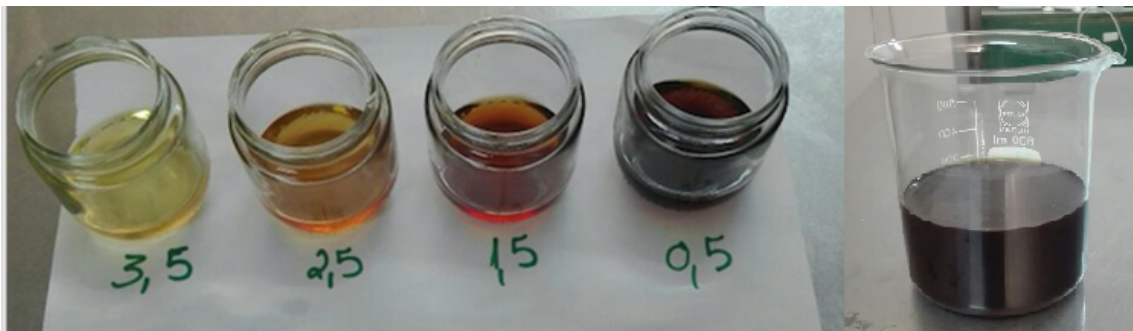




FACULDADE DE ENGENHARIA
DEPARTAMENTO DE ENGENHARIA QUÍMICA
CURSO DE LICENCIATURA EM ENGENHARIA QUÍMICA

TRABALHO DE LICENCIATURA

Estudo da adsorção de mistura de óleos de sementes de abóbora e coco



Autora: Alita Agostinho Vuma

Supervisora: Prof. Doutora Eng.^a Maria Eduardo

Co-supervisora: Eng.^a Karina Motani

Maputo, Dezembro, 2017

UNIVERSIDADE EDUARDO MONDLANE
FACULDADE DE ENGENHARIA
DEPARTAMENTO DE ENGENHARIA QUÍMICA
CURSO DE LICENCIATURA EM ENGENHARIA QUÍMICA

TRABALHO DE LICENCIATURA

Estudo da adsorção de mistura de óleos de sementes de abóbora e coco

Autora: Alita Agostinho Vuma

Supervisora: Prof. Doutora Eng.^a Maria Eduardo

Co-supervisora: Eng.^a Karina Motani

Maputo, Dezembro, 2017

TERMO DE ENTREGA DO TRABALHO

Declaro que a estudante finalista **Alita Vuma**, entregou no dia ___/___/2017 as 4 cópias do relatório do seu Trabalho de Licenciatura com a referência _____ intitulado: **“Estudo da adsorção de mistura de óleos de sementes de abóbora e coco”**.

Maputo, ____ de _____ de 2017

A Chefe de Secretaria

DECLARAÇÃO DE HONRA

Eu, declaro por minha honra que este trabalho é fruto da minha pesquisa e ainda não foi submetido nesta e outras instituições de ensino superior para obtenção de qualquer grau académico, sendo que todas as fontes usadas estão devidamente referenciadas na bibliografia.

Maputo, Dezembro de 2017

(Alita Vuma)

Aos meus pais,
Agostinho Vuma & Artimisa Marinze

Aos meus avós maternos,
Eduardo Marinze & Inês Guila

Dedico

AGRADECIMENTOS

Primeiramente a DEUS, por me conceder o dom da vida, a sua graça, saúde, inteligência e paciência para superar as dificuldades com fé, e sabedoria ao tomar decisões certas nos momentos mais difíceis.

Aos meus pais, Agostinho Vuma & Artimisa Marinze por todo amor, por nunca medirem esforços e por todos os sacrifícios que fizeram em prol da minha educação. Em especial a minha querida mãe, mulher guerreira, que sempre fez de tudo para me ver feliz, por ter acompanhado de perto cada passo que dou na vida e por me ensinar que não há um bem maior que o amor.

Aos meus avós maternos, Eduardo Marinze e Inês Guila por cuidarem de mim com todo amor e pelos ensinamentos que têm me dado até hoje.

À minha irmã gêmea Shezmim Vuma, pela amizade, convivência e pelos momentos divertidos que temos passado juntas.

Às minhas tias, Paula Marinze, Eunice Marinze, Orlanda Comé e Edite Vuma pelo apoio moral, por acreditarem em mim e na minha capacidade de chegar longe.

Ao meu namorado Edmilson Paulino, por todo amor, atenção, pelas palavras de incentivo em momentos difíceis e pelas comemorações a cada pequena conquista.

Ao meu Papy Nico, pelos conselhos sábios, por me fazer lembrar que há sempre um Deus que nele posso crer e me refugiar nos momentos mais amargos da vida.

Às minhas supervisoras Prof Eng.^a Maria Eduardo e Eng.^a Karina Motani, à Prof doutora Eng.^a Maria, pela orientação, paciência, pelo incentivo em não desistir nas primeiras dificuldades, por todo auxílio e atenção prestados durante a realização deste trabalho e ainda por contribuir para o meu crescimento profissional e pessoal; à Eng.^a Karina pela sua construtiva orientação, sugestões e críticas que contribuíram positivamente para a realização deste trabalho.

Ao Eng.º Gulele e Dr. Zimila, que gentilmente disponibilizaram a prensa para a extração do óleo de sementes de abóbora no laboratório da faculdade de ciências, da Universidade Eduardo Mondlane.

Ao projecto de produção sustentável de biodiesel a partir de jatrofa, que gentilmente forneceu o óleo de coco bruto para a realização deste trabalho.

À todas as técnicas do laboratório do departamento de Engenharia Química, em especial a Eng.ª Virgínia, que sempre se disponibilizou em ajudar nas dificuldades enfrentadas durante a realização das experiências laboratoriais.

Aos meus amados e incríveis amigos, que considero irmãos, Erasma Nhantumbo, Madalena Adriano, Manuel Balança, Felizardo Elina e Ekson Parruque pelo companheirismo e risadas durante esses quatro anos. Especialmente a Erasma Nhantumbo pelas conversas, pelos sábios conselhos e por me contagiar com a sua fé inabalável.

Aos professores do Departamento de Engenharia Química que contribuíram para o meu aprendizado e crescimento.

Os meus sinceros agradecimentos, a todos que directa ou indirectamente contribuíram para a realização deste trabalho, para meu crescimento pessoal e profissional.

“Sem Deus nada é possível e com ele tudo se torna mais fácil”

RESUMO

Com o crescimento na demanda de alimentos funcionais, a indústria alimentar tem dado grande atenção aos produtos e/ou subprodutos vegetais que são importantes fontes de óleos com relevância nutricional, destacando-se as sementes de abóbora e a polpa de coco, ricas em gordura insaturada e saturada, respectivamente. Isto reflecte-se na composição de ácidos gordos dos óleos, já que no óleo de sementes de abóbora predomina o ácido linoleico (cerca de 50%), e no óleo de coco, o ácido láurico (mais de 40%). Por outro lado, a técnica de adsorção sólido-líquido utilizando adsorventes tem sido prática comum na redução de impurezas nos óleos brutos. Com vista a obter um produto final rico nutricionalmente, este trabalho tem como objectivo estudar a adsorção da mistura dos óleos de sementes de abóbora e coco numa proporção de 50:50% do volume dos óleos. Estes óleos foram obtidos por extracção mecânica que originou um óleo bruto. A mistura destes óleos foi submetida às análises físico-químicas, e depois comparados com os valores padronizados pelo INNOQ. Dos resultados obtidos verificou-se que a mistura dos óleos brutos não é adequada ao consumo humano por ter apresentado $7,49 \pm 0,69$ %m/m de impurezas, $10,59 \pm 1,07$ meq de O_2 /kg de índice peróxidos e $6,50 \pm 0,10$ mg de NaOH/g de índice de acidez. Com esses resultados, esta mistura de óleos foi submetida à clarificação com a argila activada, com vista a melhorar a sua qualidade e aparência, tendo sido adicionado as quantidades de 0,5%, 1,5%, 2,5% e 3,5% de argila activada. A quantidade de 3,5% de argila activada apresentou resultados mais satisfatórios, $0,04 \pm 0,00$ %m/m de impurezas, $7,32 \pm 0,57$ meq O_2 /kg de índice de peróxidos, $0,43 \pm 0,06$ de índice de acidez e $0,02 \pm 0,00$ de humidade, encontrando-se estes resultados dentro do padrão de qualidade do óleo alimentar exigido pela legislação Moçambicana. Verificou-se também a eficiência da argila activada na remoção de impurezas pelo traçado de isotermas de adsorção, onde os resultados foram descritos satisfatoriamente pelo modelo de Langmuir, e a partir deste modelo foi possível inferir que a adsorção foi favorável ($R_L = 0,97$).

Índice	Pág.
Lista de abreviaturas e siglas	ix
Lista de figuras	x
Lista de tabelas	xi
1. INTRODUÇÃO	1
1.1. Objectivos	2
1.1.1. Objectivo geral.....	2
1.1.2. Objectivos específicos	2
1.2. Metodologia.....	3
2. REVISÃO DA LITERATURA	4
2.1. Óleos e gorduras vegetais	4
2.2. Óleo de Sementes de abóbora	6
2.3. Óleo de coco	7
2.4. Extracção do óleo bruto	8
2.4.1. Extracção por prensagem	9
2.4.2. Extracção por solvente	9
2.5. Processo de refinação do óleo bruto	11
2.5.1. Degomagem	12
2.5.2. Neutralização.....	13
2.5.3. Processo de adsorção.....	13
2.6. Adsorventes	15
2.7. Isotermas de adsorção.....	17
2.8. Qualidade dos óleos vegetais	20
2.8.1. Densidade	20
2.8.2. Viscosidade	21
2.8.3. Índice de refração	21
2.8.4. Humidade	22
2.8.5. Índice de acidez.....	22
2.8.6. Índice de peróxidos	23
2.8.7. Impurezas	24
3. PARTE EXPERIMENTAL.....	25
3.1. Matérias-primas.....	25
3.2. Materiais de laboratório	26
3.3. Métodos	27

3.3.1. Determinação do teor de gordura das sementes de abóbora	27
3.3.2. Extracção do óleo de sementes de abóbora	28
3.3.3. Preparação das amostras	30
3.4. Processo de refinação do óleo bruto	30
3.4.1. Degomagem	30
3.4.2. Neutralização.....	30
3.4.3. Clarificação	30
3.5. Análises químico-físicas dos óleos	32
3.5.1. Densidade relativa	32
3.5.2. Viscosidade cinemática	32
3.5.3. Índice de refração	33
3.5.4. Índice de acidez.....	34
3.5.5. Índice de peróxidos	34
3.5.6. Humidade	35
3.5.7. Impurezas	35
4. APRESENTAÇÃO, ANÁLISE E DISCUSSÃO DOS RESULTADOS.....	37
4.1. Resultados físico-químicos dos óleos	37
4.1.1. Densidade relativa	37
4.1.2. Viscosidade cinemática	39
4.1.3. Índice de refração	40
4.1.4. Índice de acidez.....	42
4.1.5. Índice de peróxidos	43
4.1.6. Humidade	45
4.1.7. Impurezas	46
5. CONCLUSÕES & RECOMENDAÇÕES	50
5.1. Conclusões	50
5.2. Recomendações	50
6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	51
APÊNDICES.....	59

Lista de abreviaturas e siglas

AGL – Ácidos Gordos Livres;

HP – Hidratáveis;

I – Impurezas;

IA – Índice de acidez;

IP – Índice de peróxidos;

IR – Índice de refração;

INNOQ – Instituto Nacional de Normalização e Qualidade;

NPH – Não hidratáveis;

SA – Sementes de abóbora.

Lista de figuras

Figura 2.1 – Formação de uma molécula de óleo e gordura.....	4
Figura 2.2 – Prensa mecânica.....	9
Figura 2.3 – Extractor de Soxhlet.....	11
Figura 2.4 – Isotermas de adsorção.....	17
Figura 2.5 – Reacção de determinação de ácidos gordos livres.....	23
Figura 3.1 – Matérias-primas utilizadas: (a) Sementes de abóbora; (b) Óleo de coco bruto.....	25
Figura 3.2 – Determinação de gordura no extractor soxhlet.....	28
Figura 3.3 – (a) Pré-aquecimento das sementes de abóbora; (b) Extracção do óleo de sementes de abóbora.....	28
Figura 3.5 – Fluxograma de extracção de óleo bruto de sementes de abóbora.....	29
Figura 4.1 – Adsorção da mistura de óleos de sementes de abóbora e coco.....	46

Lista de tabelas

Tabela 2.1 – Ácidos gordos saturados mais comuns.	5
Tabela 2.2 – Ácidos gordos insaturados mais comuns.	5
Tabela 2.3 – Composição química das sementes de abóbora.	6
Tabela 2.4 – Características físico-químicas dos óleos brutos de sementes de abóbora.	7
Tabela 2.5 – Composição química da copra.	8
Tabela 2.6 – Propriedades físico-químicas do óleo de coco bruto.	8
Tabela 2.7 – Concentrações da solução de hidróxido de sódio na neutralização.	13
Tabela 2.8 – Comparação de características entre fisissorção e quimissorção.	15
Tabela 2.9 – Propriedades dos adsorventes usados na etapa de clarificação dos óleos vegetais.	16
Tabela 2.10 – Padrões de qualidade dos óleos vegetais.	20
Tabela 3.1 – Norma para análises físico-químicas dos óleos.	27
Tabela 4.1 – Densidade relativa dos óleos.	37
Tabela 4.2 – Efeito da quantidade do adsorvente na humidade dos óleos.	45
Tabela 4.3 – Efeito da quantidade de adsorvente nas impurezas dos óleos.	46
Tabela 4.4 – Parâmetros das isotermas de Freundlich e Langmuir.	49

1. INTRODUÇÃO

O consumo de óleos vegetais vem crescendo nos últimos anos, devido à sua importância nutricional relacionada ao elevado teor energético, presença de vitaminas e ácidos gordos essenciais. Em Moçambique, o óleo faz parte da dieta básica da população (\approx 0.5 litros/pessoa/mês) (SETSAN citado por Carrilho *et al.*, 2015). O consumo anual é estimado em cerca de 270 mil toneladas, dos quais 140 mil são importados (DNI, 2016; MCNET, 2016). Os preços dos bens importados estão sujeitos à variabilidade dos mercados internacionais, da taxa de câmbio, etc. A utilização de matérias-primas locais de origem vegetal e com elevado teor em óleo, como sementes de abóbora e polpa de coco poderá ser uma alternativa para minimizar esta situação uma vez que o País terá disponibilidade do produto.

Por outro lado, considerando um consumo deficiente de calorias devido ao fraco acesso a alimentos básicos por parte da população Moçambicana, torna-se necessário reduzir ou eliminar essa carência que pode ser feita pela ingestão de alimentos ricos em lípidos como os óleos. Os óleos vegetais, que constituem um dos principais produtos extraídos de polpa de frutos e/ou sementes oleaginosas, são considerados elementos funcionais por serem benéficos à saúde humana, no sentido de melhorar o bem estar e reduzir o risco de doenças. Com vista a obter um produto final rico nutricionalmente poderá se efectuar uma mistura de diferentes óleos, a nível da composição em ácidos gordos essenciais, resultante da combinação das características específicas de cada um dos óleos utilizados (ANVISA, 2005).

A abóbora é caracterizada por possuir sementes de cor branca ou creme (\sim 50% gordura), podendo-se obter, por hectare, 20 ton de abóboras o que corresponde a cerca de 400 kg de sementes (Bechane, 2013). O óleo obtido a partir desta semente é rico em ácidos gordos insaturados, com o predomínio do ácido linoleico que favorece um bom funcionamento do organismo (Fruhirth & Hermetter, 2007).

Ao óleo obtido a partir das sementes de abóbora será adicionado o óleo de coco. A escolha do óleo de coco foi feita com base nas suas características que são distintas às do óleo de sementes de abóbora sob o ponto de vista nutricional, no que diz respeito à composição dos ácidos gordos essenciais. A copra é a polpa do coco (*Cocos nucifera* L.) fresco e maduro contém acima de 60% de óleo, o que equivale a uma produ-

ção de 500 a 3000 kg de óleo/ha (Aragão *et al.*, 2004; Araújo, 2008). Na sua composição, o óleo apresenta mais de 80% de ácidos gordos saturados, e é rico em ácido láurico (mais de 40%) que é transformado em monolaurina no organismo humano (Neto *et al.*, 2013). Devido a predominância do ácido láurico, o óleo de coco é mais estável a oxidação, podendo ser utilizado tanto para fins alimentares como terapêuticos.

Contudo, os óleos brutos extraídos contêm impurezas (resíduo da matéria-prima, gomas, humidade, produtos de oxidação e outras) sendo inadequados para o consumo. Estas impurezas necessitam ser removidas por meio da técnica de adsorção, com vista a tornar o óleo apto para o consumo. A adsorção é uma operação de transferência de massa na qual permite a remoção de determinadas substâncias existentes em fluidos líquidos ou gasosos na superfície de um sólido. Deste modo, o objectivo geral do presente trabalho consistiu em estudar a adsorção da mistura de óleos vegetais, nomeadamente sementes de abóbora e coco. A mistura destes óleos brutos sofreu um processo de refinação que incluiu a clarificação para a remoção de substâncias que conferem a cor e instabilidade ao produto. Nesta etapa, a descoloração do óleo foi realizada através da adsorção dos pigmentos por meio do contacto entre o óleo com a argila comercial.

1.1. Objectivos

1.1.1. Objectivo geral

O objectivo geral do presente trabalho é estudar a adsorção, na remoção de impurezas, da mistura dos óleos de sementes de abóbora/coco utilizando argila activada.

1.1.2. Objectivos específicos

Para alcançar o objectivo geral foram definidos os seguintes objectivos específicos:

- a) Determinar os parâmetros físico-químicos (viscosidade, densidade, índice de refração, índice de acidez, índice de peróxido, humidade e impurezas) dos óleos de sementes de abóbora, coco e sua mistura antes do processo de adsorção;
- b) Avaliar os parâmetros físico-químicos, determinados na alínea anterior dos óleos de sementes de abóbora, coco e sua mistura, depois do processo de adsorção;

- c) Avaliar a eficiência do adsorvente pelo traçado das isotermas de adsorção.

1.2. Metodologia

Com vista a alcançar os objectivos previamente definidos, a metodologia de pesquisa consistiu nas seguintes fases:

- a) Revisão bibliográfica: livros, informação obtida a partir de fontes secundárias como teses, dissertações, artigos, consulta na internet de temas relacionados com a produção de óleo, adsorção, material adsorvente;
- b) Experiências de laboratório: extracção dos óleos brutos de sementes de abóbora, preparação de amostras para análises físico-químicas e adsorção de óleo de sementes de abóbora, coco e sua mistura; estudo da adsorção avaliada através da etapa da clarificação dos óleos;
- c) Tratamento estatístico de dados, sua organização, análise e discussão;
- d) Elaboração do relatório final.

2. REVISÃO DA LITERATURA

2.1. Óleos e gorduras vegetais

Os óleos e gorduras vegetais, substâncias insolúveis em água, são formadas, basicamente, de produtos resultantes da condensação entre o glicerol e ácidos gordos denominados triglicerídeos ou triacilglicerídeos (Figura 2.1) (Maher & Bressler, 2007). Eles são constituídos por uma mistura de diversos compostos químicos, sendo os mais importantes os ácidos gordos e seus derivados, nomeadamente mono, di, triacilglicerídeos e fosfatídeos (Ramalho & Jorge, 2006). Os triacilglicerídeos constituem a maior parte na composição dessa mistura, podendo atingir valores superiores a 95% em peso (Ramalho & Jorge, 2006; Uieara, 2003).

