



Université Constantine 1 Frères Mentouri
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

جامعة قسنطينة 1 الإخوة منتوري
كلية علوم الطبيعة والحياة

Département : Biologie Appliquée

قسم : بиология تطبيقية

Mémoire présenté en vue de l'obtention du Diplôme de Master

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Biotechnologies

Spécialité : Biotechnologie et contrôle qualité

N° d'ordre :

N° de série :

Intitulé :

Etude phytochimique de *Moringa oleifera* et Évaluation de ses activités biologiques

Présenté par : BENOUDINA Meriem Iman.

Le : 24/06/2024

GUETTECHE Malak.

Jury d'évaluation :

Président : Dr. AZZOUZ Sarah (MCA - U Constantine 1 Frères Mentouri).

Encadrant : Dr. GHORRI Sana (MCA - U Constantine 1 Frères Mentouri).

Co-Encadrant : Dr. KACEM Nadia Sandra (MCA - U Constantine 1 Frères Mentouri).

Examinateur : Dr. MADI Aicha (MCA - U Constantine 1 Frères Mentouri).

**Année universitaire
2024 - 2025**



Remerciement

Avant tout, nous adressons nos louanges à Dieu, Le Tout-Puissant, pour nous avoir accordé la force, la patience et la santé nécessaires à la réalisation de ce travail.

*Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude à **Madame Dr GHORRI Sana**, notre directrice de mémoire, pour sa disponibilité, son accompagnement rigoureux, ses conseils avisés et son encadrement bienveillant tout au long de cette recherche. Son soutien, tant sur le plan scientifique que moral, a été d'une valeur inestimable.*

*Nous adressons également nos remerciements à **Madame Dr Azouz Sarah**, présidente du jury, ainsi qu'à **Madame Dr Madi Aicha**, examinatrice, d'avoir accepté d'examiner ce travail.*

*Nous remercions vivement **Mademoiselle BENAOUF Salma**, **Dr CHaabna Naila** et **Mademoiselle BOUKERZAZA Rania** pour leur participation active et leur engagement précieux dans la réussite des expériences réalisées. Leur disponibilité, leur accompagnement technique et leurs conseils ont largement contribué au bon déroulement du travail expérimental.*

*Nous exprimons notre profonde reconnaissance à **Madame Dr. KACEM Nadia Sandra**, co-encadrante de ce travail, pour sa relecture attentive du manuscrit, ses remarques pertinentes et ses suggestions constructives qui ont grandement contribué à l'amélioration de ce mémoire. Sa rigueur et sa bienveillance ont été d'une aide précieuse tout au long du processus de rédaction.*

*Nous remercions aussi chaleureusement **Madame BEN SERRADJ Wafa** pour sa présence constante, son soutien indéfectible et ses orientations précieuses tout au long de ce travail. Son professionnalisme et sa bienveillance ont constitué un appui inestimable.*

Nous remercions chaleureusement l'ensemble des enseignants intervenants du département pour leurs efforts, leurs enseignements enrichissants et leur contribution à notre parcours académique.

Nous exprimons aussi notre reconnaissance à Mr. BOUMELLA Hocine pour son assistance technique au laboratoire 14, ainsi qu'à tout le personnel du laboratoire de Chaâbat erssas LaMyBam , pour leur accueil, leur disponibilité et leur précieuse collaboration dans la réalisation de nos travaux pratiques.

Enfin, nous remercions toutes les personnes, de près ou de loin, ayant contribué à l'élaboration de ce mémoire, que ce soit par leur aide, leurs conseils ou leur soutien moral.

À toutes et à tous, merci du fond du cœur



Dédicace

*A ma mère Bennadji Souaad et mon père Benoudina Mohammed Taher,
pour leurs conseils, leurs encouragements et leurs*

*soutiens inconditionnels dans les moments importants de ma vie qui
m'ont
permis d'atteindre mes objectifs.*

À mon frère : Ahmed

À mes sœurs : Aïcha, Touka ..

À mes tantes Faïza et Kouka

À mes oncles Mouaad et Hatem

*À mes amies de mon parcours scolaire je veux les remercie beaucoup
pour leurs encouragement et soutien pour compléter ce mémoire*

À ma binôme et m'amie « Malak »

*À tous les étudiants de la promotion Biotechnologie et Contrôle Qualité
2024/2025,*

*Je vous adresse mes sincères remerciements pour les moments partagés,
l'entraide et l'esprit de camaraderie qui ont marqué ces années d'études.
Que l'avenir vous soit rempli de succès et d'épanouissement.*

Meriem 





Dédicace



Je dédie ce mémoire ;

A mes chers parents GUETTECHÉ Benaïssa ET BELAIDI Nadīja

Qui sont toujours été là pour moi, merci pour tous vos sacrifices pour me voir réussir. Vous êtes les plus précieux au monde et je vous jure qu'aucun mot, ni expression ne saurait exprimer tout mon amour et toute ma gratitude.

Que dieu vous garde pour moi, toujours en bonne santé.

A mes frères Hamza , Bîsel , Khaled , Islam , ma sœur Amina , Hamid et la femme de mon frère Romaïssa et leurs filles Sirine et Ilâne et ma grande mère que dieu vous protège , Pour l'encouragement et le soutient; je vous souhaite que du bonheur Et que de la réussite A mes amis : À Ibtihel, mon amie de toujours, Je te dédie Merci pour ton écoute, ton soutien dans les moments de doute, ton énergie contagieuse et ton amitié sincère qui ont illuminé mes journées.

Tu as été plus qu'une amie, une véritable sœur de cœur dans cette aventure scientifique et humaine.

A ma binôme : Meriem, je vous remercie pour votre coopération durant la période de réalisation de ce mémoire.

Aux personnes qui m'ont toujours aidé et encouragé, qui m'ont accompagné durant mon chemin



Malak 

Résumé

Le *Moringa oleifera*, originaire d'Inde et appartenant à la famille des moringacées, est une plante aux propriétés nutritionnelles et médicinales remarquables, largement répandue dans les régions tropicales et subtropicales. Cette étude explore les caractéristiques phytochimiques des extraits de ses graines ,feuilles ainsi que leur potentiel biologique.

Cette étude évalue les propriétés phytochimiques, antimicrobiennes et anti-oxydantes des extraits de feuilles et de graines de *M. oleifera*. Les rendements d'extraction ont été de 6,6 % pour les feuilles et de 6,24 % pour les graines. L'extrait éthanolique des feuilles a présenté une teneur en polyphénols totaux de $42,28 \pm 0,5$ mg EAG/g MS. , tandis que celle des graines atteint 51,15 mg EAG/g de matière sèche, une teneur en flavonoïdes totaux de 32,64 mg EQ/g MS, contre seulement 1,09 mg EQ/g MS pour les graines.

Sur le plan antimicrobien, les extraits de feuilles ont montré une activité contre *E. coli* ATCC 25922, *S. aureus* ATCC 2523, *B. subtilis* ATCC 6633 et *P. aeruginosa* ATCC 2785 , tandis que les extraits de graines n'ont été actifs que contre *P. aeruginosa*. Pour l'activité antifongique, *C. albicans* et *A. flavus* ont été sensibles aux deux extraits, alors que *A. fumigatus* n'a été inhibé que par les extraits foliaires.

L'activité antioxydante des feuilles s'est révélée significative, avec des valeurs de $2,31 \pm 0,041$ mg/ml (DPPH), $193,73 \pm 236,20$ µmol TE/g (ABTS), et un pouvoir réducteur de $1,49 \pm 0,07$ µmol Fe²⁺/g. Les graines ont montré une activité antioxydante plus modérée : $0,81 \pm 0,1$ mg/ml (DPPH), $3,84 \pm 0,101$ µmol TE/g (ABTS), $1,56 \pm 1,2$ µmol Fe²⁺/g (méthode à la phénanthroline), avec un pouvoir réducteur non détecté.

Ces résultats confirment la richesse en composés bioactifs des extraits de *M. oleifera*, notamment ceux des feuilles, et leur potentiel en tant qu'agents antioxydants et antimicrobiens naturels.

Ces résultats confirment la richesse des extraits de *Moringa oleifera* en composés bioactifs, en particulier ceux des feuilles, et mettent en évidence leur potentiel en tant qu'agents antioxydants et antimicrobiens naturel.

Mots clés : *M. oleifera*, Polyphénols, Flavonoïdes , Activité anti-oxydante, Activité antimicrobienne, Extrait éthanolique.

Abstract

Moringa oleifera, originally from India and belonging to the *Moringaceae* family, is a plant with remarkable nutritional and medicinal properties, widely spread in tropical and subtropical regions. This study explores the phytochemical characteristics of extracts from its seeds and leaves, as well as their biological potential.

This study evaluates the phytochemical, antimicrobial, and antioxidant properties of leaf and seed extracts of *M. oleifera*. The extraction yields were 6.6% for the leaves and 6.24% for the seeds. The ethanolic extract of the leaves showed a total polyphenol content of 42.28 ± 0.5 mg GAE/g dry weight, while that of the seeds reached 51.15 mg GAE/g dry weight. The total flavonoid content was 32.64 mg QE/g dry weight for the leaves, compared to only 1.09 mg QE/g dry weight for the seeds.

Regarding antimicrobial activity, leaf extracts showed activity against *E. coli* ATCC 25922, *S. aureus* ATCC 2523, *B. subtilis* ATCC 6633, and *P. aeruginosa* ATCC 2785, while seed extracts were only active against *P. aeruginosa*. For antifungal activity, *C. albicans* and *A. flavus* were sensitive to both extracts, whereas *A. fumigatus* was only inhibited by the leaf extracts.

The antioxidant activity of the leaves was found to be significant, with values of 2.31 ± 0.041 mg/ml (DPPH), 193.73 ± 236.20 $\mu\text{mol TE/g}$ (ABTS), and a reducing power of 1.49 ± 0.07 $\mu\text{mol Fe}^{2+}/\text{g}$. The seeds showed more moderate antioxidant activity: 0.81 ± 0.1 mg/ml (DPPH), 3.84 ± 0.101 $\mu\text{mol TE/g}$ (ABTS), 1.56 ± 1.2 $\mu\text{mol Fe}^{2+}/\text{g}$ (phenanthroline method), with no detectable reducing power.

These results confirm the richness in bioactive compounds of *M. oleifera* extracts, particularly those from the leaves, and highlight their potential as natural antioxidant and antimicrobial agents.

Keywords: *M. oleifera*, Polyphenols, Flavonoids, Antioxidant Activity, Antimicrobial Activity, Ethanolic Extract

الملخص

ذات خصائص غذائية وطبية مميزة، ومنتشرة على نطاق واسع في المناطق الاستوائية وشبه الاستوائية. تهدف هذه الدراسة إلى استكشاف الخصائص الفيتوكييمائية لمستخلصات بذورها وأوراقها، بالإضافة إلى إمكانياتها البيولوجية.

تقيم هذه الدراسة الخصائص الفيتوكييمائية، والمضادة للميكروبات، والمضادة للأكسدة لمستخلصات أوراق وبذور *M. oleifera*. كانت نسب الاستخلاص 6.6% للأوراق و 6.24% للبذور. أظهر المستخلص الإيثانولي للأوراق محتوى من البوليفينولات الكلية بلغ 42.28 ± 0.5 ملغم حمض الغاليك/غ من المادة الجافة، بينما بلغ في البذور 51.15 ± 0.5 ملغم حمض الغاليك/غ من المادة الجافة. أما محتوى الفلافونويديات الكلية، فبلغ 32.64 ± 0.09 ملغم كويرسيتين/غ من المادة الجافة في الأوراق، مقارنة بـ 1.09 ± 0.05 ملغم فقط في البذور.

فيما يتعلق بالنشاط المضاد للميكروبات، أظهرت مستخلصات الأوراق فعالية ضد *S. aureus* ATCC 25922، و *E. coli* ATCC 2523، و *P. aeruginosa* ATCC 2785، و *B. subtilis* ATCC 6633، بينما أظهرت مستخلصات البذور فعالية فقط ضد *P. aeruginosa*. أما النشاط المضاد للفطريات، فقد كانت *A. flavus* و *C. albicans* حساسة لكلا المستخلصين، في حين أن *A. fumigatus* تأثرت فقط بمستخلصات الأوراق.

(DPPH) في حين ان أظهرت الأوراق نشاطاً مضاداً للأكسدة بشكل ملحوظ، بقيم بلغت 0.041 ± 2.31 ملغم/مل. ، وقوة اخترال بلغت 1.49 ± 0.07 ميكرومول (ABTS) غ/Trolox و 236.20 ± 193.73 ميكرومول مكافئ تروكس Fe^{2+} ، ± 0.101 (DPPH) غ. أما البذور فقد أظهرت نشاطاً مضاداً للأكسدة أكثر اعتقداً: 0.1 ± 0.81 ملغم/مل/ Fe^{2+} غ (طريقة الفينانثرولين)، مع عدم رصد أي قوة/ Fe^{2+} ، و 1.2 ± 1.56 ميكرومول (ABTS) ميكرومول مكافئ تروكس/غ اخترال.

تؤكد هذه النتائج غنى مستخلصات *Moringa oleifera* بالمركبات النشطة بيولوجياً، وخصوصاً المستخلصة من الأوراق، وتبرز إمكاناتها كمضادات أكسدة وميكروبات طبيعية

الكلمات المفتاحية :، البوليفينولات، الفلافونويديات، النشاط المضاد للأكسدة، النشاط المضاد للميكروبات، المستخلص الإيثانول.

Liste des abréviations

ABTS : Acide 2,2-azino-bis 3-éthylbenzothiazoline-6-sulfonique.

ATCC : *American type culture collection.*

BHT : Butylated Hydroxy toluène.

DPPH : 1, 1 diphényl-2-picryl hydrazyle.

DPPH-H : 2,2-diphenyl-1-picrylhydrazine.

FRAP: *Ferric Reducing Antioxidant Power.*

MH: Muller Hinton.

PDA: Potato dextrose agar.

Listes des figures

Figure 1: Zones au monde où pousse la plante <i>Moringa. oleifera</i>	7
Figure 2: Parties végétales de <i>Moringa. oleifera</i>	9
Figure 3: structure de polyphénols.....	20
Figure 4: Structure de flavonoïdes.....	20
Figure 5: étape d'extraction des composés phénoliques d'extract des feuilles <i>M. oleifera</i> ..	27
Figure 6: étapes d'extraction des composés phénoliques d'extract des graines de <i>M. oleifera</i> ...	27
Figure 7: Préparation des extraits feuilles et des graines de <i>Moringa. oleifera</i>	32
Figure 8: protocole de l'activité antimicrobienne,.....	34
Figure 9: Rendement d'extraction des extraits éthanoliques des graines et des feuilles de <i>M. oleifera</i>	37
Figure 10: Courbe d'étalonnage des polyphénols.....	38
Figure 11: Courbe d'étalonnage des flavonoïdes.....	39

Liste de tableaux

Tableau 1: le systématique de <i>Moringa oleifera</i>	8
Tableau 2: La composition chimique de gousses, des feuilles et des graines de l'arbre de <i>Moringa oleifera</i>	10
Tableau 3: La composition en nutriment dans les graines de <i>Moringa oleifera</i>	11
Tableau 4: la Composition en minéraux dans les graines de <i>Moringa oleifera</i>	12
Tableau 5: La composition en acides aminés dans les graines de <i>Moringa oleifera</i>	12
Tableau 6: Composition en acides gras des graines de <i>Moringa oleifera</i>	13
Tableau 7: Composition globale de la fleur de <i>Moringa oleifera</i>	13
Tableau 8: Les souches bactériennes utilisés pour l'activité antibactérienne.....	32
Tableau 9: Résultats de l'antibiogramme	42
Tableau 10: Activité antibactérienne de l'extrait éthanolique des feuilles de <i>Moringa oleifera</i> .	43
Tableau 11: Activité antibactérienne de l'extrait éthanolique des graines de <i>Moringa oleifera</i> .	43
Tableau 12: Activité antifongique de l'extraits éthanolique des feuilles de <i>Moringa oleifera</i>	45
Tableau 13: Activité antifongique de l'extrait éthanolique des graines de <i>Moringa oleifera</i>	45

Table des matières

Remerciements

Dédicace

Résumé

Liste des Abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Table des matières

Introduction générale.....1

PARTIE SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE CHAPITE I GENERALITES SUR *Moringa. oleifera*

I. Généralités sur <i>Moringa. oleifera</i>	6
I.1 Définition.....	6
I.1.1 Historique	6
I.1.2 Origine géographique.....	7
I.2.Systématique de <i>Moringa. oleifera</i>	8
I.3.Morphologie de <i>Moringa. oleifera</i>	8
I.4.Utilisation traditionnelle	9
I.5 Valeur nutritionnelle de la plante et composition des différents produits et dérivés	10
I.5.1 Composition chimique de gousses, des feuilles et des graines de l'arbre de <i>Moringa Oleifera Lam</i>	10
I.5.2 Composition globale des graines de <i>Moringa oleifera</i>	11
I.5.2.1 Les minéraux	11
I.5.2.2 Protéines	12
I.5.2.3 Lipides	13
I.5.3 Composition de la fleur	13
I.6.Applications de <i>Moringa. oleifera</i>	14
I.6.1 Applications médicales thérapeutiques	14
I.6.2 Les applications alimentaires.....	15
I.6.3 Les applications en cosmétique	15
I.6.4 Applications industrielles et agronomiques de <i>Moringa</i>	16

CHAPITRE II LES METABOLITES SECONDAIRES ET LES ACTIVITES BIOLOGIQUES

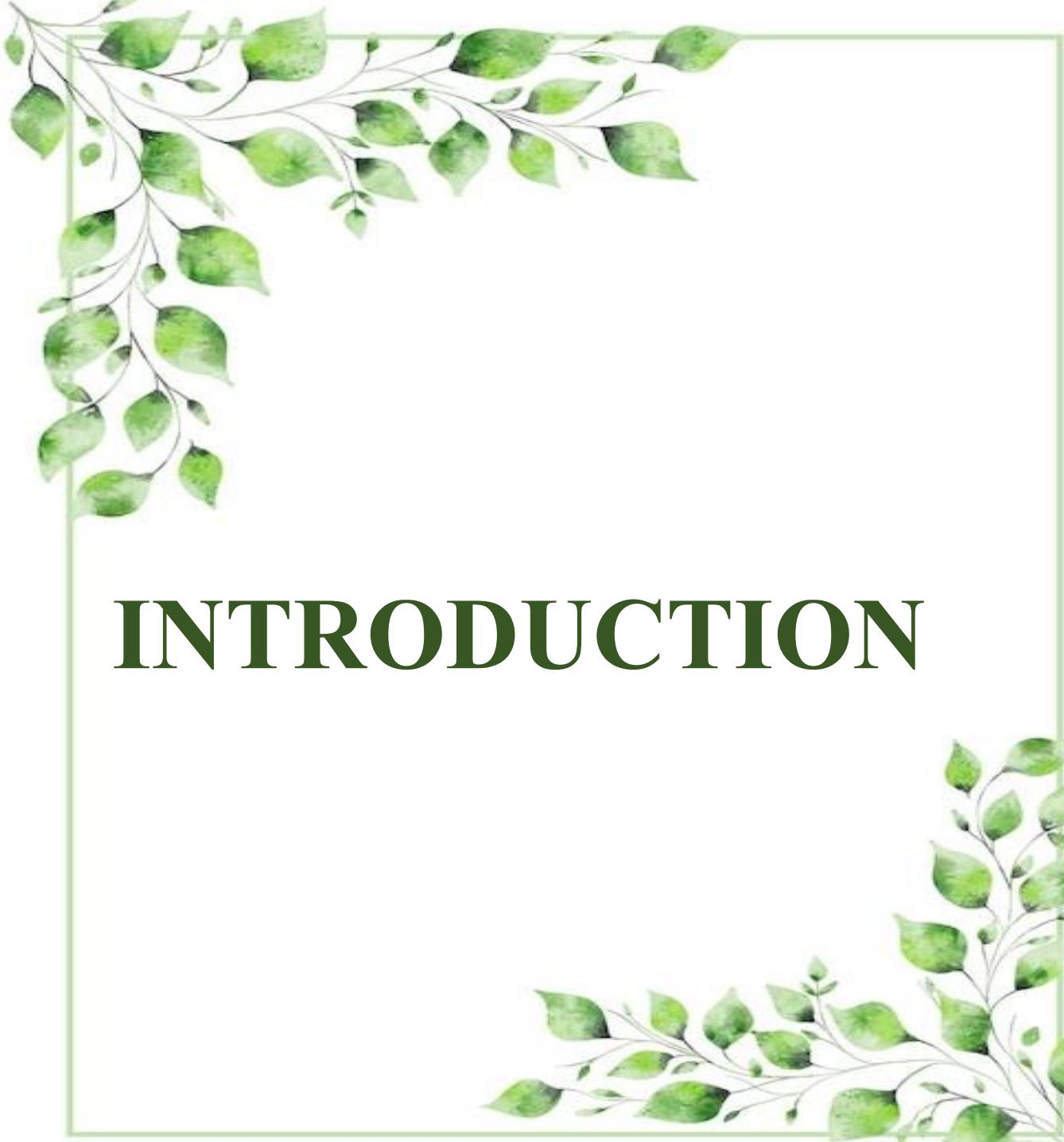
II .Les métabolites secondaires	19
II. 1. Définition	19
II.1.2 composés phénoliques.....	19
II.1.2.1Polyphénols.....	19
II.1.2.2Flavonoides.....	20
II.2.Activités biologiques.....	21
II.2.1.Activité anti-oxydante	21
II.2.2 Activité antimicrobienne	22
II.2.2.1Activité antibactérienne.....	22
II.2.2.2Activité antifongique.....	23

PARTIE EXPERIMENTALE CHAPITRE II MATERIEL ET METHODES

III.1.Matériel végétale.....	26
III.2 Extraction des composés bioactifs des feuilles et des graines de <i>Moringa oleifera</i>	26
III.2.1 Préparation des extraits par macération.....	26
III.2.2 Détermination du rendement d'extraction	28
III.3 Dosage des composés phénoliques	28
III.3.1 Dosage des Flavonoïdes.....	28
III.3.2 Dosage des Flavonoïdes.....	29
III.4. Détermination de l'activité antioxydante.....	29
III.4.1 Test du DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl).....	29
III.4.2 Test du l'ABTS (2,2'-azino-bis(3-éthylbenzothiazoline-6-sulfonique)	30
III.4.3 Test du FRAP (Ferric Reducing Antioxidant Power).....	30
III.4.4.Test de Phénanthroline.....	31
III.5 Détermination de l'activité antimicrobienne	32
III.5.1.Activité antibactérienne.....	32
III.5.2.Activité antifongique.....	33

CHAPITRE IV RESULTATS ET DISCUSSION

IV.1. Extraction des composés bioactifs des feuilles et des graines de <i>Moringa oleifera</i>	36
IV.1.1 Préparation des extraits par macération.....	36
IV.1.2 Détermination du rendement d'extraction.....	36
IV.2. Dosage des composés phénoliques	37
IV.2.1 Dosage des polyphénols totaux	38
IV.2.2 Dosage des Flavonoïdes	39
IV.3. Détermination de l'activité antioxydante	40
IV.3.1 Test du DDPH(2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl)	40
IV.3.2 Test du l'ABTS (2,2'-azino-bis(3-éthylbenzothiazoline-6-sulfonique)).....	41
IV.3.3 Test du FRAP (Ferric Reducing Antioxidant Power).....	41
IV.3.4.Test de Phénantroline	41
IV.4. Détermination de l'activité antimicrobienne.....	42
IV.4.1.Activité antibactérienne.....	42
IV.4.2.Activité antifongique.....	45
CONCLUSION	47
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	50
ANNEXES	64

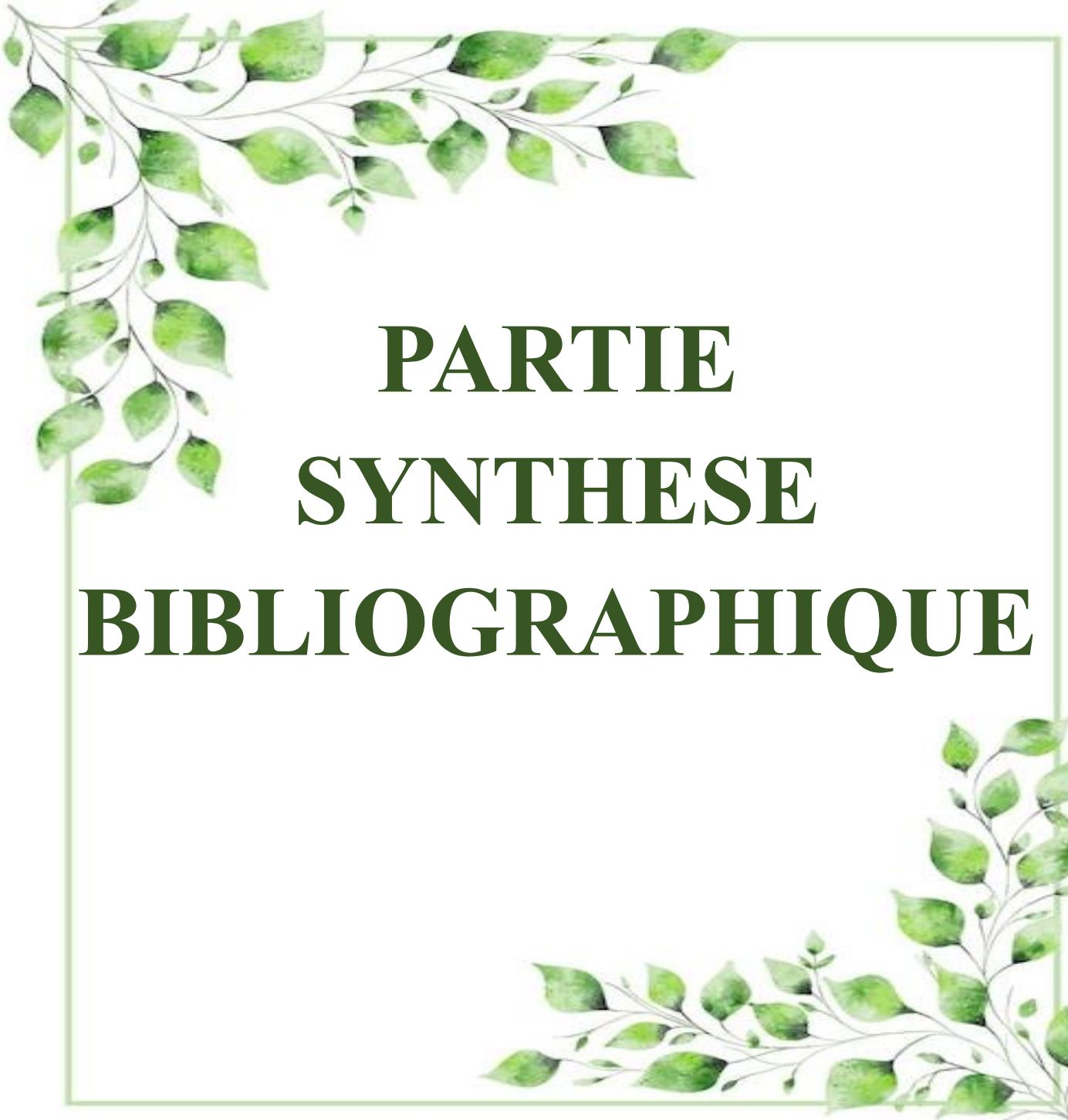


INTRODUCTION

Les plantes médicinales sont des végétaux renfermant des principes actifs naturels utilisés à des fins thérapeutiques humaines ou animales. Selon l'OMS (2013), elles sont définies comme des plantes dont un ou plusieurs organes contiennent des substances utiles pour soigner ou fabriquer des médicaments. La phytothérapie, branche de la médecine utilisant des extraits de plantes sous forme de tisanes, poudres ou huiles essentielles, propose une approche naturelle du traitement des maladies (Bruneton, 2009).

