emprega-se sódio metálico em metanol, numa reação altamente exotérmica que necessita de cuidados para ser realizada (MILINSK, 2007).

2.4.2 Cromatografia Gasosa

A análise por cromatografia gasosa é feita em um equipamento sofisticado e muito preciso, com poucas quantidades de amostra. A fase móvel usada é um gás e como fase estacionária um líquido ou sólido. A cromatografia gás-líquido é a mais usada. O gás da fase móvel deve ser inerte, pois ele só tem a função de arrastar os componentes da amostra através da coluna, sendo que os mais usados são nitrogênio e o hidrogênio (CECHI, 2003).

São usadas temperaturas adequadas no local da injeção da amostra e na coluna, para possibilitar a vaporização das substâncias injetadas, que de acordo com suas propriedades e as da fase estacionária são retidas por tempos determinados e chegam a saída da coluna em tempos diferentes. Na saída há um detector que quantifica as substâncias (COLINS; BRAGA; BONATO, 1997).

A cromatografia gasosa (CG) tem um excelente poder de resolução, sendo uma técnica usada com tanta frequência pela sua sensibilidade, que pode chegar a cerca de 10^{-12} g. Entre suas outras vantagens, pode-se citar a sua pequena necessidade de amostra, o que pode muitas vezes ser um problema em outros métodos, é possível quantificar compostos com concentrações que variam de picogramas a miligramas (COLINS; BRAGA; BONATO, 1997).

Apesar de apresentar tantas vantagens, essa técnica possui algumas restrições como: necessidade das substâncias a serem quantificadas serem voláteis e estáveis termicamente, caso contrário é necessário a preparação antecipada da amostra, o que em algumas situações não é viável, pois torna a análise mais demorada e com o custo maior (COLINS; BRAGA; BONATO, 1997).

Outro problema com a técnica é ela não ser eficiente para determinações qualitativas, para isso é necessário o uso de técnicas auxiliares para identificar com clareza algumas substâncias presentes na amostra (COLINS; BRAGA; BONATO, 1997).

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 PREPARAÇÃO DA AMOSTRA

A matéria-prima para o estudo foi obtida na cidade de Marechal Cândido Rondon, Paraná, em março de 2016. Foi feita a identificação da espécie da planta no herbário da Universidade Estadual do Oeste do Paraná (UNOP). A planta foi identificada como *Butia catarinenses* Noblick & Lorenzi, com número da UNOP 670.

Foram utilizadas frutas maduras, que após serem lavadas e descascadas no laboratório da universidade, com a retirada por completo da polpa da fruta. A semente foi lavada e higienizada com álcool 70% e colocada em estufa por duas horas, a 60°C, com circulação de ar. Depois, foram abertas para a retirada das amêndoas, e essas embaladas a vácuo e congeladas para uso posterior.

As sementes foram trituradas em liquidificador doméstico antes de começarem a soltar óleo na trituração para não se transformar em uma pasta. E logo após passadas nas peneiras da série de Tyler para determinação da granulometria do pó, obtendo-se um pó com diâmetro de 100 mesh.

3.2 EXTRAÇÃO DO ÓLEO

Para a extração do óleo da amêndoa, foi utilizado o método de Folch et al. (1957) modificado por Christie (1982). As adaptações consistem no aumento do tempo de agitação da amostra com os solventes e no número de lavagens. A quantidade de solvente nesse método também diminui e a massa de amostra usada também é reduzida pela metade. Com essas modificações o método se tornou mais adequado para amostras de origem vegetal (BRUM, 2004).

3.2.1 Extração por solvente a frio

As sementes trituradas (5 g) foram colocadas em erlenmeyer de 250 ml, usando um vidro relógio como tampa. Inicialmente misturaram com as sementes, 25 ml de metanol. A mistura foi homogeneizada por 5 min em um agitador magnético e depois adicionado 50 ml de clorofórmio e agitado por mais 10 min. A mistura obtida

foi filtrada a vácuo e a torta misturada novamente com 30 ml de clorofórmio-metanol 2:1 e agitada por mais 5 min. A mistura foi filtrada novamente a vácuo, e a torta lavada com 25 ml de metanol e 50 ml de clorofórmio. O filtrado obtido foi transferido para um funil de separação, onde nele se adicionaram 45 ml de uma solução de KCl 0,88 %, para posterior repouso. A extração dos lipídios totais foi realizada em triplicata.

