

MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE
UNIVERSITÉ AKLI MOHAND OULHADJ – BOUIRA
FACULTÉ DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE ET DES SCIENCES DE
LA TERRE
DÉPARTEMENT DE BIOLOGIE



Réf :/UAMOB/FSNVST/2023

MEMOIRE DE FIN D'ETUDES
EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME MASTER

Domaine : SNV Filière : science biologique

Spécialité : Microbiologie appliquée

Présenté par :

Allouache Radia & HAMID Samira

Thème

**Contribution à l'étude de l'activité antibactérienne de *Moringa oleifera*
cultivé en Algérie**

Soutenu le: 04/ 07 /2023

Devant le jury composé de :

Nom et Prénom

Grade

Dr MEDBOUA.C

MCB

Univ. de Bouira

Présidente

Dr BACHIRI.T

MCB

Univ. de Bouira

Promotrice

Dr BOUKANDOUL.S

MCB

Univ. de Bouira

Co-promotrice

Dr HADIDI.L

MCB

Univ. de Bouira

Examinatrice

Année Universitaire : 2022/2023

Remerciements



Nous débutons en exprimant notre gratitude envers le Tout-Puissant, Allah, pour nous avoir accordé la volonté, l'amour du savoir, ainsi que le courage et la patience nécessaire pour mener à bien cette humble tâche.

Nous souhaitons exprimer nos vifs remerciements et notre profonde gratitude à notre encadreur, *Mme BACHIRI. Taous*, qui a dirigé ce travail avec rigueur scientifique, patience, générosité, précieux conseils, et soutien tout au long de la réalisation de ce mémoire.

Nous souhaitons également exprimer chaleureusement notre reconnaissance sincère à notre co-promotrice *Mme Boukandoul Silia*, pour sa disponibilité et ses conseils.

Nos sincères remerciements vont également aux membres du jury, *Mme MEDBOUA.C*, *Mme HADIDI.L* pour l'intérêt qu'ils ont porté à notre travail en acceptant de l'examiner et de le nourrir de leurs propositions. Malgré leurs compétences, ils nous ont soutenu dans la poursuite de nos études.

Nous adressons aussi notre remerciement particulièrement à *Mme Modache*, *Mlle hamid Sarah*, *M Maiz yacine*, pour leur aide et leur encouragement

Enfin, nous tenons à exprimer nos remerciements particuliers à nos familles, amis et toutes les personnes qui ont contribué, de près ou de loin, à l'élaboration de ce travail.





Dédicace

Je dédie ce mémoire

A ceux qui m'ont tout donné sans rien attendre en retour A ceux qui m'ont encouragé et soutenue durant toutes mes années d'étude :

***Mes chers parents** « Moussa & Djamila »*

Qui sont la lumière de mes yeux, tous les mots sont insuffisants pour exprimer ma gratitude, ma reconnaissance et mon amour. Que le tout puissant les garde et les protéger

***A mes chères frères:** Mouhamed, Hakim, Aziz, Said, Boualem et Rabah*

***A mes chères sœurs:** Karima, Saadia et Fatiha*

Merci de m'avoir soutenu et témoigné votre affection durant tout ce temps. J'ai toujours pu compter sur vous quel que soit le moment. Restons unis et soyons à la hauteur de nos parents. Que DIEU vous bénisse.

*A mon binôme et ami **Radia** avec qui j'ai partagé tous les moments de stress et de fatigue, mais aussi de fous rires.*

*A mes amis(es) qui m'ont aidé de réaliser ce travail : **Ahlem, leticia,***

Nadia Ouidad, Ouizena, taous

Merci beaucoup mes amis(es)

♥ ♥ ♥

Samira



Dédicace

Je dédie ce mémoire

A Ma mère

*Défunte qui m'a donné la vie et qui m'a montré le bon chemin, je veux
à mon tour te dire merci de là haut malgré le dessin qui nous sépare,
tu resteras mon rayon d'espoir.*

A la source de ma réussite, ma tendresse, mon bonheur et de paix ;

*à celui qui ma soutenue de ma réussite tout au long de mon cursus surtout celui
de l'enseignement **Mon père**. Que dieu vous accorde une longue vie et une bonne santé,
je le prie de vous récompenser pour tous les peines et sacrifices donnés aux quels je ne rendrais
jamais assez.*

A mes frères & ma sœur à qui je souhaite la réussite dans leur vie

A Samira, chère amie avant d'être binôme

A tous ceux qui j'aime et qui m'aiment et tous ceux qui m'ont aidée de prète ou de loin.

Radia

Table de matière

Listes d'abréviations

Liste des tableaux

Liste des figures

Introduction

Etude bibliographique

Chapitre I : Généralité sur *Moringa oleifera*

1. Historique et distribution géographique.....	2
2. Exigences écologie de <i>Moringa oleifera</i>	3
3. Description botanique.....	3
4. Systématique et nomenclature.....	5
5. Composition phytochimique.....	6
6. L'intérêts et domaines d'utilisation de <i>Moringa oleifera</i>	6
6.1. Utilisation Alimentaire	6
6.2. Utilisation Médicinale et pharmacologie.....	6
6.3. Purification d'eau	7
6.4. Utilisation Industrielle	8

Chapitre II : l'activité antibactérienne des extraits des plantes médicinales

1. Les extraits obtenus des plantes.....	9
1.1. Les composéé phénolique	9
1.2. Les alcaloïdes.....	12
1.3. Les terpènoïdes	12
2. La cible des extraits des plantes.....	12
3. L'action antibactérienne des extraits de plantes.....	12

Etude expérimentale

1. Matériels

1.1. Matériels végétal	13
1.2. Matériels biologique	13

2. Méthodes

2.1. Préparation des échantillons.....	14
2.2. Screening phytochimique.....	14
2.2.1 .Détermination des flavonoïdes	15

2.2.2. Détermination des tannins galliques.....	15
2.2.3. Détermination des tannins totaux.....	15
2.2.4. Détermination des alcaloïdes.....	15
2.2.5. Détermination les saponines.....	16
2.2. Extraction éthanolique	16
2.2.1. Détermination du rendement d'extraction.....	16
2.3. Dosage des polyphénols totaux.....	16
2.4. Dosage des flavonoïdes.....	17
2.5. Évaluation de l'activité antibactérienne des extraits	18
2.5.1. Test de stérilité des extraits de feuilles et graines	18
2.5.2. Méthode de diffusion sur les disques	18
2.5.3. Méthode de diffusion par puits	19
2.5.4. Détermination de la Concentration Minimale Inhibitrice (CMI)...	19

Résultats et discussion

1. Résultats d'analyse phytochimique des extraits	20
2. Rendement d'extraction.....	21
3.1. Teneurs en polyphénols.....	23
3.2. Teneur en flavonoïdes	24
4. Évaluation de l'activité antibactérienne des extraits.....	25
4.1. méthodes de diffusion sur les disques.....	25
4.2. méthodes de diffusion par les puits	27
4.3. La Concentration Minimale inhibitrice (CMI).....	30
Conclusion	31

Références bibliographiques

Annexe

Résumés

AG: acide gallique

ATCC : American Type Culture Collection

EEF: Extrait éthanolique feuilles

EEG: Extrait éthanolique grains

EMB: milieu de culture éosine au bleu de méthylène

E.coli: *Escherichia coli*

GN: Milieu de culture Gélose nutritive

mgEq AG/g : Milligramme d'équivalent d'acide gallique par gramme

mgEq Q/g : Milligrammes d'équivalent de quercétine par gramme

min: Minute

MH: Milieu de culture Muller Hinton

GN: Milieu de culture Gélose nutritive

OMS : Organisation mondiale de la santé

S. aureus: *staphylococcus aureus*

Figure 1 : La distribution géographique de <i>Moringa oleifera</i> dans le monde.....	2
Figure 2 : Arbre de <i>Moringa oleifera</i>	3
Figure 3 : Les différents organes de <i>Moringa Oleifera</i>	4
Figure 4 : structure chimique des flavonoïdes	10
Figure 5 : Structures chimiques (A) d'un tanin condensé , et (B) d'un tanin hydrolysable...	11
Figure 6 : Structure chimique des acides phénoliques.....	11
Figure 7 : les feuilles(A) et les graines(B) sèches de <i>Moringa oleifera</i>	13
Figure 8 :« A » la des feuilles et « B »la poudre des graines.....	14
Figure 9 : les étapes de préparation de l'infusé.....	15
Figure 10 : Rendement d'extraction éthanolique des feuilles et graines de <i>Moringa oleifera</i> .	22
Figure 11 : teneurs en polyphénols totaux des extraits feuilles et graines <i>Moringa oleifera</i>	23
Figure 12 : teneurs en flavonoïdes des extraits éthanolique feuilles et graines de <i>Moringa oleifera</i>	24

Tableau I : Principales exigences écologiques de <i>Moringa oleifera</i>	3
Tableau II: Différentes nomenclatures de <i>M. oleifera</i> selon différentes langues.....	5
Tableau III : les souches bactériennes testées.....	13
Tableau IV: Résultats du analyse phytochimique des graines et feuilles de <i>Moringa oleifera</i>	20
Tableau V : le diamètre des zones d'inhibition d'extrait éthanolique feuille.....	25
Tableau VI : le diamètre des zones d'inhibition d'extrait éthanolique graine.....	26
Tableau VII : Les zones d'inhibition en (mm) de différente concertation de l'extrait éthanolique feuilles par la méthode des puits.....	27
Tableau VIII: Les zones d'inhibition en (mm) de différente concertation de l'extrait éthanolique graines par la méthode des puits.....	28
Tableau IX: les résultats de CMI d'extrait éthanoïque feuille et graine de <i>Moringa Oleifera</i>	30

Introduction

Les plantes sont des constituants de la nature qui sont à la base de chaîne alimentaire ce qui confère un rôle fondamentale dans le fonctionnement globale. Et avec les recherches en biologie qui s'intéressent aux plantes ils ont trouvé que plus de tous ces rôles elles permettent même de guérir plusieurs maladies et c'est le cas des plantes médicinales.

D'après le rapport de l'OMS, environ 80 % des populations mondiales s'appuient principalement sur des thérapies traditionnelles, qui impliquent l'usage des fragments végétaux ou de leurs substances actives. Les plantes médicinales, qui comprennent généralement plusieurs substances, sont utilisées pour leurs principes actifs avérés [1]. Parmi ces plantes médicinales *Moringa oleifera* connu sous le nom « arbre de vie », qui est cultivé dans divers pays asiatiques et africains. qui contient d'importants composés préventifs et curatifs.

En Algérie, *M. oleifera* se retrouve beaucoup plus dans le sud. Elle est largement connue pour sa valeur phytothérapeutique en tant qu'agent de prévention et de traitement de nombreux dysfonctionnements de la santé [1]

Actuellement, avec le problème de l'inefficacité des antibiotique et l'augmentation des agents pathogènes résistants aux antibiotiques, due à l'utilisation excessive de ces dernier [2], les plantes médicinales peuvent être la solution et constituer une nouvelle source des agents antimicrobiens [3]

Etude bibliographique

Le *Moringa oleifera* l'un des arbres de la famille *Moringaceae* qui ont une croissance rapide, communément appelé arbre à pilon (en raison des gousses longues, minces et triangulaires) ou arbre à raifort (en raison du goût des racines, qui ressemble à celui du raifort). [4].

Selon **Kwami et al. (2020)**) L'arbre est réputé pour être l'un des arbres les plus bénéfiques sur terre en raison de ses multiples caractéristiques fascinantes qui suscitent un intérêt scientifique considérable.

1. Historiques et la distribution géographique

Il semble que la pratique de cultiver du *Moringa oleifera* en Inde ait été mise en place il y a de nombreux millénaires, étant mentionnée dans le texte « Shushruta Sanhita » rédigé au début du premier siècle avant J.C., sous l'appellation de « Shigon » [6]. Donc originaire de l'Inde, Népal et Pakistan. Il est cultivé et s'est naturalisé bien au-delà de son aire d'origine, notamment dans toute l'Asie [7].

Au cours du début du 20^{ème} siècle, il a été introduit en Afrique de l'Est grâce aux échanges commerciaux et maritimes qui avaient lieu à cette époque [6]. Cet arbre est maintenant autochtone dans de nombreux pays d'Afrique (Soudan, Tanzanie, Kenya, Afrique du sud, Ethiopie) [8]. C'est les chercheurs et agriculteur qui ont introduit le *Moringa* en Algérie [2].

Aujourd'hui est largement distribuée dans le monde, dans les régions tropicales du sud et central et d'Amérique, d'Afrique, d'Asie, le Pacifique, et des îles des Caraïbes [9] **fig1**



Figure1 : La distribution géographique de *Moringa oleifera* dans le monde. [69]

2. Les exigences écologiques

Le *Moringa oleifera* est un arbre extrêmement résistant à la sécheresse [10], Il pousse sur tout les types de sol (des sols argileux, gorgés). [9]

Il présentant des caractéristiques environnementales particulières (tableau I) ce qui facilite la multiplication et croissance très rapide[11].

Tableau I : Principales exigences écologiques de *Moringa oleifera* [9]

Les caractéristiques écologiques	Les normes
Climat	tropical ou subtropical sec à humide
Pluviométrie annuelle	de 760 à 2500 mm (il nécessite moins de 800 mm d'irrigation)
Température	18- 28°C
pH de sol	4,5 – 8
Altitude	Allant jusqu'à 2000m

3. description botanique

Moringa est un arbre pérenne, qui peut mesurer entre 7et 12mètres de hauteur (fig2). [6]



Figure 2: Arbre de *Moringa oleifera* [7]

- a) **Le tronc** : il a tendance à être en position verticale, bien qu'il puisse parfois être peu développé. En règle générale, sa hauteur atteint entre 1,5 et 2 mètres avant de se diviser en branches, bien qu'il puisse occasionnellement atteindre les 3 mètres (Fig 3.a).[6]
- b) **Les feuilles** de l'arbre *Moringa* sont bipennées ou plus fréquemment tripennées de 30 à 60 cm de longueur aux folioles opposées ovales (Fig 3.b). [12]
- c) **Les fleurs** qui peuvent être blanches ou crème, parfois avec des taches rouges. En règle générale, elles sont assez répandues et dégagent une fragrance plaisante (Fig 3.c).
- d) **Les fruits** : sont des gousses allongées à maturité, chaque gousse renferme entre 12 et 35 graines rondes [13]
- e) **Les graines** possèdent une coque marron semi-perméable et ont une forme ronde. Le poids d'une graine est de 0,3g, avec la coque constituant 25% de ce poids et l'amande après d'écorce représente 75% donc 0,2g. (Fig3.d). [6]



Figure 3 : Les différents organes de *Moringa Oleifera* .a. Tronc ; b. Feuilles ; c. Fleurs d. Graines ; e. Fruits [14,10]

4. Systématique et nomenclature

Moringa oleifera est l'espèce la plus connue parmi les 13 espèces du genre *Moringa*. [10]
Selon Laleye *et al* (2016) elle appartient au :

- **Règne** : Végétale
- **Sous- règne** : Tracheobionta
- **Embranchement** : Spermaphytes
- **Sous embranchement** : Angiospermes
- **Classe** : Magnoliopsida « Dicotylédones »
- **Ordre** : Capparales
- **Famille** : Moringaceae
- **Division**: Magnoliopyte
- **Genre** : *Moringa*
- **Espèce** : *Oleifera*

Dans le monde, on connaît *Moringa oleifera* sous différentes dénomination. Le tableau ci dessous présent certains noms de *Moringa oleifera*.