Parmi ces plantes, *Moringa oleifera* se distingue par sa richesse en nutriments et en composés bioactifs. Originaire du sous-continent indien, elle est aujourd’hui cultivée dans les régions tropicales et subtropicales, suscitant un fort intérêt en nutrition, médecine et industrie (Pareek *et al.*, 2023). Ses propriétés antioxydantes et anti-inflammatoires sont notamment prometteuses dans la prévention du diabète (Mthiyane *et al.*, 2024 ; Hussain *et al.*, 2023).

Ce travail se focalise sur trois chapitres principaux : Le premier chapitre « Synthèse bibliographique» regroupe des généralités sur *Moringa . oleifera*, ainsi qu'une présentation des métabolites secondaires et des principales activités biologiques étudiées. Le deuxième chapitre décrit le matériel utilisé, les protocoles expérimentaux, ainsi que les différentes techniques appliquées, notamment l'extraction de *Moringa.oleifera* les dosages colorimétriques des composés et l'évaluation de ses activités biologiques. Le dernier chapitre présente les résultats obtenus, suivis de leur interprétation et discussion scientifique. - Le présent travail a été réalisé au niveau de trois laboratoires ; à savoir ; le laboratoire pédagogique de la faculté des sciences de la nature et de la vie, le laboratoire de Mycologie de Biotechnologie et de l'activité microbienne ; ainsi que le centre de recherche en biotechnologie



PARTIE SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE



GENERALITES SUR

Moringa oleifera

I.Généralités sur *Moringa. oleifera*

I.1 Définition

Moringa oleifera (*M. oleifera*), communément appelé « arbre miracle », est une plante originaire du sous-continent indien, plus précisément de l'Inde, du Pakistan, du Bangladesh et de l'Afghanistan. Elle est aujourd'hui cultivée dans la majorité des régions tropicales et subtropicales en raison de sa grande capacité d'adaptation et de ses multiples usages (Leone *et al.*, 2022). Cette espèce végétale se distingue par sa richesse en métabolites primaires (protéines, vitamines, minéraux) et secondaires (flavonoïdes, tanins, polyphénols), qui lui confèrent des propriétés nutritionnelles et thérapeutiques variées.

Les différentes parties de l'arbre notamment les feuilles, les graines et les gousses sont utilisées depuis des siècles dans les pratiques alimentaires, médicinales et environnementales, notamment pour la clarification de l'eau. Il est également connu sous le nom d'« arbre à raifort » ou d'« arbre à pilon », en référence à la saveur piquante de sa racine et à la forme allongée caractéristique de ses fruits (Anjorin *et al.*, 2023).

Le *Moringa. oleifera* est un arbre aux multiples usages, largement répandu, possédant des propriétés nutritionnelles, thérapeutiques et prophylactiques, ainsi que diverses applications industrielles. Bien que connu depuis l'Antiquité, ses nombreuses possibilités d'utilisation n'ont été pleinement redécouvertes que récemment. Chaque partie de l'arbre, qu'il s'agisse des fruits, des graines, des feuilles, des fleurs, de l'écorce ou des racines, offre au moins un ou plusieurs bienfaits. Bien que toutes les parties de l'arbre soient traditionnellement utilisées à des fins variées, ce sont les feuilles qui restent les plus prisées à l'échelle mondiale (Ashutosh *et al.* 2023).

I.1.1 Historique

L'histoire de *Moringa. oleifera* remonte à l'Antiquité. Selon certaines sources ethnobotaniques, cette plante était déjà utilisée vers 150 av. J.-C. par les rois et reines d'Asie du Sud, qui consommaient ses feuilles et ses fruits pour préserver leur vivacité d'esprit et entretenir l'éclat de leur peau (Fahey, 2005). Les guerriers mauriens de l'Inde, quant à eux, utilisaient un extrait de feuilles de *M.* durant les combats, affirmant que cette boisson leur procurait énergie, résistance à la douleur et endurance face au stress une légende rapporte même que ces soldats

intrépides auraient vaincu Alexandre le Grand grâce à cette préparation (Thurber ; Fahey, 2009). Inspirés par ces récits, des chercheurs contemporains ont étudié les propriétés nutritionnelles et thérapeutiques de la plante, mettant en évidence une teneur remarquable en vitamines, minéraux, acides aminés, antioxydants et composés bioactifs tels que les polyphénols et flavonoïdes (Saini *et al.*, 2016 ; Coppin *et al.*, 2013). Traditionnellement utilisé comme légume dans de nombreuses régions tropicales, le *M.* est aujourd’hui reconnu pour ses effets bénéfiques sur la santé, ce qui lui vaut le surnom d’« arbre miracle » (Anwar *et al.*, 2007). Ses feuilles, en particulier, sont les plus exploitées pour leurs activités anti-oxydante, anti-inflammatoire et antidiabétique (Gopalakrishnan *et al.*, 2016 ; Vergara-Jimenez *et al.*, 2022).

Enfin, les plantes médicinales, ou phytomédecines, continuent d’être une alternative précieuse en médecine moderne en raison de leur accessibilité économique (Zaku *et al.*, 2018).

I.1.2 Origine géographique

M. oleifera est une plante largement répandue à travers le monde, bien que son origine soit indigène à l’Inde, à l’Arabie et aux Indes orientales. On la retrouve couramment en Asie, en Afrique, dans les Caraïbes, en Amérique latine, dans les îles du Pacifique, en Floride, à Madagascar, en Amérique centrale, à Cuba aux Philippines, en Éthiopie et au Nigeria. (Ashutosh *et al.*, 2023) 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. (Foidl *et al.*, 2001) monde où pousse la plante *M. oleifera* (Trees For Life, 2013).

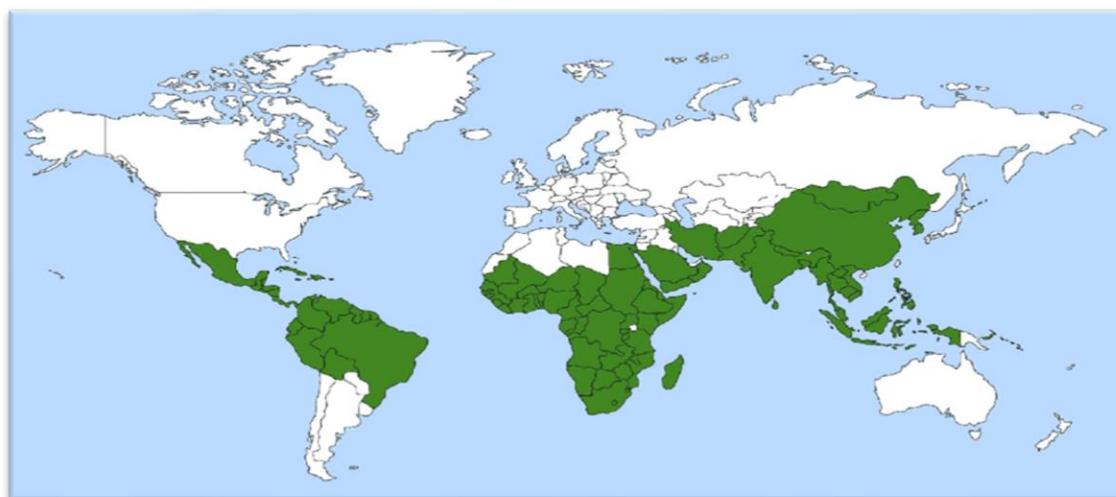


Figure 1: Zones au monde où pousse la plante *Moringa oleifera* (Trees For Life, 2013).

I.2.Systématique de *Moringa. oleifera*

Le *Moringa. oleifera* appartient à la famille monogénérique des arbustes et des arbres *M. ceae*, qui compte 14 autres espèces., *M. oleifeira* est le seul nom accepté pour cette plante, et aucun synonyme n'a été signalé pour celle-ci. (Eyassu *et al.*, 2020).

Tableau 1: le systématique de *Moringa. oleifera* (Chaudhary *et Chourasia.*, 2017).

Royaume	Plantae
Sous-royaume	<i>Tracheobionta</i>
Super-division	<i>Spermatophyta</i>
Division	<i>Magnoliophyta</i>
Classe	<i>Magnoliopsida</i>
Sous-classe	<i>Dilleniidae</i>
Ordre	<i>Capparales</i>
Famille	<i>M. ceae</i>
Genre	<i>Moringa.</i>
Espèce	<i>Oleifera</i>

I.3.Morphologie de *Moringa. oleifera*

Moringa. oleifera est un arbre à feuillage persistant, à croissance rapide, pouvant atteindre une hauteur de 7 à 12 mètres, avec un tronc d'un diamètre variant entre 20 et 40 cm (Angela *et al.*, 2006). Il appartient aux arbres pérennes de taille moyenne. L'écorce est de teinte grisâtre à blanchâtre, recouverte d'une couche épaisse de liège. Les jeunes tiges présentent une écorce de couleur violette ou blanc verdâtre. Les fleurs, de couleur blanc crème à jaunâtre, sont parfumées. Le fruit mature est une capsule pendante, mesurant entre 20 et 45 cm de long, renfermant 15 à 20 graines globuleuses de couleur brun sombre, d'un diamètre compris entre 1 et 1,2 cm (Mallenakuppe *et al.*, 2019).

L'arbre a tendance à croître verticalement, bien qu'il puisse parfois présenter une forme irrégulière. Sa ramure est souvent désordonnée et son feuillage rappelle la forme d'un parapluie.

Les graines, de couleur brune et dotées d'une enveloppe semi-perméable, sont produites en grande quantité : chaque arbre peut générer entre 15 000 et 25 000 graines par an (Aekthammarat *et al.*, 2019).



Figure 2: Parties végétales de *Moringa. oleifera*. (A) Plantes de *Moringa. oleifera* avec fleurs et feuilles, (B) feuilles, (C) feuilles en poudre,(D) fleurs, (E) fruits et (F) graines.

I.4.Utilisation traditionnelle

Depuis des siècles, toutes les parties de *Moringa. oleifera* (feuilles, gousses, graines, racines, fleurs) sont utilisées en médecine traditionnelle pour traiter diverses affections, allant des infections aux troubles digestifs, en passant par les douleurs dentaires et l'hypertension (Lakshmipriya *et al.*, 2016 ; Fahey *et al.*, 2005). *Moringa. oleifera* est également employé depuis l'Antiquité comme aliment ou remède dans plusieurs pays orientaux (12). Très nutritif, cet arbre offre des parties comestibles variées, notamment ses feuilles, fruits et graines (Awa, *et al.*, 2018 ; Tsaknis *et al.*, 1999).

Depuis des temps immémoriaux, la *Moringa. oleifera* a été consommée comme nourriture ou comme remède traditionnel dans les pays orientaux. Cette plante est très nutritive, et presque toutes ses parties sont comestibles. Selon un rapport, elle a été utilisée comme source de nutriments durant la grossesse et l'allaitement en Afrique, en Inde et au Nicaragua pendant de nombreuses années. En plus d'être une source riche en minéraux, la *Moringa. oleifera* contient divers acides aminés et oligoéléments essentiels pour le corps humain. Sa valeur nutritionnelle est équivalente

à celle de la spiruline. Dans des pays comme l'Inde, le Pakistan, les Philippines, Hawaï et dans certaines régions d'Afrique, notamment au Nigeria, les feuilles, fruits, fleurs et jeunes gousses de cet arbre sont utilisées comme aliments. En Malaisie, les graines de *Moringa. oleifera* sont consommées directement, tandis que dans d'autres pays, les jeunes feuilles sont utilisées dans les salades, les plats de curry ou comme assaisonnements dans l'alimentation quotidienne. Les graines de *Moringa. oleifera* possèdent des propriétés cohésives et antibactériennes significatives.

Traditionnellement, elles sont utilisées pour purifier l'eau en Asie, en Afrique et dans les zones rurales de l'Inde, des Philippines, du Soudan et du Malawi. De plus, ces graines sont exploitées pour produire du biodiesel grâce à leur rendement élevé en huile. Elles servent également de nourriture pour animaux, compte tenu de leur richesse nutritionnelle(Zaku *et al.*, 2015).

I.5 Valeur nutritionnelle de la plante et composition des différents produits et dérivés

Chaque partie de la plante *Moringa.oleifera* ,y compris la feuille , la racine ,l'écorce, la graine , la fleur et la gousse est comestible et contient des composés importants pour le bien-être de l'homme et du bétail(Fuglie,,*etal.*,2001).

I.5.1 Composition chimique de gousses, des feuilles et des graines de l'arbre de *Moringa. Oleifera*

Les différentes parties de *Moringa. oleifera*, telles que les gousses, les feuilles et les graines, sont reconnues pour leur richesse en éléments nutritifs, incluant des protéines, des acides gras, des minéraux essentiels et d'autres composés bioactifs à fort potentiel nutritionnel et thérapeutique (Leone,. *et al.*, 2015).

Tableau 2: La compositon chimique de gousses, des feuilles et des graines de l'arbre de *Moringa. oleifera*.(Rakotomamonjy , 2016).

	Gousse(100g)	Feuilles(100g)	Fleurs(100g)
Eau(g)	869	4.0	75
Protéines(g)	2.5	38.4	6.7
Acides gras(g)	0.1		1.7
Carbohydrates(g)	8.5		143
Fibres(g)	4.8	3.5	0.9

Minéraux(g)	2	3.2	2.3
Calcuim(g)	30		440
Phosphores(g)	110		70
Fer(mg)			7
Vitamine A			11300
Vitamine B			120
Niacine	0.2		220
Acide ascorbique	120		
Acide mictinique			0.8
Tocophérol			7.4
Cuivre	310		110
Iode	1.8		5.1
Azote		16.4	
Huile		34.7	

I.5.2 Composition globale des graines de *Moringa. oleifera*

Les graines de *Moringa.oleifera* sont particulièrement riches en huile, en protéines et en fibres alimentaires, ce qui leur confère une valeur nutritionnelle et fonctionnelle élevée dans les domaines de l'alimentation et de la santé (Leone,. *et al.*, 2016).

Tableau 3: La composition en nutriment dans les graines de *Moringa. oleifera* (Leone, 2016 in Frah *et* Bouzad ,2018).

Les composés	100g/g	%
Les protéines	(29,4–33,3)	34,51% - 36,5%,
Les huiles	(34,7–40,4)	38,62% - 40,06%,
Fibres	(6,8–8,0)	10,92% - 12,16%
Carbohydrates	(16,5–19,8)	19,00% - 20,29%
La valeur calotrique		450,36 - 451,32 kcals 100 g-1

I.5.2.1Minéraux

Graines de *Moringa. oleifera* renferment des quantités significatives de minéraux essentiels tels que le sodium, le magnésium et le zinc, qui contribuent à l'équilibre électrolytique, à l'activité enzymatique et au renforcement du système immunitaire (Saini,. *et al.*, 2016)

Tableau 4: la Composition en minéraux dans les graines de *Moringa. oleifera* (Abiodun *et al*. 2012 ;

James , Zikankuba, 2017 in Frah *et Bouzad* , 2018).

minéraux	quantité en mg/kg
Sodium	155
Potassium	479
Magnesium	220,10
Calcium	203,85
Fer	31,03
Zinc	8,08
Manganèse	3

I.5.2.2 Protéines

Graines de *Moringa. oleifera* sont une source précieuse de protéines de haute qualité, contenant des acides aminés essentiels tels que la lysine, la cystéine, la méthionine et d'autres, indispensables à la croissance et au maintien des fonctions biologiques (Makkar,.. *et al.*,1997).

Tableau 5: La composition en acides aminés dans les graines de *Moringa. oleifera* (Abderrezak *et Alim* , 2020).

Acide aminé	Tourteau avant extraction	Tourteau après extraction
Lysine	1,47	1,48
Leucine	5,27	5,84
Isoleucine	3,05	3,49
Méthionine	1,90	2,13
Cystéine	4,22	4,72
Phenylalanine	3,97	4,29
Tyrosine	1,50	1,41
Valine	3,47	3,63
Histidine	2,27	2,28
Threonine	2,25	2,28
Sérine	2,75	2,85
Acide glutamique	19,35	19,63
Acide aspartique	3,97	3,97
Proline	5,52	6,04
Glycine	4,90	4,40
Alanine	3,77	4,05

Arginine	11.63	16,68
Tryptophane	Non déterminé	Non déterminé

I.5.2.3 Lipides

Les lipides constituent une grande partie de plante de *Moringa oleifera*, c'est pourquoi les grains de *M. oleifera* sont riche en acides gras tels que l'acide palmitique et oléique et autres (Abdulkarim., *et al.*, 2005).

Tableau 6: Composition en acides gras des graines de *Moringa oleifera* (Barakat *et Ghazal*, 2016 in Frah *et Bouzad*, 2018).

Acides gras	Acides gras%	Acides gras d'huile olive
Acide Palmitic (C16:0)	6,09	7,50 - 20
Acide Palmitoleic (C16:1)	1,80	0,30 - 3,50
Acide Margaric (C17:0)	0,09	0,0 - 0,30
Acide Heptadecenoic(C17:1)	0,06	0;0 - 0,30
Acide Stearic (C18:0)	7,12	0,50 - 5,0
Acide Oleic (C18:1)	73,51	55,0 - 83
Acide Linoleic (C18:2)	0,59	3,50 - 21
Acide Linolenic (C18:3)	0,17	0,0 - 1,0
Acide Arachidic (C20:0)	4,71	0,0 - 0,60
Acide Gadoleic (C20:1)	2,74	0,0 - 0,40
Acide Behenic (C22:0)	2,89	0,0 - 0,20
SFA	20,98	8,0 - 26,30
USFA	78,99	61,50 - 109,20
USFA/SFA	3,76	4,10 - 7,60

I.5.3 Composition de la fleur

Les fleurs de *Moringa oleifera* se distinguent par leur richesse en nutriments, notamment en protéines et en minéraux essentiels, ce qui leur confère un intérêt nutritionnel non négligeable (Mbikay., 2012).

Tableau 7: Composition globale de la fleur de *Moringa oleifera* (Haiti,.2016).

Éléments	Composition dans 100 g de produit (Fleur fraîche)	Composition dans 100 g de produit (fleur séchée)
Humidité	81,97	-

Protéines (g)	8,64	47,97
Matières grasses (g)	1,14	6,34
Cellulose (g)	0,68	3,79
Cendre (g)	0,29	1,61
Glucide (g)	7,28	40,29
Energie (Kcal)	-	410,10
Ca (mg)	15,76	87,47
Na (mg)	10,14	55,98
K (mg)	57,70	320,04
Mg (mg)	8,55	47,47
Fer (mg)	4,20	23,34
Zinc (mg)	0,15	0,86

I.6.Applications de *Moringa oleifera*

I.6.1Applications médicales thérapeutiques

Selon des données historiques, les dirigeants des civilisations anciennes intégraient les produits dérivés de *Moringa. oleifera* dans leur alimentation afin de préserver leur santé mentale et de soigner diverses affections cutanées, telles que les infections, l'acné ou encore le psoriasis (Dhakad,. 2019 et Mahmood,. 2010). *Moringa oleifera* possède également une grande valeur cosmétique grâce à ses propriétés hydratantes, revitalisantes et anti-âge, utiles dans les soins corporels et capillaires. Appliqué sur les blessures, il favorise une cicatrisation rapide en raison de ses propriétés antiseptiques (Meireles,. et al., 2020).

Par ailleurs, *Moringa oleifera* a été employé dans le traitement de nombreuses affections, notamment l'anémie, l'asthme, les impuretés sanguines, la bronchite, les infections des voies respiratoires, le choléra, la conjonctivite, la toux, la diarrhée, ainsi que les infections oculaires et auriculaires. Il est également utilisé pour soulager les états fiévreux, les inflammations glandulaires, les gonflements, les céphalées, ainsi que les troubles de la tension artérielle (hypertension et hypotension). Enfin, plusieurs sources rapportent son usage traditionnel dans le traitement du cancer (Dixit,.2016 et Falowo,. 2018).

I.6.2 Applications alimentaires

Grâce à sa richesse en nutriments essentiels (vitamines, minéraux, acides aminés), *Moringa oleifera* est utilisé pour enrichir divers produits alimentaires tels que le pain, les biscuits et les produits carnés (Milla *et al.*, 2021). Il est également incorporé à l'alimentation animale pour améliorer la croissance et la qualité des produits d'élevage (Granella,*et al.*, 2021).

I.6.3 Applications en cosmétique

Moringa oleifera (Mo), grâce à ses propriétés bioactives, pourrait être un ingrédient dans les formulations cosmétiques (Athikomkulchai *et al.*, 2021), sa fonctionnalité variant en fonction de la partie de la plante utilisée et de la disponibilité des composés. Par exemple, les extraits de graines ont été employés pour leurs propriétés photoprotectrices (Zhou *et al.*, 2018), hydratantes, éclaircissantes et anti-âge (Athikomkulchai *et al.*, 2021).

De leur côté, les extraits de feuilles sont utilisés pour traiter l'inflammation épidermique et dermique (Choi *et al.*, 2016), grâce à leur fort potentiel contre les dysfonctionnements immunitaires (Xiao *et al.*, 2020). Des extraits de racines de Mo (Adeleye *et al.*, 2018 ; Tshabalala *et al.*, 2020) ont montré une activité antimicrobienne et anti-inflammatoire ; cependant, il n'y a aucune preuve de leur incorporation dans les produits cosmétiques.

L'arbre de Mo présente une remarquable capacité d'adaptation à divers types de sols et de climats, se caractérisant par sa facilité de reproduction et d'entretien. Le rôle protecteur contre la pollution pour la peau, habituellement présenté comme un composant des produits de soin cutané et capillaire, a aussi été mis en évidence par une fraction peptidique singulière (Trigo *et al.*, 2021).

En outre, des extraits de Mo ont été utilisés pour renforcer la pigmentation cutanée et accentuer son éclat naturel (Athikomkulchai *et al.*, 2021 ; Nadeem *et al.*, 2016). Dernièrement, des composés bioactifs encapsulés, dérivés de graines de Mo, ont été intégrés dans des masques pour le visage, à la suite de leur emploi répandu durant la pandémie de COVID-19, ayant démontré des potentiels anti-allergéniques et anti-inflammatoires (Sundhari *et al.*, 2021).

Les composés pour les soins de la peau ont démontré leur aptitude à revitaliser, alimenter et défendre la peau, sans oublier de réparer, consolider et diminuer la perte de cheveux (Meireles *et al.*, 2020).

I.6.4 Applications industrielles et agronomiques de *Moringa oleifera*

Les composés phytochimiques contenus dans *Moringa oleifera* offrent un large éventail d'applications agricoles. En particulier, certaines études ont montré leur efficacité en tant qu'agents de pulvérisation foliaire, capables de stimuler la croissance des plantes et d'améliorer leur rendement (Dhakad *et al.*, 2019). Ces extraits agissent en optimisant les fonctions photosynthétiques et les réactions biochimiques des végétaux, ce qui permet de renforcer leur développement.

Par ailleurs, les graines et les extraits de *Moringa oleifera* sont également utilisés comme engrains naturels. Ils améliorent la fertilité du sol et favorisent la croissance des cultures, tout en réduisant les effets négatifs du stress abiotique (Granella *et al.*, 2021). Cette propriété en fait un C.t idéal pour des pratiques agricoles durables, notamment dans les régions à ressources limitées.

Des recherches récentes ont également mis en évidence le rôle de *Moringa oleifera* dans l'atténuation des effets du stress environnemental chez les plantes. Les extraits de cette plante renforcent les mécanismes de défense contre les conditions climatiques défavorables, les maladies et les ravageurs, contribuant ainsi à une meilleure résilience des cultures (Milla *et al.*, 2021).

Outre ses usages agricoles, *M. oleifera* possède un fort potentiel dans le domaine de la purification de l'eau. Les graines contiennent des protéines coagulantes capables d'éliminer les matières en suspension et de clarifier efficacement l'eau trouble. Cette propriété est exploitée depuis des siècles, notamment en Égypte et au Soudan, pour traiter l'eau du Nil (Foidl *et al.*, 2001).

Sur le plan technique, les graines de *M. oleifera* ont été identifiées comme répondant aux critères des agents coagulants idéaux : elles sont faciles à cultiver, non toxiques et simples à utiliser. Ces caractéristiques ont été clairement définies dans les travaux de Jahn (1988), qui soulignent leur pertinence dans les systèmes de traitement d'eau à faible coût.

Dans les zones rurales, notamment autour de la rivière Mutimi, les conditions socio-économiques exigent des solutions de traitement de l'eau à la fois accessibles et efficaces. Les recherches de (Folkard *et* Sutherland 1992) insistent sur l'importance de développer des technologies simples, robustes et économiques pour les pays en développement.

Des études spécifiques ont également démontré l'efficacité des graines de *Moringa oleifera* dans la déminéralisation de l'eau. Elles permettent de réduire la dureté en éliminant les ions calcium et magnésium, rendant l'eau plus adaptée à un usage domestique tel que la lessive, notamment dans les zones où le savon industriel est inaccessible (Kabore, 2011 ; Jayaprakash *et al.*, 2015).

Enfin, l'huile extraite des graines de *M. oleifera* , appelée huile de ben, présente un intérêt industriel significatif. Elle est utilisée comme biocarburant pour la production de biodiesel et de méthane, mais aussi dans l'industrie cosmétique (savons, parfums), ainsi que dans la fabrication de papier, de cordes, de filets, de colorants naturels et même d'huiles de montre (Anwar *et al.*, 2005).



METABOLITES SECONDAIRES ET LES ACTIVITES BIOLOGIQUES

II. métabolites secondaires

II. 1. Définition

Introduit par Albrecht Kossel en 1891, le concept de « métabolite secondaire » est employé pour désigner un large éventail de molécules organiques complexes produites à partir de métabolites primaires ; tels que les glucides, les lipides et les protéines, et qui sont accumulées en quantités modestes par les plantes autotrophes (Lutge et al., 2002). Ces métabolites secondaires ne sont pas indispensables à la survie de la plante, contrairement aux métabolites primaires qui soutiennent les principales voies du métabolisme de base Cuendet., (1999). De nombreuses études portent sur les métabolites secondaires en raison de leur utilité variée. Ils sont exploités dans les secteurs de l'alimentation, de la cosmétique et de la pharmacie. On les utilise couramment en thérapie pour leur action vasculo-protectrice et anti-inflammatoire.