Quando se obtiveram duas fases bem visíveis, a fase inferior foi transferida para um erlenmeyer com papel filtro e sulfato de sódio anidro. O produto filtrado foi transferido para um balão de fundo redondo e acoplado no rotaevaporador para evaporação total dos solventes, à temperatura máxima de 36 °C e 100 rot/min.

3.3 DETERMINAÇÃO DA COMPOSIÇÃO PROXIMAL

A partir das sementes do butiá, foi feita análise de umidade e cinzas pelos métodos descritos nas normas analíticas do instituto Adolfo Lutz (2008).

Para análise de umidade foram pesados de 3 g de amostra em cadinhos de porcelana previamente pesados e secos em estufa. A amostra ficou na estufa até peso constante e depois foi colocada em dessecador. O teor de umidade foi determinado conforme a equação (1):

$$\text{UMIDADE (\%)} = \frac{100 \times N}{P} \quad (1)$$

Sendo que:

N é a diferença de massa da amostra inicial e final

P é o peso em g de amostra inicial

Para fazer a determinação de cinzas, foram usados cadinhos de porcelana previamente incinerados em mufla a 550 °C e depois resfriados em dessecador e pesados. A amostra pesada (5 a 10 g) foi colocada em mufla a 550 °C até completa incineração. As cinzas devem ficar brancas acinzentadas. Depois desse tempo foi pesado e feita a determinação com a equação 2.

$$\text{CINZAS(\%)} = \frac{100 \times N}{P}$$

(2)

Sendo que:

N é o número de g de cinzas

P é o peso em g de amostra inicial

A determinação de proteínas foi feita pelo método de Kjeldahl, com as modificações propostas pela instrução normativa do Ministério da Agricultura da Pecuária e do Abastecimento (MAPA) n° 20 do dia 21/07/1999.

Esse método determina o nitrogênio total. Primeiramente se faz a digestão da amostra. Essa é feita em um tubo de Kjeldahl. Nele são colocados 1 g de amostra, 2,5 g de mistura catalítica e 7 mL de ácido sulfúrico concentrado. Essa mistura é aquecida lentamente a 50 °C aproximadamente 1 h e depois a temperatura é elevada para 450 °C até a mistura ficar límpida com uma tonalidade azul-esverdeada.

A segunda etapa é a destilação que é feita em um microdestilador de kjedahl. O tubo com a mistura é adaptado a ele, e é acoplado na saída um erlenmeyer com 20 mL de ácido bórico 4 % com 4 a 5 gotas de um indicador misto. Então é adicionado uma solução de hidróxido de sódio 30 % até que a mesma se torne negra. A destilação é procedida até ser coletado aproximadamente 75 mL do destilado.

Titula-se a solução de ácido bórico com o destilado com uma solução padronizada de H₂SO₄ 0,1 N, até a viragem de verde para um leve tom róseo. Para a determinação de proteínas é usada a equação 3:

$$\% \text{ NITROGÊNIO TOTAL} = \frac{V \times N \times f \times 0,014 \times 100}{p} \quad (3)$$

Onde:

V= volume gasto na titulação (ml)

N= normalidade técnica da solução titulante

f= fator de correção da solução titulante

P= massa da amostra (g)

Como por esse método se determina o nitrogênio total (%), é necessário converter ele na porcentagem de proteína, para isso é usado um fator de conversão de Kjeldahl (F) (equação 4). O fator empregado por Cechi (2003) é 5,18.

$$\% \text{PROTEÍNAS} = \% \text{NITROGÊNIO} \times F \quad (4)$$

A determinação dos carboidratos da semente foi realizada por diferença levando em conta os demais resultados, somando todos eles e subtraindo de 100 %.

3.4 QUANTIFICAÇÃO DE ÁCIDOS GRAXOS

Para a determinação de ácidos graxos usou-se a cromatografia em fase gasosa. Os triacilgliceróis e os ácidos graxos livres foram convertidos em ésteres metílicos. Para isso, foram usados dois métodos: Hartman e Lago (1973) e ISO 5509 (1978).