Tableau II: Différentes nomenclatures de *M. oleifera* selon différentes langues [14]

Langue	Nomenclature
Arabe	Rawag, ou Shagara Al Ruwag
Anglais	Drumstick tree, radish tree
Français	Bèn ailè, benzolive, moringa
Espagnol	Morango, moringa
Italien	Sàndalo ceruleo

5. Composition phytochimique

Les espèces de *Moringa* contiennent divers phytoconstituants tels que les alcaloïdes, les acides phénoliques, les tanins, les saponines, les stéroïdes, les glucosinolates, les flavonoïdes et les terpènes [15].

Les feuilles de *Moringa oleifera* est très riche une protéine, elle contient divers acides aminés tels que Arg, His, Lys, Trp, Phe, Thr, Leu, Met, Ile, Val [17]. Aussi contient de calcium, de fer, d'acide ascorbique, de vitamine A et des composé antioxydants tel que les caroténoïdes, les flavonoïdes, et les composés phénolique [16]. Les gousses immatures (fruit) et leurs fruits de *Moringa oleifera* ont été caractérisés par leur teneur en caroténoïdes. Les graines sont de type oléagineux et contiennent 42% d'huile on profile en acides gras contient 70% d'acide oléique, similaire à 72% dans l'huile d'olive. [6]

6. L'intérêt et domaines d'utilisation de *Moringa oleifera*

Différentes parties de cette arbre présentent des intérêts nutritionnels qui permettent leur utilisation dans différents domaines[6]

6.1. Utilisation alimentaire

Toutes les parties de *M. oleifera* sont consommées par les humains de différentes Manières [18]. Pour les jeunes feuilles sont adéquates à la consommation et sont fréquemment appréciées dans des soupes ou des salades, pour les jeunes gousses vertes sont particulièrement savoureuses et peuvent être bouillies et consommées à la manière des haricots. Et pour les fleurs peuvent être utilisées comme ingrédient dans une salade, que ce soit après un processus de blanchiment ou directement crues, par contre les graines sèche peuvent être broyé à une fine poudre afin de les employer comme condiment pour rechausser les sauces. [6]

Le feuillage frais de *Moringa* a été incluse dans l'alimentation de différents animaux. Leurs effets positifs ont été signalés sur le comportement alimentaire chez les chèvres, le rendement laitier chez les vaches, le taux de croissance chez les moutons. Le *Moringa* peut également être séché et utilisé sous forme de farine de feuilles.[19]

6.2. Utilisation médicinale et pharmacologie

Toutes les parties de *Moringa oleifera* exercent nombreuse application médicinale grâce à composition photochimique [20].

Une consommation des feuilles et des graines pourrait contribuer à la prévention de l'obésité et favoriser la combustion des graisses. L'utilisation de l'écorce séchée et broyée est

associée à des propriétés curatives pour la hernie, tandis qu'une décoction préparée à partir des feuilles de *M.oleifera* a été observée pour provoquer une sensation d'endormissement chez certains individus, ce qui peut aider à réduire l'insomnie. En outre, les feuilles sont utilisées pour traiter des problèmes tel que la stérilité, la faiblesse sexuelle et les symptômes des la ménopause. [10]

Plusieurs études ont menées sur *Moringa oleifera* au cours des dernières années montrant qu'il possède divers activités pharmacologiques[21]. telles que :

- **Activité-Antimicrobienne**

Les extraits assortis des parties morphologiques du *Moringa*, telles que le cotylédon des graines, l'enveloppe des graines, l'écorce de la tige, les feuilles, l'écorce de la racine, possèdent un potentiel antimicrobien grâce aux isothiocyanates, les glucosinates et les pterygospermines présents dans ces parties [22]. Nombreuse études ont rapporté des travaux préliminaires sur l'activité antimicrobienne de l'extrait aqueux des cosses contre les levures et les bactéries pathogènes Gram négative et positive. [21]

- **Activité antioxydant et anticancéreuse**

Les composés des feuilles responsables des activités anticancéreuses sont les glucosinolates, la niazimicine et l'isothiocyanate de benzyleune [21] Et les feuilles de *Moringa* sont une excellente ressource d'antioxydants naturels grâce à la présence d'une variété de composés bénéfiques pour la santé, tels que l'acide ascorbique, les flavonoïdes, les composés phénoliques.. Par conséquent, le *Moringa oleifera* pourrait prévenir l'oxydation du LDL-C avec une augmentation conséquente du niveau de HDL-C. [23].

- **Activité- Anti-inflammatoires et Antalgiques**

Les extraits de *Moringa* se sont révélés être des anti-inflammatoires et antalgiques grâce à la présence des isothiocyanates, les acides phénoliques et flavonoïdes.[21].

6.3. Purification d'eau

Les substances chimiques qui utilisés pour le traitement de l'eau sont couteux et ne sont pas disponibles dans la nombreux des pays en développement. IL convient donc d'étudier les anticoagulants biologiques pouvant être utilisés pour le dessalement d'eau, tels que les graines. Ce dernier est séchées et moulues coagulent les débris dans l'eau grâce à leur composant protéique soluble actif, qui est ployélectrolyte cationique naturel[18].

6.4. Utilisation Industrielle

L'huile extraite des graines est appréciée en tant que lubrifiant dans des domaines délicats à résister à la détérioration, à l'oxydation et à la viscosité indésirable. De plus, elle présente un intérêt particulier dans l'industrie des parfums en tant qu'agent stabilisant des arômes[6]. Les feuilles de *M.oleifera*, une fois transformées, peuvent trouver une utilisation dans le domaine cosmétique, pour la fabrication de savons et de pommades[10]. Le bois de *Moringa* fait une excellente pâte à papier, Tandis que son écorce peut parfois être employée pour la confection de nattes et de cordes. [24]

Les herbes aromatiques et médicinales sont de sources majeurs de médicaments naturels [25], et avec le développement de la résistance bactérienne aux antibiotiques la recherche des composés naturels issue de plantes médicinales aux propriétés antimicrobiennes nécessaire.[26]

Des études antérieures révèlent que les extraits de différentes parties de *M. oleifera* ont une activité antibactérienne contre des bactéries d'origine hydrique et maladies d'origine alimentaire, *Staphylococcus aureus*, *Streptococcus pyogenes*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Bacillus subtilis*, *Salmonella typhi*, *Vibrio cholera* et *Escherichia coli*. [27].

1. Les extraits obtenus des plantes médicinales

Les extraits sont des préparations obtenues en séparant des parties médicinales actives de la plante par des solvants spécifiques selon les processus standardisés[28].

Pour l'obtention d'effet thérapeutique à partir d'une plante on peut mettre en œuvre:

- Les composés chimiques produits par les plantes, qui sont présents dans les extraits bruts initiaux sont un mélange comprenant de nombreux métabolites végétaux différents comme polyphénols, flavonoïdes, terpènes, composé azotés[28].
- L'extraction des principes actifs : Les métabolites secondaires qui possèdent des propriétés antibiotiques, mais leur efficacité est généralement inférieure à celle des antibiotiques d'origine microbienne [29].Elles sont divisées en 3 familles : polyphénols, composés azotés, terpènes.

Chaque famille contient une vaste variété de composés qui présentent une très grande gamme d'activités différentes

1.1. Polyphénols :

Cette désignation fait référence un grand nombre de composés aux structures diverses difficile à définir simplement. La structure est caractérisée par la présence préférentielle d'au moins un cycle benzénique attaché à un groupement au minimum, indépendant ou attaché aussi à le composé organique « Ester, éther, hétéroglycoside ».[30]

Selon la quantité d'atome déterminant d'une partie et la forme squelettique d'assise d'autre part, il existe de nombreux groupe particulièrement des acide phénolique, flavonoides, tanins et on a aussi des lignines et rarement des coumarines.[31]

1.1. A. Les flavonoïdes

Les flavonoïdes sont des pigments végétaux presque omniprésents, et ils sont particulièrement importants pour la coloration des fleurs, des fruits et même des feuilles[32]. Ce sont des composés phénoliques avec une structure commune de diphenylpropane C6-C3-C6 (Fig 4) [33], avec deux cycles benzéniques hydroxylés A et B reliés par un hétérocycle C oxygéné. [31]

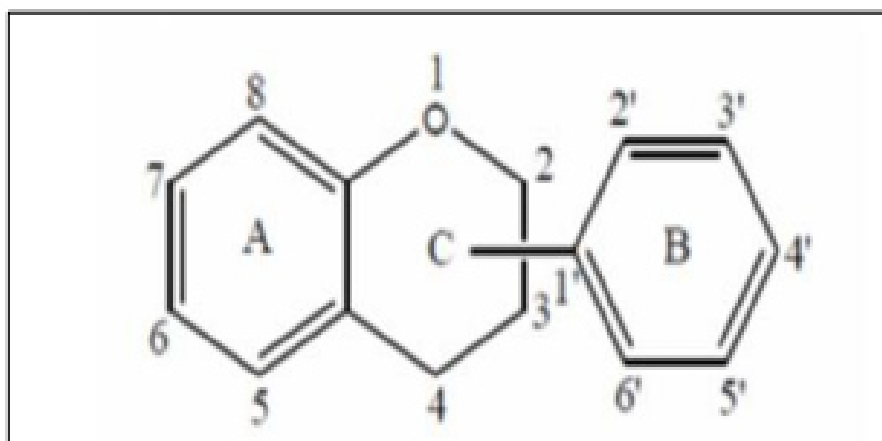


Figure 4 : Structure de base des flavonoïdes [33]

Cette classe de polyphénols joue un rôle important dans la protection des plantes [31] et possède diverses propriétés thérapeutiques. Ils sont utilisés comme agents antibactériens, anticancéreux, antiviraux, antileucémiques, antiallergiques, anti-inflammatoires, antidiabétiques, antioxydants et radioprotecteurs [34 , 35].

1.1. B. Tanins

Elle appartient à la famille des polyphénols soluble dans l'eau largement présents dans la règne végétale. Ils sont utilisés pour le bronzage de la peau. Ces composés présentent des propriétés antioxydantes. On peut distinguer deux groupes de tanins en fonction de leur structure (Fig 5), un groupe est constitué des tanins condensés ou tanins vrais non hydrolysables, qui sont des polymères de certains flavanols, et l'autre groupe est constitué des tanins hydrolysables qui sont des galles Polymères acides.

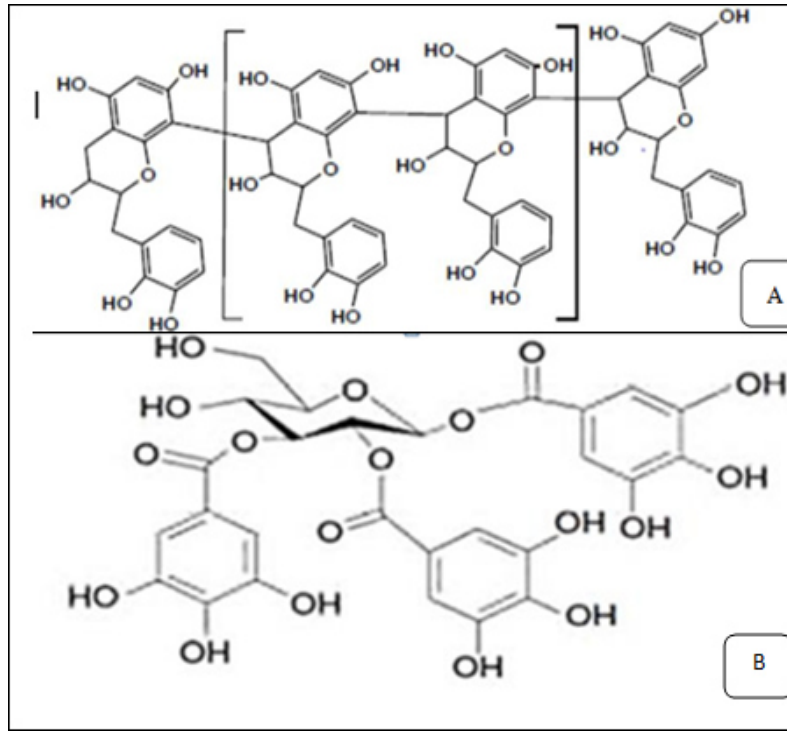


Figure 5 : squelettes chimiques (A) tanin concentré. Et (B) tanin hydrolysable

1.1. C. Acides phénoliques

Sont des polyphénols et sont rarement présent dans la nature [36]. Et ils sont généralement divisés en deux groupes principaux : Acide benzoïque et acide cinnamique (Fig 6). [37]

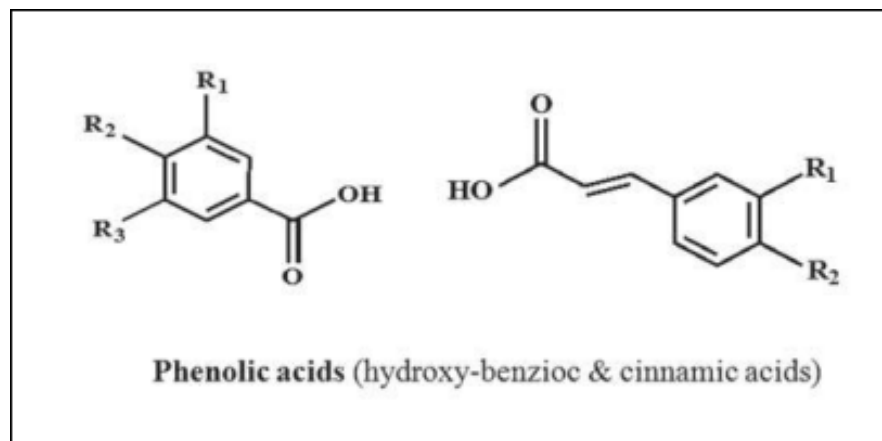


Figure 6: Structure chimique des acides phénoliques [37]

1.2. Les composées azotées (Alcaloïdes)

Les composés azotés, également appelés alcaloïdes, sont des constituants chimiques extraits de la plante. On les trouve dans diverses parties de la plante. Elles possèdent plusieurs utilisations pharmaceutiques pour l'homme : analgésiques, antispasmodiques et antitussives [38, 39].

1.3. Terpénoïdes

C'est la classe la plus importante dans les classes des métabolites secondaires, elles contiennent le carbone et le hydrogène naturelle avec une structure cyclique ou bien chaîne. Leur principale caractéristique structurale est la présence d'une unité isoprène à 5 carbones (C₅H₈) dans le squelette. Ils sont largement utilisés pour leurs propriétés aromatiques. Ils concernent les remèdes traditionnels à base de plantes et font également l'objet de recherches pour des propriétés antibactériennes, antinéoplasiques ou autres propriétés médicinales. [40]

2. La cible des extraits d'une plante médicinale

Les extraits des plantes sont considérés comme une nouvelle méthode médicinale pour combattre les infections causées par les germes pathogènes [41]. Ces plantes souvent contiennent certains alcaloïdes, terpénoïdes ou autres métabolites secondaires qui agissent de manière spécifique sur une cible moléculaire correspondante chez l'animal ou l'être humain. Ces cibles sont fréquemment des récepteurs neuronaux, des enzymes qui décomposent les neurotransmetteurs, des canaux d'ions, des pompes d'ions ou des éléments du cytosquelette [42]. De plus, ces composés phytochimiques ont précédemment démontré leur efficacité contre diverses cibles bactériennes, notamment la membrane plasmique, la paroi et la chaîne respiratoire [26].

