



**UNIVERSIDADE  
EDUARDO MONDLANE**



**FACULDADE CIÊNCIAS  
DEPARTAMENTO DE QUÍMICA**

**ESTÁGIO LABORAL**



**Estudos das propriedades físico-químicas do óleo e Farelo de coco extraído pelo método tradicional. Caso: províncias de Inhambane e Nampula.**

**AUTORA:** João, Nelma Catarina

Maputo, Abril de 2017



**UNIVERSIDADE  
EDUARDO MONDLANE**



**FACULDADE CIÊNCIAS  
DEPARTAMENTO DE QUÍMICA**

**ESTÁGIO LABORAL**



**Estudos das propriedades físico-químicas do óleo e Farelo de coco extraído pelo método tradicional. Caso: províncias de Inhambane e Nampula.**

**AUTORA:** João, Nelma Catarina

**SUPERVISORA:** Prof<sup>a</sup>. Doutora Tatiana Kuleshova

**CO-SUPERVISOR:** Eng. Amílcar Gouveia

Maputo, Abril de 2017

## **DEDICATÓRIA**

Ao meu filho **Christian de Jesus** presente de Deus na minha vida, recebido durante a formação;

Ao meu esposo **Anésio Langa**, pelo apoio incondicional, encorajamento, incentivo nos momentos difíceis, pelo amor verdadeiro e responsável pela minha formação académica;

Aos meus pais **João Ernesto João e Joana Francisco**, pelo amor, suporte e dedicação em todos os momentos da minha vida.

## **AGRADECIMENTOS**

Em primeiro lugar agradeço ao maravilhoso senhor Deus por me conceder a vida, e também por pôr ao meu redor todos que irei mencionar ao longo destes agradecimentos.

Endereço os meus sinceros agradecimentos à minha supervisora **Prof<sup>a</sup>. Doutora Tatiana Kuleshova** pelos valiosos ensinamentos, sua especial orientação, paciência, amizade e atenção dispensada.

Ao meu co-supervisor Eng. Amílcar Gouveia, pelos ensinamentos durante o estágio no LNHA. À **Prof<sup>a</sup>. Doutora Fung Dai Kin** pela revisão e correcção do trabalho.

Ao Departamento de Química, Professores, funcionários, estudantes, pelos ensinamentos, amizade e parceria por eles oferecidos. Ao dr. João José Macuacua, pela amizade, e a todos que directa ou indirectamente fizeram parte deste trabalho para que este se tornasse uma realidade. O meu muito obrigado.

Ao LNHA pela autorização do estágio e a realização deste trabalho. Aos funcionários deste laboratório a Sr.<sup>a</sup> Anabela Langa, Sr.<sup>a</sup> Marta Gove, Sr.<sup>a</sup> Miséria Matsinhe, Sr. António Dima, Eng. Amílcar Gouveia, aos meus colegas de estágio Mércia Come, João Sambo, Basílio Rungo, António Nhapossa pelos conhecimentos transmitidos, apoio e participação neste trabalho.

Aos meus colegas do curso e amigos em especial ao dr. Pérsio João, dr<sup>a</sup> Onízia Cumbana, dr. Vasco Cossa, Mércia Come, João Sambo, Sónia Desma, pelo companheirismo ao longo do curso.

À minha prima Adércia João e à minha mãe Joana Francisco pela parceria na recolha de matéria-prima para amostra e sua preparação. Agradeço ao meu esposo pelo amor incondicional, paciência e o por ter partilhado os momentos mais difíceis da minha vida. Aos meus pais em especial a minha mãe Joana Francisco, e aos meus sogros por estarem sempre presentes nos momentos que mais precisei. Aos meus irmãos Olanda João, Ildo João, Pérsio João, Cenóbio João, Líria João e à minha cunhada Aicida Machava, pelo apoio moral e por terem servido como espelho na minha formação académica, que Deus vos abençoe.

**DECLARAÇÃO DE HONRA**

Eu Nelma Catarina João, declaro por minha honra que o presente trabalho de licenciatura foi concebido no Departamento de Química e desenvolvido no estágio laboral por mim e que nunca foi apresentado na sua essência para obtenção de qualquer grau e que ele constitui o resultado da minha investigação pessoal, estando no texto e na bibliografia as fontes utilizadas.

Maputo, Abril de 2017

---

(Nelma Catarina João)

## **RESUMO**

Óleos e gorduras virgens são gorduras vegetais comestíveis e óleos obtidos sem alterar a sua natureza através de procedimentos mecânicos, por exemplo, expelindo ou prensando e somente por aquecimento. Eles podem ser purificados lavando com água e decantando, filtrados e centrifugados. No presente trabalho de estágio laboral fez-se a extracção tradicional do óleo no coco e tinha como objectivo estudar as propriedades físico-químicas do óleo de coco e Farelo proveniente das províncias de Inhambane e Nampula. Usaram-se os parâmetros humidade, índice de acidez, índice de peróxidos, índice de iodo, índice de saponificação, impurezas e reacção de kreiss para avaliar a qualidade do óleo e cinzas, sais minerais de fósforo, ferro, potássio e sódio, proteína e gordura para avaliar a qualidade do farelo. De seguida foi feita a análise estatística e considerando o nível de confiança de 95% tendo sido calculados a média, desvio padrão e coeficiente de variação para avaliar a precisão dos métodos usados. Os resultados obtidos foram seguintes. Para o óleo de coco: humidade 0,17 ( $\pm$  0,01)% para INH, e 0,33 ( $\pm$  0,07)% para NP, índice de acidez 1,51 ( $\pm$  0,04) e 1,30 ( $\pm$  0,03)mg KOH/g de óleo para INH e NP, índice de peróxidos 6,38 ( $\pm$  0,06) e 2,49 ( $\pm$  0,00)mEq.O<sub>2</sub>/Kg de óleo para INH e NP, índice de iodo 7,92 ( $\pm$  0,34) e 9,95 ( $\pm$  0,80)mg/g para INH e NP, índice de saponificação 253,20 ( $\pm$  1,90) e 270,74 ( $\pm$  1,05)mg/g para INH e NP, e impurezas com o valor de 0,09 ( $\pm$  0,00) e 0,13 ( $\pm$  0,00)% para INH e NP respectivamente. Os resultados obtidos encontram-se dentro de padrões, excepto a humidade e o índice de saponificação do óleo do coco de Nampula que se encontram fora dos padrões. Para o farelo de coco foram determinados os parâmetros qualidade tais como: humidade 59,93 ( $\pm$  0,04) e 65,41 ( $\pm$  0,01)% para INH e NP, na determinação de sais minerais foram obtidos os seguintes valores: P: 0,01 ( $\pm$  0,00)% para INH e P: 0,01 ( $\pm$  0,00)% para NP; Fe: 1480,65 ( $\pm$  5,98)mg/100g; Na: 823,82 ( $\pm$  6,38)mg/100g; K: 262,83 ( $\pm$  0,00)mg/100g para INH, e Fe: 1304,44 ( $\pm$  16,86)mg/100g; Na: 624,83 ( $\pm$  6,38)mg/100g; K: 149,42 ( $\pm$  0,00)mg/100g para NP. Para o teor de proteína obteve-se 7,35 ( $\pm$  0,00)% para INH, e 7,86 ( $\pm$  0,57)% para NP, e para o teor de gordura obteve-se 59,52 ( $\pm$  0,06)% e 54,41 ( $\pm$  0,35)% para INH e NP respectivamente. Estes parâmetros de qualidade não foram comparados com padrões porque na bibliografia analisada esta informação está ausente.

## **GLOSSÁRIO**

- ADC** - Câmara de Desenvolvimento Automático
- AGCC** - Ácidos Gordos de Cadeia Curta
- AGCM** - Ácidos Gordos de Cadeia Média
- BOD** - Demanda Bioquímica do Oxigénio
- COD** - Demanda Química do Oxigénio
- CODEX** - Código Alimentar
- FAO** - Fundo das Nações Unidas para Alimentação e Agricultura
- FPLM** - Forças Populares da Libertação de Moçambique
- HDL** - Lipoproteína de Alta Densidade
- HIV** - Vírus de Imunodeficiência Humana
- IMC** - Índice de Massa Corporal
- INH** - Inhambane
- m.eq** - milequivalentes
- LDL** - Lipoproteína de Alta Densidade
- LNHAA** - Laboratório Nacional de Higiene de Águas e Alimentos
- MISAU** - Ministério da Saúde
- NP** - Nampula
- OMS** - Organização Mundial da Saúde
- PB** - Proteína Bruta
- PNS** - Philippine National Standards
- RBD** - Refinação Branqueamento e Desodorização
- SIDA** - Síndrome de Imunodeficiência Adquirida
- TCM** - Triglicéridos de Cadeia Média
- ULDL** - Lipoproteína de Muito Baixa Densidade

## **ÍNDICE GERAL**

DEDICATÓRIA .....	i
AGRADECIMENTOS .....	ii
DECLARAÇÃO DE HONRA.....	iii
RESUMO.....	iv
GLOSSÁRIO .....	v
ÍNDICE DE FIGURAS.....	xi
1. INTRODUÇÃO.....	1
1.1. Perguntas de pesquisa.....	1
1.2. Justificativa da escolha do tema.....	2
1.3. Objectivos.....	2
1.3.1. Objectivo geral.....	2
1.3.2. Objectivos específicos .....	3
1.4. Descrição do local de Estágio. ....	3
1.5. Metodologia .....	5
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA .....	6
2.1. Histórico .....	6
2.2. Óleo de coco.....	7
2.2.2. Composição química do óleo de coco.....	9
2.3. Produção de coco .....	10
2.3.1. Solos .....	10

2.3.2. Doenças do coqueiro .....	11
2.3.3. Colheita e comercialização.....	12
2.4. Farelo de coco .....	12
2.5. Estudo das propriedades físico-químicas .....	14
Método de determinação de proteínas.....	17
3. PARTE EXPERIMENTAL.....	19
3.1. Método tradicional de extração do óleo .....	19
3.2. Determinação de índice de humidade .....	23
3.3. Determinação de índice de acidez.....	23
3.4. Determinação de índice de peróxidos .....	24
3.5. Determinação de índice de iodo .....	25
3.6. Determinação de índice de saponificação .....	26
3.7. Determinação de impurezas .....	27
3.8. Determinação de cinza bruta (LNHAA 2012) .....	28
3.9. Determinação de sais minerais (LNHAA 2012) .....	29
3.9.1. Determinação de ferro .....	29
3.9.2. Determinação de sódio (LNHAA 2012).....	30
3.9.3. Determinação de potássio (LNHAA, 2012) .....	31
3.9.4. Determinação de fósforo (LNHAA, 2012).....	31
3.11. Determinação de gordura .....	34
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	35

4.1. Óleo de coco.....	35
4.1.1. Resultados de determinação de humidade e material volátil.....	35
4.1.2. Resultados de determinação de índice de acidez.....	36
4.1.3. Resultados de determinação de índice de peróxidos .....	36
4.1.4. Resultados de determinação de índice de iodo .....	37
4.1.5. Resultados de determinação de índice de saponificação .....	37
4.1.6. Resultados de determinação de impurezas .....	38
4.1.7. Reacção de kreiss.....	38
4.2. Farelo de coco .....	39
4.2.1. Resultados de determinação de humidade.....	39
4.2.1. Resultados de determinação de sais minerais .....	39
4.2.2. Resultados de determinação de proteína.....	40
4.2.3. Resultados de determinação de gordura .....	40
4.3. Discussão geral.....	41
5. CONCLUSÕES E RECOMENDAÇÕES .....	42
5.1. Conclusões .....	42
5.2. Recomendações .....	43
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	44
ANEXOS .....	A

## **ÍNDICE DE TABELAS**

Tabela 1: Concentração de ácidos gordos no óleo de coco .....	10
Tabela 2: Materiais e reagentes usados no acto da realização do trabalho .....	22
Tabela 3: Resultados da percentagem de água nas amostras de óleo de coco de INH e NP .....	35
Tabela 4: Resultados de índice de acidez nas amostras de óleo de coco de INH e NP .....	36
Tabela 5: Resultados de índice de peróxidos nas amostras de óleo de coco de INH e NP.....	36
Tabela 6: Resultados de índice de iodo nas amostras de óleo de coco de INH e NP .....	37
Tabela 7: Resultados de índice de saponificação nas amostras de óleo de coco de INH e NP ....	37
Tabela 8: Resultados de impurezas nas amostras de óleo de INH e NP.....	38
Tabela 9: Resultados de humidade nas amostras de farelo de coco de INH e NP.....	39
Tabela 10: Valores obtidos na determinação de sais minerais do farelo de Inhambane.....	39
Tabela 11: Valores obtidos na determinação de sais minerais do farelo de Nampula.....	39
Tabela 12: Valores obtidos na determinação de proteína de INH e NP .....	40
Tabela 13: Valores obtidos na determinação de gordura de INH e NP .....	40
Tabela 14: Resultados dos parâmetros analisados em comparação com os padrões existentes. ..	41
Tabela IA: Massa das amostras de óleo para humidade, acidez, peróxidos, iodo, saponificação e impurezas .....	A
Tabela IIA: Volume gasto da solução titulante na titulação de acidez, peróxidos, iodo e saponificação.....	A
Tabela IIIB: Volume gasto da solução de éter na determinação de impurezas .....	B
Tabela IVB: Massa das amostras de farelo de coco para determinação de cinzas, gordura e proteína .....	B

Tabela VB: Volume gasto da solução titulante na titulação da proteína .....	B
Tabela VIB: Peso dos cadinhos e balões vazios usados nas cinzas e gordura.....	B
Tabela VIIB: Massa de amostras de farelo de coco para determinação humidade .....	B
Tabela VIIC: Valores obtidos na determinação de teor de ferro.....	C
Tabela IXC: Valores obtidos na determinação de teor de fósforo.....	C
Tabela XC: Valores obtidos na determinação de teor de sódio .....	C
Tabela XIC: Valores obtidos na determinação de teor de potássio .....	C
Tabela XIID: Valores de teores de proteína e gordura .....	D
Tabela XIID: Valores de teores de amostras de óleo para humidade, acidez, peróxidos, iodo, saponificação e impurezas .....	D
Tabela XIVD: Valores de teor de humidade de farelo de coco .....	D

## **ÍNDICE DE FIGURAS**

Figura 1: Localização do LNHA	4
Figure 2:A e B - Imagens de representação da doença anel-vermelho do coqueiro	11
Figura 3: A- Imagem de representação de lixa grande e pequena B- Queima das folhas	12
Figura 5: Extracção do coco	19
Figura 6: Processo de secagem	20
Figura 7: Coco ralado após a secagem	20
Figura 8: Extracção do leite	21
Figura 9: Extracção do óleo	21
Figura 10: A e B- Imagem de estufa de secagem C- Imagem balança analítica e exsicador	23
Figura 11: Imagem de erlenmeyer contendo uma amostra titulada com hidróxido de sódio a 0,1N	24
Figura 12: A- Erlenmeyer contendo a solução com cor azul-escura após a adição do indicador amido B- Cor amarela esbranquiçada após a titulação	25
Figura 13: A- Erlenmeyer contendo a solução antes da titulação B- Erlenmeyer contendo solução incolor depois da titulação	26
Figura 14: Esquema de montagem de um refrigerante para aquecimento	27
Figura 15: A- Balão contendo a solução amarela antes e depois da titulação, B- Balão contendo solução rosa depois da adição da fenolftaleína	27
Figura 16: A- Carbonização no bico de Bunsen, B- Incineração na Mufla	29
Figura 17: A- Fotómetro de chama, B- Espectrofotómetro	32
Figura 18: A- Imagem de um mineralizador, B- Imagem de um destilador	33
Figura 19: A- Banho-maria, B- Evaporador Rotativo	34

Figura IA: Gráfico do parâmetro analisado de índice de humidade .....	I
Figura IIA: Gráfico do parâmetro analisado de índice de acidez .....	I
Figura IIIB: Gráfico do parâmetro analisado de índice de peróxidos.....	J
Figura IVB: Gráfico do parâmetro analisado de índice de iodo .....	J
Figura VC: Gráfico do parâmetro analisado de índice de saponificação.....	K
Figura VIC: Gráfico do parâmetro analisado de impurezas .....	K
Figura VIID: Curva de calibração de ferro .....	L
Figura VIID: Curva de calibração de fósforo .....	L
Figura IXE: Curva de calibração de sódio.....	M
Figura XE: Curva de calibração de potássio.....	M
Figura XIF: Imagem de pilão e pau de pilar .....	N
Figura XIIF: Imagem de um pano para pegar panela .....	N

## **ÍNDICE DE EQUAÇÕES**

<b>Equação 1:</b> Primeira etapa da digestão do nitrogénio da proteína.....	17
<b>Equação 2:</b> Segunda etapa da digestão do nitrogénio da proteína.....	17
<b>Equação 3:</b> Etapa da destilação do amoníaco .....	18
<b>Equação 4:</b> Etapa de titulação do borato de amónio.....	18

## **ÍNDICE DE ANEXOS**

Anexo 1: Peso das amostras, cadinhos e volumes gastos .....	A
Anexo 2: Teores de parâmetros analisados nas amostras .....	C
Anexo 3: Fórmulas usadas para os cálculos .....	E
Anexo 4: Gráficos de padrões de qualidade analisados de óleo de coco .....	I
Anexo 5: Gráficos de curva de calibração e suas equações .....	L
Anexo 6: Imagens ilustrativas de um pilão e pano .....	N
Anexo 7: Procedimentos seguidos para a preparação das soluções reagentes.....	O
Anexo 8: Receitas de uso de óleo de coco e farelo.....	P

## **1. INTRODUÇÃO**

O coqueiro (*Cocos nucifera* L.) é uma das principais culturas em áreas tropicais. Conhecido como "a árvore da vida" é uma das plantas de grande utilidade, sendo a principal cultura perene para extracção de óleo em escala industrial (Ferreira et al 1998, citado por Silva, 2002). Em Moçambique, o coco provém das províncias da Zambézia e Inhambane. O coqueiro, além de fornecer alimento, água e óleo de cozinha, constitui-se numa importante cultura perene passível de gerar um sistema sustentável de exploração e geração de renda para pequenos proprietários, fornecendo matéria-prima para telhados, cordas, tapetes, redes, utensílios, ornamentos, açúcar, álcool feitos da seiva de sua inflorescência e inúmeros outros produtos (Ferreira et al 1998, citado por Silva, 2002).