3.4.1 Preparações de Ésteres Metílicos por Hartman e Lago (1973)

No método de Hartman e Lago é usado para a transformação em ésteres metílicos catálise ácida. Foi pesado 40 ± 5 mg de óleo em um tubo de ensaio e foi adicionado 400 μL de solução em n-heptano do éter metílico do ácido tricosanóico (23:0), na concentração de $1238,5 \text{ mg L}^{-1}$, utilizado como padrão interno. O solvente foi evaporado em fluxo de gás nitrogênio.

A seguir foi adicionado 4 mL de hidróxido de sódio 0,5 M na amostra e aquecida em banho maria a 100°C por 5 min, para depois ser rapidamente resfriada em água corrente. Após esta etapa, foi adicionado 5 mL do reagente esterificante, preparado previamente a partir de uma mistura de NH_4Cl , metanol e H_2SO_4 . A mistura foi aquecida por mais 5 min em banho maria a 100°C e novamente foi resfriada em água corrente. Por fim foi adicionado 4 mL de uma solução saturada de NaCl e agitado por 30 s, seguido da adição de 2 mL de heptano e de agitação por mais 30 s. Os tubos de ensaio foram deixados em repouso até haver separação de

fases. A fase superior foi coletada e armazenada para posterior análises (MAIA e RODRIGUES, 1993).

3.4.2 Preparação de Ésteres Metílicos pela ISO 5509 (1978)

Nesse método para a preparação dos ésteres metílicos, é usado catálise básica. Foi pesado aproximadamente 25 mg de óleo em tubos de ensaio, adicionado 400 µL de solução em n-heptano do éster metílico do ácido tricosanóico (23:0), na concentração de 123,85 mg L⁻¹, utilizado como padrão interno. Também foi adicionado 2 mL de n-heptano, seguido da agitação da mistura. Em seguida, foi adicionado 2 mL de KOH 2,0 mol L⁻¹ em metanol sendo agitado por 30 s. Os tubos foram deixados em repouso, até a completa separação de fases e a fase superior foi coletada para posteriores análises.

3.4.3 Análise Cromatográfica

Os ésteres metílicos foram separados, utilizando um cromatógrafo a gás com detector de ionização em chama (Clarus 680 GC, Perkin Elmer, EUA) e coluna capilar de sílica fundida CP 7420 (Agilent) com 100m de comprimento, 0,25 mm de diâmetro interno e 0,25 mm de cianopropil polisiloxano). As temperaturas do injetor e detector foram 240 e 250 °C, respectivamente. A temperatura da coluna foi de 80 °C por 1 min, sendo elevada para 160 °C, a taxa de 20 °C min⁻¹, seguido do aumento para 198 °C, a taxa de 1 °C min⁻¹, e da elevação para 250 °C, a taxa de 5 °C min⁻¹, permanecendo nesta temperatura por 1,6 min. As velocidades de fluxo dos gases foram de 1,1 mL min⁻¹ para o gás de arraste (hélio), 40 e 400 mL min⁻¹ para os gases da chama, hidrogênio e ar sintético, respectivamente. O volume de injeção foi de 2 µL e as injeções foram realizadas com injetor automático.

A identificação dos ácidos graxos foi baseada na comparação dos tempos de retenção com o de padrões de ésteres metílicos de ácidos graxos (Sigma, EUA). A quantificação dos ácidos graxos em mg 100 g⁻¹ de óleo, foi efetuada em relação ao padrão interno, tricosanoato de metila (23:0), da marca Sigma (EUA), conforme método proposto por Joseph e Ackman (1992). As concentrações de AG foram

obtidas a partir da conversão de ésteres metílicos de ácidos graxos (EMAG) para AG, calculados pela Equação 5. Os resultados sendo expressos em g 100 g⁻¹.

$$C = \frac{FCT \times FCEMAG \times 100 \times MPI \times Ax}{API \times Ma} \quad (5)$$

Onde:

C = Concentração de AG (g 100 g⁻¹)

FCT = Fator de correção teórico

FCEMAG = Fator de conversão de EMAG para AG

MPI = Massa do padrão interno (mg)

Ax = Área do éster metílico correspondente ao ácido graxo x

API = Área do padrão interno

Ma = Massa de amostra usada (mg)

