

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou
Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques
Département de Biochimie-Microbiologie

Mémoire

De fin de cycle

En vue de l'obtention du Diplôme de Master Académique en Biotechnologies
spécialité : Biotechnologies microbienne

Thème

**Caractérisation physicochimique et phytochimique des
extraits des graines de *Moringa oleifera***

Présenté par : Melle ABOUADAOU Laeticia & Melle BOUREBIA Leaticia

Soutenu le 22.09.2024, devant le jury composé de

Président	Mr DERRIDJ A.	Professeur UMMTO
Promotrice	Mme BENAZZOZ K.	Maître de conférences (B) UMMTO
Co-Promoteur	Mr SMAIL A.	Maître de conférences (B) UMMTO
Examineur	Mr BOUACEM K.	Maître de conférences (A) UMMTO

Promotion : 2023/2024

Remerciements

Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude à notre promotrice Mme Benazzouz K maitre de conférence B dans la faculté des sciences biologiques et agronomiques et à notre Co promoteur Mr Smail A maitre de conférence B dans la faculté des sciences biologiques et agronomiques pour leur guidance, leur expertise et leur soutien inestimables tout au long de l'élaboration de ce mémoire. Leur dévouement, leurs conseils éclairés et leur encouragement ont été des éléments essentiels qui ont contribué à son aboutissement.

Nous souhaitons également adresser nos remerciements les plus sincères aux membres du jury Mr Derridj A. et Mr Bouacem K. pour avoir accepté d'évaluer ce travail. Leurs commentaires constructifs, leur expertise et leur engagement seront d'une valeur inestimable pour améliorer ce mémoire et en faire une contribution significative à notre domaine d'études.

Nous sommes profondément reconnaissantes envers tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail. Leur soutien indéfectible a été une source d'inspiration tout au long de ce parcours académique.

Dédicaces

À Dieu, source de lumière et de sagesse, je dédie ce mémoire en reconnaissance de Sa grâce infinie et de Sa présence constante dans ma vie. C'est par Sa volonté que j'ai pu surmonter les défis et atteindre cette étape importante de mon parcours éducatif.

À mes chers parents, votre amour, votre soutien et votre dévouement ont été les piliers sur lesquels j'ai construit mon chemin vers le succès académique. Votre encouragement inconditionnel a été ma force motrice.

À mon cher frère Yanis et à toute ma famille Bourebia et Gater, votre soutien indéfectible et votre présence ont été une source d'inspiration et de réconfort tout au long de ce parcours. Votre fierté et votre amour m'ont donné la force de persévérer.

Leaticia

Dédicaces

Avec l'aide d'Allah le tout puissant et miséricordieux qui m'a donné la force et la patience
J'ai pu accomplir cet humble travail que je dédie :

À mes chers parents

Je tenais à vous dédier ces quelques mots pour vous exprimer toute ma gratitude et mon amour infini. Vous êtes les piliers de ma vie, ceux qui m'ont soutenu et encouragé à chaque étape de mon parcours. Votre amour inconditionnel et votre soutien constant ont été des sources d'inspiration pour moi.

Vous m'avez appris la valeur du travail acharné, de la persévérance et de la détermination. Vos sacrifices et votre dévouement ont été les fondations sur lesquelles j'ai pu construire ma vie. Je suis si reconnaissante d'avoir des parents aussi aimants et attentionnés que vous.

À ma chère sœur

Katia qui a toujours cru en moi, même lorsque j'avais des doutes sur mes capacités. Elle m'a encouragé à poursuivre mes rêves et à ne jamais abandonner. Ses encouragements constants et son optimisme contagieux m'ont donné la force de me dépasser et de donner le meilleur de moi-même dans mon travail de recherche.

Laeticia

Figure 1 : Répartition de *M. oleifera* Lam dans le monde.

Figure 2 : *Moringa oleifera* adulte.

Figure 3 : Différents organes de *M. oleifera*.

Figure 4 : Essai de purification d'eau sale par les graines de *Moringa oleifera*.

Figure 5 : Quatre stades de développement du biofilm, représentés de gauche à droite.

Figure 6 : Etapes suivi pour obtenir la poudre des graines de *Moringa oleifera*.

Tableau I : Classification de *M. oleifera*.

Tableau II : Souches bactériennes utilisées.

Tableau III : Paramètres physico-chimiques des graines de *Moringa oleifera*.

Tableau IV : Résultats de l'analyse phytochimique de la poudre des graines de *M. oleifera*.

Tableau V : Rendement en extrait sec de la poudre des graines de *M. oleifera*.

Tableau VI : Résultats de l'activité antibactérienne.

Tableau VII : Résultats de l'antibiogramme de *Staphylococcus aureus*.

Tableau VIII : Résultats de l'antibiogramme d'*Escherichia coli*.

Table de matière

Liste des figures et des tableaux

Liste des abréviations

Introduction01

Chapitre I : Synthèse bibliographique

I- Présentation de *Moringa oleifera*.....05

I.1. Généralités.....05

I.2. Systématique de *Moringa oleifera*.....06

I.3. Distribution biogéographique.....07

I.4. Description botanique08

I.5. Les différents organes de *M. oleifera*.....08

I.6. Écologie de *Moringa oleifera*10

I.6.1. Exigences édapho-climatiques10

I.7. Culture.....11

I.8. Test de germination.....11

II- Métabolites primaires et secondaires.....12

1. Familles des métabolites secondaires12

1.1. Polyphénols12

1.2. Acides phénoliques.....12

1.2.1. Propriétés des composés phénoliques13

1.3. Flavonoïdes13

1.4. Alcaloïdes13

1.5. Térpenoïdes et stéroïdes14

1.6. Coumarines.....14

1.7. Tannins14

1.8. Tannins galliques.....14

1.9. Anthocyanes14

1.10. Glucosides14

1.11. Saponines.....15

3- Utilisations de *Moringa oleifera* en phytothérapie15

3.1. Activités antioxydantes et anti-inflammatoires	15
3.2. Amélioration du microbiote intestinal.....	15
3.3. Amélioration du microbiote	15
3.4. Activité neuroprotectrice	15
3.5. Amélioration du syndrome métabolique	16
3.6. Autres activités	16
4- Définition biofilm	17
4.1. Formation d'un Biofilm chez <i>Staphylococcus aureus</i>	17
5- Activité antimicrobienne	19

Chapitre II : Matériel et méthodes

I.1. Cadre de l'étude	21
I.2. Objectif de l'étude.....	21
I.3. Matériel	21
I.3.1. Matériel végétal	21
I.3.2. Matériel biologique	21
I.4. Méthode.....	22
I.4.1. Préparation de l'échantillon	22
I.5. Analyses physicochimiques de la poudre des graines de <i>Moringa oleifera</i>	22
I.5.1. Détermination de la teneur en eau (Humidité)	22
I.5.2. Mesure de pH.....	24
I.5.3. Détermination de la teneur en cendres	24
I.5.4. Détermination de l'acidité titrable	25
I.5.5. Dosage des sucres	26
I.6. Analyses phytochimiques de la poudre des graines de <i>Moringa oleifera</i>	29
I.6.1. Préparation de l'infusé	29
I.7. Préparation de l'Extrait sec de <i>M. oleifera</i>	30
I.8. Dosage des composés phénoliques	31
I.9. Évaluation de l'activité antibactérienne de l'extrait aqueux des graines de <i>M. oleifera</i>	32
I.9.1. Évaluation de l'activité antimicrobienne.....	32
II. L'activité antimicrobienne	32
III. Évaluation de l'Activité antibiofilm.....	33
IV. Évaluation de l'activité antifongique	34