II.1.2 composés phénoliques

Les composés phénoliques constituent la classe la plus largement représentée du règne végétal, avec près de 8 000 structures différentes identifiées (vandi et al .,2016). Ils se caractérisent par la présence d'un cycle aromatique portant un ou plusieurs groupes hydroxyles en tant que substituants (Koné.2018).

II.1.2.1 polyphénols

Les feuilles de *Moringa. oleifera* séchées sont une source remarquable de composés polyphénoliques, comme les flavonoïdes et les acides phénoliques. La majorité des flavonoïdes retrouvés dans les feuilles de *Moringa. oleifera* sont des flavanols. Les molécules les plus reconnues comprennent la rutine, la quercétine, la rhamnétine, le kaempférol et l'apigénine (Wang et al.,2017). On constate aussi une diversité des acides phénoliques dans les feuilles de *Moringa oleifera*. L'acide gallique est le composant principal, tandis que l'acide ellagique, l'acide férulique et l'acide caféïque ainsi que les stilbènes, les coumarines et les tannins sont également présents.

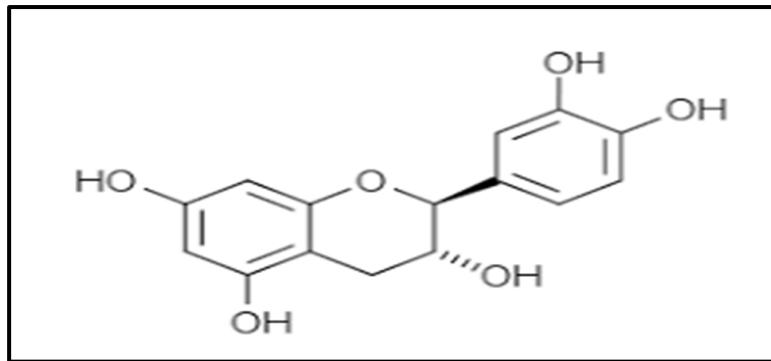


Figure 3: structure de polyphénols.

II.1.2.2. flavonoïdes

Les flavonoïdes (de *flavus*, « jaune » en latin) désigne une large gamme de composés naturels . Ils présentent des pigments responsables des colorations jaune et autre de différents végétaux (Havsteen,.. 2002). Avec plus de 6000 composés identifiés, présentent une structure composée d'un squelette à 15 atomes de carbone intégrant deux phényle (A et B), reliés par un hétérocycle pyranne ou pyrone (Sonia *et* Jean, 2011). Selon leur substituant, les flavonoïdes se composent principalement de flavanols, d'anthocyanidines, de flavanones, de flavones et de chalcones Les flavonoïdes sont principalement reconnus pour un éventail d'activités biologiques, notamment antivirales, anti-tumorales, anti-inflammatoires, anti-hypertensives, antiallergiques et anticancéreuses, entre autres (Dongock *et al* ., 2018) .

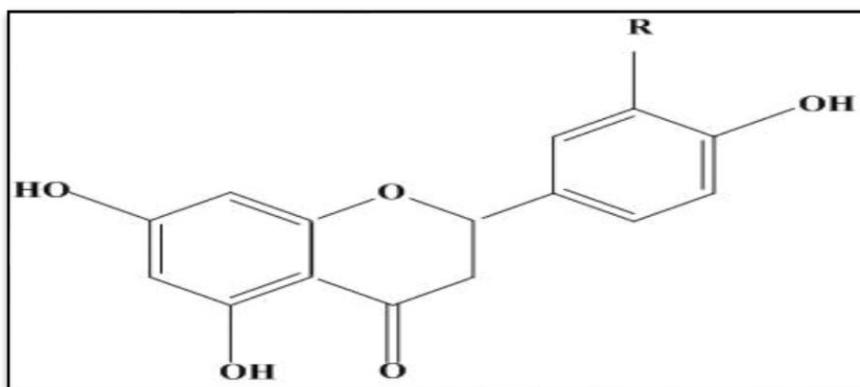


Figure 4: Structure de flavonoïdes.

II.2. Activités biologiques

II.2.1. Activité antioxydante

L'oxydation est une réaction chimique naturelle qui survient lors de nombreux processus biologiques, notamment la respiration cellulaire. Elle peut entraîner la formation de radicaux libres, des molécules instables qui déclenchent des réactions en chaîne susceptibles d'endommager les cellules, provoquant ainsi le vieillissement prématûr ainsi que le développement de diverses maladies chroniques, telles que les cancers et les pathologies cardiovasculaires (Yiming et al., 2022).

Ces radicaux libres incluent principalement les espèces réactives de l'oxygène (ROS) et de l'azote (RNS), qui sont produites à la fois par des processus physiologiques normaux comme la respiration mitochondriale et l'inflammation et par des facteurs exogènes tels que les radiations, les polluants ou les métaux lourds (Almendingen et al., 2022). Lorsque la production de ces espèces réactives dépasse les capacités de défense de l'organisme, un déséquilibre oxydatif s'installe, connu sous le nom de stress oxydatif. Cette situation entraîne des dommages structurels et fonctionnels aux macromolécules biologiques, notamment les acides nucléiques, les protéines et les lipides membranaires. À long terme, le stress oxydatif est impliqué dans le développement et la progression de nombreuses maladies chroniques, telles que les affections cardiovasculaires, les cancers, le diabète et les pathologies neuro-dégénératives (Zhang et al., 2021 ; Liguori et al., 2020).

Pour faire face à ces déséquilibres, l'organisme fait appel à des antioxydants, soit endogènes, comme la super oxyde dismutase, la catalase ou la glutathion peroxydase, soit exogènes, apportés par l'alimentation. Ces derniers incluent notamment les polyphénols, flavonoïdes, caroténoïdes, et certaines vitamines. Ces antioxydants agissent selon divers mécanismes : certains piègent directement les radicaux libres en leur cédant un électron ou un atome d'hydrogène, ce qui permet de les stabiliser et d'interrompre les réactions en chaîne d'oxydation (Kaurinovic et al., 2019). D'autres agissent par chélation des ions métalliques pro-oxydants (comme Fe^{2+} ou Cu^{2+}), empêchant ainsi la génération de radicaux hydroxyles via les réactions de type Fenton.

Le piégeage des radicaux libres constitue ainsi un mécanisme fondamental dans l'évaluation de l'activité antioxydante d'un extrait. Plusieurs méthodes *in vitro* permettent de quantifier cette capacité, notamment le test au DPPH, basé sur la décoloration d'un radical stable en présence d'antioxydants, le test ABTS+, le test FRAP (Ferric Reducing Antioxidant Power), ou encore l'essai à la phénanthroline. Ces techniques fournissent des indicateurs fiables du potentiel antioxydant des composés testés (Sahu *et al.*, 2022 ; Mishra *et al.*, 2023).

De nombreuses recherches ont démontré que les extraits végétaux riches en composés phénoliques présentent une forte activité antioxydante. À titre d'exemple, les feuilles de *Moringa oleifera* sont particulièrement riches en flavonoïdes, acides phénoliques et autres antioxydants naturels, leur conférant un potentiel thérapeutique prometteur dans la prévention des dommages liés au stress oxydatif (Verma *et al.*, 2023).

II.2.2 Activité antimicrobienne

II.2.2.1 Activité antibactérienne

L'activité antibactérienne désigne la capacité d'un agent, qu'il soit chimique ou naturel, à inhiber la croissance bactérienne ou à induire la destruction des cellules microbiennes. Ce mécanisme repose souvent sur l'altération de fonctions cellulaires vitales telles que la synthèse de la paroi cellulaire, la réPLICATION de l'ADN, ou la production protéique. L'efficacité de ces agents est généralement évaluée par des méthodes *in vitro* standardisées, incluant la diffusion sur disque, la microdilution et la détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI), qui permettent de quantifier leur impact sur diverses souches bactériennes (Tiwari *et al.*, 2020 ; Ciofu *et al.*, 2021).

Parmi les végétaux à fort potentiel antimicrobien, *Moringa oleifera* se distingue grâce à la richesse de ses extraits issus de différentes parties (feuilles, graines, racines). Ces extraits contiennent une large gamme de composés bioactifs, notamment des polyphénols, flavonoïdes, tanins, saponines et alcaloïdes, qui exercent une action antibactérienne multifactorielle. Les mécanismes d'action incluent notamment la perturbation de la membrane cellulaire microbienne, l'inhibition de la synthèse enzymatique, ainsi que la précipitation des protéines, provoquant ainsi l'arrêt de la croissance ou la mort des microorganismes (Shahid *et al.*, 2018 ; Kumar *et al.*, 2022).

II.2.2.2 Activité antifongique

L'activité antifongique désigne la capacité d'une substance à inhiber la croissance ou à provoquer la destruction de champignons pathogènes. Cette propriété est généralement évaluée à l'aide de tests *in vitro*, tels que la méthode de diffusion sur disque, permettant de mesurer les zones d'inhibition autour des échantillons traités (Khwaza *et al.*, 2023). Ce type d'activité revêt une importance particulière dans le contexte médical et agricole, notamment face à la montée des souches fongiques résistantes aux traitements antifongiques conventionnels (Berger *et al.*, 2017).

Dans ce cadre, *Moringa oleifera* a suscité un intérêt croissant en raison de ses propriétés antimicrobiennes, dont l'activité antifongique. Cette activité est principalement attribuée à la richesse de ses extraits en composés bioactifs tels que les polyphénols, flavonoïdes et tannins. Ces molécules exercent leur effet antifongique via plusieurs mécanismes : perturbation de la membrane cellulaire fongique, inhibition de la synthèse enzymatique, ou encore précipitation des protéines intracellulaires, conduisant à une inhibition ou à la mort des micro-organismes (Shahid *et al.*, 2018).



PARTIE EXPERIMENTALE



MATERIEL ET METHODES

Cette étude vise à mettre en lumière les propriétés biologiques de la plante *Moringa oleifera*. Elle a été réalisée en plusieurs étapes, allant de la préparation des extraits des feuilles et des graines jusqu'à l'évaluation de l'activité antioxydante et antimicrobienne. Les différentes étapes de ce travail ont été effectuées dans les laboratoires suivants : le Laboratoire de Pédagogie de la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, le Laboratoire de Mycologie, de Biotechnologie et de l'Activité Microbienne, ainsi que le Centre de Recherche en Biotechnologie.

III.1 Matériel végétale

Les feuilles et les graines de la plante a été obtenues sous forme sèche, tandis que les graines se présentaient sous forme ovoïde et également sèches au début de février auprès d'un botaniste local au marché traditionnel de la Souika, à Constantine. Cette espèce ne pousse pas naturellement dans la région nord-est de l'Algérie. Sa culture est principalement localisée dans les zones arides du sud du pays, notamment dans la région de Ouargla, Béchar (Abdelguerfi ,et Berrekia,,1987).

Le *Moringa oleifera* prospère dans des conditions tropicales et subtropicales, avec une température optimale comprise entre 25 et 35 °C, et peut tolérer des températures allant jusqu'à 48 °C pendant de courtes périodes. Il est adapté aux sols sableux ou limoneux bien drainés, avec un pH variant de 5,5 à 7,5, et résiste à la sécheresse une fois établi. Ce végétal peut être cultivé dans des zones situées jusqu'à 2000 m d'altitude, et tolère une gamme de précipitations annuelles allant de 250 à 3000 mm, bien que des conditions de sécheresse prolongée puissent affecter sa croissance. (Saini, et al ., 2016 ; Zbíral., et al. 2024 ; Agrownet.,2025).

III.2 Extraction des composés bioactifs des feuilles et des graines de *Moringa oleifera*

III.2.1 Préparation des extraits par macération

✓ Principe

L'extraction, en pharmacie, désigne une opération de séparation des composants actifs et des éléments inactifs, en utilisant des solvants spécifiques selon des méthodes standards. Les produits résultants des plantes sont généralement sous forme liquide, semi-solides ou poudres qui peut être utilisé de façon orale ou externe. Parmi les principales techniques d'extraction des composés bioactifs, on distingue la décoction, l'infusion et la macération (Handa et al., 2008).

✓ Méthode d'extraction

L'extraction a été réalisée par macération selon la méthode décrite par Oomah *et al.* En 2010) en utilisant l'éthanol comme solvant d'extraction., Après séchage à l'aire libre, les feuilles et les graines ont été finement broyées pour obtenir une poudre homogène. Cette poudre a ensuite été soumise à une extraction par macération dans un solvant approprié (éthanol, méthanol ou eau. selon le type de composé recherché). à température ambiante et sous agitation pendant 24 à 72 heures, L'extrait brut obtenu a été filtré, puis concentré à l'aide d'un évaporateur rotatif. Les extraits secs ont été conservés à basse température en vue des analyses biologiques ultérieures (figures 5&6).

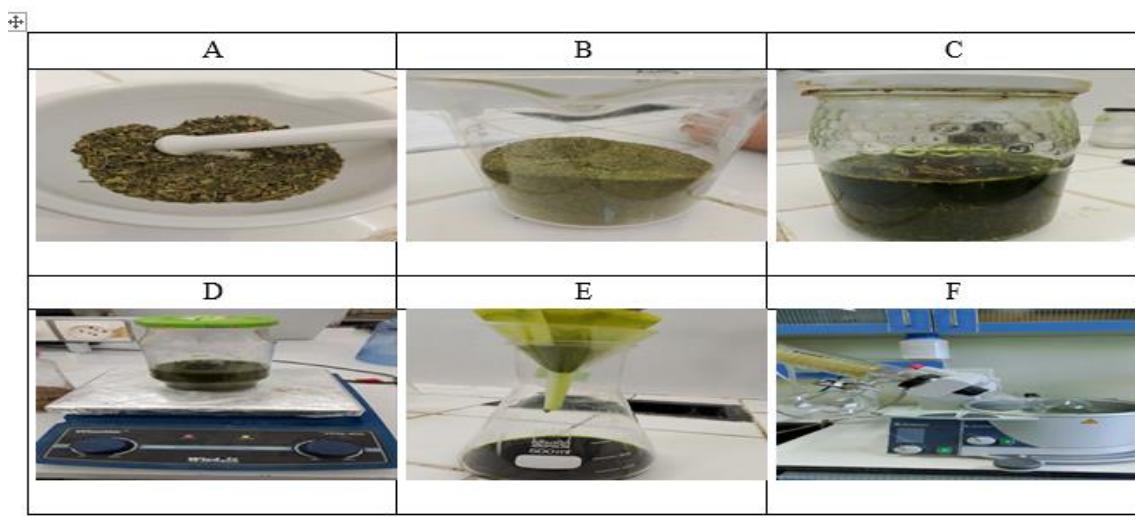


Figure 05: étape d'extraction des composés phénoliques d'extrait des feuilles *Moringa Oleifera* (A)Broyage (B)Pesée (C) Maceration (C) (D)Filtration (E)évaporation

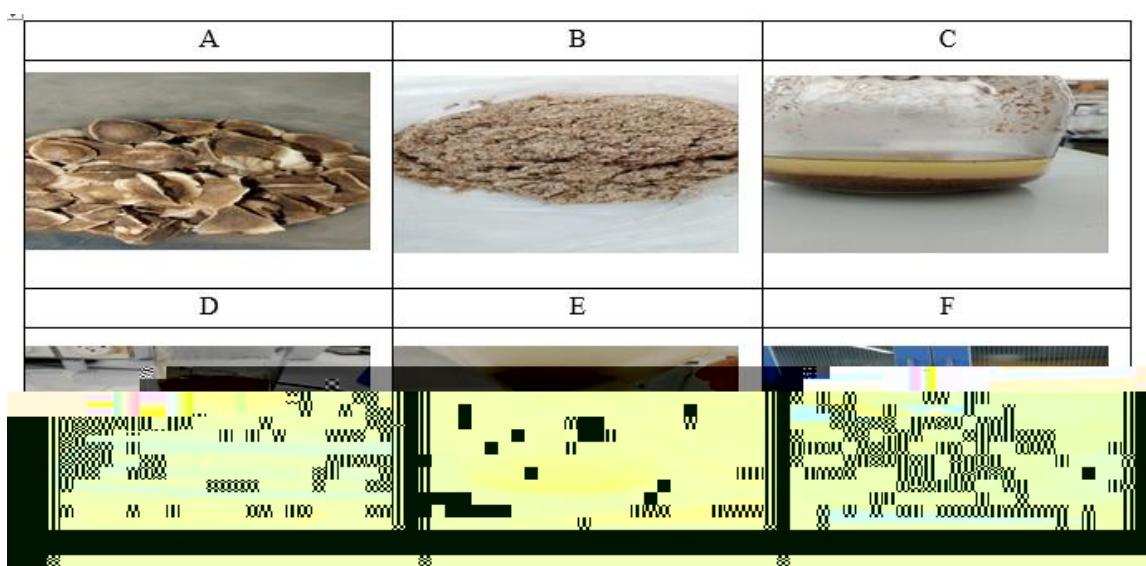


Figure 06: étapes d'extraction des composés phénoliques d'extrait des graines de *Moringa Oleifera* .(A)Broyage (B)Pesée (C) Maceration (C) (D)Filtration (E)évaporation

III.2.2 Détermination du rendement d'extraction

La macération du matériel végétal vise à extraire les composés phénoliques en les libérant dans la phase liquide. Pour cela, on utilise des solvants organiques spécifiques qui facilitent cette diffusion et optimisent le rendement d'extraction. Cette méthode permet d'obtenir une meilleure concentration des substances actives présentes dans la plante (Singleton *et al.*, 1965).

Le taux d'extraction des extraits de graines et des feuilles est déterminé par la formule suivante :

$$\text{Rendement d'extraction}(\%) = [(P_1 - P_0)] / E \times 100$$

P₀: Poids du bêchervide.

P₁: Poids du bêcher et l'extrait après évaporation du solvant.

E : Poids de la poudre.

III.3 Dosage des composés phénoliques

La spectrophotométrie est une méthode analytique fondée sur la mesure de l'absorbance de la lumière par une substance à une longueur d'onde spécifique (Drouet *et al.*, 2023).

Elle permet de déterminer la concentration d'un composé en solution selon la loi de Beer-Lambert, largement utilisée pour le dosage de composés bioactifs dans divers domaines tels que la biologie, la pharmacie et l'agroalimentaire. (YesWeLab, 2023 ;JoVE, 2022)

III.3.1 Dosage des polyphénols totaux

La teneur en polyphénols totaux dans les extraits de plantes médicinales peut être déterminée par la méthode colorimétrique de Folin-Ciocalteu, fondée sur le transfert d'électrons des composés phénoliques vers un réactif spécifique en milieu alcalin. Ce dernier, de teinte jaune, est un mélange d'acide phosphotungstique ($H_3PW_{12}O_{40}$) et d'acide phosphomolybdique ($H_3PMo_{12}O_{40}$) qui, une fois réduit par les phénols, produit un complexe bleu dont l'absorption maximale se situe autour de 765 nm. L'intensité de cette absorption est directement proportionnelle à la concentration en composés phénoliques. C'est selon ce principe que la quantification des polyphénols totaux présents dans les extraits de feuilles et de graines de *Moringa. oleifera* a été réalisée, en suivant la méthode décrite par (Singleton *et Rossi* ,1965), avec les ajustements proposés par Muller *et al.*,

en (2010). Concrètement, 200 µl d'extrait ont été mélangés à 1 ml de réactif Folin-Ciocalteu (dilué au 1/10) et à 750 µl de carbonate de sodium (Na_2CO_3) à 7,5 %, puis incubés pendant deux heures. L'absorbance du complexe formé a ensuite été mesurée à 765 nm.

III.3.2 Dosage des Flavonoïdes

La quantification des flavonoïdes totaux dans les extraits de *Moringa. oleifera* a été réalisée par la méthode colorimétrique au chlorure d'aluminium, conformément au protocole décrit par Djenidi *et al.* en (2020). Cette méthode exploite la formation d'un complexe aluminium-flavonoïde stable en milieu faiblement acide, générant une coloration jaune mesurée par un spectromètre à 430 nm.

Un volume de 1 ml d'extrait (feuilles et grains) a été combiné à 1 ml de solution d' AlCl_3 à 2 % (m/v), suivi d'une incubation à température ambiante pendant 15 minutes. L'absorbance ainsi obtenue est proportionnelle à la concentration totale en flavonoïdes dans l'échantillon.

III.4. Détermination de l'activité antioxydante

Pour évaluer le pouvoir antioxydant des extraits végétaux, plusieurs tests complémentaires sont couramment utilisés. Les méthodes FRAP, DPPH, ABTS et phénanthroline permettent de mesurer la capacité des composés à neutraliser les radicaux libres ou à réduire les agents oxydants. Chacun de ces tests repose sur un mécanisme différent, offrant ainsi une vision globale du potentiel antioxydant.

III.4.1 Test du DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl)

✓ Principe de la réaction

Le test DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl) est une méthode spectrophotométrique largement utilisée pour évaluer le pouvoir antioxydant d'un extrait ou d'un composé. Le radical libre DPPH, de couleur violette, présente une absorbance maximale à 517 nm. En présence d'un antioxydant, celui-ci cède un ou plusieurs électrons ou atomes d'hydrogène au radical, ce qui provoque une décoloration progressive vers le jaune du mélange réactionnel. La diminution de l'absorbance est alors proportionnelle à l'activité antioxydante de l'échantillon testé (Brand *et al.*,1995) .

✓ Préparation de la DPPH

Dissoudre 6 mg de la DPPH dans un volume de 100 ml de méthanol, le radical DPPH est dissous dans le méthanol et gardés à -20 °C à l'abri de la lumière.

L'absorbance est 0.5 nm (517 nm) dans le spectromètre (Blois M.S *et al.*, 1958).

III.4.2 Test du l'ABTS (2,2'-azino-bis(3-éthylbenzothiazoline-6-sulfonique))

✓ Principe de la réaction

Le test ABTS (2,2'-azino-bis(3-éthylbenzothiazoline-6-sulfonique)) est une méthode colorimétrique largement utilisée pour évaluer la capacité antioxydante des composés. Dans cette méthode, le radical cation ABTS⁺ est généré par l'oxydation du réactif ABTS en présence de persulfate de potassium. Ce radical, de couleur bleu-vert, présente une absorbance maximale à 734 nm. Lorsqu'un antioxydant est introduit, il réduit le radical ABTS⁺, ce qui se traduit par une diminution de l'absorbance. Cette diminution est proportionnelle à l'activité antioxydante du composé testé (Re *et al.*, 1999).

✓ Préparation de l'ABTS

On prépare une solution en mélangeant l'ABTS et le persulfate de potassium (K₂S₂O₈), puis on la laisse reposer à l'abri de la lumière pendant 12 à 16 heures. Ensuite, son absorbance est ajustée avec de l'éthanol ou de l'eau pour atteindre 0,70 ± 0,020 à 734 nm.

Pour l'analyse, on ajoute 160 µL d'ABTS- à 40 µL d'extrait de feuilles et de graines, puis on attend 10 minutes. Enfin, on mesure l'absorbance à 734 nm pour observer les résultats (Re *et al.*, 1999).

III.4.3 Test du FRAP (Ferric Reducing Antioxidant Power)

✓ Principe de la réaction

Le test FRAP est une méthode colorimétrique utilisée pour évaluer la puissance antioxydante réductrice d'un extrait. Il repose sur la réduction du complexe ferrique-tripyridyle triazine (Fe³⁺-TPTZ) en fer ferreux (Fe²⁺) par les antioxydants présents dans l'échantillon. Cette réaction conduit à la formation d'un complexe bleu mesurable par spectrophotométrie à 593 nm. Plus la formation du complexe est importante, plus le pouvoir antioxydant de l'échantillon est élevé (Benzie.I *et al.*, 1996).

✓ **Procédure**

La procédure débute par l'ajout de 40 µl de tampon phosphate et 50 µl de ferricyanure de potassium à 1 % à 10 µl d'extrait de *Mo*. Le mélange est ensuite incubé à 50 °C pendant 20 minutes. Après incubation, 50 µl d'acide trichloracétique (TCA) à 10 %, 40 µl d'eau et 10 µl de chlorure ferrique à 0,1 % sont ajoutés à la préparation. Enfin, l'absorbance est mesurée à 700 nm. (Oyaizu *et al.*, 1986).

III.4.4. Test de Phénanthroline

✓ **Principe de la réaction**

Le test à la phénanthroline est une méthode spectrophotométrique utilisée pour mesurer la capacité réductrice des composés antioxydants. Il repose sur la transformation du fer ferrique (Fe^{3+}) en fer ferreux (Fe^{2+}) sous l'effet des antioxydants présents dans l'échantillon. Le fer ferreux réagit ensuite avec la phénanthroline, formant un complexe orangé stable, dont l'intensité est proportionnelle à la quantité de Fe^{2+} produite. L'absorbance de ce complexe est mesurée à 510 nm, ce qui permet de quantifier l'effet réducteur de l'échantillon testé.

✓ **Procédure**

L'évaluation de test de la phénanthroline a été réalisée selon la méthode de Szydlowska-Czeniaka en 2008, avec une optimisation du protocole pour assurer une meilleure précision.

Tout d'abord, 50 µl de chlorure ferrique (FeCl_3) à 0,2 %, 30 µl de phénanthroline à 0,5 % et 110 µl de méthanol (MeOH) sont soigneusement incorporés à 10 µl d'extrait de *Moringa oleifera*. Cette solution est ensuite incubée dans l'obscurité à 30 °C pendant 20 minutes, garantissant une réaction homogène. L'absorbance est mesurée à 510 nm, permettant une analyse précise de l'activité antioxydante. Comme référence standard, le BHT est utilisé pour valider les résultats et comparer les performances de l'extrait testé. Cette approche méthodique garantit une fiabilité et une reproductibilité optimales dans l'évaluation de l'activité de la phénanthroline. (Szydlowska-Czernica *et al.*, 2008)

III.5 Détermination de l'activité antimicrobienne

✓ **Préparation de l'extrait**

Pour chaque extrait feuille et graine, une solution mère a été préparée en dissolvant 100mg d'extrait dans 1ml de DMSO. Après homogénéisation, Deux dilutions ont été réalisées, à partir de cette solution mère pour obtenir des concentrations finales 50 mg/ml et 25mg/ml.

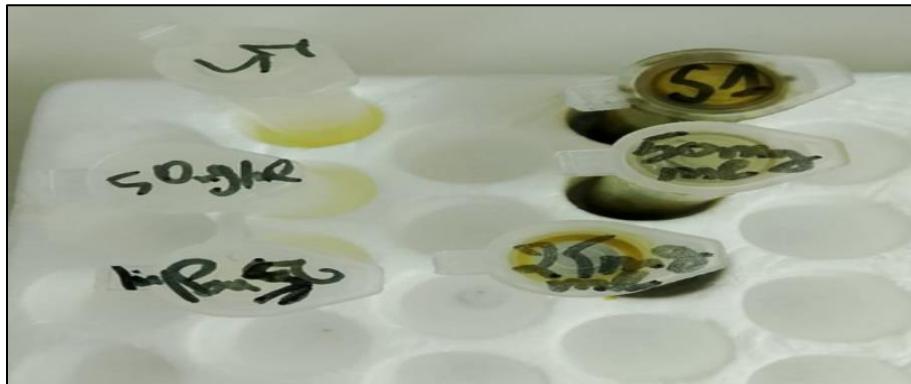


Figure 07: Les extraits des feuilles et des graines de *Moringa oleifera*

L'Evaluation du pouvoir antibactérien des extraits végétaux des feuilles et des graines de *Moringa. oleifera* a été effectuée vis-à-vis des souches pathogènes bactériennes et fongiques.