3.5 ANÁLISE ESTATÍSTICA

As concentrações médias dos ácidos graxos obtidas pelos dois métodos de esterificação utilizados, foram comparadas pelo teste t de Student ao nível de significância de 0,05, por meio do software R, versão 3.3.1.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 DETERMINAÇÃO DA COMPOSIÇÃO PROXIMAL

O teor de umidade na amêndoa de butiá foi 16,5 % (Tabela 2). Sganzerla (2010) ao determinar o teor de umidade em amêndoas de butiá de duas espécies (*Butia capitata* e *Butia eriosphata*) obteve teores que foram de 28,2 e 30,9 %, respectivamente, sendo muito superiores ao encontrado neste estudo. Entretanto, o resultado desse estudo se apresentou superior aos resultados obtidos por Faria et al (2008), que avaliaram a espécie *Butia capitata* e Cruz (2016), que estudou a espécie *Butia catarinensis*, cujos teores de umidade foram, respectivamente 9,9 % e 9,30 %. Pereira et al. (2015) ao avaliar a espécie *Butia quaraimana* também encontrou um teor de umidade menor que o encontrado nesse estudo (10,34 %). Essas diferenças observadas podem estar relacionadas com a espécie estudada e com a região onde foram coletadas as amostras.

O teor de umidade obtido é considerado baixo para alimentos, porém adequado para sementes oleaginosas, pois essas devem ter teor de umidade baixo para serem conservadas por longos períodos sem sofrerem degradação (SOUZA et al., 2009).

Tabela 2: Composição proximal da amêndoa do Butiá

Composição proximal	Média (%) ¹
Umidade	16,55 ± 1,03
Cinzas	1,60 ± 0,61
Proteínas	9,86 ± 0,02
Lipídios	39,87 ± 3,60
Carboidratos	32,12 ± 3,44

¹valores são médias ± desvio padrão de três determinações

O teor de cinzas obtido foi 1,6 % (Tabela 2), e indica que a semente possui um baixo teor de minerais e outros compostos inorgânicos. Sganzerla (2010) obteve 0,74 % e 0,75 % para as espécies *Butia capitata* e *Butia eriosphata*, resultados que

inferiores ao desse trabalho. Pereira et al. (2015) encontrou um teor de cinzas de 1,44 %, para a espécie *Butia quaraimana*, que foi próximo do obtido neste estudo.

O teor de proteínas na amêndoa do butiá foi de 9,9 %, (expresso em base seca), sendo próximo dos teores obtidos por Faria et al. (2008) e de Sganzerla (2010), que foram respectivamente, 11,6 % e 11,1 %. O resultado encontrado, foi bem maior que o teor relatado por Pereira et al. (2015), que obteve 3,56 % de proteínas. O teor de proteínas assume uma maior importância quando a sua utilização envolve a aplicação da amêndoa como matéria-prima para a produção de rações, onde os teores de proteínas e lipídios são muito importantes (FARIA et al., 2008).

O teor de lipídios totais obtido para a semente (39,9 %) foi inferior ao encontrado por Faria et al. (2008), cujo teor foi de 53,6 %, e por Pereira et al. (2015) que encontrou 45,53 %. A comparação do teor obtido neste estudo com o relatado por Faria et al. (2008) e Pereira et al. (2015), indicou que o teor encontrado por estes autores foi 34 e 14 %, respectivamente, maiores que o encontrado neste estudo. Contudo, a comparação com os resultados obtidos por Sganzerla (2010), que relatou teores entre 26,3 e 28,7 %, e com Pierezan et al. (2015), que avaliou a espécie *Butia capitata*, encontrando o teor de 23 % para os lipídios. A comparação destes estudos com o presente estudo indica que estes teores representaram 39 a 73 % do teor de lipídios obtido em nosso estudo. Estas diferenças podem estar relacionadas às espécies utilizadas, fatores climáticos e as características do solo (BRUM, 2004).

Segundo Brum, Arruda e Arce (2009) o método de Folch et al. tem perdas significativas nas etapas de lavagem sucessivas que são recomendadas pelo autor para recuperação dos lipídios na extração, outra desvantagem observada do método de Folch et al. é a desconsideração de água tissular no alimento. Assim, o método utilizado pode resultar em teores menores de lipídios totais em relação aos obtidos por outros métodos.