3. L'action antibactérienne des extraits d'une plante médicinale

Les végétaux sont une ressource primordiale des substances antimicrobiennes, dont la majorité est performante contre différents organismes, notamment les moisissures, bactéries, levures, nématodes, insectes et d'autres plantes. Les propriétés antimicrobiennes des éléments structurels des membres microbiennes, à ajuster lipophile de l'espace de la membrane de la bactérie, finalement réguler le système Quorum-sensing. [43]

Tandis que les polyphénols, possèdent une variété d'activités antimicrobiennes importantes. Cette variété est probablement due à leur diversité structurale.

Ils ont en général une action bactéricide contre les bactéries Gram positive et Gram négative. Cette propriété est probablement due à l'arrêt de certaines enzymes. [44, 45].

Etude expérimentale

Objectif de l'étude

Notre travail consiste à évaluer l'action antibactérienne des feuillets et graines de *M.oleifera* en utilisant l'extrait éthanolique. Il est effectué dans notre laboratoire de notre faculté SNVST de l'université AKLI MHAND OULHADJE BUOIRA, pendant deux mois débute par avril jusqu'à juin 2023.

1. Matériel

1. 1. Matériel végétal

Les feuillets et graines de notre plante sont récoltés en moins de Mars 2023 issue de sud Algérie oued souf.



Figure 7 : les feuilles(A) et les graines(B) sèches de *Moringa oleifera*

1.2. Matériel biologique

Tableau III : les souches testées.

Souche	source	Gram
<i>Staphylococcus aureus</i>	ATCC6538	Positive
<i>Enterobacter spp</i>	Clinc	Négative
<i>E.coli</i>	ATCC 25922	Négative
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	ATCC27853	Négative

2. Méthode

2.1. Elaboration des échantillons

Après le collecte, les deux partie de notre plante (feuille, graine) ont été déshydratées naturellement dans un lieu sec et abri. Une mouture minutieuses des feuilletts et des semences desséchées est réalisée à l'aide d'un broyeur électrique jusqu'à l'obtention d'une poudre précise. Les poudres obtenues ont été préservées dans des récipients en verre et protégées de la lumière jusqu'à leur utilisation

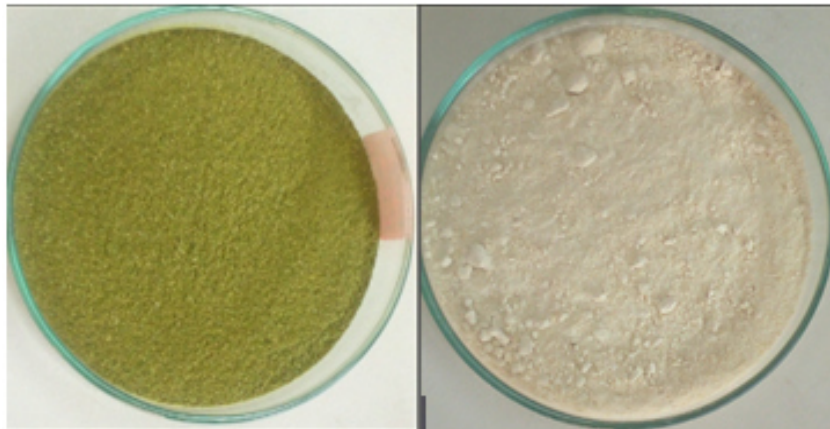


Figure 8: « A » la des feuilles et « B » la poudre des graines.

2.2. Screening phytochimique

C'est une première étape dans la recherche des molécules thérapeutiques, elle permet la détection qualitative des composants contenus dans la plante, elle est fondé sur des tests de solubilité, coloriage et de formation de précipités et à été effectuer sur l'infusé comme décrit par **Mensah et al. (2012)**

Préparation de l'infusé

Pour cela 100 ml d'eau distillée bouillante ont été rajoutée à 10 g de poudre végétale (feuille et graine). Puis, laissé infuser 15 minutes avec une agitation intermittente suivie d'une filtration et récupération des infusés.[46]

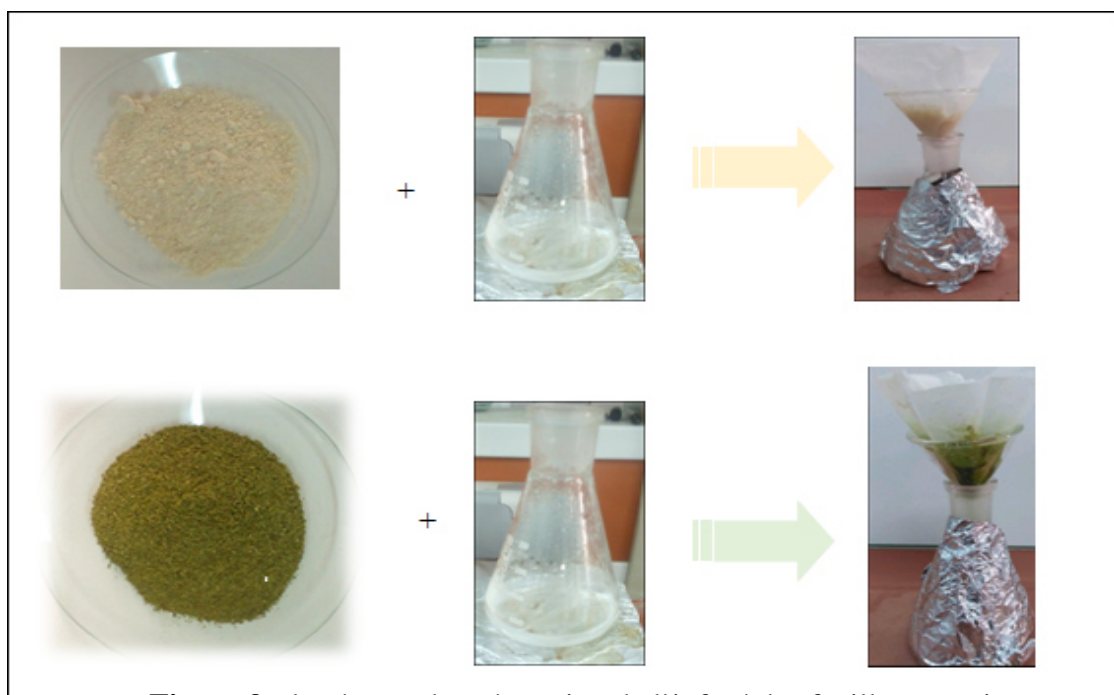


Figure 9 : les étapes de préparation de l'infusé des feuilles et graines

2.2.1. Détermination des flavonoïdes

Ajoutant deux millilitres de Na OH à 5ml d'infusion, l'observation de solution jaune indique la présence des flavonoïdes. Si la coloration a disparait après l'ajout d'acide HCl, cela sera traduit par la présence de flavonoïdes.

2.2.2. Détermination des tannins galliques

À chaque échantillon de 5 ml d'infusion, nous avons ajouté 2g d'acétate de sodium et quelques gouttes de FeCl₃. L'observation d'une teinte bleu foncé indique la présence de tannins galliques."

2.2.3. Détermination des tannins totaux

Nous avons mélangé 5ml de chaque infusion avec certaines gouttes de mélange Fe Cl₃ à 5%. Si une couleur bleu foncé apparaît, cela signifie que des tannins sont présents.

2.2. 4. Détermination des alcaloïdes

En ajoutant quelques gouttes de réactif dragendorf à 3 ml de chaque infusé. Le test positif s'exprime par la précipitation de couleur rouge orangé

2.2. 5. Détermination les saponines

La capacité des saponines à produire de la mousse en milieu aqueux solution a été utilisée comme test de dépistage des saponines.

Nous avons ajoutés 2ml de chaque infusion (feuille et graine), suivis de l'ajout de un millilitre de H₂O distillée pour chacun. Ensuite le mixte a reposé 20 minutes. La quantité de saponine présente a été estimée en mesurant la hauteur de la mousse.

2.3. Extraction éthanolique

L'extrait est fait par macération comme suite :

Chaque 10g de poudre de graines et de feuilles ont été laissés macérer dans 100ml d'éthanol, pendant 24h sous agitation magnétique. Les solutions ont été ensuite filtrées à travers le papier Watman (N°1). Les extraits ont été soumis à une évaporation à l'étuve 40°C. Après évaporation complète de l'éthanol, le poids des extraits a été enregistré. Les extraits ont été étiquetés EEF (Extrait éthanolique des Feuilles), EEG (Extrait éthanolique des Graines) puis conservés au réfrigérateur. [47]

2.3.1. Détermination du rendement d'extraction

Le rendement d'extraction des feuilles et graines est déterminé par la formule suivante. [48]

$$R (\%) = (M_{\text{ext}}/M_{\text{éch}}).100$$

- M_{ext} : la masse de chaque extrait après évaporation de solvant (en g) – la masse de al boîte de pétrie vide
- $M_{\text{éch}}$: la masse initiale de la poudre.

2.4. Dosage des polyphénols totaux

❖ Principe :

La quantification des polyphénols a été réalisée en utilisant la méthode de Folin-Ciocalteu[49].

Le Folin-Ciocalteu est composé d'un mélange d'acide phosphotungstique (H₃PW₁₂O₄₀) et d'acide phosphomolybdique(H₃PMo₁₂O₄₀).En présence de polyphénols, ce mélange d'oxyde bleu de tungstène (W₈O₂₃) et de molybdène(Mo₈O₂₃). La couleur bleue résultante a un la langur d'onde à 765 nm proportionnel à la tenue en composés phénoliques dans le milieu réactionnel. [50]

❖ **Mode opératoire :**

Selon Škerget *et al.* (2005) un volume de 500 µl de l'extrait éthanolique est combinée avec 2,5 ml de réactif de Folin-Ciocalteu dilué à une concentration de 1/10. Le mélange est en suite incubé à température ambiante pendant 2 minutes. par la suite, il est ajouté à 2 ml de carbonate de sodium (75g/l). le mélange est incubé pendant 5 minutes à 50°C dans un bain-marie. L'absorbance est mesurée à une longueur d'onde de 765 nm en utilisant un spectrophotomètre en référence à un échantillon blanc. Les essais sont répétés trois fois [49] les résultats obtenus sont extrapolés à partir d'une courbe d'étalonnage préalablement construite avec un composé poly phénolique de référence l'acide gallique (annexe 2). Les résultats sont exprimés en (mg Eq AG/g d'extrait).

La teneur en polyphénols totaux des échantillons analysés est calculée par la formule suivante :

$$\text{TCP} = \text{C.V/m}$$

Avec **C**: concentration des extraits (mg EAG/g).

V : volume des solvants utilisé pour en (ml).

m: masse de la reconstitution en (g).

2.5. Dosage des flavonoïdes

❖ **Principe :**

La mesure de la concentration de flavonoïdes dans les extraits de feuilles et de graines de *M. oleifera* a été réalisée à l'aide d'une méthode de test colorimétrique [51]. cette réaction génère une teinte jaunâtre qui présente une absorption maximale à 430 nm. [52]

❖ **Mode opératoire :**

Selon Bahorun *et al.* (1996) Un volume de 1 ml d'extrait est mélangé avec 1 ml de la solution de trichlorure d'aluminium (AlCl₃) à 2 %. Après 10 min d'incubation à la température ambiante, l'absorbance est mesurée à 430 nm. Les résultats obtenus sont rapportés à une courbe d'étalonnage de la quercétine (**Annexe 3**). L'expérience a été faite en triple, les résultats ont été présentés par la moyenne avec son écart type. Les résultats sont exprimés en mg équivalent de la quercétine par g de matière sèche. [51]

La teneur en flavonoïdes des échantillons analysés est calculée par la formule :

$$\text{TF} = \text{C. V / m}$$

Avec : C: Concentration de l'extrait (mg EQ/ g)

V: Volume de solvant utilisé pour reconstitution (ml)

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

2.6. Évaluation de l'activité antibactérienne des extraits

Nous avons d'abord préparé nos extraits à tester, les extraits sec des graines et des feuilles ont été dissous dans le même solvant d'extraction a différentes concentration de (12,5, 25, 50, 100, 200 mg/ml).Par la suite ces extraits ont été stérilisés à l'aide d'un filtre à membrane (0.22µm), puis conservés dans le réfrigérateur à l'obscurité jusqu'à élaboration des éventuels essais antibactériens.

2.6.1. Test de stérilité des extraits de feuilles et graines

Les différentes concentrations des extraits de feuilles et graines ont été testés pour la croissance des contaminants.[47]

Les différentes concentrations ont été rajoutées aseptiquement dans des puits sur milieu MH puis incubé à 37° C pendant 24 heures. L'absence de croissance sur les puits signifie la stérilité des extraits.

2.6.2. Méthode de diffusion sur les disques

Les souches de références utilisées ont étéensemencées sur des milieux sélectifs (Annex5).

Chaque souche a été mise en suspension dans 9ml d'eau physiologique stérile. La turbidité de la suspension est comparée à 0.5 Mc Farland (selon le standard Mc Ferland, une densité optique de 0.08 à 0.13 correspond approximativement à une concentration de 10⁸UFC/ml, standardisée à la longueur d'onde $\lambda = 620$ nm).

Une fois l'inoculum est prêt, nous avonsensemencé les boîtes de pétri contenant le milieu MH par écouvillonnage. Ensuite nous avons déposé les disques stériles de diamètre 6 mm imbibé et saturés avec 15 µl d'extrait., sur la surface des milieuxensemencés. Les boîtes ont ensuite été placées au réfrigérateur à une température de 4°C pendant quelques heures afin de favoriser la diffusion de l'extrait. Enfin incubation à 37°C pendant 24 heures.[53]

2.6.3. Méthode de diffusion par puits

Selon **Kwami et al. (2020)** La gélose Muller Hinton est coulée avec une épaisseur de 4mm pour chaque boîte, puis elles sontensemencées avec la suspension bactérienne cibles

préalablement préparées. A l'aide d'une pipette pasteur stérile, les puits sont creusés dans les emplacements marqués. Puis remplis avec 50µl de chaque extrait déjà préparé. Par la suite les boîtes sont mises au frais pour garantir la diffusion de l'extrait. L'activité antimicrobienne est déterminée par la mesure du diamètre de la zone d'inhibition produite autour des puits après 24heures d'incubation à 37°C. [5]

2.6.4.Détermination de la Concentration Minimale Inhibitrice (CMI)

La CMI est la concentration minimale d'un extrait qui peut inhibe la croissance visible du microorganisme testé. Elle peut être réalisée par différentes méthodes et sur différents milieux de croissance.