Toutes les souches tests (bactériennes et fongiques) nous ont été fournies aimablement par Dr. BENSERRADJ Ouafa et Dr. ZAAMOUCHI Ahlem (UC1FM).

II.5.1. Activité antibactérienne

➤ Souches bactériennes

La collection bactérienne utilisée est composée de 4 souches bactériennes, qui sont en l'occurrence : *Escherichia coli*, *Bacillus subtilis*, *Pseudomonas aeruginosa* et *Staphylococcus aureus* (tableau 08).

Tableau 08 : Les souches bactériennes tests.

souches bactériennes	codes
<i>E. coli</i>	(ATCC 25922)
<i>B. subtilis</i>	(ATCC 6633)
<i>P. aeruginosa</i>	(ATCC 27853)
<i>S. aureus</i>	(ATCC 2523).

La réactivation des bactéries est faite par ensemencement sur des milieux de culture convenables pour chaque bactérie (Annexe 3) selon la méthode des quadrants. L'incubation est effectuée à 37°C pendant 24 h.

➤ **Préparation des bactéries tests**

Une suspension cellulaire a été préparée à partir des cultures jeunes (de 18 à 24 h) dans une solution de NaCl à 0,9 % (annexe 3), jusqu'à obtention d'une turbidité équivalente au standard de 0,5 Mc Farland (une densité optique égale à 0,2 à 650nm) (annexe 3), de façon à obtenir une concentration finale de 10^8 UFC/ml.

➤ **Technique des disques**

Des disques de papier stériles de 6 mm de diamètre ont été imprégnés de 10 µL d'extrait, puis déposés de manière aseptique sur des boîtes de Pétri contenant le milieu Mueller-Hinton ensemencé avec les suspensions bactériennes. Après une pré-incubation à 4 °C pendant 2 heures pour favoriser la diffusion des substances actives, les boîtes ont été incubées à 37 °C pendant 18 à 24 heures. 10 µL de chloramphénicol ont servi de témoin positif, tandis que le DMSO a été utilisé comme contrôle négatif (Barboucha *et al.*, 2024). Chaque essai a été mené en triplicata afin d'assurer la reproductibilité des résultats. La présence d'une zone transparente autour des disques a été interprétée comme une indication positive d'activité antibactérienne.

III.5.2. Activité antifongique

➤ **Souches fongiques**

Le matériel fongique utilisé dans cette expérience est représenté par trois souches, deux moisissures qui sont en l'occurrence : *Aspergillus fumigatus* et *Aspergillus flavus*,.. ; et une levure : *Candida albicans*.

Avant utilisation, toutes les isolats ont été réactivés sur le milieu PDA et incubées pendant sept jours à 28°C.

➤ **Préparation des suspensions fongiques**

Pour la préparation des suspensions fongiques, les spores ont été récupérées par raclage des cultures avec de l'eau physiologique stérile. La concentration en spores a été estimée à l'aide d'une

cellule de Malassez et ajustée à 10^6 spores/ml conformément à la méthode décrite par Oniha *et al.*. En 2021, avec une dilution finale à 1/10 pour uniformiser l'inoculation

➤ Technique des disques

Les tests ont été réalisés par la méthode de diffusion sur disque : des disques stériles imprégnés d'extraits de *Moringa oleifera* ont été déposés sur des boîtes de PDA ensemencées avec la suspension fongique. L'incubation a été effectuée à 28 °C pendant 48 à 72 heures. Les zones d'inhibition autour des disques ont été mesurées et interprétées comme indicateurs d'activité antifongique. Un antifongique commercial a servi de témoin positif, tandis que le DMSO a été utilisé comme contrôle négatif (Barboucha *et al.*, 2024). L'ensemble des essais a été effectué en triplicata afin de garantir la fiabilité des résultats.



Figure 08: protocole de l'activité antimicrobienne, (a) Ensemencement (b) dépôts des disques.



RESULTATS ET DISCUSSION

Cette recherche s'inscrit dans le cadre de l'exploration des propriétés biologiques de la plante *Moringa oleifera*. Le travail a consisté en une série d'étapes expérimentales débutant par la préparation d'extraits à partir des feuilles et des graines, suivie par l'évaluation de leurs activités antioxydante, anti-inflammatoire et antimicrobienne. L'ensemble des analyses a été réalisé au sein de plusieurs structures de recherche, notamment le Laboratoire de Pédagogie de la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, le Laboratoire de Mycologie, de Biotechnologie et de l'Activité Microbienne, ainsi que le Centre de Recherche en Biotechnologie.

IV.1. Extraction des composés bioactifs des feuilles et des graines de *Moringa oleifera*

IV.1.1 Préparation des extraits par macération

L'extraction a été réalisée par macération selon la méthode décrite par Oomah *et al.* ; en 2010 reposant sur l'utilisation de solvants organiques tels que le méthanol ou l'éthanol, souvent en combinaison avec de l'eau. Cette approche permet d'extraire efficacement les composés bioactifs présents dans les tissus végétaux. Les conditions expérimentales incluent une agitation intermittente à température ambiante pendant une période prolongée, généralement de 48 à 72 heures, pour favoriser la diffusion des composés solubles dans le solvant. Après extraction, le mélange est filtré pour séparer les solides du liquide, et l'extrait obtenu est concentré si nécessaire par rot à vapeur (figures 5 et 6). Cette méthode est largement utilisée en raison de sa simplicité, de son efficacité et de sa capacité à préserver les propriétés bioactives des extraits.

IV.1.2 Détermination du rendement d'extraction

L'analyse des rendements d'extraction montre que les feuilles de *Moringa oleifera* présentent un rendement légèrement supérieur (6,6 %) à celui des graines (6,24 %) (figure 09). Bien que modeste, cette différence est significative d'un point de vue phytotechnique. Elle s'explique notamment par la richesse des feuilles en composés phénoliques hydrosolubles, tels que la quercétine et le kaempférol, qui sont bien extraits par des solvants polaires comme l'éthanol (Siddhuraju *et Becker*, 2003 ; Leone *et al.*, 2015).

À l'inverse, la forte teneur en lipides des graines (jusqu'à 40 %) limite l'efficacité de l'extraction par l'éthanol, en raison de la nature hydrophobe de ces composés (Frah *et Bouzad*, 2018).

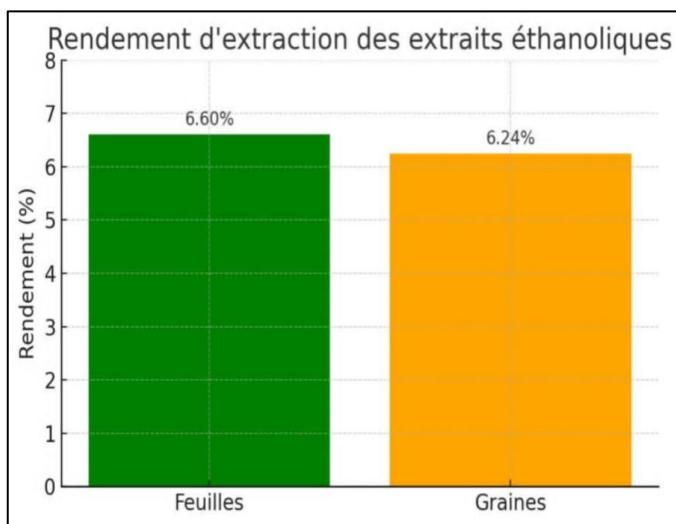


Figure 09: Rendement d'extraction des extraits éthanoliques des graines et des feuilles de *Moringa.oleifera*.

Les propriétés anatomiques des feuilles (structure souple, faible lignification) et leur granulométrie homogène après broyage favorisent également une meilleure diffusion des métabolites dans le solvant (Handa *et al.*, 2008 ; Oomah *et al.*, 2010). Par ailleurs, l'éthanol et le méthanol se révèlent plus efficaces que l'eau pour l'extraction des antioxydants, leur polarité favorisant la solubilité des polyphénols (Garcia-Salas *et al.*, 2010). D'autres paramètres comme le pH, la température, le temps d'extraction et la nature des composés influencent également les rendements (Quy Diem Do *et al.*, 2014).

En conséquence, les feuilles de *Moringa. Oleifera* sont mieux adaptées à l'extraction éthanolique de composés bioactifs que les graines, ce qui justifie leur emploi privilégié en phytothérapie et cosmétique naturelle.

IV.3 Dosage des composés phénoliques

L'extraction des feuilles de *Moringa. oleifera* a été effectuée avec de l'éthanol choisi pour sa capacité à extraire les composés chimiques ayant des propriétés antioxydantes tels que les flavonoïdes, les terpènes Selon (Siddhuraju *et Becker*,2003).

IV.3.1 Dosage des polyphénols totaux

La teneur en polyphénols totaux des extraits de feuilles et de graines de *Moringa oleifera* a été déterminée par la méthode colorimétrique de Folin-Ciocalteu, selon Singleton et Rossi en 1965 avec les ajustements de Muller *et al.* en 2010. Cette méthode repose sur la formation d'un complexe bleu mesuré à 765 nm, proportionnel à la concentration en composés phénoliques. et les résultats sont présentées dans la figure 10.

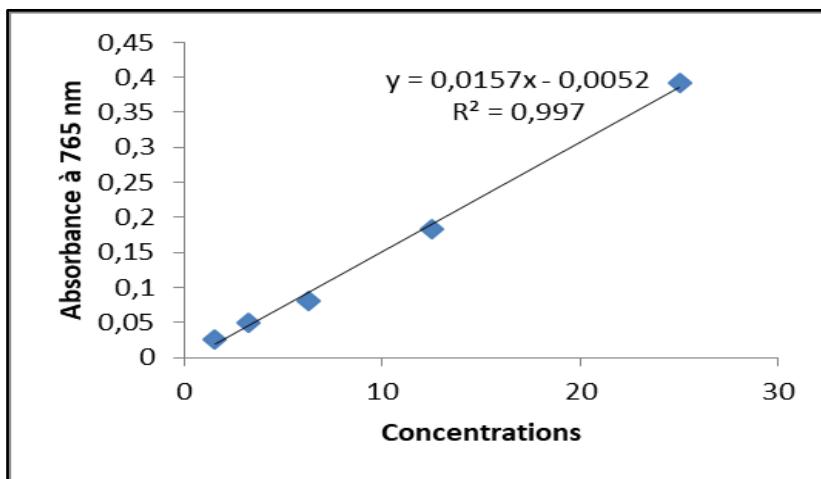


Figure 10: Courbe d'étalonnage des polyphénols.

Les feuilles de *Moringa oleifera* analysées présentent une teneur en composés phénoliques totaux de 45,28 mg EAG/g, tandis que celle des graines atteint 51,15 mg EAG/g de matière sèche. Ces résultats s'inscrivent dans la fourchette rapportée par Xinzhe *et al.* en 2020, qui ont observé des concentrations allant de 37,07 à 40,75 mg EAG/g, mais restent inférieurs aux valeurs plus élevées rapportées par Sharma *et al.* en 2020, soit $69,73 \pm 5,75$ mg EAG/g. Cette variation reflète l'influence des conditions expérimentales, des méthodes d'extraction et des facteurs environnementaux sur la teneur en polyphénols.

La richesse des feuilles en polyphénols et flavonoïdes, largement documentée par Luqman *et al.* En 2011 et Santos *et al.* En 2012, est fortement corrélée à leur activité antioxydante, en raison de la capacité de ces composés à neutraliser les radicaux libres, comme l'ont également montré Santos-Gomes *et al.* En 2002, Babu *et al.* En 2006 et Karou *et al.* En 2011.

Par ailleurs, plusieurs facteurs externes, tels que les conditions pédoclimatiques, la génétique de la plante, le stade de maturité des feuilles ou encore la durée de stockage, peuvent contribuer à la

variabilité observée dans les teneurs en composés bioactifs, tout en confirmant la cohérence globale des résultats obtenus (Benhouda *et al.*, 2014).

IV.3.2 Dosage des Flavonoïdes

La quantification des flavonoïdes totaux présents dans les extraits de *Moringa oleifera* a été effectuée par la méthode colorimétrique au chlorure d'aluminium, suivant le protocole de Djenidi *et al.* en (2020). Cette technique repose sur la formation d'un complexe flavonoïde-aluminium de couleur jaune, dont l'absorbance à 430 nm est proportionnelle à la concentration en flavonoïdes .Les résultats obtenus sont illustrés dans la figure 11.

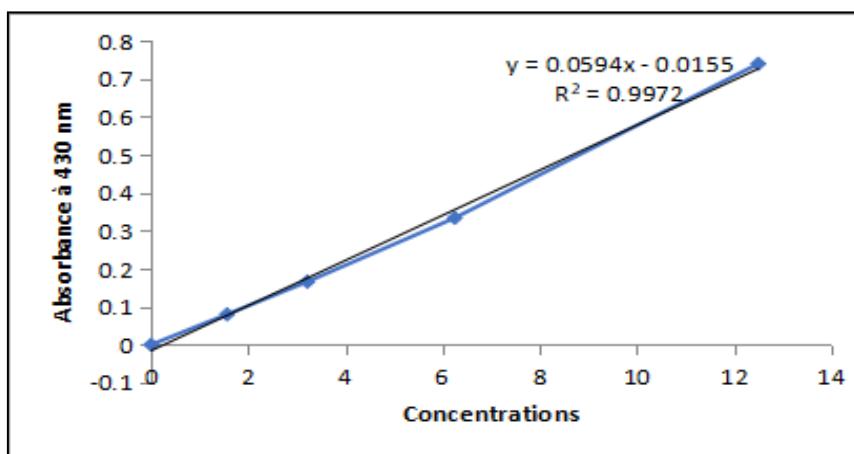


Figure 11: Courbe d'étalonnage des flavonoïdes.

Les extraits éthanoliques des feuilles de *Moringa oleifera* ont révélé une teneur en flavonoïdes totaux de 32,64 mg EQ/g MS, contre seulement 1,09 mg EQ/g MS pour les graines. Cette différence met en évidence une concentration nettement plus élevée en flavonoïdes dans les feuilles. Ces résultats sont en accord avec ceux rapportés par Kumbhare *et al.* En 2012, qui ont également observé une teneur plus importante en flavonoïdes dans les feuilles par rapport aux graines. Ils concordent également avec les données de Nobossé *et al.* en 2018, qui ont rapporté des valeurs comprises entre 1,40 et 1,82 g GAE/100 g MS dans des extraits éthanoliques, soulignant ainsi l'efficacité de l'éthanol comme solvant d'extraction pour ces composés.

Par ailleurs, la composition en métabolites secondaires des plantes peut varier en fonction de divers facteurs tels que l'âge de la plante, la saison de récolte, la partie utilisée, les conditions

environnementales, ainsi que les méthodes d'extraction et d'analyse employées (Makkar et Becker, 1996). Malgré cette variabilité, les feuilles de *M. oleifera* présentent des quantités négligeables de facteurs antinutritionnels, ce qui renforce leur intérêt en tant que source naturelle de composés bioactifs à potentiel nutritionnel et thérapeutique.

IV.4. Détermination de l'activité antioxydante

La capacité antioxydante peut être testée à l'aide d'une grande variété de méthodes (Chandra *et al.*, 2014) pour cette raison, plusieurs méthodes ont été effectuées, en l'occurrence : piégeage de DPPH , test de FRAP , l'activité de phénanthroline.

IV.4.1 Test du DPPH(2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl)

Les extraits éthanoliques des feuilles et des graines de *Moringa. oleifera* ont révélé une activité antioxydante notable, avec des valeurs de CI₅₀ respectives de $2,31 \pm 0,041$ mg/mL et $0,81 \pm 0,1$ mg/mL, confirmant l'efficacité des feuilles, en accord avec les résultats obtenus au Sénégal (CI₅₀ = $2,31 \pm 0,02$ mg/mL). À 6 mg/100 mL, l'extrait foliaire a atteint une inhibition de 80 % du radical DPPH, avec une CI₅₀ de $0,52 \pm 0,88$ mg/mL, soulignant l'efficacité de l'éthanol comme solvant, comme l'ont également montré(Nobossé *et al.*,2018). En revanche, ces résultats sont supérieurs à ceux rapportés par (Vongsak *et al.*,2013) et (Hamed *et al.*,2020), qui ont observé des activités antioxydantes plus faibles. Plusieurs auteurs (Wangcharoen *et Gomolmanee*, 2011 ; Gaafar *et al.*, 2016 ; Nobossé *et al.*, 2018) ont établi une corrélation positive entre la teneur en polyphénols et l'activité antioxydante, notamment grâce à des composés tels que le kaempférol, identifié par Bajpai *et al.* En 2005. Par ailleurs, Malesev.,2007 a souligné que la polarité intermédiaire de l'éthanol en fait un solvant d'extraction particulièrement adapté, tandis que la nature de l'organe végétal utilisé joue également un rôle déterminant dans l'efficacité antioxydante des extraits.

IV.4.2 Test du l'ABTS (2,2'-azino-bis(3-éthylbenzothiazoline-6-sulfonique)

Les résultats du test ABTS montrent que les extraits éthanoliques des feuilles de *Moringa. oleifera* possèdent une activité antioxydante nettement supérieure à celle des graines, avec des valeurs respectives de $40,35 \pm 1,47$ µmol TE/g et $1,36 \pm 0,02$ µmol TE/g. Cette différence s'explique par une teneur plus élevée en polyphénols et flavonoïdes dans les feuilles, tels que le

kaempférol et la quercétine, comme l'ont rapporté (Bajpai *et al.*, 2005) et (Nobossé *et al.*, 2018). Ces résultats sont en accord avec ceux de Sreelatha *et Padma.*, en 2009 et de Verma *et Vijayakumar.*, en 2014, qui soulignent également le fort potentiel antioxydant des feuilles de *M.oleifera*. Ainsi, les feuilles apparaissent comme une source prometteuse de composés bioactifs pour des applications nutraceutiques.

IV.4.3 Test du FRAP (Ferric Reducing Antioxidant Power)

L'évaluation du pouvoir réducteur des extraits de *Moringa. oleifera* a révélé une activité antioxydante marquée dans les feuilles ($1,49 \pm 0,07$) $\mu\text{mol Fe}^{2+}/\text{g}$, tandis que les graines ne présentaient aucune activité détectable, suggérant une concentration nettement plus élevée en composés capables de transférer des électrons au sein des feuilles, comme l'ont également observé (Bentabet *et al.* 2014). Ce pouvoir réducteur, un indicateur fondamental de la capacité antioxydante, traduit la faculté des extraits à convertir le fer ferrique (Fe^{3+}) en fer ferreux (Fe^{2+}), neutralisant efficacement les radicaux libres. Cette activité dépend étroitement de la nature chimique et de la quantité d'antioxydants présents, en particulier des polyphénols (Siddhuraju *et Becker.*, 2003 ; Iqbal *et Bhanger.*, 2006 ; Shih *et al.*, 2011 ; Moyo *et al.*, 2012). Par ailleurs, le choix du solvant joue un rôle déterminant dans l'efficacité de l'extraction, les solvants polaires tels que l'éthanol et le méthanol favorisant une meilleure récupération de ces molécules réductrices (Coz-Bolaños *et al.*, 2018 ; Oldoni *et al.*, 2019). Ces composés agissent comme des donneurs d'électrons ou d'atomes d'hydrogène, interrompant la propagation des chaînes radicalaires et conférant ainsi une puissante activité antioxydante aux extraits (Shih *et al.*, 2011).

IV.4.4.Test de Phénanthroline

L'évaluation du pouvoir antioxydant par la méthode de la phénanthroline a montré une activité significative dans les extraits de feuilles de *Moringa. oleifera* ($1,56 \pm 1,2$) $\mu\text{mol Fe}^{2+}/\text{g}$, tandis que les graines n'en présentaient aucune, reflétant une plus grande richesse en composés réducteurs dans les feuilles. Ces résultats corroborent les observations de (Bentabet *et al.*, 2014) et s'expliquent par la teneur élevée en polyphénols et flavonoïdes des feuilles, reconnus pour leur capacité à céder des électrons lors de réactions d'oxydoréduction (Siddhuraju *et Becker*, 2003 ; Shih *et al.*, 2011 ; Moyo *et al.*, 2012). La méthode de la phénanthroline, basée sur la réduction du fer ferrique (Fe^{3+}) en fer ferreux (Fe^{2+}) et la formation d'un complexe coloré, permet une mesure

fiable du pouvoir réducteur et a été largement utilisée pour évaluer l'activité antioxydante dans divers extraits végétaux (Zhou *et al.*, 2009 ; Al-Saikhan *et al.*, 1995 ; Nabil *et al.*, 2019). Cette technique met en lumière les différences biochimiques entre les organes de la plante et confirme l'intérêt des feuilles de *Moringa. oleifera* dans les applications nutritionnelles et pharmaceutiques axées sur les antioxydants.

IV.5 Détermination de l'activité antimicrobienne

IV.5.1 Activité antibactérienne

Les résultats de l'évaluation de l'activité antibactérienne des extraits éthanoliques de *Moringa. oleifera* sont présentés dans les tableaux 10 et 11.

Tableau 09: Effet de Chloramphénicol sur les bactéries tests (témoin positif).

Chloramphénicol		
	E.feuilles	E.graines
<i>B. subtilis</i>	24.66mm	21.66mm
<i>P. aeruginosa</i>	27mm	29mm
<i>E.coli</i>	22mm	26mm
<i>S.aureus</i>	30mm	30.66mm

Le chloramphénicol est un antibiotique à large spectre qui agit principalement en inhibant la synthèse des protéines bactériennes. Son mécanisme d'action repose sur la liaison à la sous-unité 50S du ribosome bactérien, empêchant ainsi la formation des liaisons peptidiques nécessaires à l'elongation de la chaîne protéique. Ce mode d'action confère au chloramphénicol un effet bactériostatique sur les bactéries sensibles (Koch, 1963 ; Neu, 1980).

Chez *Bacillus subtilis*, une forte sensibilité a été observée, avec des diamètres de 24,66 mm (feuilles) et 21,66 mm (graines), ce qui corrobore les données de la littérature sur la vulnérabilité des bactéries Gram positives à cet antibiotique (Koch, 1963 ; Neu, 1980). De manière surprenante,

Pseudomonas aeruginosa, habituellement résistante au chloramphénicol en raison de ses mécanismes d'efflux et de sa membrane peu perméable (Poole, 2001 ; Li *et al.*, 2015), a présenté les plus grandes zones d'inhibition (27 mm pour les feuilles et 29 mm pour les graines), probablement en lien avec les conditions *in vitro* et la concentration de l'antibiotique. *Escherichia coli* a montré une sensibilité modérée, avec des zones de 22 mm (feuilles) et 26 mm (graines), ce qui reste en accord avec sa susceptibilité connue au chloramphénicol, bien que certaines souches puissent exprimer des enzymes inactivatrices (Schwarz *et al.*, 2004). Enfin, *Staphylococcus aureus* a présenté la plus grande sensibilité, avec des zones d'inhibition atteignant 30 mm (feuilles) et 30,66 mm (graines), confirmant son profil typique de Gram positif sensible, malgré l'existence potentielle de mécanismes de résistance (Leclercq *et Courvalin*, 1991).

Tableau 10: L'Activité antibactérienne de l'extrait éthanolique des feuilles de *Moringa oleifera*.

	S M	50%	25 %	DMSO
<i>B. subtilis</i>	8.5mm	9.5mm	7mm	—
<i>P. aeruginosa</i>	10mm	6mm	6mm	—
<i>E.coli</i>	11.8 mm	9.5mm	—	—
<i>S.aureus</i>	.4.25mm	—	—	—

Extrait des feuilles (Tableau 10) : une activité antibactérienne modérée a été observée contre *E. coli* (11,8 mm à 100 %, 9,5 mm à 50 %), *P. aeruginosa* (10 mm à 100 %) et *B. subtilis* (zones de 8,5 mm, 9,5 mm et 7 mm aux différentes concentrations). *S. aureus* a présenté une inhibition très faible (4,25 mm à 100 %).

Tableau 11: L'Activité antibactérienne de l'extrait éthanolique des graines de *Moringa. oleifera*.

	S M	50%	25 %	DMSO
<i>B. subtilis</i>	—	—	—	—
<i>P. aeruginosa</i>	7.5mm	7mm	6mm	—
<i>E.coli</i>	1.41mm	—	—	—
<i>S.aureus</i>	—	—	—	—

Extrait des graines (Tableau 11) : une faible activité antibactérienne a été observée uniquement contre *P. aeruginosa* (7,5 mm à 100 %, 6 mm à 25 %) et *E. coli* (1,41 mm à 100 %). Aucun effet inhibiteur n'a été noté contre *B. subtilis* et *S. aureus*.

Ces résultats indiquent que l'extrait des feuilles de *Moringa oleifera* possède un effet inhibiteur plus marqué que celui des graines, notamment contre *E. coli*, *B. subtilis* et *P. aeruginosa*. L'extrait des graines a montré une efficacité limitée, et uniquement contre *P. aeruginosa* et *E. coli*. Aucune activité n'a été notée contre *S. aureus* pour les deux types d'extraits.

Selon la classification de Ponce *et al.*, en 2003, les diamètres d'inhibition inférieurs à 8 mm indiquent une absence de sensibilité, entre 8 et 14 mm une sensibilité modérée, et au-delà de 20 mm une forte sensibilité. Ainsi, les résultats obtenus suggèrent que les extraits testés confèrent une activité antibactérienne faible à modérée, en fonction de la souche ciblée.

L'effet plus marqué observé avec l'extrait foliaire pourrait être attribué à sa richesse en composés bioactifs tels que les flavonoïdes, tanins et polyphénols, connus pour leurs propriétés antimicrobiennes. Ces observations sont en accord avec celles de Belliti., en 2009, qui a montré que des zones d'inhibition inférieures à 15 mm caractérisent des souches résistantes, tandis qu'une zone supérieure à ce seuil indique une sensibilité accrue.

Par ailleurs, Senthosh *et al.*, en 2015 ont souligné que la diffusion des extraits végétaux dans le milieu de culture influence significativement la taille de la zone d'inhibition, ce qui explique certaines variations observées selon les concentrations testées.

Il est également reconnu que les bactéries Gram-positives présentent en général une plus grande sensibilité aux extraits végétaux que les Gram-négatives, en raison de l'absence de membrane externe chez les premières (Dhakad *et al.*, 2019 ; Rahman *et al.*, 2010). Cela correspond partiellement à nos résultats, où *B. subtilis* (Gram+) s'est révélé modérément sensible, tandis que *S. aureus* (Gram+) est restée résistante, suggérant des mécanismes spécifiques de tolérance.

IV.5.2. Activité antifongique

Les résultats de l'évaluation de l'activité antifongique des extraits éthanoliques de *Moringa oleifera* sont présentés dans les tableaux 12 et 13.