4.2 DETERMINAÇÃO DE ÁCIDOS GRAXOS

A figura 6 mostra os ácidos graxos detectados no óleo da semente do Butiá, que foram: caprílico (8:0), cáprico (10:0), láurico (12:0), mirístico (14:0), esteárico

(18:0), oleico (18:1n-9) e linoleico (18:2n-6). O principal ácido graxo encontrado foi o láurico.

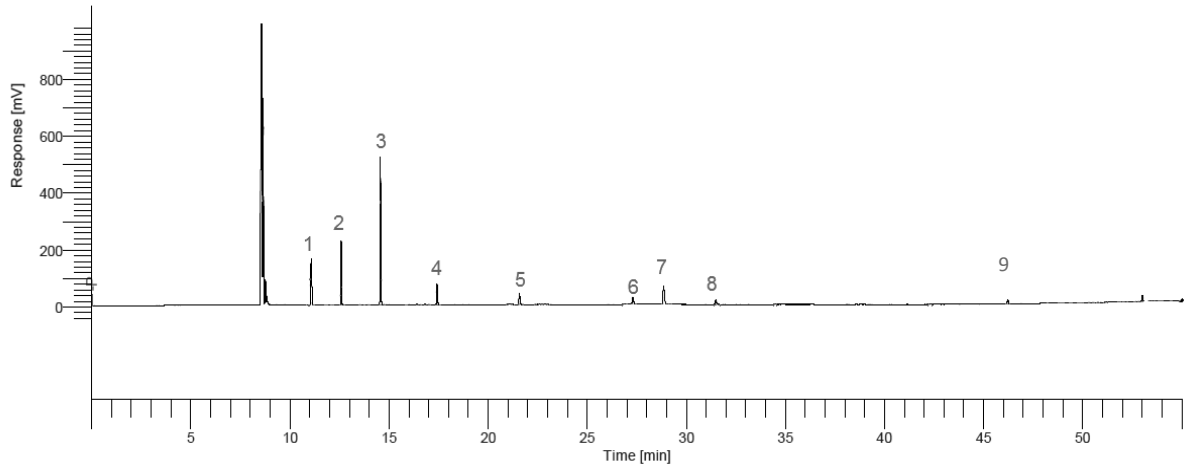


Figura 6. Cromatograma dos ésteres metílicos de ácidos graxos obtidos pelo método pelo método Hartman e Lago (1973). 1 – C 8:0; 2 – C 10:0; 3 – C 12:0; 4 – C 14:0; 5 – C 16:0; 6 – C 18:0; 7 – C 18:1n-9; 8 – C 18:2n-6; 9 – C 23:0 (padrão interno).

Através dos valores da área de cada EMAG e da área do padrão interno obtidos nos cromatogramas, foi possível calcular a concentração de ácidos graxos. Quando se usa o padrão interno, os resultados obtidos são menos suscetíveis a erros relacionados com o preparo de ésteres metílicos de ácidos graxos e com a injeção no cromatógrafo.

Os resultados de EMAG para os dois métodos de transesterificação usados estão expressos na tabela 3. Foram quantificados oito ácidos graxos, sendo apenas dois insaturados, e os demais saturados.

Tabela 3: Concentração de ácidos graxos comparando dois métodos de transesterificação

ÁCIDO GRAXO	CONCENTRAÇÃO (g 100 g ⁻¹)	
	HARTMAN & LAGO (1973)	ISO (1978)
Caprílico (8:0)	12,15 ± 0,90*	8,47 ± 0,49*
Cáprico (10:0)	16,34 ± 1,11	12,10 ± 0,74
Láurico (12:0)	43,24 ± 3,21*	34,35 ± 2,11*
Mirístico (14:0)	7,33 ± 0,59	7,44 ± 0,52
Palmítico (16:0)	4,83 ± 0,38	5,21 ± 0,36
Esteárico (18:0)	3,54 ± 0,38	2,99 ± 0,21
Oleico (18:1n-9)	9,77 ± 0,80*	20,01 ± 1,43*
Linoleico (18:2n-6)	2,69 ± 0,23*	4,61 ± 0,33*
Ácidos Graxos Saturados	87,43	70,56
Ácidos Graxos Insaturados	12,46	24,62

*diferença significativa pelo teste t de Student ($p < 0,05$)

O método de Hartman & Lago se apresentou mais eficiente na transesterificação, totalizando 99,89 g 100 g⁻¹, enquanto para o método da ISO 5509 foi obtido 95,18 g 100 g⁻¹.