Chapitre III : Résultats et discussion

I- Résultats	36
I.1. Résultats des analyses physico-chimiques des graines de <i>Moringa oleifera</i>	36
I.2. Résultats des analyses phytochimiques de la poudre des graines de <i>Moringa oleifera</i>	36
I.3. Rendement en extrait sec	37
I.4. Résultats de dosage des Polyphénols totaux	38
I.5. Activité antibactérienne.....	38
I.6. Activité antibiofilm	38
I.7. Activité antifongique.....	39
II- Discussion	40
Conclusion et perspectives	46
Références bibliographiques	48
Annexes	

Introduction

1- Introduction

La phytothérapie est une médecine alternative qui promet de soigner naturellement avec les plantes. Cette thérapeutique utilise l'ensemble des éléments d'une plante. La phytothérapie est reconnue comme l'un des fondements de la médecine traditionnelle. Cette médecine présente en effet un champ d'application très large, d'autres parts l'aromathérapie est une discipline proche, mais qui s'appuie surtout sur les extraits aromatiques des plantes.

Une plante médicinale est une plante utilisée pour ses propriétés thérapeutiques. Ce qui signifie que ses composés (feuille, bulbe, racine, graines, fruits, fleurs) peuvent être utilisés dans le but de guérir. Leur utilisation est très ancienne, où l'homme les utilisées pour se soigner. Auparavant, le choix des plantes se faisait spontanément, ce qui a permis de démontrer petit à petit celles qui pouvaient être utilisées, et celles qui s'avéraient toxiques. Actuellement, elles sont la base de la phytothérapie et de l'homéopathie (Frantisek et Vaclar, 1973).

De plus, on distingue les plantes herboristes qui sont utilisées de manière traditionnelle, et d'autres qui constituent une matière première destinés pour l'industrie pharmaceutique.

En Algérie le *Moringa oleifera* est un arbre peu connu, actuellement son introduction a réussi dans plusieurs régions à savoir : Ouargla, Bechar, Oran, Alger, Blida, Adrar, etc (Derdour, 2019).

La phytothérapie est une médecine alternative qui promet de soigner naturellement avec les plantes. Cette thérapeutique utilise l'ensemble des éléments d'une plante. L'aromathérapie est une discipline proche, mais qui s'appuie surtout sur les extraits aromatiques des plantes. La phytothérapie est reconnue comme l'un des fondements de la médecine traditionnelle. Cette médecine présente en effet un champ d'application très large (Charline, 2017).

Il est impossible de savoir précisément à quand remonte les premières utilisations des plantes médicinales, mais il y a fort à parier que les hommes préhistoriques y avaient déjà recours.

Ainsi, par intuition et par expérimentation, ils auraient sélectionné les plantes utiles pour soigner, nourrir, voir tuer (Charline, 2017).

L'histoire des plantes a donc commencé à Sumer puis a traversé l'Égypte puis la Grèce pour finalement se répandre dans d'autres continents. La Chine par exemple est reconnue comme pionnière de la phytothérapie (Charline, 2017).

Depuis, la phytothérapie rencontre un succès qui ne faiblit pas, même si l'avènement de la chimie moderne à la fin du XIXe siècle et la découverte des antibiotiques l'ont reléguée, un temps, au second plan. Cette mise à l'écart n'a pas duré longtemps puisque les adeptes du naturel ou les déçus de l'allopathie (terme médical réservé à la médecine conventionnelle) ont vite recommencé à s'intéresser aux plantes. Près d'un Français sur deux est favorable à la phytothérapie, évidemment, sous réserve de faire appel à un spécialiste (Charline, 2017).

La phytothérapie a été publiquement reconnue par le ministère de la santé français comme une médecine à part entière dans les années 80. Les médicaments de phytothérapie sont titrés en principes actifs. Autrement dit, ils contiennent une concentration plus ou moins importante, mais toujours connue, de substances actives (Charline, 2017).

Comme son étymologie l'indique, la phytothérapie consiste à utiliser des plantes sous différentes formes (ou galénique) :

- Tisanes ; Décoctions ; Infusions ; Extraits à chaud ou à froid de la plante ou d'une partie définie : racines, tiges, feuilles, fleurs, graines, écorce.

Les plantes médicinales contiennent des principes actifs qui possèdent une action biologique directe sur l'organisme. Chaque plante renferme plus d'une centaine de composants différents.

La phytothérapie possède des indications très variées. Elle peut être indiquée pour les douleurs articulaires, les troubles de l'humeur, le transit, le système immunitaire, la circulation sanguine et la concentration ou la mémoire (Charline, 2017).

Comme l'homéopathie et l'aromathérapie, la phytothérapie soigne de nombreux maux du quotidien. Elle n'a en revanche aucune indication dans le traitement des maladies graves ou chroniques. Elle peut seulement aider à atténuer les symptômes (Charline, 2017).

Une plante médicinale est une plante utilisée pour ses propriétés thérapeutiques. Ce qui signifie que ses composés (feuille, bulbe, racine, graines, fruits, fleurs) peuvent être utilisés dans le but de guérir. Leur utilisation remonte à plusieurs années, où l'homme les utilisées pour se soigner. Auparavant, le choix des plantes se faisait spontanément, ce qui a permis de démontrer petit à petit celles qui pouvaient être utilisées, et celles qui s'avéraient toxiques.

Actuellement, elles sont la base de la phytothérapie et de l'homéopathie. Il existe la cueillette et la récolte de plusieurs espèces différentes. En effet, les plantes sont des véritables pharmacies naturelle que la nature a établie sur cette terre afin d'entretenir notre santé (Frantisek et Vaclar, 1973).

De plus, on distingue les plantes herboristes qui sont utilisées de manière « traditionnelle », et d'autres qui constituent une matière première destinés pour l'industrie pharmaceutique.

Par ailleurs, l'utilité des extraits de plantes dans le traitement des eaux usées ont été révélé dans plusieurs revues scientifiques (Yusuf *et al.*, 2015). Ce dernier a poussé le développement d'un nouveau traitement révolutionnaire, qui est naturel et respectueux de l'environnement sans toucher à la santé de l'homme (Idris *et al.*, 2016).

Le désert du Sahara algérien possède une diversité végétale particulière, environ 500 espèces végétales. Ce sont en fait des réservoirs substances naturelles de premier intérêt. *Moringa oleifera* est une espèce introduite dans des régions arides du Sahara algérien, notamment la région d'Adrar, indigène pour ses apports nutritionnels et médicinaux, et tolérant à la sécheresse (Ozanda, 1991).

Le but principal de ce présent travail, est la caractérisation physique, chimique et microbiologique de la graine de *Moringa oleifera*.

Chapitre I
Présentation de *Moringa oleifera*

I. Présentation de *Moringa oleifera*

I.1. Généralités

Le mot « *Moringa* » vient de Muringa en malayalam une langue indienne. La plupart des langues utilisent un dérivé phonétique de ce mot pour désigner la plante (Theophile, 2014).

Moringa oleifera est un arbre connu sous diverses appellations. En Inde, il est appelé indifféremment Drumstick pour rappeler la forme du fruit qui ressemble à une baguette de tambour, ou bien Radish tree pour évoquer la forme mince de la silique à peine mûre très proche de celle du radis. En Afrique francophone, le nom le plus général est Nébédjay, nom vraisemblablement dérivé de l'anglais "Never die" (immortel), en référence à sa capacité de résistance à la sécheresse, à son aptitude à se propager rapidement à partir de semis ou de boutures et à se régénérer même après des coupes très sévères (Fuglie, 2001).