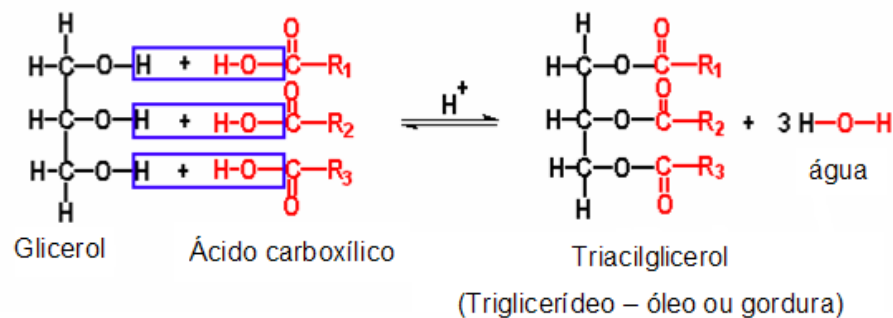


Figura 2.1 – Formação de uma molécula de óleo e gordura (R – radical de ácido gordo) (Baraúna, 2006).

Os ácidos gordos são ácidos carboxílicos que podem ser saturados e insaturados. Óleos com ácidos gordos saturados possuem apenas ligações simples entre carbonos, possuem pouca reactividade química e são os mais estáveis do que os ácidos gordos insaturados (Reda, 2007). Contrariamente aos óleos saturados, os óleos com ácidos gordos insaturados, como o caso do ácido linoleico, são susceptíveis a oxidação e, conseqüentemente a presença de antioxidantes é um factor determinante para garantir a sua estabilidade (Masuchi *et al.*, 2008). A composição em ácidos gordos característicos também é um parâmetro útil na avaliação da qualidade nutricional do produto e da sua autenticidade (Firestone & Reina, 1996; Lee *et al.*, 1998). Este parâmetro é influenciado por vários factores, entre eles se destacam espécie, região, clima, grau de maturação, condições de colheita e processamento da matéria-prima utilizada para obtenção de óleo (Kamm *et al.*, 2001).

Nas Tabelas 2.1 e 2.2, encontram-se indicados os ácidos gordos saturados e insaturados mais importantes, assim como os seus nomes mais comuns.

Tabela 2.1 – Ácidos gordos saturados mais comuns.

Nome comum	Nome sistemático	Nº de carbonos	Fórmula
Acético	Etanóico	2	CH ₃ COOH
Butírico	Butanóico	4	C ₃ H ₇ COOH
Capróico	Hexanóico	6	C ₅ H ₁₁ COOH
Caprílico	Octanóico	8	C ₇ H ₁₅ COOH
Cáprico	Decanóico	10	C ₉ H ₁₉ COOH
Láurico	Dodecanóico	12	C ₁₁ H ₂₃ COOH
Mirístico	Tetradecanóico	14	C ₁₃ H ₂₇ COOH
Palmítico	Hexadecanóico	16	C ₁₅ H ₃₁ COOH
Esteárico	Octadecanóico	18	C ₁₇ H ₃₅ COOH
Araquídico	Eicosanóico	20	C ₁₉ H ₃₉ COOH

(Fonte: Lawson, 1985).

Os ácidos gordos saturados têm a fórmula geral CH₃(CH₂)_nCOOH onde n é o número par e possuem (n + 2) átomos de carbono (Hamilton & Hamilton, 1992).

Tabela 2.2 – Ácidos gordos insaturados mais comuns.

Nome comum	Nome sistemático	Nº de carbonos	Nº de Duplas ligações	Fórmula
Miristoleico	Tetradecenóico	14	1	C ₁₃ H ₂₅ COOH
Palmitoleico	Hexadecenóico	16	1	C ₁₅ H ₂₉ COOH
Oleico	Octadecenóico	18	1	C ₁₇ H ₃₃ COOH
Linoleico	Octadecadienóico	18	2	C ₁₇ H ₃₁ COOH
Linolénico	Octadecatrienóico	18	3	C ₁₇ H ₂₉ COOH
Araquidónio	Eicosatetraenóico	20	4	C ₁₉ H ₃₁ COOH
Erúcido	Docosenóico	22	1	C ₂₁ H ₄₁ COOH

(Fonte: Lawson, 1985).

Os ácidos gordos insaturados têm ligações duplas, podem ser monoinsaturados e poliinsaturados. Ácidos gordos monoinsaturados contêm uma ligação dupla cis, com 10 a 30, ou mais átomos de carbono, têm sido caracterizados de fontes naturais. A ligação

dupla pode-se encontrar em várias posições e a sua fórmula geral é $\text{CH}_3(\text{CH}_2)_n\text{CH}=\text{CH}(\text{CH}_2)_m\text{COOH}$. Os ácidos gordos polinsaturados contêm entre dois a um máximo de seis ligações duplas cis, separadas pelo único grupo metileno, tendo a mesma estrutura terminal e sua fórmula geral é $\text{CH}_3(\text{CH}_2)_n(\text{CH}=\text{CHCH}_2)_x(\text{CH}_2)_m\text{COOH}$ (Christie, 1994).

2.2. Óleo de Sementes de abóbora

As abóboras pertencem à família Cucurbitaceae e são cultivadas amplamente em todo mundo, com predominância em regiões temperadas e subtropicais. Este fruto é utilizado na indústria alimentar na produção de polpas, sumos, concentrados, doces e bebidas alcoólicas (Patel, 2013). É caracterizado por possuir sementes cheias, abauladas e de cor branca ou creme. Do seu processamento obtém-se sementes, que se consideram ser cerca de 3,32% do peso total da abóbora, cada semente produz cerca de 10 abóboras (Del-vechio, 2004; Bechane, 2013).

A Tabela 2.3 apresenta a composição química das sementes de abóbora:

Tabela 2.3 – Composição química das sementes de abóbora.

Constituintes	Composição (%)
Proteínas	32 – 40
Fibras	23 – 27
Lipídeos	44 – 50

(Fonte: Veronezi & Jorge, 2010)

Pela Tabela pode-se observar que as sementes são uma boa fonte de proteínas, fibras e lipídeos. Em adição, os lipídeos são ricos em ácidos gordos mono e poli-insaturados, vitaminas E e do complexo B. Podem, ainda, encontrar-se nas sementes os ácidos gordos saturados como o ácido palmítico (12 – 18%) e esteárico (8 – 11%), e os insaturados como o ácido oleico (28 – 30%) e linoleico (40 – 47%) (Veronezi & Jorge, 2010).

O óleo de sementes de abóbora tem um importante papel funcional e sensorial nos produtos alimentares, devido à sua composição em ácidos gordos e às suas vitaminas lipossolúveis (A, D, E e K). O grau de insaturação e a presença de ácidos gordos, como o ácido linoleico e oleico em quantidades elevadas, sugere que esse óleo tem elevado valor nutricional e é responsável pelo crescimento e saúde humana. Estes ácidos

possuem, também, a capacidade de reduzir o colesterol no sangue, podendo ser utilizado no tempero de saladas ou para outros fins culinários (Botinestean, 2012; El-adawy, 2000).

A Tabela 2.4 apresenta as características físico-químicas do óleo bruto de sementes de abóbora analisada por alguns autores.

Tabela 2.4 – Características físico-químicas dos óleos brutos de sementes de abóbora.

Parâmetro de qualidade	Óleo de sementes de abóbora
Densidade relativa a 20° C (g/cm ³)	0,918
Viscosidade cinemática a 21° C (mm ² /s)	72
Índice de refração a 40° C	1,467
Índice de acidez (mg NaOH/g)	3,82
Índice de peróxidos (meq/kg)	10,85

(Fonte: Tsaknis *et al.*, 1997; Ardabili *et al.*, 2011)

2.3. Óleo de coco

O coqueiro (*Cocos nucífera* L.) é bastante cultivado na faixa litoral das regiões tropicais, sendo considerado como a “árvore da vida” pois, a partir do coqueiro podem-se obter vários produtos, derivados de toda planta e especialmente do fruto, tais como: tapetes, carvão activado, óleo, coco ralado, leite de coco, sabões, detergentes, e outros (Chan & Elevitch, 2006; Dayrit, 2005). É originário do Sudeste Asiático, tendo a Indonésia como seu produtor mundial (Gopala *et al.*, 2010; Aragão, *et al.*, 2004). Apesar do coqueiro ser uma árvore de múltipla utilidade, contudo o seu principal produto é extraído do fruto, a copra (polpa). A polpa é rica em proteína, lipídeos e carboidratos (incluindo açúcares e polissacarídeos) (Tabela 2.5). A distribuição percentual dos componentes varia com factores como maturação, local de plantio e variedade (Carandang, 2006). A polpa do coco é usada tanto para o consumo *in natura* na culinária, quanto na indústria onde se obtém a copra (polpa desidratada a 6% de humidade) e óleo (NMCE, 2007).

Tabela 2.5 – Composição química da copra.

Constituintes	Composição (%)
Proteínas	6 – 20
Lipídeos	60 – 64
Carboidratos	29 – 42

(Fonte: Appaiah *et al.*, 2014; Santana, 2012).

O óleo é obtido a partir da copra e é composto por ácidos gordos saturados (cerca de 80%) e ácidos gordos insaturados. Os ácidos gordos saturados predominantes são o láurico (acima de 40%) e o mirístico (cerca de 20%), e os insaturados são o oleico (5 a 8%) e linoleico (máximo 10%). Devido a predominância do ácido láurico, o óleo de coco é mais estável a oxidação, podendo ser utilizado tanto para fins alimentares como terapêuticos ao contrário de outros óleos e gorduras apresenta temperatura de fusão baixa e definida (24,4 – 25,6° C) (Azeez, 2007; Laureles *et al.*, 2002; Machado *et al.*, 2006; Marina *et al.*, 2009).

O óleo de coco é um alimento com inúmeras propriedades benéficas a saúde, fortalece o sistema imunológico, facilita a digestão e a absorção de alimentos (O'Brien, 2004). A Tabela 2.6 apresenta as propriedades físico-químicas do óleo bruto de coco.

Tabela 2.6 – Propriedades físico-químicas do óleo de coco bruto.

Parâmetro de qualidade	Óleo de coco
Densidade relativa a 25° C (g/cm ³)	0,915
Viscosidade cinemática a 40° C (mm ² /s)	30
Índice de refração a 40° C	1,450
Índice de acidez (mg NaOH/g)	4,48
Índice de peróxidos (meq/kg)	1,977

(Fonte: Araújo *et al.*, 2009; Cardoso & Gonçalves, 2012; Rocha & Portela, 2014).

2.4. Extração do óleo bruto

A extração do óleo pode ser realizada através de dois métodos diferentes: a extração mecânica através da prensagem, ou por meio de extração química por solvente. Em situações especiais, de forma a obter a máxima eficiência do processo pode-se usar a combinação dos dois métodos, a chamada de extração mista (Teixeira, 2013).

2.4.1. Extracção por prensagem

O método de extracção por prensagem mecânica consiste na retirada do óleo por aplicação de uma pressão externa sobre as sementes (Teixeira, 2013). Este processo é realizado em prensas mecânicas.

Actualmente, as prensas mecânicas mais comuns são as prensas contínuas que operando sob alta pressão produzem uma torta com teor de óleo que varia de 3 a 4% em peso.



Figura 2.2 – Prensa mecânica (Teixeira, 2013).

Nestes equipamentos, as sementes e/ou polpa de frutos entram em contacto com um parafuso helicoidal, que movimenta a matéria para frente. Na saída da prensa existe um cone cujo tamanho pode ser regulado, de forma a aumentar ou diminuir a abertura para a saída do material, o que determina a pressão no interior da prensa. No final deste processo é obtido o óleo e o resíduo (torta) (Moretto & Fett, 1998 ; Ramalho & Mascheroni, 2012). Após a prensagem o óleo bruto deve ser filtrado com a finalidade de separar os resíduos sólidos provenientes da torta remanescente.

2.4.2. Extracção por solvente

A extracção de óleo por solvente pode ser utilizada como único método de extracção, ou mesmo como complemento á extracção mecânica, quando este se desenvolve como pré-extracção. Este método de extracção baseia-se na absorção do solvente pelas

células lipídicas, onde no seu interior há a dissolução do óleo, que, posteriormente por lixiviação, é carregado para o exterior da célula (Oetterer *et al.*, 2006).

Neste método diversos solventes podem ser empregados, segundo Jorge (2009), as características para a escolha do solvente são as seguintes, embora nenhum dos solventes reúna todas as exigências:

- a) Faixa de ebulição estreita e não muito alta;
- b) Deve permanecer líquido em temperaturas baixas;
- c) Ser neutro ao óleo, com dissolução fácil e selectiva;
- d) Ser estável e inerte quando em contactos com as superfícies metálicas;
- e) Baixos valores de calor específico e de vaporização, viscosidade e densidade;
- f) Insolúvel em água;
- g) Não tóxico;
- h) Não inflamável e não explosivo;
- i) Disponível a preços baixos e em quantidades adequadas.

O hexano satisfaz uma série de exigências de um solvente apropriado: dissolve com facilidade o óleo sem agir sobre os outros componentes da matéria oleaginosa; possui uma composição homogénea e estreita na faixa de temperatura de ebulição (63 – 69° C); é imiscível em água, com a qual não forma azeótropos e tem baixo calor latente de ebulição. Contudo, este solvente apresenta algumas desvantagens, tais como, a alta inflamabilidade e o alto custo (Lima, 2003).

A extracção dos óleos e gorduras por meio de solventes orgânicos (éter dietílico, éter de petróleo, n-hexano e outros) é realizada pelo método Soxhlet, onde o óleo é extraído por repetidas lavagens (percolação) (Torralvo *et al.*, 2007). Neste extractor (Figura 2.3), o solvente é aquecido até o seu ponto de ebulição, gerando vapores que ascendem até o condensador, onde o vapor é condensado. Este condensado cai gota a gota, sobre o cartucho que contém a amostra (óleo), até que esta fique completamente envolvida pelo solvente.

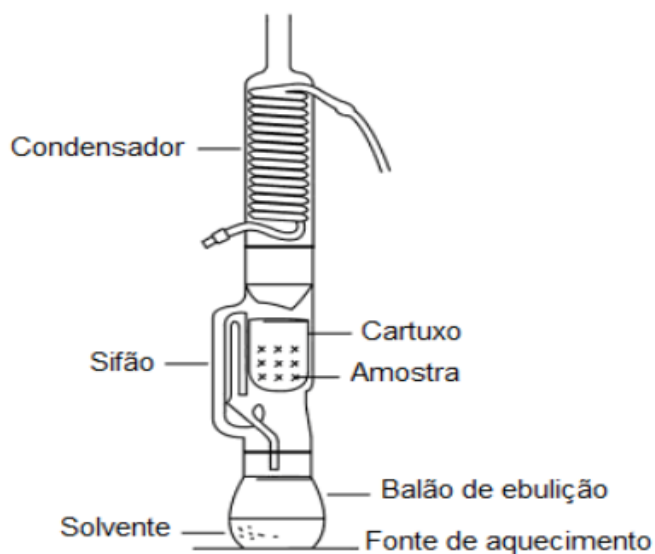


Figura 2.3 – Extrator de Soxhlet (Nielzen, 2010).

A solubilização do óleo no solvente ocorre por dois mecanismos, a dissolução pelo contacto entre as células vegetais destruídas durante a redução de tamanhos ou, por difusão; nesta fase, o óleo atravessa lentamente as paredes semi-permeáveis das células intactas para o meio líquido. Quando o nível do líquido que contém o material extraído atinge o mesmo nível do topo de sifão, é escoado até o balão de extração, onde se encontra o solvente inicial. No final do processo, o material extraído é recuperado pela remoção do solvente, por evaporação á vácuo (Brennan, 2006; Kazmi, 2012; Luthria, 2004; Ramalho & Suarez, 2012).

2.5. Processo de refinação do óleo bruto

O processo de refinação consiste em transformar os óleos brutos em óleos comestíveis, removendo componentes indesejáveis que podem comprometer a qualidade do óleo. Embora existam caso de consumo de óleos brutos, como o azeite oliva e o azeite dendê (Jorge, 2009). Segundo Mandarino & Roessing (2001), a grande maioria de óleos e gorduras destinadas ao consumo humano é submetida à refinação, cuja a finalidade é a melhoria da aparência, odor e sabor do óleo bruto, por meio da remoção dos seguintes componentes:

- a) Substâncias coloidais, proteínas, fosfatídeos e produtos da sua composição;
- b) Ácidos gordos livres e seus sais, ácidos gordos oxidados, lactonas, acetais e polímeros;

- c) Substâncias coloridas como clorofila, xantofila, carotenóides, incluindo nesse caso o caroteno ou pró-vitamina A;
- d) Substâncias voláteis como hidrocarbonetos, álcoois, aldeídos, cetonas e ésteres de baixo peso molecular;
- e) Substâncias inorgânicas como os sais de cálcio e de outros metais, silicatos, fosfatos, dentre outros minerais; e
- f) Humidade.

As principais etapas que devem ser realizadas no processo de refinação do óleo bruto são: degomagem ou hidratação e neutralização ou desacidificação, branqueamento ou clarificação, que também é chamado de adsorção, uma vez que a clarificação é efectuada mediante o fenómeno de adsorção que remove os pigmentos que conferem a cor ao óleo. Depois da etapa de adsorção é realizada a desodorização que visa a remoção dos sabores e odores indesejáveis.

2.5.1. Degomagem

A degomagem é o processo de remoção de fosfatídeos do óleo bruto. Os fosfatídeos são também conhecidos como gomas ou lecitina, podem apresentar problemas de emulsificação e desencadear reacções de oxidação indesejáveis, alterando as suas características essenciais como cor, sabor e viscosidade (Baraúna, 2006).

Segundo Dumont & Narine (2007), existem dois tipos de fosfolipídeos segundo sua natureza:

- a) Hidratáveis (HP): representam 90% dos fosfolipídeos;
- b) Não hidratáveis (NPH): causam problemas de coloração marrom irreversível (sais de Ca^{++} ; Mg^{++} e Fe^{++}).

O método de degomagem mais utilizado é o de remoção de HP, pois é menos dispendioso. Este método consiste na adição de 1% a 3% de água ao óleo bruto aquecido de 60 – 70°C, sob agitação constante, durante 20 a 30 minutos. O precipitado formado, é removido do óleo por centrifugação a 5000rpm/6000rpm. As gomas obtidas contêm 50% de humidade, são secas sob vácuo (aproximadamente 100 mm Hg de pressão) á temperatura de 70 – 80°C. Os NPH são então removidos na etapa de neutralização (Moretto & Fett, 1998).

2.5.2. Neutralização

Esta etapa visa basicamente neutralizar os ácidos gordos livres (AGL), que apresentam mau cheiro e despreendimento de gases quando aquecidos. A acidez é um factor que varia com a qualidade da matéria-prima, com o tempo de armazenamento, com a presença de gomas, entre outros. A neutralização também elimina os fosfolipídeos e seus complexos metálicos (Fe, Ca e Mg) e podem também remover pigmentos e esteróis (Lopes, 2008).

A solução de hidróxido de sódio é utilizada para neutralização, sua concentração depende da quantidade dos ácidos gordos livres presentes no óleo, conforme pode-se observar na Tabela 2.7.

Tabela 2.7 – Concentrações da solução de hidróxido de sódio na neutralização.

Porcentagem dos ácidos gordos livres no óleo	Concentração da solução de NaOH (%)	Temperatura final do óleo (°C)
1,0 – 1,5	3 – 5	90 – 95
1,5 – 3,0	5 – 10	65 – 70
Acima de 3,0	12 – 18	50 – 55

(Fonte: Mandarino & Roessing, 2001).

