

N°d'ordre:.....

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET
POPULAIRE MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE LA
RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITÉ MOULOUD MAMMERI DE TIZI-OUZOU

FACULTÉ DES

SCIENCES DÉPARTEMENT



DOMAINE : SCIENCES DE LA
MATIÈRE FILIÈRE : CHIMIE

MEMOIRE DE MASTER

SPECIALITÉ : *CHIMIE PHARMACEUTIQUE*
THEME

**Extraction des huiles végétales de noyaux d'abricots et
de graines de moringa et leurs incorporations dans des formulations
cosmétiques**

Présenté par : **ZEGGANEN** *Narimene*

Soutenu publiquement, le 11/07/2021 devant le Jury composé de :

| | | | |
|------------------------|-------------------|--------------|---------------------|
| <i>DERRIDJ Fazia</i> | <i>Professeur</i> | <i>UMMTO</i> | <i>Présidente</i> |
| <i>KHALDINassima</i> | <i>MAA</i> | <i>UMMTO</i> | <i>Examinatrice</i> |
| <i>TOUZOUIRT Saida</i> | <i>MCA</i> | <i>UMBB</i> | <i>Encadreur</i> |
| <i>RAHAL Foudil</i> | <i>MAA</i> | <i>UMMTO</i> | <i>Co-encadreur</i> |

Année
universitaire 2020/2
021

Je remercie notre créateur Allah, Grand et
Miséricordieux, et tout puissant pour le courage, la force, la patience et
la volonté qu'il m'a donné pour mener à terme ce travail.

Je commence par exprimer ma profonde gratitude et mes vifs remerciements à ma
Promotrice **Mme TOUZOUIRT Saida** et Co-promoteur **Mr RAHAL Foudil** qui m'ont
honorés d'avoir accepté de diriger ce travail. Merci pour vos recommandations, vos
suggestions, votre disponibilité, votre confiance, vos précieux conseils et critiques
constructives. Merci de m'avoir guidée avec patience et d'avoir consacré autant de temps et
d'énergies pour la réalisation de ce mémoire, je vous souhaite tant et tant de bonheur.

J'exprime également ma gratitude aux membres du jury qui ont bien voulu et accepter de
lire mon travail et d'y apporter leurs remarques et critiques à l'occasion de la soutenance. Mme
DERRIDJ Fazia d'avoir présidé notre jury de soutenance, et Mme KHALDI Nassima
d'avoir examiné ce travail.

Mes vifs remerciements à Mr M. Benchoulak, Mr H. Layeb et Mme Kord pour leur
générosité et leur aide.

Mes remerciements vont aux membres de l'équipe des Laboratoires chimie pharmaceutique
et organique en particulier Madame Koulougli Djedjiga et Mme Bouhraoua Souad. Aux
Pr. K. Houali et Mr K. Bariz spécialistes en biochimie, du laboratoire de Microbiologie Appliquée de
la faculté des sciences biologique et agronomique de Tizi Ouzou pour leurs aides,
accueil chaleureux et d'avoir mis à notre disposition le matériel demandé.

Aux spécialistes du CHU Tizi-Ouzou : Dr K. Didi du service microbiologie, Dr Matmer,
Dr Mekacherd du service toxicologie,
ainsi que Dr A. Abdennour du laboratoire analytique de la faculté de médecine, UMMTO.

Nous remercions aussi Mme Dj. Merzouguidel'unité de recherche de Boumerdes, Mme D. Deboub,
Mme F. Bouizri, Mme H. Medouni ingénieurs du laboratoire à l'université de Boumerdes et
Mr M. Benailia ingénieur principal du laboratoire d'analyse instrumental à l'ENSA.

Je tiens vivement à remercier tous les enseignants rencontrés lors de nos études, pour
les connaissances et le savoir qu'ils m'ont apportés.

Enfin, mes sincères remerciements à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin
à l'accomplissement de ce modeste travail.

Je remercie le bon dieu de m'avoir donné le courage pour réaliser ce travail et
la patience pour aller jusqu'au bout du parcours de mes études.

A la mémoire de mon père, décédé trop tôt, qui m'a toujours poussé, motivé et
soutenu, j'aurais tant aimé qu'il soit présent avec moi. Que dieu le tout puissant l'accueille en
son vaste paradis et lui accorde sa miséricorde. Tu resteras toujours dans mon cœur PAPA.

Je remercie ma très chère Maman, ses conseils, ses encouragements et son
soutien inconditionnel, voici l'aboutissement de tes nombreuses nuits de prières, de tes
sacrifices et de ta générosité. Aucune dédicace ne saurait être assez expressive pour exprimer
ma gratitude pour tous tes sacrifices pour moi, que dieu te préserve ta santé et te garde pour nous.

A mon adorable et unique frère qui a toujours su me redonner le sourire, je te souhaite
le meilleur. Que dieu te bénisse.

Une spéciale dédicace à cette personne qui compte énormément pour moi, qui m'a soutenu
au long du chemin, qui a toujours été présente dans les pires et les meilleurs moments et à qui
je porte beaucoup d'amour et de respect. A toi Melissa, merci pour tout ce que tu fais pour moi.

Je ne peux pas oublier de remercier chaleureusement mes très chères amies :
BERKACHE Manel, ZELLALI Lila, Medani Lisa, je vous souhaite tout le bonheur du monde.

A mes cousines Lina et Kahina qui ont toujours cru et été là pour moi

A mes copines Yasmine et Dyhia avec qui, j'ai pu former une équipe solide au cours de
la réalisation de ce travail à tous nos moments partagés et fous rires, je vous souhaite pleins
de succès à l'avenir.

A toutes les personnes qui ont contribué à la réussite et la réalisation de ce travail.

Résumé

Notre étude s'est portée en premier lieu sur l'extraction des huiles végétales des graines de *moringaoleifera* et noyaux de *prunus armeniaca L* par pression à froid, et la caractérisation physico-chimique. Un screening phytochimique a permis de mettre en évidence des alcaloïdes et flavonoïdes pour l'huile de moringa et pour l'huile de noyau d'abricot on a la présence d'alcaloïdes seulement. La CPG a montré que les deux huiles sont très riches en acide gras 98.21% pour l'huile de noyau d'abricot et 97.46% pour l'huile de moringa, et l'HPLC a montré aussi que les huiles étudiées sont riches en α -tocophérol. Les huiles végétales ne présentent aucune activité antibactérienne vis-à-vis des bactéries testées et révèlent un faible taux du pouvoir réducteur en correspondance avec l'acide ascorbique. Puis en deuxième lieu sur la formulation de la crème et les caractéristiques organoleptiques, le test d'innocuité de cette formulation nous a permis de déduire que la crème n'est pas irritante et possède un effet cicatrisant sur la peau.

Mots-clés: *moringaoleifera*, *prunus armeniaca L*, CPG, HPLC, extraction, caractérisation.

Abstract

Our study focused first on the extraction of vegetable oils from *moringaoleifera* seed and *prunus armeniaca L* kernel by cold pressing, and the physicochemical characterization. A phytochemical screening allowed to highlight alkaloids and flavonoids for the moringa oil and for the apricot kernel oil we have the presence of alkaloids only. The GPC showed that both oils are very rich in fatty acid 98.21% for apricot kernel oil and 97.46% for moringa oil. And HPLC also showed that the oils studied are rich in α -tocopherol. The vegetable oils do not present any antibacterial activity towards the tested bacteria and reveals a low rate of reducing power in correspondence with ascorbic acid. Then secondly on the formulation of the cream and organoleptic characteristics, the safety test of this formulation has allowed us to deduce that the cream is not irritating and has a healing effect on the skin.

Keywords: *moringaoleifera*, *prunus armeniaca L*, GPC, HPLC, extraction, characterization.

ملخص

يهدف هذا العمل حول إستخلاص الزيوت النباتية لـجوبيبات المحور بزيت أول بغير اوان واة البروزوس أرمزباكال عن طريق الضغط على البارد، ونحدد خصائصها الفيزيوكيميائية. سمحت الكشوفات البيوكيميائية أن جزءاً من عمل المسخلصين نباتات احتواء زيوت المحور بزيتاً على أولويدات وفالفونويدات، واحتواء زيت واة المشمش على أولويدات فقط.

بينت تحليل كروماتوغرافيا الطور الغازي بأن كمال الزيتين جد غنيين بالأحماض الدهنية (21، 98% بالنسبة لزيوت واة المشمش و 46، 97% لزيوت المحور غا)، وبوجود تحليل كروماتوغرافيا الطور السائل بأن هذين الزيتين غنيان بـ α -توكوفيرول. لم يظهرا كمال الزيتين أي نشاط مضاد للبكتيريا تجاه السلالات البكتيرية المعملية، وأظهرت نسبة إرجاع ضغينة مقارنة بحمض أسكوربيك.

كما تمت عملية صياغة كريمة ونحدد خصائصها الحسية. إختبار السلامة من حيث سمية نتاجها أن الكريمة لا تضر الجلد ولا لها تأثير على إزالة آثارها من الجلد.

لقد تم إنتاجية: الزيوت بزيت أول بغير اوان، البروزوس أرمزباكال، كروماتوغرافيا الطور الغازي، كروماتوغرافيا الطور السائل، إستخلاص، تحديد الخصائص.

Liste des
abréviations
Liste des
figures
Liste des
tableaux

Introduction... 1

Chapitre 1: Synthèse bibliographique

| | |
|-------------------------------------------------------|----|
| 1. Huiles végétales..... | 2 |
| 1.1. Définitions | 2 |
| 1.2. Composition générale des huiles végétales | 2 |
| 1.3. Procédés d'extraction des huiles végétales | 2 |
| 1.3.1. Extraction par pression à froid | 3 |
| 1.3.2. Extraction par solvant..... | 3 |
| 1.4. Utilisation des huiles végétales..... | 4 |
| 2. Moringa oleifera | 4 |
| 2.1. Description botanique..... | 4 |
| 2.2. Classification | 5 |
| 2.3. Répartition géographique | 6 |
| 2.4. Composition chimique..... | 6 |
| 2.5. Huile de moringa en cosmétique | 7 |
| 3. Abricotier (noyau d'abricot)..... | 7 |
| 3.1. Description botanique..... | 7 |
| 3.2. Classification | 8 |
| 3.3. Répartition géographique | 9 |
| 3.4. Composition chimique..... | 9 |
| 3.5. L'huile de noyau d'abricot en cosmétique | 9 |
| 4. Méthodes d'analyse des huiles végétales | 9 |
| 5. Rhéologie..... | 9 |
| 6. Formulations cosmétiques | 10 |
| 6.1. Crème visage | 10 |
| 6.2. Sérum capillaire | 11 |

Chapitre 2: Matériel et méthodes

| | |
|------------------|----|
| 1. Matériel..... | 13 |
|------------------|----|

Table des matières

| | | |
|--------|---------------------------------------------------------------------------------|----|
| 1.1. | Matériel végétal | 13 |
| 1.2. | Matériel de laboratoires et chimiques | 13 |
| 2. | Méthode | 14 |
| 2.1. | Préparation de la matière végétale | 14 |
| 2.2. | Extraction des huiles végétales | 14 |
| 2.2.1. | Evaluation du rendement de l'extraction | 14 |
| 3. | Caractérisation des huiles extraites | 15 |
| 3.1. | Testes phytochimiques | 15 |
| 3.2. | Caractérisation physico-chimique | 17 |
| 3.3. | Détermination de la teneur en pigments (chlorophylle et caroténoïde) | 20 |
| 3.4. | Caractérisation par spectroscopie | 21 |
| 3.4.1. | Spectroscopie UV-Visible | 21 |
| 3.4.2. | Spectroscopie infrarouge | 21 |
| 3.4.3. | Chromatographie en phase gazeuse | 21 |
| 3.4.4. | Dosage de α -tocophérols par HPLC | 22 |
| 4. | Préparations des formulations cosmétiques | 23 |
| 4.1. | Formulation de la crème pour visage | 23 |
| 4.2. | Formulation d'un sérum capillaire | 24 |
| 5. | Etude biologique | 25 |
| 5.1. | Evaluation du pouvoir antioxydant | 25 |
| 5.1.1. | Extraction des polyphénols totaux | 25 |
| 5.1.2. | Détermination du pouvoir réducteur des ions ferriques (PR) | 25 |
| 5.1.3. | Inhibition de l'oxydation par le test du blanchiment du β -carotène | 26 |
| 5.2. | Activité bactériologique | 27 |
| 5.2.1. | Méthode | 27 |
| 5.2.2. | Souches testées | 27 |
| 5.2.3. | Ré-isolément des souches bactériennes | 27 |
| 5.2.4. | Antibiogramme par diffusion des disques | 28 |
| 5.3. | Effet cicatrisant | 28 |
| 6. | Etude toxicologique des formulations | 29 |
| 6.1. | Effet irritant/corrosif au contact de la peau | 29 |
| 6.2. | Recherche de bactéries dans les formulations | 31 |

Chapitre 3: Résultats et discussions

| | |
|------------------------------------------------------------------------------|----|
| 1. Evaluation du rendement d'extraction..... | 32 |
| 2. Screening phytochimique | 32 |
| 3. Etudes des caractéristiques des huiles végétales | 33 |
| 3.1. Caractéristiques organoleptiques | 33 |
| 3.2. Caractéristiques physico-chimiques | 33 |
| 4. Détermination de la teneur en pigments (chlorophylle et caroténoïde)..... | 35 |
| 5. Caractérisation par spectroscopie | 35 |
| 5.1. Spectroscopie UV-Visible | 35 |
| 5.2. Spectroscopie infrarouge | 36 |
| 5.3. Chromatographie en phase gazeuse..... | 37 |
| 5.4. Dosage de α -tocophérol par HPLC | 39 |
| 6. Préparation des formulations cosmétiques..... | 40 |
| 6.1. Caractéristiques organoleptiques des formulations | 40 |
| 6.2. Homogénéité..... | 40 |
| 6.3. Potentiel d'hydrogène des formulations | 40 |
| 6.4. Etude de comportement rhéologique de la crème | 40 |
| 7. Etude biologique | 41 |
| 7.1. Détermination du pouvoir réducteur des ions ferriques (PR) | 41 |
| 7.2. Blanchiment du β -carotène..... | 43 |
| 7.3. Activité bactériologique | 43 |
| 7.4. Effet cicatrisant..... | 44 |
| 8. Etude toxicologique des formulations | 44 |
| 8.1. Effet irritant/corrosif au contact de la peau..... | 44 |
| 8.2. Test de repousse de poils | 45 |
| 8.3. Recherche de bactéries dans les formulations..... | 46 |
| Conclusion..... | 47 |
| Références bibliographiques | 48 |
| Annexes | |

Listedes abréviations

°C:degreecelsius

AGL:AcideGras Libre

CHU:CentreHospitaloUniversitaire

cm:Centimetre

CPG:Chromatographie enphase gazeuse

FID:Detecteuràionizationdeflame

g:gramme

HPLC:Chromatographieenphase LiquideHautePerformance

IP:irritation primaire

IR:Infrarouge

OCDE:Organisationdecoopérationet dedéveloppementéconomiques

PA:principeactif

pH: potentiel d'hydrogène

PTFE:Polytétrafluoroéthylène

sec:seconde

tr:tour

UV:UltraViolet

V:Volume

µL:Microlitre

µm:Micro metre

Liste des figures

| | |
|---------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| Figure1.1 :Machinede presseautomatique..... | 3 |
| Figure1.2 :Extracteurdesoxhlet... .. | 3 |
| Figure1.3 :Différentesstructuresdemoringaoleifera | 5 |
| Figure1.4 :Moringaoleifera | 5 |
| Figure1.5 :DifférentesstructuresdeprunusarmeniacaL | 8 |
| Figure1.6 :Prunus armeniaca..... | 8 |
| Figure2.1 : Grainesdemoringaoleiferadécortiqué..... | 14 |
| Figure2.2 :Amandes desnoyaux d’abricot..... | 14 |
| Figure2.3 : Extractiondeshuilesvégétales | 14 |
| Figure2.4 : Réactionduscreeningphytochimique | 16 |
| Figure2.5 :Rhéomètre..... | 24 |
| Figure3.1 : Rendement d’huilevégétaledegrainedemoringaet denoyaud’abricot..... | 32 |
| Figure3.2 : SpectreUV-Visibledel’huiledemoringa..... | 35 |
| Figure3.3 : SpectreUV-Visibledel’huiledenoyaud’abricot..... | 35 |
| Figure3.2 : Spectreinfrarougedel’huiledenoyaud’abricot..... | 36 |
| Figure3.3 : Spectreinfrarougedel’huiledegrainedemoringa..... | 36 |
| Figure3.4 : ChromatogrammeHPLCdel’huiledenoyaud’abricot | 39 |
| Figure3.5 : ChromatogrammeHPLCdel’huiledegrainedemoringa | 39 |
| Figure3.6 : ChromatogrammeHPCLdel’huilede l’étalondel’ α -tocophérol..... | 39 |
| Figure3.7 :Photopriseparmicroscope optique delacrèmeformulé..... | 40 |
| Figure3.8 : Etalementdelacrème..... | 40 |
| Figure3.9 : Viscositéenfonctiondelavitessedecisaillement..... | 41 |
| Figure3.10 :Variationdecouleur enfonctiondupouvoirréducteurdescomposésantioxydants..... | 42 |
| Figure3.11 : Courbed’étalonnaged’acideascorbiqueet deséchantillonsétudiésdu test FRAP..... | 42 |
| Figure3.12 : Antibioqrammedel’huiledegrainedemoringa | 43 |
| Figure3.13 : Antibioqramme del’huiledenoyau d’abricot..... | 43 |
| Figure3.14 : Recherche decontamination dans lesérumcapillaire... .. | 46 |
| Figure3.15 : Recherche decontaminationdans lacrème... .. | 46 |