Le *Moringa* a été introduit en Afrique de l'Est au début du 20^{ème} siècle par le biais du commerce et des échanges maritimes durant cette période (Foidl et al., 2001). Cet arbre est maintenant autochtone dans de nombreux pays d'Afrique (Soudan, Tanzanie, Kenya, Afrique du sud, Éthiopie) (Louni, 2009).

Moringa oleifera est une plante médicinale qui se retrouve majoritairement dans les pays tropicaux et subtropicaux. Il existe d'autres termes pour le *Moringa* : Raifort, Mulangay, Mlonge, Benzolive, Arbre à pilon, Sajna, Kelor, Saijihan et Marango, *Moringa oleifera* LV (Fahey, 2005).

Parfois il est appelé « arbre de vie » ou « arbre du paradis » en raison de sa valeur environnementale, médicinale et nutritionnel. Le *Moringa* est un arbre aux multiples utilisations, ses feuilles, fleurs, fruits, écorces et racines peuvent être consommé directement. Sa qualité est de plus en plus reconnue et peut représenter une solution efficace pour lutter contre la malnutrition (Fahey, 2005).

Ces dernières années, *M. oleifera* attire de plus en plus l'attention des chercheurs en raison de ses propriétés nutritionnelles, antioxydantes et médicinales. L'huile de *Moringa* apporte 9 fois plus de protéines que le yaourt, 17 fois plus de calcium que le lait, 7 fois plus de vitamine C que les oranges, 10 fois plus de vitamine A que les carottes, 25 fois plus de fer que les épinards et 15 fois plus de potassium que les bananes. De plus, la consommation de feuilles

de *Moringa oleifera* améliore la réponse neuronale et la fonction immunitaire et contient de grandes quantités d'oligo-éléments et d'antioxydants polyphénols pour améliorer la santé (Xiaoyang, 2020).

Les feuilles, les fruits, les jeunes tiges, les racines et les fleurs sont consommables et se consomment partout dans le monde. Les feuilles peuvent se consommer fraîches ou en poudre (Broin, 2005) et même associées aux épices comme le piment. Elles peuvent également être préparées en soupe ou en salade selon Foidl et *al.*, (2001). Les jeunes gousses vertes peuvent être consommées bouillies comme des haricots. Les graines sèches peuvent être réduites en poudre et utilisées pour assaisonner les sauces. Selon le même auteur, les fleurs peuvent également être utilisées comme ingrédient d'une salade.

Le *Moringa* est également disponible sous forme de produits à haute valeur ajoutées tel que l'huile de *Moringa* (Saint Sauveur et Broin, 2010).

Au niveau industriel, les graines de *Moringa* contiennent 42% d'huile et le profil de l'acide gras de l'huile démontre qu'elles contiennent 70% d'acide oléique. La teneur en acides gras saturés est de 13%, en acides gras insaturés 82% et celle en acides gras libres varie de 0,5 à 3% (Foidl et *al.*, 2001).

I.2. Systématique de *Moringa oleifera*

La classification systématique de *Moringa oleifera* est présentée dans le tableau ci-dessous :

Tableau I : Classification de *M. oleifera* (Laleye et al., 2015).

Règne	Végétal
Embranchement	Spermatophytes
Sous-embranchement	Angiosperme
Classe	Dicotylédones
Sous classe	Dillenidae
Ordre	Capparales (capparidacées)
Famille	Moringaceae
Genre	<i>Moringa</i>
Espèce	<i>Moringa oleifera</i>

I.3. Distribution biogéographique

Moringa oleifera est l'une des 13 espèces de Moringacées qui ont été recensées dans le monde. L'histoire du *Moringa oleifera* remonte à une période très ancienne dans la région Nord de l'Inde. L'Inde est toujours le plus grand pays consommateur des produits de *Moringa*. Il est également le principal exportateur des produits de *Moringa* vers l'Europe et les États-Unis. En Afrique, la Tanzanie, le Niger, le Kenya et le Sénégal sont des pays très avancés en matière de culture et consommation des produits de *Moringa* (Figure 1) (Fakeye, 2008).

**Figure 1** : Répartition de *M. oleifera* Lam dans le monde (Koul et Chase, 2015).

 Zone de culture de *Moringa oleifera*

I.4. Description botanique

Selon Rajangam et *al.*, (2001) *Moringa oleifera* est une plante qui a l'aspect d'un arbuste dont la hauteur peut atteindre 4 à 5m. Le diamètre du tronc varie entre 20 et 40 cm selon Foidl et *al.*, (2001). Le tronc est généralement droit, mais il est parfois très peu développé. En général, il se ramifie lorsque la hauteur atteint 1.5 à 2m. Les branches poussent de manière désorganisée et la canopée est en forme de parasol (Figure 2) (Foidl et *al.*, 2001).



Figure 2 : *Moringa oleifera* adulte (Madi et Bourou, 2012).

I.5. Les différents organes de *M. oleifera*

1. Tronc

Le tronc peut généralement atteindre 1,5 à 2 mètres de haut, et 20 à 40 cm de diamètre (Figure 3a) (Foidl et *al.*, 2001).

2. Racines

Ses racines sont tubéreuses à odeur piquante caractéristique, dotée de racines latérales plutôt clairsemées (Figure 3b) (Roloff et *al.*, 2009).

3. Feuilles

Les feuilles sont de forme ovale et imparipennée, ayant une couleur verte clair d'environ 1 cm de long (Figure 3c) (Saint-Sauveur et Broin, 2010).

4. Fleurs

Les fleurs sont de 2,5 cm de large, se développent en panicules axillaires et tombantes de 10 à 25 cm. Elles sont odorantes, de couleur blanche ou crèmeuse, avec des points jaunes à la base (Figure 3d) (Foidl et *al.*, 2001).

5. Fruits

Les fruits forment des gousses à trois lobes, mesurant 20 à 60 cm de long, qui pendent des branches. Lorsqu'ils sont secs, ils s'ouvrent en trois parties. Chaque gousse contient entre 12 et 35 graines (Figure 3e) (Louni, 2009).

6. Graines

Les graines sont rondes, avec une coque marron semi-perméable. La coque présente trois ailes blanches qui s'étendent de la base au sommet à 120 degrés d'intervalle. Un arbre peut produire 15000 à 25000 graines par an. Une graine pèse en moyenne 0,3 g et la coque représente 25% du poids de la graine (Figure 3) (Foidl et *al.*, 2001 ; Makker et Becker, 1997).