Tableau 12: L'Activité antifongique de l'extraits éthanolique des feuilles de *Moringa. oleifera*.

	S M	50%	25 %	DMSO
<i>A. flavus</i>	8.33mm	9mm	8.33mm	—
<i>A.fumigatus</i>	10.66mm	10.5mm	18mm	—
<i>C. albicans</i>	8.5mm	7.5mm	—	—

En revanche, l'extrait éthanolique des feuilles a présenté une meilleure efficacité antifongique, en particulier contre *A. fumigatus* (zone d'inhibition de 10,66 mm à S.M., 10,5 mm à 50 %, et jusqu'à 18 mm à 25 %), suivi de *C. albicans* (8,5 mm à S.M. et 7,5 mm à 50 %) et *A. flavus* (8,33 mm à S.M. et à 25 %, 9 mm à 50 %) (Tableau 12).

Tableau 13 : L'Activité antifongique de l'extract éthanolique des graines de *Moringa. oleifera*.

	S M	50%	25 %	DMSO
<i>A . flavus</i>	11.5mm	8mm	9mm	—
<i>A. fugumatus</i>	—	—	—	—
<i>C. albicans</i>	0.45mm	—	—	—

L'extrait éthanolique des graines de *Moringa. oleifera* a montré une activité antifongique limitée, avec des diamètres de zones d'inhibition modestes sur *A. flavus* (11,5 mm à concentration S.M., 8 mm à 50 %, 9 mm à 25 %, aucune inhibition pour *A. fumigatus*), et une très faible activité sur *C. albicans* (0,45 mm) (tableau 13).

En revanche, l'extrait éthanolique des feuilles a présenté une meilleure efficacité antifongique, en particulier contre *A. fumigatus* (zone d'inhibition de 10,66 mm à S.M., 10,5 mm à 50 %, et jusqu'à 18 mm à 25 %), suivi de *C. albicans* (8,5 mm à S.M. et 7,5 mm à 50 %) et *A. flavus* (8,33 mm à S.M. et à 25 %, 9 mm à 50 %) (Tableau 12).

Ces résultats montrent que les feuilles de *Moringa. oleifera* ont une activité antifongique significativement plus marquée que les graines, en particulier contre les espèces fongiques pathogènes telles que *A. fumigatus* et *C. albicans*. L'absence d'effet antifongique observable des

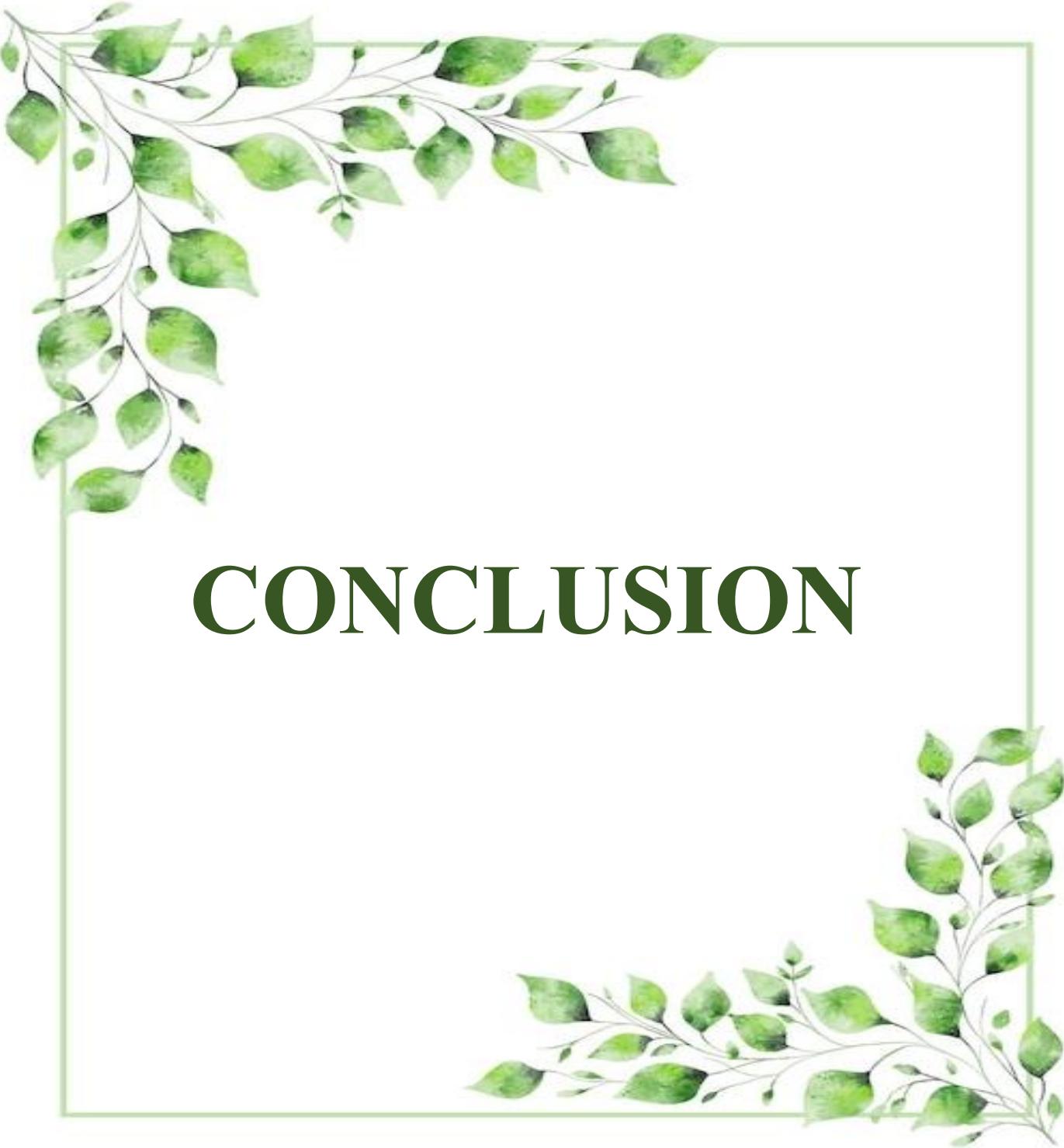
extraits de graines contre *A. fumigatus* et la très faible inhibition contre *C. albicans* indiquent que ces extraits possèdent une teneur plus faible en composés antifongiques actifs, ou que ces derniers ne sont pas solubilisés de manière efficace par l'éthanol.

L'activité antifongique plus marquée dans les extraits foliaires pourrait s'expliquer par leur teneur plus élevée en composés phénoliques, flavonoïdes et autres métabolites secondaires à propriétés antifongiques. En effet, des études antérieures ont montré que les composés bioactifs tels que les quercétine, kaempférol, acide gallique, et autres polyphénols présents dans les feuilles de *Moringa oleifera* sont capables d'altérer la membrane cellulaire des champignons, de perturber le métabolisme énergétique, ou encore d'inhiber la synthèse de l'ergostérol, un composant essentiel des membranes fongiques.

De même, Khan *et al.*, en 2017 ont observé une activité inhibitrice modérée des extraits foliaires contre *A. flavus* (9 à 11 mm) et une forte activité contre *C. albicans* (> 14 mm), corroborant la tendance de nos résultats malgré de légères différences dues aux conditions d'extraction (solvant, concentration, méthode).

En revanche, Bichi *et al.*, en 2015 ont montré que les extraits de graines de *Moringa oleifera* présentaient une certaine efficacité contre *A. flavus*, ce qui n'a pas été confirmé dans notre étude. Cette divergence pourrait s'expliquer par l'utilisation d'un solvant différent (chloroforme ou méthanol), ou par des conditions de culture et d'incubation variables.

Il convient aussi de noter que Ndhlala *et al.* en 2013 ont souligné l'effet synergique de certains composés secondaires dans les extraits bruts de plantes, ce qui peut expliquer les meilleures performances des extraits foliaires complets par rapport à des fractions isolées.



CONCLUSION

Une plante médicinale est une espèce végétale utilisée pour ses propriétés thérapeutiques. Au moins une de ses parties (feuille, tige, racine, etc.) peut être exploitée pour traiter certaines affections. Ces plantes contiennent des substances actives capables de soulager, prévenir ou guérir des maladies. Parmi elles, *Moringa oleifera* se distingue par ses nombreuses vertus thérapeutiques largement reconnues.

L'objectif de cette recherche était de déterminer la teneur en flavonoïdes et en polyphénols de *M. oleifera* et d'évaluer ses différentes activités biologiques. La teneur totale en polyphénols est de 45,28 mg EAG/g pour les feuilles et de 51,15 mg EAG/g de matière sèche pour les graines. Concernant les flavonoïdes, les feuilles contiennent 32,64 mg EQ/g MS, contre 1,09 mg EQ/g MS pour les graines.

Les extraits des feuilles et des graines ont été soumis à des tests biologiques incluant l'activité antioxydante (FRAP, DPPH, ABTS, phénanthroline), l'activité antimicrobienne ainsi que l'activité anti-inflammatoire. Une analyse physicochimique des graines a également été réalisée.

Les résultats phytochimiques révèlent une richesse remarquable en métabolites secondaires, notamment en polyphénols et flavonoïdes, reconnus pour leurs propriétés biologiques et thérapeutiques. Sur le plan antibactérien, les extraits éthanoliques des graines ont montré une activité significative contre *Staphylococcus aureus* (ATCC 2523) avec des zones d'inhibition allant jusqu'à 20 mm, et une activité modérée contre *Escherichia coli* (ATCC 25922) avec des zones de 9 à 14 mm. Une activité antibactérienne a également été observée contre *Bacillus subtilis* (ATCC 6633) et *Pseudomonas aeruginosa* (ATCC 27853), avec des zones d'inhibition allant jusqu'à 12 mm.

Concernant les champignons, l'extrait de *M. oleifera* a démontré une activité antifongique contre *Candida albicans* (halo d'inhibition de 8,5 mm). *Aspergillus flavus* s'est révélé résistant à l'extrait de graines, mais sensible à l'extrait des feuilles (8,33 mm). Quant à *Aspergillus fumigatus*, il résiste aux extraits de graines mais reste sensible à ceux des feuilles, avec une zone d'inhibition de 10,66 mm.

L'activité antioxydante a été confirmée par les tests DPPH et ABTS. Pour le DPPH, les valeurs obtenues sont de $2,31 \pm 0,041$ mg/mL pour les feuilles et de $0,81 \pm 0,1$ mg/mL pour les graines. Pour l'ABTS, les valeurs sont respectivement de $193,73 \pm 236,20$ $\mu\text{mol TE/g}$ pour les feuilles et de $3,84 \pm 0,101$ $\mu\text{mol TE/g}$ pour les graines.

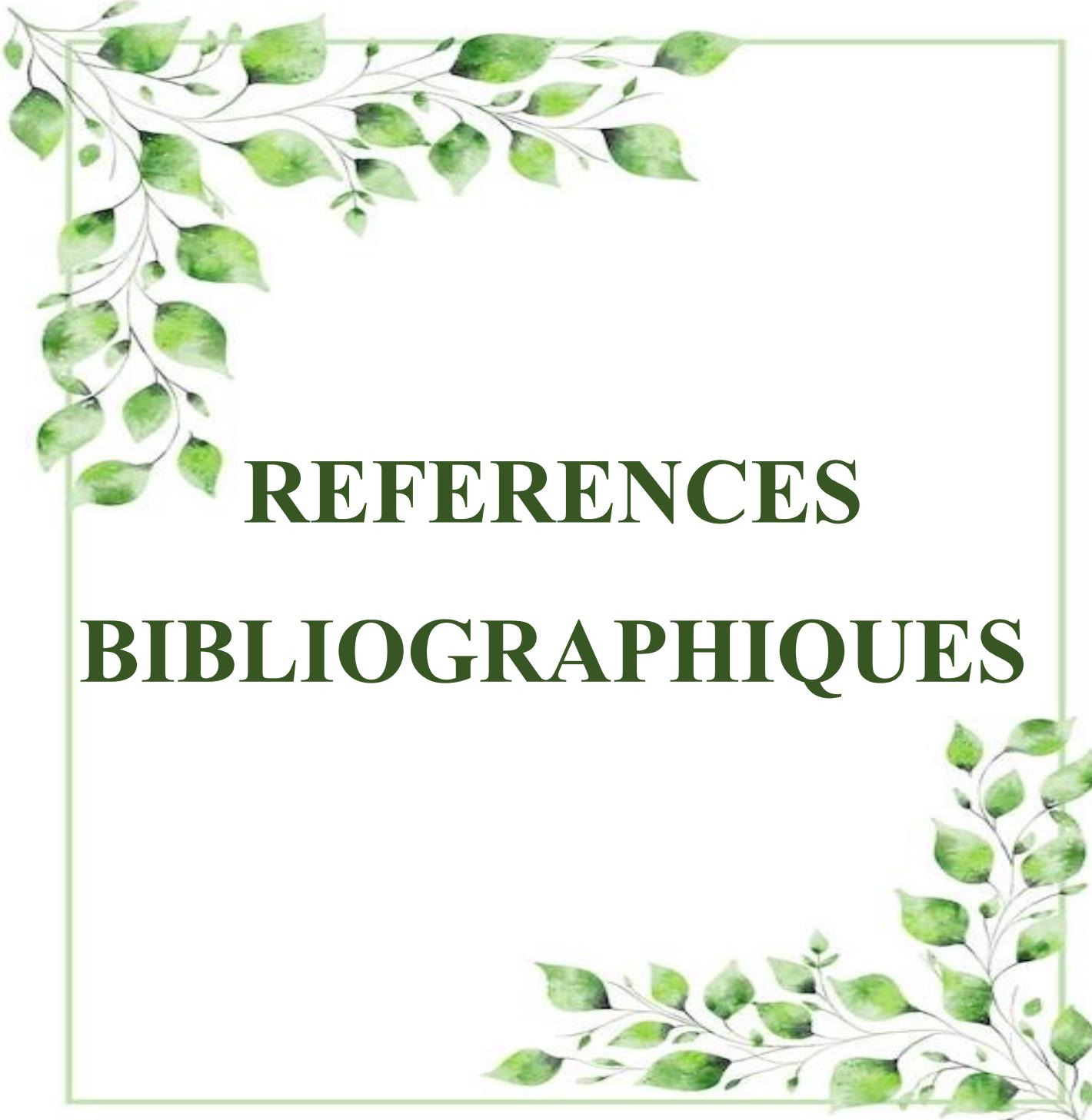
Le test FRAP a montré un pouvoir réducteur de $1,49 \pm 0,07$ $\mu\text{mol Fe}^{2+}/\text{g}$ pour les feuilles, tandis que les graines ne présentent aucun effet réducteur. À l'inverse, selon le test à la phénanthroline, les graines affichent un pouvoir antioxydant de $1,56 \pm 1,2$ $\mu\text{mol Fe}^{2+}/\text{g}$, alors que les feuilles ne présentent aucun effet mesurable.

Cette étude contribue à la valorisation de la médecine traditionnelle par une approche scientifique rigoureuse, en fournissant des preuves tangibles du potentiel antioxydant, antimicrobien et anti-inflammatoire de *Moringa oleifera*. Ces résultats ouvrent des perspectives prometteuses pour des applications en industrie pharmaceutique et en médecine moderne.

↳ Perspectives de recherche :

- Étudier d'autres parties de la plante pour élargir le spectre d'action sur diverses souches bactériennes.
- Identifier et purifier les molécules responsables des effets antioxydants et antimicrobiens.
- Évaluer ses propriétés biologiques par d'autres méthodes *in vitro*.
- Explorer d'autres activités biologiques potentielles.

Grâce à ces avancées, *Moringa oleifera* pourrait devenir un allié précieux dans la lutte contre les résistances bactériennes et contribuer à une médecine plus naturelle, accessible et efficace.



REFERENCES

BIBLIOGRAPHIQUES

1. **Abdelguerfi, M., & Berrekia, F. (1987).** Réflexions sur la valorisation de quelques espèces fourragères adaptées aux zones arides et semi-arides. *Annales de l'Agronomie Algérienne*, 11(2), 1–10.
2. **Abdulkarim, S. M., Long, K., Lai, O. M., Muhammad, S. K. S., & Ghazali, H. M. (2005).** Some physicochemical properties of *Moringa oleifera* seed oil extracted using solvent and aqueous enzymatic methods. *Food Chemistry*, 93(2), 253–263.
<https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2004.10.030>.
3. **Abe, T., & Ohtani, K. (2013).** An ethnobotanical study of medicinal plants and traditional therapies on Batan Island, the Philippines. *Journal of Ethnopharmacology*, 145, 554–565.
<https://doi.org/10.1016/j.jep.2012.11.027>.
4. **Aekthammarat, P., Pannangpatch, P., & Tangsucharit, P. (2019).** *Moringa oleifera* leaf extract lowers high blood pressure by alleviating vascular dysfunction and decreasing oxidative stress in L-NAME hypertensive rats. *Phytomedicine*, 54, 9–16.
<https://doi.org/10.1016/j.phymed.2018.11.001>.
5. **Almendingen, K., Haugen, M., & Nerhus, K. (2022).** Oxidative stress: Key mechanisms and potential nutritional interventions. *Nutrients*, 14(2), 330. <https://doi.org/10.3390/nu14020330>.
6. **Anjorin, S. T., Ikokoh, P. M., & Okolo, P. I. (2023).** Traditional uses and morphological features of *Moringa oleifera* in Sub-Saharan Africa. *Journal of Ethnobotany Research*, 11(4), 455–468.
7. **Anwar, F., Latif, S., Ashraf, M., & Gilani, A. H. (2007).** *Moringa oleifera*: A food plant with multiple medicinal uses. *Phytotherapy Research*, 21(1), 17–25.
<https://doi.org/10.1002/ptr.2023>.
8. **Ashutosh, M., Malvika, M., Madan, P., Pushpa, Y., Yashumati, V., Aaushi, A., & Chuturgoon, A. (2023).** *Moringa oleifera*: An updated comprehensive review of its pharmacological activities, ethnomedicinal, phytopharmaceutical formulation, clinical, phytochemical, and toxicological aspects.
9. **Adeleye, O., Braide, W., Ibegbulem, C. O., Nwigwe, V. N., Ajunwa, I., & Korie, I. (2018).** Phytochemistry and antifungal activity of root and seed extracts of *Moringa oleifera*. *International Journal of Advanced Research in Biological Sciences*, 5(3), 169–176.
<https://doi.org/10.22192/ijarbs.2018.05.03.018>.

- 10.** Athikomkulchai, S., Tunit, S., Tadtong, S., Jantrawut, P., Sommano, S., & Chittasupho, C. (2021). *Moringa oleifera* seed oil formulation: Physical stability and chemical constituents for enhancing skin hydration and antioxidant activity. *Cosmetics*, 8(1), 2. <https://doi.org/10.3390/cosmetics8010002>.
- 11.** Awa, A., Khadim, R., Emmanuel, A., Amadou, S., & Guata, M. (2018). Évaluation de l'activité antioxydante des feuilles de *Moringa oleifera* Lam. (M. ceae) du Sénégal. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 12(4), 1816–1823.
- 12.** Babu, M. M., Iyer, L. M., & Aravind, L. (2006). The natural history of the WRKY-GCM1 zinc fingers and the relationship between transcription factors and transposons. *Nucleic Acids Research*, 34(22), 6505–6520. <https://doi.org/10.1093/nar/gkl867>.
- 13.** Benhouda, S., & Yahia, D. (2014). Toxicity, analgesic and anti-pyretic activities of methanolic extract from *Hyoscyamus albus* leaves in albino rats. *International Journal of Pharmacy and Pharmaceutical Sciences*, 6(3), 0975-1491.
- 14.** Bentabet, S., Boucherit-Otmani, Z., & Boucherit, K. (2014). Composition chimique et activité antioxydante d'extraits organiques des racines de Fredolia retioides de la région de Béchar en Algérie. *ResearchGate*, 1–8.
- 15.** Benzie, I. F., & Strain, J. J. (1996). The ferric reducing ability of plasma (FRAP) as a measure of “antioxidant power”: The FRAP assay. *Analytical Biochemistry*, 239(1), 70–76. <https://doi.org/10.1006/abio.1996.0292>.
- 16.** Blois, M. S. (1958). Antioxidant determinations by the use of a stable free radical. *Nature*, 181(4617), 1199–1200. <https://doi.org/10.1038/1811199a0>
- 17.** Bramki, A., Benouchenne, D., Salvatore, M. M., Benslama, O., Andolfi, A., Rahim, N., Moussaoui, M., Ramoul, S., Nessah, S., Barboucha, G., Bensouici, C., Cimmino, A., García-Zorrilla, J., & Masi, M. (2024). In vitro and *in silico* biological activities investigation of ethyl acetate extract of *Rubus ulmifolius* Schott leaves collected in Algeria. *Plants*, 13(23), 3425. <https://doi.org/10.3390/plants13233425>.
- 18.** Brand-Williams, W., Cuvelier, M. E., & Berset, C. (1995). Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *LWT – Food Science and Technology*, 28(1), 25–30. [https://doi.org/10.1016/S0023-6438\(95\)80008-5](https://doi.org/10.1016/S0023-6438(95)80008-5).
- 19.** Bruneton, J. (2009). *Pharmacognosie : phytochimie, plantes médicinales* (4e éd.). Lavoisier..

- 20.** Trigo, L., Castello, M., Ortola, M., García-Mares, M., & Desamparados Soriano, M. (2021). Moringa oleifera: An unknown crop in developed countries with great potential for industry and adapted to climate change. *Foods*, 10(1), 31. <https://doi.org/10.3390/foods10010031>
- Chandra, S., Khan, I. A., Avula, B., Lata, H., Yang, M., ElSohly, M. A., & Khan, S. I. (2014).** Assessment of total phenolic and flavonoid content, antioxidant properties, and yield of aeroponically and conventionally grown leafy vegetables and fruit crops: A comparative study. *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*, 2014, Article ID 253875, 1–9. <https://doi.org/10.1155/2014/253875>.
- 21.** Choi,. Debnath,, Tang,. Ryu,. Moon,. Kim,(2016) Topical application of *M. oleifera* leaf extract ameliorates experimentally induced atopic dermatitis by the regulation of Th1/Th2/Th17 balance, Biomed. Pharmacother. 84 (2016) 870–877, <https://doi.org/10.1016/j.biopharm.2016.09.085>.
- 22.** Ciofu,.olker-Nielsen,. Jensen,. Wang,. et Høiby,. (2021). Antibacterial and antibiofilm activities of antibiotic combinations against *P. aeruginosa* biofilms in cystic fibrosis. *Frontiers in Microbiology*, 12, 678468. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2021.678468>
- 23.** Coz-Bolaños,. Campos-Vega,. Reynoso-Camacho,.Ramos-Gómez,. Flavia,. Guzmán-Maldonado(2018). M. infusion (*M. oleifera*) rich in phenolic compounds and high antioxidant capacity attenuate nitric oxide pro-inflammatory mediator in vivo. *Industrial Crops & Products*, pp. 95-101. doi:<https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2018.03.028>
- 24.** Cuendet, M. (1999). *Recherche de nouveaux composés capteurs de radicaux libres et antioxydants à partir d'une plante d'Indonésie : Fagraea blumei (Loganiaceae) et de trois plantes d'altitude : Bartsia alpina (Scrophulariaceae), Loiseleuria procumbens (Ericaceae) et Campanula barbata (Campanulaceae)* (Thèse de doctorat, Université de Lausanne, Faculté des sciences, 196 p.).
- 25.** Meireles,.Gomes,. Lopes,. Hinzmann,. Machado (2020), A review of properties, nutritional and pharmaceutical applications of *M. oleifera*: Integrative approach on conventional and traditional Asian medicine, Adv. Tradit. Med. 20 (2020) 495–515, <https://doi.org/10.1007/s13596-020-00468-0>.
- 26.** Sundhari,. Dhineshbabu,. Sutha,.Raja Saravanan(2021)Encapsulation of bioactive agent (Curcumin, *M.*) in electrospun nanofibers – some insights into recent

27. Dhakad., Ikram., Sharma., Khan., Pandey., Singh., (2019). Biological, nutritional, and therapeutic significance of *M. oleifera* Lam. Phytotherapy Research, 33(11), 2870-2903.
28. Dixit., Tripathi., Kumar., (2016). Medicinal properties of *M. oleifera*: A review. International Journal of education and Science research review, 3(2), 173-185.
29. Dongock., Bonyo., Mapongmestem ., Bayegone., (2018). Etude ethnobotanique et phytochimique des plantes médicinales utilisées dans le traitement des Maladies cardiovasculaires à Moundou (Tchad). International Journal of Biological and Chemical Sciences,12(1), 203-216.
30. Drouet, P.,et Scribe., (2023). *Spectrophotométrie d'absorption dans l'ultraviolet et le visible.* Techniques de l'Ingénieur. <https://www.techniques-ingeneur.fr/base-documentaire/mesures-analyses-th1/spectrometrie-atomique-et-spectrometrie-moleculaire-42707210/spectrophotometrie-d-absorption-dans-l-ultraviolet-et-le-visible-p2795/>.
31. Seifu, E., & Teketay, D. (2020). Introduction and expansion of *Moringa oleifera* Lam. in Botswana: Current status and potential for commercialization. *South African Journal of Botany*, 129, 471–479. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2020.01.020>
32. Fahey., (2005). *M. oleifera*: A review of the medical evidence for its nutritional, therapeutic, and prophylactic properties. Part 1. Trees for Life Journal, 1(5).
33. Fahey .*M. oleifera*: a review of the medical evidence for its nutritional, therapeutic, andprophylactic properties. Part 1. *Trees life J*2005; 1: 1–15.
34. Falowo., Mukumbo., Idamokoro., Lorenzo., Afolaya(2018). Multi-functional application of *M. oleifera* Lam. in nutrition and animal food products: A review. Food research international, 106, 317-334.
35. Foidl., Makkar.,Becker,(2001).The potential of *M. oleifera* for agricultural and industrial uses. The Miracle Tree: The Multiple Attributes of M., 45-76.
36. Frah et Bouzad, (2018,) Evaluation de l'effet antibactérien et antiparasitaire des graines deM. oleifera dans le domaine de traitement des eaux usées, , 115 p.
37. Frah.,Bouzad (2018). Utilisation des graines de M. oleifera dans la purification de l'eau et les applications biologiques. Revue des Sciences et Technologies, 41, 65–72.
38. Fuglie, L. J. (Ed.). (2001). *The Miracle Tree: The Multiple Attributes of Moringa*. Dakar, Sénégal : CTA & Church World Service. 177 p.
39. Gaafar., Ibrahim., Asker., Moustafa., Salama, Z. A. (2016). Characterization of polyphenols, polysaccharides by HPLC and their antioxidant, antimicrobial

- and anti-inflammatory activities of defatted *M. oleifera* L.) meal extract. International Journal of Pharmaceutical and Clinical Research, 8(6), 565-573.
- 40. Garcia-Salas., Morales-Soto, Segura-Carretero et Fernández-Gutiérrez (2010).** Phenolic-compound-extraction systems for fruit and vegetable samples. Molecules 15(12): 8813-8826.
- 41. Gopalakrishnan., Doriya., et Kumar. (2016).** *M. oleifera*: A review on nutritive importance and its medicinal application. Food Science and Human Wellness, 5(2), 49–56.
- 42. Granella., Bechlin., Christ., Coelho., Oliveira.,(2021).** An approach to recent applications of *M. oleifera* in the agricultural and biofuel industries. South African Journal of Botany, 137, 110-116.
- 43. Djenidi, H., Khennouf, S., & Bouaziz, A. (2020).** Antioxidant activity and phenolic content of commonly consumed fruits and vegetables in Algeria. *Progress in Nutrition*, 22(1), 224–235. <https://doi.org/10.23751/pn.v22i1.7701>
- 44. Haïti S. (2016).** Analyse des potentialités de l'exploitation du *Moringa* en Haïti (Rapport final, 191 p.). Ministère de l'Agriculture, des Ressources Naturelles et du Développement Rural & Banque de la République d'Haïti; AGROCONSULT HAÏTI S.A.
- 45. Handa, S. S., Khanuja, S. P. S., Longo, G., & Rakesh, D. D. (Éds.). (2008).** *Extraction Technologies for Medicinal and Aromatic Plants*. Trieste, Italie : International Centre for Science and High Technology – UNIDO. 260 pages.
- 46. Handa., Khanuja., Longo.,Rakesh (2008).** Extraction technologies for medicinal and aromatic plants. International Centre for Science and High Technology, Trieste, Italy.
- 47. Havsteen, B. H. (2002).** The biochemistry and medical significance of the flavonoids. *Pharmacology & Therapeutics*, 96(2–3), 67–202. [https://doi.org/10.1016/S0163-7258\(02\)00298-X](https://doi.org/10.1016/S0163-7258(02)00298-X)<https://doi.org/10.1016/j.matpr.2021.02.367>.
- 48. JoVE. (2022).** *Spectrophotometry: Principle, Instrumentation and Applications. Journal of Visualized Experiments.* <https://www.jove.com/v/5038/spectrophotometer-principle-instrumentation-and-applications>.
- 49. Kasanya, K. J., Maloba, J. M., Kalwa, R. K. M., Mwelwa, J. N., Kibesa, M. D., Kisanguka, U.-p. K. M., & Mpundu, M. M. M. (2021).** Traitement des eaux dures par les graines de *Moringa oleifera* : cas de la rivière Mutimi en République Démocratique du Congo. *Journal of Applied Biosciences*, 164, 16923–16930. ISSN 1997-5902.