Listedes tableaux

| | |
|------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| Tableau1.1 :Classification botanique demoringaoleifera..... | 5 |
| Tableau1.2 :Classificationbotanique deprunusarmeniacaL | 8 |
| Tableau2.1 :Matérielsetproduitsutilisés... .. | 13 |
| Tableau2.2 :Ingrédientsnécessairespourlaformulationdelacrème... .. | 24 |
| Tableau2.3 :Préparationdela gammestandard del'acide ascorbique | 26 |
| Tableau2.4 :Souchesbactériennesutiliséespourlestests | 27 |
| Tableau2.5 :Préparationdelapinau test decicatrisation..... | 28 |
| Tableau2.6 :Préparationdeslapinsautest d'irritationcutanée | 30 |
| Tableau2.7 : Lecturesd'érythèmeetd'œdème | 30 |
| Tableau2.8 :Typede réponseselonl'irritationprimairecutanée..... | 31 |
| Tableau3.1 :Résultatduscreeningphytochimique | 32 |
| Tableau3.2 :Caractéristiqueorganoleptiquesdel'huiledemoringaoleiferaetdenoyaud'abricot . | 33 |
| Tableau3.3 :Caractéristiquesphysicochimiquesdeshuilesvégétalesdenoyaud'abricotetdegraine demoringaoleifera..... | 34 |
| Tableau3.4 :Teneurenpigmentsdel'huiledenoyau d'abricot etdegraine demoringa...35 | |
| Tableau3.5 :Groupementfonctionnelsdel'huiledenoyaud'abricotetdel'huiledegrainedemoringa | 37 |
| Tableau3.6 :Groupementfonctionnels del'acétatededl- α -tocophérol... .. | 37 |
| Tableau3.7 :Compositionenacidesgrasdel'huiledegrainedemoringaetl'huiledenoyaud'abricot | 38 |
| Tableau3.8 :caractéristiqueorganoleptiquedela crème etdusérumcapillaire | 40 |
| Tableau3.9 :Pourcentagecontractiondesplaies... .. | 44 |
| Tableau3.10 :Cotationdesrésultatsdel'érythèmeetde l'œdèmechez leslapins... .. | 45 |
| Tableau3.11 :Cotationdes résultatsde repousse depoils..... | 46 |

Introduction

générale

Durant des siècles, l'Homme s'est toujours soigné par les plantes, de manière empirique, guidé par la tradition ou les coutumes. La plupart de grands médecins du passé ont été des phytothérapeutes. La cosmétique biologique, qui fait partie de cette pratique, englobe la famille des produits contenant un maximum d'ingrédients naturels, issus du règne végétal, comme les huiles végétales, les huiles essentielles et les eaux florales [1].

L'Algérie possède une richesse en plantes aromatiques et médicinales utilisées dans divers domaines tels que la pharmacie, cosmétique et en agro-alimentaire et ce pour leurs propriétés thérapeutiques et odorantes. Le Moringa (*Moringa oleifera* L.) est l'une de ces plantes originaire de l'Inde. Elle est cultivée aujourd'hui dans toutes les régions tropicales et subtropicales du monde. L'état Algérien a encouragé les investisseurs dans la culture de cette plante. Une autre espèce.

L'abricot (*Prunus armeniaca* L.) une autre espèce fruitière, cultivée dans le monde entier. En Algérie, elle occupe la première place dans la production fruitière. Ces noyaux et ces graines contiennent une huile riche, utilisée dans les cosmétiques, hydratante, cicatrisante et anti-inflammatoire pour la peau [2].

Notre travail vise à faire un examen phytochimique des huiles végétales extraites des graines et des noyaux des plantes précitées, identifier leurs compositions, l'étude de la bioactivité (pouvoir antioxydant et effet antibactérien). Enfin, finir avec la réalisation d'une formulation cosmétique adéquate à base d'huile végétale.

Ce manuscrit est réparti en 3 chapitres :

Le premier est consacré à la synthèse bibliographique, du *Moringa oleifera* et de *Prunus armeniaca* L., leurs huiles végétales en cosmétique, leurs répartitions géographiques et leurs méthodes d'analyse.

Dans le chapitre 2, on cite les produits et l'ensemble du matériel utilisés, pour élaborer les différentes expériences nécessaires. Ainsi, la description des différentes techniques et méthodes pour l'extraction, la caractérisation et la formulation des différentes substances produites.

Le troisième chapitre englobe tout ce qui concerne l'interprétation des résultats obtenus.

Le manuscrit est achevé par une conclusion générale, qui résumera l'ensemble de ces résultats ainsi que les perspectives dégagées.

Chapitre
1 Synthèse bibliographique
e

1. Huiles végétales

1.1. Définitions

Une huile végétale est un mélange à consistance liquide ou semi-liquide à température ambiante, de substances majoritairement hydrophobes, solubles dans les solvants organiques apolaires ou peu polaires, non volatiles.

Les huiles végétales s'extraient par solvants ou naturellement par compression de la matière qui les contient, préalablement concassée. La compression est exercée à froid ou à chaud. Elles sont extraites des graines, des amandes et des fruits [3]

Elles possèdent des propriétés bénéfiques pour la peau et véhiculent parfaitement les vitamines. Les huiles les plus utilisées en cosmétique naturelle : L'huile d'amande douce, L'huile d'argan (extraite de la noix), L'huile d'avocat, L'huile de l'amande d'abricot ... etc [4].

1.2. Composition générale des huiles végétales

Une huile végétale est constituée majoritairement de triglycérides d'acides gras, accompagnés de substances lipidiques auxiliaires non glycéridiques, comme les hydrocarbures saturés

ou insaturés, des phytostérols, des alcools stéroïdiens, des alcools gras, des vitamines (ex. vitamine E). À côté de ces lipides, dits simples, on retrouve aussi dans les huiles une quantité de lipides complexes, comme les phospholipides et les glycolipides [5].

1.3. Procédés d'extraction des huiles végétales

L'extraction est une opération ancienne utilisée pour retirer, des plantes et de certains organes d'animaux, des produits alimentaires, pharmaceutiques ou odoriférants, sous formes de brevages, drogues ou parfums. L'extraction par solvant fait généralement appel, dans le cas des produits végétaux, à l'eau, aux alcools, aux solvants chlorés et/ou organiques dont l'hexane ou le mélange chloroforme-méthanol [6].

L'obtention des huiles végétales à partir des substances naturelles se fait par différentes techniques d'extraction, tel que :

1.3.1. Extraction par pression à froid

C'est une méthode simple qui consiste à briser mécaniquement par abrasion les poches oléifères localisées au niveau de l'écorce ou du péricarpe du fruit pour en recueillir le contenu. L'huile végétale est séparée du jus de fruit par un procédé mécanique de décantation à froid. De nos jours, l'extraction mécanique reste le procédé le plus simple et le seul ne modifiant pas le produit obtenu [7].



Figure 1.1 : machine de presse automatique

1.3.2. Extraction par solvant

L'appareil de Soxhlet permet de réaliser une extraction par solvant continue d'une espèce chimique contenue dans une poudre solide. Le principe de cette manipulation consiste en l'extraction de la fraction lipidique des graines par un solvant organique. Cette étape sera suivie par une autre où il sera question d'évaporer le solvant pour récupérer l'huile extraite.

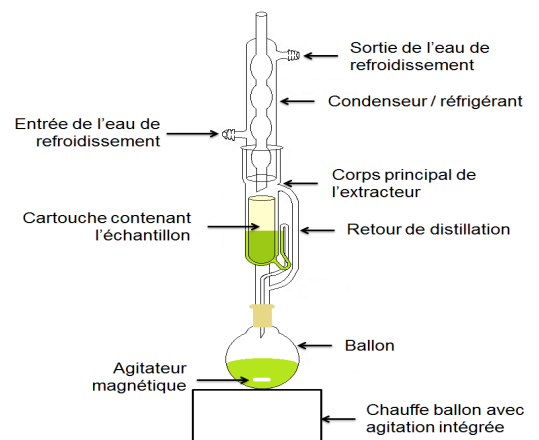


Figure 1.2 : extracteur de Soxhlet

1.4. Utilisation des huiles végétales

Les graines oléo-protéagineuses sont des substrats de prédilection du fait de leur grande diversité en termes de composition en acides gras, en vitamines et en protéines.

Les graines de *Moringa* présentent une forte teneur en huile. Cette huile est de type oléique (jusqu' à 76 % d'acide oléique) [8] et elle est très riche en Vitamine E (alpha tocophérol) qui est un antioxydant très puissant.

Les sous produits d'abricot et en particulier les amandes sont considérés comme une culture vivrière importante, variantes d'utilisation de la consommation locale comme des noix comestibles à l'état naturel à l'inclusion comme des ingrédients majeurs dans les produits alimentaires. Ainsi, L'huile d'amande d'abricot est un exemple bien connu qui est utilisé dans les produits cosmétiques et à des fins médicales depuis de nombreuses années [9].

2. *Moringa oleifera*

2.1. Description botanique

Moringa oleifera, est une plante qui a l'aspect d'un arbuste dont la hauteur peut atteindre 4 à 5 m [10]. Le diamètre du tronc varie entre 20 et 40 cm [11], Son tronc effilé porte parfois des ramifications dès la base, mais en général, le tronc atteint 1,5 à 2 mètres de haut avant de se ramifier ; plusieurs branches partent de celles-ci formant une couronne dense en forme de parasol. Le diamètre d'un fût de 1,30 m de longueur mesure entre 9 à 20 cm. L'écorce est de couleur brun-pâle et lisse parfois tachetée de marron. Son bois tendre et mou ne supporte pas les vents agressifs [11].

Les feuilles se développent principalement dans la partie terminale des branches. Elles mesurent 20 à 70 cm de long avec un long pétiole et 8 à 10 paires de pennes composées chacune de deux paires de folioles opposées, plus une terminale; les folioles sont ovales et longues de 1 à 2 cm [12].

Les fruits sont en forme de gousses à trois valves allongées, déhiscentes et mesurant 20 à 60 cm de long. Les gousses sont situées au sommet des branches et renferment chacune environ 12 à 35 graines [11].

Les graines sont arrondies, ailées, avec une coque marron semi-perméable. Le poids moyen d'une graine est de 0,3g dont 25% sont représentés par la coque. La production annuelle par arbre est de 15 000 à 20 000 graines [13].



Figure 1.3 : Différentes structures de *Moringaoleifera* : 1.Arbuste ; 2. Feuilles ; 3. Fleurs ;4.Graines[14]

2.2. Classification

Tableau1.1:Classificationbotanique de

moringaoleifera[15]

| | |
|------------------|---------------|
| Règne | Plantae |
| Sousrègne | Tracheobionta |
| Classe | Magnoliopsida |
| Ordre | Capparales |
| Famille | Moringaceae |
| Division | Magnoliopyte |
| Genre | Moringa |
| Espèce | Oleifera |



Figure1.4:*moringaoleifera*

2.3. Répartition géographique

Moringa oleifera est une espèce originaire des régions d'Agra et d'Oudh, au Nord Est de l'Inde, au sud de la chaîne de montagne de l'Himalaya. Elle est cultivée aujourd'hui dans toutes les régions tropicales et sub-tropicales du monde [10]. Son introduction en Afrique de l'Est a eu lieu au début du 20^{ème} siècle par le biais du commerce et des échanges maritimes durant cette période [11].

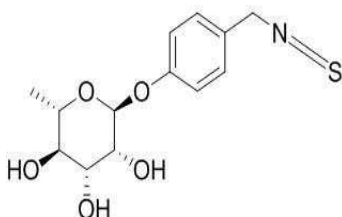
En 2001, cette plante a été introduite dans la région de l'Ahaggar au sud de l'Algérie. Un projet pour l'introduction et l'étude du comportement de *Moringa oleifera* dans différentes régions d'Algérie est mis en place par l'Institut national de la recherche forestière et la Direction générale des forêts. En conséquence, les feuilles récoltées dans les camps sahraouis du sud-ouest de l'Algérie présentaient l'activité antioxydante totale la plus élevée et ont été trouvées les plus riches en polyphénols totaux [16].

Cet arbre présente des racines fortes, très résistantes à la sécheresse et tolère 300 à 1100 mm d'eau/an. C'est une espèce végétale qui préfère un sol sablonneux, neutre ou légèrement acide (pH entre 5-7) mais tolère aussi d'autres conditions de sol, des altitudes au-dessous de 500 m, supporte des températures entre 25-35°C comme elle peut vivre aussi à 45°C dans l'ombre.

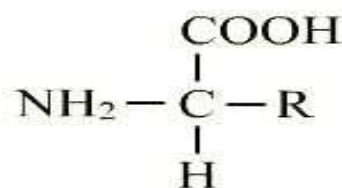
2.4. Composition chimique

Moringa oleifera est riche en composés contenant un sucre simple: le rhamnose et un groupe particulier de composés appelés glucosinolates et les isothiocyanates [17]. L'écorce de la tige contient deux alcaloïdes, à savoir la moringine et la moringinine. Les fleurs contiennent, des traces d'alcaloïdes. Les feuilles possèdent une concentration élevée en acide ascorbique,

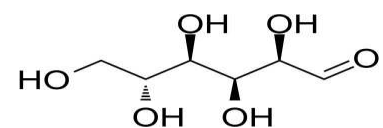
des flavonoïdes, des composés phénoliques, les caroténoïdes, du phosphore, du cuivre, les vitamines A, B, C, de la riboflavine, l'acide nicotinique, des acides aminés comme la méthionine, la cystéine, la lysine [18].



Moringine



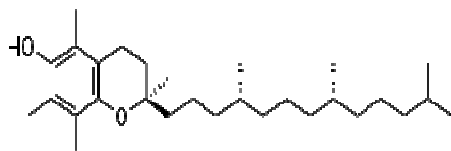
Acide aminé



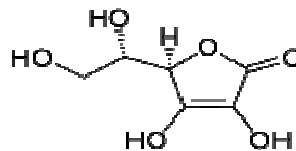
D-glucose

2.5. Huile de moringa cosmétique

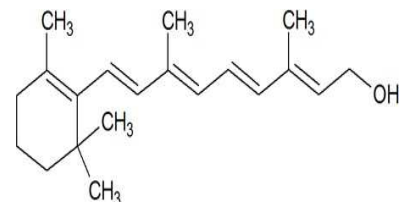
L'huile de Moringa est utilisée pour ses vertus en vitamines et en minéraux. Elle pénètre facilement dans la peau, en améliore l'apparence et l'éclat grâce à sa teneur en vitamine A qui contribue à bâtir le collagène de la peau et stimule le renouvellement cellulaire pour une action réparatrice des peaux sèches et irritées et a un effet anti-âge reconnu en réduisant les rides et les ridules grâce à sa teneur en vitamines C et E.



Vitamine E



Vitamine C



Vitamine A

L'huile de moringa ne rancit pas grâce à la teneur élevée des antioxydants et phytonutriments. Ces derniers augmentent la durée de vie de l'huile jusqu'à 5 ans et aident à freiner l'activité des radicaux libres sur la peau.

Les minéraux contenus dans l'huile des graines de Moringa lui confèrent des propriétés antiseptiques et anti-inflammatoires qui servent à traiter et à guérir les écorchures mineures de la peau, les coupures et les éraflures, les contusions, les brûlures, les piqûres d'insectes, les éruptions cutanées et les affections dues aux coups de soleil [19].

3. Abricotier (noyau d'abricot)

3.1. Description botanique

L'abricotier est un petit arbre à écorce brun rougeâtre, à port assez étalé, de 4 à 5 m de haut. Les feuilles sont alternes avec un limbe de forme elliptique cordiforme et à bord crénelé denté. Les fleurs, assez grandes, blanches ou roses pâles apparaissent avant les feuilles. Le fruit de forme globuleuse est une drupe à peau veloutée, de couleur jaune orangé. Le noyau, non adhérent à la chair, contient une amande douce ou amère [20].



Figure 1.5 : Différentes structures de *Prunus armeniaca L* : 1.Arbre ; 2.Feuille ;3.Fleur; 4.Fruit ; 5.Noyau

3.2. Classification

Tableau1.2:Classificationbotanique de

Prunus armeniaca L [21]

| | |
|------------------|--------------------|
| Famille | Rosaceae |
| Ordre | Rosales |
| Genre | Prunus |
| Sousgenre | Punophora |
| Section | Armeniaca |
| Especie | Prunus armeniaca L |



Figure1.6:*Prunus armeniaca L*

3.3. Répartition géographique

L'abricotier est une espèce fruitière cultivée dans le monde entier. Il est le troisième fruit à noyau le plus produit, après la pêche et la prune. Les principaux pays producteurs sont : la Turquie, l'Iran, l'Italie et le Pakistan avec plus de 200 000 tonnes par pays pour l'année 2006.

En Algérie l'abricot est la première production fruitière au niveau national. Il est réparti dans les zones suivantes : le Chélif, les régions littorales (la Mitidja) et les zones présahariennes (M'sila, Batna) [22].