A escolha da concentração de hidróxido de sódio não só depende da percentagem de AGL, como também do tipo de óleo, cor e de outras impurezas, como os fosfolipídeos, metais, entre outros.

2.5.3. Processo de adsorção

O processo de adsorção consiste na transferência de um ou mais constituintes (adsorvatos) de uma fase fluida (gás ou líquido) para a superfície de uma fase sólida (adsorvente) (Perruzo, 2003). Este processo, conhecido na indústria de óleos como branqueamento ou clarificação, é realizado, depois da etapa da neutralização, com o objectivo de remover a quantidade de impurezas e substâncias que conferem a cor ao óleo. Algumas dessas substâncias agem como agentes catalíticos que podem ser prejudiciais à sua estabilidade (Oliveira, 2001). Além disso, a clarificação pode corrigir eventuais falhas que ocorram durante os processos de degomagem e neutralização (Aboissa,

2006). Através desta etapa espera-se manter o padrão de qualidade do produto exigido pelo próprio consumidor. Actualmente, o consumidor prefere óleos vegetais mais claros (Oliveira, 2001).

De acordo com a literatura, inicialmente o principal objectivo da clarificação era a remoção de pigmentos, essencialmente componentes que conferem a cor ao óleo. Porém, com a prática, percebeu-se que, nesta etapa, através da adsorção, remove-se, também, outros compostos indesejáveis, tais como fosfolípidos, sabões, produtos de oxidação (peróxidos), metais, humidade (Norris *et al.*, 1982; Taylor *et al.*, 1989; Sarikaya, 1994).

Segundo Ania *et al.* (2002), Haghseresht *et al.* (2002) e Salame & Baandorz (2003), o processo de adsorção depende de vários factores, dos quais os principais são os seguintes:

- Natureza do adsorvente (matéria-prima utilizada na produção, grupos funcionais, área superficial, porosidade e processo de activação);
- Natureza do adsorvato (grupos funcionais, polaridade e peso molecular);
- Condições da solução e do processo (temperatura, pH, agitação, concentração do adsorvato e tempo de contacto).

Existem basicamente dois tipos de adsorção nomeadamente, a adsorção física ou fisissorção e a adsorção química ou quimissorção. Nas indústrias de óleos, o tipo de adsorção utilizada é a adsorção física, uma vez que neste tipo de adsorção o equilíbrio é alcançado em menor tempo, sendo ainda a principal vantagem o baixo custo de adsorção.

A fisissorção é um processo que pode ser caracterizado pela fraca interacção das moléculas adsorvidas com a superfície do adsorvente. As forças envolvidas são da mesma grandeza que as forças de Van der Waals e a entalpia de adsorção está na faixa observada para a entalpia de condensação ou evaporação dos gases (0,5 a 5 kcal/mol). Essa energia é insuficiente para o rompimento das ligações e as moléculas mantêm, assim, sua identidade. A fisissorção ocorre a temperaturas baixas e, devido à baixa energia de interacção com a superfície, atinge rapidamente o equilíbrio, sendo um processo reversível (Atkins & Paula, 2008; Schmal, 2010).

A quimissorção, ao contrário da fisissorção, é irreversível e envolve interações fortes (ligações químicas). As entalpias da quimissorção são de ordem de -10 a -100 kcal/mol, portanto, da mesma ordem de grandeza que as envolvidas nas ligações químicas (Atkins & Paula, 2008; Schmal, 2010).

Na Tabela 2.8 apresentam-se, resumidamente, algumas características, para efeito de comparação entre os fenómenos de adsorção física e química.

Tabela 2.8 – Comparação de características entre fisissorção e quimissorção.

Característica	Fisissorção	Quimissorção
Tipo de sólido	Ocorre em todos os sólidos	Depende do sólido
Tipo de gás	Ocorre com todos os gases	Depende do gás
Temperatura	Próxima a temperatura de ebulição do gás	Muito acima da temperatura de ebulição do gás
Cobertura	Geralmente multicamadas	Monocamada
Reversibilidade	Reversível	Geralmente irreversível
Energia de activação	Nula	Maior do que zero
Calor de adsorção	Baixo (-0,5 a 5 kmol/mol)	Alto (-10 a -100 kcal/mol)

(Fonte: Schmal, 2010).

2.6. Adsorventes

Os adsorventes são materiais naturais ou sintéticos, de estruturas amorfas ou cristalinas, com superfícies sólidas insolúveis, geralmente porosos e com alta área superficial, capazes de efectuar em sua superfície a adesão de moléculas insolúveis, dispersas em um meio líquido ou gasoso (Moreira, 2010).

Como referido no subcapítulo 2.5.3. a etapa de clarificação é efectuada mediante o fenómeno de adsorção, na qual é realizada através de adsorventes, sendo os mais usados a terra neutra, a terra activada e o carvão activado.

As terras activadas são, as mais utilizadas pela indústria, preparadas de silicatos de alumínio, bentonite, por meio de aquecimento com ácido clorídrico ou sulfúrico que remove quase todo o cálcio e magnésio e parcialmente o ferro e alumínio, seguido por

lavagem com água, secagem e moagem (Moretto & Fett, 1998). O tamanho das partículas (terras activadas) varia de 20 a 80 micro. As terras neutras ou naturais têm um poder clarificante bem inferior ao das activadas, no entanto, o seu preço é mais baixo e elas retêm menos óleo. Elas são constituídas basicamente de silicatos e hidratos de alumínio. O carvão activado é eficiente na remoção dos sabões e pigmentos, especialmente a clorofila, porém ele é bem mais caro e retém mais óleo que as terras clarificantes. Apresenta um tamanho de aproximadamente 20 micro. Uma das suas aplicações é na adsorção de hidrocarbonetos poli-aromáticos de alguns óleos, especialmente de peixe e de coco (Erickson, 1995).

Há óleos que clarificam melhor usando o carvão activado, outros com terras clarificantes e outros, ainda, com a mistura dos dois produtos. Por isso, muitas vezes, utiliza-se uma mistura dos dois produtos, na proporção de 9/10 de terra e 1/10 de carvão. Geralmente, 0,5 a 3% da mistura em relação ao peso do óleo, é suficiente para uma clarificação eficiente. Esta depende da natureza e da intensidade da cor do óleo a clarificar (Ribeiro, 1988). A Tabela 2.9 apresenta algumas propriedades dos adsorventes anteriormente citados.

Tabela 2.9 – Propriedades dos adsorventes usados na etapa de clarificação dos óleos vegetais.

Propriedades	Argila natural	Argila activada	Carvão
Densidade (g/cm ³)	0,66	0,59	0,40
Retenção do óleo (g de óleo/ g de adsorvente)	0,2 – 0,3	0,3 – 0,5	1,0 – 1,5
Actividade relativa	1,0	1,5 – 2,0	–
Retenção de sabões	Boa	Melhor	Superior
Filtração	–	–	Difícil
Flavor	–	–	Nenhum
Área (m ² /g)	68	165 – 310	500 – 900
pH	8,0	2,8 – 6,0	6,0 – 10,0

(Fonte: Barrera & Arelano, 2000)

Segundo Souza (2002), uma boa argila deve:

- Eliminar o mínimo possível dos corantes vermelhos, azuis e amarelos;
- Reter um mínimo de óleo;

- Remover a cor do óleo com uma pequena quantidade.
- Não agir quimicamente sobre óleo e não mudar odor ou sabor;
- Ser de fácil obtenção e de baixo custo.

2.7. Isotermas de adsorção

A capacidade de um material adsorver um soluto é dada pelo equilíbrio de fases, ou seja, o poder adsorptivo que é obtido em função da concentração, no meio fluido e na superfície do sólido. Em alguns sistemas pode-se traçar uma curva de concentração de soluto em função da fase fluida e, uma vez que esses processos ocorrem à temperatura constante, as curvas obtidas são denominadas isotermas de adsorção. Estas denotam a eficiência de adsorção e, a partir de uma isoterma, pode-se, por exemplo, prever a quantidade de adsorvente necessária para a remoção total ou parcial do adsorvato de um meio (Dotto *et al.*, 2011).

As isotermas de adsorção são curvas extremamente úteis, pois indicam, de forma quantitativa, como o adsorvente efectivamente adsorverá o soluto; dá uma estimativa da quantidade máxima de soluto que o adsorvente adsorverá e fornece informações que determinam se o adsorvente pode ser economicamente viável para a purificação do fluido (Porpino, 2009).

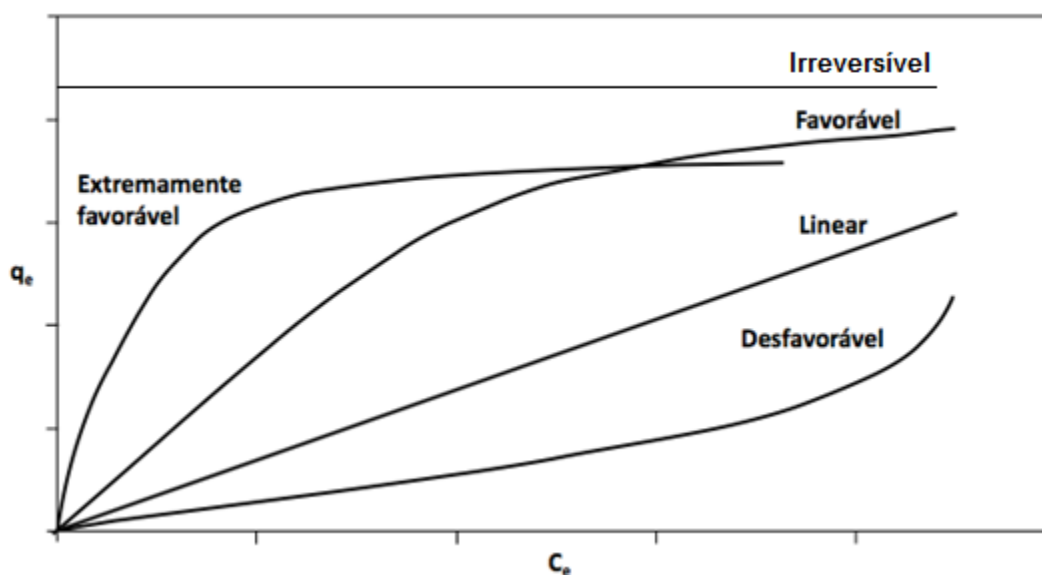


Figura 2.4 – Isotermas de adsorção (Do Nascimento *et al.*, 2014).

Pela Figura 2.4 pode-se observar que existem vários tipos de isotermas, nas quais podem-se obter informações extremamente relevantes sobre o processo de adsorção. Estas isotermas representam a capacidade de adsorção em função da concentração do adsorvato no equilíbrio. A isoterma linear mostra que a massa do adsorvato retida por unidade de massa do adsorvente é proporcional a concentração de equilíbrio do adsorvato na fase líquida. Já a isoterma favorável informa que a massa do adsorvato retida por unidade da massa do adsorvente é alta para uma baixa concentração de equilíbrio do adsorvato na fase líquida. A isoterma irreversível e desfavorável revelam que a massa do adsorvato retida por unidade de massa de adsorvente não depende da concentração de equilíbrio do adsorvato na fase líquida e que a massa do adsorvato retida por unidade de massa de adsorvente é baixa, mesmo para uma alta concentração de equilíbrio do adsorvato na fase líquida (Do Nascimento *et al.*, 2014).

Muitas equações foram propostas com dois ou mais parâmetros para ajustar os dados experimentais sobre os valores de q versus C_e , das quais as mais comuns são a isoterma de Langmuir e a de Freundlich (Schneider, 2008).

Isoterma de Langmuir: é um dos modelos mais simples para a representação das isotermas de adsorção, e corresponde a um tipo de adsorção altamente idealizada. Para esse modelo devem ser feitas algumas considerações em que: a superfície de um sólido é constituída por um número finito de sítios de adsorção, nos quais as moléculas se adsorvem; cada sítio tem a capacidade de adsorver apenas uma molécula; todos os sítios possuem uma energia adsorptiva e não existem interações entre moléculas adsorvidas em sítios vizinhos (Brandão, 2006). Esta isoterma fornece uma descrição mais adequada do processo de adsorção em monocamadas, e é aplicado em alguns casos de adsorção física e adsorção química em baixas pressões e/ou concentrações (Netz & Ortega, 2002), mais precisamente para sistemas onde ocorre a adsorção de gases em superfícies sólidas. O modelo proposto por Langmuir tem a sua forma geral dada na equação 2.1:

$$C_s = C_s^{\max} \frac{kC_g}{1+kC_g} \quad (2.1)$$

A equação (2.1) pode ser linearizada conforme a equação 2.2:

$$\frac{1}{C_s} = \frac{1}{kC_s^{\max}} \times \frac{1}{C_g} + \frac{1}{C_s^{\max}} \quad (2.2)$$

Onde:

C_s – quantidade adsorvida na fase sólida ($\text{mg}_{\text{adsorbato}}/\text{g}_{\text{adsorvente}}$);

C_g – concentração do fluido (mg/l);

C_s^{max} – concentração na saturação ($\text{mg}_{\text{adsorbato}}/\text{g}_{\text{adsorvente}}$);

k – constante de Langmuir.

Uma característica essencial da isoterma de Langmuir pode ser expressa por factor de separação (R_L) como mostra a equação 2.3:

$$R_L = \frac{1}{1+kC_0} \quad (2.3)$$

Valores de $R_L > 1$ indicam que o processo é desfavorável, $R_L = 1$ indica uma isoterma linear, $0 < R_L < 1$ indica que o processo é favorável e $R_L = 0$ indica que o processo é irreversível (Crini & Badot, 2008).

Isoterma de Freundlich: é uma equação empírica que considera a existência de uma estrutura de multicamadas, e não prevê a saturação da superfície. O modelo considera o sólido heterogéneo e distribuição exponencial para caracterizar os vários sítios de adsorção, os quais possuem diferentes energias adsorptivas. É possível interpretar a isoterma teoricamente em termos de adsorção em superfícies energeticamente heterogéneas (Tavares et al., 2003). A isoterma de Freundlich é descrita pela seguinte equação:

$$C_s = kC_{g/l}^{\frac{1}{n}} \quad (2.4)$$

Logaritmizando a equação (2.4) obtém-se a equação (2.5) que é linear. Da recta obtida pela equação (2.5) pode-se obter, do declive da recta, a constante n .

$$\log C_s = \log k + \frac{1}{n} \log C_{g/l} \quad (2.5)$$

Sendo $C_{g/l}$ a concentração do fluido, C_s a quantidade adsorvida por unidade de massa de adsorvente; k e n são duas constantes, da equação de Freundlich, determinados experimentalmente; o parâmetro “ k ” está relacionado com a capacidade de adsorção e “ n ” à heterogeneidade do sólido. O expoente “ n ” também indica se a isoterma é favorável ou desfavorável, sendo valores de “ n ” no intervalo de 1 a 10 representativos de condições de isotermas favoráveis (Barros, 2001).

2.8. Qualidade dos óleos vegetais

Após o processo da adsorção do óleo, este deve ser submetido à avaliação da sua qualidade. Esta qualidade, que depende da qualidade da matéria-prima que lhe deu origem, é medida a partir da determinação de vários parâmetros. A Tabela 2.10 indica alguns desses parâmetros e os seus valores óptimos.

Tabela 2.10 – Padrões de qualidade dos óleos vegetais.

Parâmetros de qualidade	Nível máximo
Matéria volátil aos 105° C	0.2% m/m
Impurezas insolúveis	0.05% m/m
Valor de acidez	
Óleos e gorduras refinados	0.6 mg/kg
Óleos e gorduras virgens	4.0 mg/kg
Óleos e gorduras prensados a frio	4.0 mg/kg
Valor de peróxido	
Óleos virgens e gorduras ou óleos prensados a frio	10.0 meq/kg

(Fonte: INNOQ, 2007).

Nos parágrafos que se seguem, far-se-á uma breve descrição desses parâmetros.

2.8.1. Densidade

Densidade ou massa específica é a relação que existe entre o peso do volume de uma gordura e o peso de um volume de água, a uma dada temperatura e pressão (De Castro, 2009).

A força de atracção entre as moléculas, e sua capacidade de empacotamento determina a densidade e outras propriedades físico-químicas. Os triglicéridos que contêm ácidos gordos insaturados ou ramificados têm menor capacidade de empacotamento que aqueles que contêm ácidos gordos saturados e de cadeias lineares, por conterem ácidos gordos insaturados, possuem menor densidade. As gorduras são mais densas no estado sólido do que no estado líquido, pois mostram contracção do volume durante a solidificação e maior expansão na fusão (Bobbio & Bobbio, 2001; Ribeiro & Seravalli, 2004).

A densidade é dependente de vários factores, dentre eles, o método da extracção, a origem da matéria-prima, o período e condições em que o óleo e a matéria-prima são armazenados (Belmiro e Fegueiredo, 2010).

A densidade pode ser medida por vários aparelhos, sendo os seguintes mais usados: picnómetros, densímetros convencionais e digitais. Os picnómetros dão resultados preciosos, são construídos e graduados de modo a permitir a pesagem dos volumes exactamente iguais de líquidos, a uma dada temperatura. Da relação destes pesos e volumes resulta a densidade dos mesmos á temperatura de determinação. Usando água como líquido de referência tem-se a densidade relativa á água ou peso específico (Instituto Adolfo Lutz, 2004).

2.8.2. Viscosidade

A viscosidade de um material pode ser definida como a propriedade física dos fluídos que caracteriza a sua resistência ao escoamento (Teixeira, 2013). Nos óleos a viscosidade cinemática aumenta com o comprimento das cadeias dos ácidos gordos dos triglicerídeos e com o grau de saturação (Lobo & Ferreira, 2009; Pereira, 2010). O aumento do tamanho das cadeias carbónicas dos ácidos gordos favorece o aumento da área superficial, traduzindo-se em maior efectividade das forças Van der Waals. Devido a presença de insaturações pode ocorrer isomeria na configuração *cis* (Z) ou *trans* (E). A ocorrência da configuração *trans* promove um incremento na linearidade de cadeia carbónica, favorecendo interacções intermoleculares e apresentando maior viscosidade (Christie, 1994).

2.8.3. Índice de refração

O índice de refração (IR) é característico para cada tipo de óleo, dentro de certos limites. Este parâmetro está relacionado com o grau de saturação das ligações, mas é afectado por outros factores tais como teor de ácidos gordos livres, oxidação e tratamento térmico. Este método é aplicável a todos os óleos. Os óleos possuem poderes de refrigências diferentes e de acordo com sua natureza, desviam com maior ou menor intensidade os raios luminosos que os atravessam. O índice de refração, tanto para óleos e gorduras, são indicados a temperatura de 40° C. O índice de refração aumenta com o comprimento da cadeia hidrocarbonada e com o grau de insaturação dos ácidos gordos constituintes dos triglicerídeos (Pereira, 2010).

2.8.4. Humidade

Todos os alimentos, qualquer que seja o método de industrialização a que tenham sido submetidos, contêm água em maior ou menor proporção. Geralmente, a humidade representa a água contida no alimento, que pode ser classificada em: humidade de superfície, que se refere a água livre ou presente na superfície externa do alimento, facilmente evaporada e humidade adsorvida, referente à água ligada, encontrada no interior do alimento, sem combinar-se quimicamente com o mesmo (Instituto Adolfo Lutz, 2004).

Este parâmetro está relacionado com a estabilidade, qualidade e composição de produtos alimentares. A humidade é expressa em percentagem (%) do peso total, corresponde à perda em peso sofrida pelo produto quando aquecido em condições nas quais a água é removida. Na realidade não é somente a água a ser removida, mas também outras substâncias que se volatizam nessas condições. O resíduo obtido no aquecimento directo (a 105°C) é chamado de resíduo seco, sendo este procedimento o mais usual (Wiesman, 2009).