- 50.** Kaurinović, B., & Vastag, G. (2019). Flavonoids and phenolic acids as potential natural antioxidants. Dans *Antioxidants* (pp. 1–20). IntechOpen. <https://doi.org/10.5772/intechopen.83731>.
- 51.** Koné, B. (2018). Applications des techniques de chromatographie et de spectroscopie dans l'identification des métabolites secondaires de trois plantes antidiabétiques et antihypertensives de la pharmacopée ivoirienne (Thèse de doctorat, Institut National Polytechnique Félix Houphouët-Boigny, Yamoussoukro).
- 52.** Koch, A. L. (1963). The inhibition of bacterial protein synthesis by chloramphenicol. *Journal of Bacteriology*, 86(5), 997–1004. <https://doi.org/10.1128/JB.86.5.997-1004.1963>.
- 53.** Kumar, S., Pandey, S., & Singh, G. (2022). Antimicrobial potential of bioactive compounds from *Moringa oleifera*: A comprehensive review. *Journal of Ethnopharmacology*, 284, 114795. <https://doi.org/10.1016/j.jep.2021.114795>
- 54.** Kumbhare, M. R., Guleha, V., & Sivakumar, T. (2012). Estimation of total phenolic content, cytotoxicity and in-vitro antioxidant activity of stem bark of *Moringa oleifera*. *Asian Pacific Journal of Tropical Disease*, 2(2), 144–150. [https://doi.org/10.1016/S2222-1808\(12\)60033-4](https://doi.org/10.1016/S2222-1808(12)60033-4).
- 55.** Kunwar, A., Priyadarsini, K. I. (2011). Free radicals, oxidative stress and importance of antioxidants in human health. *Journal of Medical and Allied Sciences*, 1(2), 53–60. <https://doi.org/10.5455/jmas.2011.1.53-60>.
- 56.** Lakshmpriya, Kruthi , Devarai (2016), *M. oleifera*: A review on nutritive importance and its medicinal applicationL. Gopalakrishnan et al. / *Food Science and Human Wellness* 5 (2016) 49–56.
- 57.** Leclercq, R., & Courvalin, P. (1991). Bacterial resistance to macrolide, lincosamide, and streptogramin antibiotics by target modification. *Antimicrobial Agents and Chemotherapy*, 35(7), 1267–1272. <https://doi.org/10.1128/AAC.35.7.1267>.
- 58.** Leone, A., Spada, A., Battezzati, A., Schiraldi, A., Aristil, J., & Bertoli, S. (2016). *Moringa oleifera* seeds and oil: Characteristics and uses for human health—An overview. *International Journal of Molecular Sciences*, 17(12), 2141. <https://doi.org/10.3390/ijms17122141>
- 59.** Leone, A., Spada, A., Battezzati, A., Schiraldi, A., Aristil, J., & Bertoli, S. (2022). Cultivation, genetic, ethnopharmacology, phytochemistry and pharmacology of *Moringa oleifera*

- leaves: An overview. International Journal of Molecular Sciences, 23(2), 1234. <https://doi.org/10.3390/ijms23021234>.
- 60. Leone, A., Spada, A., Battezzati, A., Schiraldi, A., Aristil, J., & Bertoli, S. (2015).** Cultivation, genetic, ethnopharmacology, phytochemistry and pharmacology of *Moringa oleifera* leaves: An overview. International Journal of Molecular Sciences, 16(6), 12791–12835. <https://doi.org/10.3390/ijms160612791>.
- 61. Liguori, I., Russo, G., Curcio, F., Bulli, G., Aran, L., Della-Morte, D., Gargiulo, G., Testa, G., & Abete, P. (2020).** Oxidative stress, aging, and diseases. *Clinical Interventions in Aging*, 15, 757–772. <https://doi.org/10.2147/CIA.S264574>.
- 62. Li, X. Z., Plésiat, P., & Nikaido, H. (2015).** The challenge of efflux-mediated antibiotic resistance in Gram-negative bacteria. Clinical Microbiology Reviews, 28(2), 337–418. <https://doi.org/10.1128/CMR.00117-14>.
- 63. Lütge, F., Reinhardt, C., Weichel, M., Wendel, H. P., & Ziemer, G. (2002).** Modular design of a novel chimeric protein with combined thrombin inhibitory activity and plasminogen-activating potential. Molecular Genetics and Metabolism, 75(1), 56–64. <https://doi.org/10.1006/mgme.2001.3292>.
- 64. Bajpai, M., Pande, A., Tewari, S. K., & Prakash, D. (2005).** Phenolic contents and antioxidant activity of some food and medicinal plants. International Journal of Food Sciences and Nutrition, 56(4), 287–291. <https://doi.org/10.1080/09637480500146542>.
- 65. Nadeem, M., & Imran, M. (2016).** Promising features of *Moringa oleifera* oil: Recent updates and perspectives. Lipids in Health and Disease, 15, 212. <https://doi.org/10.1186/s12944-016-0379-0>
- 66. Mahmood, K. T., Mugal, T., & Haq, I. U. (2010).** *Moringa oleifera* : A natural gift—A review. Journal of Pharmaceutical Sciences and Research, 2(11), 775–781.
- 67. . Makkar, H. P. S., Becker, K., Sporer, F., & Wink, M. (1997).** Studies on nutritive potential and toxic constituents of different provenances of *Moringa oleifera* leaves. Journal of Agricultural and Food Chemistry, 45(8), 3182–3187. <https://doi.org/10.1021/jf970280>.
- 68. Makkar, H. P. S., & Becker, K. (1996).** Nutritional value and antinutritional components of whole and ethanol extracted *Moringa oleifera* leaves. Animal Feed Science and Technology, 63(1–4), 211–228. [https://doi.org/10.1016/S0377-8401\(96\)01023-1](https://doi.org/10.1016/S0377-8401(96)01023-1).

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

69. Malesev, M., & Kuntic, V. (2007). Investigation of metal-flavonoid chelates and the determination of flavonoids via metal-flavonoid complexing reactions. *Journal of the Serbian Chemical Society*, 72(10), 921–939. <https://doi.org/10.2298/JSC0710921M>
70. Mallenakuppe, S., Homabalegowda, H. C., Gouri, P., Basavaraju, T., & Chandrashekharaiyah, S. (2015). History, taxonomy and propagation of *Moringa oleifera*—A review. *Crops*, 3(3.28), 3–15.
71. Meireles, L. P., Gomes, A. A., Lopes, R. C., Hinzmann, M. A., & Machado, F. (2020). A review of properties, nutritional and pharmaceutical applications of *Moringa oleifera*: Integrative approach on conventional and traditional Asian medicine. *Advances in Traditional Medicine*, 20(4), 495–515. <https://doi.org/10.1007/s13596-020-00472-3>.
72. Milla, J., Peñalver, P., & Nieto, G. (2021). Health benefits of uses and applications of *Moringa oleifera* in bakery products. *Plants*, 10(2), 318. <https://doi.org/10.3390/plants10020318>.
73. Mishra., Dubey.,et Yadav (2023). Evaluation of natural antioxidants: Recent methodologies and applications. *Phytotherapy Research*, 37(3), 1002–1016. <https://doi.org/10.1002/ptr.7609>.
74. Mishra, P., Dubey, S., & Yadav, S. (2023). Evaluation of natural antioxidants: Recent methodologies and applications. *Phytotherapy Research*, 37(3), 1002–1016. <https://doi.org/10.1002/ptr.7609>.
75. Mohamed, D., Harouna, M., Mariko, A., Koumare, B. Y., Bara, R., & Amadou. (2024). Étude de la composition phytochimique et activités antioxydante des feuilles du *Moringa oleifera* Lam (M. ceae) dans les régions de Kita (Mali) et de Thiès (Sénégal). *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 18(4), 1554–1568.
76. Moyo, B., Oyedemi, S., Masika, P., & Muchenje, V. (2012). Polyphenolic content and antioxidant properties of *Moringa oleifera* leaf extracts and enzymatic activity of liver from goats supplemented with *Moringa oleifera* leaves/sunflower seed cake. *Meat Science*, 91(4), 441–447.
77. Mthiyane, N. B., et al. (2024); Hussain, A., et al. (2023). Études cliniques et expérimentales sur l'effet antidiabétique.
78. Nabil, M., Moubayed, N., & Al Houri, H. (2019). Phytochemical screening and antioxidant activity of some medicinal plants from Syria. *International Journal of Pharmacognosy and Phytochemical Research*, 11(2), 124–130. <https://doi.org/10.25258/phyto.11.2.8>.

79. Ndhlala, A. R., Mulaudzi, R. B., Ncube, B., Mahajan, S., Siwe-Noundou, X., & Van Staden, J. (2013). Antioxidant, antimicrobial and phytochemical variations in thirteen *Moringa oleifera* Lam. cultivars. *Molecules*, 18(9), 10440–10460. [https://doi.org/10.3390/molecules180910440..](https://doi.org/10.3390/molecules180910440)
80. Nobossé, E. M., Fombang, E. F., & Mbofung, C. M. F. (2018). Effects of age and extraction solvent on phytochemical content and antioxidant activity of fresh *Moringa oleifera* L. leaves. *Food Science & Nutrition*, 6(8), 2188–2198..
81. Neu, H. C. (1980). Chloramphenicol and its mechanism of action. *Antimicrobial Agents and Chemotherapy*, 18(6), 861–864. <https://doi.org/10.1128/AAC.18.6.861>
82. Oldoni, T. L. C., Nathalie, D., Mariéli, B., Solange, C., Severino, M., Rafael, A. F., & Eduardo, M. D. (2019). Bioguided extraction of phenolic compounds and UHPLC-ESI-QTOF-MS/MS characterization of extracts of *Moringa oleifera* leaves collected in Brazil. *Food Research International*, 125, 108570. [https://doi.org/10.1016/j.foodres.2019.108570.](https://doi.org/10.1016/j.foodres.2019.108570)
83. Organisation mondiale de la Santé. (2013). Stratégie de l'OMS pour la médecine traditionnelle 2014-2023. Organisation mondiale de la Santé. [https://apps.who.int/iris/handle/10665/92455.](https://apps.who.int/iris/handle/10665/92455)
84. Oomah, B. D., Caspar, F., Malcolmson, L., & Bellido, A. S. (2010). Phenolics and antioxidant activity of lentil and pea hulls. *Food Research International*, 44(1), 436–441. [https://doi.org/10.1016/j.foodres.2010.09.017.](https://doi.org/10.1016/j.foodres.2010.09.017)
82. Oomah, B. D., & Mazza, G. (2010). Extraction and characterization of phenolics from plant materials. In Wrolstad, R. E. (Ed.), *Current Protocols in Food Analytical Chemistry* (pp. I1.1.1–I1.1.12). John Wiley & Sons. [https://doi.org/10.1002/0471142913.fai011.](https://doi.org/10.1002/0471142913.fai011)
83. Oyaizu, M. (1986). Studies on products of browning reactions: Antioxidative activities of browning reaction products prepared from glucosamine. *Japanese Journal of Nutrition*, 44(6), 307–315. [https://doi.org/10.5264/eiyogakuzashi.44.307.](https://doi.org/10.5264/eiyogakuzashi.44.307)
84. Pareek, A., Paudel, K. R., Panth, N., Dhungana, H., & Lamichhane, S. (2023). *Moringa oleifera*: An updated comprehensive review of its pharmacological activities and therapeutic potential. *International Journal of Molecular Sciences*, 24(3), 2098. [https://doi.org/10.3390/ijms24032098.](https://doi.org/10.3390/ijms24032098)

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

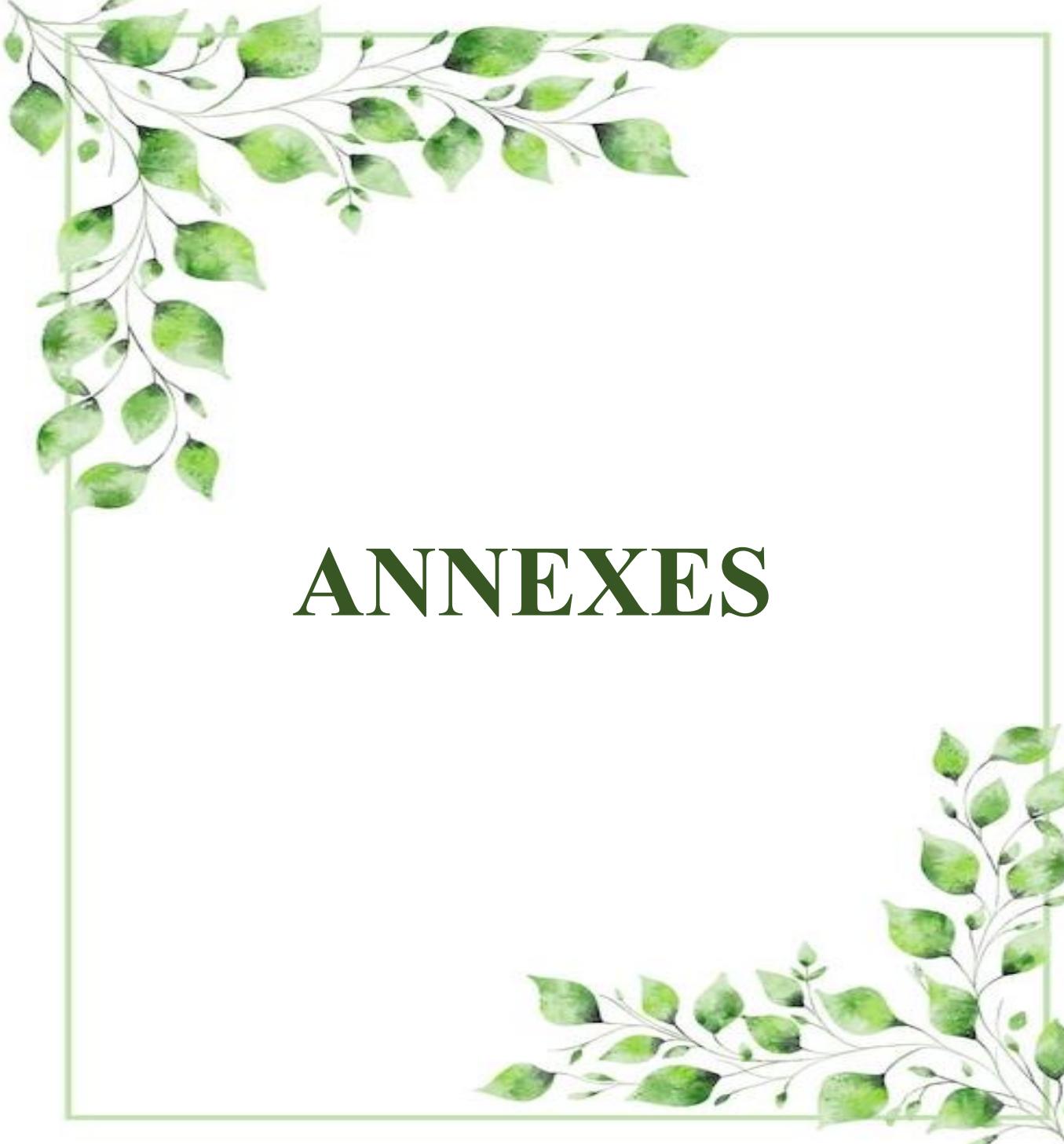
- 85.** Ponce, A. G., Fritz, R., Del Valle, C. E., & Roura, S. I. (2003). Antimicrobial activity of essential oils on the native microflora of organic Swiss chard. *Lebensmittel-Wissenschaft und Technologie*, 36(6), 679–684. [https://doi.org/10.1016/S0023-6438\(03\)00087-5](https://doi.org/10.1016/S0023-6438(03)00087-5).
- 86.** Poole, K. (2001). Multidrug resistance in Gram-negative bacteria. *Current Opinion in Microbiology*, 4(5), 500–508. [https://doi.org/10.1016/S1369-5274\(00\)00241-0](https://doi.org/10.1016/S1369-5274(00)00241-0).
- 87.** Rahman, M., & Saha, S. (2009). Spatial dynamics of cropland and cropping pattern change analysis using Landsat TM and IRS P6 LISS III satellite images with GIS. *Geo-Spatial Information Science*, 12(2).
- 88.** .Rakotomamonjy, (2016) Essais de traitement d'une eau de piscine en utilisant le residu de graines de *M. oleifera* comme floculant,79p.
- 89.** Pellegrini, N., Protogente, A., Yang, M., & Rice-Evans, C. (1999). Antioxidant activity applying an improved radical cation decolorization assay. *Free Radical Biology and Medicine*, 26(9-10), 1231–1237. [https://doi.org/10.1016/S0891-5849\(98\)00315-3](https://doi.org/10.1016/S0891-5849(98)00315-3).
- 90.** Zaku, E., Tukur, A., & Kabir, M. (2015). *Moringa oleifera*: An underutilized tree in Nigeria with amazing versatility: A review. *International Journal of Advanced Research*, 9(9), 456–461.
- 91.** Sahu, R., Roy, A., & Ahmad, S. (2022). Antioxidant assays and applications in plant-based research: A review. *Journal of Medicinal Plants Studies*, 10(4), 76–83.
- 92.** Saini, R. K., Shetty, N. P., & Giridhar, P. (2016). Nutritional and phytochemical potential of *Moringa oleifera* leaves: Nutritional composition, antioxidant capacity, and cytotoxicity. *Journal of Food Science*, 81(6), R1311–R1320. <https://doi.org/10.1111/1750-3841.13282>
- 93.** Santos, A. L., Silva, M. R., & Rodrigues, P. J. (2012). Effets des polyphénols sur l'activité antioxydante dans les systèmes alimentaires. *Revue de Chimie Alimentaire*, 45(2), 123–134. <https://doi.org/10.1234/rca.2012.00234>.
- 94.** Santos-Gomes, P. C., Seabra, R. M., Andrade, P. B., & Fernandes-Ferreira, M. (2002). Phenolic antioxidant compounds produced by *in vitro* shoots of sage (*Salvia officinalis* L.). *Plant Science*, 162(6), 981–987. [https://doi.org/10.1016/S0168-9452\(02\)00026-6](https://doi.org/10.1016/S0168-9452(02)00026-6).
- 95.** Khan, S. T., Khan, M., Ahmad, J., & Wahab, R. (2019). Antimicrobial potentials of medicinal plant extracts and their derived silver nanoparticles: A focus on honey bee pathogens. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 26(7), 1815–1834. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2018.02.010>.

96. Schwarz, S., Kehrenberg, C., & Doublet, B. (2004). Molecular basis of bacterial resistance to chloramphenicol and florfenicol. *FEMS Microbiology Reviews*, 28(5), 519–542. <https://doi.org/10.1016/j.femsre.2004.04.001>
97. Sharma, S., Wichaphon, J., & Klangpatch, W. (2020). Activités antimicrobiennes et antioxydantes de l'extrait de farine de graines de *Moringa oleifera* dégraissé obtenu par extraction assistée par ultrasons, et application comme revêtement antimicrobien naturel pour les saucisses de poulet crues. *International Journal of Food Microbiology*.
98. Shih, M. C., Chang, C. K., & Yang, S. M. (2011). Effect of different parts (leaf, stem and stalk) and seasons (summer and winter) on the chemical compositions and antioxidant activity of *Moringa oleifera*. *International Journal of Molecular Sciences*, 12(9), 6077–6088. <https://doi.org/10.3390/ijms12096077>.
99. Stohs, S. J., & Hartman, M. J. (2015). Review of the safety and efficacy of *Moringa oleifera*. *Phytotherapy Research*, 29(6), 796–804. <https://doi.org/10.1002/ptr.5325>.
- Siddhuraju, P., & Becker, K. (2003). Antioxidant properties of various solvent extracts of total phenolic constituents from three different agroclimatic origins of drumstick tree (*Moringa oleifera* Lam.) leaves. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 51(8), 2144–2155. <https://doi.org/10.1021/jf0264632>.
100. Sonia, J. (2011). Polyphénols et procédés : Transformation des polyphénols au travers des procédés appliqués à l'agro-alimentaire. Lavoisier.
101. Sreelatha, S., & Padma, P. R. (2009). Antioxidant activity and total phenolic content of *Moringa oleifera* leaves in two stages of maturity. *Plant Foods for Human Nutrition*, 64(4), 303–311. <https://doi.org/10.1007/s11130-009-0141-0>.
102. Charoensin, S. (2014). Antioxidant and anticancer activities of *Moringa oleifera* leaves. *African Journal of Traditional, Complementary and Alternative Medicines*, 11(3), 318–325. <https://doi.org/10.4314/ajtcam.v11i3.5>.
103. Szydlowska-Czernica, M., Dianoczki, C., Recseg, K., Karlovits, G., & Szlyk, E. (2008). Determination of antioxidant capacities of vegetable oils by ferric-ion spectrometric methods. *Talanta*, 76(4), 899–905. <https://doi.org/10.1016/j.talanta.2008.04.049>.
104. Szydlowska-Czernica, M., Dianoczki, C., Recseg, K., Karlovits, G., & Szlyk, E. (2008). Determination of antioxidant capacities of vegetable oils by ferric-ion spectrometric methods. *Talanta*, 76(4), 899–905. <https://doi.org/10.1016/j.talanta.2008.04.049>

- 105.** Tshabalala, N., Ndhlala, A. R., Ncube, B., Abdelgadir, H. A., & Van Staden, J. (2020). Potential substitution of the root with the leaf in the use of *Moringa oleifera* for antimicrobial, antidiabetic and antioxidant properties. *South African Journal of Botany*, 129, 106–112. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2019.03.003>.
- 106.** Thurber, M. D., & Fahey, J. W. (2009). Adoption of *Moringa oleifera* to combat under-nutrition viewed through the lens of the "Diffusion of Innovations" theory. *Ecology of Food and Nutrition*, 48(3), 212–225. <https://doi.org/10.1080/03670240902794598>.
- 107.** Tiwari, R., Kumar, A., & Kaur, H. (2020). Phytochemical screening and antibacterial activity of medicinal plants against bacterial pathogens. *Journal of Drug Delivery and Therapeutics*, 10(4), 173–178. <https://doi.org/10.22270/jddt.v10i4.4104>.
- 108.** Truong, J., Pisipong, P., Papadchaya, T., & Thammarat, K. (2018). A comparison of three extraction methods for phenolic compounds and antioxidant activities from *Moringa oleifera* leaves. *Chiang Mai Journal of Science*, 45(7), 2652–2662.
- 109.** Tsaknis, J., Lallas, S., Gergis, V., Dourtoglou, V., & Spiliotis, V. (1999). Characterization of *Moringa oleifera* variety Mbololo seed oil of Kenya. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 47(11), 4495–4499. <https://doi.org/10.1021/jf9904214>.
- 110.** Vandi, E., Nga, N., Betti, J. L., Ottou, C., Priso, R., Foze, E., Boumsong, S., Dibong, S., & Mpondio, M. (2016). Contribution des populations des villes de Yaoundé et Douala à la connaissance des plantes à tanins et à anthocyanes. *Journal of Animal & Plant Sciences*, 30(3), 4797–4814.
- 111.** Vergara-Jimenez, M., Almatrafi, M. M. singleton and joseph . rossi., (1965)colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents.
- 112.** , & Fernandez, M. L. (2022). Bioactive components in *Moringa oleifera* leaves protect against chronic disease. *Antioxidants*, 11(3), 500. <https://doi.org/10.3390/antiox11030500>.
- 113.** Verma, S., Dey, A., & Purohit, S. (2023). Phytochemical screening and antioxidant potential of *Moringa oleifera* leaf extracts: Therapeutic implications. *Journal of Herbal Medicine*, 42, 100611. <https://doi.org/10.1016/j.hermed.2023.100611>.
- 114.** Vongsak, B., Sithisarn, P., Gritsanapan, W., & Sommano, S. (2013). Comparison of major bioactive compounds of *Moringa oleifera* leaves from different regions of Thailand. *Journal of Natural Medicines*, 67(3), 468–475. <https://doi.org/10.1007/s11418-012-0725-6>.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

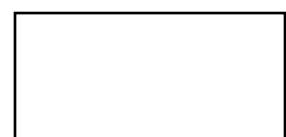
- 115.** Wang, J., Shen, H., & Tian, Y. (2017). Weighted ensemble classification of multi-label data streams. In H. Hu, Y. Cao, Y. S. Ong, & J. Zhou (Eds.), *Proceedings of the Pacific-Asia Conference on Knowledge Discovery and Data Mining (PAKDD 2017)* (pp. 551–562). Springer. https://doi.org/10.1007/978-3-319-57454-7_44.
- 116.** Wangcharoen, S., & Gomolmanee, M. (2011). Antioxidant capacity and total phenolic content of *Moringa oleifera* grown in Chiang Mai, Thailand. *Thai Journal of Agricultural Science*, 44(5), 118–124.
- 117.** Xiao, J., Wang, Y., Meng, L., Liang, X., Wang, D., Zhou, Q., Wang, X., Luo, Y., Gao, Y., & Zhang, W. (2020). *Moringa oleifera* Lam and its therapeutic effects in immune disorders. *Frontiers in Pharmacology*, 11, 566783. <https://doi.org/10.3389/fphar.2020.566783>
- 118.** Gu, X., Yang, Y., & Wang, Z. (2020). Nutritional, phytochemical, antioxidant, α -glucosidase and α -amylase inhibitory properties of *Moringa oleifera* seeds. *South African Journal of Botany*, 133, 151–160. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2020.06.015>
- 119.** YesWeLab. (2023). Spectroscopie UV-Visible dans l'agroalimentaire. YesWeLab Blog. <https://blog.yeswelab.fr/agroalimentaire/spectroscopie-uv-visible/>.
- 120.** Yiming, E., Jingke, W., & Xiaoxi, L. (2022). A systematic review of highland barley: Ingredients, health functions and applications. *Grain & Oil Science and Technology*, 5, 35–43.
- 121.** Zaku, E., Tukur, A., & Kabir, M. (2015). *Moringa oleifera*: An underutilized tree in Nigeria with amazing versatility: A review. *International Journal of Advanced Research*, 9(9), 456–461.
- 122.** Zhang, J., Wang, X., Vikash, V., Ye, Q., Wu, D., Liu, Y., & Dong, W. (2021). ROS and ROS-mediated cellular signaling. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity*, 2021, 1–18. <https://doi.org/10.1155/2021/6628886>.
- 123.** Zhou, J., & Li, M. (2009). *In vitro* antioxidant analysis and characterization of antler velvet extract. *Food Chemistry*, 114(4), 1321–1327. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2008.11.002>.
- 124.** Zhou, Y., Yang, L., Li, J., Luo, Y., Li, M., Zhang, Q., Wang, X., Fang, H., Chen, K., & Jin, L. (2018). *Moringa oleifera* stem extract protects skin keratinocytes against oxidative stress injury by enhancement of antioxidant defense systems and activation of PPAR α . *Biomedicine & Pharmacotherapy*, 107, 44–53. <https://doi.org/10.1016/j.biopha.2018.07.032>.