3.4. Composition chimique

Les noyaux d'abricots présentent une valeur nutritionnelle intéressante. Ils sont riches en lipides et sont utilisés comme source d'huile d'excellente qualité et qui a de larges applications en industrie cosmétique. La composition chimique des huiles d'amandes d'abricot a révélé une teneur élevée en acide linoléique (oméga-6), en acide oléique (oméga-9), ainsi qu'une forte teneur en vitamine E. La teneur en amygdaline (composé toxique responsable de l'amertume) est modérée. La teneur en protéines dans le tourteau est assez élevée (20-30%) [23].

3.5. L'huile de noyau d'abricot en cosmétique

L'huile d'abricot, obtenue par pression à froid des noyaux est riche en acide oléique, en vitamines A et E. En plus d'être nourrissante et adoucissante, l'huile d'abricot redonne coup d'éclat et tonus à la peau, régénérante et protectrice de la déshydratation, elle contribue ainsi à retarder les effets du vieillissement [24].

Les noyaux donnent environ 47% d'huile de couleur jaunepâle.

4. Méthodes d'analyse des huiles végétales

Plusieurs techniques et méthodes permettent d'analyser quantitativement et qualitativement une huile végétale afin d'identifier et de contrôler sa qualité.

Caractérisation physicochimique : densité, indice de réfraction, indice d'acide.....

Caractérisation organoleptique : l'aspect, la couleur, l'odeur.....

5. Rhéologie

La rhéologie est une branche de la physique qui étudie l'écoulement ou la déformation des corps sous l'effet des contraintes en fonction de leur vitesse de cisaillement. Elle joue un rôle important dans ce qu'on appelle les procédés, c'est à dire la rationalisation des opérations

de mélange et de dispersion. Elle fournit une caractérisation très complète et très précise de la structure, permettant des corrélations et des interprétations moléculaires mais aussi une identification et un suivi de la stabilité et de vieillissement. La mesure de ces propriétés rhéologiques aide à développer un meilleur produit, à prédire ses performances lors de l'utilisation par les consommateurs et à prédire les propriétés physiques d'un produit pendant et après la production [27].

6. Formulations cosmétiques

La formulation cosmétique fait intervenir plusieurs disciplines scientifiques : physique, physicochimie, chimie, biologie, science économiques et sociales. La mise au point d'un produit, sa sécurité et sa stabilité exigent de nombreux tests préalables et un examen attentif de l'environnement biologique sur lequel il va exercer ses effets. C'est la connaissance de la peau et la sélection des matières premières, qui permettent de définir la nature des substances qui doivent entrer dans la composition des mélanges actifs.

6.1. Crème visage

Les crèmes sont des produits cosmétiques qui apportent dans une certaine mesure une réponse pratique aux problèmes de déshydratation de la peau. Bien que l'eau soit l'ingrédient absent, dans les peaux sèches, l'application seule de l'eau n'est pas la solution car ceci a seulement un effet provisoire, bien que l'huile soit également essentielle (elle sert à tenir l'eau au dessus de la surface de la peau), elle n'hydrate pas seule la peau [28].

6.2. Sérumcapillaire

Un sérum capillaire est un concentré d'actifs particulièrement étudié pour le soin des cheveux. C'est un produit liquide, parfois un peu gélatineux, il est issu de différentes huiles végétales. Pourtant, à l'origine les sérums renfermaient surtout des silicones pour lisser les cheveux et leur apporter de la douceur. La silicone a laissé place à des ingrédients naturels pour la même efficacité. Aujourd'hui, les sérums contiennent des vitamines et des acides gras qui permettent d'enrichir, d'apporter de l'élasticité et de la brillance aux cheveux.

Chapitre
2 Matérielsetméthodes

Ce chapitre est présenté afin de mettre en évidence l'expérimentation effectuée dans cette étude. Il comporte le matériel et les méthodes utilisés. Il englobera deux sous parties, la première qui porte sur la caractérisation des huiles végétales et la deuxième sur la formulation de la crème et du sérum et leurs caractérisations.

1. Matériel

1.1. Matériel végétal

Le matériel végétal est constitué de graines de *moringa oleifera* et d'amandes de noyaux d'abricots. Les graines de moringa sont importées d'Inde, et les amandes de noyaux d'abricots sont cultivées en Algérie.

1.2. Matériel de laboratoire et chimiques

Les produits et les équipements utilisés ainsi que leurs marques sont regroupés dans le tableau 2.1.

Tableau 2.1: Matériel et produits utilisés

| Equipements | | Réactifs | | Verreries |
|---------------------------------|----------------------|---------------------------------------------------------------------------|----------------------------|-----------------------|
| Nom | Marque | Nom | Marque | Nom |
| Balance analytique | Denver | Méthanol 99% CH ₃ OH | Honeywell Riedel-deHaen | Ballons |
| Infrarouge | SHIMADZU | Ethanol 96° C ₂ H ₅ OH | Biochem | Pycnomètre |
| Microscope | PHYWE | Acide sulfurique H ₂ SO ₄ | Sigma-Aldrich | Erlenmeyer |
| Réfractomètre | OPTECH | Anhydride Acétique 98% C ₄ H ₆ O ₃ | Biochem | Spatule |
| Viscosimètre | HAAKEDC30 | Chloroforme 99% CHCl ₃ | Biochem | Fiole |
| Spectrophotomètre UV-Visible | SHIMADZU | Ether diéthylique (C ₂ H ₅) ₂ O | Honeywell Riedel-deHaen | Boîte de pétrerie |
| Rotavapeur | HEIDOLPH | Hydroxyde de Potassium KOH | Sigma-Aldrich | Pince |
| HPLC | SHIMADZU DecadII | Thiosulfate de Sodium Na ₂ S ₂ O ₃ | Fluka Chemika | Ecouvillon stérile |
| Chromatogramme | CHROMPACK CP 9002 | Acétone C ₃ H ₆ O | Biochem | Pipette pasteur |

2. Méthode

2.1. Préparation de la matière végétale

Les graines de *Moringa oleifera* obtenues à partir des gousses, sont couvertes d'une couche dure mais fine et facile à décortiquer à la main, contrairement à la coque de noyau d'abricot qui renferme l'amande, elle est dure et épaisse et elle est décortiquée à l'aide d'un pilon. Le concassage des amandes est réalisé manuellement avant l'extraction de l'huile. En ce qui concerne les graines de *Moringa oleifera*, on les introduit directement sans les concasser car elles sont petites.



Figure 2.1 : Graines de *Moringa oleifera* décortiquées



Figure 2.2 : Amandes des noyaux d'abricots

2.2. Extraction des huiles végétales

L'huile végétale est obtenue par pression à froid, à l'aide d'une machine de la marque COMAF en introduisant directement la matière végétale préalablement décortiquée, ensuite l'huile est extraite automatiquement. L'extraction a été réalisée chez VieBio (Blida).



Figure 2.3 : Extraction des huiles végétales

2.2.1. Évaluation du rendement de l'extraction

Le rendement de l'extraction est défini comme étant le rapport entre la masse d'huile végétale obtenue par extraction et la masse totale du matériel végétal traité. Il est exprimé en pourcentage.

$$\mathbf{RHV(\%)} = \frac{\mathbf{MH}}{\mathbf{M_V}} \times \mathbf{100}$$

RHV: Rendement en huile végétale en %.

M_H: Masse d'huile végétale récupérée en gramme.

M_V: Masse de la matière végétale sèche utilisée en gramme.

3. Caractérisation des huiles extraites

3.1. Testes phytochimique

Les tests phytochimiques sont des tests qualitatifs qui permettent de caractériser les différents groupes chimiques contenus dans un organe végétal. Ce sont des réactions physicochimiques qui permettent d'identifier la présence de substances chimiques [29].

▪ Préparation de la solution

- Verser 100 ml d'eau distillée bouillante sur 10 g de matériel végétal,
- Agiter et laisser le mélange refroidir,
- Filtrer le mélange et récupérer le filtrat.

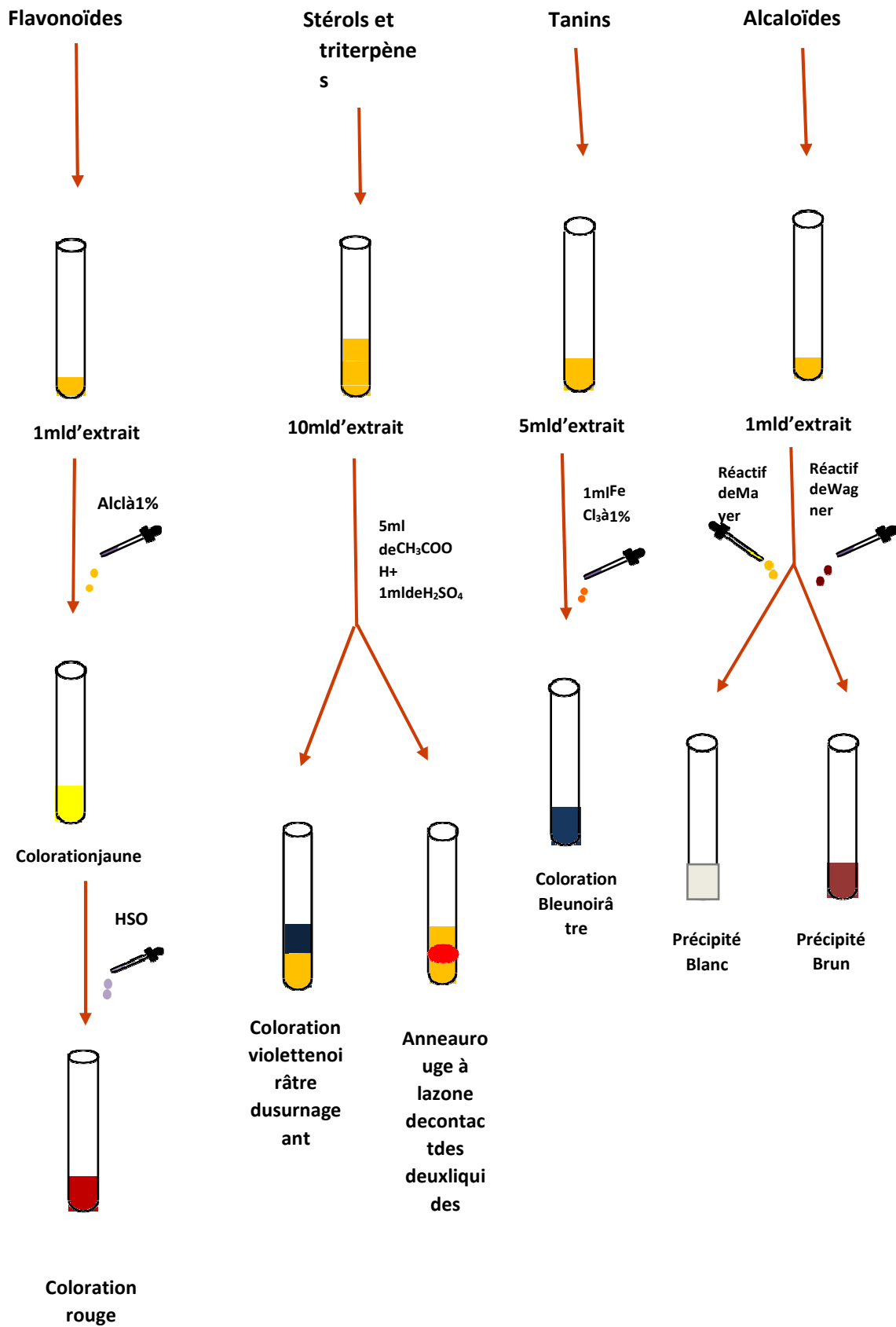


Figure 2.4: Réactions du screening phytochimique

3.2. Caractérisation physico-chimique

a) Densité relative

La densité (ou masse volumique) est le rapport de la masse d'un volume donné d'huile à 20°C à la masse d'un volume égal d'eau distillée à la même température [30]

Le principe consiste à effectuer des pesées successives de volume égal d'huile et d'eau à l'aide d'une balance analytique à la température de 20°C.

♦ Mode opératoire

- Peser le pycnomètre propre, sec et vide (m_0).
- Déterminer la masse du pycnomètre rempli d'eau distillée (m_1).
- Vider et sécher le pycnomètre.
- Déterminer la masse du pycnomètre contenant l'huile (m_2).

La densité relative est donnée par la formule suivante:

$$d = \frac{m_2 - m_0}{m_1 - m_0} \dots \dots \dots (1)$$

b) Indice de réfraction

C'est le rapport entre le sinus de l'angle d'incidence et le sinus de l'angle de réfraction d'un rayon lumineux de longueur d'onde déterminée passant de l'air dans l'huile à la température constante de 20°C [30].

♦ Mode opératoire:

- Nettoyer la lameduréfractomètre
- Etalonner l'appareil avec de l'eau distillée dont l'indice de réfraction est égale à 1.33 à 20°C.
- Déposer quelques gouttes d'huile sur la lame à l'aide d'une pipette pasteur.
- Régler le cercle de chambre sombre et claire dans la moitié et effectuer la lecture.

c) Indice d'acide

L'indice d'acide consiste à déterminer le nombre de milligrammes d'hydroxyde de potassium nécessaire pour la neutralisation des acides libres contenus dans 1 gramme de corps gras [30].

Le principe repose sur la neutralisation des acides libres à l'aide d'une solution alcoolique d'hydroxyde de potassium titrée en présence de phénolphtaléine.

♦ **Mode opératoire**

→ Peser dans un Erlenmeyer 0.5 g d'huile.

→ Ajouter 20 ml d'éthanol à 95° et deux gouttes d'indicateur coloré (phénolphtaléine).

→ Titrer en agitant avec une solution d'hydroxyde de potassium à 0.01 N jusqu'à l'obtention d'une couleur rose persistante.

→ A la fin du titrage, lire le volume de KOH

ajouté. L'indice d'acide est calculé selon la formule:

$$IA = \frac{(56.1 \times V \times N)}{P} \text{ (mg de KOH / g d'huile) (2)}$$

56.1: Masse molaire, exprimée en g/mole, d'hydroxyde de potassium.

V: Volume en ml d'hydroxyde de potassium (0.01 N) nécessaire au titrage.

N: Normalité de la solution de potassium (0.01 N).

P: Masse (g) de la prise d'essai.

d) Indice de peroxyde

L'indice de peroxyde est recherché pour évaluer l'état de conservation d'une matière grasse au cours du stockage. En effet, les corps gras peuvent s'oxyder en présence d'oxygène et de certains facteurs favorisants (UV, eau, enzyme, trace de métaux, ...)

[31]. Le principe repose sur le traitement de l'huile en solution dans de l'acide acétique et du chloroforme par une solution d'iodure de potassium. Ils agissent pour libérer une solution titrée de thiosulfate de sodium.

♦ **Mode opératoire**

→ Dans un Erlenmeyer, peser 1 g d'huile.

→ Ajouter 10 ml de chloroforme, dissoudre rapidement la prise d'essai en agitant.

→ Ajouter 15 ml d'acide acétique puis 1 ml de solution saturée d'iodure de potassium (KI).

→ Boucher rapidement l'Erlenmeyer, l'agiter pendant 1 minute

laisser pendant 5 min à l'abri de la lumière à une température comprise entre 15 et 25°C.

→ Titrer l'iodure libéré avec une solution de thiosulfate de sodium à 0.01 N en agitant vigoureusement en présence d'empois d'amidon comme indicateur coloré.

→ Effectuer simultanément une essai à blanc.

L'indice de peroxyde est évalué à l'aide de la formule:

$$IP = \frac{(V_1 - V_0) \times C}{m} \times 100 \dots \dots \dots (3)$$

V₀: Volume de thiosulfate de sodium (ml) nécessaire pour l'essai à blanc.

V₁: Volume de thiosulfate de sodium (ml) nécessaire pour la détermination.

C: Concentration exacte, en mol/l de la solution titrée de thiosulfate de sodium utilisée.

m: Masse (g) de la prise d'essai.

e) Indicedesaponification

L'indice de saponification est la masse en milligrammes de potasse nécessaire pour saponifier 1 g de corps gras. En effet, plus les molécules d'acides ont d'atomes de carbone, moins l'indice de saponification est élevé. Il rend compte de la longueur des chaînes hydrocarbonées des acides gras [32].

▪ Mode opératoire

- Peser 0.1 g d'huile dans un ballon puis ajouter 25 ml de KOH à 0.5 N. Le tout est mis dans un chauffe-ballon muni d'un réfrigérant.
- Maintenir l'ébullition pendant 30 min.
- Après refroidissement, ajouter quelques gouttes de phénolphtaléine.
- Titrer par une solution d'acide chlorhydrique (HCl à 0.5 N) jusqu'à la disparition de la couleur rose et la répartition de la couleur initiale du mélange.
- Noter le volume de HCl utilisé.
- Faire un essai à blanc dans les mêmes conditions opératoires.

L'indice de saponification est évalué à l'aide de la relation:

$$IS = \frac{(V_0 - V) \times N \times 56.11}{P} \dots \dots \dots (4)$$

V₀: Volume en ml de HCl utilisé pour l'essai à blanc.

V: Volume en ml de HCl utilisé pour l'échantillon à analyser.

P: Prise d'essai en grammes.

N: Normalité de la solution d'HCl.