La figure 3 illustre les différents organes de *Moringa oliefera*

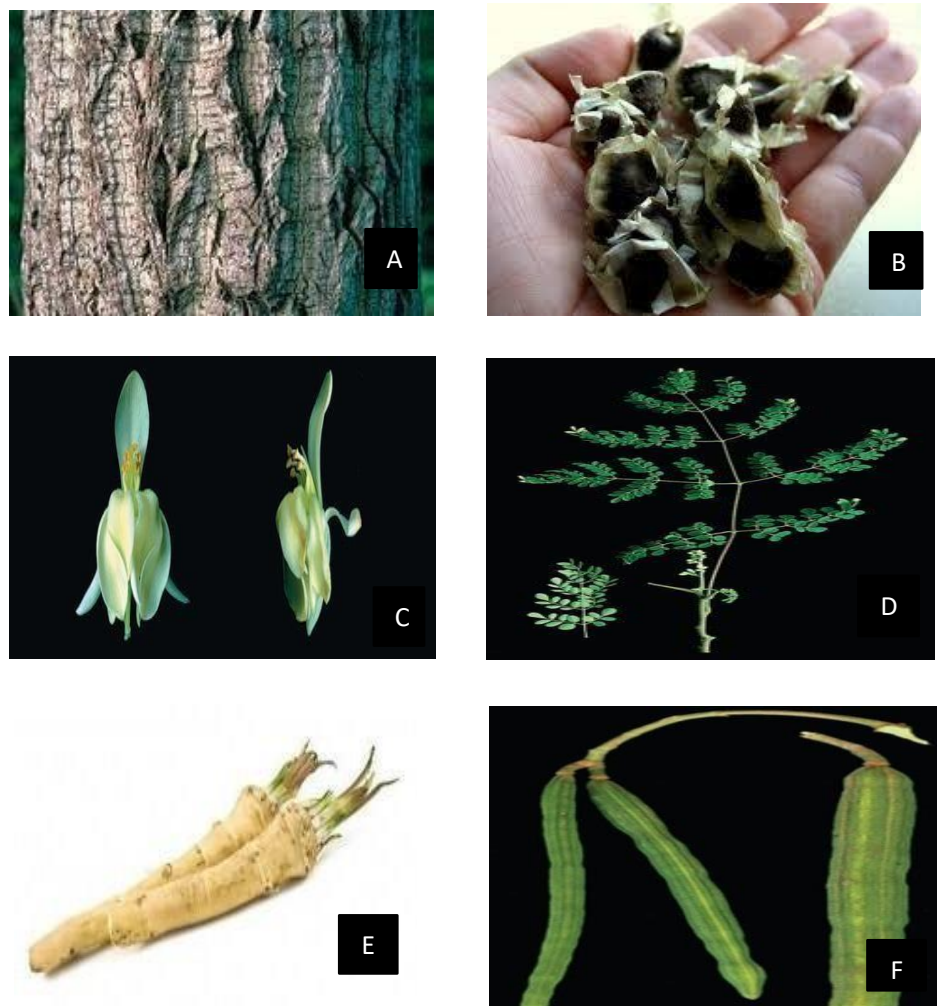


Figure 3 : Différents organes de *M. oleifera* : **(A)** Tronc d'un arbre adulte (Parrotta, 2009) ; **(B)** Graine (Agroconsult, 2016); **(C)** Fleur (Parrotta, 2009) ; **(D)** Feuille composée du *Moringa* et côté plus pâle d'une foliole (à gauche) (Parrotta, 2009); **(E)** Racine (Kaki et Mimouni 2018); **(F)** Gousse (siliques) (Parrotta, 2009).

I.6. Ecologie de *Moringa*

I.6.1. Exigences édapho-climatiques

Le *Moringa* pousse dans n'importe quel type de sol, mais il préfère des sols limoneux, sableux ou sablo-limoneux, avec un pH compris entre 4.5 et 8, neutres à acide. (Palada, 1996 ; Louni, 2009; Nouman *et al.*, 2014).

Le *Moringa* est une plante de climat tropical ou subtropical une exposition au soleil sera meilleure et les températures idéales varie entre 20° C à 35°C (Saint sauveur et Broin, 2010).

1.7. Culture

Moringa oleifera est un arbre de croissance rapide (environ 3 ans après sa plantation, il commence à donner des fruits), peut être planté par semis ou par repiquage, en plein champ ou par bouture. Il peut être cultivé d'une façon extensive pour la production des graines (semence ou production d'huile) ou d'une façon intensive irriguée pour une production optimale des feuilles avec une récolte toutes les six semaines (Barth, 1982; Louni, 2009).

Les fleurs et les gousses sont généralement produites au cours de la deuxième année de croissance de l'arbre. Durant les deux premières années le rendement sera faible, mais à partir de la troisième année un seul arbre peut produire 600 à 1600 fruits (gousses) par an (Boukandoul, 2019).

1.8. Test de germination :

Le taux de germination de *M. oleifera* est habituellement très élevé mais peut tomber à 0 % après 2 ans de conservation. Des travaux réalisés au Soudan montrent que les graines de toutes les espèces de *Moringa* germent mieux à mi-ombre. Dans le climat chaud de la mi-avril, les taux de germination de *M. stenopetala* et *M. oleifera* ne sont que de 54 à 40 % en plein soleil, comparativement à 92 et 94 % à mi-ombre. Durant la saison sèche et fraîche, on observe peu de difficultés de germination (Ibrahim et al., 2021).

II-Métabolites primaires et secondaires

Un métabolite primaire est un type de métabolite qui est directement impliqué dans la croissance, le développement et la reproduction, normale d'un organisme ou d'une cellule. Ce composé a généralement une fonction physiologique dans cet organisme, c'est-à-dire une fonction intrinsèque. Métabolites primaires rassemblent les acides aminés (source primaire de construction des protéines), les lipides (réserves d'énergie, membrane cellulaire), les glucides (réserves d'énergie, paroi cellulaire) et les acides nucléiques.

Inversement, un métabolite secondaire n'est pas directement impliqué dans ces processus physiologiques fondamentaux d'un organisme mais possède typiquement une fonction écologique importante (c'est-à-dire une fonction relationnelle.) un métabolite secondaire est typiquement présent dans un ensemble taxonomiquement restreint d'organismes (plantes, champignons, bactéries, etc.) (Labbani, 2022).

Les métabolites secondaires ont des intérêts multiples, ils sont mis à profit aussi bien dans l'industrie alimentaire, cosmétique que pharmaceutique. Ils sont largement utilisés en thérapie comme vasculo-protecteurs, anti-inflammatoires, inhibiteurs enzymatiques, antioxydants et anti-radicalaires (Bruneton, 1993).

1- Familles des métabolites secondaires

1.1. Polyphénols

Les polyphénols, groupe de composés structurellement hétérogènes, sont largement utilisés depuis longtemps en phytothérapie (Hennebelle et *al.*, 2004) s'impliquant dans certains critères de qualité des végétaux, entre autre la couleur, le goût, l'amertume et l'astringence (Milane, 2004 ; Macheix et Fleuriet, 2006).

1.2. Acides phénoliques

a. Acides hydroxy-benzoïques

Ce sont des dérivés de l'acide benzoïque, ils ont une structure générale de base de type (C6-C1), ils existent souvent en forme d'esters ou de glucosides (Sarni et Cheynier, 2006).

b. Acide hydroxy-cinnamique

Ils dérivent de l'acide cinnamique et possèdent une structure générale de base de type C₆ C₃, ils existent souvent sous forme combiné avec des molécules organiques (Sarni et Cheynier, 2006).

1.2.1 Propriétés des composés phénoliques

1/ Propriétés physico-chimiques

Les polyphénols sont des molécules aromatiques solubles dans les solvants polaires tels que l'éthanol, le méthanol et l'eau. Tandis que les moins polaires comme les isoflavones, les flavonone, les flavones et les flavonols sont plus solubles dans d'autres solvants organiques tels que l'éther (Benkrief, 1990).

2/ Propriétés biologiques

Chez les plantes, les composés phénoliques sont impliqués dans différents processus comme la germination des graines et la croissance des plantes (Macheix et al., 2006). Ces dernières années les recherches sur les composés phénoliques se sont accentuées en raison de leurs activités anti-inflammatoires, antibactériennes, antifongiques, antioxydant et même anticancéreuse (Montoro et al., 2005).