Na legislação Moçambicana o limite máximo da humidade nos óleos vegetais é de 0,2 % m/m.

2.8.5. Índice de acidez

O índice de acidez (IA) caracteriza a rancidez hidrolítica que é a hidrólise da ligação éster por lipase e humidade (Figura 2.5), e o seu conhecimento revela o estado de conservação dos óleos. Este índice é definido como sendo o número de miligramas (mg) de hidróxido de potássio (KOH) necessário para neutralizar os ácidos gordos livres de um grama (g) da amostra. A decomposição dos glicerídeos é acelerada por aquecimento e pela luz, e a rancidez é quase sempre acompanhada pela formação do ácido gordo livre (Brasilino, 2010 ; Nakavoua, *et al.*, 2011).

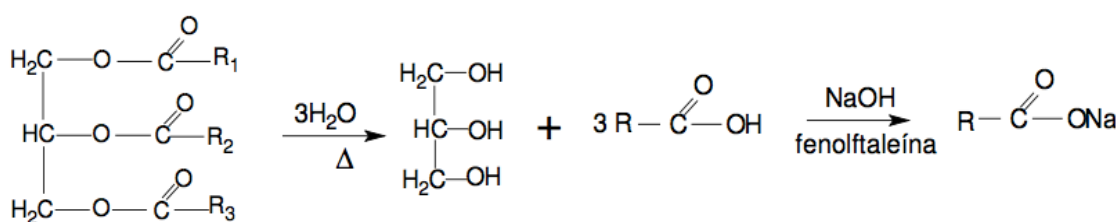
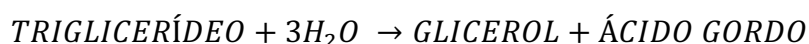


Figura 2.5 – Reacção de determinação de ácidos gordos livres (Tofanini, 2004).

Os ácidos gordos livres são responsáveis pela degradação dos óleos e de ésteres, ocasionando uma maior oxidação das cadeias, alterando a sua composição (Bastos, 2013).

Elevados índices de acidez indicam óleo de má qualidade, podendo torná-lo impróprio para o consumo humano (Castro, 2008). De acordo com o INNOQ (2007), os limites deste índice para óleos brutos e refinados são de 4,0 e 0,6 mg/g, respectivamente.

2.8.6. Índice de peróxidos

O índice dos peróxidos (IP) caracteriza a rancidez oxidativa que resulta da auto-oxidação dos acilgliceróis por ácidos gordos insaturados por oxigénio atmosférico (Tofanini, 2004). A sua presença é indício de deterioração, que poderá ser verificada com a mudança do sabor e do odor característicos dos óleos (Reda, 2004). Este índice pode ser medido através de técnicas baseadas na habilidade de liberar o iodo do iodeto de potássio (iodometria), representa a diferença entre a formação e a decomposição de peróxidos, e exprime-se em miliequivalentes de oxigénio activo contidos em 1 kg de óleo (Jorge e Luzia, 2012). O método iodométrico mede o iodo produzido a partir da decomposição do iodeto de potássio pelos peróxidos. Ao efectuar esta determinação deve-se levar em consideração: a) o iodo liberado pode fixar-se as duplas ligações dos ácidos gordos insaturados, dando um valor de índice de peróxidos incorrecto; b) o oxigénio presente no meio pode levar à liberação do iodo e dar um valor errado de índice de peróxidos por excesso. É, portanto, aconselhável evitar a agitação no decurso da reacção; c) a determinação do ponto final de titulação é

difícil quando o nível de peróxido é baixo, mesmo tendo o amido como indicador (Borgo e Araújo, 2005).

Na legislação Moçambicana este índice varia de 0 a 10 meq/kg, tanto para os óleos brutos assim como refinados (INNOQ, 2007).

2.8.7. Impurezas

O óleo bruto contém cerca de 15% de impurezas (I), que devem ser removidas com o objectivo de prevenir a sua deterioração (Freire, 2002). As impurezas são materiais indesejáveis, pois provocam escurecimento dos óleos e gorduras sob aquecimento, ocasionam espumas e fumaça. Estas substâncias causam a degradação dos óleos e gorduras, mediante a acção enzimática e a proliferação de fungos e bactérias. As impurezas contidas nos óleos podem ser partículas insolúveis e dispersas nas gorduras (resíduo das sementes, gomas, poeiras e humidade), matéria em suspensão coloidal (são especialmente as gomas, cefalina e lecitina), substâncias dissolvidas (ácidos gordos livres, materiais corantes ou pigmentos que dão a cor ao óleo conforme a sua natureza, resinas, produtos tóxicos, produtos de oxidação e decomposição) (Figueredo *et al.*, 2014; Teddy, 2012). Na legislação Moçambicana, os valores estabelecidos de impurezas dos óleos vegetais variam entre 0 a 0,05% m/m (INNOQ, 2007).

3. PARTE EXPERIMENTAL

Neste capítulo são descritos os materiais utilizados e os procedimentos experimentais do processo de extracção dos óleos de sementes de abóbora e coco, métodos de avaliação de qualidade destes óleos e sua mistura, antes e depois do processo da adsorção.

A maior parte das experiências foi realizada no laboratório do Departamento de Engenharia Química, Universidade Eduardo Mondlane (UEM), a excepção da extracção mecânica do óleo de sementes que foi realizada no Laboratório da faculdade de ciências, UEM.

3.1. Matérias-primas

As matérias-primas utilizadas neste estudo foram as sementes de abóbora secas (6% de humidade) (Figura 3.1a) e o óleo de coco (Figura 3.1b). As sementes foram adquiridas no mercado local de Zimpeto, em Maputo. 2 litros de óleo de coco bruto e o material adsorvente (argila activada) foram, gentilmente, fornecidos pelo Projecto Jatropha do Departamento de Engenharia Química da UEM e pela empresa Ginwala & Filhos, respectivamente.

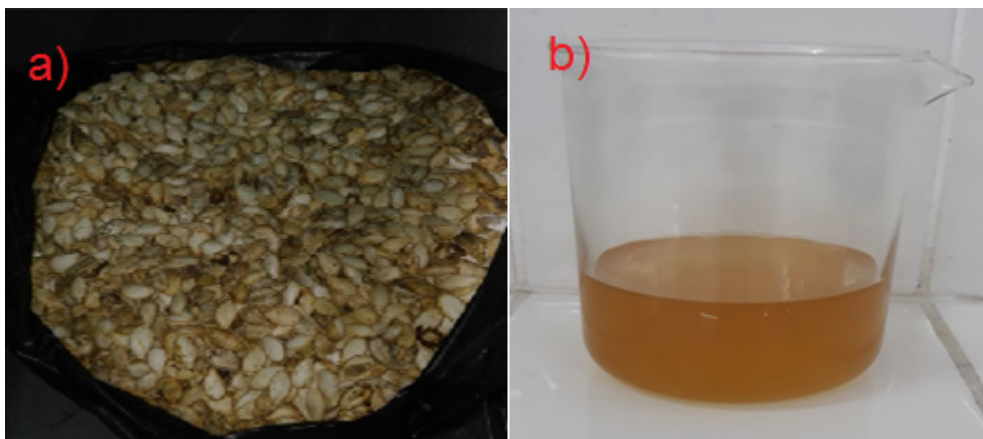


Figura 3.1 – Matérias-primas utilizadas: (a) Sementes de abóbora;
(b) Óleo de coco bruto.

3.2. Materiais de laboratório

Neste trabalho foram utilizados os seguintes materiais de laboratório:

- Extractor Soxhlet;
- Estufa, marca – J. P. SELECTA, serie 0526231;
- Balança analítica, marca – DENVER INSTRUMENT, serie P118889;
- Placa de aquecimento, modelo HB502, serie L12070, voltagem de 220 – 240, potência de 550 W e frequência de 50 Hz;
- Agitador magnético;
- Termómetro;
- Exsiccador e Pinça;
- Bureta de 25 ml, Béquer de diferentes capacidades (20, 50, 300, 500, 600 e 2000 ml);
- Balões volumétricos (250 e 1000 ml);
- Balões Erlenmeyers (250 e 500 ml);
- Provetas graduadas (10 e 100 ml);
- Papel de filtro – Macherey-Nagel 615, d = 120mm, ref. 431015;
- Papel indicador de pH;

Os reagentes utilizados neste trabalho foram:

- Éter dietílico – Glassworld, UU-400;
- Solução de hidróxido de sódio a 0,1N;
- Solução de fenolftaleína;
- Água destilada;
- Solução éter – álcool (2:1);
- Solução de amido;
- Solução de ácido acético – clorofórmio (3:2);
- Solução de tiosulfato de sódio 0,1 N;
- Solução saturada de iodeto de potássio;
- Adsorvente (argila activada);

3.3. Métodos

Para a determinação dos parâmetros de qualidade dos óleos foram utilizadas as normas estabelecidas pelo INNOQ (2007) e pelo Instituto Adolfo Lutz (2008), conforme mostra a Tabela 3.1.

Tabela 3.1 – Norma para análises físico-químicas dos óleos.

Tipo de análise	Norma
Densidade relativa	AOCS Cc 10a-15*
Viscosidade cinemática	ABTNT NBR 10441*
Índice de acidez	IUPAC 2,201
Índice de peróxido	IUPAC 2,501
Índice de refração	AOCS Cc 7-25*
Humidade	IUPAC 2,601
Impurezas	IUPAC 2,604

(Fonte: * Instituto Adolfo Lutz, 2008; INNOQ, 2007).

3.3.1. Determinação do teor de gordura das sementes de abóbora

O teor de gordura foi determinado pelo método soxhlet (Figura 3.2) em quadruplicata, pesou-se 3 g de sementes de abóbora previamente trituradas, foram colocadas em cartuchos de celulose tarados em balança e posteriormente cobertos com algodão desengordurado. Os cartuchos então foram colocados no extractor soxhlet ligados a balões de colecta previamente pesados com 350 ml de éter dietílico e junto com um condensador formaram um aparelho soxhlet. O sistema de aquecimento foi ligado durante 8h e por refluxo intermitente a gordura foi retirada e ficou misturada com o solvente no balão de colecta. O balão sofreu um processo de evaporação para eliminar o solvente e posteriormente foi colocado a 105° C durante 3h para eliminar por completo qualquer traço de solvente que possa interferir na quantificação, arrefeceram-se os balões no exscicador e pesaram-se os balões com gordura, por diferença foram encontradas as quantidades de gorduras nas amostras (Cecchi, 2003).



Figura 3.2 – Determinação de gordura no extractor soxhlet.

3.3.2. Extração do óleo de sementes de abóbora

A extração do óleo das sementes de abóbora, iniciou-se com a limpeza, secagem e redução de tamanhos. A limpeza das sementes consistiu em remover impurezas que prejudicam a qualidade do óleo, como é o caso das areias, poeiras e sementes estragadas. De seguida, fez-se a secagem das sementes na estufa a 105° C durante 3h, que consistiu em reduzir a humidade nas sementes. De seguida, fez-se a redução de tamanhos de modo a aumentar a área de exposição, e conseqüentemente facilitar a extração do óleo. Antes da etapa de extração do óleo fez-se o pré-aquecimento (Figura 3.3a) das sementes trituradas, a 70°C, durante 5 min. Finalmente, fez-se a extração por prensagem mecânica do óleo de sementes de abóbora (Figura 3.3b).



Figura 3.3 – (a) Pré-aquecimento das sementes de abóbora; (b) Extração do óleo de sementes de abóbora.

No final da extracção obteve-se dois produtos, o óleo bruto (Figura 3.4a) que foi posteriormente submetido ao processo de adsorção e o resíduo resultante da prensagem (Figura 3.4b), que foi pesado e descartado.



Figura 3.4 – Produtos da semente de abóbora: (a) Óleo bruto de sementes de abóbora; (b) Resíduo.

O óleo bruto obtido da extracção por prensagem mecânica (prensa manual) apresentou um rendimento de 14%, sendo este resultado bastante inferior em relação ao obtido pelo método de soxhlet que foi de 36% de óleo; este último valor obtido comprova que as sementes de abóbora são uma boa fonte de óleo.

A Figura 3.5 apresenta o fluxograma de processo de extracção do óleo de sementes de abóbora.

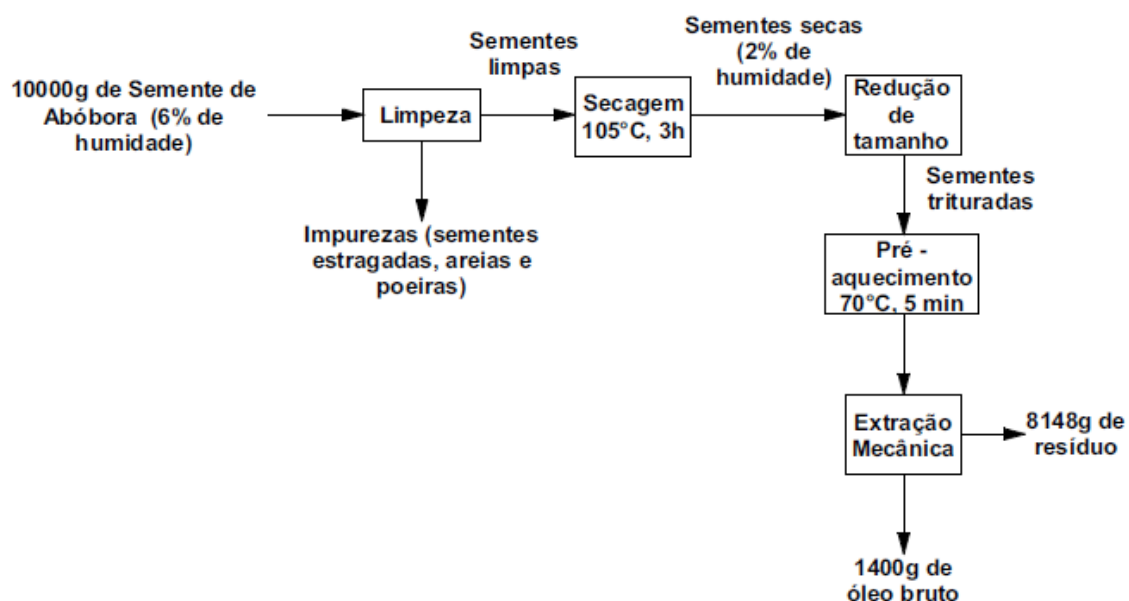


Figura 3.5 – Fluxograma de extracção de óleo bruto de sementes de abóbora.

3.3.3. Preparação das amostras

Prepararam-se três amostras, de 800 ml cada, de óleo bruto de sementes, de óleo bruto de coco e de misturas de óleo de sementes/coco. A amostra de óleo misto foi preparada pela adição de óleo de coco ao óleo de sementes de abóbora, na proporção, em volume de 50%.

3.4. Processo de refinação do óleo bruto

3.4.1. Degomagem

Neste processo, adicionou-se 3% de água ao 800 ml de óleo bruto aquecido aproximadamente a 70° C, sob agitação constante, durante 20 min. A mistura obtida foi decantada para separar a fase aquosa contendo as gomas do óleo (Mandarino & Roessing, 2001).

3.4.2. Neutralização

Nesta etapa, adicionou-se à solução aquosa mais concentrada (15%) de hidróxido de sódio (uma vez que os óleos apresentavam cerca de 6 mg/g de índice de acidez), à temperatura ambiente, sob intensa agitação durante 20 min, para facilitar o contacto entre as duas fases. Depois desse tempo, aqueceu-se a mistura até aproximadamente 70°C para quebrar a emulsão, com velocidade do agitador reduzida, ajustou-se o pH para 6,5. Em seguida, a mistura foi deixada em repouso por 3 h até à separação do sabão formado ou da chamada “borra”. Após a retirada da “borra” pela torneira do balão de decantação, o óleo foi lavado três vezes com uma porção de 15% de água fervente a 100°C, em relação à quantidade de óleo, deixando a carga em repouso por cerca de 30 min a cada lavagem. Por último, fez-se a secagem na estufa a 105° C durante 1h, isso porque em altas temperaturas por um período longo afecta a estabilidade oxidativa (Mandarino & Roessing, 2001).

3.4.3. Clarificação

O óleo e a argila activada foram levados a esta etapa isentas de humidade (<0,2%). O óleo seco foi aquecido até aproximadamente 90° C, em seguida adicionou-se quantidades definidas de argila activada (0,5%; 1,5%; 2,5% e 3,5%) por meio de agitação durante 20 min. Subsequentemente, o óleo foi arrefecido a 60° C e filtrado em papel de filtro (Mandarino & Roessing, 2001).

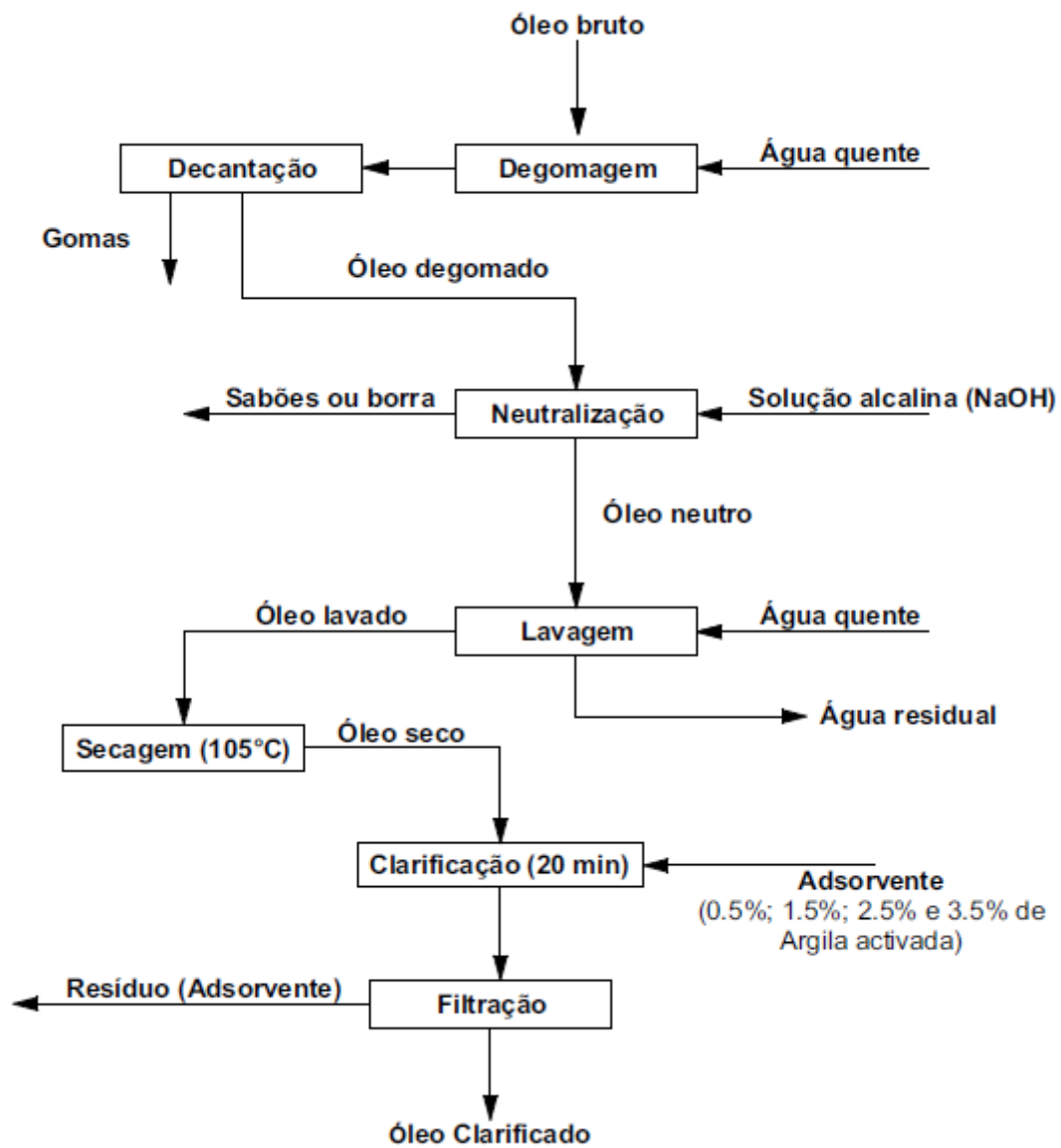


Figura 3.6 – Fluxograma do processo de refinação de óleo de sementes de abóbora.