O coqueiro também é muito utilizado como planta ornamental para casas, parques e jardins. Porém, o sector de produção de coco é atingido por vários problemas que afectam a sua produtividade, particularmente o uso difundido de plantas sem selecção, a idade avançada das plantações existentes e a ocorrência de várias pragas e doenças para as quais pouco ou nenhum tratamento fitossanitário se encontra actualmente disponível (Ferreira et al 1998, citado por Silva, 2002).

Existem métodos industriais de produção de óleo de coco tais como, extracção por prensagem mecânica, extracção química, e extracção utilizando fluído supercrítico e enzimas, mas nas províncias o povo Moçambicano usa o método tradicional de obtenção do óleo de coco. As propriedades físico-químicas destes óleos produzidos em Moçambique não foram ainda determinadas e nem comparadas com nenhum padrão. Pelo que se propõe neste estudo pergunta de pesquisa apresentada na secção 1.1.

### **1.1. Perguntas de pesquisa**

- O óleo de coco extraído em usando método tradicional corresponde aos padrões estabelecidos?
- Que propriedades físico-químicas tem o farelo de coco, proveniente das províncias de Inhambane e Nampula?

## **1.2. Justificativa da escolha do tema**

Os óleos de coco conhecidos como óleos láuricos que são óleos obtidos de coqueiros nativos de países tropicais. Destacam-se frente a outros tipos de gorduras, pela sua concentração elevada do ácido láurico, componente importante do leite materno humano, para o fortalecimento imunológico do bebé.

Pesquisas científicas demonstram que o ácido láurico possui capacidade de aumentar o sistema imunológico pela activação da libertação de uma substância chamada interleucina 2 que faz a medula óssea fabricar mais células brancas de defesa, isso é muito bom para quem tem imunidade baixa como pessoas com HIV SIDA e câncer (Laszlo S/A).

Além disso, os óleos láuricos agem como anti-inflamatórios pela inibição da síntese local de prostaglandinas e interleucina 6 que são substâncias pro-inflamatórias presentes em quadros reumáticos, artrites e inflamações musculares, (Laszlo S/A).

Estudos científicos mais recentes demonstraram que os óleos láuricos não aumentam os níveis de colesterol como se pensava, mas muito pelo contrário, eles balanceiam os níveis de bom colesterol (HDL) no sangue (Laszlo S/A).

Os óleos láuricos possuem um óptimo desempenho na cozinha por serem muito estáveis sob altas temperaturas. Na cozinha, não há nenhuma gordura melhor: diminuem o mau colesterol (LDL), ajudam a manter o peso, aumentam a imunidade, e protegem contra doenças cardiovasculares.

Na literatura analisada não existe informação sobre a descrição do método tradicional da recolha do óleo de coco nem sobre as características do óleo extraído, mas em Moçambique muita população usa o método chamado tradicional de extracção e usa este óleo para preparação de muitas comidas nacionais, sem saber se as propriedades físico-químicas estão em concordância com os padrões estabelecidos para este tipo de óleo.

## **1.3. Objectivos**

### **1.3.1. Objectivo geral**

- Caracterização físico-química do óleo de coco extraído pelo método tradicional e farelo provenientes das províncias de Inhambane e Nampula.

### **1.3.2. Objectivos específicos**

- Determinar humidade, índice de acidez, índice de peróxidos, índice de iodo, índice de saponificação, impurezas e reacção de kreiss no óleo coco;
- Determinar cinzas e seus sais minerais (fósforo, ferro, sódio e potássio), proteína e gordura no farelo de coco;
- Realizar os cálculos estatísticos;
- Comparar os resultados de estudo com padrões existentes.

### **1.4. Descrição do local de Estágio.**

Todos os ensaios analíticos referentes ao presente trabalho de estágio laboral foram realizados no Laboratório Nacional de Higiene de Águas e Alimentos (LNHAA), pertencente ao MISAU. O laboratório situa-se na cidade de Maputo na avenida das FPLM, atrás do Hospital Geral de Mavalane e do Centro de Saúde de Mavalane (figura 1).

O LNHAA é constituído de três departamentos principais nomeadamente:

***Departamento de águas***, no qual encontramos os seguintes sectores:

- Química de água e
- Microbiologia de águas.

***Departamento de alimentos***, no qual encontramos os seguintes sectores:

- Química de alimentos e
- Microbiologia de alimentos.

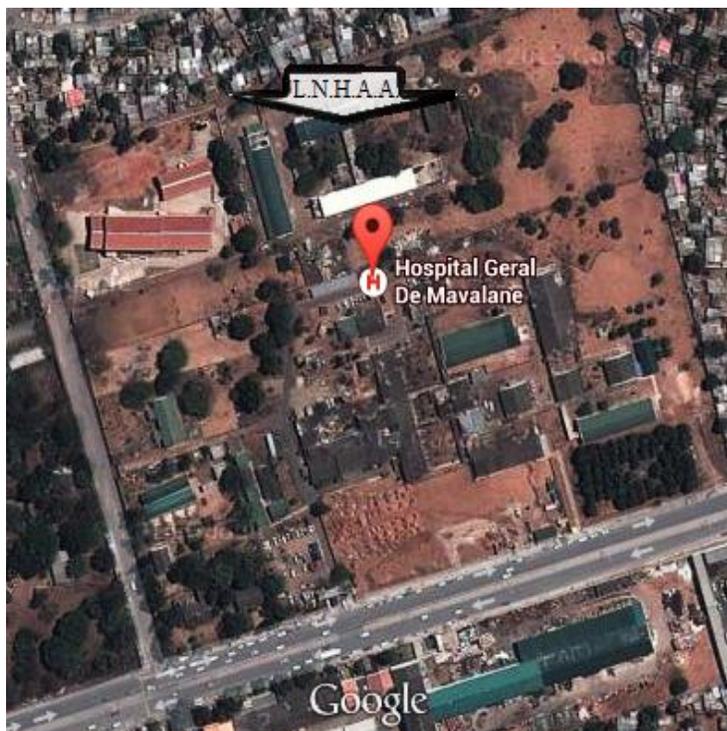
***Departamento de toxicologia***, no qual encontramos os seguintes sectores:

- Toxicologia e contaminantes ambientais e
- Instrumentação.

**Também a existência de 4 laboratórios a saber:**

- Laboratório de Química de águas;
- Laboratório de Química de alimentos;

- Laboratório de Microbiologia de águas e alimentos e
- Laboratório de Toxicologia e contaminantes ambientais.



**Figura 1:** Localização do LNHA

Fonte: Google Maps, 2016

**O laboratório de Química de águas** é responsável pelo controlo de amostras de água, em termos de parâmetros físicos e químicos, nomeadamente: pH, condutividade, cor, dureza total, turvação, cloretos, nitritos, nitratos, amoníaco, COD, BOD, cloro, cálcio, lítio, sódio e potássio, relativos à qualidade de todo o tipo de água recebida pelo LNHA para análise.

**O laboratório de Microbiologia** zela pela avaliação das condições higiénicas das águas e dos alimentos, uma vez que as análises microbiológicas realizadas na água de consumo e nos alimentos têm como objectivo principal assegurar a qualidade higiénico-sanitária e evitar doenças que possam ser por eles provocadas.

**No laboratório de Química de alimentos** realiza-se com frequência a análise bromatológica dos alimentos, a fim de certificar se a sua qualidade nutricional vai de acordo com o que vem

estampado nas embalagens que os contêm como forma de garantir que não se perigues a saúde do consumidor.

**No laboratório de Toxicologia e contaminantes ambientais** é feita a determinação de agentes tóxicos ou nocivos à saúde humana, animal e vegetal em diferentes matrizes de amostra, desde alimentos de consumo a tecidos animais, especialmente quando se tem substâncias desconhecidas e se pretende as identificar e saber sua acção toxicológica.

## **1.5. Metodologia**

De modo a alcançar os objectivos a serem traçados, o trabalho foi realizado obedecendo às seguintes etapas:

### **1.5.1.Revisão bibliográfica**

A revisão bibliográfica do presente trabalho consiste na pesquisa de fundamentos teóricos nas bibliotecas, manuais electrónicos, teses e dissertações, que serviram de suporte para os seguintes processos:

### **1.5.2.Trabalho do campo**

O trabalho de campo consistiu em recolha da amostra e sua conservação;

### **1.5.3.Realização da parte experimental**

#### **1.5.3.1.Recolha de amostras**

Foram colhidas duas amostras de óleo pelo método tradicional no mês de Abril cujo coco é proveniente das províncias de Nampula e Inhambane, respectivamente. As amostras foram levadas imediatamente ao LNHA, na secção de Química dos Alimentos.

#### **1.5.3.2.Análise das amostras**

### **1.5.4Tratamento dos resultados;**

### **1.5.5.Elaboração do relatório final**

## **2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA**

### **2.1. Histórico**

A origem do coqueiro é bastante controversa. Existem relatos afirmando ser ele oriundo da Índia, outros afirmam que é proveniente das ilhas do Pacífico; outros mais o julgam africanos. Existem evidências de que já existia em tempos pré-colombianos, na América Central. O consenso é que o coqueiro seja originário do sudeste asiático. Foi com a chegada dos escravos africanos, especialmente aqueles originários de Moçambique, onde a extracção e o aproveitamento do leite de coco já era prática comum herdada da Índia, que se iniciou a perfeita alquimia que culminou com a criação de pratos deliciosos da original culinária afro-brasileira (Persley, 1992 citado por Silva, 2002).

### **Aspectos Botânicos**

De acordo com Ribeiro (2008) e Chan (2006), Embrapa (2003), Callardo (2000) e Siqueira et al, (2002) citado por Santana (2012), o coqueiro é uma planta de família palmeae (Arecaceae), uma das mais importantes famílias da classe Monocotiledoneae. Única espécie do género cocos de nome científico *Cocos nucifera* Linn ou *Cocos nucifera* L. Possui raiz na forma de um sistema radicular fasciculado, caule do tipo estipe e folhas do tipo penada. É uma planta do tipo monóica possuindo algumas flores femininas e numerosas flores masculinas na mesma inflorescência do tipo paniculada, axiliar protegida por espatas.

### **Tipos de coqueiro**

Existem duas variedades principais de coqueiros. A variedade *Cocos nucifera* Linn: variedade Típica Nar (coqueiro gigante) e variedade Nana Griff (coqueiro anão) compostas por diversas cultivares (variedades de plantas).

De acordo com Embrapa (2003) e Siqueira et al, (2002) citado por Santana (2012) as plantas de variedade gigante atingem 18 a 30 metros de altura, iniciam a floração após 5 a 7 anos de idade, produzindo cerca de 60 a 80 frutos por ano, por cerca de 60 anos.

O coqueiro de variedade anã atinge cerca de 10 metros de altura, florescem a partir de 2 a 3 anos, produzem cerca de 150 a 200 frutos por ano durante 40 anos. Existem também coqueiros

híbridos obtidos do cruzamento entre as variedades gigante e anã, que apresentam plantas com média de 20 metros de altura, florescem a partir de 2,5 a 4 anos, produzem uma média de 150 a 160 frutos por cerca de 50 anos (Santana, 2012).

## **Coco**

Segundo Chan, (2006), Pereira et al, (2000), Siqueira, Aragão e Tupinambá, (2002), citado por Santana, (2012), o coqueiro é uma planta de clima tropical, encontra-se distribuído nas Américas Central e do Sul, África, Ásia e ilhas do pacífico ao longo da faixa costeira entre os trópicos de Câncer e Capricórnio, em mais de 90 países.

### **2.2. Óleo de coco**

#### **2.2.1. Características**

O óleo de coco é derivado da polpa do coco, o fruto do coqueiro (*Cocos nucifera* L) Liau et al (2011) citado por Giustina, (2014).

De acordo com a característica da polpa e a técnica utilizada para a extração da gordura pode-se obter óleos com diferentes qualidades. A polpa do fruto pode ser submetida ao processo de secagem (sob exposição à luz solar ou em equipamentos específicos) e prensada de forma mecânica, até à obtenção do óleo. Após a sua obtenção, o produto sofre os processos de refinamento, descoloração e desodorização (*refining, bleaching, and deodorizing - RBD*), durante os quais o óleo é submetido a elevadas temperaturas e purificação com solventes químicos. Como produto final tem-se o óleo de coco refinado, ou copra. Em virtude do aquecimento, alguns compostos benéficos, como tocoferóis, tocotrienóis, polifenóis e outros antioxidantes podem encontrar-se em quantidades significativamente reduzidas, se comparado ao óleo de coco virgem Nevin; Rajamohan, (2004), O'brien, (2009), Marina et al, (2009) citado por Giustina, (2014).

Com a prensagem da polpa madura e fresca, obtém-se uma emulsão leitosa, a qual precisa ser separada para a obtenção do óleo. Esta separação pode ser realizada por centrifugação, acção enzimática, fermentativa ou por resfriamento, congelamento e posterior descongelamento em banho-maria. Em virtude do uso de técnicas que não requerem elevadas temperaturas e agentes

químicos para refinamento, este tipo de óleo conserva os compostos antioxidantes presentes no fruto e suas características naturais Mansor et al, (2012); Philippines, 2004; APCC, (2009) citado por Giustina, (2014).

Embora apresente um importante conteúdo de antioxidantes, busca-se a utilização do óleo de coco em virtude do tipo de lipídeo que o compõe: o ácido gordo de cadeia média (AGCM). Classificados como saturados, estes ácidos possuem entre 6 e 12 carbonos em sua cadeia Figueiredo-Silva et al, (2012) citado por Giustina, (2014). Segundo Zakaria et al., (2011) citado por Giustina, (2014), o ácido láurico, um AGCM, corresponde a 50% da composição de ácidos gordos do óleo de coco, seguido por quantidades consideráveis de ácidos gordos de cadeia curta (AGCC), como os ácidos cáprico, capríco e caprílico, o que torna o óleo de coco um alimento com baixas quantidades de ácidos gordos essenciais, como os ácidos linoléico e linolênico Ippagunta et al., 2011 citado por Giustina, (2014). Os AGCM apresentam algumas peculiaridades no que se refere ao metabolismo hepático e seus mecanismos de acção, e tais peculiaridades são responsáveis pelo efeito benéfico na adiposidade abdominal e perfil lipídico.

O óleo de coco virgem é um produto de origem vegetal, 100% natural, da espécie de cocos *nucifera* L. Solidifica-se abaixo de 25<sup>0</sup>C. É prensado a frio, não é submetido ao processo de refinamento e desodorização, sendo extraído a partir da polpa do coco fresco maduro por processos físicos passando pelas etapas de trituração, prensagem e tripla filtração (Pinese, 2014).

Os benefícios do óleo de coco relatados em humanos são inúmeros: **No emagrecimento:** Acelera o metabolismo, gerando calor e queimando calorias. Para esta finalidade, deve ser ingerido antes de uma actividade física. Na regularização do intestino e no fortalecimento do sistema imunológico: contribuindo para eliminação de vírus, bactérias, vermes e fungos, equilibrando a flora intestinal devido à alta concentração de ácido láurico que no óleo de coco extra virgem é semelhante ao encontrado no leite materno (Pinese, 2014). **Na acção antioxidante** devido aos benefícios directos da vitamina E, combate e inactiva os radicais livres, coopera também na cicatrização e recuperação dos tecidos lesionados. **No antienvelhecimento** estimula o funcionamento da glândula tireoidiana, que auxilia no controle do mau colesterol o LDL e estimula a produção do bom colesterol, o HDL. A tiróide funciona bem, irá interferir em outros processos hormonais, retardando o envelhecimento e prevenindo problemas cardiovasculares, obesidade, doenças degenerativas e outras enfermidades relacionadas a idade (Pinese, 2014).

Em um estudo realizado com humanos hipercolesterolêmicos, adicionando 30 mL de óleo de coco para uso diário durante 3 meses, observou de uma forma significativa, que se os indivíduos perderem peso, diminuiriam índice de massa corporal (IMC), perímetro abdominal e relação abdômen-quadril, reduziram lipoproteína de muito baixa densidade (ULDL), colesterol não lipoproteína de densidade (HDL), triglicerídeos totais, aumentaram a poliproteína A e diminuíram proteína C relativa ultrasensível (Pinese, 2014).

A explicação para esses efeitos positivos está na facilidade com que o ácido láurico é oxidado e a dificuldade como o mesmo é incorporado ao tecido adiposo. Os triglicerídeos de cadeia média (TCM levariam ao gasto energético, resultando em menor ganho de peso e diminuição dos depósitos de gordura (Pinese, 2014).