56.11: Masse molaire exprimée (g/mole) d'hydroxyde de potassium.

f) Indiced'ester

L'indice d'ester est la masse en milligramme de potasse nécessaire à la saponification des esters contenus dans un gramme de corps gras.

L'indice d'ester n'est pas mesurable mais calculé à partir de l'indice d'acide (IA) et l'indice de saponification (IS) [33].

$$IE = IS - IA \dots\dots\dots (5)$$

g) Indiced'iode

L'indice d'iode d'un lipide est la masse de diiode (I_2) exprimée en grammes, susceptible d'être fixée sur les insaturations (doubles liaisons le plus souvent) des acides gras contenus dans 100 g de matière grasse.

♦ Mode opératoire

- Peser 0.1 g d'huile dans une fiole conique de 500 ml.
- Ajouter 10 ml d'éther diéthylique et mélanger jusqu'à dissolution.
- Ajouter ensuite 20 ml d'une solution d'iode alcoolique 0.2 N.
- Rajouter 250 ml d'eau distillée et fermer à l'aide d'un bouchon rodé.
- Mélanger énergiquement et titrer l'iode en excès par le thiosulfate de sodium 0.1 N.
- En fin de réaction rajouter 2 à 3 ml d'empois d'amidon et continuer le titrage jusqu'à décoloration.
- Réaliser un essai à blanc sans rajouter de matière grasse.

L'indice d'iode est calculé selon la formule suivante :

$$II = \frac{(V_2 - V_1) \times 12.969}{m} \dots\dots\dots (6)$$

V_2 : Volume de thiosulfate de sodium dépensé (ml).

V_1 : Volume de thiosulfate de sodium de l'essai à blanc (ml).

m : Poids d'essai (g).

3.3. Détermination de la teneur en pigments (chlorophylle et caroténoïde)

Une prise d'essai de 3 g d'huile est ajustée jusqu'à 10 ml de cyclohexane dans une fiole jaugée. Les absorbances maximales à 670 nm et à 470 nm nous renseignent sur la fraction chlorophyllienne et les caroténoïdes respectivement. La valeur du coefficient d'extinction

spécifique utilisée: E_{613} pour la phéophytine (composant majeur des chlorophylles) et E_{2000} pour la lutéine (composant majeur des caroténoïdes) [34].

$$\text{Chlorophylle (mg/kg)} = \frac{A_{670} * 10^6}{613 * 100 * T} \dots \dots \dots (7)$$

$$\text{Caroténoïdes (mg/kg)} = \frac{A_{470} * 10^6}{2000 * 100 * T} \dots \dots \dots (8)$$

A: absorbance. **T:** trajet optique (épaisseur de la cuve 1 cm).

3.4. Caractérisation par spectroscopie

3.4.1. Spectroscopie UV-Visible

La spectroscopie dans l'UV-Visible a été utilisée pour caractériser les huiles végétales des graines de moringa et des amandes des noyaux de d'abricots en utilisant un spectrophotomètre de marque PG INSTRUMENTS T60 UV-Visible spectrophotometer et une cellule en quartz de 1 cm d'épaisseur. L'analyse a été réalisée au niveau de l'université de Boumerdes.

3.4.2. Spectroscopie infrarouge

La spectroscopie infrarouge a été appliquée pour l'identification des groupements fonctionnels de huiles végétales des graines de moringa et des amandes des noyaux de d'abricots. Le spectromètre est de la marque SHIMADZU IRAffinity-1S. L'analyse a été réalisée au niveau du laboratoire de recherche de chimie appliquée et génie chimique à l'UMMTO.

3.4.3. Chromatographie en phase gazeuse

La chromatographie en phase gazeuse a été utilisée pour la caractérisation des acides gras, pour ce faire les acides gras sont transformés préalablement en esters méthyliques [35]. L'analyse a été réalisée au laboratoire d'analyse instrumental à l'ENSA.

o Préparation des esters méthyliques

Dans un tube à bouchon vissant de 5 ml, peser environ 0,1 g de l'échantillon d'huile. Ajouter 2 ml d'heptane ou hexane et agiter. Ajouter 0,2 ml de la solution méthanolique 2 N d'hydroxyde de potassium, boucher à l'aide du bouchon muni d'un joint en PTFE, bien fermer et agiter énergiquement pendant 30 secondes. Laisser reposer jusqu'à ce que la partie supérieure de la solution devienne claire. Décanter la couche supérieure, qui est celle

qui contient les esters méthyliques. La solution d'heptane est prête pour l'injection dans le chromatographe. Il n'est pas recommandé de stocker la solution pendant plus de 12 heures.

- **Chromatographie des esters méthyliques**

L'analyse des esters méthyliques est réalisée à l'aide du chromatographe Chrompack CP9002 muni d'un détecteur à ionisation de flamme (FID).

- **Condition opératoires**

Colonne capillaire Cp Sil 8 CB (5% phényl+95% diméthylpolysiloxane) de **longueur** 30m, **diamètre intérieur** 0,32 mm, et une **épaisseur du film** de 0,25 mm. **Gaz vecteur**

: azote. **Injecteur** SPLIT 1/100. **Température de l'injection** 250°C. **Température du détecteur** 260°C. **Température du four** 230°C. **La surface des pics** est donnée par un intégrateur dont la **vitesse du papier** est de 0,5 cm/mn.

3.4.4. Dosage de α -tocophérols par HPLC

Pour la détermination des tocophérols dans nos huiles, la méthode utilisée est la chromatographie liquide à haute performance

[35]. L'analyse a été réalisée au niveau du laboratoire analytique de la faculté de médecine à l'UMMTO.

- **Préparation de l'échantillon**

Mettre 0,12 g de matière grasse dans un tube à essai contenant 1 ml de propanol. Mélanger par vortex ensuite injecter directement dans la colonne de CLHP.

Afin de trouver les meilleures conditions opératoires pour le dosage de la vitamine E dans la matière grasse, on a sélectionné un mode opératoire décrit comme suit :

- **Conditions opératoire**

La colonne : L=150 mm, ϕ = 4,6 mm, d_i = 3,5 μ m. La phase stationnaire: ODS(C₁₈).

La phase mobile : acétonitrile/méthanol (50/50 ; v/v) Le volume injecté: 20 μ l.

Pompe: waters TM600

Détecteur: waters 474 scanning

fluorescence. Le débit: 1 ml/mn.

4. Préparations des formulations cosmétiques

4.1. Formulation de la crème pour visage

▪ Composition et préparation de la formulation

La formulation choisie est la préparation d'une crème ayant pour composition:

Tableau 2.2: Ingrédients nécessaires pour la formulation de la crème

| Phase | Ingrédients |
|-------|-----------------------------------|
| A | émulsifiant |
| A | Huile végétale de Moringa |
| A | Huile végétale de noyau d'abricot |
| A | Eau minérale |
| B | Agent émoullissant |
| B | Conservateur |

▪ Mode opératoire

- Préparer la phase A (émulsifiant + huile végétale de moringa + huile végétale de noyau d'abricot + eau minérale) dans un Becher, puis mettre l'ensemble à chauffer au bain-marie à 80°C. Agiter lentement tout au long du chauffage.
- Lorsque la phase A atteint les 80°C et que l'émulsifiant est totalement fondu, sortir le Becher du bain-marie puis agiter vigoureusement pendant environ 4 minutes (jusqu'à $T \leq 50^\circ\text{C}$). Le mélange s'épaissit et s'homogénéise.
- Mettre le Becher dans un cristalliseur d'eau froide et continuer l'agitation jusqu'à refroidissement ($T \leq 30^\circ\text{C}$).
- Ajouter la phase B (le reste des ingrédients) et mélanger.
- Transvaser la préparation dans un pot en verre ambré de 50 ml

▪ Utilisation

Cette crème visage à la délicate odeur de verveine est un élixir de réconfort pour les peaux délicates, elle nourrit intensément, répare et adoucit les peaux très sèches et sensibles.

▪ Contrôle qualité de la formulation de la crème

- **Examen macroscopique :** apprécier les caractères organoleptiques tels que la couleur, l'odeur et l'homogénéité en étalant la crème sur une surface colorée et regarder s'il y a des agrégats blancs visibles à l'œil nu.

- **Examen microscopique:** à l'aide d'un microscope qui permet d'apprécier la taille des particules
- **Mesure du pH:** le pH de la crème est déterminé par un pHmètre. Ce premier doit être environ 5.0-6.0.

La crème doit être conservée à l'abri de la lumière et de la chaleur dans des pots en verre brun afin d'éviter l'oxydation de la substance.

▪ Etude du comportement rhéologique de la crème

La stabilité rhéologique est évaluée par des déterminations rhéologiques dans un viscosimètre modèle (Visco Tester VT550), muni d'un dispositif de rotation, avec un cône-plat relié à un programme logiciel. Les paramètres rhéologiques sont déterminés à la $T^{\circ}=25^{\circ}\text{C}$, $t=300$ sec. L'analyse de la crème est faite après 24h de sa préparation.

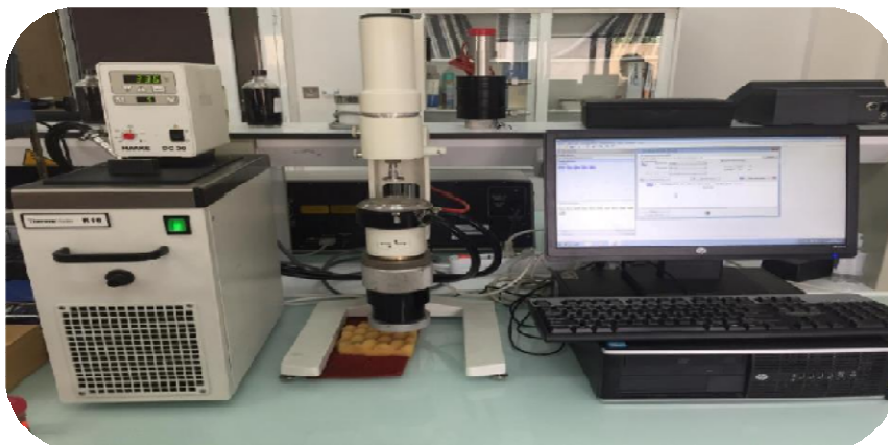


Figure 2.5: Rhéomètre

4.2. Formulation d'un sérum capillaire

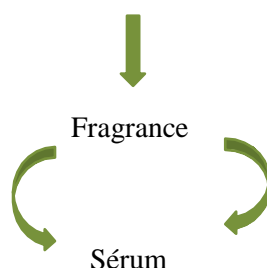
Un sérum capillaire est un concentré d'actifs particulièrement étudié pour le soin des cheveux. C'est un produit liquide, parfois un peu gélatineux, il est issu de différentes huiles végétales. Pourtant, à l'origine, les sérums renfermaient surtout des silicones pour lisser les cheveux et leur apporter de la douceur. La silicone a laissé place à des ingrédients naturels pour la même efficacité. Aujourd'hui, les sérums contiennent des vitamines et des acides gras qui permettent de nourrir, d'apporter de l'élasticité, et de la brillance aux cheveux.

▪ Préparation du sérum

En collaboration avec mes camarades M^{elle} BOUAZIZ Yasmine et M^{elle} CHALAL Dyhianous avons pu formuler un sérum à base de l'huile végétale de noyau de datte et l'huile végétale de Moringa possédant chacun des bienfaits propres au cuir chevelu.

Afin de préparer cette formule nous avons adopté le protocole suivant :

Huile de noyau de datte + huile de moringa



5. Etude biologique

5.1. Evaluation du pouvoir antioxydant

Les huiles végétales représentent un produit très varié de corps gras, qui se caractérisent par leur intérêt nutritionnel, leurs usages et leurs critères biologiques tels que la composition en acides gras et en antioxydants, particulièrement en composés phénoliques qui présentent une source d'antioxydants puissants.

5.1.1. Extraction des polyphénols totaux

5 g d'huile végétale et 5 ml de solution méthanolique (méthanol/eau 80/20, v/v) sont placés dans un tube à centrifuger. On agite pendant 10 min au vortex. Après centrifugation, pendant 15 min à 3800 rpm, la phase méthanolique est récupérée et transférée dans une fiole jaugée de 50 ml. L'opération est répétée 2 fois et on complète au trait de jauge avec la solution méthanol/eau (80/20). Les 3 phases récupérées sont portées sous un rotavapeur à une température de 40°C pour éliminer le solvant, puis mis au congélateur pendant 12 heures [36].

5.1.2. Détermination du pouvoir réducteur des ions ferriques (PR)

Le pouvoir réducteur, indique l'aptitude des extraits à réduire le fer ferrique Fe^{3+} en fer ferreux Fe^{2+} . Le mécanisme est connu comme étant un indicateur de l'activité de transfert d'électrons, caractéristique de l'action antioxydante des différents antioxydants.

La présence de composés antioxydants (réducteurs) dans les extraits phénoliques provoque la réduction des ions ferriques Fe^{3+} du complexe de ferricyanure, en ions ferreux Fe^{2+} .

Cette réduction aboutit au changement de la couleur de la solution, du jaune au bleu vert, couleur finale caractérisée par une absorbance maximale à 700 nm [37].

Le pouvoir réducteur est déterminé en se référant à une droite d'étalonnage préparée, dans les mêmes conditions, à partir d'une série de dilutions (0,0–0,1 mg/ml) d'acide ascorbique (tableau 2.3).

Tableau 2.3: Préparation de la gamme standard de l'acide ascorbique

| Tubes à essai | T ₀ | T ₁ | T ₂ | T ₃ | T ₄ | T ₅ |
|-----------------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|----------------|
| Acide ascorbique (ml) | 0 | 0,5 | 1 | 1,5 | 2 | 2,5 |
| Méthanol (ml) | 2,5 | 2 | 1,5 | 1 | 0,5 | 0 |

Un volume de 2,5 ml de chaque extrait est mélangé avec 2,5 ml de la solution tampon phosphate (pH 6.60 ; 2M) et 2.5 ml de solution d'hexacyanoferrate (III) de potassium (1%). Après 20 min d'incubation à 50°C, un volume de 2,5 ml de la solution d'acide trichloracétique à 10% est ajouté. Le tout est ensuite centrifugé à 5000 tr/min, pendant 10 min. 5 ml du surnageant sont combinés avec 5 ml d'eau distillée et 1 ml de la solution de chlorure ferrique (FeCl₃ à 0.1%) et utilisés pour la détermination de l'absorbance à 700 nm en se servant d'un spectrophotomètre visible. Une absorbance élevée indique une activité antioxydante élevée. Le blanc est préparé de la même façon en remplaçant l'extrait par le méthanol.

Le résultat obtenu du pouvoir réducteur est estimé comme absorbance mesurée à 700 nm [38]. L'acide ascorbique (vitamine C) est utilisé comme référence.

5.1.3. Inhibition d'oxydation par le test du blanchiment du β -carotène

Le pouvoir d'inhibition de l'oxydation des extraits brut et fractions a été réalisé en utilisant le système β -carotène/acide linoléique tel que développé par Marco [39] et simplifié par Miller [40]. Le test consistait d'abord à préparer l'émulsion suivante: 1 mg de β -carotène est solubilisé dans 5 ml du chloroforme, 1 ml de cette solution est ajouté à 20 μ l d'acide linoléique et 200 mg de Tween 80, le mélange résultant est agité par le vortex puis évaporé sous pression réduite à 40°C jusqu'à élimination complète du chloroforme et obtention d'un semi-solide auquel est ajouté 50 ml d'eau distillée oxygénée par les bulles d'air sous agitation vigoureuse pour former l'émulsion. 200 μ l de l'échantillon préparé à une concentration de 1 mg/ml sont réagis avec 2 ml de l'émulsion. Le temps

l'émulsion est considérée comme le temps t_0 . Le mélange est incubé dans un bain marie à 50°C pendant 2 heures. L'absorbance est mesurée à 470 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Visible contre un blanc constitué d'éthanol. Le tocophérol est utilisé comme référence. Le pourcentage d'inhibition de l'oxydation est le pourcentage d'inhibition du blanchiment du β -carotène, il est calculé selon la formule suivante :

$$\text{Inhibition(\%)} = \frac{A_t}{A_{t=0}} \times 100 \dots\dots\dots (9)$$

A_t : Absorbance des extraits après incubation.

$A_{t=0}$: Absorbance des extraits avant incubation.

5.2. Activité bactériologique

L'étude de l'activité antibactérienne a été faite au laboratoire de microbiologie du C.H. UNedir Mohammed de Tizi-Ouzou et au laboratoire de microbiologie de l'UMMTO.

5.2.1. Méthode

La technique choisie est l'antibiogramme par diffusion des disques utilisée pour étudier l'interaction entre l'huile végétale de moringa et de noyau de d'abricot avec l'espèce bactérienne en inhibant la croissance de celles-ci.

5.2.2. Souches testées

Les souches bactériennes sur lesquelles l'activité antibactérienne a été évaluée sont des lots de l'ATCC représentés dans le tableau suivant:

Tableau 2.4: souches bactériennes utilisées pour les tests

| Bactéries | Souches | Références |
|-----------|-------------------------|------------|
| Gram- | Escherichia coli | ATCC25922 |
| Gram- | Salmonella typhi | ATCC14028 |
| Gram- | Pseudomonas aeruginosa | ATCC27853 |
| Gram+ | Staphylococcus aureus | ATCC25923 |
| Gram+ | Staphylococcus aureus p | ATCC6538P |
| Gram+ | Bacillus subtilis | ATCC14579 |

5.2.3. Ré-isolément des souches bactériennes

Cette première étape consiste à isoler les différentes colonies bactériennes sur gélose puis sur des milieux sélectifs (gélose ordinaire) à l'aide d'une pipette pasteur puis les

incuber dans une étuve à une température de 37°C pendant 18 à 24 h.