3.5. Análises químico-físicas dos óleos

3.5.1. Densidade relativa

A densidade relativa foi determinada utilizando a norma AOCS Cc 10a-15. Num picnómetro previamente pesado com volume de 50,976ml, adicionou-se água até que encha. Fechou-se o picnómetro com a respectiva tampa. Eliminou-se qualquer remanescente de líquido sobrenadante. Assegurou-se que o capilar da tampa está preenchido pelo líquido. Pesou-se o picnómetro com a água. Retirou-se a água e colocou-se o picnómetro com a respectiva tampa numa estufa de modo a remover humidade. Tendo o picnómetro seco realizou-se o mesmo procedimento com o óleo. Por fim, calculou-se a densidade do óleo através da fórmula:

$$\rho = \frac{A-B}{C-B} \quad (3.1)$$

Onde:

ρ – Densidade relativa (g/cm³);

A – Massa do picnómetro contendo óleo (g);

B – Massa do picnómetro vazio (g);

C – Massa do picnómetro contendo água (g).

3.5.2. Viscosidade cinemática

Para a determinação da viscosidade recorreu-se ao viscosímetro Redwood, de acordo com a norma ABTNT NBR 10441. Assim para efeitos de determinação da viscosidade cinemática, recorreu-se:

- A crivagem da amostra, usando crivo de malha de 75 μ m. Introduziu-se a amostra para o viscosímetro imerso em banho-maria a 40° C usando termómetro para controlo de temperatura da amostra e do banho-maria. Esperou-se até que a amostra e água do banho-maria atinjam 40°C. Deixou-se a amostra escorrer livremente no viscosímetro até o balão de 50 ml.
- Controlou-se o tempo de escoamento da amostra, recorrendo-se a um cronómetro até que a amostra atinja o menisco de balão. Calculou-se a viscosidade do óleo, repetindo o procedimento três vezes.

$$v = 0,26 * t - \frac{179}{t} \quad \text{para } t = 30 \text{ á } 100\text{s} \quad (3.2)$$

$$v = 0,247 * t - \frac{50}{t} \quad \text{para } t = 101 \text{ á } 2000\text{s} \quad (3.3)$$

Onde:

v – Viscosidade cinemática (mm²/s);

t – tempo em (s);

0,26 e 0,247 – constantes capilar do viscosímetro (mm²/s);

179 e 50 – constantes capilar do viscosímetro (mm²).

3.5.3. Índice de refracção

O índice de refracção foi determinado pelo refractómetro de marca ABBE, de acordo com a norma AOCS Cc 7-25. Calibrou-se o refractómetro com água destilada. Filtrou-se a amostra, para remover quaisquer impurezas. Certificou-se que os prismas estavam limpos e completamente secos e colocou-se no prisma inferior algumas gotas da amostra. Fechou-se os prismas, deixou-se por 2 minutos até que a amostra atinja a temperatura do aparelho. Ajustou-se o instrumento e a luz para obter a leitura mais distinta possível e, então, determinou-se o índice de refracção a 25° C. Este procedimento foi realizado em triplicata. Depois de cada leitura limpou-se os prismas com algodão humedecido com éter dietílico e deixou-se secar. Uma vez que o índice de refracção dos óleos é determinado a 40° C foi utilizada a equação 3.4 para a correcção da temperatura.

$$R' + K * (T' - T) = R \quad (3.4)$$

Onde:

R – leitura à temperatura T (°C);

R' – leitura à temperatura T' (°C);

T – temperatura padrão (°C);

T' – leitura na qual a leitura de R' foi feita (°C);

$K = 0,000365$ para gorduras e $0,0003885$ para óleos.

3.5.4. Índice de acidez

O índice de acidez (IA) foi determinado pela norma IUPAC 2,201. Pesou-se 2 g de amostra e adicionou-se 25 ml de uma solução de éter – etanol (2:1), em constante agitação até a total dissolução do óleo. Adiciona-se duas gotas de indicador fenolftaleína. A titulação foi realizada com hidróxido de sódio (NaOH) a 0,1 N, até a obtenção de uma coloração rosa. Fez-se o teste em branco na qual o procedimento é repetido, mas sem a presença de óleo. O índice acidez foi determinado pela seguinte equação:

$$IA = \frac{V*f*N*40}{P} \quad (3.5)$$

e para o cálculo da percentagem dos ácidos gordos livres usou-se a equação:

$$\% AGL = \frac{V*N*28,2}{P} \quad (3.6)$$

Onde:

IA – Índice de acidez (mg NaOH/g);

N – Normalidade da solução de NaOH;

V – Volume de NaOH 0,1 N gasto na titulação da amostra (ml);

f – Factor de correcção solução de NaOH;

P – Massa da amostra (g).

3.5.5. Índice de peróxidos

O índice de peróxido (IP) foi determinado pela norma IUPAC 2,501. Pesou-se 5 g de amostra em um balão Erlenmeyer, e adicionou-se 30 ml da solução de ácido acético e clorofórmio (3:2) e agitou-se até a dissolução da amostra. Adicionou-se 0,5 ml de solução saturada de iodeto de potássio e tampou-se, deixando em repouso ao abrigo da luz por exactamente um minuto. Acrescentou-se 30 ml de água, não ocorrendo alteração de cor ou da sua intensidade, adicionou-se 0,5 ml da solução indicadora de amido 1% e titulou-se com a solução de tiosulfato de sódio a 0,1 N, sob agitação constante até o completo desaparecimento da coloração azul. Preparou-se uma prova em branco nas mesmas condições.

O ensaio foi realizado em triplicata e os volumes gastos na bureta foram registrados, e determinou-se o IP utilizado a equação 3.7:

$$IP = \frac{(S-B)*N*f*1000}{P} \quad (3.7)$$

Onde:

IP – Índice de peróxido (meq/kg);

B – Volume gasto do titulante (ml) do branco;

S – Volume gasto do titulante (ml) da amostra;

N – Normalidade da solução de tiosulfato de sódio;

P – Massa da amostra de óleo (g);

f – Factor de correcção de tiosulfato de sódio.

3.5.6. Humidade

A humidade (ω) foi determinada pelo método de secagem na estufa de acordo com a norma IUPAC 2,601. Pesou-se 2 g de amostra em uma placa previamente tarada, colocou-se na estufa a 105° C durante 24 horas (tempo suficiente até que o peso da amostra permaneça constante). Ao fim desse tempo, colocou-se a amostra a arrefecer no exscicador durante 30 minutos e pesou-se. Este processo foi realizado em triplicado. A humidade do óleo foi determinada pela equação 3.8:

$$\omega = \frac{m_i - m_f}{m_i} * 100 \% \quad (3.8)$$

Onde:

ω – Humidade da amostra (%);

m_i – Massa inicial da amostra (g);

m_f – Massa final da amostra (g).

3.5.7. Impurezas

O teor de impurezas (I) foi determinado pelo método de secagem na estufa de acordo com a norma IUPAC 2,604. Pesou-se o papel de filtro e colocou-se na estufa a 105°C durante 10 minutos para remover a humidade, depois deste tempo, retirou-se e colocou-se o papel no exscicador durante 30 minutos. Pesou-se 2 g de resíduo resultante da determinação da humidade em um erlenmeyer e dissolveu-se o óleo em 20 ml de éter dietílico, filtrou-se no papel de filtro. Lavou-se completamente com éter e colocou-se na estufa a 105° C durante 24 horas. Arrefeceu-se a amostra em exscicador durante 30 minutos e efectuou-se a pesagem. Os ensaios foram realizados em triplicado. Para o cálculo utilizou-se a seguinte equação:

$$I = \frac{(m_2 - m_1)}{m_0} * 100 \% \quad (3.9)$$

Onde:

I – Impurezas insolúveis em éter (% m/m);

m_0 – massa da amostra (g);

m_1 – massa do papel de filtro antes da filtração (g);

m_2 – massa do papel de filtro depois da filtração (g).

4. APRESENTAÇÃO, ANÁLISE E DISCUSSÃO DOS RESULTADOS

Neste capítulo serão apresentados, analisados e discutidos os resultados da caracterização físico-químico e adsorção dos óleos de sementes de abóbora, coco e sua mistura, obtidos a partir da metodologia descrita anteriormente.

Os resultados foram organizados em Tabelas e Gráficos, e apresentados em valores médios \pm desvio padrão.

4.1. Resultados físico-químicos dos óleos

Os resultados físico-químicos mostram que os óleos brutos em estudo não estão em condições ideais para o consumo humano e a quantidade de adsorvente tem notável influência nos resultados.

De referir que o INNOQ não possui padrões específicos para o óleo de sementes de abóbora, e que não existem ainda estudos sobre a mistura dos óleos de sementes de abóbora e coco. Por isso, para comparação destes resultados tomou-se como padrão os seus óleos puros.

4.1.1. Densidade relativa

Na Tabela 4.1 estão apresentados os resultados da densidade relativa dos óleos com adição gradual da argila activada.

Tabela 4.1 – Densidade relativa dos óleos.

%argila activada	Óleo coco (g/cm ³)	Óleo de SA (g/cm ³)	Mistura de óleos de SA e coco (g/cm ³)
0	0,914 \pm 0,000	0,913 \pm 0,000	0,914 \pm 0,000
0,5	0,914 \pm 0,000	0,911 \pm 0,000	0,913 \pm 0,000
1,5	0,913 \pm 0,000	0,910 \pm 0,000	0,912 \pm 0,000
2,5	0,911 \pm 0,000	0,910 \pm 0,000	0,911 \pm 0,000
3,5	0,909 \pm 0,000	0,907 \pm 0,000	0,908 \pm 0,000

SA – sementes de abóbora

É sabido que a densidade dos óleos vegetais está relacionada com o grau de insaturação. Como se pode observar da Tabela 4.1 as densidades dos óleos não divergem muito, porém a densidade do óleo de coco é relativamente maior, uma vez que este

não apresenta insaturações na sua cadeia carbônica, ao contrário do óleo de sementes de abóbora que apresenta insaturações, apresentando, assim, menor densidade. Não existem ainda estudos sobre a mistura destes dois óleos, de acordo com a Tabela 4.1 a densidade deste óleo está entre a densidade do óleo de coco e das sementes.

Na literatura a densidade relativa dos óleos vegetais deve estar entre 0,881 – 0,921 g/cm³, sendo que os resultados obtidos, no presente estudo, encontram-se dentro deste intervalo (CODEX, 1999). Estudos realizados nas mesmas condições mostraram que o padrão para a densidade do óleo de coco está em torno de 0,903 – 0,915 g/cm³ (Aragão *et al.*, 2004; Chaves *et al.*, 2006; Correia *et al.*, 2014). De acordo com Mitra *et al.* (2009), a densidade do óleo de sementes de abóbora está entre 0,9000 – 0,9110 g/cm³.

Dos resultados apresentados na Tabela 4.1 também pode-se verificar que os óleos brutos apresentam maior densidade relativa em relação aos óleos submetidos a adsorção, uma vez que contêm impurezas. Segundo Lobo & Ferreira (2009), a presença de impurezas pode influenciar negativamente na densidade do óleo.

4.1.2. Viscosidade cinemática

O Gráfico 4.1 apresenta o efeito da argila activada na viscosidade dos óleos.

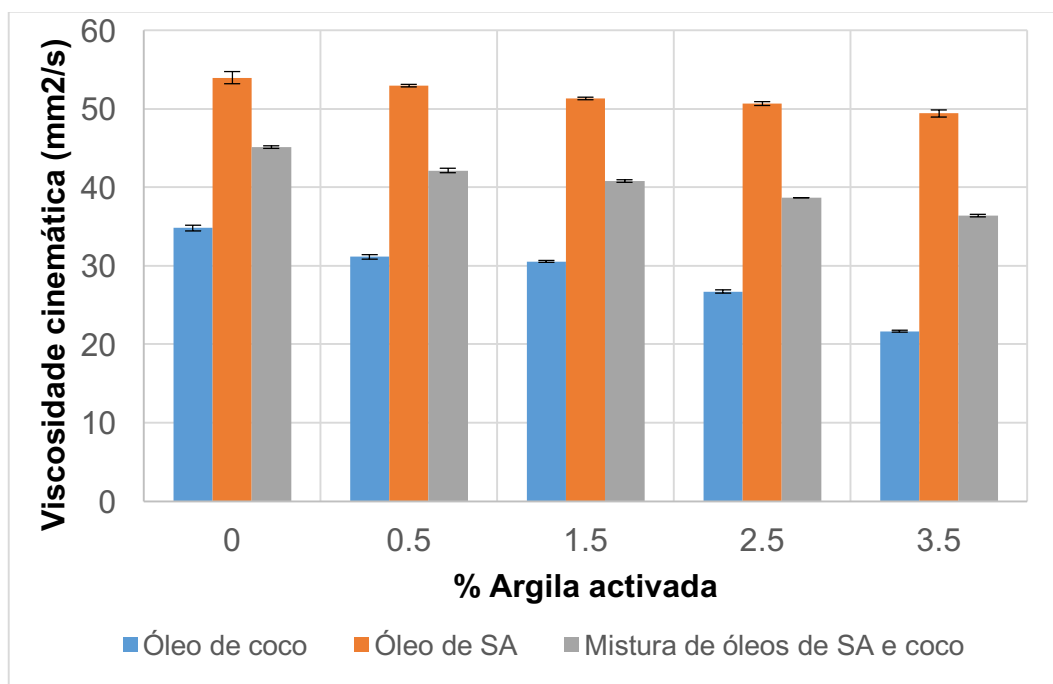


Gráfico 4.1 – Influência da argila activada na viscosidade dos óleos.

Verifica-se a partir dos resultados obtidos (Gráfico 4.1), que a viscosidade dos óleos é menor para maiores percentagens da argila activada. Pode-se observar, também, que a viscosidade do óleo de coco a todas as percentagens é menor em relação a dos outros dois óleos. De acordo com Ordóñez (2005), a viscosidade deve-se a fricção interna entre os lípidos que a constituem, devido ao elevado número de moléculas que formam uma gordura, na qual a viscosidade é alta, e diminuindo com o aumento do grau de insaturação.

O óleo de coco é uma gordura saturada que apresenta um número reduzido de moléculas, tendo assim uma viscosidade baixa. O óleo de sementes de abóbora, apesar de apresentar insaturações na sua cadeia, apresenta uma viscosidade alta devido ao elevado número de moléculas presentes na sua cadeia. Porém, a mistura dos óleos de sementes de abóbora e coco apresenta viscosidade superior á do óleo de coco e inferior a do óleo de sementes de abóbora. Este resultado pode-se, justificar-se pela mistura desses óleos.

Estudos realizados por Araújo *et al.* (2009) e Jitputti *et al.* (2006), mostraram que o óleo de coco isento de impurezas apresenta baixa viscosidade, com valores semelhantes de 24,68 e 24,85 mm²/s, respectivamente, e que são comparáveis aos valores obtidos no presente estudo (21,67 – 34,80 mm²/s).

Os resultados da viscosidade cinemática do óleo de sementes de abóbora variaram entre 49,39 – 54,09 mm²/s, sendo menos viscoso que o óleo de sementes de abóbora analisados por Tsaknis *et al.* (1997), Lazos *et al.* (1995) e De Sousa (2012) com viscosidades de 72,00 mm²/s, 72,34 mm²/s e 63,50 mm²/s, respectivamente. De referir que estes valores foram obtidos a temperatura de 21°C, enquanto que os resultados deste trabalho foram obtidos a 40° C, facto este que os torna menos viscosos, uma vez que um aumento da temperatura aumenta a fluidez do fluido, e conseqüentemente reduz a sua viscosidade.

4.1.3. Índice de refração

O Gráfico 4.2 apresenta o efeito da percentagem da argila activada no índice de refração dos óleos.

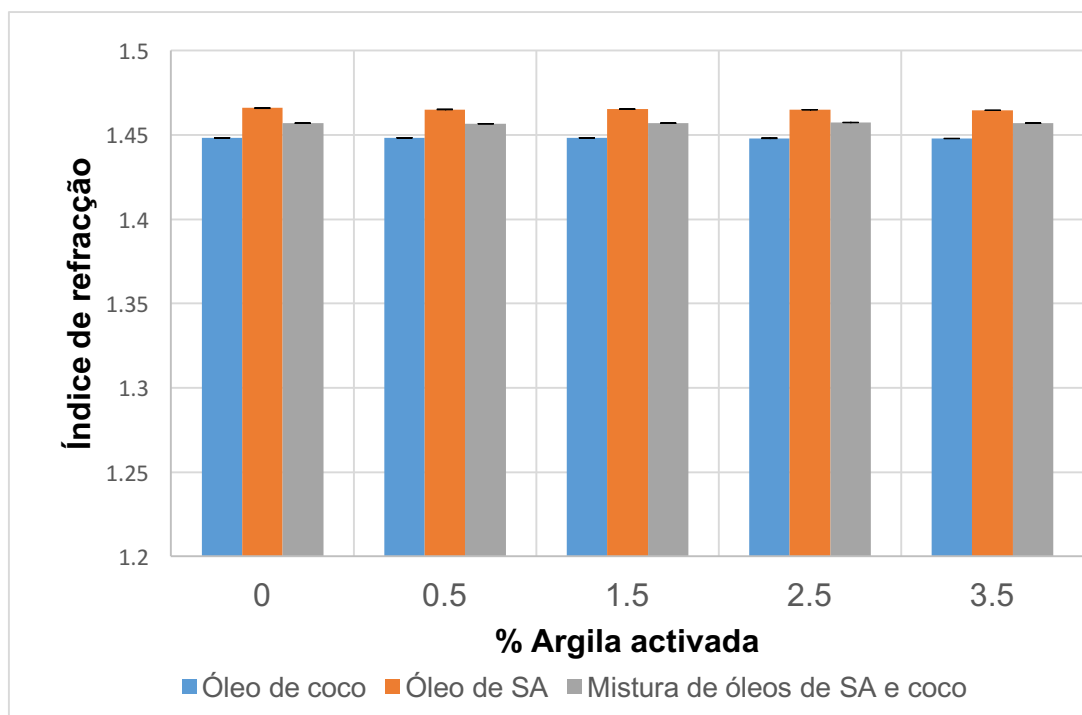


Gráfico 4.2 – Influência da argila activada no índice de refração.

O índice de refração está relacionado com o grau de saturação das ligações, conforme aumenta o grau de saturação, o índice de refração diminui (Mello & Pinheiro,

2012). Pelo Gráfico 4.2 pode-se observar que o óleo de coco, comparativamente a outros dois óleos, apresenta menor índice de refração (ver Apêndice 2). Segundo a literatura, o óleo de coco é rico em ácidos gordos saturados, enquanto que o óleo de sementes de abóbora nos ácidos gordos insaturados, este facto confirma o elevado valor do índice de refração do óleo das sementes de abóbora. Pode-se observar, ainda, do mesmo Gráfico que à mistura dos óleos de sementes de abóbora/coco, numa proporção volumétrica, de 50:50%, respectivamente, mostra valores dos índices entre os valores dos respectivos óleos puros.