1.3. Flavonoïdes

Le nom flavonoïde est dérivé du mot «Flavus» en latin, qui signifie jaune. Ils sont les plus représentatifs des composés phénoliques, ces molécules ont des structures chimiques variées et des caractéristiques propres (Benhammou, 2011).

Les flavonoïdes sont souvent produits dans les tissus végétaux dans des conditions de stress comme la lumière d'intensité élevée, la basse température, la carence en éléments nutritifs et l'attaque d'un pathogène ou de la sénescence (Gutha et al., 2010).

1.4. Alcaloïdes

Les feuilles de *Moringa* contiennent plusieurs composés alcaloïdique tels que N, α -L-rhamnopyranosyl Vincosamide, cependant, leurs quantités dans les feuilles sont encore inconnus (Zemmeli, 2023).

Les alcaloïdes représentent un ensemble de molécules d'origine naturelle, renfermant du carbone, de l'hydrogène et, plus spécialement, de l'azote. La plupart possèdent une activité biologique (Poisson, 2024).

1.5. Terpénoides et stéroïdes

Les terpènes sont des métabolites secondaires, ils peuvent être considérés comme étant des dérivés de l'isoprène d'où le nom d'isoprénoïde, et sont classés selon le nombre de leurs unités isoprènes (Raven et *al.*, 2003).

1.6. Coumarines

Les coumarines sont des hétérocycles oxygénés (Iwueke et *al.*, 2008). Ils ont été isolés pour la première fois par Vogel en 1820, dans le *Coumarouna odorata*. Aujourd'hui, les composés coumariniques sont isolés dans plus de 800 espèces de plantes et dans les microorganismes (Onwukaema, 1999).

1.7. Tannins

Le mot Tanin est un terme provenant d'une pratique ancienne qui utilisait des extraits de plantes pour tanner les peaux d'animaux (Hopkins, 2003). Ils se retrouvent dans différents organes chez les végétaux, surtout dans les racines et les rhizomes, dans l'écorce, dans le bois et les feuilles, dans les fleurs (rose rouge) et dans les graines (Mansour, 2017).

1.8. Tanins galliques

Un tanin, ou tannin, ou acide gallique, est une substance amorphe très répandue dans le bois, l'écorce, les feuilles et/ou les racines de nombreux végétaux, apte à transformer la peau en cuir. Le tanin est astringent, un composé polyphénolique végétal amer. Les tanins ont une légère odeur caractéristique, un goût amer et astringent, et leur couleur varie du jaune au brun foncé (Site web 1).

1.9. Anthocyanes

Les anthocyanes sont des métabolites secondaires responsables en grande partie de la coloration allant du rouge au violet présente dans les fruits, les fleurs et les feuilles des végétaux (Gomez, 2009).

1.10. Glucosides

Les glucosides sont des analogues d'hydrates de carbone résultant de la condensation d'oses et de substances non glucidiques aglycones (Mbarek, 2011). Beaucoup de plantes stockent ces glucosides sous une forme inactive. Ces molécules sont constituées de 2 parties distinctes : le glycone, qui correspond au groupement glucidique (constitué d'une ou plusieurs fonctions glucidiques), et l'aglycone, qui est la partie non glucidique de la molécule (Calatayud et *al.*,

2013).

1.11. Saponines

Les saponines sont des composés moussants une fois agités avec de l'eau. Comme définition, on dirait qu'une saponine est un glycoside de stéroïde ou de triterpène. Fondamentalement, on distingue les saponines stéroïdiennes et les saponines tri-terpéniques (Manach et *al.*, 2004).

3- Utilisations de *Moringa oleifera* en phytothérapie

3.1 Activité antioxydante et anti-inflammatoire

Des études antérieures ont suggéré que les flavonoïdes et les polyphénols contenus dans *M. oleifera*, tels que la rutine et la myricétine sont les principaux ingrédients actifs qui exercent des fonctions antioxydantes et anti-inflammatoires, et aussi les isothiocyanates, qui sont abondants dans les graines de *M. oleifera* présentent également ces effets à la fois in vitro et in vivo (Xinyue et *al.*, 2023).

3.2 Activité anti tumoral

Les feuilles de *M. oleifera* peuvent combattre différents types de cellules cancéreuses. L'extrait aqueux de feuilles de *M. oleifera* (MOE) a des effets anticancéreux significatifs sur les cellules de mélanome in vitro, mais n'a presque aucun effet sur les fibroblastes humains normaux. Les alcaloïdes, qui sont des composés organiques contenant de l'azote, ont démontré des effets anti tumoraux (Xinyue et *al.*, 2023).

3.3 Amélioration du microbiote intestinal

Le déséquilibre de la flore intestinale est associé à certaines maladies, comme le diabète, l'obésité, les maladies rénales chroniques et la colite. A l'aide d'une expérimentation ont suggéré que l'extrait de graines de *M. oleifera* peut améliorer la santé métabolique grâce à une recombinaison du microbiote intestinal de type antibiotique (Xinyue et *al.*, 2023).

3.4 Activité neuroprotectrice

La phytothérapie est largement utilisée dans le traitement de nombreuses maladies en raison de sa faible toxicité et de son bon effet curatif. *M. oleifera* a diverses fonctions, notamment des effets protecteurs sur le système nerveux, grâce à ses riches principes actifs.

M.oleifera est riche en flavonoïdes et polyphénols, qui ont des effets neuroprotecteurs (Xinyue et *al.*, 2023).

3.5 Amélioration du syndrome métabolique

Le syndrome métabolique est un groupe de syndromes cliniques comprenant (l'hypertension, l'obésité centrale, le diabète, etc.). La recherche montre que *M. oleifera* peut jouer un rôle important dans le traitement de ces maladies. *M. oleifera* est constitué de la niazirine qui a un glycoside phénolique isolé de graines, permet d'améliorer la résistance à l'insuline, l'hyperglycémie, l'hyperlipidémie et la stéatose hépatique non alcoolique (Xinyue et *al.*, 2023).

3.6 Autres activités

Les herboristes du Nigeria et d'autres pays tropicaux utilisent couramment *M. oleifera* pour traiter l'infertilité masculine et les troubles de la reproduction féminine.

Les plantes médicinales traditionnelles sont utilisées depuis l'Antiquité pour soigner les blessures. Outre les problèmes tels que l'utilisation de médicaments chimiques, les prix élevés et les effets secondaires, les plantes médicinales ont également attiré l'attention du public. *M. oleifera* est largement utilisée dans le traitement des plaies en raison de ses faibles effets secondaires et de son excellente activité antioxydante et antibactérienne. *M. oleifera* peut également être utilisé pour la protection des os, favoriser la coagulation... etc. (Xinyue et *al.*, 2023).

a) Clarification ou traitement de l'eau

Selon Foidl et *al.*, (2001) La poudre des graines de *M. oleifera* constitue un flocculant naturel qui peut clarifier les eaux troubles, dissipant de ce fait 99% des matières colloïdales. Il a démontré également que ce mélange de graines constitue un coagulant de premier ordre pour le traitement de l'eau des rivières possédant un haut niveau de matériel solide en suspension. La coagulation est la première étape du traitement de l'eau. Les produits les plus couramment utilisés pour la coagulation dans le traitement des eaux sont l'alun ou le sulfate d'aluminium. Cependant, l'utilisation de sulfate d'aluminium dans le traitement de l'eau rend l'eau traitée acide et surchargée en ions aluminium.

Au cours du processus, les coagulants chimiques créent des résidus de boues non biodégradables qui peuvent causer des problèmes de santé et des impacts environnementaux.