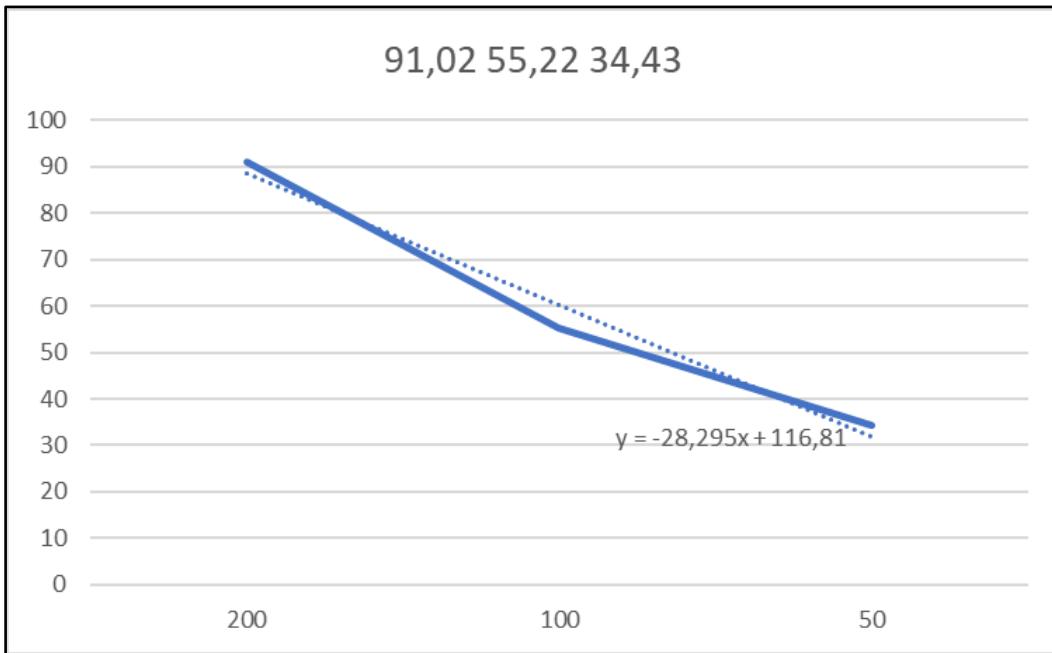
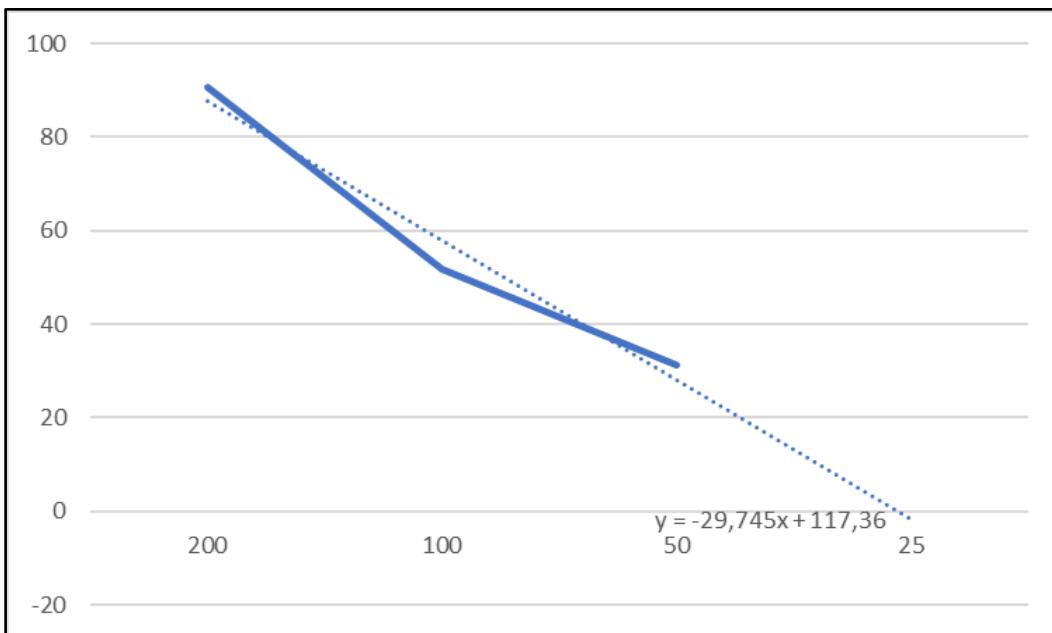


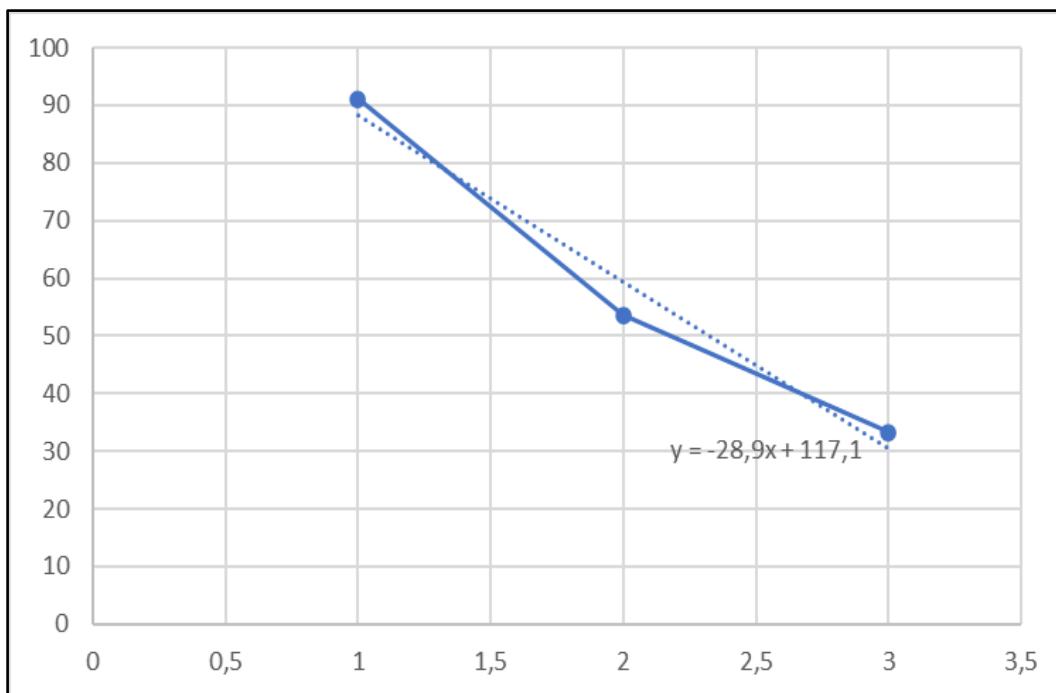
ANNEXES

Annexe1: Réactifs, appareillage, verreries

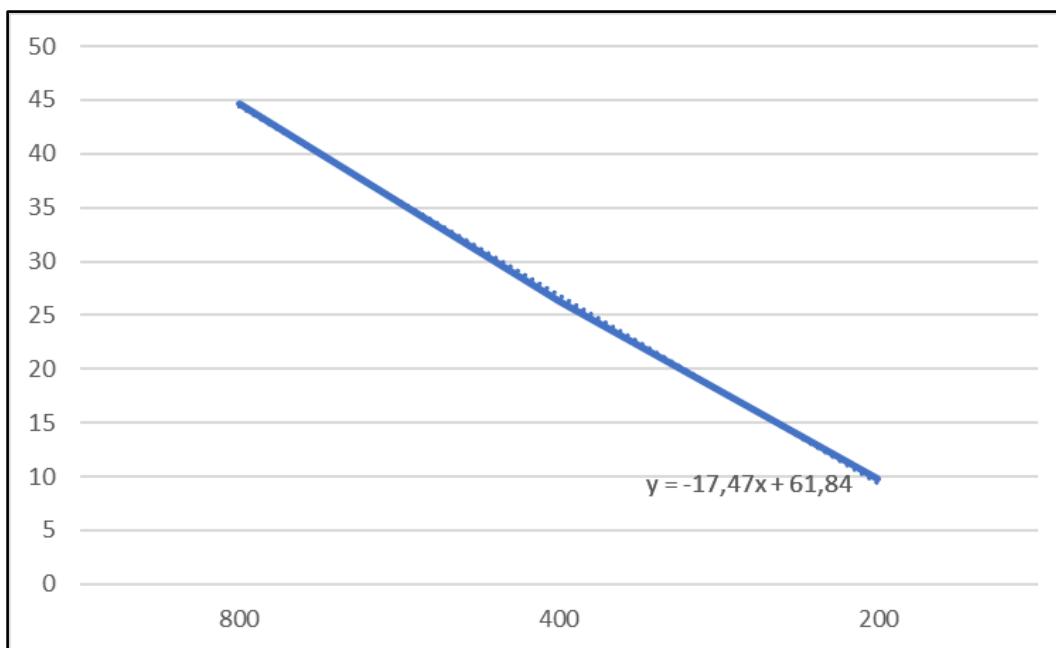
Réactifs et solvants	Appareillage	Verrerie et autres matériel
-Eau physiologique	Agitateur	- Boites de pétri à 90 mm de diamètre
-Eau distillée	- Autoclave de paillasse	- Écouvillon
-FeCl3	- Bain marie	- Entonnoir
-Acétate de sodium	-Balance	-Éprouvettes graduées
-Magnésium	-Balance de précision 0.001g	- Flacons stériles
-Ammoniaque	-Étuve	- Micropipettes (de 10µl à 1000µl)
-Chloroforme	- Réfrigérateur	-Anse à boucle
-NaOH	- Spectrophotomètre visible	- Papier aluminium ;
-H ₂ SO ₄	-Broyeur	- Tubes à essai stériles
-HCl	-Agitateur magnétique	- Béchers
-Carbonate de sodium	-Bec bunsen	- Erlenmeyer
Na ₂ CO ₃	-Dessiccateur	- Fiole jaugé
-Folin-Ciocalteu		-Entonnoirs
-Anhydride acétique		-Cristallisoirs
-Acide sulfurique H ₂ SO ₄		-Burette de graduation
		-Pipettes Pasteur
		- Papiers Wattman.
		- Papiers filtre
		- Passoir
		-Spatule
		-Verre de montre.
		-Capsule en porcelaine.
		-Barreau magnétique.
		-Pince stérile

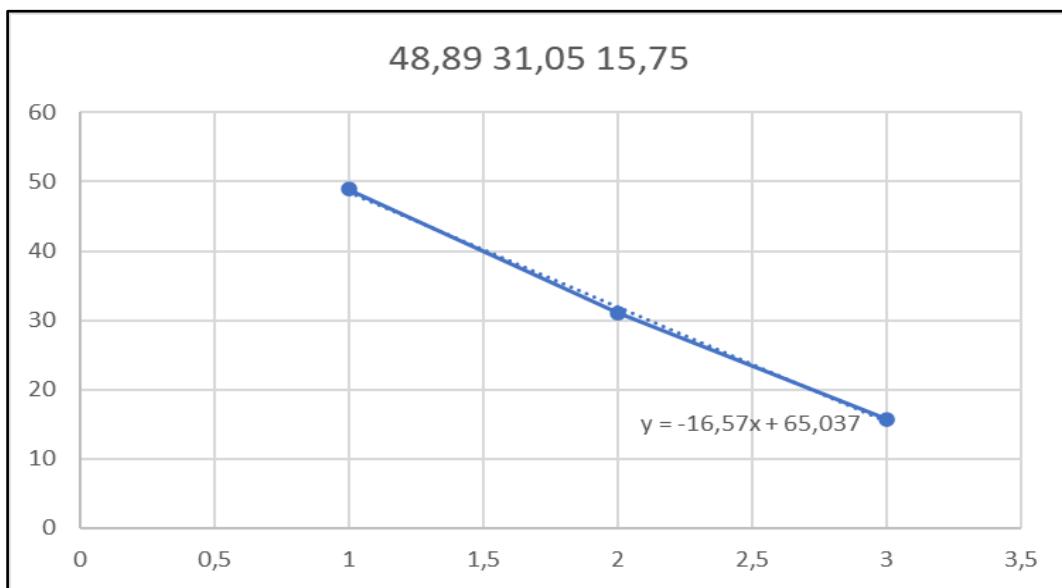
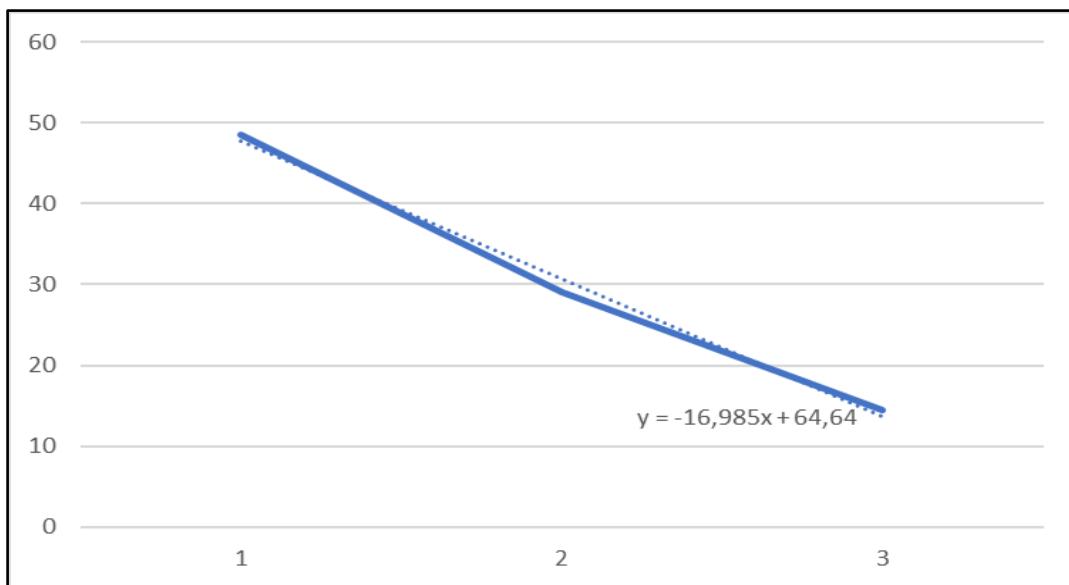


Annexe 2 :Les courbes de l'activité antioxydante

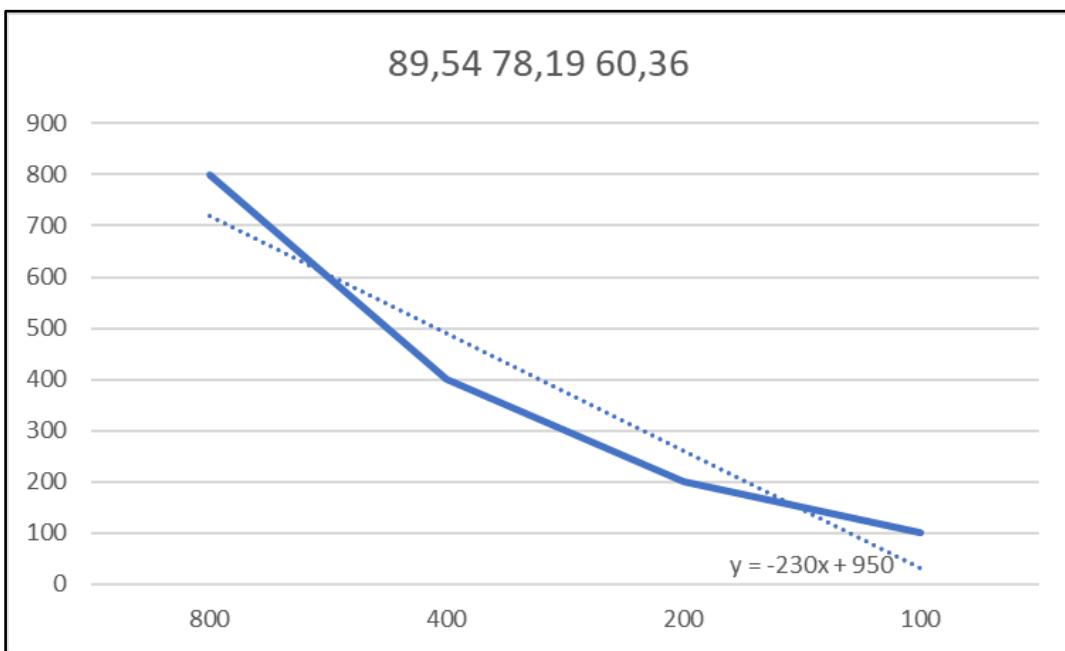
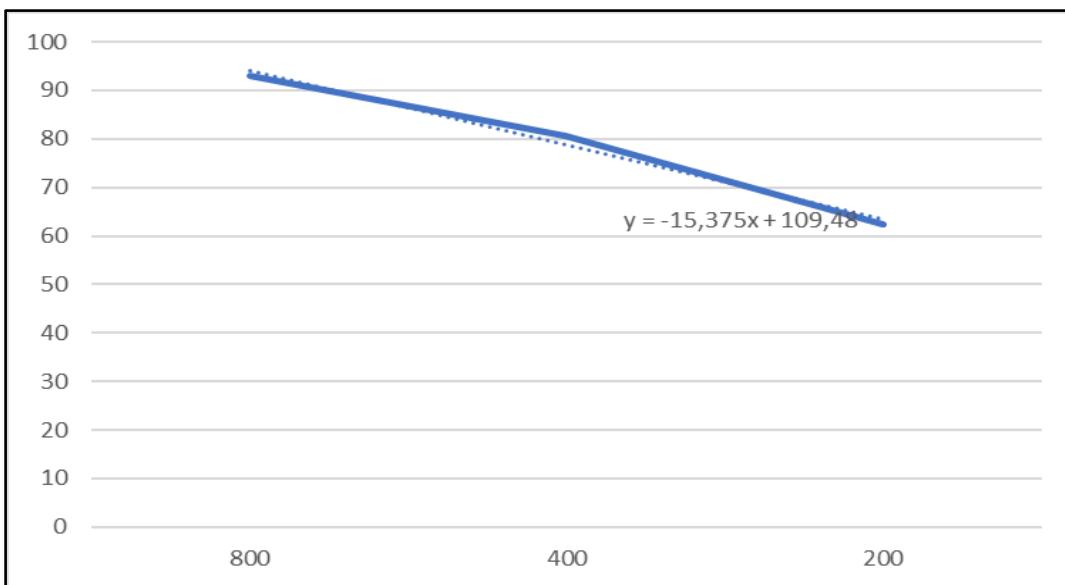


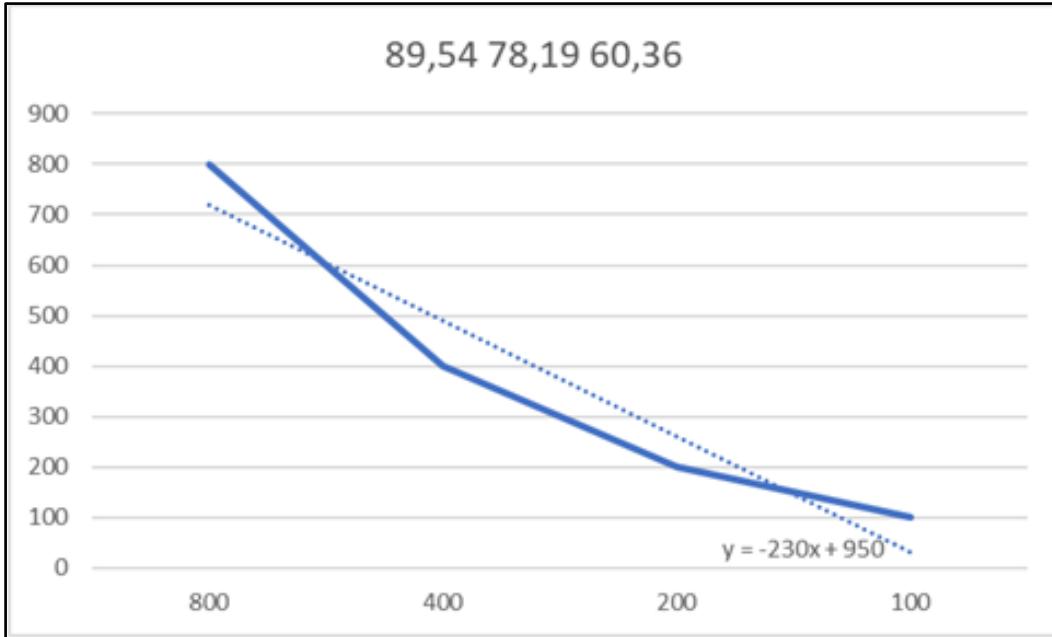
Les courbes des résultats de DPPH pour les extraits des feuilles de *Moringa. oleifera*



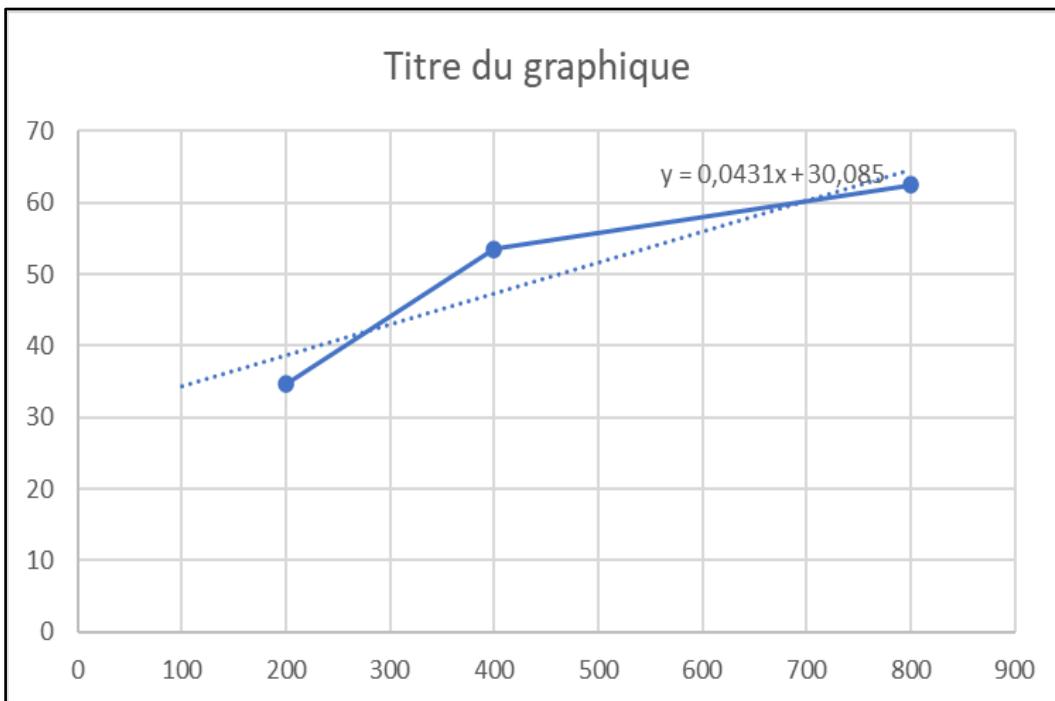


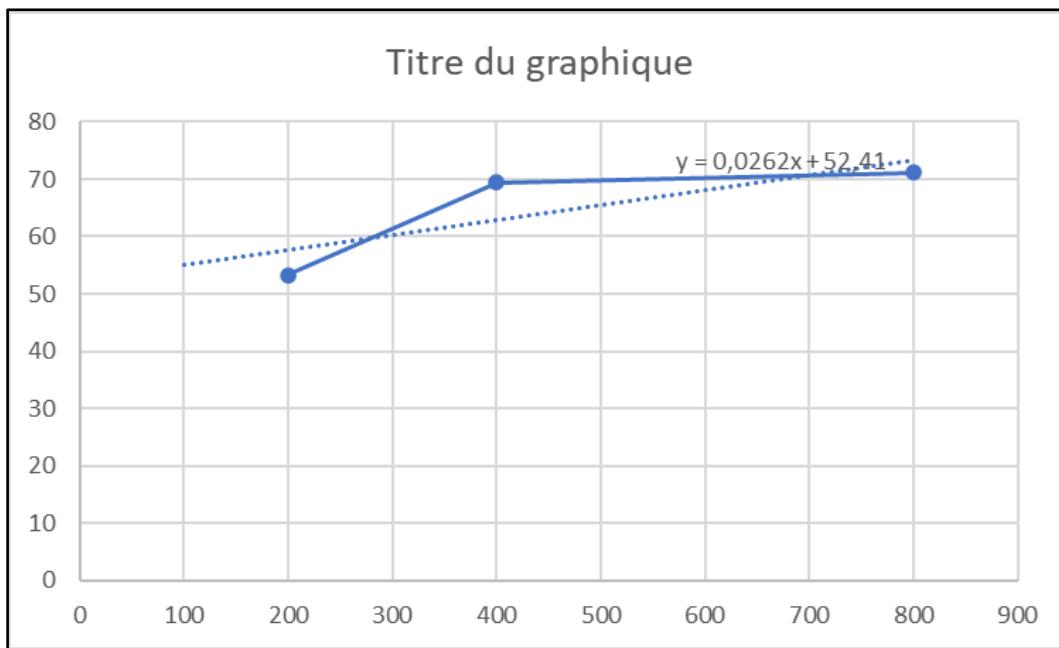
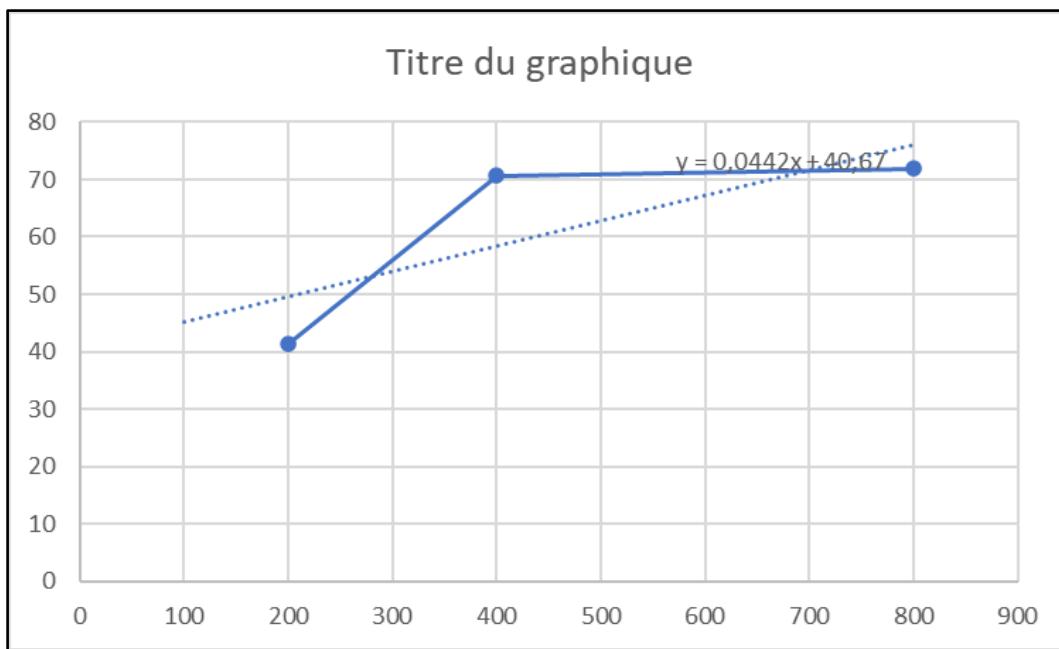
Les courbes des résultats de DPPH pour les extraits des graines de *Moringa. oleifera*