5.2.4. Antibiogramme par diffusion des disques

Le milieu choisi pour la souche bactérienne est la gélose Mueller-Hinton (MH), dans des boîtes de pétri stérile en y versant 20ml de gélose par boîte, soit 4 mm d'épaisseur. La gélose doit être séchée avant l'application.

5.2.5. Incubation et lecture

Les boîtes de pétries sont ensuite fermées et incubées à 37°C pendant 24 h. la lecture est faite par la mesure de diamètre de la zone d'inhibition de la prolifération bactérienne à l'aide d'un pied à coulisse ou une simple règle. Les diamètres sont ainsi mesurés et comparés à des diagrammes de références.






Les bactéries sont classées en trois catégories: résistante (R), sensible (S), intermédiaire (I)

5.3. Effet cicatrisant

♦ Mode opératoire

La procédure utilisée dans cette étude a été décrite par l'OCDE n°404 adoptée le 2 juillet 2015. Et en apportant quelques modifications.

Tableau 2.5 : préparation du lapin au test de cicatrisation

| | |
|-------------------------------------------------------------------------------------|------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|
|  | A jour 0, les poils du flanc gauche de l'animal ont été rasés avec un rasoir électrique. |
|  | Le lapin a été mis en cage individuelle et laissé au repos pendant 24h. |
|  | Au jour 1, une crème anesthésiante a été appliquée sur le flanc gauche du lapin. |
|  | On l'a recouvert à l'aide d'un film transparent et laissé pendant 1h. |
|  | Ensuite, 3 brûlures ont été faites sur le flanc gauche, à l'aide d'une masselotte ayant 1 cm de diamètre a été maintenue pendant 3 min à l'eau bouillante (100°C) et immédiatement séchées sur la peau du lapin pendant 15 sec sans exercer aucune force. Chaque animal a servi comme son propre contrôle. |

♦ **Traitement et évaluation des processus de cicatrisation**

Immédiatement après la réalisation des brûlures, les substances testées ont été appliquées sur les plaies traitées comme suit [41]:

Plaie 1: n'a reçu aucun traitement et a servi de témoin.

Plaie 2: a reçu la crème à la dose de 0.5g/314 mm².

Plaie 3: a été couverte par Madécassol® crème à raison de 0.5g/314 mm².

Le traitement des plaies a été rotatif, de façon à ce que chaque produit a été appliqué dans la région dorsale chez un lapin.

Tous les médicaments ont été appliqués par voie topique une fois par jour jusqu'à ce que l'épithélialisation complète ait eu lieu. La taille des plaies a été tracée sur un papier transparent chaque quatre jours, puis la surface de la plaie a été évaluée. Cette dernière a ensuite été employée pour calculer le pourcentage de contraction de

la plaie, en prenant la taille initiale de la plaie, 314 mm², comme 100%, en utilisant l'équation suivante:



Pourcentage de la contraction de la plaie = [(taille de la plaie initiale - taille de la plaie du jour spécifique) / taille de la plaie initiale] × 100 (10)

6. Etude toxicologique des formulations

6.1. Effet irritant/corrosif aigu sur la peau

L'étude a été conduite en conformité avec la ligne directrice de l'OCDE n° 404 adoptée le 2 juillet 2015. Le but de cette étude est d'évaluer le potentiel d'irritation cutanée de la crème à partir d'une application topique unique. Trois lapins blancs néo-zélandais de sexe mâle ont été utilisés pour la présente étude et chaque animal a été son propre témoin [42].

Tableau2.6 :préparationdeslapinsautestd’irritationcutanée

| | |
|-------------------------------------------------------------------------------------|------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|
|  | <p>A jour 0 de la période d’essai, les lapins ont été rasés à l’aide d’unrasoir électrique sur les zones latérales. Le coté gauche a servi de sited’essai,tandisqueleszonesnontraitéesdelapeaudel’animalserventde témoin.</p> |
|  | <p>Leslapinsontétémisencagesindividuellesetlaissésaurepospendant24h.</p> |
|  | <p>Aujourd’elapérioded’essai,0,5gdecrèmeaétéd’abordappliquée sur la peau du lapin, ensuite on la recouvert à l’aide d’unecompresse. Cette dernière, a été maintenue en contact souple avec lapeauà l’aide d’un pansement semioclusif</p> |
|  | <p>l’applicationaétéconduitesurlapeauintacteainsisurlapeauabrasée (scarifiée) par la scarification de la couche cornée, mais passuffisammentpourprovoquerdessaignements.Leslapinsontensuite étéremis dans leurscages.</p> |
|  | <p>Après 4h, les pansements ont été enlevés et l’observation des signesd’érythème, d’œdème et les cotations des réactions ont été effectuéesauboutde60minetensuite24,48et72haprès l’enlèvementdu pansement.</p> |

♦ **Lecture**

Leslecturesconsistentàapprécierl’érythèmeetl’œdèmeselonl’échellenumériquesuivante:

Tableau2.7:lecturesd’érythèmeetd’œdème

| | | |
|-----------------|----------------------------------------------------------------------------|----------|
| Erythème | Pasd’érythème | 0 |
| | Légerérythème(àpeinevisible) | 1 |
| | Erythèmbienvisible | 2 |
| | Erythèmeimportant | 3 |
| | Erythèmegrave(rougepourpre)avecousansescarres (lésionsprofondes) | 4 |
| Œdème | Pasd’œdème | 0 |
| | Trèsléger œdème(àpeinevisible) | 1 |
| | Légerœdème(contoursbiendéfinis,gonflementapparent) | 2 |
| | Œdèmemoyen(épaisseurenviron1mm) | 3 |
| | Œdèmegrave(épaisseursupérieurà1mmetsurface supérieuràlazoned’application). | 4 |

Pour calculer l'indice d'irritation primaire cutanée (IP), on additionne les chiffres relevés pour l'érythème et œdème à chaque temps de lecture (24h 72h après l'application) sur les zones scarifiées et les zones non scarifiées d'une autre part, puis on calcule la moyenne des résultats observés.

$$IP = \frac{\sum 24h (E, OE) + \sum 72h (E, OE)}{3} \dots\dots\dots (11)$$

E: érythème OE: œdème

La moyenne des notes obtenues constitue l'indice d'irritation cutanée IP. Celui-ci permet de classer le produit en 04 types de réponses

Tableau 2.8 : type de réponses selon l'irritation primaire cutanée

| | |
|----------------------------|--------------|
| Non irritant | IP < 0,5 |
| Légèrement irritant | 0,5 < IP < 2 |
| Irritant | 2 ≤ IP < 5 |
| Très irritant | 5 ≤ IP < 8 |

6.2. Recherche de bactéries dans les formulations

Après prélèvement, les échantillons sont ensemencés dans les milieux de culture suivants :

- Hektoen : milieu d'isolement des salmonelles, shigelles et de nombreuses GRAM- qui peuvent se développer sur ce milieu.
- Chapman : milieu sélectif, permettant la croissance des germes halophiles, on peut suivre la fermentation du mannitol, par virage au jaune de l'indicateur coloré, le rouge phénol.
- Gélose au sang frais : milieu enrichi pour l'isolement sélectif de bactéries à GRAM+.
- Gélose au sang cuit : milieu d'isolement enrichi, préconisé pour l'étude des streptocoques et notamment le méningocoque et aussi pour la culture de Haemophilus influenza.

Chapitre
3 Résultat et discussion

1. Evaluationdurendementd'extraction

Le pourcentage de rendement d'huile obtenue par pression à froid est illustré dans la figure3.1.

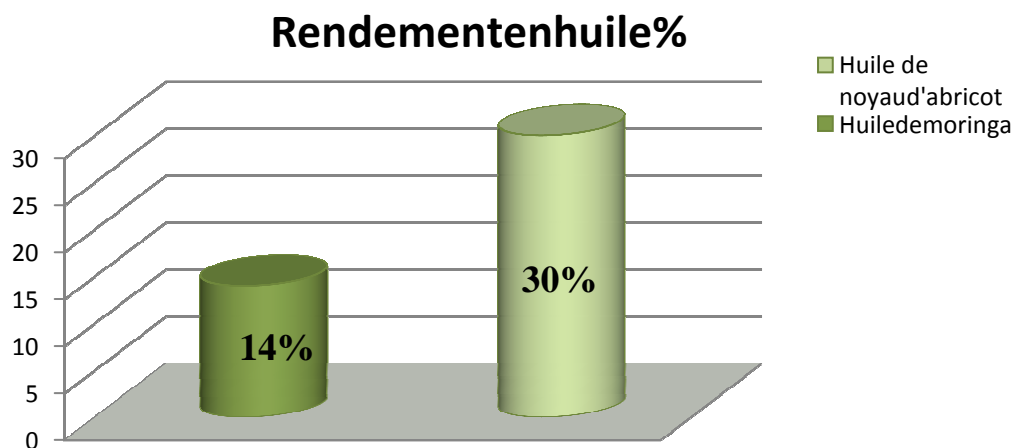


Figure 3.1 : Rendement d'huile végétale de graine de moringa et de noyau

d'abricotD'après cette figure, on constate que les graines de moringa, ont fourni un taux de rendement de 14% en matière grasse, par comparaison avec celles obtenues au Soxhlet, en utilisant divers solvants d'extraction, on constate que le rendement est meilleur avec un taux de 40.39% à l'hexane et 41.4% au chloroforme/méthanol [43]. Le rendement d'huile de noyau d'abricot est de 30% comparé à ceux obtenus au Soxhlet par l'hexane avec un taux de 63% [44].

2. Screening phytochimique

Les résultats de l'étude phytochimique sont représentés dans le tableau 3.1.

Tableau 3.1 : résultats du screening phytochimique

| | Huile de noyau d'abricot | Extrait aqueux de moringa | Extrait aqueux de feuille d'olea europaea |
|------------------------------|--------------------------|---------------------------|-------------------------------------------|
| Alcaloïdes | ++ | +++ | - |
| Flavonoïdes | - | + | + |
| Tannins | - | - | + |
| Stérolset triterpènes | - | - | ++ |

- : Absence du produit. + : Faible concentration. ++ : Concentration moyenne. +++ : Forte concentration.

Le screening phytochimique de l'extrait aqueux de moringa et de l'huile de noyau d'abricot a démontré la présence de quelques composés chimiques connus pour leurs activités biologiques. La mise en évidence de ces composés chimiques est basée sur des essais de solubilités des constituants, des réactions de précipitations et de changement de couleurs [45]. En comparant nos résultats avec ceux de l'extrait aqueux d'*olea europaea* on constate que cette dernière est plus riche en métabolites secondaires [46] que l'extrait aqueux de moringa qui a démontré une forte présence d'alkaloïdes et une faible présence de flavonoïdes et l'huile de noyau d'abricot qui a montré une présence moyenne d'alkaloïdes.

3. Etudes des caractéristiques des huiles végétales



Remarque:

Les résultats du screening phytochimique ainsi que la caractérisation de l'huile végétale de moringa ont fait objet d'une communication poster au Premier congrès national sur la Valorisation des Substances et Matériaux Naturels ; 05-06 juin 2021 ; Tlemcen ; Algérie. (Voir attestation en Annexe 3).

3.1. Caractéristiques organoleptiques

L'ensemble des caractéristiques organoleptiques des deux huiles étudiées sont résumés dans le tableau 3.2.

Tableau 3.2 : caractéristiques organoleptiques de l'huile de moringa *oleifera* et de noyau d'abricot

| | | | | |
|----------------|-------------------------------------------------------------------------------------|----------------------------------|--------------------------------------------------------------------------------------|-----------------------------------------------------|
| Aspect |  | Liquide huileux fluide |  | Liquide huileux |
| Couleur | | Jaune clair | | Jaune à jaune doré |
| Odeur | | Légère de noix et d'amande amère | | Douce, avec des notes vertes |
| Toucher | | Gras | | Assez riche à l'application et pénétrant rapidement |

3.2. Caractéristiques physico-chimiques

Les paramètres physico-chimiques des huiles de moringa *oleifera* et de noyau d'abricot sont consignés dans le **tableau 3.3**, la densité des huiles étudiées est comprise entre 0.9106 et 0.9157, l'indice de réfraction est un indicateur de dégradation de l'huile. La présence

d'acide gras libre (AGL) diminue considérablement cet indice [47] les valeurs trouvées dans notre étude montrent que les huiles étudiées ont subi très peu l'action des agents de dégradation des huiles. Ces huiles ont des indices de réfraction proche de ceux de l'huile d'olive qui varient entre 1.467-1.470. La quantité d'acides gras libre (AGL) contenue dans une matière grasse se réfère à son indice d'acide qui est un important facteur de qualité [47]

Tableau 3.3 : caractéristiques physico-chimiques des huiles végétales de noyau d'abricot et de grain de *Moringa oleifera*

| Huile | Densité | Indice de réfraction | Indice d'acide | Indice de peroxyde | Indice d'iode | Indice de saponification |
|-----------------------------|-------------|----------------------|----------------|--------------------|---------------|--------------------------|
| Moringa oleifera | 0.9106 | 1.46720 | 1.46720 | 3.5 | 69.976 | 168.33 |
| Noyau d'abricot | 0.9157 | 1.47021 | 1.47021 | 1 | 114.21 | 196.385 |
| Norme Selon le codex | 0.910-0.916 | 1.462-1.470 | <4 | Max 10 | 85-106 | 168-198 |

Les valeurs des indices d'acide dans nos huiles végétales sont conformes aux normes préconisées par le Codex Alimentarius (< 4 mg KOH/g d'huile). L'huile de *Moringa oleifera* présente un faible indice d'acide qui est inférieur à celui de l'huile de noyau d'abricot.

L'indice de peroxyde reflète l'état d'oxydation de l'huile. Il permet de prédire une détérioration ultérieure des qualités organoleptiques de l'huile. Les indices de peroxydes dans nos huiles étudiées sont conformes à ceux préconisés par le Codex Alimentarius (< 10 mEq O₂/Kg d'huile). Ces résultats indiquent un faible état d'oxydation des huiles. L'indice d'iode augmente avec le nombre de double liaison d'un acide gras [48]. Ainsi, les huiles à indice d'iode élevé, ont des teneurs en acides gras insaturés supérieures à ceux à indice d'iode bas. Les valeurs d'indice d'iode des huiles étudiées varient de (69.976 à 114.24 gI₂/100g d'huile). Au regard de ces valeurs, nous pouvons dire que l'huile de noyau d'abricot contient une forte teneur en acides gras insaturés contrairement à l'huile de *Moringa*. L'indice de saponification renseigne sur le poids moléculaire moyen des acides gras. Il décroît avec la longueur moyenne des chaînes d'acide gras. Les valeurs d'indice de saponification des huiles étudiées varient de 168.33 à 196.385 mg de KOH/g d'huile, ces valeurs sont dans le même ordre de grandeur que celles de certaines huiles végétales; colza (168-181), arachide (187-198) [47].

4. Déterminationdelateneurenpigments(chlorophylleetcaroténoïde)

Les caroténoïdes constituent une imposante famille de pigments de nature terpénoïde dont la couleur varie du jaune au rouge orangé (absorption de la lumière entre 400 et 550 nm)[49]. Les caroténoïdes sont des pigments produits par les plantes et certains micro-organismes ils sont largement utilisés dans l'industrie cosmétique et pharmaceutique pour leur propriété antioxydants, photo protectrice et pro-vitaminique A [50]. Les chlorophylles sont des pigments naturels responsables de la couleur verte de tous les végétaux[51].

Tableau 3.4: Teneur en pigments de l'huile de noyau d'abricot et de graine de moringa

| Teneur en pigments (mg/kg) | Noyau d'abricot | Graine de moringa |
|----------------------------|-----------------|-------------------|
| Chlorophylles | 1.892 | 19.673 |
| Caroténoïdes | 1.725 | 7.260 |

Les résultats du **tableau 3.4** indiquent que l'huile de graine de moringa est très riche en chlorophylle et en caroténoïde contrairement à l'huile de noyau d'abricot ce qui explique la différence de couleur des deux huiles celle du noyau d'abricot est jaune clair et celle des graines de moringa est jaune à jaun doré.

5. Caractérisation par spectroscopie

5.1. Spectroscopie UV-Visible

L'analyse spectroscopique de l'huile de graine de moringa et de noyau d'abricot entre 200 nm et 700 nm a mis en évidence la présence d'une bande d'absorption caractéristique sortant à 296 nm qui convient aux tocophérols. Ces derniers absorbent la lumière UV à des longueurs d'onde comprise entre 292 nm et 298 nm [1]. Les résultats sont illustrés par des figures (voir annexe). Les valeurs obtenues sont confirmées par la littérature.

5.2. Spectroscopie infrarouge

La spectroscopie IR a été appliquée pour la caractérisation de l'huile de moringa et de noyau d'abricot. Les spectres obtenus sont illustrés par la **figure 3.2** et **figure 3.3** respectivement. Les groupements fonctionnels et les maxima d'absorption de nos huiles sont représentés par le **tableau 3.5** et **tableau 3.6** respectivement.