No que concerne a variação da concentração do adsorvente, também se pode observar do Gráfico 4.2 que a argila activada não tem efeito significativo no índice de refração.

De acordo com o INNOQ (2007), os valores do índice de refração do óleo de coco nas mesmas condições estão entre 1,448 – 1,450, estando este óleo dentro do intervalo estabelecido. Estudos realizados por vários autores mostraram que os valores de índice de refração do óleo de sementes de abóbora variaram entre 1,4607 – 1,4770 (De Sousa, 2012; Lazos, *et al.*, 1997; Veronezi, 2011), estando este óleo dentro deste intervalo. Em geral, o índice de refração dos óleos deve estar em torno de 1,447 – 1,477, estando também a mistura dos óleos dentro do intervalo estabelecido (CODEX, 1999).

4.1.4. Índice de acidez

No Gráfico 4.3, estão apresentados os resultados do índice de acidez dos óleos com a variação da percentagem da argila activada.

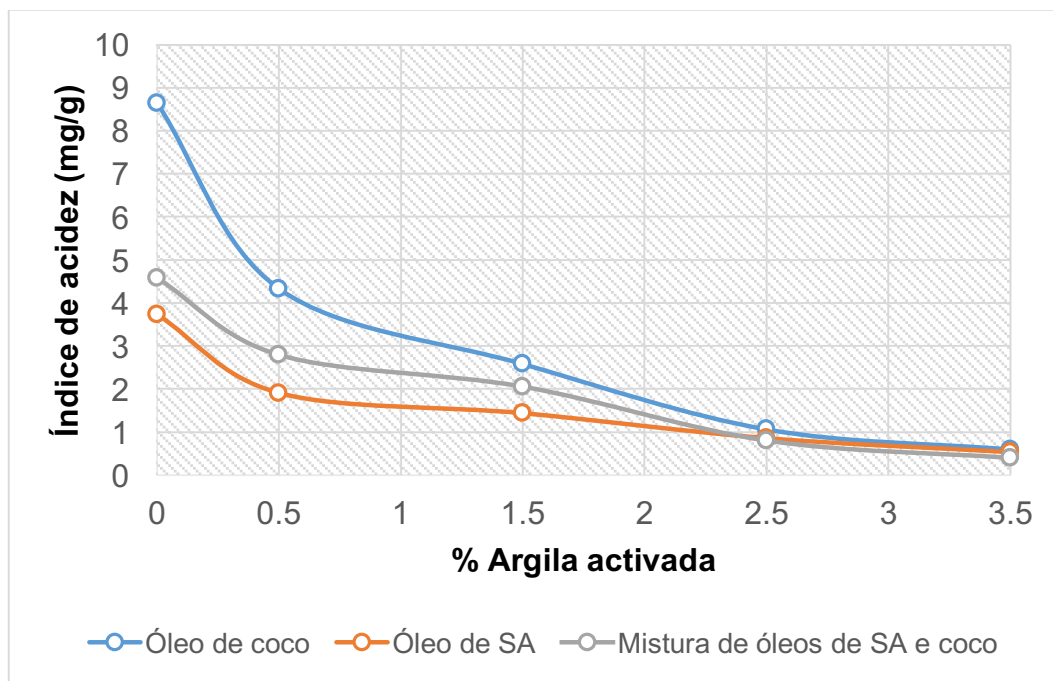


Gráfico 4.3 – Influência da argila activada no índice de acidez.

A partir do Gráfico 4.3, pode-se observar que a quantidade de adsorvente influencia positivamente no índice de acidez. No estabelecimento para aceitabilidade dos óleos vegetais é importante que os índices de acidez sejam menores possíveis, uma vez que elevados valores comprometem a qualidade dos mesmos, e, conseqüentemente não considerado apto para o consumo humano (Galvão, 2007).

De acordo com o INNOQ (2007), o valor limite de índice acidez para o óleo bruto é de 4 mg/g de NaOH. Também pelo Gráfico 4.3 pode-se observar que os óleos de coco e a mistura deste com o óleo de sementes de abóbora apresentam índices de acidez de 8,64 e 4,58 mg/g, respectivamente, estando estes índices acima do limite estabelecido. Segundo Melo (2010), este índice é influenciado pelo grau de maturação e condições de armazenamento das sementes e/ou frutos usados para a extracção do óleo, a temperatura e o tempo de extracção e das condições de armazenamento do óleo. Provavelmente poderá ter sido esta a razão que contribuiu para o elevado índice de acidez desses óleos.

Verifica-se, ainda, que o índice de acidez foi significativamente reduzido no processo de adsorção, com a adição gradual da argila activada, estes óleos devem apresentar no máximo 0,6 mg/g de NaOH, valor obtido somente na última quantidade de adsorvente adicionado para todos os óleos. Cardello *et al.* (1995), estudaram a clarificação do óleo de semente de algodão utilizando argila activada tendo observado que o índice de acidez reduz na etapa de neutralização, sendo ainda menor após a clarificação. Estudos feitos a partir dos óleos de sementes de abóbora e coco apresentaram o mesmo comportamento, Lazos *et al.* (1997) caracterizaram o óleo de sementes de abóbora bruto e clarificado, obtiveram respectivamente 0,97% e 0,04% de acidez em ácido oleico.

4.1.5. Índice de peróxidos

O Gráfico 4.4 apresenta o efeito da percentagem da argila activada para o índice de peróxidos dos óleos.

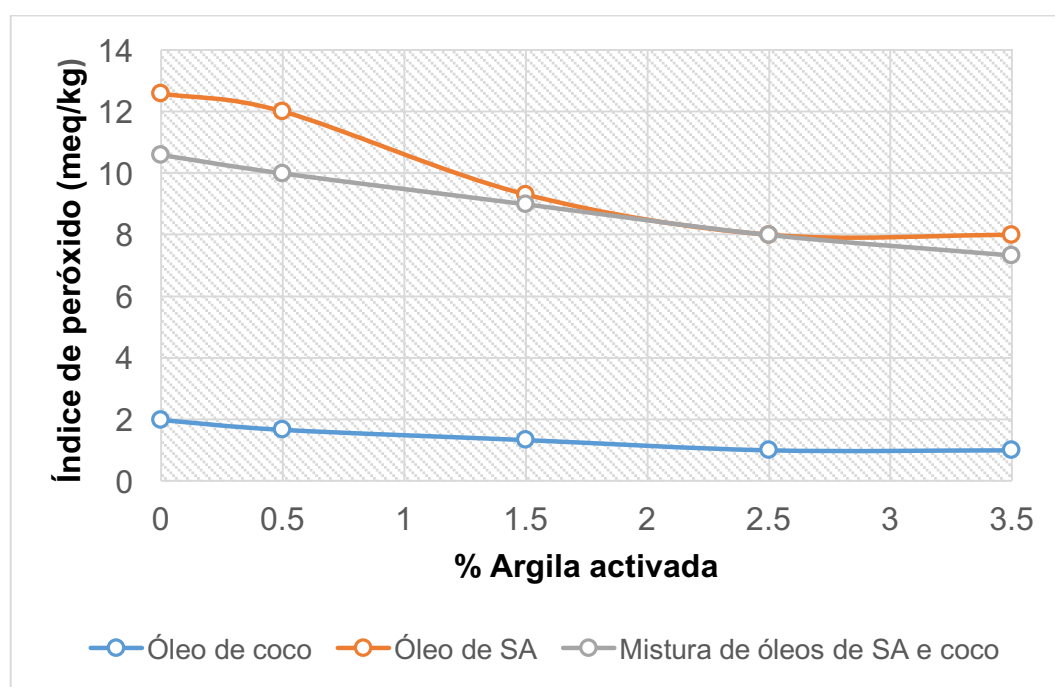


Gráfico 4.4 – Influência da argila activada no índice de peróxido.

A oxidação ocorre quando o oxigénio atmosférico ou dissolvido no óleo reage com ácidos gordos insaturados, que são tanto mais reactivos quanto maior o número de insaturações na sua cadeia (Moretto *et al.*, 2002). Desta forma, a partir do Gráfico 4.4, po-

de-se verificar que o óleo de sementes de abóbora apresentou alto índice de peróxidos devido a sua alta susceptibilidade à oxidação. Pode-se também verificar que o óleo de coco apresentou baixos valores de índice de peróxidos, uma vez que este óleo é rico em ácido láurico o que lhe confere alta estabilidade, e que segundo Cardoso & Gonçalves (2012), indica a baixa possibilidade de deterioração oxidativa.

Na legislação Moçambicana o valor de índice de peróxidos máximo estabelecido tanto para os óleos brutos assim como os submetidos ao processo de adsorção é de 10 meq/kg. Segundo Kumar & Sharma (2008), valores de índice de peróxidos maiores que 10 meq/kg podem representar o início do processo de oxidação do óleo ou gordura que, geralmente, apresenta um odor desagradável. O óleo bruto de sementes de abóbora apresenta um valor fora do limite estabelecido (12,58 meq/kg), a mistura dos óleos brutos apresenta um valor ligeiramente acima (10,59 meq/kg), provavelmente em virtude da etapa de secagem das sementes ter sido efectuada em estufa com circulação de ar (105° C, 3h), facto que devido a quantidade dos ácidos gordos insaturados deveria ter sido evitada a exposição do produto ao aquecimento em presença de oxigénio.

Do Gráfico 4.4 também se pode constatar que o aumento da quantidade de adsorvente melhora a estabilidade dos dois óleos que estavam fora do padrão estabelecido (>10 meq/kg). Lazos *et al.* (1997) no seu estudo sobre a clarificação do óleo de sementes de abóbora utilizaram 5% de adsorvente (mistura de 3% de tonsil e 2% de carvão activado) e obtiveram um valor de 9,04 meq/kg de índice de peróxido. No presente estudo atingiu-se o valor de 9,3 meq/kg para a quantidade de 1,5% e 7,99 meq/kg para as quantidades de 2,5 e 3,5%. A diferença entre os resultados pode ser devido a quantidade e o tipo de adsorventes utilizados. No presente estudo, a quantidade do adsorvente foi menor em relação ao utilizado no estudo realizado por Lazos *et al.*, provavelmente a quantidade de adsorvente utilizado no estudo destes autores tenha removido mais antioxidantes no óleo, facto este que tornou-o menos estável. Além disso, o tipo do adsorvente utilizado no estudo destes autores também pode ter alta capacidade de remoção de antioxidantes. Segundo Masuchi *et al.* (2008) a presença de antioxidantes é um factor determinante para garantir a estabilidade de óleos.

Nos estudos de Cardoso & Gonçalves (2012), o óleo de coco apresentou valores deste índice próximos de zero, neste estudo obteve-se um valor máximo de 2 meq/kg e mínimo de 0,99 meq/kg. Os valores para a mistura dos óleos, encontram-se dentro dos padrões estabelecidos a partir da primeira adição de adsorvente, reduzindo ligeiramente até a última percentagem.

4.1.6. Humidade

Na Tabela 4.2 estão apresentados os resultados de humidade dos óleos brutos e clarificados.

Tabela 4.2 – Efeito da quantidade do adsorvente na humidade dos óleos.

%argila activada	Óleo coco (%)	Óleo de SA (%)	Mistura de óleos de SA e coco (%)
0	0,183 ± 0,029	0,099 ± 0,038	0,194 ± 0,019
0,5	0,071 ± 0,138	0,070 ± 0,015	0,075 ± 0,018
1,5	0,055 ± 0,062	0,050 ± 0,009	0,060 ± 0,005
2,5	0,044 ± 1,087	0,020 ± 0,005	0,032 ± 0,016
3,5	0,024 ± 0,102	0,013 ± 0,003	0,020 ± 0,000

Pela Tabela 4.2 constata-se que os resultados de humidade obtidos para todos os óleos estão dentro do padrão estabelecido pela norma do INNOQ (2007), tendo este estabelecido um valor máximo de 0,2% de humidade para os óleos vegetais. Segundo a literatura valores de humidade maiores que os estabelecidos podem comprometer a qualidade do óleo, favorecendo a formação dos ácidos gordos livres que podem vir a deteriorar o óleo. Também se constatou que a humidade decresceu quando o óleo foi submetido ao processo de adsorção. Nos estudos de Cardello *et al.*(1995) a humidade dos óleos reduziu quando estes foram submetidos ao processo de refinação.

4.1.7. Impurezas

A Tabela 4.3 apresenta os resultados de impurezas de óleos em função da percentagem do adsorvente.

Tabela 4.3 – Efeito da quantidade de adsorvente nas impurezas dos óleos.

%argila activada	Óleo coco (% m/m)	Óleo de SA (% m/m)	Mistura de óleos de SA e coco (%)
0	8,028 ± 2,356	5,277 ± 0,542	7,486 ± 0,692
0,5	1,460 ± 0,243	3,617 ± 0,214	1,936 ± 0,013
1,5	0,436 ± 0,069	1,518 ± 0,247	0,936 ± 0,198
2,5	0,058 ± 0,008	0,138 ± 0,025	0,088 ± 0,013
3,5	0,035 ± 0,010	0,052 ± 0,003	0,036 ± 0,003

Pela Tabela 4.3 pode-se observar que os óleos brutos de coco, sementes de abóbora e sua mistura contêm, respectivamente, quantidades de impurezas elevadas de $8,03 \pm 2,36\%m/m$, $5,28 \pm 0,54\%m/m$ e $7,49 \pm 0,69\%m/m$. Estas impurezas diminuem à medida que se adiciona, ao óleo bruto, quantidades crescentes do adsorvente. De acordo com o INNOQ (2007), o valor limite estabelecido para as impurezas dos óleos vegetais é de $0,05\% m/m$, este valor só foi obtido na última percentagem do adsorvente (3,5% de argila activada). Também pode-se observar que foi mais fácil reduzir as impurezas do óleo do coco (ver Apêndice 3) do que as impurezas do óleo de sementes de abóbora (ver Apêndice 3) e das misturas dos óleos (Figura 4.1). Nos estudos realizados por Lazos *et al.* (1997) sobre a clarificação do óleo de sementes de abóbora foram utilizados 5% de percentagem de adsorvente, talvez as percentagens utilizadas não foram suficientes para a remoção de impurezas deste óleo.

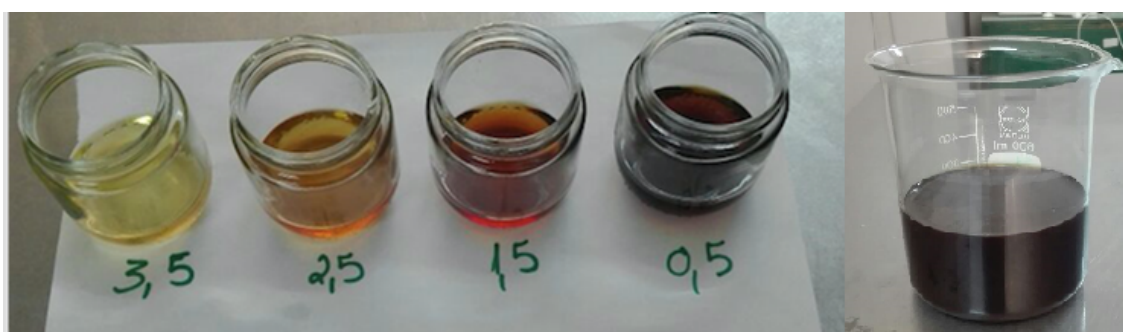


Figura 4.1 – Adorção da mistura de óleos de sementes de abóbora e coco.

Pela Figura 4.1 pode-se observar que a percentagem de 0,5 de argila activada não teve notável influência na remoção de impurezas que conferem a cor ao óleo, contudo o óleo tendeu a clarear com a adição gradual de quantidades de argila acima de 0,5%.

Com base nos resultados apresentados na Tabela 4.3 foram calculados as percentagens das impurezas removidas nos óleos, conforme mostra o Gráfico 4.5.

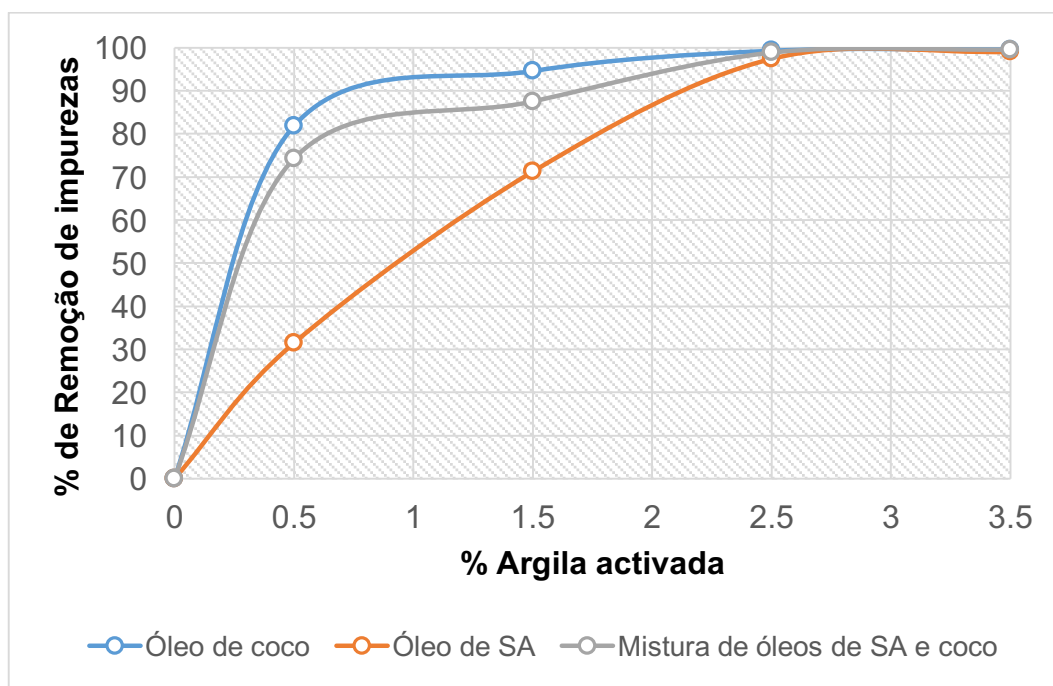


Gráfico 4.5 – Influência da argila activada na remoção de impurezas dos óleos.

A partir do Gráfico 4.5 pode-se observar que em torno de 2,5 – 3,5 % de argila activada, a percentagem das impurezas removidas é máxima, ou seja, começa-se a atingir a concentração de saturação.

Com base nos resultados do Gráfico 4.5 foram traçadas as isotermas de adsorção (Gráfico 4.6 e Gráfico 4.7) de modo a conhecer a capacidade ou eficiência do adsorvente na remoção de impurezas dos óleos. Os modelos de isotermas de Freundlich e Langmuir foram escolhidos com base na literatura devido a sua simplicidade e o seu bom ajuste aos dados experimentais (Da Rocha *et al.*, 2012). Estes modelos têm sido utilizados por vários autores para descreverem o equilíbrio de adsorção, neste estágio, pode-se ter o conhecimento da capacidade máxima de adsorção do adsorvente.