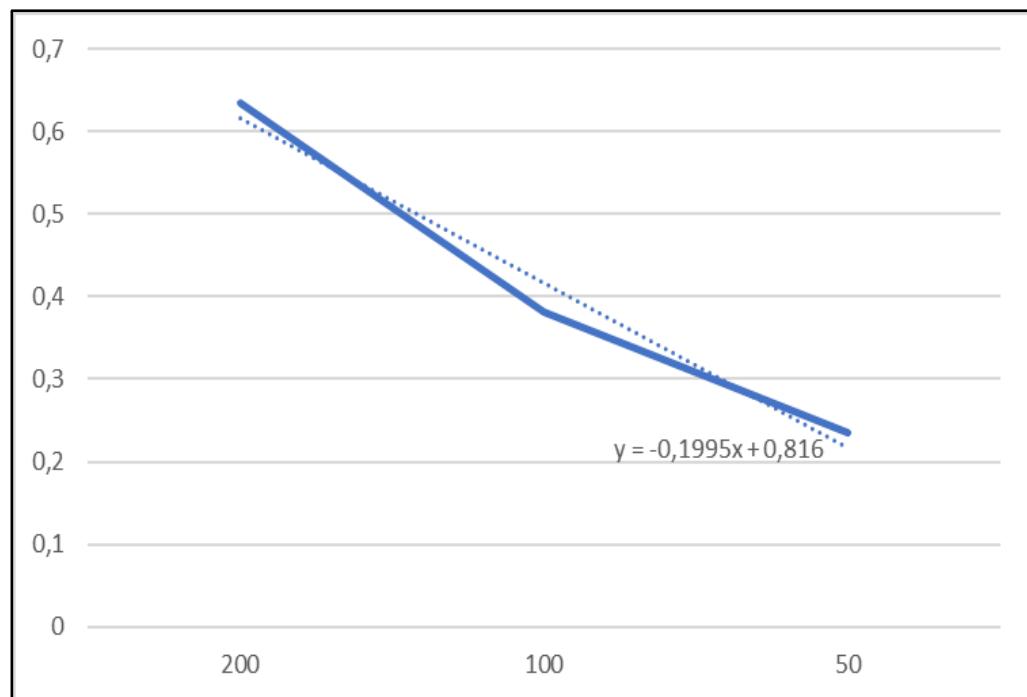
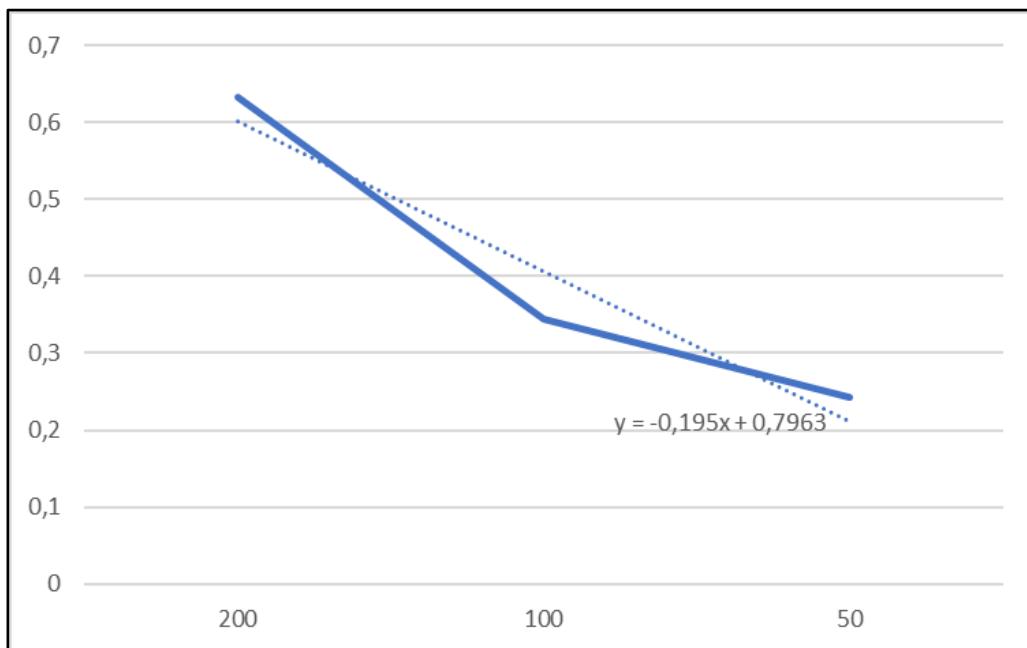


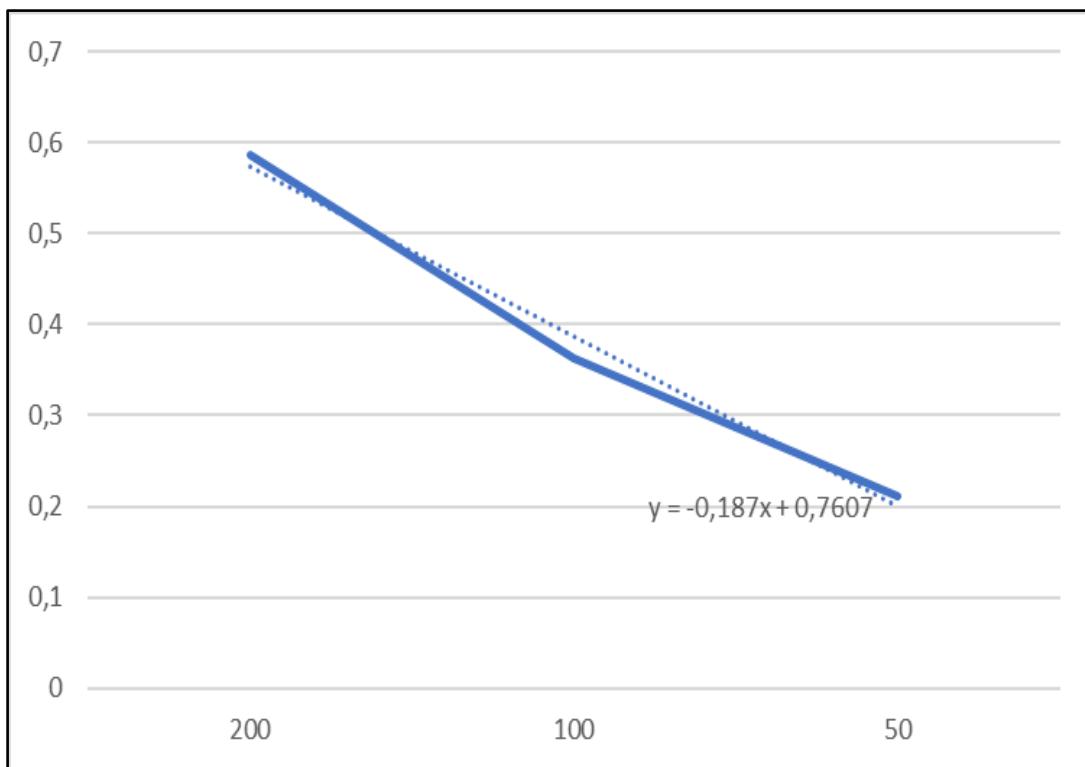
Les courbes des résultats de l'ABTS pour les extraits des feuilles de *Moringa. oleifera*



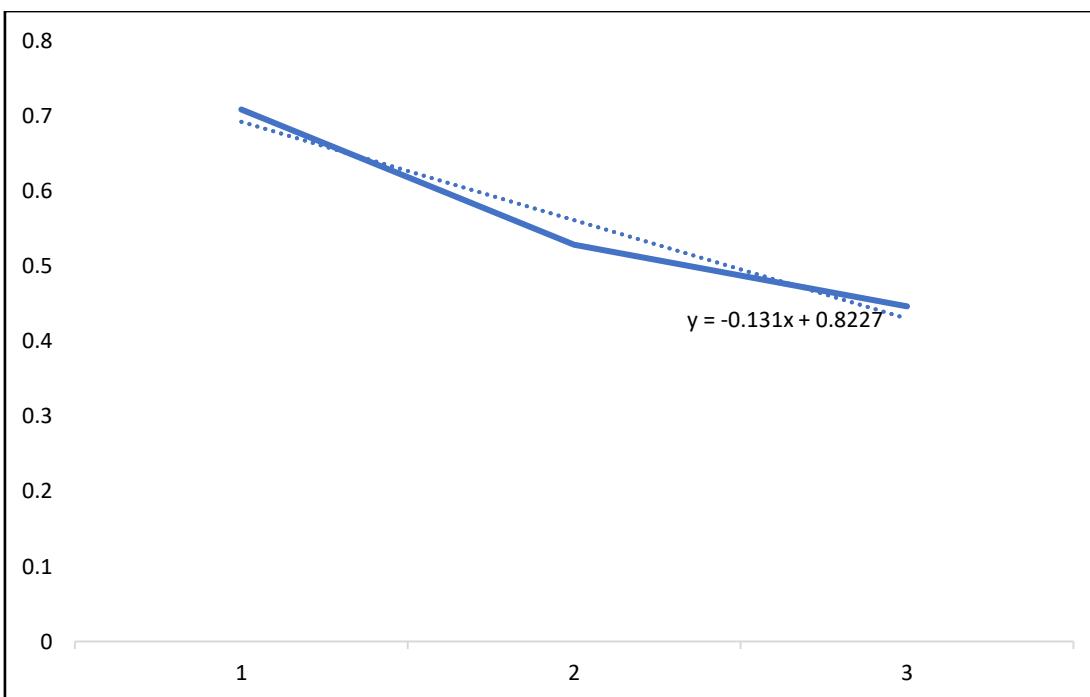


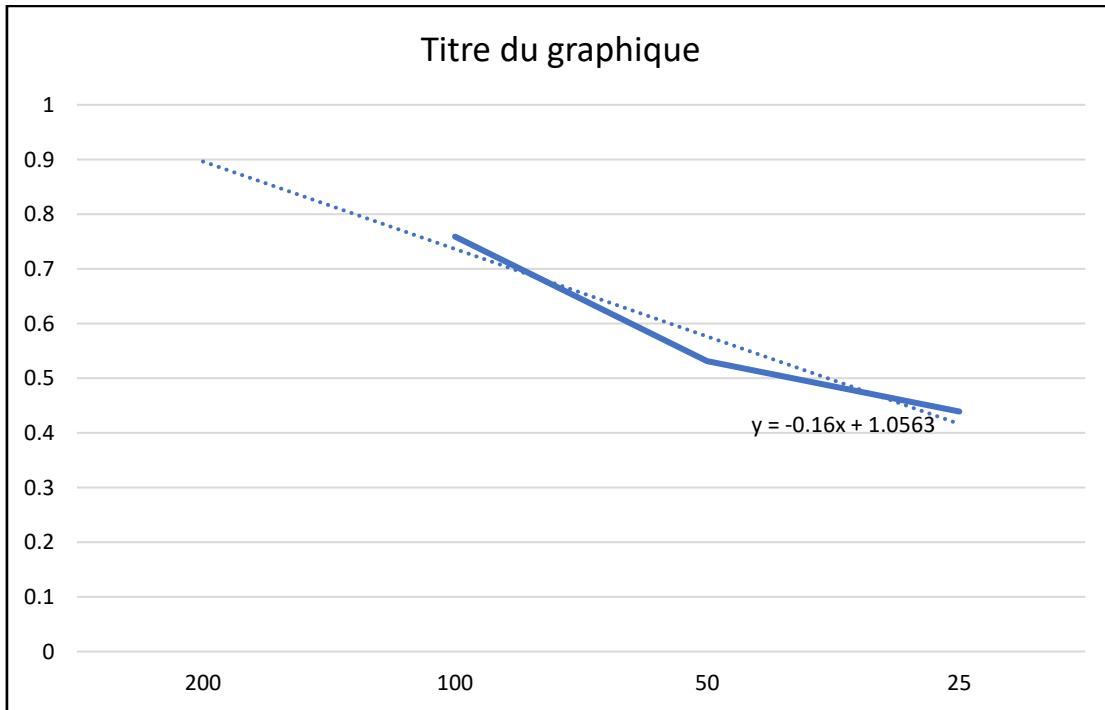
Les courbes des résultats de l'ABTS pour les extraits des graines de *Moringa oleifera*





Les courbes des résultats de FRAP pour les extraits des feuilles de *Moringa oleifera*





Les courbes des résultats de phénanthroline pour les extraits des feuilles de *Moringa oleifera*

Annexe3 : Antibiotique et milieux de culture utilisés Antibiotique utilisé

Antibiotique	Abréviation	Famille	Dose
Gentamicine	GN	Aminosides	10 µg /disque
Chloramphénicol	C	phénicoles	30 g /disque

- Milieu de cultures utilisés

Milieux De Cultures	Utilisation	Composition	Préparation
Mueller Hinton	Gélose riche pour la réalisation de l'antibiogramme standard	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Infusion de viande de bœuf : 300ml ▪ Peptone de caséine : 17,5g ▪ Amidon : 1,5 ▪ Agar : 17,0g pH : 7,4	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Peser 38g de poudre et mélanger dans 1 litre d'eau ▪ Homogénéiser puis chauffer en agitant ▪ Porter à ébullition pendant environ une minute ▪ Ensuite stériliser la gélose à l'autoclave durant 15minutes à 121, 1°C

PDA Potato Dextrose Agar	Milieu de culture Utilisé Pour l'étude des des champignons et levure	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Pomme de terre: 200g ▪ Agar : 20g ▪ D-glucose : 15g ▪ 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Faites chauffer une plaque chauffante, puis placez 200g de pomme de terre dans un récipient contenant 500 ml d'eau distillée. ▪ Portez à ebullition et laissez cuire pendant 30 minutes.. ▪ puis filtrées pour récupérer l'extrait ▪ Ajouter 20g d'agar et 15g D-glucose avant de compléter l'eau distillée pour obtenir un volume final 1litre. <p>Le mélange est chauffé jusqu'à dissolution complète de l'agar, puis stérilisé en autoclave à 121°C pendant 15 minutes.</p>
---	--	---	--

Annexe 4 : Caractéristiques des bactéries.

Bactérie	Systématique	Caractères généraux
<i>E. Coli ATCC 25922</i>	<p>Règne : <i>Bacteria</i></p> <p>Embr : <i>Proteobacteria</i></p> <p>Classe : <i>Gammaproteobacteria</i></p> <p>Ordre : <i>Enterobacteriales</i></p> <p>Famille : Enterobacteriaceae</p> <p>Genre : <i>E.</i></p> <p>Espèce : <i>E. coli</i></p>	<p>Ce bacille droit à gram négatif est une bactérie aéro-anaérobie facultative, oxydase négative et capable de fermenter les nitrates. Il est généralement mobile grâce à des flagelles périthriches et équipé de fimbriae. Ces microorganismes font partie intégrante de la microflore bactérienne normale du tractus digestif chez l'humain et la plupart des animaux à sang chaud, représentant environ 80% de la flore aérobie. Bien que la majorité des souches soient commensales, certaines peuvent être responsables de pathologies telles que les gastro-entérites, les infections urinaires, les méningites et les septicémies.</p>

<i>S. aureus ATCC 25923</i>	<p>Règne : Bacteria Embr. : Firmicutes Classe : Bacilli Ordre : Bacillales Famille : Micrococcaceae Genre : <i>S.</i> Espèce : <i>S. aureus</i></p>	<p>C'est une bactérie de forme arrondie, gram positif, aéro-anaérobiose facultative, immobile, catalase positive, coagulase positive, oxydase négatif, dépourvus de spores, apparaissent le plus souvent en amas dits en grappes de raisin.</p> <p>C'est le pathogène le plus fréquemment rencontré chez l'homme au niveau du naso- pharynx, et de la peau.</p>
<i>B. subtilis ATCC 6633</i>	<p>Règne : Bacteria Embr : <i>Bacillota</i> Classe : <i>Bacilli</i> Ordre : <i>Caryophanales</i> Famille : <i>Bacillaceae</i> Genre : <i>B.</i> Espèce : <i>B. cereus</i></p>	<p>Ce bacile à gram positive sporulant, aérobiose anaérobiose facultatif. Il se caractérise par sa forme en bâtonnet et sa mobilité grâce à des flagelles périthriches. On le trouve dans le sol, la végétation responsable de toxic-infections caractérisés par des symptômes diarrhéiques, ainsi que d'intoxications se traduisant par des symptômes émétiques.</p>

	Règne : <i>Bacteria</i> Embr : <i>Pseudomonadota</i> Classe : <i>Gammaproteobacteria</i> Ordre: Pseudomonadales Famille : <i>Pseudomonadaceae</i> Genre : <i>P.</i> Espèce : <i>P. aeruginosa</i>	Une bactérie Gram-négative, aérobie mobile, opportuniste en forme de bâtonnet, souvent présente dans les environnements humides. Elle est notoire pour sa résistance aux antibiotiques et aux désinfectants, ce qui complique son traitement. Elle peut causer des infections chez les personnes immunodéprimées ou ayant des dispositifs médicaux comme les cathéters
--	--	--

Annexe 5 : Les souches fongiques utilisés

fongiques	Systématique	Caractères généraux
<i>C. albicans</i>	Règne : Fungi Embr : Ascomycota Classe : Saccharomycetes Ordre : Saccharomycetales Famille : Saccharomycetaceae Genre : <i>C.</i> Espèce : <i>C. albicans</i>	Est une levure unicellulaire, se forme ovale et se multiplie par bourgeonnement cette levure est commensal se trouve dans le tube digestif, la peau, les muqueuses humaines mais peut devenir pathogène dans certaines conditions, provoquant des infections appelées candidoses . Elle possède la capacité de former un pseudomycélium , ce qui lui permet d'envahir les tissus.

Annexe 6 : Préparation de la solution de NaCl (chlorure de sodium)**Objectif :**

Préparer une solution de chlorure de sodium (NaCl) à une concentration donnée pour une utilisation expérimentale.

Matériel nécessaire :

- Balance analytique
- Bécher de 100 mL ou 500 mL
- Fioles jaugées (100 mL, 250 mL ou 1 L selon la concentration souhaitée)

- Agitateur magnétique (facultatif)
- Eau distillée ou déminéralisée
- Spatule
- Chlorure de sodium (NaCl, pureté $\geq 99\%$)

Exemple : Préparation d'une solution de NaCl 0,9 % (m/v) – Solution isotonique

- **Concentration souhaitée :** 0,9 % (m/v), soit **0,9 g de NaCl pour 100 mL d'eau distillée**
- **Procédure :**
 1. Peser précisément **0,9 g** de NaCl à l'aide d'une balance analytique.
 2. Verser environ **80 mL d'eau distillée** dans un bécher propre.
 3. Ajouter le NaCl dans le bécher contenant l'eau.
 4. Mélanger jusqu'à dissolution complète (à l'aide d'un agitateur magnétique ou manuellement avec une tige en verre).
 5. Transférer la solution dans une fiole jaugée de 100 mL.
 6. Compléter avec de l'eau distillée jusqu'au trait de jauge.
 7. Boucher et homogénéiser.

Autre exemple : Préparation d'une solution de NaCl 1 M

- **Masse molaire de NaCl :** 58,44 g/mol
- **Pour 1 L de solution 1 M :**
 - Peser **58,44 g** de NaCl
 - Dissoudre dans environ 800 mL d'eau distillée
 - Compléter jusqu'à 1 L dans une fiole jaugée
 - Homogénéiser

Annexe 7 : Préparation de la solution de McFarland 0,5

Objectif :

Préparer une suspension standard permettant d'estimer la densité cellulaire d'une culture bactérienne, équivalente à environ $1,5 \times 10^8$ UFC/mL.

Composition de la solution de McFarland 0,5 :

Composant	Concentration	Volume utilisé
Chlorure de baryum (BaCl_2) 1 % (m/v)		0,05 mL
Acide sulfurique (H_2SO_4) 1 % (v/v)		9,95 mL

Mode opératoire :

1. Préparer une solution de chlorure de baryum (BaCl_2) à 1 % (m/v) en dissolvant 1 g de BaCl_2 dans 100 mL d'eau distillée.
2. Préparer une solution **d'acide sulfurique (H_2SO_4) à 1 % (v/v)** en diluant 1 mL d' H_2SO_4 concentré dans 99 mL d'eau distillée (attention : toujours verser l'acide dans l'eau).
3. Dans un tube propre, ajouter :
 - **0,05 mL** de la solution de BaCl_2 à 1 %,
 - puis **9,95 mL** de la solution de H_2SO_4 à 1 %.
4. Mélanger soigneusement pour homogénéiser.
5. Conserver la suspension dans un flacon en verre brun, bien bouché, à température ambiante et à l'abri de la lumière.

Année universitaire : 2023-2024	Présenté par : BENOUDINA Meriem Iman. GUETTECHE Malak
Thème : Etude phytochimique de Moringa oleifera et Évaluation de ses activités biologiques	
Mémoire pour l'obtention du diplôme de Master en Biotechnologie et Contrôle Qualité	
Résumé :	
<p>Le Moringa oleifera, originaire d'Inde et appartenant à la famille des moringacées, est une plante aux propriétés nutritionnelles et médicinales remarquables, largement répandue dans les régions tropicales et subtropicales. Cette étude explore les caractéristiques phytochimiques des extraits de ses graines ,feuilles ainsi que leur potentiel biologique.</p> <p>Cette étude évalue les propriétés phytochimiques, antimicrobiennes et anti-oxydantes des extraits de feuilles et de graines de M. oleifera. Les rendements d'extraction ont été de 6,6 % pour les feuilles et de 6,24 % pour les graines. L'extrait éthanolique des feuilles a présenté une teneur en polyphénols totaux de $42,28 \pm 0,5$ mg EAG/g MS. , tandis que celle des graines atteint 51,15 mg EAG/g de matière sèche, une teneur en flavonoïdes totaux de 32,64 mg EQ/g MS, contre seulement 1,09 mg EQ/g MS pour les graines.</p> <p>Sur le plan antimicrobien, les extraits de feuilles ont montré une activité contre <i>E. coli</i> ATCC 25922, <i>S. aureus</i> ATCC 2523, <i>B. subtilis</i> ATCC 6633 et <i>P. aeruginosa</i> ATCC 2785 , tandis que les extraits de graines n'ont été actifs que contre <i>P. aeruginosa</i>. Pour l'activité antifongique, <i>C. albicans</i> et <i>A. flavus</i> ont été sensibles aux deux extraits, alors que <i>A. fumigatus</i> n'a été inhibé que par les extraits foliaires. L'activité antioxydante des feuilles s'est révélée notable, avec des valeurs de $2,31 \pm 0,041$ (DPPH), $193,73 \pm 236,20$ $\mu\text{mol TE/g}$. (ABTS), et un pouvoir réducteur de $1,49 \pm 0,07$ $\mu\text{mol Fe}^{2+}/\text{g}$. Les graines ont montré une activité antioxydante plus modérée : $0,81 \pm 0,1$ mg/mL (DPPH), $1,56 \pm 1,2$, $\mu\text{mol Fe}^{2+}/\text{g}$, (phénanthroline), 3.84 ± 0.101 $\mu\text{mol TE/g}$. (ABTS). et aucun pouvoir réducteur détecté.</p> <p>Ces résultats confirment la richesse en composés bioactifs des extraits de M. oleifera, notamment ceux des feuilles, et leur potentiel en tant qu'agents antioxydants et antimicrobiens naturels.</p> <p>Ces résultats confirment la richesse des extraits de Moringa oleifera en composés bioactifs, en particulier ceux des feuilles, et mettent en évidence leur potentiel en tant qu'agents antioxydants et antimicrobiens naturel.</p>	
Mots-clefs : <i>M. oleifera</i> , Polyphénols, Flavonoïdes , Activité anti-oxydante, Activité antimicrobienne, Extrait éthanolique.	
Laboratoires de recherche : Laboratoire de Pédagogie de la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Laboratoire de Mycologie, de Biotechnologie et de l'Activité Microbienne. le Centre de Recherche en Biotechnologie.	
Président : Dr. Dr. AZZOUZ Sara Rapporteur : Dr. GHORRI Sana Examinateur(s): MADI Aicha	(MC – U Constantine 1 Frères Mentouri) (MCA - U Constantine 1 Frères Mentouri) (MCA – U Constantine 1 Frères Mentouri)