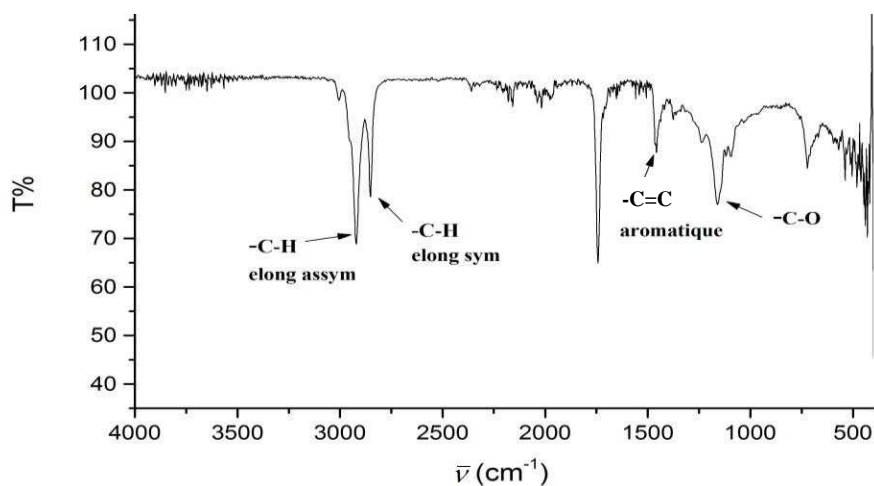


Figure 3.2: Spectre infrarouge de l'huile de noyau d'abricot

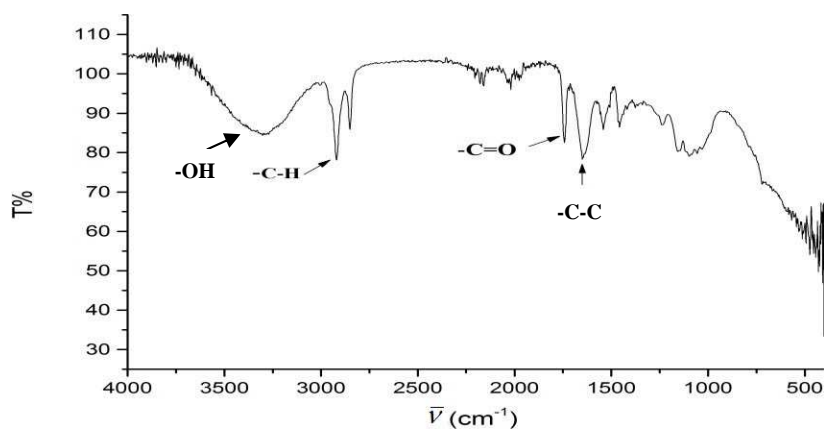


Figure 3.3: Spectre infrarouge de l'huile de graine de moringa

Tableau 3.5 : Groupements fonctionnels de l'huile de noyau d'abricot et de l'huile de graine demoringa

| Huiledenoyaud'abricot | | Huiledegrainedemoringa | |
|---------------------------------------|------------------------------------------|---------------------------------------|------------------------------------------|
| Banded'absorption (cm ⁻¹) | Groupements fonctionnels | Banded'absorption (cm ⁻¹) | Groupements fonctionnels |
| 2922 | C-H(dansCH ₂) élong. Asym | 2924 | C-H(dansCH ₂) élong. Asym |
| 2850 | C-H(dansCH ₂) élong. Sym | 2848 | C-H(dansCH ₂) élong. Sym |
| 1743 | C=O | 1739 | C=O |
| 1458 | C=Caromatique | 1649 | C=C alcène |
| 1161 | C-O(dansCH ₃ COOR) | 1544 | C-O(dansCH ₃ COOR) |

Tableau3.6: groupementsfonctionnelsdel'acétateddl- α -tocophérol[52]

| Banded'absorption(cm ⁻¹) | Groupementfonctionnels |
|--------------------------------------|-------------------------------|
| 2924 | C-H(dans CH ₃) |
| 2854 | C-H(dans CH ₃) |
| 1758 | C=O |
| 1575 | C=C |
| 1208 | C-O(dansCH ₃ COOR) |

Les résultats obtenus par IR confirment ceux obtenus par spectroscopie UV/Visible qui correspondent aux tocophérols. En effet, en comparant les groupements fonctionnels de nos huiles ainsi que ceux de l'acétate de dl- α -tocophérol on trouve qu'ils sont similaires.

5.3. Chromatographie en phase gazeuse

La composition en acide gras de l'huile de graine de moringa et de noyau d'abricot est présentée dans le **tableau 3.7**.

Tableau 3.7 : Composition en acides gras de l'huile de graine de moringa et l'huile de noyau d'abricot

| Acides gras | Dénomination | Huile de noyau d'abricot | Huile de graine Moringa |
|-----------------------------------|----------------------|--------------------------|-------------------------|
| C12 :0 | Acide Laurique | 0.07 % | - |
| C14 :0 | Acide Myristique | 0.02 % | 0.10 % |
| | Acide palmitique | 5.03 % | 5.44 % |
| C16 :1 ω 7 | Acide palmitoléique | 0.76 % | 1.03 % |
| C17 :0 | Acide Margarique | 0.15 % | - |
| C18 :0 | Acide stéarique | 0.15 % | 4.81 % |
| C18 :1ω9 | Acide oléique | 68.5 % | 71.60% |
| C18 :2 ω 6 | Acide linoléique | 24.68% | 0.68 % |
| C18 :3 ω 3 | Acide linoléique | 0.08 % | 3.60 % |
| C20 :0 | Acide arachidonique | 0.12 % | 3.03 % |
| C20 :1 ω 9 | Acide gondoïque | 0.13 % | - |
| C22 :0 | Acide béhenique | - | 7.95 % |

L'acide le plus abondant dans l'huile de noyau d'abricot est l'acide oléique C18 :1 avec un pourcentage de 68.5% cet acide est très important dans la construction des cellules nerveuses. L'acide gras oléique détient un rôle fondamental dans la prévention des maladies cardiovasculaires [53]. Suivi de l'acide linoléique C18 :2 avec 24.68% qui est indispensable à la croissance saine de la peau humaine [53] puis, on a l'acide palmitique C16 :0 avec 5.03%, les trois acides précités constituent environ 98.21% de l'ensemble des acides gras. L'huile de noyau d'abricot peut être considérée comme une huile oléique-linoléique car l'acide oléique a été le plus abondant, suivi de l'acide linoléique, contrairement à l'huile de moringa qui est une huile oléique car le pourcentage d'acide oléique C18 :1 est de 71.60% qui est le plus abondant suivi de l'acide béhenique C22 :0 avec 7.95%, l'acide palmitique C16 :0 de 5.44%, l'acide stéarique C18 :0 avec 4.81%, l'acide linoléique C18 :3 avec 3.60%, l'acide arachidonique C20 :0 avec 3.03% enfin l'acide palmitoléique C16 :1 avec 1.03% ce qui fait un total d'acide gras de 97.46%, par comparaison entre nos huiles avec l'huile d'olive, on distingue qu'elles sont très riches en acides gras contrairement à l'huile d'olive possédant un taux de 15.3% [54].

5.4. Dosagede α -tocophérol parHPLC

Les huiles de graine de moringa et celle de noyau d'abricot ainsi que l'étalon de l' α -tocophérol ont été analysés par la HPLC selon le mode opératoire cité précédemment.

A la lumière de ces résultats, nous remarquons que l' α -tocophérol est la forme de vitamine E prédominante dans nos huiles. La valeur en α -tocophérol de l'huile de graine de moringa est un peu plus élevée **figure 3.5** que celle de l'huile de noyau d'abricot **figure 3.4**. On remarque l'apparition du pic au même temps de rétention entre (7-8min) que l'étalon de l' α -tocophérol.

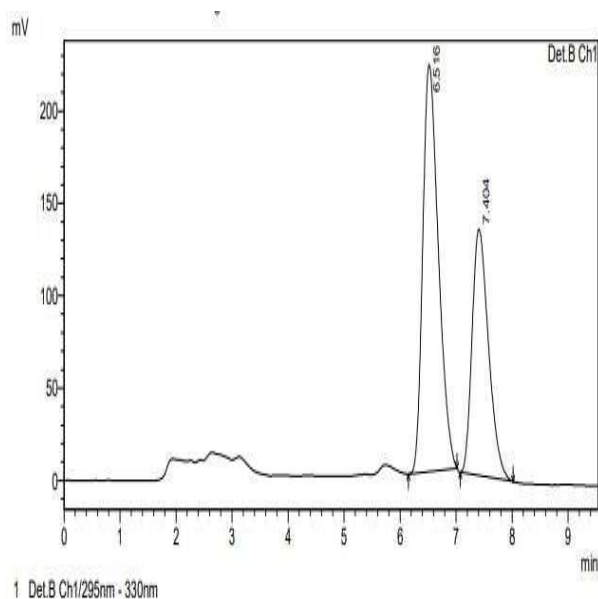


Figure 3.4 : chromatogramme HPLC de l'huile de noyau d'abricot

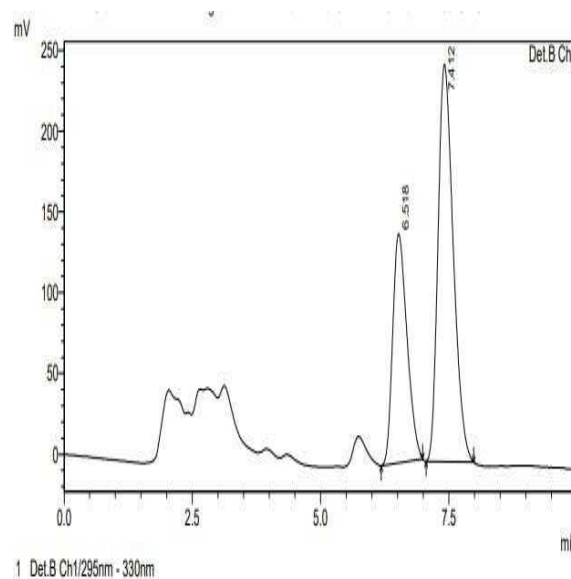


Figure 3.5 : chromatogramme HPLC de l'huile de graine de moringa

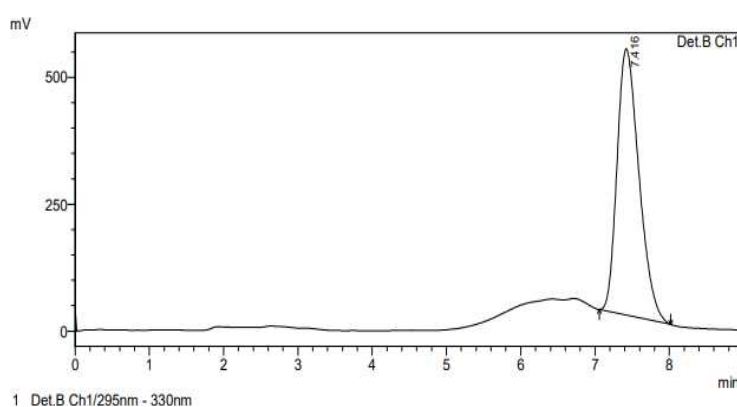


Figure 3.6 : chromatogramme HPLC de l'étalon de l' α -tocophérol

6. Préparation des formulations cosmétiques

6.1. Caractéristiques organoleptiques des formulations

Les caractéristiques organoleptiques des formulations (crème et sérum) sont résumées dans le tableau 3.8.

Tableau 3.8: caractéristiques organoleptiques de la crème et du sérum capillaire

| | Couleur | Odeur | Consistance | Aspect | Toucher |
|-------------------------|---------|----------------------------|-------------|---------------------|------------------------------|
| Crème | Blanche | Conforme à celle du parfum | Crémeuse | Opaque et brillante | Collant, étalable facilement |
| Sérum capillaire | Jaune | Conforme à celle du parfum | Huileuse | Brillant | |

6.2. Homogénéité

L'homogénéité de la crème a été vérifiée en étalant une couche mince de la crème sur une surface plane à l'aide d'une spatule.



Figure 3.7: photoprise par microscope optique de la crème formulée



Figure 3.8: étalement de la crème

D'après la photoprise par microscope optique et le test d'étalement effectué, on distingue que la crème formulée est homogène.

6.3. Potentiel d'hydrogène des formulations

Le potentiel d'hydrogène de la crème formulée est compris entre 5.0-6.0. Le potentiel d'hydrogène du sérum capillaire est de 3.5.

6.4. Étude de comportement rhéologique de la crème

La rhéologie est la science qui traite l'écoulement et de la déformation de la matière sous l'action de contraintes [55]. Les mesures du comportement rhéologique sont importantes non seulement pour évaluer la stabilité physique mais elles sont en même temps

des indicateurs des paramètres d'écoulement, de déformation et de viscosité. Les études sur ces

propriétés sont devenues un outil crucial dans l'analyse des produits cosmétiques, dans le but de produire des profils physiques et structurels stables [56].

La **figure 3.9** indiquant la viscosité en fonction de la vitesse de cisaillement montre que la crème élaborée a un comportement rhéofluidifiant car la viscosité diminue lorsque la vitesse de cisaillement augmente. Ce rhéogramme a été modélisé par le modèle CROSS, avec une valeur du coefficient de corrélation $R^2 = 0.992$. Ce modèle rhéo-fluidifiant est adéquat pour l'application cutanée de fait que la viscosité à l'état initial est de 130.620 (Pa.s) assurant la stabilité du produit ainsi que l'adhésion avec le pinceau tandis que la viscosité à l'état infini est de 0.649 (Pa.s) qui est une viscosité très faible garantissant la libération du PA et la pénétration du produit.

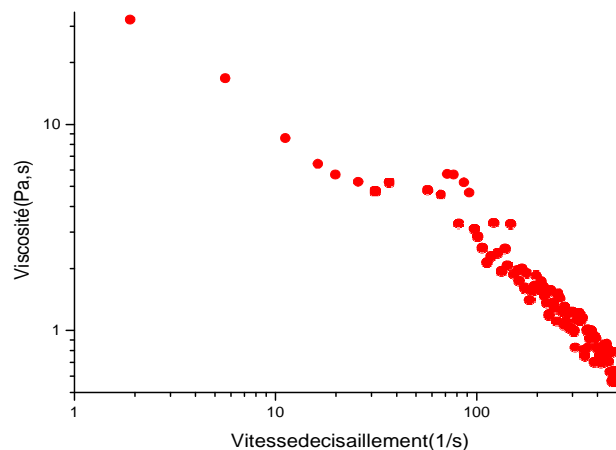


Figure 3.9: viscosité en fonction de la vitesse de cisaillement

7. Etude biologique

L'activité antioxydante in vitro a été évaluée de deux manières différentes : la mesure du pouvoir réducteur et la décoloration du β -carotène.

7.1. Détermination du pouvoir réducteur des ions ferriques (PR)

L'activité antioxydante des composés phénoliques est principalement due à leurs propriétés redox, qui peuvent jouer un rôle important dans l'absorption et la neutralisation des radicaux libres [57].

Dans cet essai, en fonction du pouvoir réducteur des composés antioxydants, la couleur jaune de l'extrait méthanolique testé se transforme en différentes nuances de vert et de bleu **figure 3.10**.



Figure 3.10 : variation de couleur en fonction du pouvoir réducteur des composés antioxydants

Les extraits phénoliques étudiés (huile de noyau d'abricot et l'huile de graine de moringa) ainsi que l'acide ascorbique ont été testés à des concentrations diluées. Leurs valeurs d'absorbance augmentent respectivement de 0,179 à 1,07, de 0,207 à 1,287 et de 2,998 à 3,1 dans une série de concentrations variées de 0,0006192 à 0,003096 mg/ml (Figure 3.11). Le pouvoir antioxydant peut donc être considéré comme faible par rapport à l'acide ascorbique.

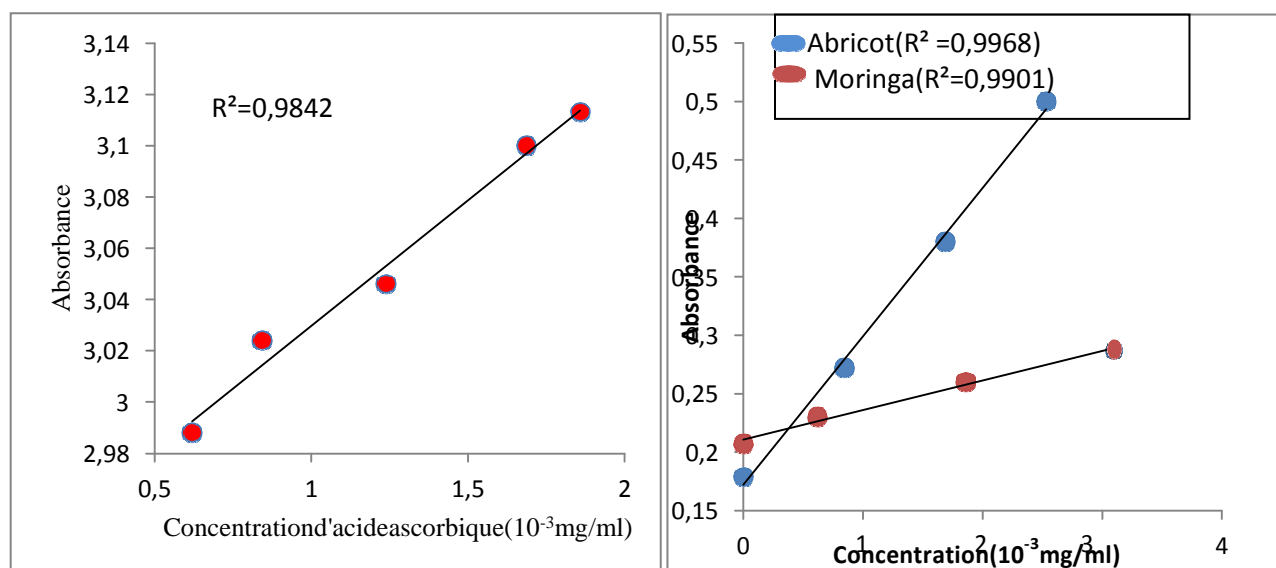


Figure 3.11 : pouvoir réducteur d'acide ascorbique et des extraits des huiles de graine de moringa et de noyau d'abricot

7.2. Blanchiment du β -carotène

L'activité antioxydant de l'huile de noyau d'abricot et de graine de moringa a été évaluée en utilisant le test du β -carotène. Les résultats obtenus de ce test (79.16% pour l'huile de moringa, 91.31% pour l'huile de noyau d'abricot et 67.67% pour le tocophérol) montre que l'oxydation de l'acide linoléique est efficacement inhibée par les deux huiles. Cet essai montre que la graine de moringa et l'amande de noyau d'abricot possède un pouvoir antioxydant très élevé ce qui a été déjà prouvé dans la littérature.