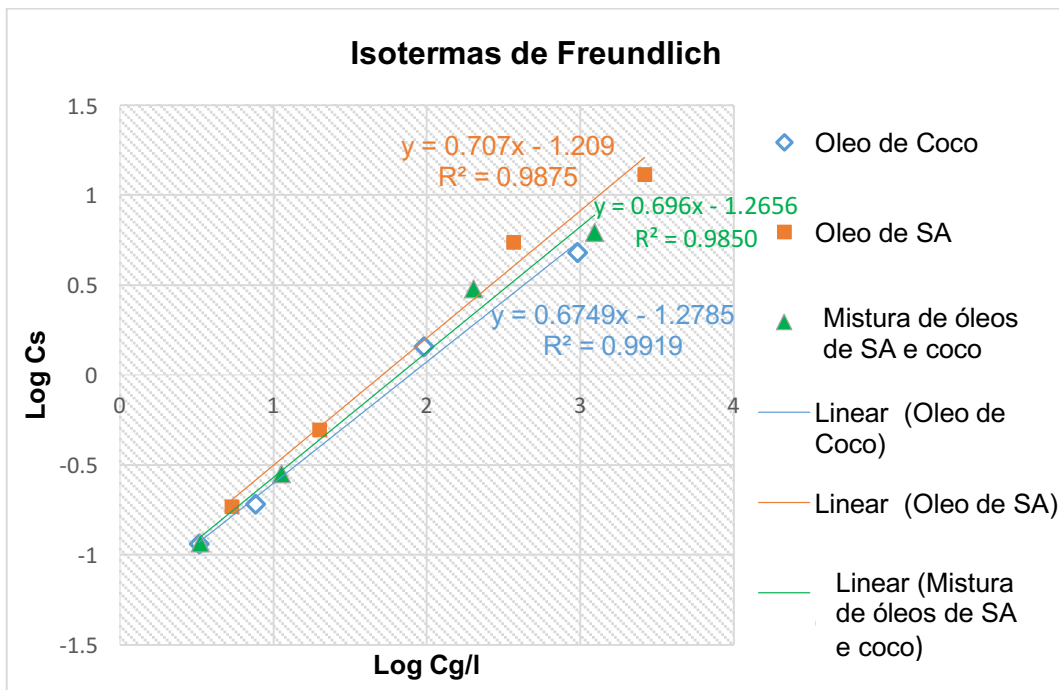


Gráfico 4.6 – Verificação da adequação dos dados dos óleos de coco, de sementes de abóbora e sua mistura às isotermas de Freundlich.

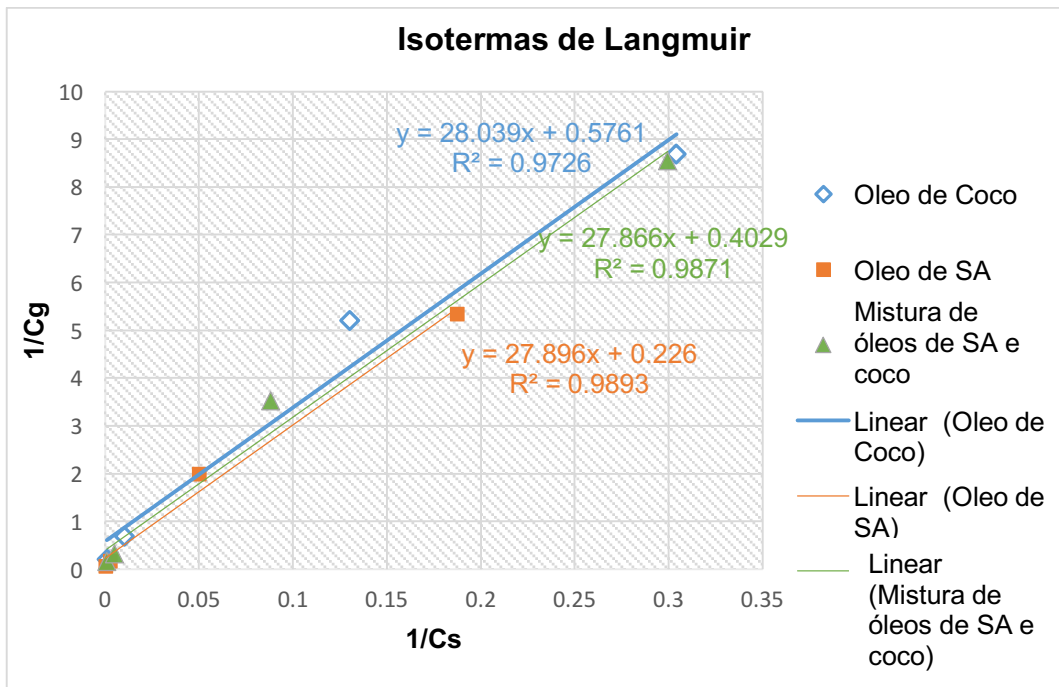


Gráfico 4.7 – Verificação da adequação dos dados dos óleos de coco, de sementes de abóbora e sua mistura às isotermas de Langmuir.

Pelos Gráficos 4.6 e 4.7, pode-se observar que os óleos, quer o puro como o misto, se adequam satisfatoriamente aos modelos de isoterma de Freundlich e Langmuir. Na Tabela 4.4 estão apresentadas as respectivas constantes.

Tabela 4.4 – Parâmetros das isotermas de Freundlich e Langmuir.

Isoterma T=25°C	Parâmetro	Óleo de coco	Óleo de SA	Mistura de óleos de SA e coco
Freundlich	k(l/g)	0,053	0,062	0,054
	N	1,482	1,414	1,437
	R ²	0,992	0,988	0,985
Langmuir	K	0,022	0,008	0,014
	C _s ^{max} (mg/g)	1735,8	4424,8	2482,0
	R _L	0,963	0,965	0,966
	R ²	0,973	0,989	0,987

A partir da Tabela 4.4 pode-se verificar com base no coeficiente de determinação (R²) que os resultados experimentais do óleo de coco se ajustaram melhor ao modelo de Freundlich enquanto os resultados experimentais do óleo de sementes de abóbora e mistura dos óleos se ajustaram melhor ao modelo de Langmuir. Normalmente os líquidos se adequam melhor ao modelo de Freundlich, mas existem casos de líquidos que se adequam ao modelo de Langmuir. Dotto *et al*, (2011) nos seus estudos de remoção de corantes de soluções aquosas demonstraram a partir do coeficiente de determinação que o modelo de isoterma de Langmuir apresentou melhor ajuste aos dados experimentais de equilíbrio. Baraúna (2006) também obteve o mesmo comportamento no seu estudo sobre o processo de adsorção de pigmentos de óleo vegetal com argilas esmectíticas ácidos-ativadas.

Pode-se observar, também, que tanto o modelo de Freundlich, assim como o de Langmuir, as isotermas são consideradas favoráveis, já que os valores da constante “n” estão entre 1 e 10, e os da constante “R_L” estão entre 0 e 1, podendo-se assim afirmar que a adsorção foi eficaz.

Também da Tabela 4.4 constata-se com base na concentração de saturação (C_s^{max}) que é difícil remover impurezas do óleo de sementes de abóbora, e que o equilíbrio de adsorção é atingindo com a capacidade máxima de 4424,8 mg de óleo/g de argila ativada. Mas quando é adicionado o óleo de coco (mistura dos óleos), as impurezas são removidas com menor concentração de saturação (2482,0 mg de óleo/g de adsorvente).

5. CONCLUSÕES & RECOMENDAÇÕES

5.1. Conclusões

De acordo com o estudo realizado, pode-se concluir que:

- a) Foi possível obter a mistura dos óleos de sementes de abóbora e coco.
- b) A mistura dos óleos brutos de sementes de abóbora e coco não é adequada para consumo humano devido ao elevado índice de acidez, índice de peróxidos e impurezas.
- c) O processo de adsorção reduziu significativamente as impurezas contidas na mistura dos óleos brutos de sementes de abóbora e coco, porém se apresentou mais claro na percentagem de 3,5 de argila activada. E nesta percentagem todos os parâmetros de qualidade encontraram-se dentro do padrão exigido pela legislação Moçambicana, sendo a mistura dos óleos apto para o consumo humano.
- d) Foram traçadas as isotermas de adsorção, apesar de ambos modelos terem sido adequados para o estudo de adsorção, os resultados experimentais da mistura dos óleos de sementes de abóbora e coco se ajustaram melhor ao modelo de Langmuir, sendo considerada isoterma favorável ($R_L=0,97$). Contudo, o equilíbrio foi alcançado com a concentração máxima de 2482,0 mg de óleo/g argila activada.

5.2. Recomendações

Propõe-se para os trabalhos futuros as seguintes sugestões:

- Avaliar quantitativamente a composição de ácidos gordos por cromatografia gasosa da mistura dos óleos de sementes de abóbora e coco de modo a saber de que maneira a mistura destes óleos poderá ser benéfico a saúde humana.
- Estudar o tempo de prateleira da mistura dos óleos de sementes de abóbora e coco.
- Estudar a viabilidade do produto (mistura dos óleos de sementes de abóbora e coco).

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Aboissa (2006). Óleos Vegetais. Soja-Refino de Óleos. Disponível em: <http://www.aboissa.com.br>, Consultado em 10 de Março de 2017.
2. Ania, C. O., Parra, J. B. & Pis, J. J. (2002). Effect of texture and surface chemistry on adsorptive capacities of activated carbons for phenolic compounds removal. *Fuel processing technology*, 77-78, pp. 337-343.
3. ANVISA - Agência Nacional de Vigilância Sanitária. (2005). Resolução RDC n 270. Brasil.
4. Appaiah, P., Sunil, L., Kumar, L. K., & Krishna, A. G. (2014). Composition of Coconut Testa, Coconut Kernel and its Oil. India.
5. Aragão, W. M., Cruz, E. M., Tavares, M., Ribeiro, F. E., Tupinambá, E., Pimentel, S. A. (2004). Teor de gordura e composição de ácidos graxos em polpa de frutos de coqueiro de anão em diferentes idades de maturação. *Revista do Instituto Adolfo Lutz*, 63, pp. 159-167.
6. Araújo, G. S. (2008). Produção de biodiesel a partir de óleo de coco (*Cocos nucifera* L.). Brasil.
7. Araújo, G. S., & Carvalho, R. H. (2009). Produção de Biodiesel a partir de Óleo de Coco (*Cocos nucifera* L.) Bruto. São Paulo, Brasil.
8. Ardabili, A. G. & Farhoosh, R. (2011). Chemical composition and physicochemical properties of Pumpkin seeds (*Curcubita pepo* Subsp. *pepo* Var. *Stryriaka*) grown in Iran. *Agricultural Science and Technology*, 1053-1063.
9. Atkins, P. W., & Paula, J. (2008). Físico-química (8 ed., Vol. 2). (LTC, Ed.) Rio de Janeiro.
10. Azeez, S. (2007). Fatty acid profile of coconut oil in relation nut maturation and season in selected cultivars/hybrids. *British Food*, 109, 272-279.
11. Baraúna, O. S. (2006). Processo de Adsorção de Pigmentos de Óleo Vegetal com Argilas Esmeclíticas Ácido-Ativadas. São Paulo, Campinas, Brasil.
12. Barrera, D., & Arelano, D. (2000). Curso de Química de Lipídeos e Refino de Óleos Vegetais. Laboratório de Óleos e Gorduras – DTA-FEA-UNICAMP.
13. Barros, A. R. (2001). Remoção de íons metálicos em água utilizando diversos adsorventes. Florianópolis: Centro Tecnológico da Universidade Federal de Santa Catarina.
14. Bastos, R. (2013). Influência da água residuária da suinocultura sobre a acidez no óleo do pinhão-manso (*Jatropha Curcas* L.). Universidade Paraíba, João Pessoa.
15. Bechane, V. (2013). Produção de semente de cebola e abóbora. Universidade Mussa Bin Bique.

16. Belmiro, T. C. (2010). Alterações químicas e físicas em grãos de abóbora durante o armazenamento. (R. B. ambiental, Ed.) Brasil.
17. Bobbio, P. A. & Bobbio, F. O. (2001). Química do processamento de alimentos. São Paulo: Varela.
18. Borgo, L. A., & Araújo, W. M. (2005). Mecanismos dos processos de oxidação lipídica (Vol. 19, n.130). São Paulo.
19. Botinestean, C. H., Hădărugă, N. G. & Hădărugă, D. I. (2012). Fatty acids composition by gas chromatography – Mass spectrometry (GC-MS) and most important physical-chemicals parameters of tomato seed oil. *Journal of Agroalimentary Processes and Technol* , 89-94.
20. Brandão, P. C. (2006). Avaliação do uso do bagaço de cana como adsorvente para a remoção de contaminantes derivados do petróleo, de efluentes. Uberlândia: Faculdade de Engenharia Química da UFU.
21. Brasilino, M. (2010). Avaliação da estabilidade oxidativa do biodiesel de Pinhão Manso (*Jatropha curcas* L.) e suas misturas com o diesel. Universidade Federal da Paraíba, João Pessoa.
22. Brennan, J. G. (2006). Food processing handbook. Wiley-VCH Verlag GmbH & Co, KG, Germany.
23. Carandang, E. V. (2006). Health benefits of virgin coconut oil explained (Vol. 31, n.1). Manila: philippine journal of coconut studies.
24. Cardello, H. M., Borghi, A. B., Vila, M. M., & Gonçalves, L. A. (1995). Clarificação convencional do óleo de sementes de algodão (*Gossipium hirsutum*) (Vol. 6). São Paulo: Alimentação e nutrição.
25. Cardoso, D. M., & Gonçalves, A. C. (2012). Caracterização química e física do óleo de coco (*Cocos Nucifera*). Londrina.
26. Carrilho, J., Abbas, M., Júnior, A., Chidassicua, J., & Mosca, J. (2015). Desafios para segurança alimentar e nutrição em Moçambique. Moçambique.
27. Castro, M. M. (2008). Qualidade de sementes de quiabeiro em função da idade e do repouso pós-colheita dos frutos. *Ciência e Agrotecnologia* , pp. 1491-1495.
28. Cecchi, H. M. (2003). Fundamentos teóricos e práticos em análise de alimentos (2 ed.). (UNICAMP, Ed.) Campinas, São Paulo.
29. Chan, E., & Elevitch, C. R. (2006). Species profiles for Pacific island agroforestry.
30. Chaves, J. B., Machado, G. C., & Antoniassi, R. (2006). Composição em ácidos graxos e caracterização física e química de óleos hidrogenados de coco de babaçu. *Revista Ceres*, 55, pp. 463-470.
31. Christie, W. W. (1994). Gas chromatography and lipids. A practical guide. The Oily Press Ltd. Scotland.

32. Clark, H. L. (2010). Remoção de fenilalanina por adsorvente produzido a partir da torta prensada de grãos defeituosos de café. Faculdade de Farmácia da UFMG, Belo Horizonte, MG.
33. CODEX. (1999). Codex Standard for edible fats and oils not covered by individual standards. Rome.
34. Correia, I. M., Araújo, G. S., Paulo, J. B., & De Sousa, M. B. (2014). Avaliação das potencialidades e características físico-químicas do óleo de Girassol (*Helianthus annuus* L.) e Coco (*Cocos nucifera* L.) produzidos no Nordeste brasileiro (Vol. 10, n.3). Brasil.
35. Crini, G. & Badot, P. M. (2008). Application of chitosan, a natural aminopolysaccharide, for dye removal from aqueous solutions by adsorption processes using batch studies: A review of recent literature. *Progress in Polymer Science* , 33 (4), 399-447.
36. Da Rocha, O. R., Do Nascimento, G. E., Campos, N. F., Da Silva, V. L., & Duarte, M. M. (2012, Junho 15). Avaliação do processo adsorção utilizando mesocarpo de coco verde para a remoção do corante cinza reativo BF-2R. 35, pp. 1369-1374.
37. Dayrit, C. S. (2005). The truth about coconut oil: The drugstore in a bottle. *Anvil Publishing* . Philippines.
38. De Castro, H. (2009). Processos químicos industriais II: Óleos e gorduras. Escola de Engenharia de Lorena, São Paulo.
39. De Sousa, V. R. (2012). Extração e caracterização de óleo de sementes de frutos. Universidade do Algarve.
40. Del-vechio. (2004). Efeito do processamento de sementes de abóbora (*Cucurbita* spp) sobre o nível de nutrientes e antinutrientes. Brasil.
41. Do Nascimento, R. F., De Lima, A. C., Vidal, C. B., Melo, D. Q., & Raulino, G. S. (2014). Adsorção: aspectos teóricos e aplicações ambientais. (UFC, Ed.) Fortaleza, Brasil.
42. DNI. (2016). Produção do óleo alimentar vegetal. Moçambique.
43. Dotto, G. L., Vieira, M. L., Gonçalves, J. O., & Pinto, L. A. (2011). Remoção dos corantes azul brilhante, amarelo crespúsculo e amarelo tartrazina de soluções aquosas utilizando carvão activado, terra ativada, terra diatomácea, quitina e quitosana: Estudos de equilíbrio e termodinâmica (Vol. 34, n.7). (Q. nova, Ed.), p. 1193-1199.
44. Dumont, M. J. (2007). Soap Stock and Deodorizer Distillates from North American Vegetable Oils: Review on their Characterization, Extraction and Utilization. *Food Research International*, 40, pp. 957-974.
45. El-Adawy, T. A. (2000). Characteristics and Composition of Different Seed Oils and Flours. *Food Chemistry* , pp. 47-54.
46. Erickson, M. C. (1997). Quality in Frozen Food. Chapman & Hall.

47. Figueredo, G. P., Pereira, A. I., & Da Silva, J. W. (2014). Clarificação de óleos vegetais com argilas esmectitas: uma revisão. *Acta Tecnológica*, 9, pp. 63-68.
48. Firestone, D., & Reina, R. J. (1996). Authenticity of Vegetable Oils. In: Arshurst PR, Dennis MJ. *Food Authentication. Academic & Professional*, pp. 198-246.
49. Freire, D. B. (2002). Controlo de qualidade de óleos vegetais comercializados na região de grande Porto. Universidade do Porto.
50. Fruhwirth, G. O., & Hermetter, A. (2007). Fluorescence screening of antioxidant capacity in pumpkin seed oils and other natural oils. *European Journal of Lipid Science and Technology*, Weinheim.
51. Galvão, L. P. (2007). Avaliação termoanalítica da eficiência de antioxidantes na estabilidade de biodiesel de mamona. UFRN: Natal, Programa de pós Graduação em Química.
52. Gopala, K. A., Raj, G., Bhatnagar, A. S., Prasanth, K. P., & Chandrashekar, P. (2010). Coconut oil: chemistry, production and its applications: *a review*, 3, pp. 15-27.
53. Haghseresht, F., Nouri, S., Finnerty, J. J., & Lu, G. Q. (2002). Effects of Surfaces Chemistry on Aromatic Compound Adsorption from Dilute Aqueous Solutions by Activated Carbon. *Journal of Physical Chemistry*, 106, pp.10935-10943.
54. Hamilton, R. J. & Hamilton, S. (1992). Lipid analysis. A practical approach. New York, Oxford University Press Inc.
55. Howes, P. D., Stemo, P., Shaw, & Wright, F. B. (1994). La función de las Tierras de Blanqueo en el Processamiento da Aceites Comestibles; *Aceites e Graxas*, pp. 61-66.
56. Instituto Adolfo Lutz. (2008). Normas Analíticas do Instituto Adolfo Lutz. v. 1: Métodos químicos e físicos para análise de alimentos (1 ed.). São Paulo: IMESP.
57. INNOQ. (2007). Óleos e gorduras alimentares não cobertos por normas individuais (1 ed.).
58. Jitputti, J., Kitiyanan, B., Rangsunvigit, P., Bunyakiat, K., Attanatho, L., & Jenvanitpanjakul, P. (2006). Transesterification of crude palm kernel oil and crude coconut oil by different solid catalysts. *Chemical Engineering Journal*, 116, p. 61-66.
59. Jorge, N. (2009). Química e Tecnologia dos Óleos vegetais. (C. académica, Ed.) São Paulo.
60. Jorge, N. & Luzia, D. M. M. (2012). Caracterização do óleo das sementes de *Pachira aquatica* Aublet para aproveitamento alimentar (Vol. 1, n.32). (A. Amazonica, Ed.).
61. Kamm, W., Dionisi, F., Hischenhuber, C., & Engel, K. (2001). Authenticity Assessment of Fats and Oils. (F. R. International, Ed.), pp. 249-290.
62. Kazmi, A. (2012). Advanced Oil Crop Biorefineries. *Royal Society of Chemistry*.