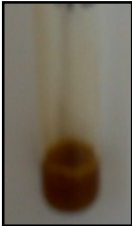



La méthode a été décrite par le CLSI en 2006. elle est basé sur la capacité des micro-organismes a croitre dans une série de dilutions contenant des substances antibactériennes "molécules bioactives". Pour préparer les microplaques, nous avons pipeté 100 µl de Muller Hinton liquide dans chaque puits. Nous avons ensuite rajouté un volume de 100 µl d'extrait éthanolique par ordre décroissant de concentration, 100mg/ml, 50µg/ml, 25mg/ml, 12,5mg/ml, 6,25mg/ml, 3,125mg/ml, 1,562mg/ml, 0,781mg/ml, 0,390 mg/ml, 0,195 mg/ml, 0,097mg/ml et 11ème reste témoins positive (absence d'extrait) par contre 12ème ont été conservés comme témoins négative (absence d'extrait et la souche testé). Ensuite, les puits ont été ensemencés avec 50 µl de suspension bactérienne. Enfin, les microplaques ont été incubées à 37 °C pendant 24.

Résultats et discussions

1. Résultats de l'analyse phytochimique des extraits éthanolique des graines et feuilles de *Moringa oleifera*.

Les résultats de screening phytochimique des feuilletts et graines de *M.oleifera* sont regroupés dans tableau suivant.

Tableau IV : Résultats de l'analyse phytochimique des graines et feuilles de *Moringa oleifera*

Organes végétatifs Métabolites secondaire	Feuilles		Graines	
	Saponines	-		+
Tannins totaux	+		-	
Tanins galliques	+++		+	
Alcaloïdes	+++		++	
Flavonoïdes	+++		-	

+ : légèrement présent ++ : Moyennement présent
 - : Absence ; +++ : Fortement présent

Les tests phytochimiques des feuilletts et semence de *M. oleifera* nous a permis de révéler l'existence de certains métabolites secondaires (Flavoinddes, tanins gallique, Saponines, composé azotés). Néanmoins, nous avons révéler l'absence de certaines d'entre eux comme l'absence des saponines dans les feuilles et tanins totaux dans les graines.

La détection de ces composées phytochimique est basée sur les réactions (coloration et précipitation) des différents principaux groupes de composés chimiques contenus dans notre plante. [54]

Nos résultats obtenus sont approchant aux résultats obtenus par **Mensah *et al.* (2012)** où il a confirmé la présence : flavonoïdes, de tanins et les alcaloïdes dans la poudre des feuilles de *Morin oleifera* récoltés au Niger.[46]

Les substances naturelles identifiés dans notre plante *Moringa oleifera* ont des effets biologiques variés, y compris des propriétés antidiabétiques, hypotensive et permet la régulation de l'hormone thyroïdiennes, de systèmes nerveux central, ainsi que de la nutrition et du métabolisme. En effet la présence des flavonoïdes confirme des propriétés anti-inflammatoire et antidiabétique, ainsi que les propriétés anticancéreuses. [18]

2. Rendement d'extraction

Dans cette recherche, le rendement a été évaluée en référence 10 grammes de la substance végétale (feuille, graine). Les différents rendements d'extraction obtenus en pourcentage (%), sont indiqués dans la figure ci-dessous.

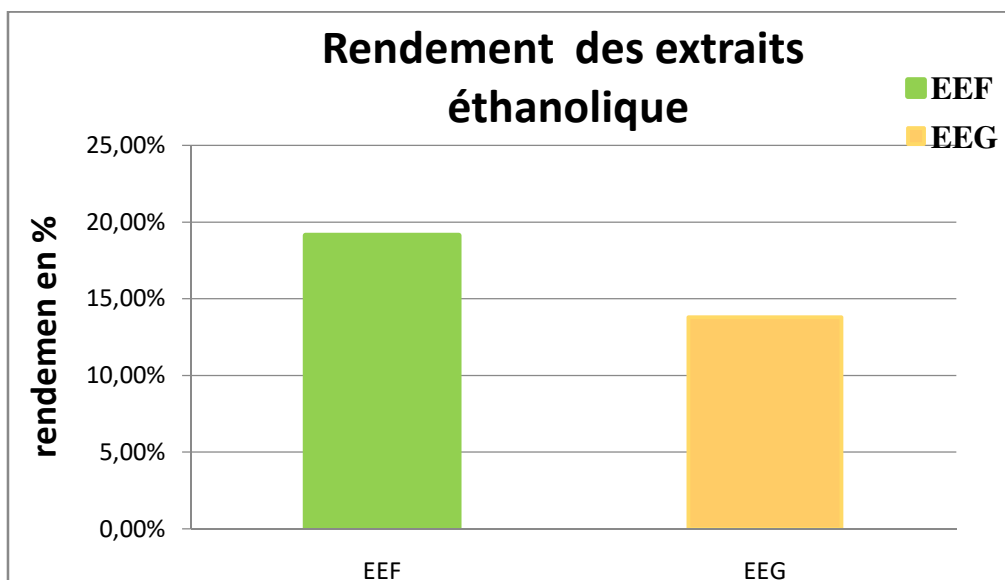


Figure 10 : le rendement d'extraction éthanolique des feuilles et graines de *Moringa oleifera*

Dans cette recherche, le rendement a été évalué en référence 10 grammes de la substance végétale (feuille, graine). Les différents rendements d'extraction obtenus en pourcentage (%).

Les résultats obtenus indiquent que les rendements des extraits éthanolique feuille et graines de *Moringa oleifera* sont variables, les feuilles ont le plus grande rendement avec un pourcentage égal (19,1%), par contre les graines ont un rendement égal (13,8%). Cette observation est aussi mentionné par **Abdulkadir et al. (2015)** où ils ont trouvé que le meilleur rendement est enregistré par l'extrait éthanolique des feuilles (23,8%) comparativement avec l'extrait éthanolique graines (20,9%) [55]. Qui sont des résultats supérieur a notre résultats.

Les résultats rapportés par **Sy et al. (2018)** sur les feuilletts de *M. oleifera* relativement à le rendement d'extraction par la méthode de macération éthanolique est de 14,14%. Ce résultat et proches à ceux obtenus dans notre étude. [56]

Selon **Ouali et al. (2013)** Plusieurs facteurs peuvent influencer à notre rendement à savoir : les propriétés physico- chimique et la composition chimique de notre espèce, la méthode d'extraction, le temps et le lieu de collecte et l'âge de la plante.[57]

3. Teneurs en polyphénols

La quantités des polyphénols totaux dans les feuilles et graine de *M. oleifera* sont mentionnées dans illustration suivante.

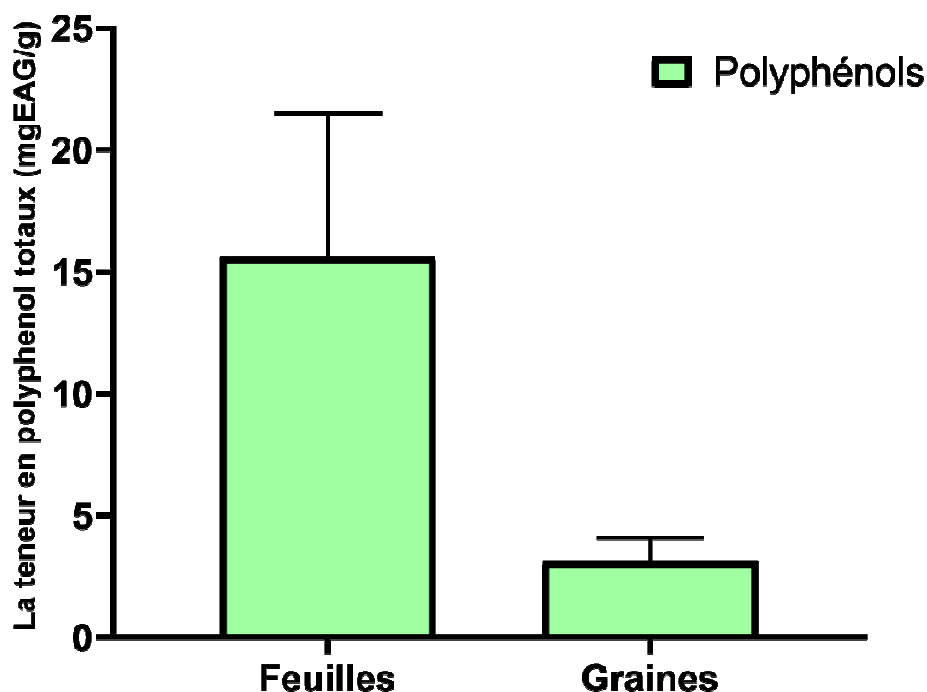


Figure 11 : teneurs en polyphénols totaux des extraits feuilles et graines de *Moringa oleifera*

On observe que le dosage des polyphénols totaux révèlent sont variable entre les différents extraits. La quantité des polyphénols pour l'extrait des feuilles est $5,62 \pm 5,88$ mg EAG/g d'extrait plus élevées que celles des graines $3,10 \pm 0,96$ mg EAG/g d'extrait. Ce résultat exprime la richesse des feuilles en polyphénols par rapport aux graines.

Le rapprochement de nos résultats avec d'autre étude, indique que les teneurs en polyphénols de notre extrait éthanolique feuilles est presque similaire à celle obtenus par **Mwamatope et al. (2020)** qui trouvé la quantité des polyphénols pour l'extrait méthanolique feuillet $12,33$ mgEAG/g d'extrait [58]. d'autre étude rapporté par [59] montre des résultat supérieurs a nos résultats, où il a révélé les teneurs en polyphénols totaux de différents parties de notre plante (feuille, graine, racine) en utilisant différent solvants (méthanol, chloroforme, aqueux...ect) les valeurs sont variant entre [7,4 ; 144,77 mg/g en GAE].

3. Teneur en flavonoïdes

Les résultats de dosage des flavonoïdes obtenus des différents extraits feuilles et graines de *M. oleifera* sont présentés dans la figure ci-dessous (Fig12).

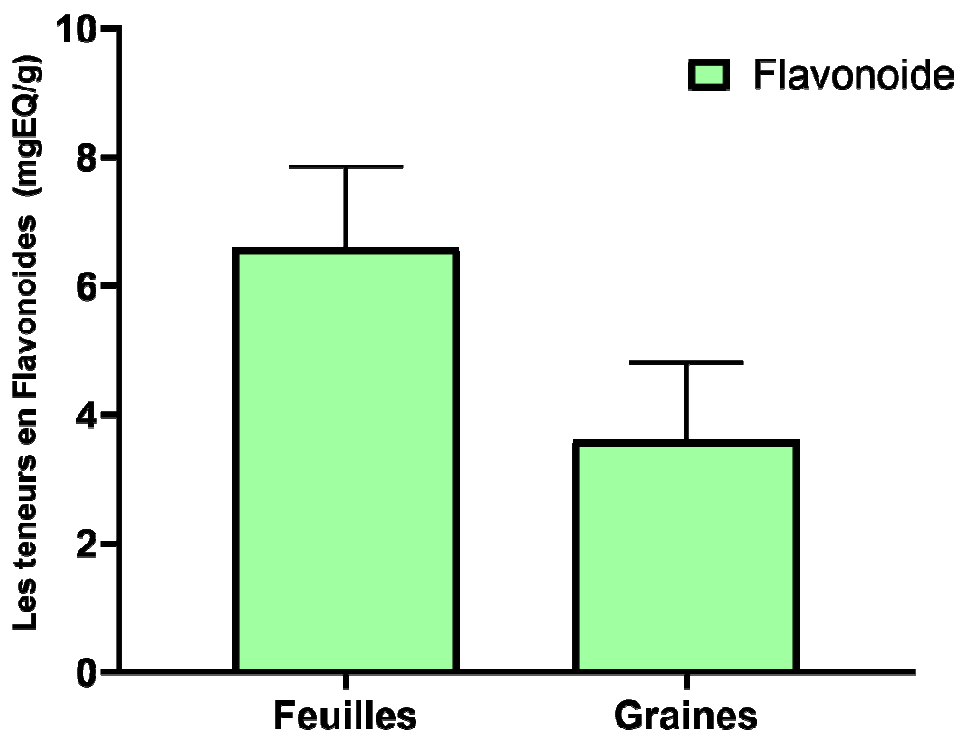


Figure 12 : Teneurs en flavonoïdes des extraits éthanolique feuilles et graines de *Moringa oleifera*

Les extraits de feuilles et graines de *Moringa Oleifera* expriment des teneurs différentes en flavonoïdes. En effet, les feuilles contiennent une teneur en flavonoïdes plus élevée par rapport à l'extrait des graines estimée à $3,61 \pm 1,18$ par contre l'extrait feuilles contient $6,59 \pm 1,25$ mg EQ/g extrait sec.

Les résultats ont été obtenus par **Siddhuraju & Becker. (2003)** où il a enregistré une teneur de flavonoïde d'extrait éthanolique feuille est $5,92 \pm 0,16$ mg EQ/g extrait, ce résultat est proche de notre résultat. [60]

Vyas et al. (2015) ont rapporté des teneurs supérieures à notre étude avec l'extrait méthanolique feuilles ($56,42$ mg EQ/g extrait sec) [59], la même remarque a été enregistrée par **Ibrahim et al. (2020)** ont aussi révélé des teneurs largement supérieures à nos résultats avec l'extrait éthanolique graines ($82,17 \pm 0,684$ mg EQ/g extrait sec). [61]

La teneur des polyphénols et flavonoïdes est influencée par plusieurs facteurs tels que les préposés géographique, climatiques, génétique, on a aussi la maturité de la plante et la

période de stockage [62 ; 63] également les facteurs de l'extraction et solvant utilisé, ont un effet important sur le teneur en polyphénols.[64]

Bukar et al. (2010) ont rapporté que les plantes se trouvent dans des habitats variés, une grande magnitude de variation dans la concentration et la composition des ingrédients phytochimiques dans les différentes parties de ces plantes est attendue. [27]

4. Évaluation de l'activité antibactérienne des extraits

L'activité antibactérienne de nos extraits bruts « feuilles et graines » de *Moringa oleifera* est évaluée suivant les trois méthodes, méthode de diffusion sur disque et méthode de diffusion par puits. Ces derniers basés sur la mesure des zones claires (halo clair) en millimètre qui apparaissent autour elles. Et méthode sur milieu liquide la CMI .

4.1. Méthodes de diffusion sur les disques

Les deux tableaux ci-dessous (tableau V, VI) représentent le diamètre de zones d'inhibitions en d'inhibitions avec la méthode des disques.