Des recherches antérieures ont montré que *Moringa oleifera* peut produire de bons coagulants pour le traitement de l'eau (Figure 4) (Mahoudo et *al.*, 2023).



Figure 4 : Essai de purification d'eau sale par les graines de *Moringa oleifera* (Site web 2).

4- Définition biofilm

Le biofilm est une communauté de microorganismes structurée de cellules enrobées dans une matrice extracellulaire hydratée, riche en polymères extracellulaires, et en contact avec une surface (Lebeaux et Ghigo, 2012 ; Yong et al. 2019).

La matrice du biofilm est hautement hydratée et peut contenir jusqu'à 97 % d'eau. Elle peut être constituée de polysaccharides, de protéines, d'acides nucléiques, d'agents tensioactifs, de lipides, de glycolipides et de cations. La composition de la matrice varie selon l'espèce bactérienne et les conditions de croissance (Karatan et Watnick, 2009 ; Flemming et Wingender, 2010).

4.1. Formation d'un Biofilm chez *Staphylococcus aureus*

Staphylococcus aureus continue d'être l'une des bactéries les plus impliquées dans les maladies humaines. Cette bactérie se trouve dans le microbiote cutané normal des animaux et des humains, avec un taux de portage compris entre 20 et 30 % dans la population humaine en bonne santé (Hanselman et al., 2009).

Les abcès, les infections pulmonaires, la bactériémie, l'endocardite et l'ostéomyélite sont tous causés par des infections à *S. aureus* chez l'Homme (Tong et al., 2015).

S. aureus développe un biofilm pour ralentir ou empêcher la diffusion des médicaments antimicrobiens, empêchant ainsi l'accès des médicaments aux cellules résidant à l'intérieur du biofilm (Donlan, 2002). Étant donné que le biofilm protège les cellules enfermées, *S. aureus* l'a donc adopté comme l'un de ses outils pour résister aux antibiotiques qui sont généralement

bactéricides pour les cellules sous leur forme planctonique flottante (Ou et *al.*, 2020).

4.1.1 Formation d'un biofilm chez *Staphylococcus aureus*

La formation du biofilm chez *S. aureus* passe par quatre étapes différentes (Tang et *al.*, 2012 ; Jefferson et *al.*, 2004).

A – Adhésion de bactéries planctoniques, d'abord de manière réversible, puis irréversible.

B – Accumulation de biomasse pour former des microcolonies.

C – Maturation du biofilm. La structure prend sa forme 3-D complexe et les hétérogénéités apparaissent au sein du biofilm.

D – Dispersion, le biofilm relâche de manière partiellement contrôlée des bactéries dans l'environnement. Ces dernières peuvent recoloniser de nouvelles surfaces pour recommencer un cycle (Figure 5) (Tang et *al.*, 2012 ; Jefferson et *al.*, 2004).

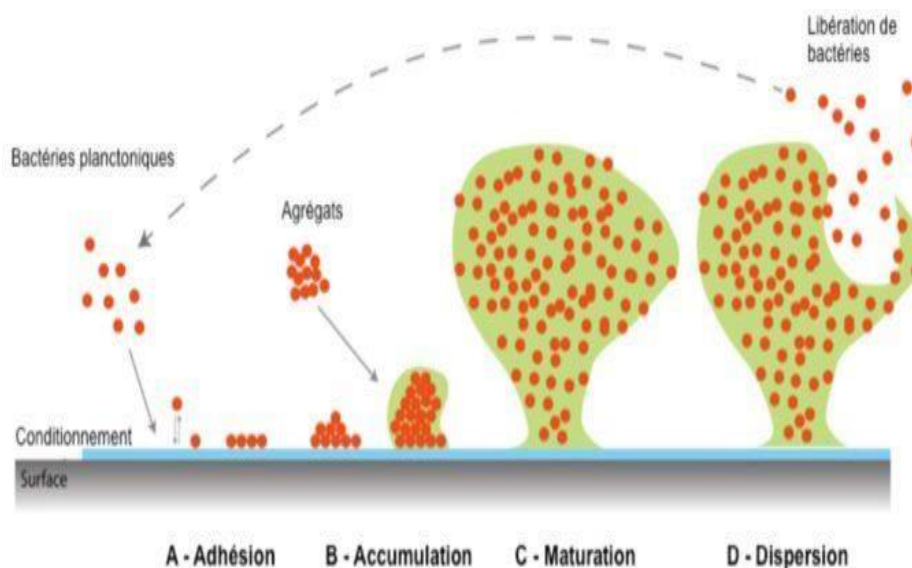


Figure 5: Quatre stades de développement du biofilm, représentés de gauche à droite (Tang et *al.*, 2012 ; Jefferson et *al.*, 2004).

5- Activité antimicrobienne

Les agents antibactériens, sont obtenus à partir de bactéries ou de champignons ou par synthèse de *novo*. Techniquement, le terme "antibiotiques" ne correspond qu'aux antimicrobiens produits par des bactéries ou des champignons.

Les extraits de diverses plantes restent un grand intérêt pour la valorisation des ressources naturelles, ils sont utilisés comme remèdes alternatifs dans le traitement de nombreuses maladies infectieuses, ils peuvent aussi être utilisés comme moyens de conservation des aliments (Kelen, 2008).

M. oleifera Lam semble avoir des effets antidiabétiques, probablement grâce à des composants végétaux bénéfiques retrouvés dans les feuilles, parmi lesquels les isothiocyanates. Des études ont confirmé les propriétés hypoglycémiantes chez les patients atteints de diabète de type II suite à une consommation des feuilles de *M. Oleifera* Lam sur une période de 40 jours (Ghasi et al., 2000 ; Kumari, 2010 ; Giridhari et al., 2011).

Les isothiocyanates, les glucosinates et les pterygospermines présents dans les feuilles, les graines, les racines et l'écorce de *M. oleifera* Lam ont des propriétés antimicrobiennes (Anwar et al., 2007).

Tandis que, Les polyphénols contenus dans les feuilles, racines, fruits et graines de *M. oleifera* Lam protègent l'organisme du stress oxydant (Atawodi et al., 2010).

Chapitre II

Matériel et méthodes

I.1. Cadre de l'étude

Notre travail expérimental a été réalisé au niveau des laboratoires pédagogiques communs (I) d'analyse physicochimique et de microbiologie de département Biochimie -Microbiologie, Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques de l'Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou (UMMTO), durant la période du 18 mars 2024 au 16 Mai 2024.

I.2. Objectif de l'étude

L'objectif visé par notre étude expérimentale est de mettre en évidence les caractéristiques physicochimiques, phytochimiques, et l'activité antimicrobienne des extraits de graines de *Moringa oleifera*.

I.3. Matériel

I.3.1. Matériel végétal

Les graines de *Moringa oleifera* ont été achetées auprès d'un Herboriste, importé d'Egypte.

I.3.2. Matériel biologique

Les bactéries utilisées dans la réalisation des activités biologiques, de l'extrait de *Moringa oleifera* sont citées dans le tableau II.

Tableau II : Souches bactériennes testées

Souche testées	Type de Gram	Aspect morphologique	Références
<i>Staphylococcus aureus</i>	Bactérie à Gram positif +	Cocci en grappe de raisin	ATCC 25923
<i>Escherichia coli</i>	Bactérie à Gram négatif -	Coccobacilles	ATCC 25922

I.4. Méthodes

I.4.1. Préparation de l'échantillon

Les graines de *Moringa oleifera* sont couvertes d'une couche dure qui est décortiquée manuellement. Le concassage est réalisé manuellement. Par la suite, les graines sont séchées à l'abri de la lumière et de l'humidité pendant 48 heures. Les graines séchées sont ensuite broyées à deux reprises à l'aide d'un broyeur électrique. La poudre obtenue est tamisée et conservée, à l'abri de la lumière, dans des flacons en verre pour des analyses ultérieures.