### **2.2.2. Composição química do óleo de coco**

O coco por ser uma semente muito grande, armazena energia no endosperma, principalmente na forma de lípidos. Os principais constituintes presentes no óleo de coco são triglicerídeos formados por ácidos gordos predominantemente saturados e insaturados em quantidades menores. Essencialmente são encontrados os ácidos saturados Capróico (C6:0), Caprílico (C8:0) Cáprico (C10:0), Láurico (C12:0), Mirístico (C14:0), Palmítico (C16:0), Esteárico (C18:0), além de ácidos insaturados, Oléico (C18:1), e Linoléico (18:2), também podem ser encontrados os ácidos Linolênico (C18:3), Araquídico (C20:0), ou ainda Araquidônico (C20:4) Akpan et al, (2006); Aragão et al, (2004); Naresh Kumar e Balakrishna, (2009) citado por Santana, (2012).

O óleo de coco é considerado saudável para o consumo humano, pois apesar da composição rica em ácidos de cadeia saturada, geralmente relacionados ao aumento do colesterol e doenças do coração, sua composição consiste em mais de 50% de ácidos de cadeias médias, em que o predominante é o ácido láurico. Isso o torna mais estável a oxidação e com poder antimicrobiano, sendo que, além da alimentação, é utilizado com fins terapêuticos Azeez, (2007); Carandag, (2006); Laureles et al, (2002); Marina et al, (2009); O'Brien (2004) citado por Santana, (2012).

As composições de ácidos gordos de amostras variadas são apresentadas na tabela 1.

**Tabela 1:** Concentração de ácidos gordos no óleo de coco

Ácido Oléico (C18:1)	5,0 a 10,0 %
Ácido Linoléico (C18:2)	1,0 a 25,0 %
Ácido Cáprico (C10:0)	4,5 a 8,0 %
Ácido Caprílico (C8:0)	5,0 a 10,0 %
Ácido Láurico (C12:0)	43,0 a 55,0 %
Ácido Esteárico (C18:0)	2,0 a 4,0 %
Ácido Mirístico (C14:0)	16,0 a 21,0 %
Ácido Palmítico (C16:0)	7,5 a 10,0 %
Ácido Linolênico (C18:3)	0,05 a 0,14%
Ácido Araquídico (C20:0)	0,02 a 0,31%
Ácido Araquidônico (C20:4)	0,25 a 2,0%

**Fonte:** Santana I. (2012), & Sandmann P. (2013)

## **2.3. Produção de coco**

### **2.3.1. Solos**

O coqueiro é uma planta que se desenvolve em solos com as mais distintas características. Entretanto, não tolera solos excessivamente argilosos e que apresentem camadas adensadas ou impermeáveis, que impedem a sua penetração no solo ou que criem condições de má aeração para as raízes (Sobral et al. 2004).

Em solos arenosos, o sistema radicular desenvolve-se melhor que em solos argilosos, proporcionando a exploração de maior volume de solo. Os espodossolos com horizonte A arenoso e horizonte B com acúmulo de complexos organometálicos, são utilizados para plantio do coqueiro-anão (Sobral et al. 2004).

Recomenda-se a utilização de solos com textura arenosa ou areno-argilosa, com profundidade superior a um metro e sem camadas que possam impedir o desenvolvimento do sistema radicular (Vale et al. S/A). Segundo Moreira (S/A), os solos devem apresentar uma fertilidade média alta, e ricos em matéria orgânica, potássio, fósforo, cálcio e magnésio e com pH 6,0 e 6,5.

### **2.3.2. Doenças do coqueiro**

Entre as doenças, destacam-se como de maior importância o anel-vermelho do coqueiro (*Bursaphelenchus cocophilus*), a lixa (*Phyllachora torrendiella*) e a queima-das-folhas (*Botryosphaeria cocogena*):

#### **Anel-vermelho** (*Bursaphelenchus cocophilus*)

Tem como agente causal um nematóide do sistema vascular (*Bursaphelenchus cocophilus*) e sua disseminação ocorre principalmente pela broca-do-olho do coqueiro, que é o insecto vector (figura 2B). A doença é de natureza letal, caracterizando-se externamente por uma coloração amarelo-ouro das folhas basais, que se inicia na ponta da folha e avança em direcção à ráquis. As folhas arreiam em torno do estipe, conferindo um aspecto de guarda-chuva.

Internamente, por meio de um corte transversal do estipe, observa-se uma coloração avermelhada em forma de anel no cilindro central do estipe (figura 2A). A doença só ocorre após a exteriorização do estipe (Vale et al. S/A).



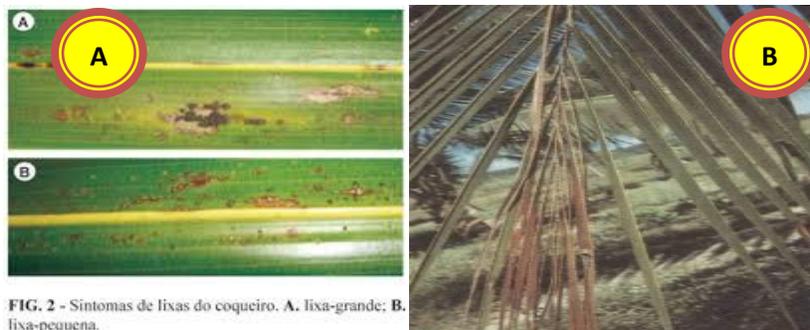
**Figure 2:A e B** - Imagens de representação da doença anel-vermelho do coqueiro.

#### **Lixa** (*Phyllachora torrendiella* – **Lixa-pequena**; *Sphaerodothis acrocomiae* – **Lixa-grande**) e **Queima-das-folhas** (*Botryosphaeria cocogena*)

A lixa e a queima-das-folhas são doenças fúngicas e geralmente ocorrem de forma associada, acreditando-se que a lixa seja a porta de entrada para o fungo causador da queima-das-folhas.

Essa última manifesta-se nas folhas mais velhas, sendo caracterizada por uma coloração marrom-avermelhada em forma de "V", iniciando na extremidade da folha e caminhando em direcção a ráquis. Com a evolução da doença, ocorrem a seca e morte da folha que serve de sustentação para o cacho, antes que esse se encontre no ponto de colheita. Isso leva à queda prematura dos

cocos em função do penduramento do cacho e obstrução do transporte de nutrientes para os frutos. Além desses danos, ocorre uma redução na área foliar da planta com queda significativa na produtividade (Vale et al. S/A).



**Figura 3:** A- Imagem de representação de lixa grande e pequena B- Queima das folhas

### 2.3.3. Colheita e comercialização

A produção comercial tem início a partir do quarto ano após o plantio. Geralmente, a colheita é feita mensalmente, mas pode variar de acordo com as condições climáticas. O ponto de colheita do coco depende da variedade cultivada e do destino da produção. Para as variedades Gigantes e híbridas, onde o fruto é comercializado seco para a indústria de processamento, o coco encontra-se no ponto de colheita aos 1 - 12 meses após a abertura da inflorescência (Moreira, S/A).

Quando a finalidade é a produção de frutos verdes para o consumo da água, devem ser observados a época e os cuidados recomendados para o coqueiro anão (Neves, 2007).

Como o coco-anão é destinado basicamente para o mercado de coco-verde, em razão do consumo da água, os frutos devem ser colhidos com idade que variam entre oito e nove meses após a abertura da inflorescência, quando a água se encontra com sabor mais agradável. Caso contrário a colheita deve ser feita entre 11 e 12 meses (Santana, 2012).

### 2.4. Farelo de coco

Na exploração de frutos pelas indústrias, sobra um subproduto; o bagaço de coco, ou farelo de coco, que se apresenta com uma composição bromatológica possível de ser utilizado como ingrediente alimentar nas dietas nutricionalmente completas para aves, suínos e peixes. Segundo Butolo (2002) citado por Pascoal et al (2006) das indústrias que manipulam o coco com a

finalidade de extrair o óleo da copra, sobram estes resíduos que são utilizados na alimentação animal, principalmente de ruminantes, sendo que podem ser caracterizados como um produto obtido da polpa seca do coco, após a extração do óleo e moagem fina.

Aos poucos o coco tem-se tornado cada vez mais queridinho nas dietas: primeiro foi a água de coco, depois o óleo de coco, o açúcar de coco e ultimamente a sua farinha é que tem se destacado. O farelo de coco não possui glúten e é bastante rica em fibras. Essa sua composição de fibras auxilia no aumento de saciedade, no controle da glicemia (importante para quem é diabético e também para quem busca emagrecimento) e controle de colesterol. É possível utilizá-la em receitas em substituição a outras farinhas. Seu custo ainda é um pouco elevado, mas para quem é adepto do “faça você mesmo” é possível preparar a farinha em casa a partir do bagaço (figura 4A) que sobra ao preparar o leite de coco, simplesmente secando bem esse farelo em frigideira anti-aderente aquecida (figura 4B) (Melo, 2013).



**Figura 4:** A- Bagaço de coco, B- farinha de coco

## **2.5. Estudo das propriedades físico-químicas**

### **Índice de acidez**

O índice de acidez revela o estado de conservação dos óleos e gorduras, uma vez que, com o tempo, pode ocorrer o fenómeno da hidrólise com o aparecimento de ácidos gordos livres (Tofanini 2004 citado por Nhatave 2015). Esse índice expressa o número de mg de hidróxido de potássio necessário para neutralizar os ácidos livres por grama da amostra. A neutralização desses ácidos livres com soluções alcalinas é geralmente utilizada para a maioria dos óleos após a extracção. Segundo Araújo (2004), citado por Nhatave (2015), em cereais e derivados, a rancidez hidrolítica pode ocorrer durante o armazenamento inadequado, nas operações de processamento e no produto final, e a actividade da lipase está concentrada na camada mais externa dos grãos.

Este parâmetro é monitorado durante todo o processamento de óleos e gorduras, uma vez que identifica problemas potenciais para os quais podem ser iniciadas acções correctivas (O'Brien, 2004 citado por Nhatave, 2015).

A determinação da acidez pode fornecer um dado importante na avaliação do estado de conservação do óleo. Um processo de decomposição, seja por hidrólise, oxidação ou fermentação, altera quase sempre a concentração dos iões hidrogénio. A decomposição dos glicerídios é acelerada por aquecimento e pela luz, sendo a rancidez quase sempre acompanhada pela formação de ácidos gordos livres (Sannazzaro et al, 2004).

### **Humidade**

Durante o processo de refino de óleos comestíveis têm-se a preocupação de eliminar ao máximo a humidade adquirida em algumas fases do processo, com a finalidade de preservar as características do produto final por um longo período de tempo (Tofanini, 2004 citado por Nhatave, 2015). A presença da humidade nos óleos e o calor favorecem a activação de enzimas que hidrolisam rapidamente o óleo, produzindo um aumento considerável da acidez livre gerando um odor e sabor desagradável de ranço. Além destas condições também perdem componentes alimentícios valiosos como vitaminas, antioxidantes.

### **Índice de iodo**

O índice de iodo é a medida da insaturação que classifica óleos, gorduras e é utilizado como controle de alguns processamentos (Tofanini, 2004 citado por Nhatave, 2015). Esse índice é baseado no facto de que iodo e outros halogéneos se adicionam numa dupla ligação da cadeia insaturada dos ácidos gordos.

### **Índice de saponificação**

Índice de saponificação é a quantidade de base necessária para saponificar definida quantidade de óleo e/ou gordura (Tofanini, 2004 citado por Nhatave, 2015). É expresso em número de miligramas de hidróxido de potássio necessário para saponificar um grama da amostra. O índice de saponificação é uma indicação da quantidade relativa de ácidos gordos de alto e baixo peso molecular. O índice de saponificação não serve para identificar o óleo, pois muitos óleos possuem estes índices muito semelhantes.

### **Índice de peróxido**

O índice de peróxido é um indicador muito sensível no estado inicial da oxidação, tem como consequência à destruição das vitaminas lipossolúveis e dos ácidos gordos essenciais, além da formação de subprodutos com sabor-odor forte e desagradável (Alencar, 2006 citado por Nhatave, 2015). Os peróxidos são os produtos iniciais maioritariamente presentes no processo de auto oxidação e frequentemente utilizam-se para monitorizar a evolução das primeiras etapas da oxidação lipídica. Ao longo do processo oxidativo o seu valor cresce até um máximo, a partir do qual volta a diminuir e embora algumas vezes se tenha já correlacionado a sua presença com o desenvolvimento de aromas e sabores a ranço os resultados são frequentemente inconsistentes. (Salavessa, 2009 citado por De Jesus, 2013)

### **Fósforo**

É um elemento mineral presente em diversos alimentos (de origem animal e vegetal) e de grande importância para o funcionamento do organismo dos seres humanos. O fósforo compreende cerca de 1% do peso corpóreo do ser humano, sendo encontrado principalmente nos ossos, em uma totalidade de 90%. As principais funções do fósforo relacionam-se com a mineralização

óssea e dos dentes, mas também participa do metabolismo energético, da absorção e no transporte de nutrientes, na regulação da actividade proteica e no balanço ácido-básico (Luz e Oliveira, 2013). Os compostos fosfóricos entram também na composição dos tecidos ósseos, muscular e nervoso do homem e dos animais. Entretanto são precisamente as transformações químicas dos compostos orgânicos fosfóricos que libertam a energia necessária ao trabalho do cérebro, músculos etc., sendo por isso é grande a importância do fósforo para actividade vital dos animais (Khodakov, 1984).

### **Ferro**

O ião ferro é um elemento fundamental para a vida do ser humano, sendo essencial no metabolismo energético celular (Cançado, 2007). A extensão da sua utilidade biológica está na capacidade de existir em diferentes estados de oxidação e de formar muitos complexos diferentes. Como constituinte da hemoglobina, o ferro é requerido para o transporte de oxigénio e dióxido de carbono, estando assim, directamente envolvido no processo de respiração celular (Umbelino et al, 2006).

### **Potássio**

Encontra-se em abundância no interior das células e calcula-se que no ser humano exista a proporção de 2,5 gramas de potássio para cada quilo de peso. Suas principais funções são a manutenção do equilíbrio do pH (ácido-básico), a regulação do equilíbrio hídrico e a contratatura das fibras musculares. É importante para as reacções químicas dentro das células e ajuda a manter estável a pressão arterial. Por isso, a sua deficiência leva à hipertensão (Alvarenga, S/A). Desempenha papel importante na excitabilidade neuromuscular e na regulação do teor de água no organismo FIB, (2008).

### **Sódio**

O Sódio é necessário para o equilíbrio dos líquidos e o pH do sangue. Também para o funcionamento adequado dos nervos e músculos, estando envolvido no processo de contracção dos vasos sanguíneos (Alvarenga S/A).

## **Proteínas**

### **Método de determinação de proteínas**

#### **Método de kjehldal**

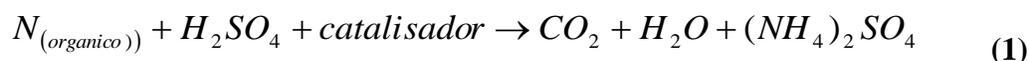
Este método determina N orgânico total, isto é, o N proteico e não proteico orgânico. Para converter o nitrogénio medido para a proteína devemos multiplicar o conteúdo de nitrogénio por um factor arbitrário, que representa um factor médio para o material em estudo, que é 5,30 (Revista EM FOCO, 2014).

#### **Princípio de funcionamento**

O procedimento do método baseia-se em três etapas: digestão, destilação e titulação. A amostra é aquecida com ácido sulfúrico para digestão até que o carbono e hidrogénio sejam oxidados. O nitrogénio da proteína é reduzido e transformado em sulfato de amónio. Adiciona-se NaOH concentrado e aquece-se para a liberação da amónia dentro de um volume conhecido de uma solução de ácido bórico, formando borato de amónio. O borato de amónio formado é titulado com uma solução ácida (HCl) padronizada (Revista EM FOCO, 2014).

##### **a) Mineralização**

A etapa inicial, designada por digestão (**equações 1 e 2**), é responsável pela redução do nitrogénio orgânico a amónio, o qual é retido em solução, na forma de sulfato de amónio (Chicumule, 2012)



#### **Equação 1:** Primeira etapa da digestão do nitrogénio da proteína

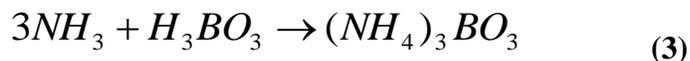
Após mineralização (digestão), adiciona-se uma base forte (NaOH) em excesso, e o sulfato de amónio converte-se em amónia gasosa (Chicumule, 2012).



#### **Equação 2:** Segunda etapa da digestão do nitrogénio da proteína

**b) Destilação**

A solução resultante, contendo  $\text{NH}_3$ , é destilada com vapor, que arrasta consigo o  $\text{NH}_3$  sendo este recolhido num volume conhecido de ácido bórico (**Equação 3**) (Chicumule, 2012).



**Equação 3:** Etapa da destilação do amoníaco

**c) Titulação**

O borato desta solução ácida é titulado com o ácido (**Equação 4**) para determinar a quantidade de amónio presente (Chicumule, 2012).