7.3. Activité bactériologique

L'activité antibactérienne de l'huile de noyau d'abricot et de graine de moringa a été mise en évidence par la méthode de diffusion de disques (aromatogramme) vis-à-vis de 6 souches bactériennes. Les zones d'inhibition de la croissance bactérienne des souches testées pour nos huiles ont révélé les résultats illustrés dans la **figure 3.12** et **figure 3.13**.

Les photos individuelles de chaque souche sont présentées dans l'annexe 1.



Figure 3.12 : antibiogramme de l'huile de graine de moringa



Figure 3.13 : antibiogramme de l'huile de noyau d'abricot

Les résultats obtenus montrent que l'activité antibactérienne a été approuvée absente pour nos huiles vis-à-vis des souches testées. Contrairement à la Gentamicine qui a été utilisée comme témoin positif, diffuse en indiquant un diamètre d'inhibition de 15mm. On constate que ni l'inoculum ni le milieu de culture ne pose problème pour la diffusion de l'huile.

D'après les résultats qu'on a eu, nous pouvons dire que nos huiles ne développent aucun germe par conséquent nos huiles sont stériles et peuvent être utilisées lors de la formulation cosmétique.

7.4. Effet cicatrisant

Aucours de la période d'examinations, aucune mortalité n'a été observée chez les animaux, tous les lapins ont été en bonne santé.

Les paramètres morphologiques ont été utilisés pour évaluer l'efficacité de la crème pour la cicatrisation des plaies, comparativement au Madécassol® et la brulure non traitée.

A J0, toutes les plaies avaient le même diamètre ainsi que les mêmes signes d'inflammation. Vers 24 à 48h, les brulures ont commencé à devenir rouges et à aboutir du jour 8 les croûtes ont commencé à se former. Généralement, il y a eu une réduction progressive de la surface de la plaie avec le temps dans les différentes plaies. Au jour 12 on remarque que le pourcentage de contraction le plus élevé a été obtenu dans la plaie traitée par notre crème avec un pourcentage de 60% suivi par la plaie control et celle qui a été traitée par Madécassol®. Les diamètres des croûtes ainsi que le pourcentage de contraction des plaies sont donnés dans le tableau 3.9 (voir photos dans l'annexe 2).

La présente étude conclut, que la crème est efficace pour le processus de cicatrisation des brulures, favorise la contraction des plaies et raccourcit la période d'épithélialisation.

Tableau 3.9 : Pourcentage de contraction des plaies

| | Jr 1 | Jr 4 | Jr 8 | Jr 12 | Jr 16 | Jr 20 |
|-----------------------------------------------|----------|-------|------|-------|-------|-------|
| CRL | 10 mm | 9mm | 7mm | 5mm | 0mm | 0mm |
| MAD | 10 mm | 9mm | 7mm | 5mm | 0mm | 0mm |
| Crème | 10 mm | 10 mm | 8mm | 4mm | 0mm | 0mm |
| Pourcentage de contraction de la plaie | CRL 0% | 10% | 30% | 50% | 100% | 100% |
| | MAD 0% | 10% | 30% | 50% | 100% | 100% |
| | Crème 0% | 0% | 20% | 60% | 100% | 100% |

CRL: control

MAD: Madécassol

8. Etude toxicologique des formulations

8.1. Effet irritant/corrosif aigu sur la peau

Le **tableau 3.10** représente les résultats obtenus de l'érythème et de l'œdème suite à l'application de la crème aussi bien pour la peau scarifiée que pour la peau non

scarifié. L'indice d'irritation primaire cutanée obtenu permet de considérer cette crème commeno
n

irritante (IP<0.5) pour la peau du lapin. Notant que la peau de cette espèce est plus sensible par comparaison à celle de l'homme.

Tableau 3.10: Cotation des résultats de l'érythème et de l'œdème chez les lapins


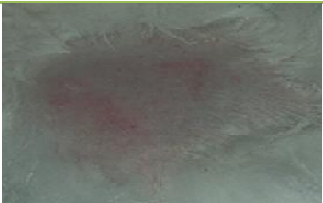






| | N° du lapin | Peau scarifiée | | Peau non scarifiée | |
|------------|-------------|----------------|----|--------------------|----|
| | | ER | OD | ER | OD |
| 24h | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| | 2 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| | 3 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 48h | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| | 2 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| | 3 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 72h | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| | 2 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| | 3 | 0 | 0 | 0 | 0 |

ER: Erythème OD: œdème

8.2. Test de repousse de poils

Après plusieurs jours de traitement du lapin par le sérum, en l'appliquant que sur son flanc gauche et laissant le flanc droit comme témoin. L'évolution de la repousse de poils est présentée dans le **tableau 3.11**.

Tableau3.11:cotation desrésultats de repousse de poils

| Jours | Flancgauche | Flancdroit |
|--------|------------------------------------------------------------------------------------|-------------------------------------------------------------------------------------|
| Jour1 |  |  |
| Jour2 |  |  |
| Jour24 |  |  |
| Jour31 |  |  |

D'après les résultats du **tableau 3.10**, au deuxième jour de l'application du sérum nous remarquons que la rougeur sur le flanc gauche a diminué contrairement à celle du flanc droit donc le sérum est apaisant. Après 24 jours d'application nous remarquons une repousse de poils sur le flanc gauche contrairement au flanc droit une légère repousse.

Enfin après 31 jours la repousse est plus abondante sur le flanc gauche que le flanc droit. De ce fait, nous avons pu constater que le sérum contribue de manière significative à la repousse de poils.

8.3. Recherche des bactéries dans les formulations

La recherche de contaminations de la crème et du sérum capillaire par les bactéries est représentée par les **figures 3.14** et **3.15**. D'après ces résultats on conclut que le sérum capillaire et la crème ne sont pas contaminés.



Figure 3.14: recherche de contamination dans le sérum capillaire



Figure 3.15 : recherche de contamination dans la crème

Conclusion générale

Le présent travail a porté sur l'extraction des huiles végétales de graine de *moringaoleifera* et du noyau d'abricot par pression à froid, ainsi qu'à l'étude des caractéristiques de ces huiles pour arriver à formuler une crème cosmétique.

Le screening phytochimique effectué sur l'huile de moringa a permis de mettre en évidence la présence de diverses classes de métabolites secondaires : alcaloïdes, flavonoïdes, et la présence d'alcaloïdes seulement, pour l'huile d'abricot. D'autre part, la caractérisation spectroscopique a montré que l'huile de moringa est très riche en chlorophylle et en caroténoïdes contrairement à l'huile de noyau d'abricot. Et que nos huiles sont riches en acide gras et en α -tocophérol.

L'évaluation de l'activité antioxydant, par la méthode de détermination du pouvoir réducteur des ions ferrique, a montré que les huiles de moringa et d'abricot possèdent un pouvoir réducteur faible par rapport à l'acide ascorbique. Par ailleurs, l'étude de l'activité antibactérienne, selon la méthode de diffusion sur disque, a montré une faible action sur six souches bactériennes.

Comme l'objectif de ce travail est la valorisation des constituants de ces huiles, nous avons procédé à leurs incorporations dans un sérum capillaire et une crème cosmétique BIO. Ensuite des tests d'innocuité de la crème en question, chez le lapin ont été réalisés. Pour ce faire, nous avons étudié l'activité cicatrisante, cette dernière s'est révélée positive, avec l'absence d'irritation cutanée. Faut-il mentionner que la crème élaborée, a fait l'objet d'un test rhéologie, ce dernier a mis en évidence le comportement dit "rhéofluidifiant".

Ce travail est naturellement appelé à être approfondi, puisque quelques points restent à élucider, citant entre autres, les substances responsables de l'activité cicatrisante et l'identification des minéraux présents dans les huiles.

Références

- [1] M.-C. Martini and M. Seiller, "Actifsetadditifsencosmétologie," 1999.
- [2] K. ADDA and Y. AIS, "Caractérisation des graines et d'huile d'amandes amères de la région Aomar (Bouira), Essai de valorisation par incorporation dans un produit cosmétique," 2018.
- [3] A. Boukeloua and A. Belkhiri, "Caractérisation botanique et chimique et évaluation pharmacotoxicologique d'une préparation topique à base d'huile de Pistacia lentiscus L. (Anacardiaceae)." Université Mentouri Constantine, 2009.
- [4] F. Lacharme, "Les produits cosmétiques biologiques: labels, composition et analyse critique de quelques formules," *Th D Pharm, Grenoble Fr.*, 2011.
- [5] O. Morin and X. Pagès-Xatart-Parès, "Huiles et corps gras végétaux: ressources fonctionnelles et intérêt nutritionnel," *Oléagineux, Corps gras, Lipides*, vol. 19, no. 2, pp. 63–75, 2012.
- [6] C. N. Van, "Maîtrise de l'aptitude technologique des oléagineux par modification structurale: applications aux opérations d'extraction et de transestérification in-situ." Université de La Rochelle, 2010.
- [7] A. El Haib, "Valorisation de terpènes naturels issus de plantes marocaines par transformations catalytiques." Université de Toulouse, Université Toulouse III-Paul Sabatier, 2011.
- [8] C. W. Yaméogo, M. D. Bengaly, A. Savadogo, P. A. Nikiema, and S. A. Traore, "Determination of chemical composition and nutritional values of Moringa oleifera leaves," *Pakistan J. Nutr.*, vol. 10, no. 3, pp. 264–268, 2011.
- [9] D. Yiğit, N. Yiğit, and A. Mavi, "Antioxidant and antimicrobial activities of bitter and sweet apricot (*Prunus armeniaca* L.) kernels," *Brazilian J. Med. Biol. Res.*, vol. 42, no. 4, pp. 346–352, 2009.
- [10] J. Rajangam, R. S. Azahakia Manavalan, T. Thangaraj, A. Vijayakumar, and N. Muthukrishnan, "Production et utilisation du Moringa en Inde du Sud: la Situation Actuelle," 2002.
- [11] N. Foidl, H. P. S. Makkar, and K. Becker, "The potential of Moringa oleifera for agricultural and industrial uses," *What Dev. potential Moringa Prod.*, vol. 20, 2001.
- [12] J. F. Morton, "The horseradish tree, *Moringa pterygosperma* (Moringaceae)—a boon to arid lands?," *Econ. Bot.*, vol. 45, no. 3, pp. 318–333, 1991.
- [13] H. P. S. Makkar and K. Becker, "Nutrients and anti-quality factors in different morphological parts of the Moringa oleifera tree," *J. Agric. Sci.*, vol. 128, no. 3, pp. 311–322, 1997.
- [14] R. K. Saini, I. Sivanesan, and Y.-S. Keum, "Phytochemicals of Moringa oleifera: a review of their nutritional, therapeutic and industrial significance," *3 Biotech*, vol. 6, no. 2, pp. 1–14, 2016.
- [15] O. A. F. Laleye, H. Ahissou, A. P. Olounlade, E. V. B. Azando, and A. Laleye, "Etude bibliographique de trois plantes antidiabétiques de la flore béninoise: *Khayasenegalensis* (Desr) A. Juss (Meliaceae), *Momordica charantia* Linn (Cucurbitaceae) et *Moringa oleifera* Lam (Moringaceae)," *Int. J. Biol. Chem. Sci.*, vol. 9, no. 5, pp. 2682–2700, 2015.
- [16] F. Braham *et al.*, "Online HPLC-DPPH screening method for evaluation of

radicalscavengingphenolsextractedfromMoringaoleiferaleaves,"*SouthAfricanJ.Bot.*,

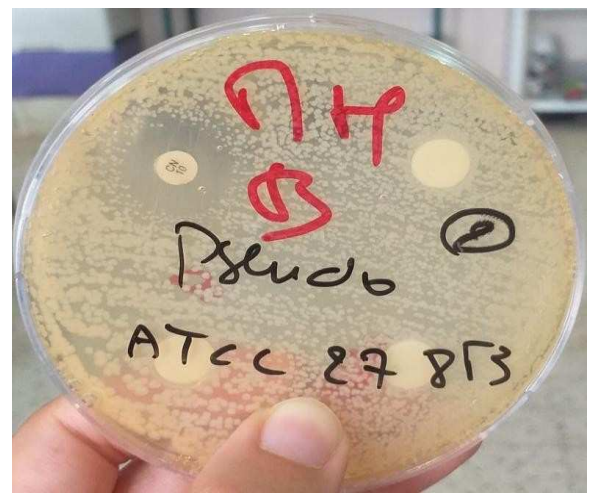
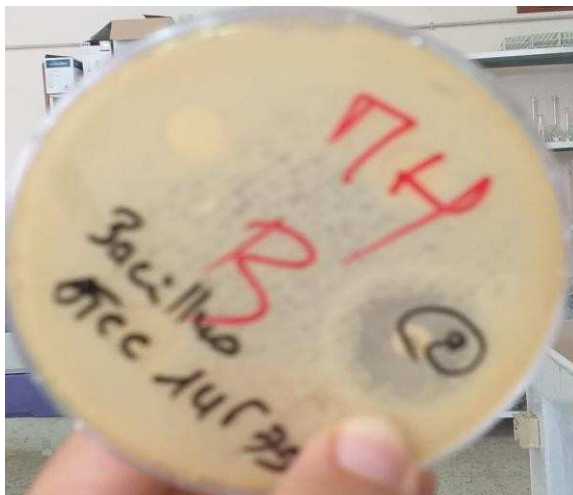
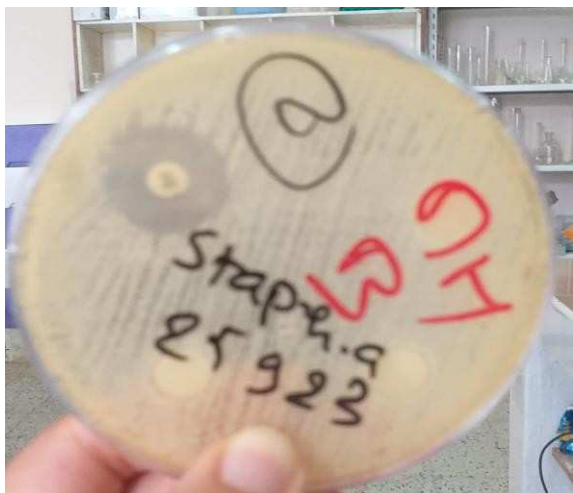
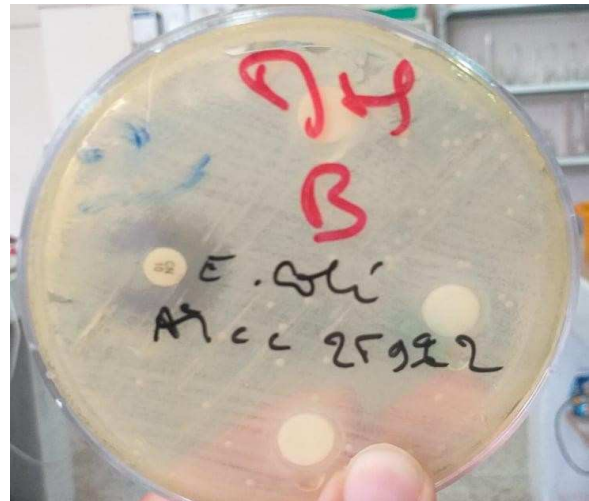
- vol. 129, pp. 146–154, 2020.
- [17] R.N.Bennett *et al.*, “Profiling glucosinolates and phenolics in vegetative and reproductive tissues of the multi-purpose trees *Moringa oleifera* L. (horseradish tree) and *Moringa stenopetala* L.,” *J. Agric. Food Chem.*, vol. 51, no. 12, pp. 3546–3553, 2003.
- [18] F. Anwar, M. Ashraf, and M. I. Bhangar, “Interprovenance variation in the composition of *Moringa oleifera* oilseeds from Pakistan,” *J. Am. Oil Chem. Soc.*, vol. 82, no. 1, pp. 45–51, 2005.
- [19] A.H.S.A., “Analyse des Potentialités de l’Exploitation du Moringa en Haïti,” ministère de l’agriculture, des ressources naturelles et du développement rural d’Haïti, 2016.
- [20] J. Grimplet, “Génomique fonctionnelle et marqueurs de qualité chez l’abricot.” 2004.
- [21] E. Dirlewanger *et al.*, “Comparison of the genetic determinism of two key phenological traits, flowering and maturity dates, in three *Prunus* species: peach, apricot and sweet cherry,” *Heredity (Edinb.)*, vol. 109, no. 5, pp. 280–292, 2012.
- [22] B. ELBAGORE and Z. Hafida, “Contribution à l’étude de quelques aspects de pollinisation et de fécondation chez six variétés d’abricotier dans la région du K’SOB (M’sila).” Université de M’sila, 2017.
- [23] D. Christen, H. Chajia, C. Senay, J. Héritier, and F. Zonnevijlle, “Amandes d’abricots: un co-produit de la distillation à valoriser,” *Rev. suisse Vitic. Arboric. Hortic.*, vol. 41, no. 4, pp. 241–246, 2009.
- [24] von F. Timmermann, “Tocopherole—Antioxidative Wirkung bei Fetten und Ölen,” *Lipid/Fett*, vol. 92, no. 5, pp. 201–206, 1990.
- [25] T. De Bruyne, L. Pieters, H. Deelstra, and A. Vlietinck, “Condensed vegetable tannins: biodiversity in structure and biological activities,” *Biochem. Syst. Ecol.*, vol. 27, no. 4, pp. 445–459, 1999.
- [26] ., “RECUEIL DES METHODES INTERNATIONALES D’ANALYSES-OIV Guidé de validation-Contrôle qualité.”
- [27] K. Ben Azouz, “Relation entre propriétés rhéologiques et structure microscopique de dispersions de particules d’argile dans des dispersions de polymères.” Accessed: Jun. 04, 2021: <https://tel.archives-ouvertes.fr/tel-00673467>.
- [28] S. ATI-ALLAH, “La déshydratation cutanée: prévention, traitement et conseils en officine,” 2016.
- [29] A. J. Harborne, *Phytochemical methods a guide to modern techniques of plant analysis*. Springer science & business media, 1998.
- [30] S. Selka, A. K. Tchouar, and S. M. Amrani, “Contribution to the Physicochemical and Organoleptic Study of Two Olive Oils of Traditional and Industrial Extraction of the Wilaya of Tlemcen,” *J. Agric. Chem. Environ.*, vol. 8, no. 2, pp. 107–114, 2019.
- [31] W. MEZIANE, “Contribution à l’étude de l’analyse physicochimique de l’huile de *Citrullus colocynthis* (coloquinte) et de son pouvoir antimicrobien.”
- [32] M.A. DE and M.L. HA, “mémoire de magister de biologie.”
- [33] Z. Lusaka, “Articles and papers,” *Am. J. Agric. Econ.*, vol. 61, no. 4, 1979.