Pode-se observar a diferença de concentrações para os dois métodos de transesterificação, sendo que o método de Hartman & Lago obteve maiores concentrações de ácidos graxos saturados (87,43 g 100 g⁻¹) em comparação com o método da ISO (1978) (70,56 g 100 g⁻¹). Contudo o método da ISO 5509 teve maiores concentrações de ácidos graxos insaturados (24,62 g 100 g⁻¹) em relação ao método de Hartman & Lago (12,46 g 100 g⁻¹).

Para os ácidos caprílico (8:0) e láurico (12:0) a diferença na concentração foi significativa ($p < 0,05$) entre os dois métodos usados, sendo que o método de Hartman & Lago obteve maiores concentrações. Os ácidos cáprico (10:0), mirístico (14:0), palmítico (16:0), e esteárico (18:0) não apresentaram diferenças significativas entre os métodos ($p > 0,05$). Isto ocorre devido os ácidos graxos saturados geralmente estarem nas posições sn-1 e sn-3 do triacilglicerol. Dessa forma, o ataque do nucleófilo (catalisador da esterificação) ao carbono carbonílico ocorre facilmente, mesmo em baixas concentrações do catalisador (MILINSK, 2007).

Milinsk (2007) ao comparar os métodos de esterificação da ISO e Hartman & Lago (1973) em diversos tipos de óleos vegetais verificou que o método da ISO resultou em melhores resultados também para os AGI. Para o ácidos oleico (18:1n-9) e linoleico (18:2n-6) houve uma grande diferença entre os métodos. Isso pode ser explicado, pelo motivo do método de Hartman & Lago (1973) empregar uma etapa de saponificação, na qual pode ter ocorrido perdas de AGI e aumento na concentração dos demais. Além disso, o método de Hartman & Lago (1973) envolve mais tempo de preparação e uma maior quantidade de reagentes. O método envolve catálise ácida e altas temperaturas, sendo fatores que possam afetar os AGI (GUTIERREZ; 1976).

A tabela 4 apresenta a composição de ácidos graxos obtidos neste estudo para o Butiá, para outra espécie de Butiá (*Butia capitata*). Nestes estudos, a preparação de EMAG também foi realizada pelo método de Hartman & Lago (1973).

Tabela 4: Composição de ácidos graxos para espécies de Butiá

ÁCIDO GRAXO	CONCENTRAÇÃO g/100g	
	<i>Butia catarinensis</i>	<i>Butia capitata</i> *
Ácido Caprílico (C 8:0)	12,15	7,8
Ácido Cáprico (C 10:0)	16,34	8,0
Ácido Láurico (C 12:0)	43,24	42,1
Ácido Mirístico (C 14:0)	7,33	10,5
Ácido Palmítico (C 16:0)	4,83	6,0
Ácido Esteárico (C 18:0)	3,54	4,0
Ácido Oleico (C 18:1n9)	9,77	16,9
Ácido Linoleico (C 18:2n6)	2,69	4,2

* FARIA et al. (2008)

Fazendo a comparação dos resultados de ácidos graxos com o *Butia capitata* (Faria et al., 2008) percebe-se que o ácido graxo majoritário foi o láurico (12:0), com quase 50 % da sua composição. As duas espécies apresentaram altos teores de ácidos graxos saturados, sendo que o *Butia catarinensis* apresentou cerca de 90 % e o *Butia capitata* apresentou cerca de 80 %.

O *Butia catarinenses* possui maior concentração de ácidos graxos de cadeia média (C6-C10) em comparação com o *Butia capitata*, que possui maior concentração de ácidos graxos de cadeia longa (> C12). Em relação ao ácido oleico

(18:1n-9) o teor encontrado na espécie *Butia capitata* foi bem superior (16,9 g 100 g⁻¹) ao observado para a espécie *Butia catarinenses* (9,77 g 100 g⁻¹).