**Equação 4:** Etapa de titulação do borato de amónio

### **3. PARTE EXPERIMENTAL**

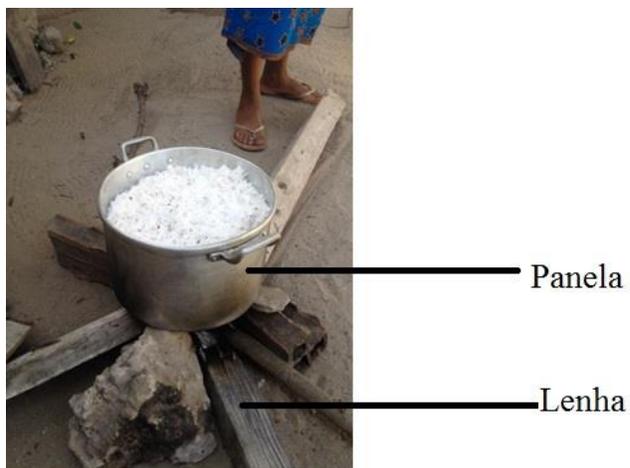
Neste capítulo descreve-se o método tradicional de recolha de óleo de coco proveniente de duas províncias com o seu respectivo material e matéria-prima usados para realizar a extracção de óleo de coco, procedimentos, meios de segurança que a pessoa tem de tomar durante a execução da recolha do óleo, os dados sobre determinação dos parâmetros de qualidade de óleos extraídos com os respectivos materiais, reagentes e os métodos.

#### **3.1. Método tradicional de extracção do óleo**

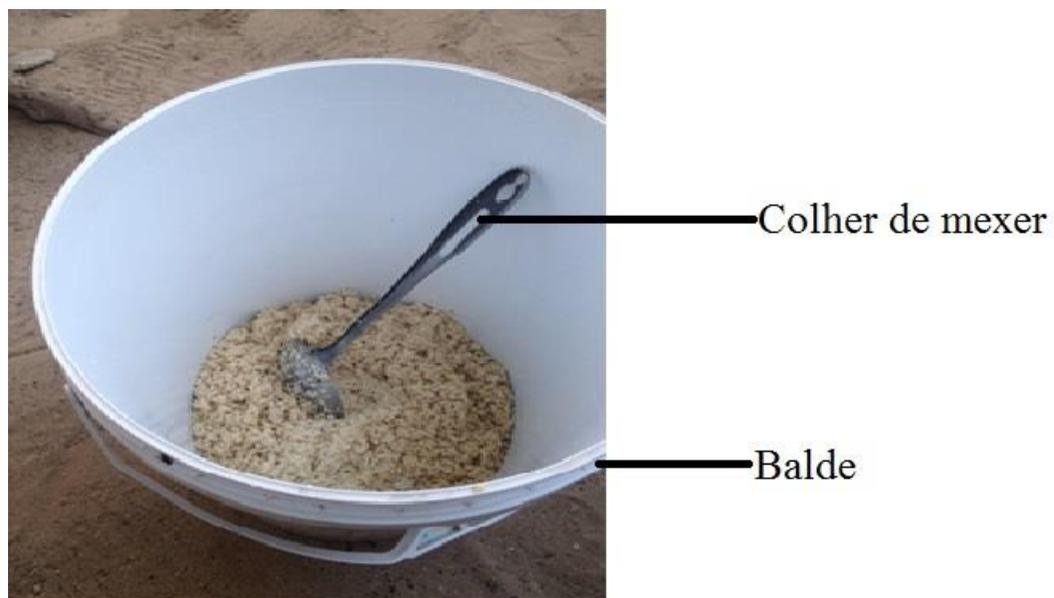
Para produção do óleo de coco, usou-se uma quantidade de 10 cocos para extrair cerca de 5000g de coco ralado (figura 5) durante 1h e 12min, de seguida levou-se o coco para uma panela e levado ao lume para torrar ou secar no lume (figura 6) que leva meia hora e o que permite que se tenha uma maior quantidade do óleo. Após ser torrado o coco é levado imediatamente para um pilão ainda quente (figura XIF em anexo), pilou-se e adicionou-se água fria em quantidade de 5 litros para coar o leite e misturou-se com as mãos, como mostram as figuras 7 e 8, e levou-se ao fogo para se extrair o óleo onde foi necessário 7h para o seu aparecimento (figura 9).



**Figura 5:** Extracção do coco



**Figura 6:** Processo de secagem



**Figura 7:** Coco ralado após a secagem



**Figura 8:** Extracção do leite



**Figura 9:** Extracção do óleo

### **Nota**

Meios de segurança: lavar as mãos, lavar o ralo e pilão antes de usar, tomar cuidado de trabalhar com a temperatura da mistura quente, tirar do lugar de preparação de extracção todo o material que facilmente apanha fogo (plásticos, papel, etc.).

**Tabela 2:** Materiais e reagentes usados no acto da realização do trabalho

<b>Materiais e equipamentos</b>	<b>Reagentes</b>
<p>Estufa INTER CONTINETAL EQUIPAMENT, modelo DAS/40000 105<sup>o</sup>C;</p> <p>Fotómetro de chama, CORNING, modelo 400;</p> <p>Balança analítica ADAM modelo PW 254, precisão-0.0001;</p> <p>Mufla, CARBOLITE modelo AAF 1100;</p> <p>Banho-maria, PRECISTERM modelo J.P SELECTA;</p> <p>Espectrofotómetro de absorção molecular BIOCHROM modelo SS2;</p> <p>cápsulas de vidro, excicador, erlenmeyer de 250mL, vidros de relógio; papel de filtro; papel absorvente; funil; esguicho; provetas; pipetas volumétricas e graduadas; pompete; bureta; agitador magnético; copos de bequer; espátula; suporte; tubo de kjeldahl; cápsulas de porcelana, bico de bunsen, ralo, bacia, pilão, pau de pilar, balde de cozinha, pano para pegar panela, lenha.</p>	<p>Álcool 95% - éter 98% (1:2), fenolftaleína 1%, tiosulfato de sódio, ácido acético98% - clorofórmio 99% (3:2), indicador amido 1% 1g/100mL de H<sub>2</sub>O, H<sub>2</sub>O destilada, éter de petróleo (40-60<sup>o</sup>C), areia purificada, indicador tashiro, NaOH (40-50%), H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>, mistura catalisadora, H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> (98%), ácido bórico (4%), KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>, HCl 1:1, molibdato de amónio, hidroquinona, sulfito de sódio, HNO<sub>3</sub>(<i>conc</i>), CaCO<sub>3</sub>, solução de <math>\alpha,\alpha</math>-dipiridilo ou ortofenantrolina a (0,2%), solução tampão pH 5,4.</p>

### **3.2. Determinação de índice de humidade**

A determinação da humidade foi feita de acordo com a Norma Portuguesa (NP – 902/1972) que define humidade (em substâncias voláteis) como sendo a perda de peso na amostra mantida na estufa a 105°C à pressão atmosférica e determinação do teor da água em função da diferença da massa.

#### **Procedimentos (LNHAA 2012)**

- Tarou-se previamente uma cápsula contendo areia em quantidade de 5g a uma temperatura de 105°C durante 1h, e arrefeceu-se em um excicador durante 30min;
- Pesou-se com exactidão na cápsula cerca de 10g da amostra, e pôs-se na estufa à 105°C por 2h figura 10 A e B;
- Arrefeceu-se no excicador por 30min e pesou-se, (figura 10 C).



**Figura 10:** A e B- Imagem de estufa de secagem C- Imagem balança analítica e excicador  
Após esse tempo, repetem-se as operações de excicamento e pesagem até que a diferença entre as pesagens sucessivas não exceda 0,01g.

De seguida fez-se o cálculo usando a fórmula (5) do anexo 3.

### **3.3. Determinação de índice de acidez**

O índice de acidez é definido como a quantidade em mg de hidróxido de sódio necessário para neutralizar um grama da amostra. O método é aplicável a óleos brutos e refinados, vegetais, animais e gorduras animais. Os métodos que avaliam a acidez titulável resumem-se em titular,

com soluções de álcali-padrão, a acidez do produto ou soluções aquosas/alcoólicas do produto, assim como os ácidos gordos obtidos dos lipídios, LNHAA (2012).

### **Procedimentos (LNHAA 2012)**

Num balão de erlenmeyer de 200mL pesou-se uma quantidade de amostra de 10g, juntou-se 100mL da mistura álcool-éter e agitou-se até à dissolução completa, de seguida adicionou-se 5 gotas de indicador fenolftaleína e titulou-se com a solução de hidróxido de sódio a 0,1N, como mostra a figura 11.



**Figura 11:** Imagem de erlenmeyer contendo uma amostra titulada com hidróxido de sódio a 0,1N.

De seguida fez-se os cálculos obedecendo a fórmula (6) do anexo 3

### **3.4. Determinação de índice de peróxidos**

Os peróxidos são produtos originados devido à oxidação das duplas ligações livres dos componentes ácidos insaturados de uma gordura ou óleo e podem determinar-se por iodometria.

A amostra é dissolvida na mistura do ácido acético-clorofórmio, é tratada com iodeto de potássio e o iodo livre e titulado com a solução de  $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$  (LNHAA, 2012)

### **Procedimentos (LNHAA, 2012)**

Num erlenmeyer de 300mL pesou-se uma quantidade de 10g de amostra seca;

Juntou-se 25mL da mistura ácido acético-clorofórmio e agitou-se até á dissolução da amostra;

De seguida adicionou-se 0,5mL de KI, fechou-se imediatamente o frasco, agitou-se com movimento rotatório durante 1min e deixou-se ao abrigo da luz por 5min;

Depois deste tempo juntou-se 75mL de água destilada, adicionou-se 1mL da solução de amido, onde a solução tomou a cor azul, figura 12 A e titulou-se com a solução de tiosulfato de sódio até o desaparecimento da cor azul como mostra a figura 12 B.



**Figura 12:** A- Erlenmeyer contendo a solução com cor azul-escura após a adição do indicador amido B- Cor amarela esbranquiçada após a titulação

A expressão dos resultados é feita seguindo a fórmula (7) do anexo 3

### **3.5. Determinação de índice de iodo**

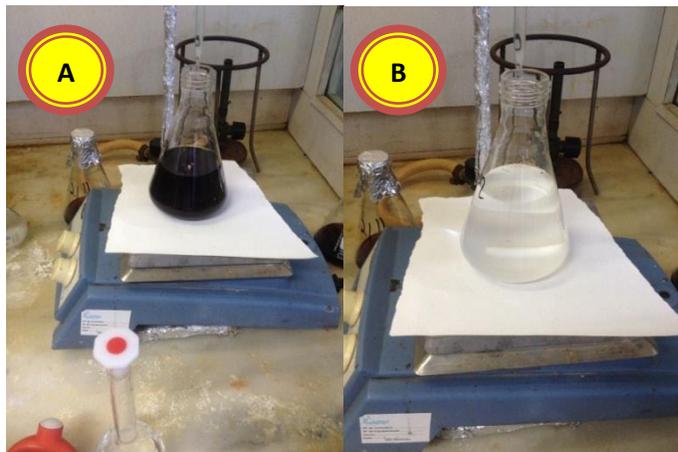
Entende-se por índice de iodo a percentagem de halogéneos, expressa em gramas de iodo, que uma gordura ou óleo pode fixar em condições determinadas e constitui uma indicação total de duplas ligações livres existentes, pois o iodo fixa-se a elas por adição.

#### **Procedimentos (LNHAA, 2012)**

Num frasco de vidro de 300mL pesou-se 0,2g de amostra de seguida dissolveu-se em 50mL de clorofórmio e imediatamente adicionou-se 25mL de reagente de Hanus, misturou-se e fechou-se imediatamente e deixou-se repousar durante 1h no escuro;

De seguida juntou-se 20mL da solução de KI a 10%, adicionou-se 100mL de água destilada e 1mL da solução de amido e titulou-se com a solução de  $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$  0,1N, figura 13 A, até o desaparecimento da cor, figura 13 B;

Efectuou-se o ensaio em branco em simultâneo.



**Figura 13:** A- Erlenmeyer contendo a solução antes da titulação B- Erlenmeyer contendo solução incolor depois da titulação

A expressão dos resultados é feita seguindo a fórmula (8) do anexo 3

### **3.6. Determinação de índice de saponificação**

Entende-se por índice de saponificação de uma gordura ou óleo a quantidade de KOH, expressa em mg, necessária para saponificar um grama de substância. A amostra é saponificada mediante aquecimento com KOH e o excesso deste é titulado com solução de HCl.

#### **Procedimentos (LNHAA, 2012)**

Num balão de erlenmeyer de 250mL, de colo esmerilado pesou-se 2g de amostra seca e adicionou-se 25mL da solução alcoólica de KOH;

Conectou-se o refrigerante, aqueceu-se ligeiramente até á ebulição e manteve-se por 60min, agitando-se de vez em quando como mostra a figura 14;



**Figura 14:** Esquema de montagem de um refrigerante para aquecimento.

Passados os 60min, juntou-se 2-3 gotas do indicador e a solução tomou a cor rosa, figura 15 B, e titulou-se a quente com HCl 0,5N até o desaparecimento da cor, como mostra a figura 15 A. De igual modo sem amostra executou-se o ensaio em branco.



**Figura 15:** A- Balão contendo a solução amarela antes e depois da titulação, B- Balão contendo solução rosa depois da adição da fenolftaleína

A expressão dos resultados é feita seguindo a fórmula (9) do anexo 3.

### **3.7. Determinação de impurezas**

Por impurezas de uma substância gorda designa-se o conjunto de componentes insolúveis em éter etílico, éter de petróleo 40-60°C ou acetona. Não se consideram impurezas a água e substâncias como fosfolípidos oxiácidos e sabões consideram-se a parte sendo depois subtraídas as impurezas.

As substâncias gordas dissolvem-se no solvente escolhido, filtra-se a solução com o filtro e determina-se as impurezas.

### **Procedimentos** (LNHAA, 2012)

Pesou-se num erlenmeyer de 250mL 10g da amostra, juntou-se 200mL de solvente e agitou-se até completar a dissolução da amostra e decomposição das partículas sólidas presentes deixou-se repousar a mistura no erlenmeyer tapado com vidro de relógio por 1h;

Passado esse tempo filtrou-se com papel de filtro previamente tarado, lavou-se o filtro com solvente até completar a filtração da substância gorda solúvel;

De seguida secou-se o filtro na estufa a 105°C por 2h, deixou-se no exsiccador por 30min e pesou-se. Repetiu-se o procedimento até o peso constante.

A expressão dos resultados é feita seguindo a fórmula (10) do anexo 3

### **3.8. Determinação de cinza bruta** (LNHAA 2012)

Designa-se por cinza bruta a porção residual incombustível duma substância depois da incineração a 550° C.

Para a determinação de cinza bruta na amostra, foram pesados 3,08 e 6,10 gramas de amostra de farelo de coco de Inhambane, 3,11 e 6,10 gramas de amostra de farelo de coco de Nampula para cadinhos de porcelana previamente colocados na mufla a 550° C durante 1 hora, arrefecidos e tarados. De seguida carbonizou-se no bico de Bunsen figura 16 A, e colocou-se o cadinho na mufla a 550° C até à obtenção de cinzas brancas, figura 16 B. Esta operação tinha duração de 4 horas.

Caso não se obtenha cinzas brancas após este período, arrefece-se o cadinho humedece-se o resíduo com água destilada evaporando-se de seguida na estufa e colocou-se novamente na mufla por 2 horas.

Findo este tratamento, transferiu-se o cadinho para a estufa a 105° C por 30 minutos, colocou-se no exsiccador por 30 minutos e pesou-se a cinza (figura 10).



**Figura 16:** A- Carbonização no bico de Bunsen, B- Incineração na Mufla

Os resultados da cinza bruta serão expressas em percentagens segundo fórmula (11) do anexo 3

### **3.9. Determinação de sais minerais (LNHAA 2012)**

#### **3.9.1. Determinação de ferro (método colorimétrico)**

O método consiste na complexação do ferro com o  $\alpha,\alpha$ - dipiridilo ou ortofenantrolina em meio básico formando um complexo de cor rosa cuja absorvância é medida a 515nm.

#### **Preparação da amostra**

Após a determinação das cinzas lavou-se o cadinho com 40 mL de ácido clorídrico (HCl) diluído 1:1. Sem demora transferiu-se o conteúdo do cadinho para um copo de precipitação de 200 mL. Lavou-se duas vezes com 20 mL de água destilada, adicionou-se as águas de lavagem á solução contida no copo e acrescentou-se mais 20 mL de água destilada. Feito isto adicionou-se algumas gotas de ácido nítrico ( $\text{HNO}_3$ ) concentrado, misturou-se e ferveu-se por 30 minutos. Arrefeceu-se e filtrou-se para um balão de 100 mL. Por fim perpez-se o volume com água destilada.

#### **Para a preparação da curva padrão:**

a) Dissolveu-se 1,728 g de sulfato de amónio férrico hidratado recristalizado. Juntou-se 5 ml de ácido sulfúrico e perpez-se o volume para 1000 ml com água destilada.

Após a preparação da solução, diluiu-se 5 ml da solução para 100 ml com água destilada num balão volumétrico. Para os balões de 25 ml, pipetou-se 1, 2, 3, 4, e 5 ml e juntou-se alguns cristais de ácido ascórbico e dissolveu-se. De seguida adicionou-se 5 ml da solução tampão, 1 ml de  $\alpha,\alpha$ -dipiridilo e completou-se o volume com água destilada obtendo assim soluções concentradas de 0,01; 0,02; 0,03; 0,04; 0,05 mg de ferro por 25 ml.