Tableau V : le diamètre des zones d'inhibition d'extrait éthanolique feuille

Souche bactérienne	Différents concentration de l'extrait éthanolique feuille				
	12,5mg/ml	25mg/ml	50mg/ml	100mg/ml	200mg/ml
<i>S. aureus</i>	7	-	-	-	-
<i>Escherichia coli</i>	-	-	-	-	-
<i>Entérobactéries Spp</i>	-	-	-	-	-
<i>P. aeruginosa</i>	-	-	-	-	-

(-) absence de zone d'inhibition

Tableau VI : le diamètre des zones d'inhibition d'extrait éthanolique graine

Souche bactérienne	Différents concentration de l'extrait éthanolique graines				
	12,5mg/ml	25mg/ml	50mg/ml	100mg/ml	200mg/ml
<i>S. aureus</i>	7	-	-	7	7
<i>Escherichia coli</i>	7	7	7	-	-
<i>Enterobacter spp</i>	-	-	-	-	-
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	-	-	-	-	-

(-) absence de zone d'inhibition

D'après les deux tableaux et après plusieurs essai, on a obtenus des petites zones d'inhibition (7mm) chez *Staphylococcus aureus* avec l'extrait éthanolique feuille ayant une concentration de 12,5 mg/ml. Pour l'extrait éthanolique graines chez *Escherichia coli* avec les concentrations (12,5mg/ml, 25mg/ml, 50mg/ml) et chez *Staphylococcus aureus* avec les concentrations (12,5mg/ml, 100mg/ml, 200mg/ml) et absence total chez *Enterobacter* et *Pseudomonas aeruginosa*.

Nos résultats peuvent être comparable à l'étude faite par **Bukar et al. (2010)** qui a montré que l'extrait éthanolique graines est actifs contre *Staphylococcus aureus* (8nm) et *Escherichia coli* (7nm) à faible concentration par contre *entérobacter* et *Pseudomonas aeruginosa* se sont montrés résistants à toutes les concentrations.[27]

L'ensemble des résultats obtenus peuvent être rattaché à plusieurs facteurs tels que la qualité des disques, l'incapacité de diffusion des composées d'extrait brut, la manipulation, contamination des souches bactériennes ...etc.

4.2. Méthodes de diffusion par les puits

Les deux tableaux ci-dessous (tableau VII, VIII) représentent le diamètre de zones d'inhibitions en utilisant la méthode de diffusion sur puits.

Tableau VII: Les zones d'inhibition en (mm) de différente concertation de l'extrait éthanolique feuilles par la méthode des puits.

Les souches testées	Les différentes concentrations des extraits éthanolique feuilles				
	12,5mg/ml	25mg/ml	50mg/ml	100mg/ml	200mg/ml
<i>S.aureus</i>	12	7	10	9	14
<i>E.coli</i>	10	10	8	12	19
<i>Enterobacter</i>	12	10	6	9	15
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	12	12	7	14	10

D'après les résultats illustrés dans le tableau (8) on constate que les extraits de feuilles ont une activité antibactérienne contre toutes les souches testées avec un degré variable. Tandis que les zones d'inhibition maximale (14, 19,15mm) à la concentration (200mg/ml) et des zones d'inhibition minimale (7, 8, 6 mm) à des concentrations (25, 50, 50mg/ml) respectivement ont été observées contre *S. aureus*, *E.coli*, *Enterobacter* respectivement. Alors que *pseudomonas aeruginosa* a montré une zone d'inhibition maximale (14mm) à (100mg/ml) et zone d'inhibition minimale (6mm) à (50mg/ml).

Ces résultats sont comparés à ceux rapporté par **Unegbu et al. (2020)** qui a étudié l'activité antibactérienne des extraits éthanolique et aqueux des feuilles de *Moringa oleifera* avec différente concentration, il a trouvé pour *E.coli* un diamètre de zone d'inhibition maximale (19mm) à (200mg/ml) et un diamètre de zone d'inhibition minimale (11mm) à (12,5mg/ml), qui sont presque similaires à nos résultats. Par contre dans l'extrait aqueux il a trouvé des résultats supérieurs à ceux rapporté dans notre étude. Concernant la souche *S.aureus* il a obtenu (17mm à 200mg/ml) et (8mm à 12,5mg/ml) et concernant *E.coli* il a montré des résultats inférieur par rapport a nos résultats (15mm à200mg/ml) et (7mm à 12,5mg/ml). Cette différence des résultats par rapport a nos résultats peut être due au solvant d'extraction (éthanol, l'eau), les paramètres de la plante « degré de maturité et l'âge...Etc » [47].

D'après **Abalaka et al. (2012)** l'activité antimicrobienne de la feuille de *M. oleifera* peut être due à l'ensemble de substances phytochimiques, plus précisément la présence d'un court

polypeptide dans la feuille de *M. oleifera*. Ils ont soutenu que le peptide pouvait agir directement sur les micro-organismes et entraîner une inhibition de la croissance en perturbant la synthèse d'enzymes essentielles ou la synthèse de la membrane.[66]

Tableau VIII: Les zones d'inhibition en (mm) de différente concertation de l'extrait éthanolique graines par la méthode des puits.

Les souches testées	Les déférentes concentrations des extraits éthanolique graines				
	12,5mg/ml	25mg/ml	50mg/ml	100mg/ml	200mg/ml
<i>S.aureus</i>	9	10	10	11	15
<i>E.coli</i>	10	11	12	-	-
<i>Enterobacter spp</i>	13	10	11	-	-
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	13	11	-	-	-

(-) pas de zone d'inhibition

D'après les résultats illustrés dans le tableau on constate que les extraits de graines ont une activité antibactérienne variable dépende la concentration de l'extrait. Tandis que ils ont présenté une activité plus forte contre *S.aureus* avec des zones d'inhibition de l'ordre de 9 à 15mm à la concentration croissante (de 12,5 à 200mg/ml). Alors que les autre bactéries testé elles présentent une résistance à des hautes concentrations d'extrait graines. Ou *E.coli* a montré une zone d'inhibition maximale (12mm) à 50mg/ml et une zone d'inhibition minimale (10mm) à 12,5mg/ml. Et pour *Enterobacter* une zone d'inhibition maximale 13mm à 12,5mg/ml et une zone d'inhibition minimale (10mm) à 12,5mg/ml. Et pour *pseudomonas aeruginosa* présenter des zones d'inhibition (11,13mm) à des concentration (12,5 ;25mg/ml) respectivement, par contre elle est résistante à la concentration 50mg/ml.

Nos résultats indiquent que l'extrait des graines est plus actif contre les bactéries à grams positives par rapport à leur activité sur les grams négatives.

D'après les résultats de l'étude de **Bello & Jamiu, (2017) et ses collaborateurs** sur l'activité antibactérienne des extraits graines de *Moringa Oleifera* à « *E.coli Pseudomonas aeruginosa, Staphylococcus aureus* »ils ont montré qu'à des concentrations de (200 mg/ml. 100mg/ml. 50 mg/ml et 25 mg/ml), *Staphylococcus aureus* était sensible avec des zones inhibitrices de 11 mm, 10 mm, 10 mm et 9 mm respectivement, qui sont proches à nos résultats. Et Pour *E.coli* était sensible avec des zones d'inhibition de 13 mm, 11 mm, 11 mm

et 10 mm respectivement. De même, *Pseudomonas aeruginosa* était sensible avec des zones inhibition 11 mm, 10 mm, 10 mm et 9 mm respectivement, qui sont des résultats différents à nos résultats où on a remarqué une résistance à les hautes concentrations et sensible à les bas concentrations.[67]

Nos résultats sont cohérents avec celui de **Saadabi et al. (2011)** qui ont déclaré que l'extrait des graines était plus efficace contre les bactéries gram positives que les bactéries gram négatives, et la différence de sensibilité des bactéries Gram-positives et Gram-négatives aux extraits de plantes peut être due à des différences morphologiques [5]. Les bactéries Gram-négatives ont une membrane phospholipidique externe qui porte les composants structurels du lipopolysaccharide et est imperméable aux solutés lipophiles, tandis que les porines fournissent une barrière sélective aux solutés hydrophile. On s'attend à ce que les bactéries Gram-positives soient plus sensibles car elles n'ont qu'une couche externe de peptidoglycane, qui ne constitue pas une barrière efficace à la pénétration.[68]

A partir de nos résultats tableau 1et 2 on peut déclarer que l'extrait éthanolique feuille à une activité plus forte par rapport à l'extrait éthanolique graine. Cela pourrait s'explique par les différences dans la composition phytochimiques des ces extraits [27].

Ainsi, Les différents résultats obtenus par rapport à l'activité des extraits contre les souches testés pourraient être expliqué en se basant sur l'étude mené par **Tawfeeq (2012) et ses collaborateurs** qui ont rapporté que l'absence d'activité ne signifie pas l'absence des composants bioactifs ou l'inactivité de la plante, les teneurs en composé actif pourraient être présentes en quantité insuffisante où les doses de l'extrait utilisée pourraient être peu efficace pour montré leur activité antibactérienne. En revanche, même si les teneurs en composés actifs présente en quantité élevées il peut y avoir d'autre constituants qui s'opposent aux effets positifs des agents bioactifs et annulant ainsi leur activité antibactérienne. [68]

4.3. La Concentration Minimale inhibitrice (CMI)

Les résultats de la CMI sur milieu liquide de l'extrait éthanolique feuille et graine de *Moringa oleifera* suivant la méthode de micro dilution est révélé dans le tableau suivant :

Tableau IX: les résultats de CMI d'extrait éthanoïque feuille et graine de *Moringa Oleifera*

Souche bactérienne	Extrait éthanolique feuille	Extrait éthanolique graine
<i>S. aureus</i>	100 mg/ml	50mg/ml
<i>Escherichia coli</i>	25 mg/ml	100 mg/ml
<i>Enterobacter spp</i>	100 mg/ml	100 mg/ml
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	50 mg/ml	100 mg/ml

D'après les résultats obtenus on observe que les valeurs de la CMI sont variées de (25mg/ml) à 100mg/ml. La plus faible CMI pour extrait éthanolique feuille est révélé avec *Escherichia coli* (25mg/ml), par contre la plus faible CMI pour extrait éthanolique graine est enregistré chez *Staphylococcus aureus* (50 mg/ml).

Conclusion

Les plantes médicinales peuvent être la source de plusieurs composés bioactifs, parmi c'est plante le *Moringa oleifera* connue par ses différentes propriétés.

Nous avons identifié la présence de métabolites secondaires tels que les flavonoïdes, les alcaloïdes et les tanins en effectuant plusieurs tests de screening phytochimique sur l'infusion de poudre de feuille et l'infusion de poudre de graine de *Moringa oleifera* nous ont permis de mettre en évidence la présence des métabolites secondaires.

Les résultats de dosage des polyphénols et flavonoïdes des extraits éthanoliques de graine et feuille de *Moringa Oleifera* ont montré que l'extrait éthanolique feuille est plus riche en polyphénols et flavonoïdes par rapport à l'extrait éthanolique de graine.

L'étude de l'activité antibactérienne des extraits éthanoliques de feuille et graine de *Moringa oleifera* évaluée par les trois méthodes : la méthode des disques, la méthode de puits et CMI a montré l'efficacité de nos extraits testés par la méthode des puits contre toutes les souches avec des concentrations différentes, où nous avons enregistré dans l'extrait éthanolique feuille des zones d'inhibitions allant jusqu'à 19mm chez *Escherichia coli*, qu'à concentration 200mg/ml, et la plus grande zone d'inhibition est enregistrée pour l'extrait éthanolique graine est 15mm chez *Staphylococcus aureus*.

Ensuite, les résultats de CMI montrent que la plus faible CMI est révélée avec *Escherichia coli* pour l'extrait éthanolique feuille. Et pour l'extrait éthanolique graine c'est *Staphylococcus aureus*.

En perspective, plusieurs recherches peuvent être examinées pour compléter cette recherche, il serait souhaitable de faire :

- ✚ Extraction précise des différents métabolites secondaires des graines et feuilles *Moringa oleifera* (alcaloïdes flavonoïdes, huiles essentielles)
- ✚ Étude de l'effet antibactérien et antioxydant des extraits de *Moringa oleifera*.
- ✚ Évaluation des activités biologiques des différentes parties de *Moringa Oleifera* « feuille, graine, racine, fleurs » in vivo et in vitro.

Les références bibliographiques

- [1] A. Boulal, A. Ouafiane, M. Oubiri, and S. Ladjel, "Study of the Antibacterial and Antioxidant Capacities of Fixed Oil of *Moringa oleifera* L. Cultivated in the Southwest of Algeria," *Asian J. Dairy Food Res.*, vol. 40, no. 4, 2021, doi: 10.18805/ajdfr.DR-219.
- [2] S. Khayra *et al.*, "Antibacterial Activity of *Moringa oleifera* Seeds Extract on Pathogenic Bacteria Isolated from Wastewater of Oued Bechar, Bechar Province, Southwest Algeria," *South Asian J. Exp. Biol.*, vol. 10, no. 3, 2020, doi: 10.38150/sajeb.10(3).p121-129.
- [3] A. Dubey and W. Raja, "Evaluation of Phytochemicals and Antibacterial Activity of *Moringa Oleifera* Available in the Market of Raipur , Chhattisgarh World Journal of Pharmaceutical EVALUATION OF PHYTOCHEMICALS AND ANTIBACTERIAL ACTIVITY OF," no. June, 2020.
- [4] R. Abdallah *et al.*, "Antimicrobial Effect of *Moringa oleifera* Leaves Extract on Foodborne Pathogens in Ground Beef," *Foods*, vol. 12, no. 4, 2023, doi: 10.3390/foods12040766.
- [5] W. S. Kwami, H. A. Saeed, and M. N. Mohammed Hamad, "Screening the Antibacterial Activity of *Moringa oleifera* Leaves and Seeds Extract against Selected Members of Bacteria," *Saudi J. Pathol. Microbiol.*, vol. 5, no. 8, 2020, doi: 10.36348/sjpm.2020.v05i08.003.
- [6] N. Foidl, H. P. S. Makkar, and K. Becker, "The potential of *moringa oleifera* for agricultural and industrial uses. What development potential for *Moringa* products?," *Dar Es Salaam*, vol. October 20. 2001.
- [7] B. Roloff, A., Weisgerber, H., Lang, U., & Stimm, "Moringa oleifera LAM., 1785," *Enzyklopädie der Holzgewächse, Handb. und Atlas der Dendrol.*, 2009.
- [8] L. Sofiane, "Extraction et caractérisation physico-chimique de l'huile de graines de *Moringa oleifera*," *Ec. Natl. Supérieure Agron. El-Harrach*, vol. 1, no. 27 (September), pp. 5–107, 2009.
- [9] A. Leone, A. Spada, A. Battezzati, A. Schiraldi, J. Aristil, and S. Bertoli, "Cultivation, genetic, ethnopharmacology, phytochemistry and pharmacology of *Moringa oleifera* leaves: An overview," *International Journal of Molecular Sciences*, vol. 16, no. 6. 2015. doi: 10.3390/ijms160612791.
- [10] W. Atakpama *et al.*, "Moringa oleifera Lamarck (*Moringaceae*): une ressource phytogénétique à usage multiple," *Rev. CAMES Semest. du Cons. Africain Malgache*