Figure 6 : Préparation de la poudre des graines de *Moringa oleifera* : (A) Graines de *M. oleifera* ; (B) Graines décortiquées de *M. oleifera* ; (C) Poudre des graines de *M. oleifera* après broyage et tamisage.

I.5. Analyses physicochimiques de la poudre des graines de *Moringa oleifera*

I.5.1. Détermination de la teneur en eau (Humidité) (AFNOR, 1986)

Principe

La teneur en eau a été déterminée sur des échantillons de poudre des graines de *Moringa oleifera* qui sont introduites dans des capsules en porcelaine pour les faire subir un séchage dans une étuve réglée à 105°C pendant 15 min. L'échantillon est pesé avec une balance de précision (0,001g). L'opération est répétée jusqu'à avoir un poids constant.

Mode opératoire

La détermination de la teneur en eau a été réalisée de la manière suivante :

- 1- Les capsules en porcelaine ont été pesées avec 5 g de l'échantillon dans chacune.
- 2- Ensuite, le poids indiqué sur la balance a été noté pour chaque capsule avant que celles-ci ne soient placées dans l'étuve.
- 3- Puis, les capsules ont été retirées de l'étuve et déposées dans un dessiccateur afin d'éviter la réhydratation.
- 4- Après refroidissement, elles ont été pesées, et l'opération a été répétée pour le même échantillon jusqu'à l'obtention d'un poids constant.

Expression des résultats

La teneur en eau a été déterminée selon la formule ci- dessous :

$$H\% = \frac{M1-M2}{M} * 100$$

H : Humidité (%)

M1 : Masse de la capsule (vide) + la matière fraîche avant séchage (poudre) en g.

M2 : Masse de l'ensemble après séchage en g.

M : Masse de la prise d'essai en g.

A partir de la teneur en eau, on détermine le taux de la matière sèche qui a été calculé par la formule suivante :

$$MS(\%)=100-H (\%)$$

Ms (%) : Taux de la matière sèche (%).

H (%) : Taux d'humidité (%).

I.5.2. Mesure de pH

Principe

La détermination du potentiel d'hydrogène (pH) a été réalisée par la méthode potentiométrique à l'aide d'un pH mètre.

I.5.3. Détermination de la teneur en cendres (NF V 05-113,1972)

Principe

Chaque échantillon est calciné à 550°C dans un four à moufle jusqu'à l'obtention des cendres de couleur blanchâtre ou grise de poids constant.

Mode opératoire

- 1- 5 g de l'échantillon ont été posés dans des capsules en porcelaine.
- 2- Les capsules ont été placées dans un four à moufle à 550 °C pendant 5 heures, la température été augmentée progressivement afin d'éviter une calcination violente du produit.
- 3- Ensuite, les capsules ont été retirées et mises dans un dessiccateur.
- 4- Après refroidissement, elles ont été pesées à l'aide d'une balance de précision (0,001 g).

Expression des résultats

La matière organique est calculée par la formule ci-dessous :

$$MO\% = \frac{M1 - M2}{P} * 100$$

MO : Matière organique en g.

M1 : Masse de creuset + la prise d'essai en g.

M2 : Masse de creuset après incinération en g.

P : Masse de la prise d'essai en g.

La détermination de la teneur en cendre est calculée comme suit :

$$TC(\%) = 100 - MO(\%)$$

Tc (%) : Teneur en cendre (%).

MO (%) : Matière organique (%).

I.5.4. Détermination de l'acidité titrable (NF V 05-101,1974)

Principe

Le principe de cette méthode consiste en un titrage de l'acidité avec une solution de NaOH (0.1N) en présence de phénolphthaléine comme indicateur de couleur.

Mode opératoire

- 1- 2,5 g de la poudre ont été pesés.
- 2- L'échantillon a été placé dans un bécher, puis 25 mL d'eau distillée chaude, récemment bouillie, ont été ajoutés et mélangés jusqu'à obtention d'un mélange homogène.
- 3- Le mélange a été chauffé au bain-marie pendant 15 minutes.
- 4- Après refroidissement, le contenu a été versé dans une fiole jaugée de 125 mL, puis complété avec de l'eau distillée récemment bouillie et refroidie.
- 5- Le mélange a été homogénéisé puis filtré à l'aide d'une passoire et d'un papier filtre.
- 6- Un volume de 25 mL a été prélevé, auquel 3 à 5 gouttes de phénolphthaléine ont été ajoutées.
- 7- La solution de NaOH (0,1 N) a été versée à l'aide d'une burette tout en agitant le contenu jusqu'à l'apparition d'une couleur rose persistante pendant 30 secondes.
- 8- Le volume de NaOH ayant neutralisé la solution a été déterminée en effectuant la lecture sur la burette graduée.

Expression des résultats

La détermination de l'acidité titrable est en gramme d'acide citrique pour 100 g d'échantillon, elle est calculée selon la formule ci-dessous :

$$A(\%) = \frac{250 * V1 * 100}{M * V0 * 10} * 0.07$$

A % : Pourcentage d'acidité titrable

V0 : Volume de la prise d'essai, exprimé en ml.

V1 : Volume de NaOH (0.1 N) versé, exprimé en millilitre

M : La masse de l'échantillon à analyser en gramme.

0.07 : Le facteur de conversion de l'acidité titrable en équivalent de l'acide citrique.

I.5.5. Dosage des sucres

Pour ce dosage, on met en évidence trois catégories de sucres à savoir : les sucres totaux, les sucres réducteurs et le saccharose.

Avant de procéder aux différents dosages, on prépare les solutions de Fehling A et B et les deux filtrats (1) et (2) de compositions suivantes :

❖ Filtrat (1)

- 1- 10 g de l'échantillon ont été pesés dans un bécher de 100 mL.
- 2- Ensuite, 2,5 mL d'acétate de zinc ont été ajoutés.
- 3- Le bécher a été rempli jusqu'aux 2/3 de son volume avec de l'eau distillée.
- 4- Le mélange a été agité à plusieurs reprises puis a été laissé reposer pendant 15 minutes.
- 5- La solution a été ajustée avec de l'eau distillée jusqu'à 100 mL.
- 6- Le filtrat a été homogénéisé, filtré sur un papier filtre et le filtrat a été récupéré.

❖ Filtrat (2)

- 1- 25 mL du filtrat (1) ont été prélevés et 2,5 mL d'HCl concentré ont été ajoutés.
- 2- Le mélange a été chauffé au bain-marie à 70 °C pendant 5 minutes.
- 3- Puis, le mélange a été neutralisé avec NaOH (10 N) en présence de phénolphtaléine à 1 %.

➤ Dosage des sucres totaux**Mode opératoire**

- 1- 2,5 mL de la solution Fehling A et 2,5 mL de la solution Fehling B ont été prélevés.
- 2- Puis, le volume a été ajusté jusqu'à 50 mL avec de l'eau de robinet.
- 3- Le contenu a été chauffé jusqu'à ébullition durant 2 minutes.
- 4- Le filtrat (2) a été titré jusqu'à la disparition de la couleur bleue.
- 5- 2 gouttes de bleu de méthylène ont été ajoutées jusqu'à ce que la coloration bleue soit remplacée par une coloration marron cuivrée.
- 6- Le volume de filtrat (2) V2 a été noté.