No final agitou-se e deixou-se em repouso por meia hora á temperatura ambiente. As absorvâncias destas soluções foram lidas a 515nm no espectrofotómetro (figura 17B), e construiu-se a curva de calibração que consta no anexo 4.

Para a determinação de ferro na amostra foram pipetados 5 ml da solução preparada conforme a descrição anterior para um balão de 25 ml e juntou-se alguns cristais de ácido ascórbico, dissolveu-se, de seguida adicionou-se 5 ml da solução tampão, 1 ml de  $\alpha,\alpha$ -dipiridilo e completou-se o volume com água destilada.

Os resultados estão expressos em mg por 100 g de amostra segundo a fórmula (12) do anexo 3

### **3.9.2. Determinação de sódio (LNHAA 2012)**

O sódio é determinado no fotómetro de chama de comprimento de onda a 589nm, que consta na figura 17 A. Para a preparação da curva de calibração que consta no anexo 4, forão preparados padrões de sódio medindo-se 1, 2, 4, 6, 8, 10 ml da solução mãe de sódio para 100 ml de água destilada, obtendo-se respectivamente as seguintes concentrações: 10, 20, 40, 60, 80 e 100 mg/l. Depois da preparação das soluções, leu-se no fotómetro de chama com filtro de sódio, usando água destilada para acertar o zero e traçou-se a curva de calibração. As leituras das amostras foram realizadas conforme as indicações do manual.

Para a expressão dos resultados os cálculos foram efectuados segundo a curva de calibração. Quando a solução é diluída multiplica-se pelo factor de diluição.

### **3.9.3. Determinação de potássio (LNHAA, 2012)**

O potássio é determinado usando o fotómetro de chama no comprimento de onda de 766,5nm, figura 17 A. Para a preparação da curva de calibração que consta no anexo 4, foram preparados padrões de sódio medindo-se 1, 2, 4, 6, 8, 10 e 20 ml da solução diluída de potássio para 100 ml de água destilada obtendo-se respectivamente as seguintes soluções: 1, 2, 6, 8, 10 e 20 mg/l. Depois da preparação das soluções, levou-se no fotómetro de chama com filtro de potássio, usando água destilada para acertar o zero e traçou-se a curva de calibração. As leituras das amostras foram realizadas conforme as indicações do manual.

Para a expressão dos resultados os cálculos foram efectuados segundo a curva de calibração. Quando a solução é diluída multiplica-se pelo factor de diluição.

### **3.9.4. Determinação de fósforo (LNHAA, 2012)**

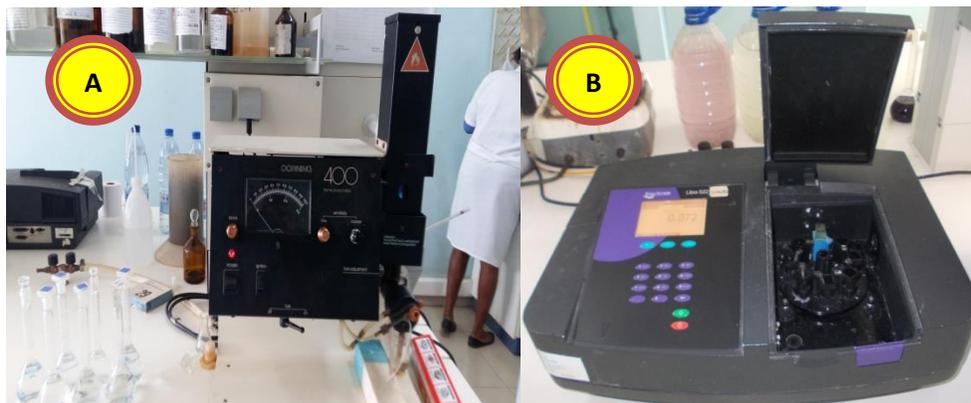
O método de determinação de fósforo baseia-se na calcinação da amostra que transforma compostos fosfatos em ortofosfatos que reagindo com o nitromolibdovanadato na qual produz uma coloração amarela que se pode medir colorimetricamente.

Para a determinação de fósforo na amostra, tratou-se as cinzas com HCl de d=1,19 e evaporou-se o ácido em banho-maria em ebulição numa câmara de gases para a eliminação de vapores tóxicos. De seguida dissolveu-se o resíduo em 3 ml de ácido nítrico a 10% e ferveu-se em banho-maria durante 5 minutos, numa câmara de gases tendo-se o cuidado de não deixar secar o resíduo para evitar a hidrólise dos ortofosfatos que produziriam reacções coradas.

Filtrou-se para um balão aferido de 250 ml e lavou-se a cápsula e o filtro com água destilada para o mesmo balão até completar o volume com água destilada.

Para um tudo de ensaio introduziu-se 10 ml de solução final, adicionou-se 10 ml do reagente nitromolibdovanadato. Agitou-se o tubo de ensaio e deixou-se em repouso durante 10 minutos para desenvolver a cor. Passado esse tempo fez-se a leitura em transmissão de 430nm frente ao branco (figura 17 B). O branco é constituído por uma mistura de partes iguais de água destilada e o reagente de nitromolibdovanadato.

Os resultados da determinação de Fósforo serão expressas em percentagens segundo a fórmula (13) do anexo 3. Para a preparação da curva padrão de fósforo pesou-se 1,0976 gramas de fosfato monopotássico dessecado durante uma noite e dissolveu-se num balão de 250 mL. (solução mãe).



**Figura 17:** A- Fotómetro de chama, B- Espectrofotómetro

A partir da solução mãe foi preparada a solução de trabalho consoante a seguinte diluição:

- 1 ml < > 1000 microgramas de fósforo
- Diluir 10 ml da solução mãe para 100 ml de água destilada

### **3.10. Determinação de azoto total (método de Kjeldahl) (LNHAA 2012)**

O método de determinação de azoto total baseia-se na determinação do nitrogénio, geralmente feito pelo processo de digestão Kjeldahl. A matéria orgânica é decomposta e o nitrogénio existente é transformado em amónia.

Para a determinação de azoto total na amostra, o método será constituído por 3 fases: a fase da mineralização, a fase da destilação do amoníaco e a fase de titulação.

#### **a) Mineralização**

Num tubo de Kjeldahl introduziu-se 1g da amostra, de seguida adicionou-se 10g da mistura catalisadora, 20 ml de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> concentrado e 10 ml de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> a 30 % e homogeneizou-se a mistura

contida no tubo de Kjeldahl. Se o produto apresentar um teor de matéria gorda a quantidade de  $H_2SO_4$  terá de ser aumentada. De seguida aqueceu-se o balão moderadamente, agitando-se de vez em quando, até á carbonização da amostra e desaparecimento de espuma como mostra a figura 18A. Seguiu-se o aquecimento mais intenso, evitando-se sobreaquecimento das paredes do balão e da aderência das partículas no balão. O aquecimento decorreu normalmente. Logo que a solução se apresentar límpida, incolor ou verde pálido, prossegue-se o aquecimento durante uma hora e meia. Arrefecer-se-á o conteúdo do balão Kjeldahl para um balão de 100  $cm^3$ . A operação deve ser efectuada no próprio dia para evitar a solidificação do sulfato de potássio.

#### **b) Destilação e titulação**

Em um Erlenmeyer de 250  $cm^3$  introduziu-se 50 a 100  $cm^3$  de ácido bórico conforme a quantidade presumível de azoto e mergulhou-se nesta solução a extremidade do condensador, numa extensão de 1  $cm^3$ . De seguida ligou-se o aparelho de destilação figura 18B, e juntou-se a solução a destilar num volume de NaOH até que a solução tome a cor rosa. A ebulição deverá manter-se pelo menos, 30 minutos para que todo o amoníaco seja destilado. Se durante a destilação não se verificar a viragem do indicador no recipiente de recolha, esta destilação deverá ser interrompida, repetindo-se o ensaio com uma toma de amostra superior. A solução de recolha deverá ser mantida a uma temperatura de 25° C, pelo que no verão deve ser imersa em banho de agua fria ou gelada se necessário. Finalmente titulou-se o amoníaco retido na solução bórica com ácido clorídrico a 0,1 N.

Os resultados da determinação de azoto total serão expressas em percentagens segundo a fórmula (14) do anexo 3



**Figura 18:** A- Imagem de um mineralizador, B- Imagem de um destilador

### **3.11. Determinação de gordura (método de Soxhlet) (LNHAA 2012)**

O método clássico de análise quantitativa de gorduras por Soxhlet baseia-se na capacidade de alguns solventes orgânicos dissolverem quantitativamente os lípidos de material seco de origem vegetal e animal. A determinação de lípidos depois da extracção faz-se frequentemente pelo método directo que consiste na evaporação do solvente e pesagem dos lípidos extraídos. Para a determinação de gorduras na amostra, foram pesados 5 gramas de amostra numa balança analítica para um cartucho celulósico e tapou-se com uma camada de algodão previamente desengordurado e introduziu-se o éter de petróleo num balão de fundo chato previamente seco na estufa por 30 minutos, arrefecido no excicador por 30 minutos e tarado. De seguida montou-se o aparelho de Soxhlet, extraíndo-se a gordura por aquecimento em banho-maria figura 19A, durante 8 horas e evaporou-se o éter de petróleo num evaporador rotativo figura 19B. Finalmente secou-se o balão com a gordura na estufa a 105°C por 1 hora, arrefeceu-se de seguida no excicador e pesou-se.

Os resultados da determinação de gorduras serão expressas em percentagens segundo a fórmula (15) do anexo 3



**Figura 19:** A- Banho-maria, B- Evaporador Rotativo

#### 4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Neste capítulo estão apresentados os resultados obtidos na determinação das propriedades físico-químicas de óleo de coco proveniente de INH e NP (tabelas 3-8) e os respectivos cálculos estatísticos. No caso de farelo estão apresentados resultados de determinação de humidade, sais minerais, proteínas e gordura (tabelas 9-13).

Foi necessário calcular os intervalos de confiança em cada parâmetro analisado nas amostras do óleo e farelo de coco. Para isso usou-se a fórmula 4 (anexo 3) e considerou-se um nível de confiança 95% em função do número de graus de liberdade ( $v = n-1$ ) acharam-se os  $t_{crit}$  a partir da tabela de distribuição “t de student”.

Para o cálculo de coeficiente de variação (%CV) usou-se a fórmula 3 (anexo 3)

##### 4.1. Óleo de coco

###### 4.1.1. Resultados de determinação de humidade e material volátil

Na tabela 3 estão apresentados os resultados de determinação de humidade e material volátil.

**Tabela 3:** Resultados da percentagem de água nas amostras de óleo de coco de INH e NP

Componentes	$\bar{x}$	S	%CV	$\bar{x} \pm \frac{s \times t}{\sqrt{n}}$	
INH	$m_a(g)$	10,0503	0,0910	0,91	$10,05 \pm 1,22$
	%w(g)	0,1700	0,0070	4,12	$0,17 \pm 0,01$
NP	$m_a(g)$	10,0230	0,0087	0,09	$10,02 \pm 0,01$
	%w(g)	0,3300	0,0495	15,00	$0,33 \pm 0,07$

Onde:  $m_a(g)$ - massa da toma da amostra húmida, em gramas

%w – percentagem de água na amostra

Para a humidade de matéria volátil aos 105°C o óleo de coco de Inhambane apresenta um teor médio de 0,17 ( $\pm 0,01$ )% e o de Nampula teve um teor médio de água de 0,33 ( $\pm 0,07$ )% acima do valor previsto que é de 0,20% (NM 48. 2007) figura 20 anexo 4. A precisão foi boa para o óleo de coco de Inhambane com valor de %CV de 4,12%.

#### 4.1.2. Resultados de determinação de índice de acidez

Na tabela 4 estão apresentados os resultados de determinação de índice de acidez.

**Tabela 4:** Resultados de índice de acidez nas amostras de óleo de coco de INH e NP

Componentes	$\bar{x}$	S	%CV	$\bar{x} \pm \frac{s \times t}{\sqrt{n}}$	
INH	$m_a(g)$	10,12	0,01	0,15	10,12±2,59
	$I_A$ mg KOH/g	1,51	0,02	1,24	1,51±0,04
NP	$m_a(g)$	10,04	1,90	19,01	10,04±0,02
	$I_A$ mg KOH/g	1,30	0,03	2,17	1,30±0,03

Onde:  $m_a(g)$ - massa da amostra, em gramas

$I_A$  (mg KOH/g) – índice de acidez determinada na amostra

Olhando para os resultados da determinação de índice de acidez, (tabela 4) para o óleo de coco de Inhambane o teor é de 1,51 ( $\pm 0,04$ )mg KOH/g e o de Nampula contém 1,30 ( $\pm 0,03$ )mg KOH/g de óleo, figura IIA anexo 4. A precisão das análises foi boa para as duas amostras de óleo sendo o de Inhambane com o valor de %CV de 1,24 e de Nampula com o valor de %CV de 2,17.

A acidez é expressa em ácido predominante que é **Láurico** mas em CODEX ALIMENTARIUS é expressa em **mg KOH/g** por isso que houve a necessidade de converter-se os cálculos.

#### 4.1.3. Resultados de determinação de índice de peróxidos

Na tabela 5 estão apresentados os resultados de determinação de índice de peróxidos.

**Tabela 5:** Resultados de índice de peróxidos nas amostras de óleo de coco de INH e NP

Componentes	$\bar{x}$	s	%CV	$\bar{x} \pm \frac{s \times t}{\sqrt{n}}$	
INH	$m_a(g)$	10,08	0,00	0,02	10,08±0,00
	$I_P$ mEq.O <sub>2</sub> /Kg	6,38	0,05	0,74	6,38± 0,06
	$m_a(g)$	10,02	0,00	0,03	10,02±0,00

NP	$I_P$ mEq.O <sub>2</sub> /Kg	2,49	0,00	0,00	2,49 ± 0,00
----	------------------------------	------	------	------	-------------

Onde:  $m_a$  (g)- massa da amostra, em gramas

$I_P$  – índice de peróxidos determinado na amostra

De acordo com os dados da tabela 5, o índice de peróxidos do óleo de coco de Inhambane e Nampula contém 6,38 (±0,06) mEq.O<sub>2</sub>/kg e 2,49 (±0,00) mEq.O<sub>2</sub>/kg respectivamente, figura IIIB do anexo 4. Ambos os óleos de coco contêm uma precisão muito boa no valor de %CV de 0,00 para INH a 0,74% para NP.

#### 4.1.4. Resultados de determinação de índice de iodo

Na tabela 6 estão apresentados os resultados de determinação de índice de iodo.

**Tabela 6:** Resultados de índice de iodo nas amostras de óleo de coco de INH e NP

Componentes	$\bar{x}$	S	%CV	$\bar{x} \pm \frac{s \times t}{\sqrt{n}}$	
	$m_a$ (g)	0,2135	0,00085	0,40	0,21 ± 0,00
INH	$I_I$ mg/g	7,9210	0,24670	3,11	7,92 ± 0,34
	$m_a$ (g)	0,2465	0,00035	0,14	0,25 ± 0,00
NP	$I_I$ mg/g	9,9500	0,58680	5,90	9,95 ± 0,80

Onde:  $m_a$  (g)- massa da toma da amostra húmida, em gramas

$I_I$  – índice de iodo determinado na amostra

De acordo com os resultados obtidos na tabela 6, o índice de iodo do óleo de coco de Nampula contém 9,95 (±0,80) mg/g e de Inhambane 7,92 (±0,34) mg/g de óleo, figura IVA do anexo 4, ambos com uma boa precisão no valor de %CV de 3,11 para Inhambane e 5,90 para Nampula.

#### 4.1.5. Resultados de determinação de índice de saponificação

Na tabela 7 estão apresentados os resultados de determinação de índice de saponificação.

**Tabela 7:** Resultados de índice de saponificação nas amostras de óleo de coco de INH e NP

Componentes	$\bar{x}$	S	%CV	$\bar{x} \pm \frac{s \times t}{\sqrt{n}}$	
	$m_a$ (g)	2,1787	0,0074	0,34	2,18 ± 0,01

INH	$I_s$ mg/g	253,1967	1,4024	0,55	253,19± 1,90
	$m_a$ (g)	2,0169	0,0037	0,18	2,02±0,00
NP	$I_s$ mg/g	270,7433	0,7684	0,28	270,74± 1,05

Onde:  $m_a$  (g)- massa da amostra, em gramas

$I_s$  – índice de saponificação determinado na amostra

O índice de saponificação de acordo com a tabela 7, o óleo de coco de Nampula apesar de ter obtido um resultado acima do recomendado, figura VC do anexo 4, contém uma boa precisão de %CV no valor de 0,28%.

#### 4.1.6. Resultados de determinação de impurezas

Na tabela 8 estão apresentados os resultados de determinação de impurezas.

**Tabela 8:** Resultados de impurezas nas amostras de óleo de INH e NP

Componentes	$\bar{x}$	S	%CV	$\bar{x} \pm \frac{s \times t}{\sqrt{n}}$	
	$m_a$ (g)	10,0077	0,0000	0,00	10,01±0,00
INH	I (mg/g)	0,0974	0,0000	0,00	0,09±0,00
	$m_a$ (g)	10,0100	0,0000	0,00	10,01±0,00
NP	I (mg/g)	0,1300	0,0000	0,00	0,13±0,00

Onde:  $m_a$  (g)- massa da amostra, em gramas

$I$  – impurezas determinadas na amostra

Segundo a Norma 48/2007 da INNOQ o óleo de ambas as províncias contém o valor de impurezas acima do valor recomendado que é de 0,05%, como mostram os resultados da tabela 8, e figura VIC do anexo 4.