- pour l'Enseignement Supérieur*, vol. 02, 2014.
- [11] M. N. Alam, R. Kaushik, M. S. Hussain, L. Singh, and N. A. Khan, “Scientific Basis of Ethno-pharmacological Claims of *Moringa Oleifera* Lam.,” *International Journal of Drug Delivery Technology*, vol. 12, no. 2. 2022. doi: 10.25258/ijddt.12.2.75.
- [12] A. Pandey, K. Pradheep, R. Gupta, E. R. Nayar, and D. C. Bhandari, “‘Drumstick tree’ (*Moringa oleifera* Lam.): A multipurpose potential species in India,” *Genet. Resour. Crop Evol.*, vol. 58, no. 3, pp. 453–460, 2011, doi: 10.1007/s10722-010-9629-6.
- [13] K. E. Adabe and L. Ngo-Samnack, *Production et transformation du Cacao*. 2014.
- [14] O. A. F. Laleye, H. Ahissou, A. P. Olounlade, E. V. B. Azando, and A. Laleye, “Etude bibliographique de trois plantes antidiabétiques de la flore béninoise: *Khaya senegalensis* (Desr) A. Juss (Meliaceae), *Momordica charantia* Linn (Cucurbitaceae) et *Moringa oleifera* Lam (Moringaceae),” *Int. J. Biol. Chem. Sci.*, vol. 9, no. 5, 2016, doi: 10.4314/ijbcs.v9i5.38.
- [15] Y. Wang *et al.*, “Subcritical ethanol extraction of flavonoids from *Moringa oleifera* leaf and evaluation of antioxidant activity,” *Food Chem.*, vol. 218, 2017, doi: 10.1016/j.foodchem.2016.09.058.
- [16] B. Sultana and F. Anwar, “Flavonols (kaempferol, quercetin, myricetin) contents of selected fruits, vegetables and medicinal plants,” *Food Chem.*, vol. 108, no. 3, 2008, doi: 10.1016/j.foodchem.2007.11.053.
- [17] L. Gopalakrishnan, K. Doriya, and D. S. Kumar, “*Moringa oleifera*: A review on nutritive importance and its medicinal application,” *Food Science and Human Wellness*, vol. 5, no. 2. 2016. doi: 10.1016/j.fshw.2016.04.001.
- [18] M. E. A. El-hack *et al.*, “Effect of Forage *Moringa oleifera* L. (*moringa*) on Animal Health and Nutrition and Its Beneficial Applications in Soil , Plants and Water Purification,” pp. 1–22, 2018, doi: 10.3390/agriculture8090145.
- [19] M. Belhi, H. Selmi, G. Tibaoui, F. Aloui, and H. Rouissi, “Chemical properties and anti nutritional factors of *Moringa*,” vol. CI, no. 11, pp. 3338–3342, 2018.
- [20] B. Padayachee and H. Baijnath, “An overview of the medicinal importance of *Moringaceae*,” vol. 6, no. 48, pp. 5831–5839, 2012, doi: 10.5897/JMPR12.1187.
- [21] Z. J. Khan and N. A. Khan, “A Scientific Review on Phyto-pharmacological Properties of *Moringa olifera* Lam.,” vol. 7, no. 3, pp. 1–11, 2020.
- [22] N. Z. A. Rani, K. Husain, and E. Kumolosasi, “*Moringa* genus: A review of phytochemistry and pharmacology,” *Frontiers in Pharmacology*, vol. 9, no. FEB. 2018. doi: 10.3389/fphar.2018.00108.

- [23] S. Nahar, F. Faisal, J. Iqbal, M. Rahman, and M. Yusuf, “Antiobesity activity of *Moringa oleifera* leaves against high fat diet-induced obesity in rats,” *Int. J. Basic Clin. Pharmacol.*, 2016, doi: 10.18203/2319-2003.ijbcp20162427.
- [24] P. M. L. Price, A. De Moringa, and B. Doerr, “Le moringa FR,” *Echo*, 2007.
- [25] I. M. Mahomed and J. A. O. Ojewole, “Anticonvulsant activity of *Harpagophytum procumbens* DC [Pedaliaceae] secondary root aqueous extract in mice,” *Brain Res. Bull.*, vol. 69, no. 1, 2006, doi: 10.1016/j.brainresbull.2005.10.010.
- [26] A. Bouyahya, F. E. Guaouguaou, N. Dakka, and Y. Bakri, “Quorum sensing : une nouvelle cible anti-infectieuse des plantes médicinales,” *Phytothérapie*, vol. 16, no. 6, 2018, doi: 10.3166/phyto-2018-0042.
- [27] A. Bukar, A. Uba, and T. Oyeyi, “Antimicrobial profile of *moringa oleifera* lam. Extracts against some food – borne microorganisms,” *Bayero J. Pure Appl. Sci.*, vol. 3, no. 1, pp. 43–48, 2010, doi: 10.4314/bajopas.v3i1.58706.
- [28] A. NN, “A Review on the Extraction Methods Use in Medicinal Plants, Principle, Strength and Limitation,” *Med. Aromat. Plants*, vol. 04, no. 03, 2015, doi: 10.4172/2167-0412.1000196.
- [29] S. Kordali, A. Cakir, H. Ozer, R. Cakmakci, M. Kesdek, and E. Mete, “Antifungal, phytotoxic and insecticidal properties of essential oil isolated from Turkish *Origanum acutidens* and its three components, carvacrol, thymol and p-cymene,” *Bioresour. Technol.*, vol. 99, no. 18, pp. 8788–8795, 2008, doi: 10.1016/j.biortech.2008.04.048.
- [30] Jean Bruneton, “Pharmacognosie : Phytochimie, plantes médicinales Télécharger, Lire PDF,” *Tropicultura*, vol. 24, no. 2, 2006.
- [31] D. Tungmunnithum, A. Thongboonyou, A. Pholboon, and A. Yangsabai, “Flavonoids and Other Phenolic Compounds from Medicinal Plants for Pharmaceutical and Medical Aspects: An Overview,” *Medicines*, vol. 5, no. 3, 2018, doi: 10.3390/medicines5030093.
- [32] H. P. Kim, K. H. Son, H. W. Chang, and S. S. Kang, “Anti-inflammatory plant flavonoids and cellular action mechanisms,” *Journal of Pharmacological Sciences*, vol. 96, no. 3, 2004. doi: 10.1254/jphs.CRJ04003X.
- [33] C. Manach, A. Scalbert, C. Morand, C. Rémésy, and L. Jiménez, “Polyphenols: Food sources and bioavailability,” *American Journal of Clinical Nutrition*, vol. 79, no. 5, 2004. doi: 10.1093/ajcn/79.5.727.
- [34] H. D. Woo and J. Kim, “Dietary flavonoid intake and risk of stomach and colorectal cancer,” *World J. Gastroenterol.*, vol. 19, no. 7, 2013, doi: 10.3748/wjg.v19.i7.1011.

- [35] J. Xie, Y. S. Lin, X. J. Shi, X. Y. Zhu, W. K. Su, and P. Wang, “Mechanochemical-assisted extraction of flavonoids from bamboo (*Phyllostachys edulis*) leaves,” *Ind. Crops Prod.*, vol. 43, no. 1, 2013, doi: 10.1016/j.indcrop.2012.07.041.
- [36] J. F. Buyel *et al.*, “Etude phytochimique des extraits de deux Euphorbiacées : *Ricinus communis* et *Jatropha curcas* . Evaluation de leur propriété anti-oxydante anti oxydante et de leur action inhibitrice i sur l ’ activité de l ’ acetylcholinestérase cetylcholinestérase,” *Cancer Med.*, vol. 15, no. 5, pp. 1958–1975, 2019, [Online]. Available: <http://dx.doi.org/10.1080/10408398.2018.1496320%0Ahttps://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2018.02.002>
- [37] K. B. Pandey and S. brahim Rizvi, “Plant polyphenols as dietary antioxidants in human health and disease, oxidative medicine and cellular longevity,” *Landes Biosci.*, vol. 2, no. 5, 2009.
- [38] J.-L. A. Moroh, “Résistance bactérienne et phytomolécules antimicrobiennes issues de *Morinda morindoides*,” p. 204, 2013, [Online]. Available: <https://tel.archives-ouvertes.fr/tel-00935393>
- [39] J. Stöckigt, Y. Sheludko, M. Unger, I. Gerasimenko, H. Warzecha, and D. Stöckigt, “High-performance liquid chromatographic, capillary electrophoretic and capillary electrophoretic-electrospray ionisation mass spectrometric analysis of selected alkaloid groups,” *Journal of Chromatography A*, vol. 967, no. 1. 2002. doi: 10.1016/S0021-9673(02)00037-7.
- [40] M. BOUHEROUM, “Etude rhytochimique des plantes médicinales,” p. P159, 2007.
- [41] S. Akroum and M. Rouibah, “ Utilisation d’extraits méthanoliques de plantes pour la protection des cultures de tomates-cerises (*Solanum lycopersicum* var. cerasiforme) contre l’infection fongique par *Alternaria alternata* ,” *Biol. Aujourd’hui*, vol. 214, no. 1–2, 2020, doi: 10.1051/jbio/2020001.
- [42] M. Wink, “Mind-altering and poisonous plants of the world,” *Choice Rev. Online*, vol. 46, no. 11, 2009, doi: 10.5860/choice.46-6198.
- [43] J. Monte, A. C. Abreu, A. Borges, L. C. Simões, and M. Simões, “Antimicrobial activity of selected phytochemicals against *Escherichia coli* and *Staphylococcus aureus* and their biofilms,” *Pathogens*, vol. 3, no. 2, 2014, doi: 10.3390/pathogens3020473.
- [44] A. A. Elzaawely, T. D. Xuan, and S. Tawata, “Antioxidant and antibacterial activities of *Rumex japonicus* HOUTT. aerial parts,” *Biol. Pharm. Bull.*, vol. 28, no. 12, pp. 2225–2230, 2005, doi: 10.1248/bpb.28.2225.

- [45] T. Taguri, T. Tanaka, and I. Kouno, "Antibacterial spectrum of plant polyphenols and extracts depending upon hydroxyphenyl structure," *Biol. Pharm. Bull.*, vol. 29, no. 11, pp. 2226–2235, 2006, doi: 10.1248/bpb.29.2226.
- [46] J. K. Mensah, B. Ikhajiagbe, N. E. Edema, and J. Emokhor, "Phytochemical , nutritional and antibacterial properties of dried leaf powder of *Moringa oleifera* (Lam) from Edo Central Province , Nigeria," *J. Nat. Prod. Plant Resour.*, vol. 2, no. 1, pp. 107–112, 2012.
- [47] V. Unegbu, N. *, Nkwoemeka, F. Okey-Ndeche, and C. and Obum-Nnadi, "Phytochemical and Antibacterial Properties of *Moringa oleifera* leaf extracts on *Escherichia coli* and *Staphylococcus aureus*," *Niger. J. Microbiol.*, vol. 35, no. 2, 2020.
- [48] H. Falleh *et al.*, "Phenolic composition of *Cynara cardunculus* L. organs, and their biological activities," *Comptes Rendus - Biol.*, vol. 331, no. 5, 2008, doi: 10.1016/j.crv.2008.02.008.
- [49] M. Škerget, P. Kotnik, M. Hadolin, A. R. Hraš, M. Simonič, and Ž. Knez, "Phenols, proanthocyanidins, flavones and flavonols in some plant materials and their antioxidant activities," *Food Chem.*, vol. 89, no. 2, 2005, doi: 10.1016/j.foodchem.2004.02.025.
- [50] B. Lapornik, M. Prošek, and A. G. Wondra, "Comparison of extracts prepared from plant by-products using different solvents and extraction time," *J. Food Eng.*, vol. 71, no. 2, 2005, doi: 10.1016/j.jfoodeng.2004.10.036.
- [51] T. Bahorun *et al.*, "Oxygen species scavenging activity of phenolic extracts from hawthorn fresh plant organs and pharmaceutical preparations," *Arzneimittel-Forschung/Drug Res.*, vol. 46, no. 11, 1996.
- [52] J. L. Lamaison and A. Carnart, "TENEURS EN PRINCIPAUX FLAVONOÏDES DES FLEURS ET DES FEUILLES DE *CRATAEGUS MONOGYNA* JACQ. ET DE *CRATAEGUS LAEVIGATA* (POIRET) DC. EN FONCTION DE LA PÉRIODE DE VÉGÉTATION," *Plantes Med. Phyther.*, vol. 25, no. 1, 1991.
- [53] G. Dewangan, K. M. Koley, V. P. Vadlamudi, A. Mishra, A. Poddar, and S. D. Hirpurkar, "Antibacterial activity of *Moringa Oleifera* (drumstick) root bark," *J. Chem. Pharm. Res.*, vol. 2, no. 6, 2010.
- [54] B. B. S. Konmy, P. A. Olounladé, S. Doko-Allou, and E. V. B. Azando, "Evaluation de l'effet de la poudre des feuilles de *Moringa oleifera* sur les parasites gastrointestinaux du lapin domestique (*Oryctolagus cuniculus*) au Bénin," *Eur. Sci. J. ESJ*, vol. 16, no. 30, pp. 51–71, 2020, doi: 10.19044/esj.2020.v16n30p51.
- [55] I. S. Abdulkadir, I. A. N. Abayomi Sofowora, and F. Y. Auwal Alkasim Ahmad,

- “Phytochemical Screening and Antimicrobial Activities of Ethanolic Extracts of *Moringa oleifera* Lam on Isolates of Some Pathogens,” *J. Appl. Pharm.*, vol. 07, no. 04, 2015, doi: 10.4172/1920-4159.1000203.
- [56] A. N. Sy *et al.*, “Evaluation de l’activité antioxydante des feuilles de *Moringa oleifera* Lam. (Moringaceae) du Sénégal,” *Int. J. Biol. Chem. Sci.*, vol. 12, no. 4, 2018, doi: 10.4314/ijbcs.v12i4.23.
- [57] E. L. Ouali, L. Abdelhakim, E. Fouad, and O. Wissal, “Composition chimique et activité antibactérienne des huiles essentielles de deux plantes aromatiques du centre nord marocain: *Thymus vulagris* et *Thymus satureioidis* Thymus essential oils (*Thymus vulagris* and *Thymus satureioidis*) from center of Morocco ,” vol. 8, 2013.
- [58] B. Mwatope, D. Tembo, I. Chikowe, E. Kampira, and C. Nyirenda, “Total phenolic contents and antioxidant activity of *Senna singueana*, *Melia azedarach*, *Moringa oleifera* and *Lannea discolor* herbal plants,” *Sci. African*, vol. 9, 2020, doi: 10.1016/j.sciaf.2020.e00481.
- [59] S. Vyas, S. Kachhwaha, and S. L. Kothari, “Comparative analysis of phenolic contents and total antioxidant capacity of *Moringa oleifera* Lam.,” *Pharmacogn. J.*, vol. 7, no. 1, 2015, doi: 10.5530/pj.2015.7.5.
- [60] P. Siddhuraju and K. Becker, “Antioxidant properties of various solvent extracts of total phenolic constituents from three different agroclimatic origins of drumstick tree (*Moringa oleifera* Lam.) leaves,” *J. Agric. Food Chem.*, vol. 51, no. 8, pp. 2144–2155, 2003, doi: 10.1021/jf020444+.
- [61] N. Ibrahim, S. Nuryanti, A. Hasanuddin, and M. S. Zubair, “Phytochemical analysis and antihyperuricemic activity of ethanolic extract of *moringa oleifera* seeds,” *Pharmacogn. J.*, vol. 12, no. 6, pp. 1698–1704, 2020, doi: 10.5530/pj.2020.12.229.
- [62] A. A. Aganga and K. W. Mosase, “Tannin content, nutritive value and dry matter digestibility of *Lonchocarpus capassa*, *Zizyphus mucronata*, *Sclerocarya birrea*, *Kirkia acuminata* and *Rhus lancea* seeds,” *Anim. Feed Sci. Technol.*, vol. 91, no. 1–2, pp. 107–113, 2001, doi: 10.1016/S0377-8401(01)00235-8.
- [63] Fiorucci, “Activités biologiques de composés de la famille des flavonoïdes : approches par des méthodes de chimie quantique et de dynamique moléculaire Sébastien Fiorucci To cite this version : HAL Id : tel-02545765 Thèse,” vol. 6, p. 17, 2020.
- [64] C. Y. Lee, E. A. Clough, P. Yellon, T. M. Teslovich, D. A. Stephan, and E. H. Baehrecke, “Genome-wide analyses of steroid- and radiation-triggered programmed cell death in *Drosophila*,” *Curr. Biol.*, vol. 13, no. 4, pp. 350–357, 2003, doi:

- 10.1016/S0960-9822(03)00085-X.
- [65] M. Yovo *et al.*, “MEDICINALES UTILISEES POUR TRAITER LES INFECTIONS CUTANEEES ET LES SEPTICEMIES AU BENIN [PHYTOCHMICAL STUDIES AND BIOLOGICAL ACTIVITIES OF EXTRACTS FROM TWO MEDICINAL PLANTS USED IN BENIN TO TREAT SKIN INFECTIONS AND SEPTICEMIES],” vol. 28, no. 2, pp. 507–514, 2020.
- [66] M. E. Abalaka, S. Y. Daniyan, S. B. Oyeleke, and S. O. Adeyemo, “The Antibacterial Evaluation of Moringa Oleifera Leaf Extracts on Selected Bacterial Pathogens,” vol. 2, no. 1, pp. 1–4, 2012, doi: 10.5923/j.microbiology.20120202.01.
- [67] S. A. Bello and Jamiu, “Antibacterial Activity of Moringaoleifera Seed Extracts On Escherichia coli, Pseudomonas aeruginosa and Staphylococcus aureus,” 2017.
- [68] J. D. Tawfeeq, “ANTIBACTERIAL ACTIVITY OF LEPIDIUM SATIVUM AND ALLIUM PORRUM EXTRACTS AND JUICES AGAINST SOME GRAM POSITIVE AND GRAM NEGATIVE BACTERIA,” pp. 10–16, 2012.
- [69] R. K. Saini, I. Sivanesan, and Y. S. Keum, “Phytochemicals of Moringa oleifera: a review of their nutritional, therapeutic and industrial significance,” *3 Biotech*, vol. 6, no. 2, 2016. doi: 10.1007/s13205-016-0526-3.

Les annexes

Annexe N 1 : Composition des solutions et milieux de culture utilisés

Solution/milieu de culture	Composition
Folin 1/10	9ml de l'eau distillée + 1mlFolin
Carbonate de sodium 75g/l	75g de carbonate de sodium +1L de l'eau distillée
Solution de trichlorure d'aluminium (AlCl ₃) à 2 %.	2g+ 100ml d'éthanol
L'eau physiologie	9mlNacl + 1L l'eau distillé
Gélose nutritive	28 g de Suspendre +1Lde l'eau distillée
Muller Hinton	25g de suspendre+ 15g Agar Agar +1Lde l'eau distillée
MacConkey	51,5gde suspendre +1Lde l'eau distillée

Annexe N°2:

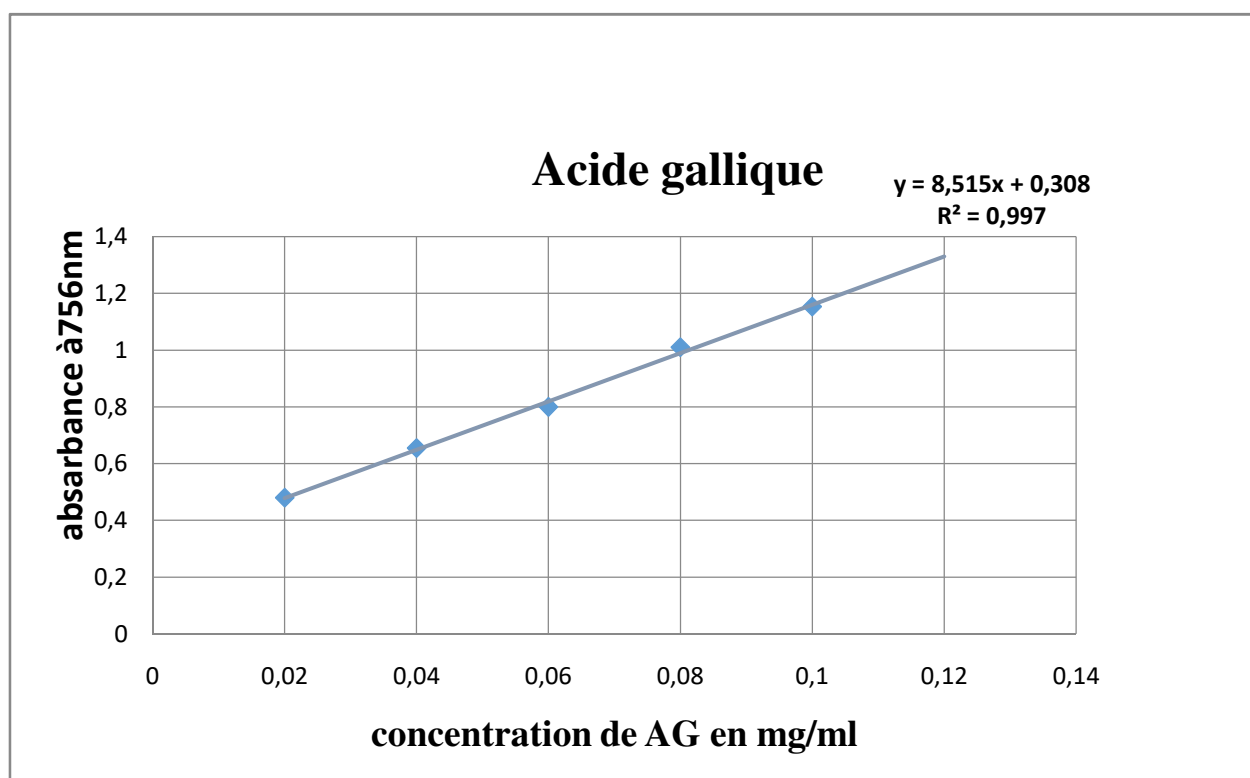


Figure 4 : Courbe d'étalonnage du standard acide gallique utilisé dans le dosage des polyphénols totaux

Annexe N°3

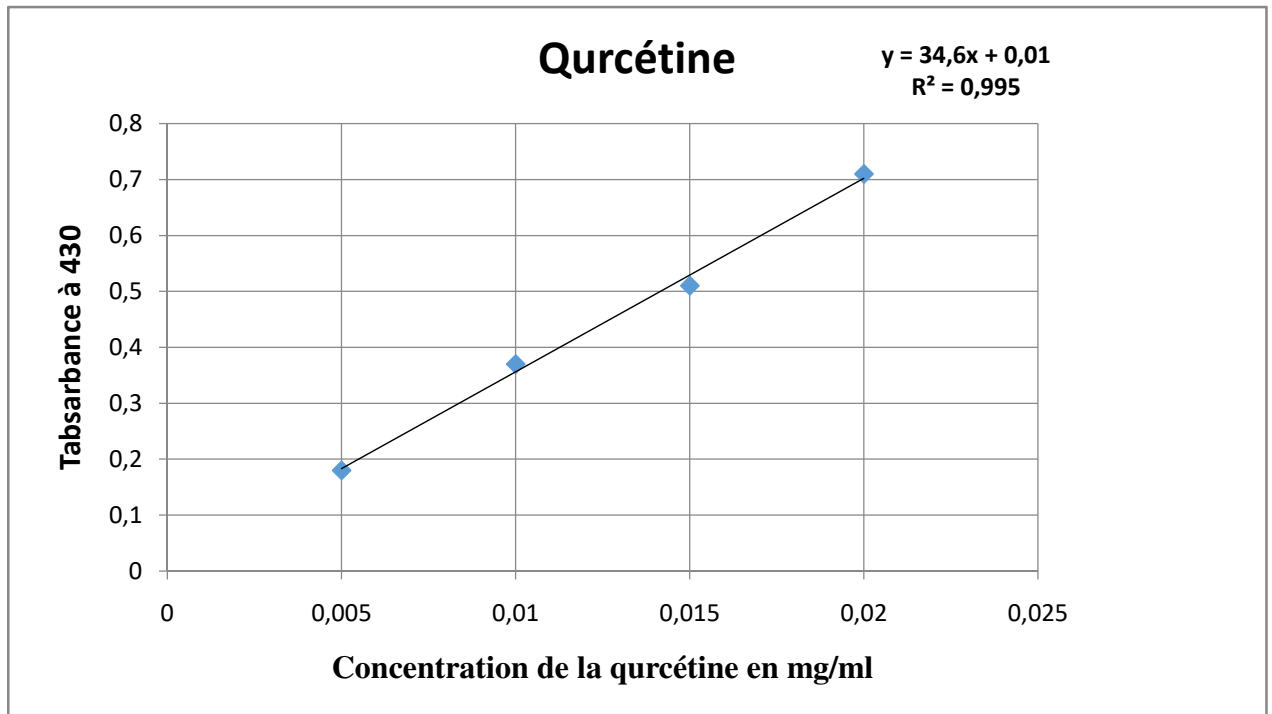
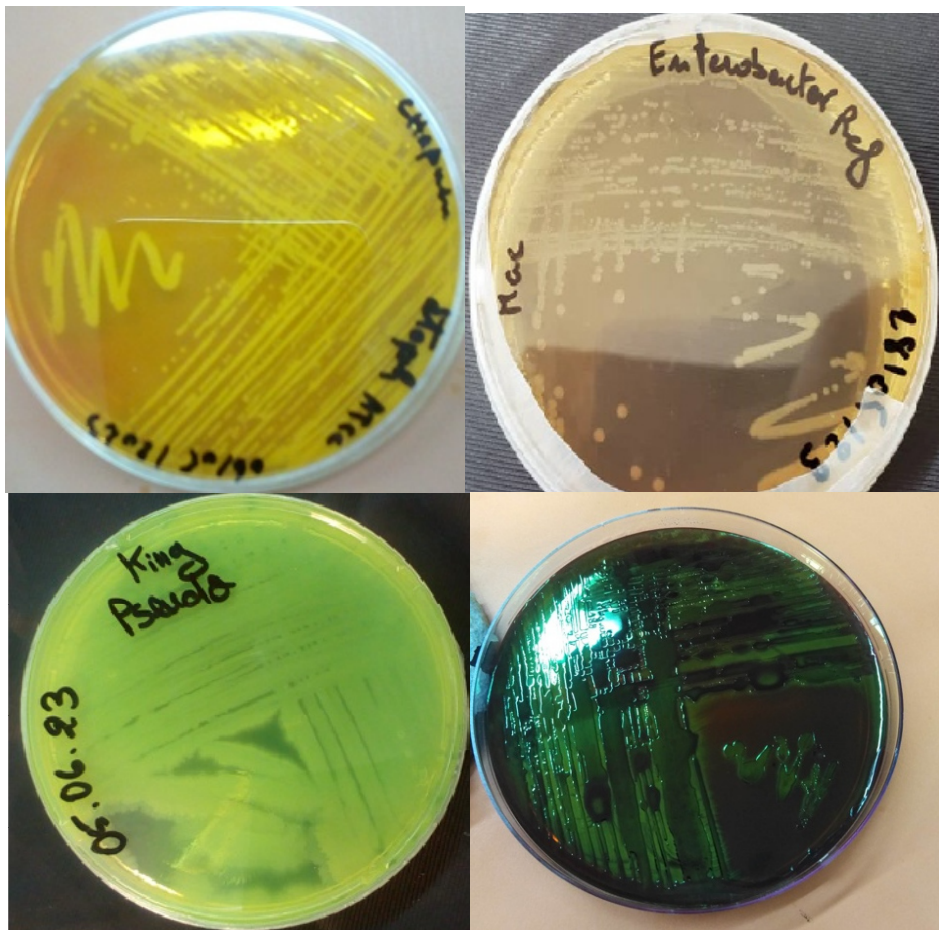


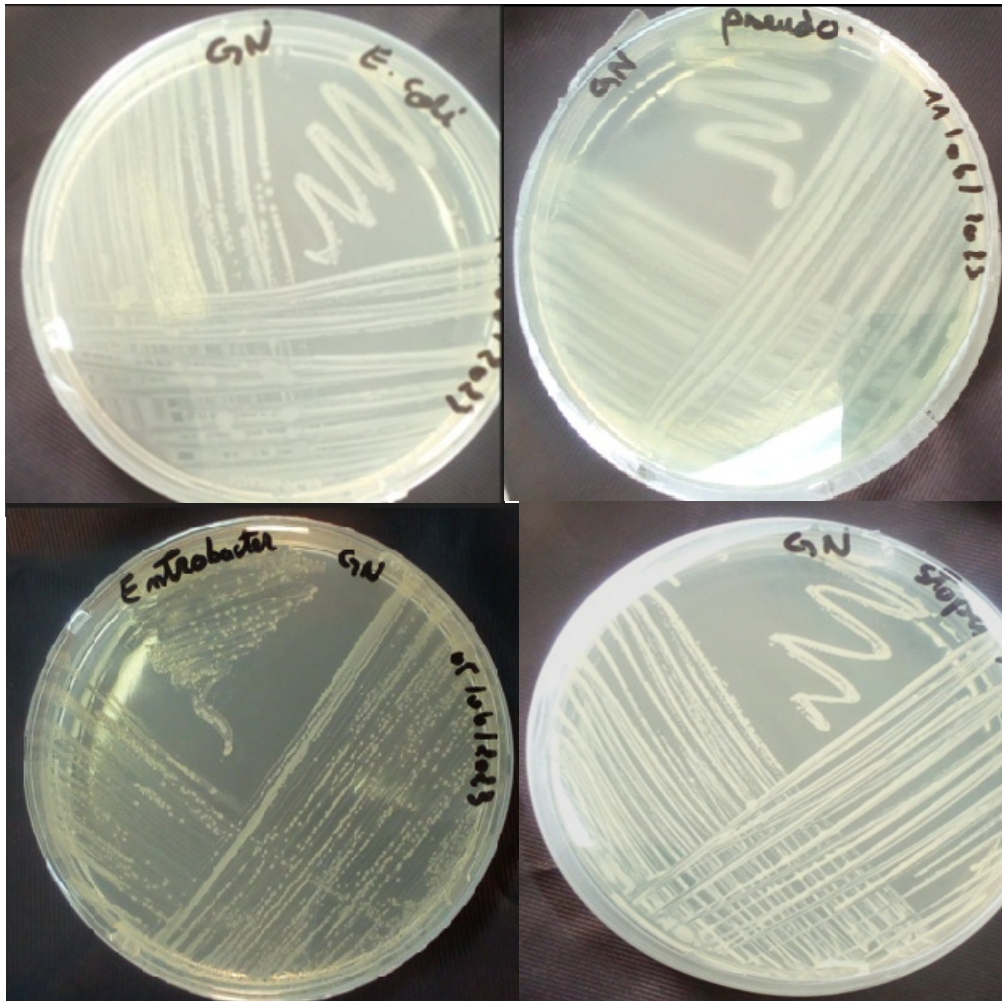
Figure 5 Courbe d'étalonnage du standard Quercétine utilisé dans le dosage des flavonoïdes