5 CONCLUSÃO

O teor de umidade obtido para o *Butia catarinenses* neste estudo foi superior ao relatado na literatura. Para as cinzas e proteínas não foram encontrados estudos com a mesma espécie. A comparação com outras espécies de Butiá indicou que o teor obtido para cinzas foi próximo ao encontrado neste estudo para um dos estudos, sendo superior em relação a outros trabalhos. Em relação a proteína também foram encontrados resultados próximos, mas também resultados inferiores ao obtido neste estudo. Para os lipídios totais o teor obtido neste estudo foi intermediário em relação aos teores descritos na literatura para a mesma espécie.

A quantificação de ácidos graxos saturados foi mais eficiente pelo método de Hartman & Lago (1973) em relação ao método ISO 5509.

REFERÊNCIAS

BRASIL. **Instrução Normativa nº20**, de 21 de julho de 1999.

BRUM, A. A. S, **Métodos de Extração e Qualidade da Fração Lipídica**, 2004, 79f, Dissertação (mestrado em ciências, Área de concentração: Ciência e Tecnologia em Alimentos) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2004;

BRUM, A.A.S.; ARRUDA, L. F. de; ARCE, M.A.B.R-d', **Método de Extração e qualidade da fração lipídica de matérias-primas de origem animal e vegetal**, Piracicaba, v. 32, n. 4, p. 849-854, 2009;

CECHI, H. M, **Fundamentos Teóricos e Práticos em Análises de Alimentos**. 2 ed – Campinas, São Paulo 2003;

CHRISTIE, W. W. (Ed), **Lipid Analysis**. Oxford: Pergamon Press, 1982. Cap. 3, p.25-49: Chromatographic and Spectroscopic Analysis of Lipids: General Principles;

COLLINS, C. H. BRAGA, G. L. BONATO, P. S, **Introdução a métodos cromatográficos**. 7 ed, Editora da UNICAMP, Campinas, SP, 1997;

CRUZ, P. N, **Potencial antioxidante e antimicrobiano dos extratos obtidos da semente de Butiá da Praia (*Butia catarinenses*)**, 2016. Dissertação (mestre em engenharia de alimentos) – centro tecnológico, Universidade Federal de Santa Catarina. Florianópolis, 2016;

ELOY, J, **Polinização, Produção e Qualidade de Butiá**, 2013. 62f. Dissertação (Mestrado em Ciências) – Programa de Pós Graduação em Agronomia, Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, 2013;

EMBRAPA, **Boas Praticas de Manejo para o Extrativismo Sustentável do Coquinho Azedo**. Led. Brasília, DF, 2010. 61 F;

ENCIRTEC. **Equipamentos e Acessórios Industriais LTDA**. Disponível em: <encirtec.com.br>. Acesso em 10 de abril de 2015;

FARIA, J. P., et al, **Caracterização Química da Amêndoa de Coquinho-Azedo**. Jaboticabal, v. 30, n. 2, p. 549-552, junho. 2008;

FOGAÇA, I. B., **Etnologia de *Butiá Catarinensis* Noblick & Lorenzi em Laguna, Santa Catarina**, 2014. 59f. Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação) – Curso Superior de Licenciatura em Ciências Biológicas. Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 2014;

FOLCH, J., **A Simple Method for the Isolation and Purification of Total Lipids From Animal Tissues**. Boston, 1956;

FREITAS, L.S., **Desenvolvimento de Procedimentos de Extração do Óleo de Sementes de Uva e Caracterização Química dos Compostos Extraídos**, 2007. 227f. Tese (Doutorado em Química) – Programa de Pós Graduação em Química do Instituto de Química da UFRGS, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2007;

FUGITA, L. F. F., **Caracterização Química, Microbiológica e Farmacognóstica da Polpa do Coquinho Azedo**, 2012. 44f. Dissertação (Mestrado em Alimentos e Nutrição) – Programa de Pós-Graduação em Alimentos e Nutrição, Universidade Estadual Paulista “Julio de Mesquita Filho”. Araquara, 2012;

GUTIERREZ, L.E., **Composição em ácidos graxos de óleo de café: Comparação de métodos de esterificação**. v. 33, p. 79-83. 1976;

HARTMAN, L.; LAGO, R. C. A., **Rapid Preparation of Fatty Acid Methyl Esters from Lipids**. Lab. Pract. V. 22, p. 475-477, 1973;