#### 4.1.7. Reacção de kreiss

Para as duas amostras de óleo a reacção é ligeiramente positiva.

## 4.2. Farelo de coco

### 4.2.1. Resultados de determinação de humidade

Na tabela 9 estão representados os resultados de determinação de humidade de farelo de coco.

**Tabela 9:** Resultados de humidade nas amostras de farelo de coco de INH e NP

Componentes		$\bar{x}$	S	%CV	$\bar{x} \pm \frac{s \times t}{\sqrt{n}}$
INH	$m_a(g)$	5,0080	0,0074	0,15	5,00±0,01
	%w(g)	59,9333	0,0260	0,04	59,93±0,04
NP	$m_a(g)$	5,0010	0,0010	0,02	5,00±0,001
	%w(g)	65,4100	0,0071	0,01	65,41±0,01

Onde:  $m_a(g)$ - massa da toma da amostra húmida, em gramas

%w – percentagem de água na amostra

Em termos de humidade o bagaço de coco de Inhambane contém 59,93 (±0,04)%, com uma precisão de %CV no valor de 0,04, e o de Nampula contém uma humidade de 65,41 (±0,01)%, com uma precisão de %CV no valor de 0,01.

### 4.2.1. Resultados de determinação de sais minerais

Na tabela 10 e 11 estão apresentados os resultados de determinação de sais minerais.

**Tabela 10:** Valores obtidos na determinação de sais minerais do farelo de Inhambane

	$\bar{x}$	S	%CV	$\bar{x} \pm \frac{s \times t}{\sqrt{n}}$
P	0,0099	0,00007	0,70	0,01 ± 0,00
Fe	1480,6500	0,0000	0,00	1480,65 ± 5,98
Na	823,8240	4,6902	0,57	823,82 ± 6,40
K	262,3442	0,0000	0,00	262,34 ± 0,00

**Tabela 11:** Valores obtidos na determinação de sais minerais do farelo de Nampula

	$\bar{x}$	S	%CV	$\bar{x} \pm \frac{s \times t}{\sqrt{n}}$
--	-----------	---	-----	---

P	0,0082	0,0000	0,00	0,01 ± 0,00
Fe	1304,4400	4,3959	0,95	1304,44 ± 16,86
Na	624,8257	4,6905	0,75	624,83 ± 6,38
K	149,4180	0,0000	0,00	149,42±0,00

Segundo as tabelas 10 e 11 na determinação do fósforo, ferro, sódio e potássio, os sais apresentam resultados com uma precisão boa com %CV que variam de 0,00% a 0,70mg/100g para o farelo de coco de Inhambane, e com boa precisão com %CV que variam de 0,00% a 0,95mg/100g para o farelo de coco de Nampula.

#### 4.2.2. Resultados de determinação de proteína

Na tabela 12 estão representados os resultados de determinação de proteína

**Tabela 12:** Valores obtidos na determinação de proteína de INH e NP

Componentes		$\bar{x}$	$s$	%CV	$\bar{x} \pm \frac{s \times t}{\sqrt{n}}$
	$m_a(g)$	1,0500	0,0071	0,68	1,05 ± 0,02
INH	%PB	7,3493	0,0005	0,01	7,35 ± 0,00
	$m_a(g)$	1,0300	0,0141	1,37	1,03 ± 0,03
NP	%PB	7,8552	0,2761	3,51	7,85 ± 0,57

Onde:  $m_a(g)$ - massa da amostra, em gramas;

%PB – percentagem da proteína bruta.

Segundo os dados da tabela 12 na determinação de proteína, o farelo de coco de Inhambane contém uma boa precisão com %CV no valor de 0,01%, e o de Nampula também com uma boa precisão com %CV no valor de 3,51%.

#### 4.2.3. Resultados de determinação de gordura

Na tabela 13 estão representados os resultados da determinação de gordura.

**Tabela 13:** Valores obtidos na determinação de gordura de INH e NP

Componentes		$\bar{x}$	$s$	%CV	$\bar{x} \pm \frac{s \times t}{\sqrt{n}}$
	$m_a(g)$	5,0150	0,0071	0,14	5,02 ± 0,02

INH	%G	59,5200	0,0283	0,05	59,52 ± 0,06
	$m_a(g)$	5,0450	0,0035	0,07	5,05 ± 0,01
NP	%G	54,4100	0,1697	0,31	54,41 ± 0,35

Onde:  $m_a(g)$ - massa da toma da amostra húmida, em gramas

%G – percentagem da gordura

Na determinação da gordura, o farelo de coco de Inhambane apresenta um alto valor de gordura com teor de 59,5200 ( $\pm 0,06$ )% apresentando um resultado com muito boa precisão com %CV no valor de 0,05%, e para o farelo de coco de Nampula o valor da gordura é de 54,41 ( $\pm 0,35$ )% apresentando um resultado com boa precisão com %CV no valor de 0,31% como mostra a tabela 13.

### 4.3. Discussão geral

O estudo das propriedades físico-químicas do óleo de coco e a respectiva análise estatística mostrou que os resultados obtidos para o óleo de coco extraído pelo método tradicional de duas províncias corresponde aos padrões e apresenta boa qualidade e pode ser usado para fins domésticos sem nenhum perigo como mostra a tabela 14.

No caso de farelo não foi possível comparar com os padrões de qualidade porque na bibliografia analisada esta informação está ausente. O farelo tem alto valor de gordura e pode ser usado para fins domésticos (tabela 13).

Na tabela 14 estão representados os resultados dos parâmetros analisados em comparação com os padrões.

**Tabela 14:** Resultados dos parâmetros analisados em comparação com os padrões existentes.

Parâmetros analisados	Províncias		Padrões de qualidade (FAO/CODEX)
	INH	NP	
<b>Humidade</b>	0,17 ( $\pm 0,01$ )	0,33 ( $\pm 0,07$ )	0,20%
<b>Índice de acidez</b>	1,51 ( $\pm 0,04$ )	1,30 ( $\pm 0,03$ )	$\leq 4$ mg KOH/g
<b>Índice de peróxidos</b>	6,38 ( $\pm 0,06$ )	2,49 ( $\pm 0,00$ )	$\leq 10$ mEq.O <sub>2</sub> /kg
<b>Índice de iodo</b>	7,92 ( $\pm 0,34$ )	9,95 ( $\pm 0,80$ )	6 – 11 mg/g
<b>Índice de saponificação</b>	253,20 ( $\pm 1,90$ )	270,74 ( $\pm 1,05$ )	248 – 265 mg/g
<b>Impurezas</b>	0,09 ( $\pm 0,00$ )	0,13 ( $\pm 0,00$ )	0,05%
<b>Reacção de kreiss</b>	Ligeiramente positiva	Ligeiramente positiva	Negativa

## **5. CONCLUSÕES E RECOMENDAÇÕES**

### **5.1. Conclusões**

No presente trabalho de estágio laboral foi feito o estudo das seguintes propriedades físico-químicas de óleo de coco, proveniente de duas províncias Inhambane e Nampula: humidade, índice de acidez, índice de peróxidos, índice de iodo, índice de saponificação, impurezas e reacção de kreiss, e para farelo foram determinados os seguintes parâmetros para as duas províncias: humidade, sais minerais, proteína e gordura.

De acordo com os resultados obtidos conclui-se o seguinte:

- ✓ Comparando os valores obtidos com os padrões existentes conclui-se que para o óleo as propriedades analisadas no caso de humidade, índice de acidez, índice de peróxidos, índice de iodo, e índice de saponificação, encontram-se dentro do padrão existente, tendo obtido 0,17 (0,01)%, de humidade, 1,30 (0,03) a 1,51 (0,04)mg KOH/g de índice de acidez, 2,49 ( $\pm 0,00$ ) a 6,38( $\pm 0,06$ )mEq.O<sub>2</sub>/kg de índice de peróxidos, 7,92 ( $\pm 0,34$ ) a 9,95 ( $\pm 0,80$ )mg/g de índice de iodo, e 253,19 ( $\pm 1,90$ )mg/g de índice de saponificação, com a excepção da humidade e índice de saponificação do óleo de Nampula que tiveram resultados acima dos padrões existentes com valores de 0,33 ( $\pm 0,07$ )% para humidade e 270,74 ( $\pm 1,05$ )mg/g, sendo um intervalo razoável dado que o índice de saponificação deve estar entre 248 a 265 mg/g, e a humidade o teor máximo de água permitido em óleos alimentares é de 0,20%.
- ✓ Em relação as impurezas o óleo de ambas as províncias contém o valor de impurezas acima do valor recomendado que é de 0,05%.
- ✓ Em média ambos os óleos são bons para o consumo.

Para o farelo de coco conclui-se o seguinte:

- ✓ Em relação a humidade do farelo para o coco de Inhambane obtivemos um teor de 59,93 ( $\pm 0,04$ )%, e o de Nampula contém uma humidade de 65,41 ( $\pm 0,01$ )% resultado proporcional a humidade do óleo das ambas províncias, em relação a determinação dos sais minerais (P, Fe, Na, e K) obtivemos resultados que variam de 0,01 ( $\pm 0,00$ ) a 0,01

( $\pm 0,00$ )% para fósforo das duas províncias e 149,42( $\pm 0,00$ ) a 823,82 ( $\pm 6,38$ ) mg/100g de ambas as províncias em relação à proteína o farelo de coco de Inhambane apresenta o valor de proteína com teor de 7,35 ( $\pm 0,00$ )% e para o farelo de coco de Nampula contém a proteína no valor de 7,85 ( $\pm 0,57$ )% em relação à gordura o farelo de coco de Inhambane apresenta um alto valor de gordura com teor de 59,52 ( $\pm 0,06$ )% e para o farelo de coco de Nampula o valor da gordura é de 54,41 ( $\pm 0,35$ )%.

- ✓ Aconselha-se a usar este farelo para fins domésticos (na culinária, na alimentação de animais, etc).
- ✓ Em relação à precisão dos métodos usados foi boa com um %CV que varia entre 0,00 a 5,90% e uma precisão razoável para a humidade do óleo e índice de acidez com um %CV que varia de 0,09 a 19,01.

## **5.2. Recomendações**

Tendo em conta que ambos os óleos são bons para o consumo e podem ser usados para fins domésticos recomenda-se:

- ✓ Usar método tradicional na extracção de óleo de coco;
- ✓ A produção do próprio óleo em grande escala visto que em Moçambique existe matéria-prima;
- ✓ Recomenda-se também a realização de estudos idênticos com os mesmos ou outros métodos de análise;
- ✓ Recomenda-se também a realização de análises de óleos de coco e farelo de outras províncias;
- ✓ Recomenda-se também a inclusão deste óleo na alimentação das famílias moçambicanas;
- ✓ Recomenda-se também a plantação de coqueiros para manter a produção de coco no país;
- ✓ Usar farelo como comida porque tem alto valor de gordura.

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Alvarenga, G. (S/A). *A importância dos nutrientes para uma vida saudável*, acessado no dia 14/11/16 em [http://www.foreverliving.com.br/arqs/downloads/detalhe\\_1224594990\\_flp\\_cartilha\\_nutricao\\_20071214\\_web.pdf](http://www.foreverliving.com.br/arqs/downloads/detalhe_1224594990_flp_cartilha_nutricao_20071214_web.pdf).

Andrade, R. B. (2013). *Determinação de nitrogénio total em leite e derivados lácteos pelo método de micro-Kjeldahl*, mapa/sda/cgal Laboratório Nacional Agropecuário - LANAGRO/RS.

Cançado, R. D. (2007). *Sobrecarga e quelação de ferro na anemia falciforme*, revista brasileira/artigo acessado no dia 16/11/16 em <http://www.scielo.br/pdf/rbhh/v29n3/v29n3a25.pdf>.

Chicumule, F. A. S. (2012). *Análise de proteínas e fósforo em cereais e leguminosas das províncias de Maputo, Inhambane, e Zambézia*, Trabalho de licenciatura, Universidade Eduardo Mondlane, Departamento de Química, Maputo.

De Jesus, P.J. (2013). *Avaliação das propriedades do óleo de jatropha curcas L para produção de biodiesel*. Trabalho de licenciatura (72pp). Universidade Eduardo Mondlane, Departamento de Química, Maputo

FOOD INGREDIENTS BRASIL (FIB). (2008). *Dossiê: os minerais na alimentação Revista de proteínas*. Brasil, acessado em <http://www.revista-fi.com/materiais/52.pdf>.

Giustina, A. D. (2014). *Efeitos dos óleos de coco e cártamo na adiposidade abdominal e perfil lipídico de ratas realimentadas com frutose*, dissertação de mestrado, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis.

Joint FAO/WHO Food Standard Programme Codex Alimentarius Commission. (2001). *Fats, oils and related products*, vol 8.

Khodakov, I. V. (1984). *Química inorgânica 2*, editora mir Moscovo.

Laszlo, F. (S/A). *A importância do óleo de coco-Ácido Láurico*, artigo acessado no dia 14/06/16 em [http://www.toqueativo.com.br/index.php?option=com\\_content&view=article&id=225&](http://www.toqueativo.com.br/index.php?option=com_content&view=article&id=225&).

Luz, F., Oliveira, D. (2013). *Fósforo benefícios e causas para o organismo humano*, química inorgânica, 53° Congresso Brasileiro de Química.

Melo, A. P. F. (2013). *Uma vida saudável começa com uma boa alimentação*, acessado no dia 12/06/16 em <http://anaferreiramelo.com.br/tag/bagaco-de-coco/>.

LNHAA. (2012). *Manual de química alimentar-Óleos e gorduras*, Departamento de Química de Alimentos.

Moreira, J. (S/A). *A cultura do coqueiro*, acessado no dia 12/06/16 em <http://www.ebah.com.br/content/ABAAAAUjmAJ/a-cultura-coqueiro=5>.

Neves, I. P. (2007). *Cultivo de coco, dossiê técnico, Rede de Tecnologia da Bahia-RETEC/BA*.

Nhatave, A. M. (2015). *Estudo da estabilidade oxidativa e hidrolítica de vários tipos de óleos vegetais produzidos na FASOREL SARL*, Trabalho de Licenciatura (68pp), Universidade Eduardo Mondlane, Departamento de Química, Maputo.

NM 48. (2007). *Óleos e gorduras não cobertos por normas individuais*. INNOQ

Pascoal, L. A. F., Miranda, E. C. De., Silva, L. P. G., Dourado, L. R. B., Bezerra, A. P. A. (2006). *Valor nutritivo do farelo de coco em dietas para monogástricos*, revista electrónica nutritime artigo número 31, acessado no dia 12/06/16 em [http://www.nutritime.com.br/arquivos\\_internos/artigos/031V3N1P305\\_312\\_JAN2006.pdf](http://www.nutritime.com.br/arquivos_internos/artigos/031V3N1P305_312_JAN2006.pdf).

Pinese, F. (2014). *Suplementação de óleo de coco para cães obesos*, dissertação de mestrado Universidade Camilo Castelo Branco, campus de descavado, SP.

Revista analítica em foco. (2014). *Determinação de nitrogénio e proteína pelos métodos de Kjeldahl e Dumas*. Brasil.

Ribeiro, G. (2008). *Adubação potássica via solo e via axila foliar no coqueiro anão verde na região norte fluminense*, universidade estadual do norte fluminense darcy ribeiro-UENF, campus dos goytacazes-RJ.

Sandmann, P. (2013). *Óleo de coco extra virgem, elevado teor de ácido láurico, livre do colesterol*, acessado no dia 28/05/16 em [http://bteduc.bio.br/orientacoes/2013\\_Apresentacao\\_O\\_COCO\\_PFBiotecnologia.pdf](http://bteduc.bio.br/orientacoes/2013_Apresentacao_O_COCO_PFBiotecnologia.pdf).

Sannazzaro, C. A. C., Pascuet, N. S., Zenebon, O. (2004). *Métodos Físico-químicos para análise de alimentos*, Instituto Adolfo Lutz, 4ª ed. São Paulo.

Santana, I. (2012). *Avaliação química de polpa de coco verde e aplicação em gelado comestível*, dissertação de mestrado da Escola de Engenharia Mauá do Centro Universitário do Instituto Mauá de Tecnologia, São Caetano do Sul-SP.

Silva, V. S. (2002). *Regeneração in vitro de embriões de coco nucifera L*, dissertação de mestrado da Universidade de São Paulo apresentada à Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz.

Sobral L. F., Freitas, J. A. D., Holanda, J. S., Fontes, H. R., Cuenca, M. A. G., Resende, R. S. (2004). *Coqueiro anão-verde* acessado no dia 22/03/16 em [http://www.ipipotash.org/udocs/FRUTEIRAS\\_5\\_Coqueiro.pdf](http://www.ipipotash.org/udocs/FRUTEIRAS_5_Coqueiro.pdf).

Umbelino, D. C; Rossi, E. A. (2006). *Deficiência de ferro: consequências biológicas e propostas de prevenção*. Revista de ciências farmacêuticas Básicas e Aplicada, acessado no dia 16/11/16 em [http://serv-bib.fcfar.unesp.br/seer/index.php/Cien\\_Farm/article/viewFile/369/353](http://serv-bib.fcfar.unesp.br/seer/index.php/Cien_Farm/article/viewFile/369/353).