Annexe N°4



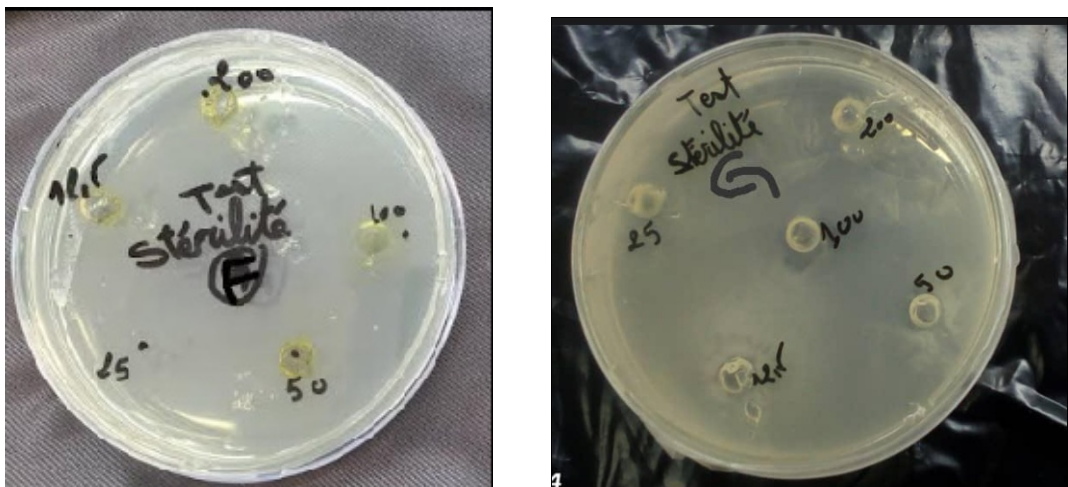
Annexe N°4: résultats de l'isolement des souches sur les milieux sélectifs

Annexe N°5



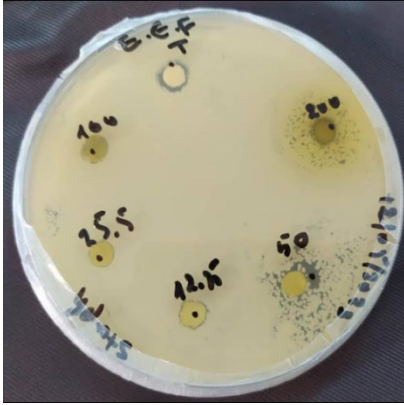
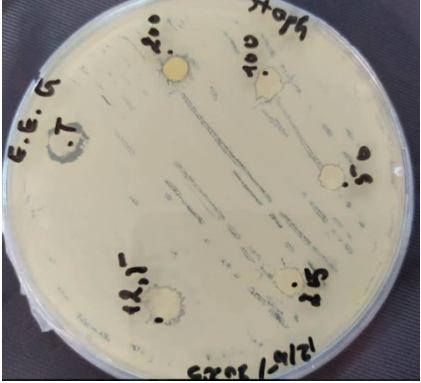
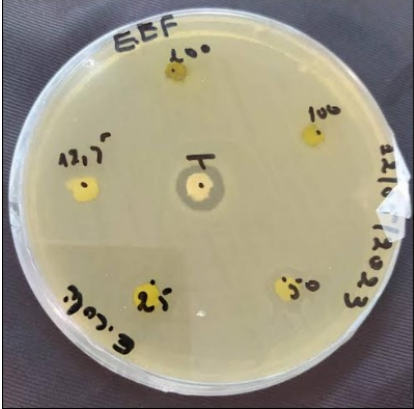



Annexe N°5 : les résultats de repiquage des souches sur gélose nutritive

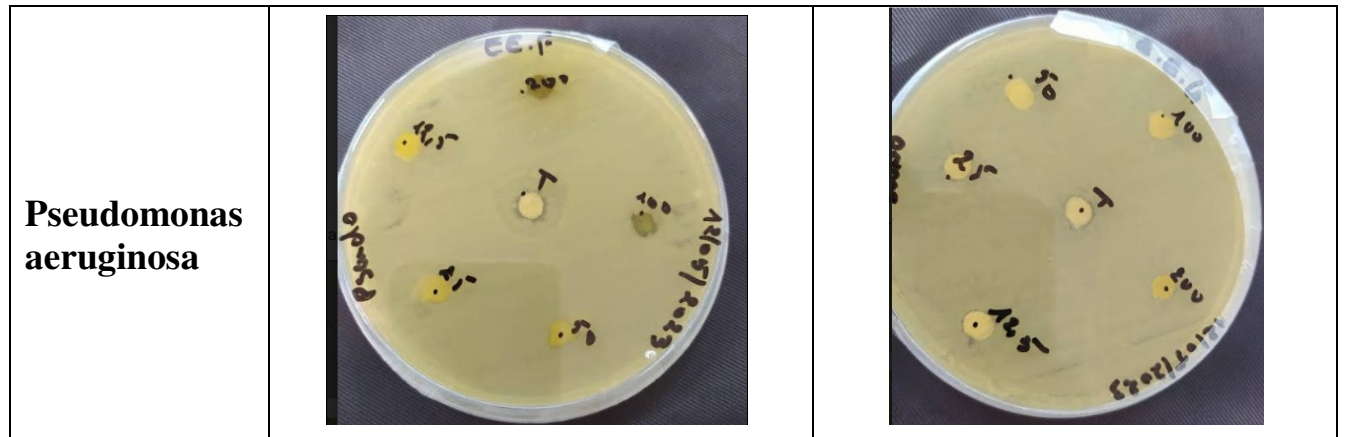
Annexe N°6



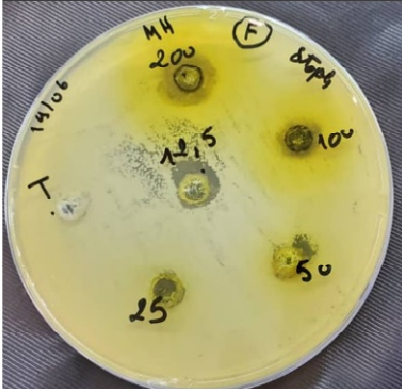
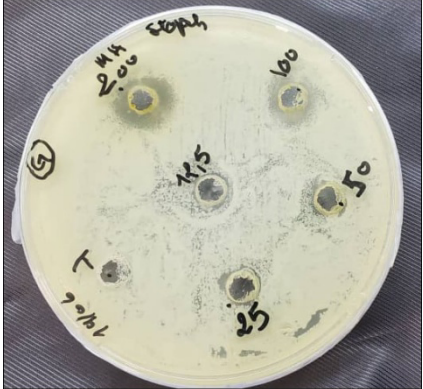
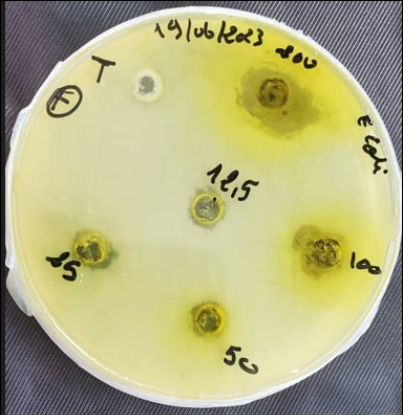
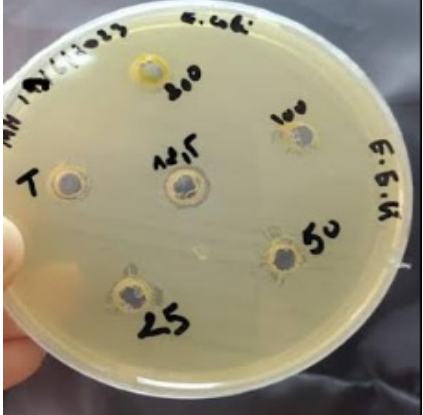
Annexe N°6 : les résultats de test de stérilité « des extrait feuilles et graines »

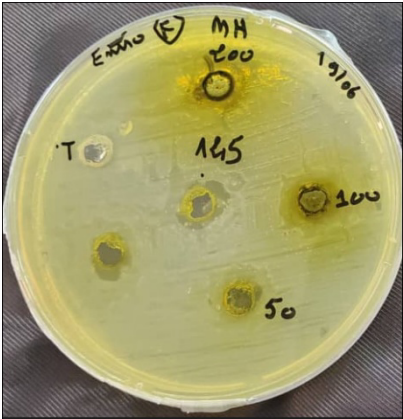

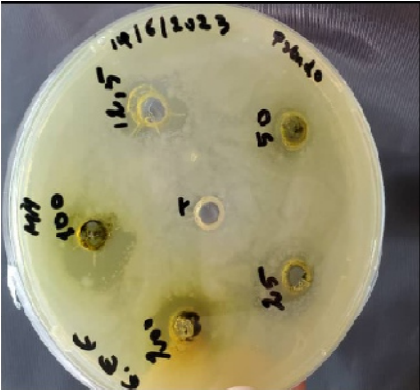
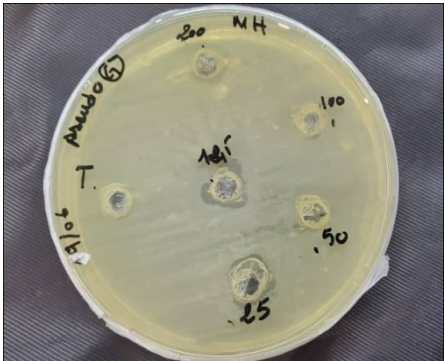
Annexe N°7

souche testé	Résultats de l'activité antibactérienne par méthode des disques	
	Feuilles	Graines
<i>S.aureus</i>		
<i>E.coli</i>		
<i>Enterobacter</i>		



Annexe N°8

souche testé	Résultats de l'activité antibactérienne par méthode des puits	
	Feuilles	Graines
<p><i>S.aureus</i></p>		
<p><i>E.coli</i></p>		

<p><i>Enterobacter</i></p>		
<p><i>Pseudomonas aeruginosa</i></p>		

Résumé

Moringa oleifera est une plante contient d'importants composés préventifs et curatifs. Cette étude consiste à déterminer la composition chimique, évaluer le taux des composés phénolique, évaluer l'activité antibactérienne d'extraits éthanolique feuilles et graines de plante *Moringa oleifera*, les extraits de ces plantes ont été obtenus par macération pendant 24 heures. L'identification des métabolites secondaires effectués par la méthode de précipitation et de coloration dans les tubes a révélé la présence des flavonoïdes, alcaloïdes, tanins et les saponines. Les teneurs en polyphénols totaux ont été estimés par la méthode de Folin-Cicalateau, elle est $15,62 \pm 5,88$ pour l'extrait feuilles et $3,10 \pm 0,96$ pour l'extrait graines. Cependant l'identification des teneurs en flavonoïdes a été estimée par la méthode colorimétrique, elle est $6,59 \pm 1,25$ pour l'extrait feuilles et $3,61 \pm 1,18$ pour l'extrait graines. L'évaluation de l'activité antibactérienne des extraits feuilles et graines in vitro vis-à-vis des souches bactérienne est évaluée par trois méthodes, la diffusion sur disque et la diffusion en puits ainsi que la microdilution la CMI, les résultats montrent que l'extrait feuilles est plus efficace que l'extrait graines. Les résultats de cette étude suggèrent que les extraits de feuilles et de graines de *Moringa oleifera* peuvent être une source d'antimicrobiens naturels avec des applications pharmaceutiques pour contrôler les maladies associées à l'infection de ces pathogènes.

Mots clés : Activité antibactérienne, *Moringa oleifera*, feuilles, graines

Abstract

Moringa oleifera is a plant containing important preventive and curative compounds. This study consisted of determining the chemical composition, assessing the level of phenolic compounds and evaluating the antibacterial activity of ethanolic extracts from the leaves and seeds of the *Moringa oleifera* plant. The extracts from these plants were obtained by maceration for 24 hours. The identification of secondary metabolites carried out by the precipitation and staining method in the tubes revealed the presence of flavonoids, alkaloids, tannins and saponins. The total polyphenol content was estimated by the Folin-Cicalateau method, it's 15.62 ± 5.88 for the leaf extract and 3.10 ± 0.96 for the seed extract. However, the identification of flavonoid contents was estimated by the colorimetric method, it's 6.59 ± 1.25 for the leaf extract and 3.61 ± 1.18 for the seed extract. The antibacterial activity of the leaf and seed extracts in vitro against bacterial strains was evaluated by three methods, disk diffusion and ar-well diffusion, as well as microdilution and MIC. The results showed that the leaf extract was more effective than the seed extract. The results of this study suggest that *Moringa oleifera* leaf and seed extracts can be a source of natural antimicrobials with pharmaceutical applications for controlling diseases associated with infection by these pathogens.

Key words: Antibacterial activity, *Moringa oleifera*, leaves, seeds

ملخص

المورينجا أوليفيرا نبات يحتوي على مركبات وقائية وعلاجية مهمة. تتكون هذه الدراسة من تحديد التركيب الكيميائي، وتقييم مستوى المركبات الفينولية وتقييم النشاط المضاد للبكتيريا للمستخلصات الإيثانولية من أوراق وبذور نبات المورينجا أوليفيرا. تم الحصول على مستخلصات هذه النباتات عن طريق النقع لمدة 24 ساعة. كشف تحديد المستقلبات الثانوية بواسطة طريقة الترسيب والتلوين في الأنابيب عن وجود مركبات الفلافونويد والقلويدات والعفص والصابونين. تم تقدير محتوى البوليفينول الكلي بواسطة طريقة Folin-Cicalateau، متفاوتاً 15.62 ± 5.88 لمستخلص الأوراق و 3.10 ± 0.96 لمستخلص البذور. ومع ذلك، تم تقدير تحديد محتويات الفلافونويد بطريقة القياس اللوني، و 6.59 ± 1.25 لمستخلص الأوراق و 3.61 ± 1.18 لمستخلص البذور. تم تقييم النشاط المضاد للبكتيريا للأوراق ومستخلصات البذور في المختبر ضد السلالات البكتيرية من خلال ثلاث طرق، نشر القرص وانتشار الأبار، بالإضافة إلى التخفيف الدقيق و MIC. تشير نتائج هذه الدراسة إلى أن مستخلصات أوراق وبذور المورينجا أوليفيرا يمكن أن تكون مصدرًا لمضادات الميكروبات الطبيعية ذات التطبيقات الصيدلانية للسيطرة على الأمراض المرتبطة بالإصابة بهذه العوامل الممرضة.

الكلمات المفتاحية: النشاط المضاد للبكتيريا، المورينجا أوليفيرا، الأوراق، البذور