INSTITUTO ADOLFO LUTZ., **Métodos Físicos Químicos para Análise de Alimentos**. Disponível em: <http://www.ial.sp.gov.br/index.php?option=com_remository&itemid=20&func=select&id=1&orderby=2&page=3>. Acesso em: 05 de abril de 2015;

International Organization for Standardization (ISO 5509), (1978) Animal and vegetable fats and oils – Preparation of methyl esters of fatty acids. International Organization for Standardization – ISO, 1-6;

JOSEPH, J.D.; ACKMAN, R.G., **Capillary column gas chromatographic method for analysis of encapsulated fish oils and fish oils ethil esters: collaborative study.** *J.AOAC Int.*, v. 75, p. 488-506, 1992;

MAIA, E. L.; RODRIGUEZ, A.D.B., **Avaliação de um método simples e econômico para metilação de ácidos graxos com lipídios de diversas espécies de peixes.** v. 53, p. 27-35, 1993;

MARZZOCO, A.; TORRES, B. B., **Bioquímica Básica.** Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2007;

MILINSK, M. C., **Análise comparativa entre oito métodos de esterificação na determinação quantitativa de ácidos graxos em óleo vegetal,** 2007. 114f. Tese (Doutorado em Ciência) – centro de ciências exatas, Universidade Estadual de Maringa, Maringa, 2007;

Ministério do Meio Ambiente. Espécies nativas da flora brasileira de valor econômico atual ou potencial: plantas para o futuro - região sul. Brasília – 2011;

MOURA, R. C., et al., **Biometria de frutos e sementes de butiá *capitata* (Mart) Beccari (Aracaceae), em vegetação natural do norte de Minas Gerais, Brasil.** Montes Claros, v. 10, n. 2, 2010;

PEREIRA, M. M., et al., **CARACTERIZAÇÃO FÍSICO-QUÍMICA DAS AMÊNDOAS DE BUTIÁS,** p. 3820-3826. In: **Anais do XX Congresso Brasileiro de Engenharia Química - COBEQ 2014.** [Blucher Chemical Engineering Proceedings, v.1, n.2]. São Paulo: Blucher, 2015;

PIEREZANA, L., et al., **Composição química e temperaturas de cristalização de ésteres obtidos de quatro óleos vegetais extraídos de sementes de plantas do cerrado.** V. 38, n. 3, p. 328-332, 2015;

PIMENTEL, S. A.; ZENEBOM, O., **Lipídios Totais e Ácidos Graxos na Informação do Rótulo dos Alimentos Embalados: Aspectos sobre Legislação e Quantificação.** São Paulo, v 68, n. 2, 2009;

RAMALHO, H. F.; SAUREZ, P. A. Z., **A Química dos óleos e Gorduras e seus Processos de Extração e Refino**. Brasília-DF. v. 5, n. 1, p. 2-15, Janeiro, 2013;

SCHWARTZ, E.; et al., **Avaliação das Populações de Butiá *Capitata***. Jaboticabal – São Paulo, v. 32, n. 3, p. 736-745. Setembro, 2010;

SGANZERLA, M., **Caracterização Físico-Química e Capacidade Antioxidante do Butiá**, 2010. Dissertação (Mestrado em Ciência) – Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel, Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, 2010;

SOARES, K. P.; LONGHI, S. J., **Uma Nova Espécie de Butiá (BECC.) BECC. (Arecaceae) para o Rio Grande do Sul, Brasil**. Santa Maria; v. 21, n. 2, p. 203-208, abr-jun, 2011;

SOUZA, A. D. V. de, et al., **Caracterização química de sementes e tortas de pinhão-mansão, nabo-forrageiro e crambe**. Brasília, v. 44, n. 10, p. 1328-1335, out-2009;

SOUZA, N.E.; MATSUSHITA, M.; VISENTAINER, J. V., **Ácidos Graxos: Estrutura, Classificação, Nutrição e Saúde**. N. 2, jul-dez, 1998;

TONIAL, I. B., et al., **Caracterização Físico-Química e Perfil Lipídico do Salmão (*Salmo Salar L*)**. Araraquara, v. 21, n.1, p. 93-98. Jan-mar, 2010;

TREMILIOSI, G.C., **Estudo comparativo de catalisadores ácidos para a produção de biodiesel**, 2009. Dissertação (mestre em química) – instituto de química de São Carlos, Universidade de São Paulo. São Carlos, 2009;