Vale, M. R., Ramos, J. D., Sousa, H. U. De., Junqueira, K. P., Mendonça, V. (S/A). *Cultura do coqueiro-anão Cocos nucifera L*, acessado no dia 12/06/16 em <http://www.editora.ufla.br/index.php/component/phocadownload/category/56-boletins-de-extensao%3Fdownload%3D1180:boletinsextensao>.

## ANEXOS

### Anexo 1: Peso das amostras, cadinhos e volumes gastos

**Tabela IA:** Massa das amostras de óleo para humidade, acidez, peróxidos, iodo, saponificação e impurezas

<b>Amostras</b>	<b>Réplicas (g)</b>			$\bar{X}$ (g)	<b>Branco</b>
Humidade (INH)	10,1790	9,9863	9,9857	10,0503	-----
Humidade (NP)	9,9719	10,0618	10,0354	10,0230	-----
Acidez (INH)	10,1039	10,0618	10,1460	10,1249	-----
Acidez (NP)	10,0436	10,0470	10,0425	10,0443	-----
Peróxidos (INH)	10,0780	10,0737	10,0793	10,0770	-----
Peróxidos (NP)	10,0220	10,0233	10,0293	10,0248	-----
Iodo (INH)	0,2100	0,2147	0,2160	0,2136	0,00
Iodo (NP)	0,2470	0,2432	0,2494	0,2465	0,00
Saponificação (I)	2,1892	2,1816	2,1654	2,1787	0,00
Saponificação (N)	2,0164	2,0221	2,0122	2,0169	0,00
Impurezas (INH)	10,0077	-----	-----	10,0077	-----
Impurezas (NP)	10,0100	-----	-----	10,0100	-----

**Tabela IIA:** Volume gasto da solução titulante na titulação de acidez, peróxidos, iodo e saponificação

<b>Amostras</b>	<b>Réplicas (mL)</b>			$\bar{X}$ (mL)	<b>Branco (mL)</b>
Acidez (INH)	2,7	2,7	2,8	2,73	-----
Acidez (NP)	2,4	2,3	2,3	2,33	-----
Peróxidos (INH)	6,4	6,5	6,4	6,43	-----
Peróxidos (NP)	2,5	2,5	2,5	2,50	-----
Iodo (INH)	45,3	45,2	45,3	45,27	46,6
Iodo (NP)	44,5	44,7	44,8	44,67	46,6
Saponificação (INH)	0,6	0,7	0,6	0,63	20,3
Saponificação (NP)	0,9	0,8	0,8	0,83	20,3

**Tabela IIIB:** Volume gasto da solução de éter na determinação de impurezas

Amostras	Réplicas			$\bar{X}$ (mL)
INH	200,0	-----	-----	200,0
NP	200,0	-----	-----	200,0

**Tabela IVB:** Massa das amostras de farelo de coco para determinação de cinzas, gordura e proteína

	INH	NP
<b>Cinzas</b>	3,08	3,11
	6,10	6,10
<b>Gordura</b>	5,01	5,05
	5,02	5,04
<b>Proteína</b>	1,04	1,01
	1,06	1,05

**Tabela VB:** Volume gasto da solução titulante na titulação da proteína

Amostras	Réplicas (mL)	$\bar{X}$ (mL)
INH	10,9	10,9
	10,9	
NP	10,3	10,4
	10,5	

**Tabela VIB:** Peso dos cadinhos e balões vazios usados nas cinzas e gordura

Amostras	Cinzas (g)/ Réplicas		Gordura (g)/ Réplicas	
INH	19,39	25,62	107,31	111,00
NP	27,45	21,29	105,90	107,33

**Tabela VIIB:** Massa de amostras de farelo de coco para determinação humidade

Amostras	Réplicas $\bar{X}$ (%)			$\bar{X}$ (%)
INH	5,0061	5,0184	4,9996	5,0080
NP	5,0020	5,0007	5,0005	5,0011

**Anexo 2: Teores de parâmetros analisados nas amostras óleo e farelo de coco**

**Tabela VIII C:** Valores obtidos na determinação de teor de ferro

Réplicas		P.A. Cinzas	Cinzas(%)	Absorvâncias	[Fe]mg/L	Teor de Fe(mg/100g)
Inhambane	1	0.02	0,98	0,042	0,4516	1480,65
	2	0.06	0,98	0,042	0,4516	1480,65
	3	-----	0,98	0,042	0,4516	1480,65
Nampula	1	0.03	1,31	0,038	0,3871	1269,18
	2	0.11	1,31	0,039	0,4032	1321,97
	3	-----	1,31	0,039	0,4032	1321,97

**Tabela IX C:** Valores obtidos na determinação de teor de fósforo

Réplicas		Cinzas(%)	Absorvâncias	[P]mg/L	Teor de P (%)
Inhambane	1	0,64	0,067	0,4884	0,0098
	2	0,64	0,068	0,4926	0,0099
	3	0,64	0,068	0,4926	0,0099
Nampula	1	0,96	0,047	0,4058	0,0082
	2	0,96	0,047	0,4058	0,0082
	3	0,96	0,047	0,4058	0,0082

**Tabela X C:** Valores obtidos na determinação de teor de sódio

Réplicas		Absorvâncias	F.d	[Na] mg/100mL	Teor Na mg/100g
Inhambane	1	63,0	10,0	50,6579	830,4570
	2	62,0	10,0	49,4440	810,5570
	3	63,0	10,0	50,6579	830,4570
Nampula	1	53,0	10,0	38,5190	631,4590
	2	53,0	10,0	38,5190	631,4590
	3	52,0	10,0	37,3051	611,5590

**Tabela XI C:** Valores obtidos na determinação de teor de potássio

Réplicas		Absorvâncias	F.d	[K] mg/100mL	Teor K mg/100g
Inhambane	1	83,0	10	16,0030	262,3442
	2	83,0	10	16,0030	262,3442
	3	83,0	10	16,0030	262,3442
Nampula	1	48,0	10	9,1145	149,4180
	2	48,0	10	9,1145	149,4180
	3	48,0	10	9,1145	149,4180

**Tabela XIID:** Valores de teores de proteína e gordura

Amostras	Proteína (%)			Gordura (%)		
	Réplicas		$\bar{X}$ (%)	Réplicas		$\bar{X}$ (%)
<b>INH</b>	7,35	7,35	7,35	59,48	59,56	59,52
<b>NP</b>	8,00	7,70	7,85	54,65	54,17	54,41

**Tabela XIID:** Valores de teores de amostras de óleo para humidade, acidez, peróxidos, iodo, saponificação e impurezas

Amostras	Réplicas			$\bar{X}$ (g)
Humidade (INH) % w/w	0,17	0,16	0,18	0,17
Humidade (NP) % w/w	0,30	0,28	0,40	0,33
Acidez (INH) mgKOH/g	1,50	1,50	1,54	1,51
Acidez (NP) mgKOH/g	1,34	1,28	1,28	1,30
Peróxidos (INH) mEq.O2/Kg	6,35	6,45	6,35	6,38
Peróxidos (NP) mEq.O2/Kg	2,49	2,49	2,49	2,49
Iodo (INH) mg/g	7,85	8,27	7,64	7,92
Iodo (NP) mg/g	10,78	9,91	9,16	9,95
Saponificação (I) mgKOH/g	252,41	252,00	255,18	253,20
Saponificação (N) mgKOH/g	269,90	270,50	271,83	270,74
Impurezas (INH) %	0,09	-----	-----	0,09
Impurezas (NP) %	0,13	-----	-----	0,13

**Tabela XIIVD:** Valores de teor de humidade de farelo de coco

Amostras	Réplicas $\bar{X}$ (%)			$\bar{X}$ (%)
<b>INH</b>	65,42	65,57	65,23	65,41
<b>NP</b>	59,97	59,63	60,20	59,93

### **Anexo 3: Fórmulas usadas para os cálculos**

#### **1. Fórmula para a média amostral**

$$\bar{x} = \frac{\sum x_i}{n}$$

#### **2. Desvio padrão da amostra**

$$s = \sqrt{\frac{(x_i - \bar{x})^2}{n-1}}$$

#### **3. Coeficiente de variação**

$$CV = \frac{s}{\bar{x}} \cdot 100$$

#### **4. Intervalo de confiança**

$$\bar{x} \pm \frac{t \cdot s}{\sqrt{n}}$$

#### **5. Fórmula para determinação de humidade**

$$\%w = \frac{m_w}{m_d} \cdot 100\%$$

#### **6. Fórmula para determinação do índice acidez**

$$\text{Acidez Livre} = \frac{V \cdot N \cdot (p.m.)}{m \cdot 10}$$

#### **7. Fórmula para determinação do índice de peróxidos**

$$\text{Índice de peróxido} = \frac{V \cdot N \cdot 1000}{m}$$

**8. Fórmula para determinação de índice de iodo**

$$\text{Índice de Iodo} = \frac{(V_1 - V_0) * N * 12,69}{m}$$

**9. Fórmula para determinação de índice de saponificação**

$$\text{Índice de Saponificação} = \frac{(V_2 - V_0) * N * 56,1}{m}$$

**10. Fórmula para determinação de impurezas**

$$\text{Impureza (em solvente X)} = \frac{m_1}{m} * 100$$

**11. Fórmula para determinação de cinzas para sais minerais**

$$\% \text{ Cinzas} = \frac{m_2 - m}{m_1 - m} * 100$$

**12. Fórmula para determinação de ferro**

$$\text{Fe} = \frac{\text{Fe} \left( \frac{\text{mg}}{25\text{ml}} \right) * F * 100 * 4}{m}$$

**13. Fórmula para determinação de fósforo**

$$\% \text{ P} = \frac{F * 0,0625}{G}$$

**14. Fórmula para determinação de proteína (Andrade, 2013)**

$$\% \text{NT} = \frac{V * N * 0,014 * 100}{m}$$

$$\% \text{PB} = \% \text{NT} * F. d$$

**15. Fórmula para determinação de gordura**

$$\% \text{ Gordura} = \frac{m_2 - m_1}{m} * 100$$

## **Legenda das fórmulas**

### **Amostras de óleo**

$m_a$ - massa da toma da amostra húmida, em gramas

$m_w$ - massa da água em gramas

**m**- massa da amostra em gramas

**N**- normalidade da solução titulante

**p.m**- peso molecular do ácido característico (ácido láurico)

**V**- é o volume do titulante gasto em mL

**V<sub>0</sub>**- volume da solução do titulante gasto na titulação da amostra em mL

**V<sub>1</sub>**-volume da solução titulante gasto na titulação no ensaio em branco em mL

$m_I$ - peso das impurezas

**X** – solvente usado

### **Amostras de bagaço**

**F**: Factor de diluição/Concentração de fósforo em  $\mu$ gramas lidas na curva padrão/

**F.d**: Factor de conversão de proteína (5,30);

**Fe**: Ferro;

**Fe (mg/25 ml)**: Concentração de Ferro obtida através da curva de calibração;

**G**: peso em gramas de amostra;

**m**: massa da toma da amostra/ peso da cápsula ou cadinho vazio;

**m1**: peso da cápsula ou cadinho com amostra/ peso do balão vazio;

**m2**: peso da cápsula ou cadinho com cinza/ peso do balão com a gordura;

**0,0625**: factor de cálculo de diluição;

**N:** Normalidade do HCl;

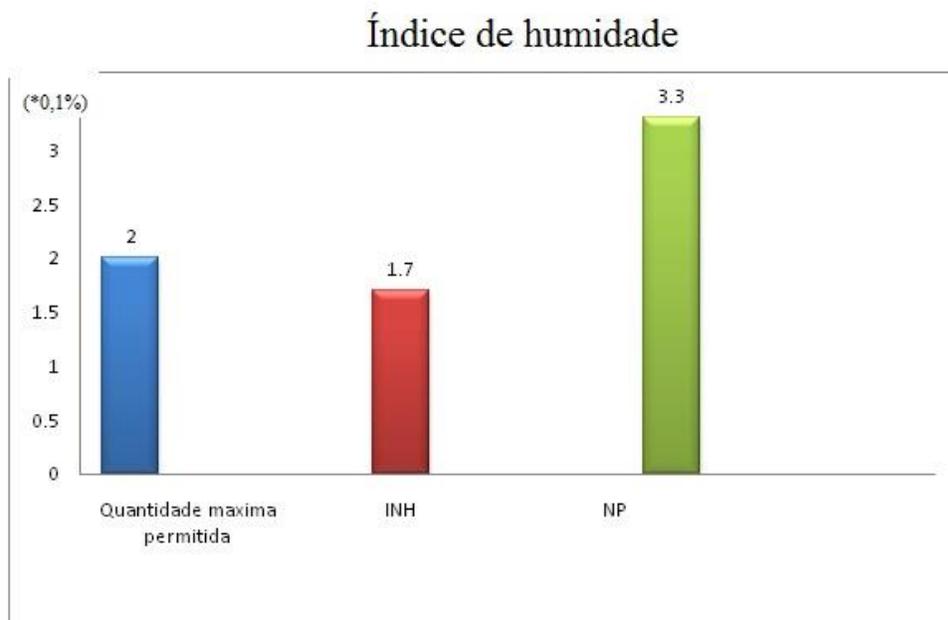
**NT:** Nitrogénio Total

**P:** Fósforo

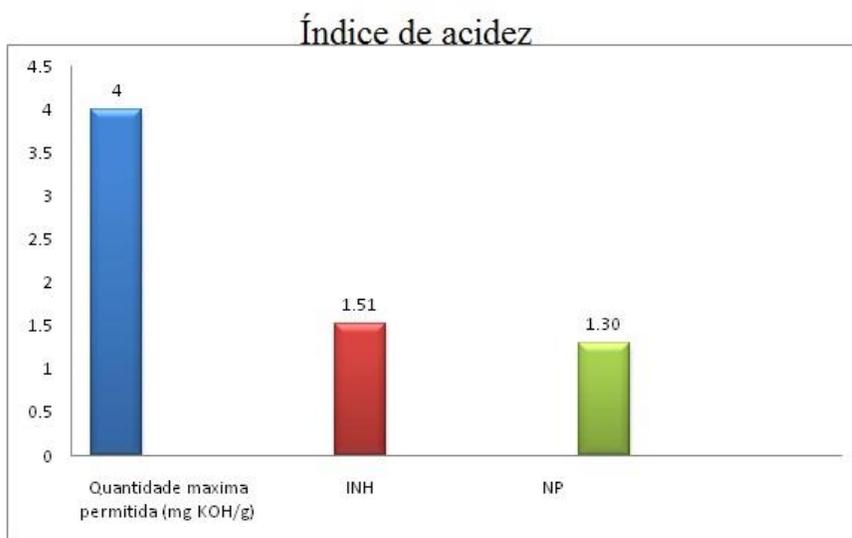
**PB:** Proteína Bruta

**V<sub>(HCl)</sub>:** Volume de HCl gasto

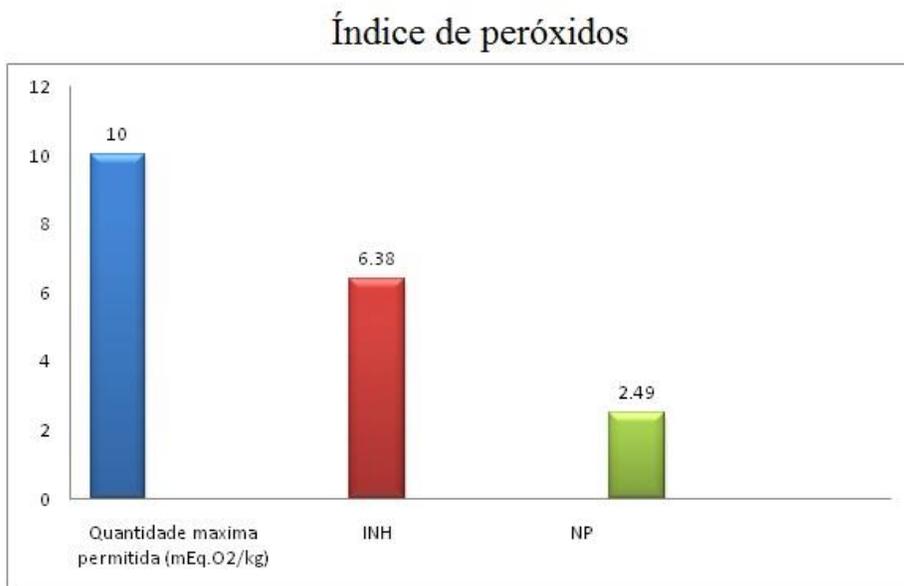
#### Anexo 4: Gráficos de padrões de qualidade analisados de óleo de coco