- [34] M. Isabel Minguez-Mosquera, L. Rejano-Navarro, B. Gandul-Rojas, A. H. Sanchez Gomez, and J. Garrido-Fernandez, "Color-pigment correlation in virgin olive oil," *J. Am. Oil Chem. Soc.*, vol. 68, no. 5, pp. 332–336, 1991.
- [35] I. Nehdi, S. Omri, M. I. Khalil, and S. I. Al-Resayes, "Characteristics and chemical composition of date palm (*Phoenix canariensis*) seeds and seed oil," *Ind. Crops Prod.*, vol. 32, no. 3, pp. 360–365, 2010.
- [36] F. M. Pirisi, P. Cabras, C. F. Cao, M. Migliorini, and M. Muggelli, "Phenolic compounds in virgin olive oil. 2. Reappraisal of the extraction, HPLC separation, and quantification procedures," *J. Agric. Food Chem.*, vol. 48, no. 4, pp. 1191–1196, 2000.
- [37] M. Oyaizu, "Studies on products of browning reaction antioxidative activities of products of browning reaction prepared from glucosamine," *Japanese J. Nutr. Diet.*, vol. 44, no. 6, pp. 307–315, 1986.
- [38] A. J. Isfahlan, A. Mahmoodzadeh, A. Hasanzadeh, R. Heidari, and R. Jamei, "Antioxidant and antiradical activities of phenolic extracts from Iranian almond (*Prunus amygdalus* L.) hulls and shells," *Turkish J. Biol.*, vol. 34, no. 2, pp. 165–173, 2010.
- [39] G. J. Marco, "A rapid method for evaluation of antioxidants," *J. Am. Oil Chem. Soc.*, vol. 45, no. 9, pp. 594–598, 1968.
- [40] H. E. Miller, "A simplified method for the evaluation of antioxidants," *J. Am. Oil Chem. Soc.*, vol. 48, no. 2, p. 91, 1971.
- [41] Z. Djerrou and Y. Hamdipacha, "Safety And Efficacy Of Pistacia Lentiscus Fruit's Fatty Oil In Healing Experimental Burns In Rabbits (P139)."
- [42] M. Lee, J.-H. Hwang, and K.-M. Lim, "Alternatives to in vivo draize rabbit eye and skin irritation tests with a focus on 3D reconstructed human cornea-like epithelium and epidermis models," *Toxicol. Res.*, vol. 33, no. 3, pp. 191–203, 2017.
- [43] F. Anwar and M. I. Bhangar, "Analytical characterization of Moringa oleifera seed oil grown in temperate regions of Pakistan," *J. Agric. Food Chem.*, vol. 51, no. 22, pp. 6558–6563, 2003.
- [44] A. FERRADJI, M. Imerzouken, N. Malek, and N. BOUDOUR, "Effet de quelques paramètres sur l'extraction d'huile des amandes d'abricot par pressage," 2001.
- [45] K. KANOUN, "Contribution à l'étude phytochimique et activité antioxydante de extraits de *Myrtus communis* L. (Rayhane) de la région de Tlemcen (Honaïne)," 2011.
- [46] S. Himour, A. Yahia, H. Belattar, and L. Bellebcir, "Étude phytochimique des feuilles d'*Olea europaea* L. var Chemlel d'Algérie," *J. Biores. Valorization*, vol. 1, no. 1, pp. 34–38, 2016.
- [47] Y. A. O. N'guessan Jean Claude, A. A. ADIMA, B. F. NIAMKE, D.-V. KOUAKOU, K. P. N'DA, and A. F. ADJE, "Activité Antioxydante, propriétés physico-chimiques et composition en rétinol et α -tocophérol de l'huile de palme raffinée et des huiles issues de six plantes oléagineuses de Côte d'Ivoire," *Afrique Sci.*, vol. 14, no. 2, pp. 15–27, 2018.
- [48] S. Zine, S. Gharby, and M. El Hadek, "Physicochemical characterization of *Opuntia ficus-indica* seed oil from Morocco," *Biosci. Biotechnol. Res. Asia*, vol. 10, no. 1,

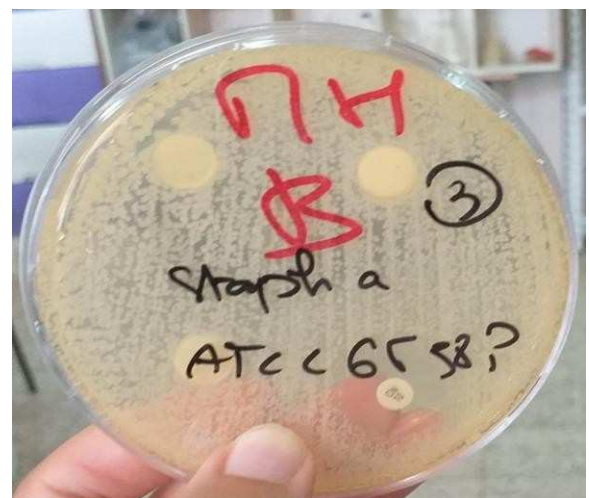
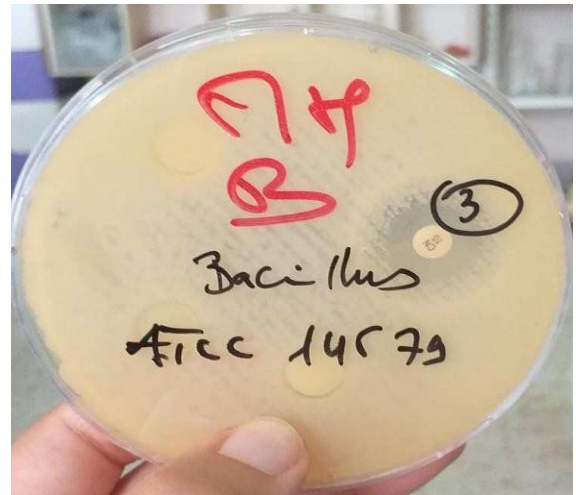
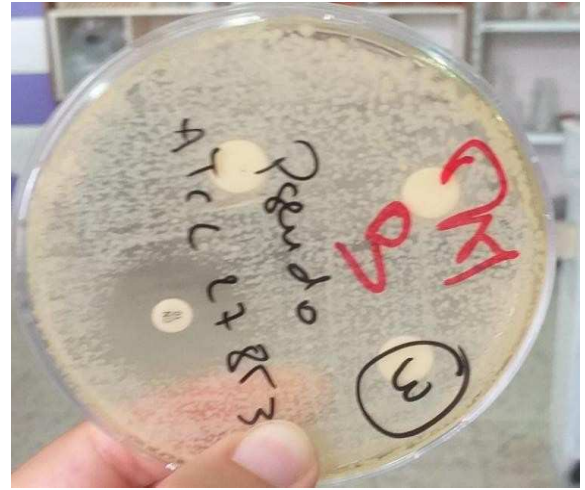
- 2013.
- [49] N. Tonelli and F. Gallouin, *Des fruits et des graines comestibles du monde entier*. Lavoisier, 2013.
- [50] S. Yada, K. Lapsley, and G. Huang, "A review of composition studies of cultivated almonds: Macronutrients and micronutrients," *J. Food Compos. Anal.*, vol. 24, no. 4–5, pp. 469–480, 2011.
- [51] M. G. Ferruzzi and J. Blakeslee, "Digestion, absorption, and cancer preventative activity of dietary chlorophyll derivatives," *Nutr. Res.*, vol. 27, no. 1, pp. 1–12, 2007.
- [52] P. Pilardeau, *Biochimie et nutrition des activités physiques et sportives*, vol. 2. Elsevier Masson, 1995.
- [53] E. Bruckert, "Fonctionnalité Des Lipides Dans Le Contexte D'une Relation Alimentation-Santé Les phytostérols, placés dans la prise en charge du patient hyperlipidémique," *Oléagineux, Corps gras, Lipides*, vol. 8, no. 4, pp. 312–316, 2001.
- [54] V. Dubois, S. Breton, M. Linder, J. Fanni, and M. Parmentier, "Fatty acid profiles of 80 vegetable oils with regard to their nutritional potential," *Eur. J. Lipid Sci. Technol.*, vol. 109, no. 7, pp. 710–732, 2007.
- [55] B. J. Dobraszczyk and M. P. Morgenstern, "Rheology and the breadmaking process," *J. Cereal Sci.*, vol. 38, no. 3, pp. 229–245, 2003.
- [56] M. M. J. Soriano, M. J. F. Contreras, and E. S. Flores, "Development of a cream from a self-emulsifying base and moisturizing actives," *Farm.*, vol. 56, no. 5–7, pp. 513–522, 2001.
- [57] T. Osawa, "Novel natural antioxidants for utilization in food and biological systems," *Postharvest Biochem. plant food-materials Trop.*, vol. 1, pp. 241–251, 1994.

ANNEXES

Annexe1: Test antibactérien sur six souches bactériennes

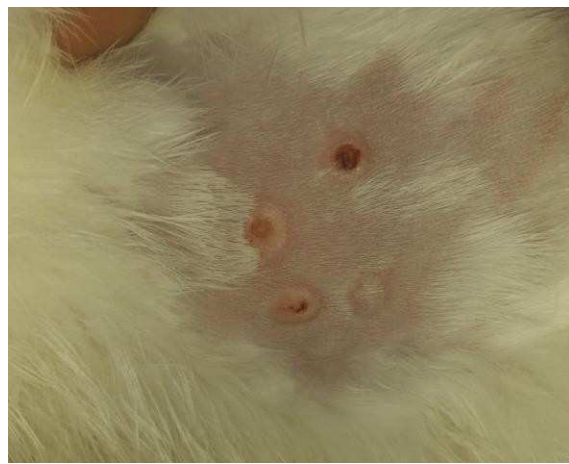


Test antibactérien sur l'huile de Moringa



Test antibactérien sur l'huile de noyaux d'abricot

Annexe2: Testeffetcicatrissant sur lelapin



Evolutiondelacicatrissiondulapin

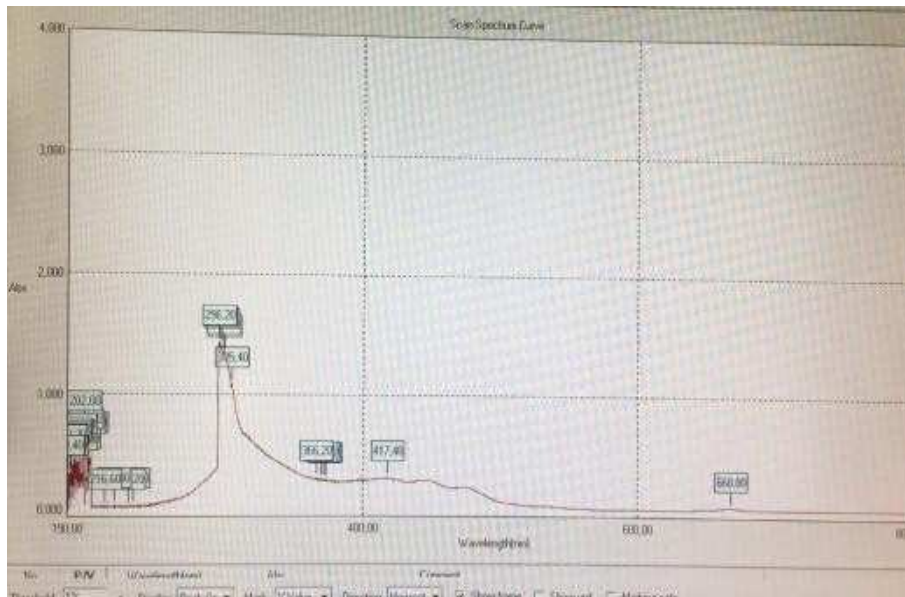


Figure: Spectre UV-Visible de l'huile de meringa

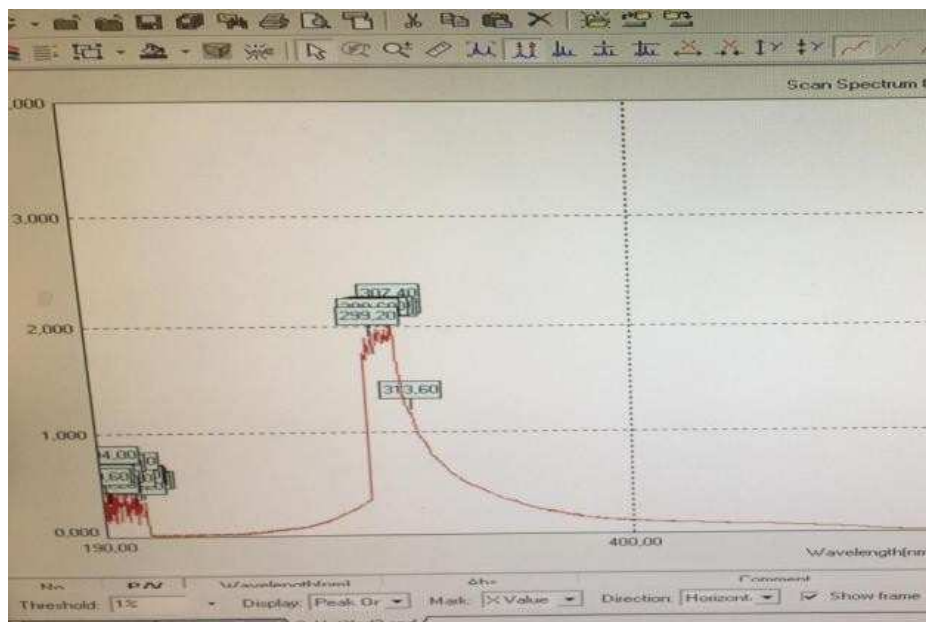


Figure: Spectre UV-Visible de l'huile de noyau d'abricot



Attestation de Communication

Le président du premier congrès national sur

Valorisation des Substances et Matériaux Naturels

organisé par l'équipe MeTox-Toxicomed, Université de Tlemcen du 05 au 06 juin 2021, atteste que :

ZEGGANE Narimene

A présenté une Communication Affichée intitulée: Caractérisation et étude microbiologique de l'Huile végétale de Moringa extraite par pression à froid

Co-auteurs: TOUZOUIRT Saida, RAHAL Foudil, DIDI Khaled

Le Président


SELKA Mohammed Adil
Maître de Conférences A
En Pharmacie

1^{er} congrès national du
Laboratoire de Recherche
Toxicomed équipe MeTox

Délivrée le : 06/06/2021