63. Kulkarni, A. S., More, V. I., & R., K. R. (2012). Composition and lipid classes of orange, tomato and pumpkin seed oils of Vidarbha region of Maharashtra. *Journal of Chemical and Pharmaceutical Research*, 4, pp. 751-753.
64. Kumar, A., & Sharma, S. (2008). An evaluation of multipurpose oil seed crop for industrial uses (*Jatropha curcas* L): a review, 28. *Industrial Crops and Products*.
65. Laureles, L. R. (2002). Variability in fatty acid and triacylglycerol composition of oil of coconut (*Coconut nucifera* L.) hybrids and their parentals. *J. Agric. Food Chem.*
66. Lawson, H. (1999). *Aceites y Grasas Alimentarios – Tecnología, Utilización y Nutrición*. Acribia.
67. Lawson, H. (1985). *Standards for fats and oils*. *Avi Publishing Company, Inc. A. L. J*, 5.
68. Lazos, E. S., Tsakins, J., & Bante, M. (1995). Changes in pumpkin seed oil during heating. *Grasas y Aceites*, 46, pp. 233-239.
69. Lee, D., Noh, B. S., Bae, S. Y., & Kim, K. (1998). Characterization of Fatty Acids Composition in Vegetable Oils by Gas Chromatography and Chemometrics. (A. C. Acta, Ed.), pp. 163-175.
70. Lima, N. S. (2003). *Recuperação de rejeitos da clarificação de óleos vegetais por dessorção/extracção*. Recife.
71. Lobo, P., & Ferreira, S. (2009). *Biodiesel: Parâmetros de qualidade e métodos analíticos*. (Q. nova, Ed.) Brasil.
72. Lopes, K. S. (2008). *Avaliação da Etapa de Clarificação do Óleo de Soja através de Planeamento Composto Central e Investigação do Potencial de Melhoria Energética no Processamento da Soja*. Curitiba, Brasil.
73. Luthria, D. L. (2004). *Oil Extraction and Analysis. Critical Issues and Comparative Studies*. AOCS Press.
74. Machado, G. C., Chaves, J., & Antoniassi, R. (2006). *Composição em Ácidos Graxos e Caracterização Física e Química de Óleos Hidrogenados de coco Babaçu*. *Revista Ceres*.
75. Maher, K. D., & Bressler, D. C. (2007). Pyrolysis of triglyceride materials for the production of renewable fuels and chemicals. (B. Technology, Ed.), pp. 2351-2368.
76. Mandarino, J. M., & Roessing, A. C. (2001). *Tecnologia para Produção de Soja: Descrição das Etapas, Equipamentos, Produtos e Subprodutos* (1 ed.). Londrina, Brasil.
77. Marina, A. M., Che man, Y. B., Nazimah, S. A., & Amin, I. (2009). Chemical properties of virgin coconut oil. *Champaign: Journal of the American Oil Chemists'*, 86, 301-307.
78. Masuchi, M. H., Celeghini, R. M., & Gonçalves, L. G. (2008). *Quantificação de TBHQ (Terc Butil Hidroquinona) e Avaliação da Estabilidade Oxidativa em Óleos de Girassol Comercial*. (R. Q. Nova, Ed.), 31, pp. 1053-1057.

79. MCNET. (2016). Importação do óleo alimentar vegetal. Moçambique.
80. Mello, L. D., & Pinheiro, M. F. (2012). Aspectos físico-químicos de azeites de oliva e de folhas de oliveira provenientes de cultivares do RS, 23, 537-548, Brasil.
81. Melo, M. A. (2010). Avaliação das propriedades de óleos vegetais visando a produção de biodiesel. (J. Pessoa, Ed.) Brasil.
82. Mitra, P., Ramaswamy, H. S., & Chang, K. S. (2009). Pumpkin (*Cucurbita maxima*) seed oil extraction using supercritical carbon dioxide and physicochemical properties of the oil. *Journal of Food Engineering*, 208-213.
83. Moreira, D. R. (2010). Desenvolvimento de adsorventes naturais para tratamento de efluentes de galvanoplastia. Universidade Católica do Rio Grande do Sul, Brasil.
84. Moretto, E., & Fett, R. (1998). Óleos e Gorduras Vegetais-Processamento e Análises (2 ed.). (UFSC, Ed.), 153, Florianópolis, Brasil.
85. Moretto, E. *et al.* (2002). Óleos e gorduras. 107-127, Florianópolis: UFSC.
86. Murkovic, M., & Pfannhauser, W. (2000). Stability of pumpkin seed oil. *European Journal of lipid science and technology*, 110, 637-644.
87. Nakavoua, A., Mampouya, D., Loumouamou, A., Silou, T., Chalard, P., Guyot, et al. (2011). Compared ageing of oil from *Cucurbita pepo* in two different storage conditions. (A. J. Technology, Ed.), p.p 132-143.
88. Neto, N. S. (2013). Caracterização química e físico-química do Óleo de coco extra virgem (*cocos nucifera* L.). Campinas, Brasil.
89. Netz, P. A. (2002). Fundamentos de Físico-Química: Uma abordagem conceitual para as ciências farmacêuticas. Porte Alegre: Artmed.
90. Nielzen, S. S. (2010). Food Analysis (4 ed.). Springer Science + Business Media, LLC.
91. NMCE. (2007). Report on copra. National multi-commodity exchange of India limited.
92. Norris, F. A. (1982). Bailey's industrial oil and fats products (4 ed., Vol. 2). John Wesley and Sons.
93. O'Brien, R. D. (2004). Fats and oils - Formulation and processing for application, pp.592, Boca Raton, Florida: CRC Press.
94. Oetterer, M., Regitano-D'ar, M. A., & Spoto, M. H. (2006). Fundamentos de ciência e tecnologia de alimentos. São Paulo: Manole, Barueri.
95. Oliveira, C. G. (2001). Proposta de modelagem transiente para a clarificação dos óleos vegetais - experimentos cinéticos e simulação do processo Industrial. Florianópolis, Brasil.
96. Ordóñez, J. A. (2005). Tecnologia de alimentos: componentes dos alimentos e processos, 1, 33-49, Porto Alegre: Artmed.

97. Patel, S. (2013). Pumpkin (*Cucurbita* sp.) Seeds as nutraceutic: a review on status quo and scopes. *Mediterranean Journal of Nutrition and Metabolism*, 183-189.
98. Pereira, N. R. (2010). Estudos oleoquímicos e obtenção de ésteres metílicos e etílicos a partir do óleo do *Dipteryx ala vog* (baru). Universidade Federal de Uberlândia.
99. Perruzo, L. C. (2003). Influência de agentes auxiliares na adsorção de corantes de efluentes da indústria têxtil em colunas de leito fixo. Centro Tecnológico da Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis.
100. Porpino, K. P. (2009). Biossorção de Ferro (II) por casca de caranguejo *Ucides cordatus*. Universidade Federal da Paraíba, João Pessoa.
101. Ramalho, H. F., & Suarez, P. A. (2012). A Química dos Óleos e Gorduras e seus Processos de Extração e Refino, 5, 2-15.
102. Ramalho, V. C., & Jorge, N. (2006). Antioxidantes utilizados em óleos, gorduras e alimentos gordurosos , 29, 755-760 (Q. Nova, Ed.).
103. Ramallo, L. A., & Mascheroni, R. H. (2012). Quality Evaluation of Pineapple Fruit During Drying Process. *Food and Bioproducts Processing*, pp. 275-283.
104. Reda, S. Y., & Carneiro P. I. B. (2007). Óleos e Gorduras: Aplicações e Implicações. (R. Analytica, Ed.)
105. Reda, S. Y. (2004). Estudo comparativo dos óleos vegetais submetidos a estresse térmico. Universidade Estadual de Ponta Grossa, Ponta Grossa.
106. Ribeiro, C. (1988). Manual Técnico de Extração de Óleos . Maputo.
107. Ribeiro, E. P., & Seravalli, E. A. (2004). Química de alimentos. São Paulo: Edgard Blücher Ltda.
108. Rocha, L. M., & Portela, J. V. (2014). Estudo dos parâmetros de qualidade dos óleos de coco babaçu produzidos artesanalmente na cidade de santo António dos Milagres –PI.
109. Rosseto, R. E., Santos, R. F., Secco, D. B., De Souza, S. N., Chaves, L. I., & Fornasari, C. H. (2012). Efeito da secagem na extração de óleos em plantas com potencial energético.
110. Salame, I. I., & Baandorz, J. T. (2003). Role of surface Chemistry in adsorption of phenol on activated carbons. *Journal of colloids and interface science*, 264, 307-312.
111. Santana, I. A. (2012). Avaliação química e funcional de polpa de coco verde e aplicação de gelado comestível. São Caetano do Sul, São Paulo.
112. Sant'anna, L. C. (2005). Avaliação da composição química da semente de abóbora (*Cucurbita pepo*) e do efeito do seu consumo sobre o dano oxidativo hepático de ratos (*Rattus norvegicus*). Florianópolis, Brasil.

113. Sarikaya, Y. (1994). Blanqueo de Aceites Vegetables y Tierras de Blanqueo, *Aceites y Graxas*, pp. 69-72.
114. Schmal, M. (2010). Cinética e reatores: aplicação na engenharia química.
115. Schneider, E. L. (2008). Adsorção de compostos fenólicos sobre carvão ativado. Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Toledo.
116. Souza, C. D. (2002). Regeneração térmica de Argilas Comerciais para Reutilização na Clarificação do Óleo de Soja. Florianópolis, Universidade Federal de Santa Catarina, Brasil.
117. Tavares, C. R., Veit, M. T., Cossich, E. S., Gomes-Da-Costa, S. M., & Gonzales, A. M. (2003). Isotermas de Adsorção de Cobre (II) sobre Biomassa Fúngica Morta. Rio de Janeiro, Brasil.
118. Taylor, D. R., Jenkins, D. B., & Ungermann, C. B. (1989). Bleaching with Alternative Layered Minerals: A Comparison with Acid-activated Montmorillonite for Bleaching Soybean Oil, *J. Am. Chem.Soc.*, 66, 45-49.
119. Teddy, M. F. (2012). Balanço de massas do processo de extração do óleo da polpa e da amêndoa da macaúba por prensagem (Vol. 1). Salvador: Rede Brasileira de Tecnologia em Biodiesel.
120. Teixeira, P. L. (2013). Caracterização física do óleo e grãos de abóbora (*Curcubita moschata*) objetivando a produção do biocombustível.
121. Tofanini, A. J. (2004). Controle de qualidade dos óleos comestíveis. Universidade Federal de Santa Catarina. Florianópolis, Brasil.
122. Torralvo, F. A. (2007). Fundamentos teóricos y procedimientos de las prácticas, pp. 33-59.
123. Tsaknis, J., Lalas, S. & Lazos, E. S. (1997). Characterization of crude and purified pumpkin seed oil: *Grasas y Aceites*, 48, pp. 267-272. Athens, Greece.
124. Uieara, M. (2003). Lipídeos. Departamento de Química, UFSC.
125. Veronezi C. M. & Jorge, N. (2010). Aproveitamento de Sementes de Abóbora (*Cucurbita sp*) como Fonte Alimentar. *Revista Brasileira de Produtos Agroindustriais*.
126. Veronezi, C. M. (2011). Avaliação da composição química de óleos extraídos de sementes de abóbora (*Cucurbita sp*). São José do Rio Preto.
127. Wiesman, Z. (2009). Desert olive oil cultivation - Advanced biotechnologies.(E. Academic Press, Ed.)

APÊNDICES

Apêndice 1 – Preparação de soluções

Solução de clorofórmio-ácido acético 2+3 (v/v)

Em duas provetas, mede-se 200 ml de clorofórmio e 600 ml de ácido acético. Mistura-se e homogeneiza-se. Armazena-se em frasco âmbar.

Solução saturada de iodeto de potássio

Em um tubo de ensaio, adiciona-se iodeto de potássio em 10ml de água destilada, até a saturação do reagente, representado pela formação de um precipitado mesmo sobre agitação. Esse reagente deve ser preparado no dia de ensaio.

Solução de tiosulfato de sódio 0,1M

Pesa-se cerca de 25g de $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$ em um béquer de 500ml, dissolve-se com água destilada previamente fervida e fria. Transfere-se para um balão volumétrico de 1000 ml e completa-se o volume.

Solução indicadora de amido 1% (m/v)

Em uma proveta, mede-se 40 ml de água. Dissolve-se 0,5 g em um béquer, aquece-se até a dissolução completa do amido e transfere-se para o balão de 50 ml, avolumando com água destilada. Armazena-se em frasco a temperatura ambiente.

Apêndice 2 – Resultados físico-químicos dos óleos.

Tabela A2. 1 – Viscosidade cinemática dos óleos.

%argila activada	Óleo de coco (mm ² /s)	Óleo de SA (mm ² /s)	Mistura de óleos de SA e coco
0	34,805 ± 0,381	53,947 ± 0,797	45,093 ± 0,143
0,5	31,142 ± 0,289	52,955 ± 0,143	42,110 ± 0,287
1,5	30,558 ± 0,1444	51,301 ± 0,143	40,783 ± 0,144
2,5	26,715 ± 0,205	50,639 ± 0,248	38,710 ± 0,000
3,5	21,669 ± 0,154	49,398 ± 0,430	36,384 ± 0,144

Tabela A2. 2 – Índice de refração.

%argila activada	Óleo de coco (mm ² /s)	Óleo de SA (mm ² /s)	Mistura de óleos de SA e coco
0	1,4483 ± 0,0000	1,4660 ± 0,0000	1,4571 ± 0,0000
0,5	1,4483 ± 0,0000	1,4651 ± 0,0000	1,4568 ± 0,0000
1,5	1,4483 ± 0,0000	1,4652 ± 0,0000	1,4571 ± 0,0000
2,5	1,4481 ± 0,0000	1,4651 ± 0,0000	1,4574 ± 0,0000
3,5	1,4480 ± 0,0000	1,4645 ± 0,0000	1,4569 ± 0,0000

Tabela A2. 3 – Índice de acidez.

%argila activada	Óleo de coco (mm ² /s)	Óleo de SA (mm ² /s)	Mistura de óleos de SA e coco
0	8,642 ± 0,322	3,737 ± 0,195	4,580 ± 0,099
0,5	4,330 ± 0,136	1,908 ± 0,102	2,792 ± 0,199
1,5	2,583 ± 0,189	1,437 ± 0,092	2,05 ± 0,104
2,5	1,064 ± 0,116	0,854 ± 0,105	0,799 ± 0,001
3,5	0,598 ± 0,002	0,530 ± 0,116	0,396 ± 0,574

Tabela A2. 4 – Índice de peróxidos.

%argila activada	Óleo de coco (mm ² /s)	Óleo de SA (mm ² /s)	Mistura de óleos de SA e coco
0	1,984 ± 0,002	12,577 ± 1,057	10,590 ± 1,071
0,5	1,665 ± 0,576	11,996 ± 0,002	9,991 ± 0,008
1,5	1,332 ± 0,578	9,300 ± 1,150	8,987 ± 0,996
2,5	0,999 ± 0,000	7,992 ± 0,007	7,991 ± 0,001
3,5	0,999 ± 0,001	7,985 ± 0,004	7,323 ± 0,574

Apêndice 3 – Adsorção dos óleos.

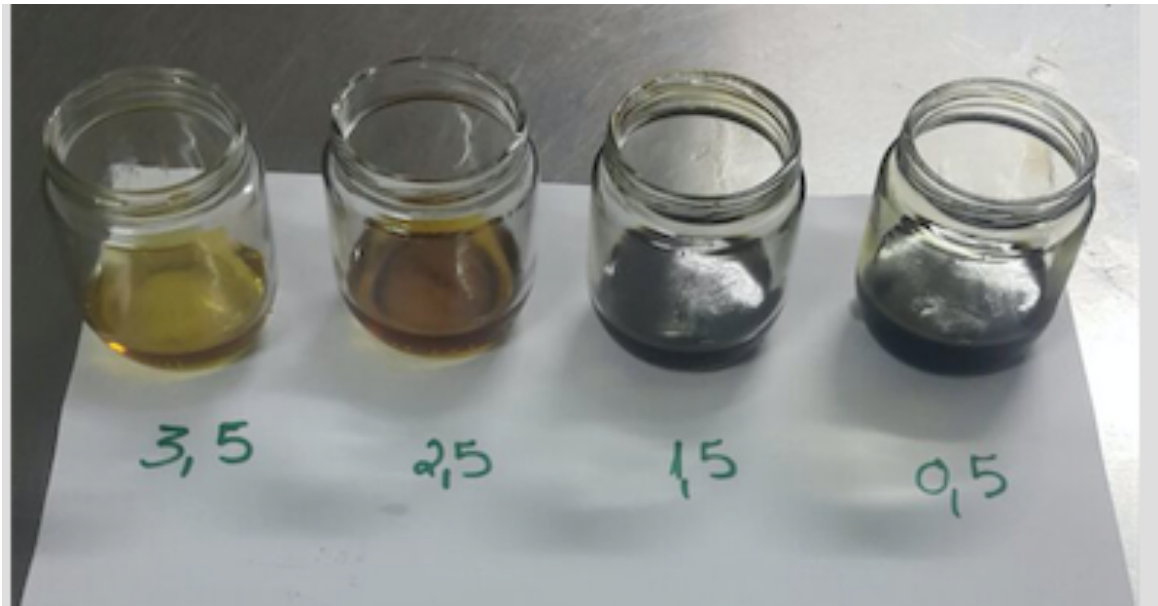


Figura A3. 1 – Adsorção do óleo de sementes de abóbora.

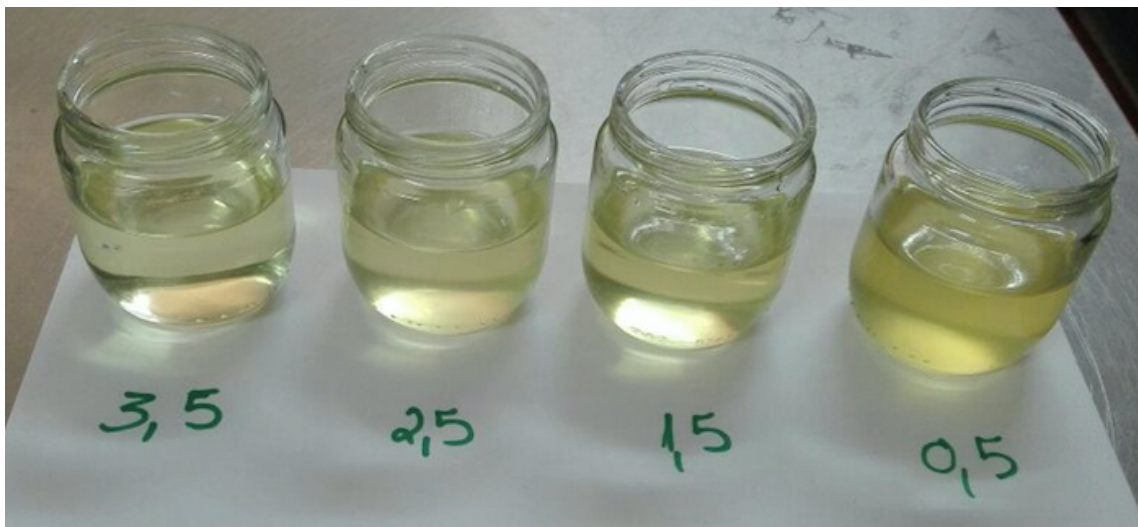


Figura A3. 2 – Adsorção do óleo de coco.