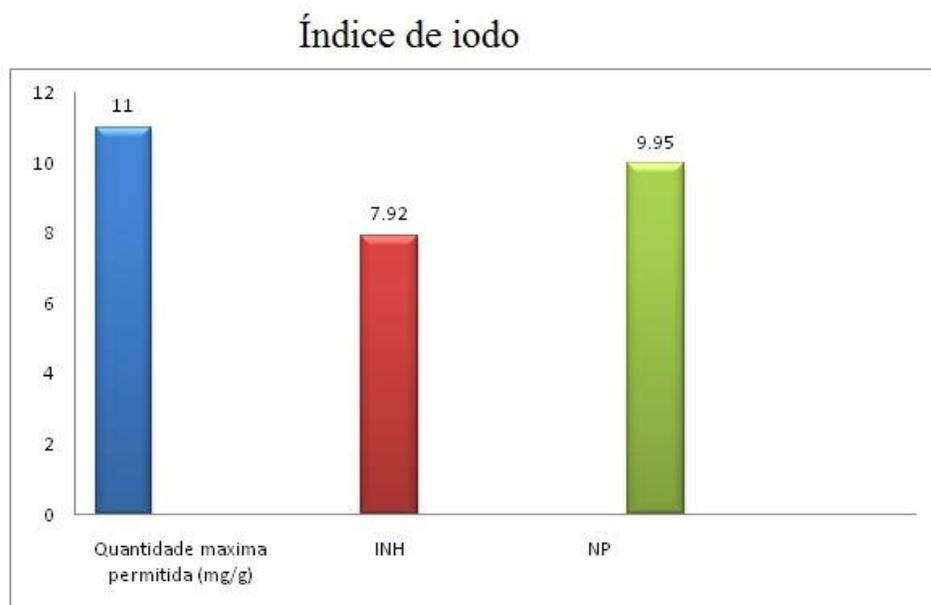
**Figura IA:** Gráfico do parâmetro analisado de índice de humidade



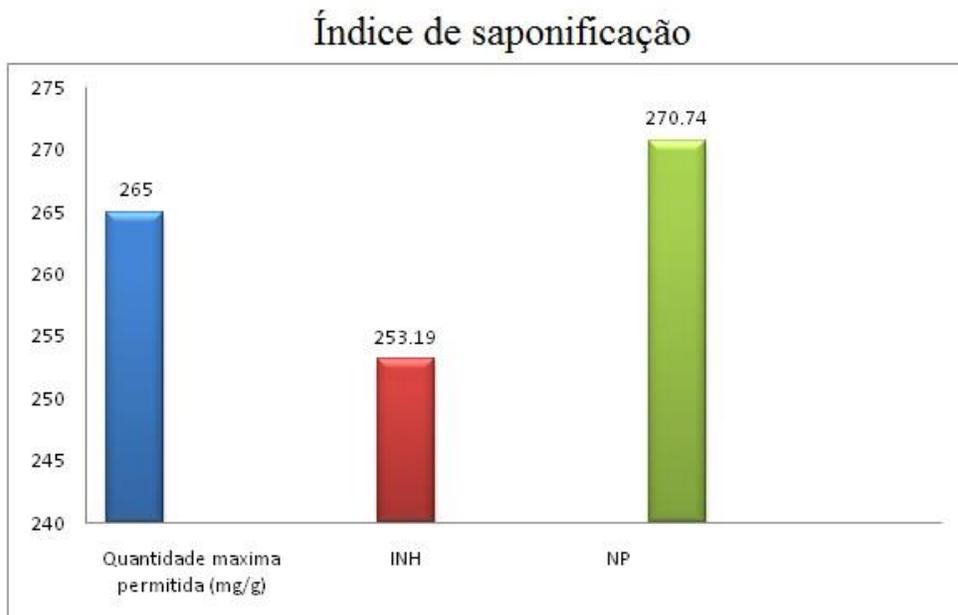
**Figura IIA:** Gráfico do parâmetro analisado de índice de acidez



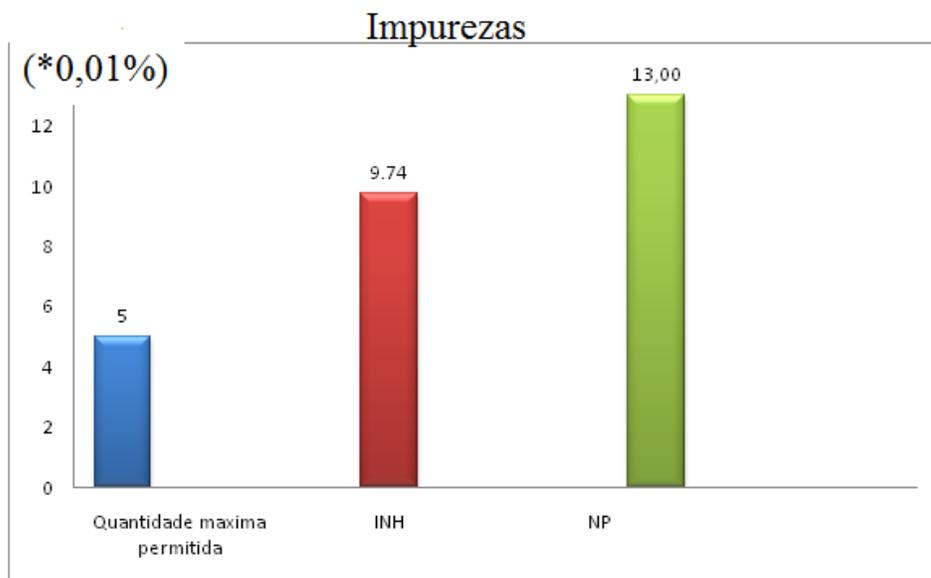
**Figura IIIB:** Gráfico do parâmetro analisado de índice de peróxidos



**Figura IVB:** Gráfico do parâmetro analisado de índice de iodo



**Figura VC:** Gráfico do parâmetro analisado de índice de saponificação



**Figura VIC:** Gráfico do parâmetro analisado de impurezas

Anexo 5: Gráficos de curva de calibração e suas equações

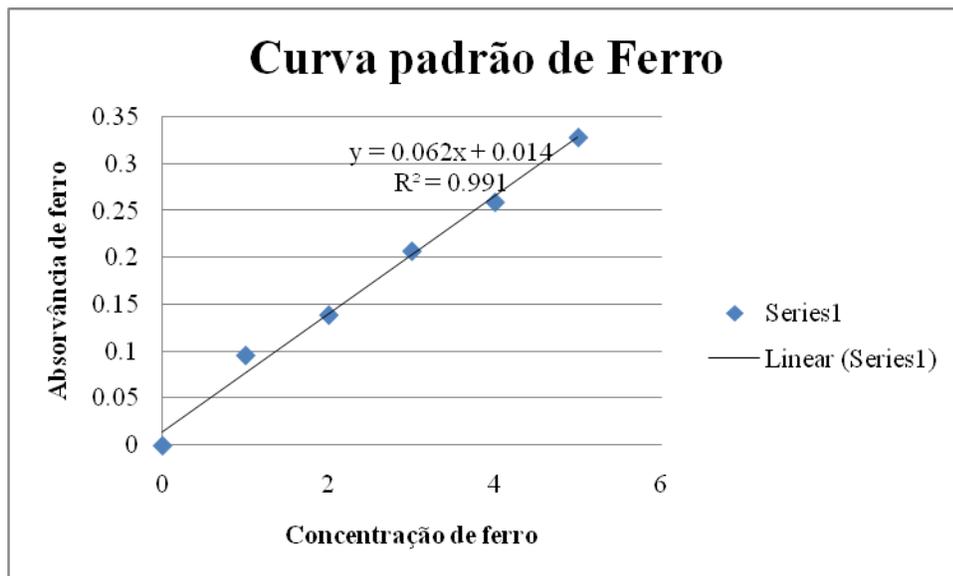


Figura VIID: Curva de calibração de ferro

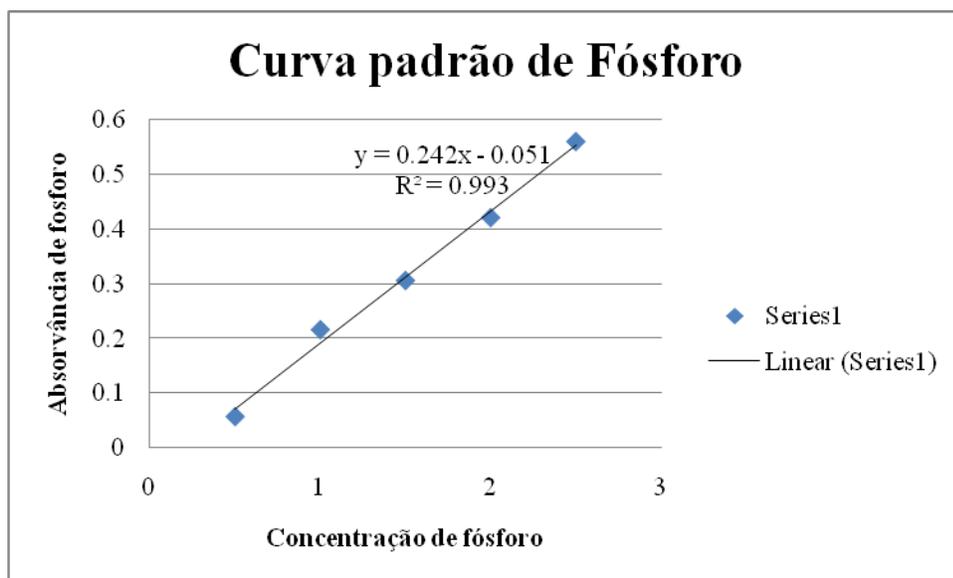


Figura VIID: Curva de calibração de fósforo

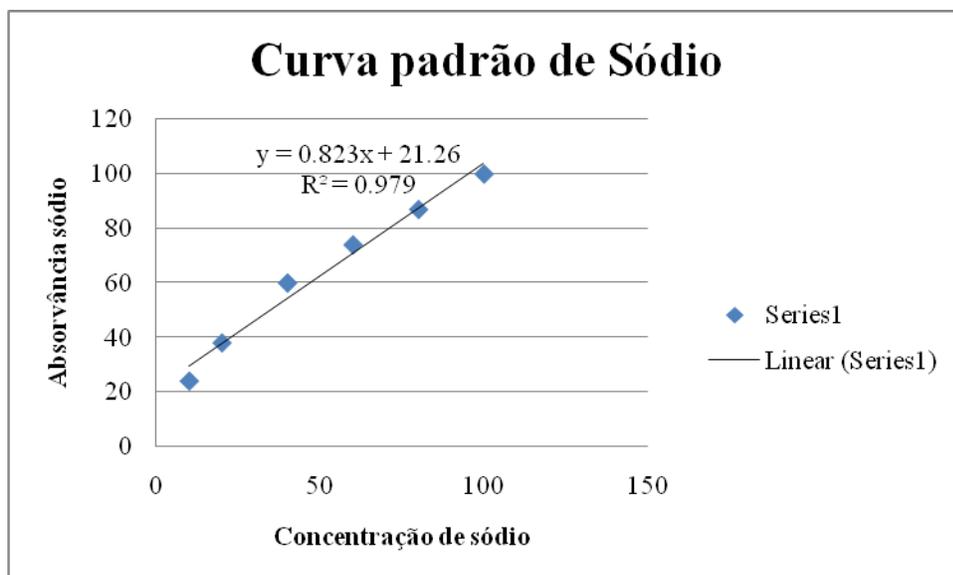


Figura IXE: Curva de calibração de sódio

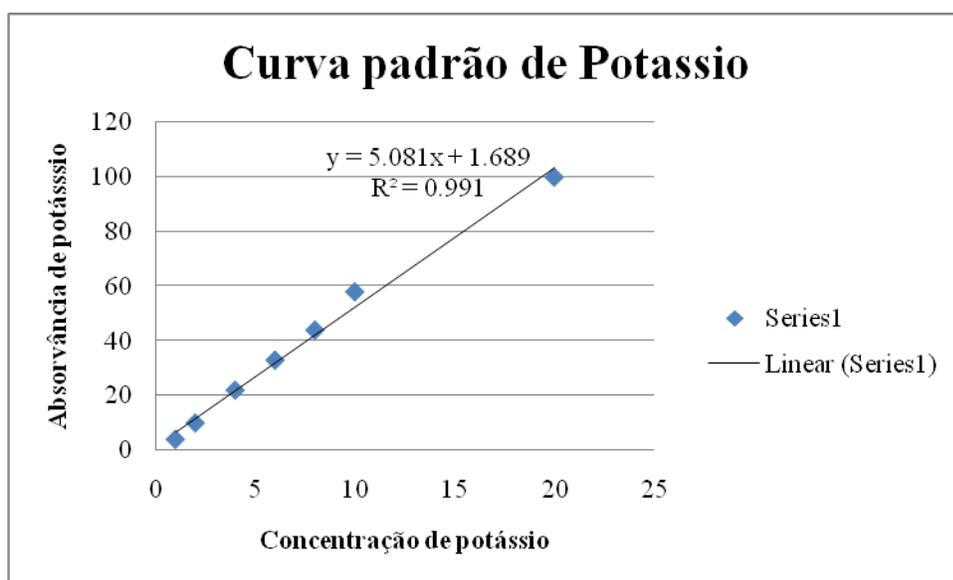
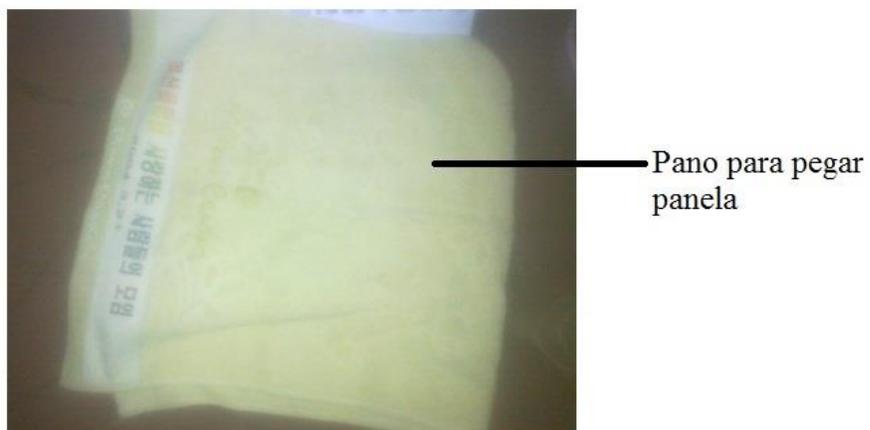


Figura XE: Curva de calibração de potássio

**Anexo 6: Imagens ilustrativas de um pilão e pano**



**Figura XIF:** Imagem de pilão e pau de pilar



**Figura XIIF:** Imagem de um pano para pegar panela

## **Anexo 7: Procedimentos seguidos para a preparação das soluções reagentes**

### **Preparação da solução de NaOH a 0,1N**

Preparou-se a solução de NaOH a 0,1N com ajuda de uma ampola contendo um reagente com capacidade de diluir 500mL.

### **Preparação da solução de amido a 1%**

Numa balança analítica pesou-se 1,0g de amido e dissolveu-se com o auxílio de água quente num balão de 100mL até a dissolução de soluto.

### **Preparação da solução: mistura de álcool – éter (1:2)**

Com ajuda de provetas mediu-se 200mL de álcool e noutra mediu-se 400mL de éter e ambos foram misturados num frasco de 1000mL, tapou-se e rotulou-se.

### **Preparação da solução: mistura de ácido acético – clorofórmio (3:2)**

Com auxílio de provetas preparou-se uma mistura de 500mL de solvente, medindo-se 300mL de ácido acético e 200mL de clorofórmio para um balão de 500mL e rotulou-se.

### **Preparação de Hidróxido de sódio a 40% w/w**

Pesou-se 40 gramas de hidróxido de sódio e dissolveu-se em aproximadamente 800 mL de água destilada para melhor dissolução num frasco com volume de 1000 mL e fez-se o volume com água destilada. A solução foi preparada na hote e num banho de gelo por ser uma reacção exotérmica.

### **Preparação do Ácido bórico a 2%**

Pesou-se 40 gramas de ácido bórico e dissolveu-se o ácido num balão de 1000 mL, e fez-se o volume com água destilada. De seguida, adicionou-se 6 gotas do indicador tashiro Homogeneizou-se agitando.

## **Anexo 8: Receitas de uso de óleo de coco e farelo**

### **Pão de coco usando óleo e farelo de coco**

#### **Ingredientes**

- 2- Chávenas de farinha de trigo
- 1- Colherinha (café) de sal
- 4- Colheres (sopa) de fermento em pó
- 2- Colheres (sopa) de óleo de coco
- 1- Chávena de coco ralado (farelo de coco)
- 2- Colheres (sopa) de açúcar
- 1- Chávena de leite de coco diluído ao meio com água.

#### **Modo de preparar**

Peneire a farinha, o sal e o fermento numa bacia, separadamente misture o farelo e o açúcar e junte à farinha, adicione o leite e o óleo, amasse até obter um bolo de massa bem aglutinada, oleosa na superfície, cubra e deixe crescer por 10 minutos. De seguida achatá-la para ela virar uma panqueca gorda, e ponha numa assadeira untada e faça furinhos por cima com garfo para decorar e asse no forno médio 120°C por 20 minutos ou até dourar. Deixe arrefecer para comer.

## **Bolo usando farelo de coco**

### **Ingredientes**

- 1- Chávena de farelo de coco
- 1- ½ - Chávena de leite fresco
- 1- Chávena de açúcar
- 2- Chávenas de farinha de trigo
- 3- Ovos
- 3- Colheres (sopa) de manteiga
- 1- Colher (sopa) bem cheia de fermento em pó

### **Modo de preparar**

Coloque o farelo de molho em ½ chávena de leite numa bacia e reserve, de seguida ponha em outra bacia ou liquidificador os ovos, manteiga, o açúcar e o restante do leite e bata bem, acrescente a farinha de trigo, 1 chávena por vez e bata na velocidade máxima até misturar por completo, quando estiver tudo batido derrame a mistura no farelo que esta de molho acrescentando o fermento misturando delicadamente, e leve ao forno médio pré-aquecido em forma untada por aproximadamente 40 minutos ou até dourar.