Expression des résultats

La quantité des sucres totaux dans la prise d'essai est estimée par la formule suivante :

$$ST = \frac{500}{V * (V2 - 0.05)} * 10$$

ST : Quantité des sucres totaux (g/100mL).

V : Volume de la prise d'essai.

V2 : Volume du filtrat (2) dépensé pour le titrage.

➤ Dosage des sucres réducteurs**Mode opératoire**

1- 2,5 mL de la solution Fehling A et 2,5mL de la solution Fehling B dans un bécher de 500 mL ont été introduit ;

- 2- On a ajustés jusqu'à 50 mL avec l'eau de robinet ;
- 3- Le contenu a été chauffé jusqu'à l'ébullition durant 2mn ;
- 4- On a titrés par le filtrat (1) jusqu'à ce que la teinte bleue disparaisse ;
- 5- 2 gouttes de bleu de méthylène ont été ajoutées puis on a continué le titrage jusqu'à ce que la coloration bleue devienne rouge brique ;
- 6- Le titrage a été arrêté puis on a notés le volume du filtrat (1) dépensé V1.

Expression des résultats

La quantité de sucres réducteurs dans la prise d'essai est donnée par la formule suivante :

$$SR = \frac{240}{V * (V1 - 0.05)}$$

SR : quantité des sucres réducteurs (g/100mL).

V : volume de la prise d'essai (mL).

V1 : volume du filtrat (1) utilisé au titrage.

➤ Taux de saccharose

La quantité de saccharose est calculée selon la formule suivante :

$$S = (S_T - S_R) \times 0.95$$

S : quantité de saccharose en g/L.

S_T : quantité des sucres totaux en g/L.

S_R : quantité des sucres réducteurs en g/L.

I.6. Analyses phytochimiques de la poudre des graines de *Moringa oleifera*

Les différentes classes de métabolites secondaires issues de la poudre sont mises en évidence grâce aux méthodes standards du screening phytochimique (Dohou et al., 2003).

I.6.1. Préparation de l'infusé

10 grammes de la poudre ont été ajoutés à 50 mL d'eau distillée. Ensuite, le mélange a été porté au bain-marie pendant 15 minutes. Après filtration, le filtrat a été ajusté à 100 mL avec de l'eau distillée. L'infusé obtenu a été utilisé pour l'analyse phytochimique.

Anthocyanes

Dans un Erlenmeyer, 5 mL d'infusé ont été introduits, puis quelques gouttes d'HCl ont été ajoutées. La présence d'anthocyanes est indiquée par l'apparition d'une coloration rouge.

Tanins

5 mL d'infusé ont été prélevés, auxquels quelques gouttes de la solution de FeCl₃ (5 %) ont été ajoutées. La présence de tanins est indiquée par la coloration bleu noir.

Tanins galliques

Le filtrat a été saturé avec de l'acétate de sodium (CH₃COONa), puis quelques gouttes de FeCl₃ ont été ajoutées. Une coloration bleu foncé indique une réaction positive.

Saponosides

Deux tubes à essai fermés ont été pris. Au premier tube, 5 ml d'HCl (0,1 N) ont été ajoutés, et dans le deuxième tube, 5 mL de NaOH (0,1 N) ont été ajoutés. Dans chacun des tubes, 2 à 3 gouttes d'infusé ont été introduites, puis les tubes ont été agités verticalement pendant quelques secondes et laissés reposer pendant 15 minutes. La présence de saponosides est indiquée par l'apparition d'une mousse persistante.

Deux cas probables ont été observés :

1. Dans le premier cas, si le même volume de mousse est obtenu dans les deux tubes, cela indique la présence de saponosides stéroïdiens.
2. Dans le deuxième cas, si une mousse plus grande et plus stable est formée dans le milieu basique, cela indique la présence de saponines tri-terpéniques.

Flavonoïdes

5 mL d'HCl ont été ajoutés à 5 mL de l'infusé, puis un copeau de magnésium (Mg) et 1 mL d'alcool iso-butanol ont été ajoutés. La réaction est considérée comme positive lorsqu'une coloration rouge orangé apparaît.

Glucosides

Quelques gouttes d'H₂SO₄ ont été ajoutées à 2 g de poudre végétale. L'apparition d'une couleur rouge brique, puis violette, indique la présence de glucosides.

Stéroïdes

À 2,5 mL d'infusé, 2,5 mL d'anhydride acétique ont été ajoutés, puis 2,5 mL d'acide sulfurique (H₂SO₄) ont été ajoutés. L'apparition d'une couleur verte indique la présence de stéroïdes.

Coumarines

2 mL de l'infusé ont été mélangés avec 3 mL de NaOH (10 %). L'apparition d'une coloration jaune indique une réaction positive.

I.7. Préparation de l'extrait sec de *M. oleifera*

Mode opératoire

10 g de la poudre tamisée ont été macérés dans 100 mL d'eau distillée chaude pendant 24 heures avec agitation. Après filtration, le filtrat obtenu a été placé dans un cristalliseur et mis à l'étuve à 40 °C pendant 48 heures, jusqu'à évaporation de l'eau. Par la suite, l'extrait sec a été raclé et conservé dans un flacon en verre à 4 °C jusqu'à utilisation ultérieure.

Le rendement d'extraction est déterminé par la formule suivante :

$$R\% = \frac{p1}{p2} * 100$$

R % : Rendement d'extraction.

P1 : Poids de l'extrait après évaporation de solvant.

P2 : Poids de la poudre utilisée pour l'extraction.

I.8. Dosage des composés phénoliques

Les polyphénols sont des métabolites secondaires amplement répandues dans le règne végétal (Xiuzhen et *al.*, 2007), s'impliquant dans certains critères de qualité des végétaux, entre autre la couleur, le goût, l'amertume et l'astringence (Milane, 2004; Macheix et *al.*, 2006).

Principe

Le Folin-Ciocalteu est une méthode de quantification des composés phénoliques, il s'agit d'une méthode analytique biochimique nécessitant la prise d'échantillons, l'extraction des composés phénoliques à partir de ces échantillons puis d'une mesure spectrophotométrique des extraits (Boizot et charpentier, 2006). Les composés phénoliques réagissent avec le réactif Folin-Ciocalteu et forment un complexe phosphotungstique/phospho-molybdène de couleur bleue, et l'absorption maximale dépend de la concentration des composés phénoliques. Le changement de couleur du jaune au bleu indique la réaction et la formation du complexe (Sharma et *al.*, 2020).

L'acide gallique a été utilisé comme standard d'étalonnage pour déterminer la concentration en composés phénoliques en se référant à la courbe d'étalonnage obtenue, et les valeurs sont exprimées en mg équivalent d'acide gallique par gramme d'extrait sec (mg GAE/g MS).

Mode opératoire

❖ Préparation de l'échantillon

4 mg de l'extrait sec précédemment préparé ont été dissous dans 1000 μ L d'eau distillée, ainsi que la préparation du standard (acide gallique) qui a été traitée selon les étapes ci-dessous, dans le but de déterminer la concentration en polyphénols des graines de *Moringa oleifera*.

- 1 mL du réactif de Folin (dilué 10 fois) a été ajouté à 200 μ L d'échantillon ou de standard avec des dilutions convenables.
- Après 4 minutes, 800 μ L d'une solution de carbonate de sodium (75 mg/mL) ont été ajoutés au milieu réactionnel.
- Le mélange a été incubé pendant une heure à température ambiante et à l'abri de la lumière.
- L'absorbance a été mesurée à 760 nm.

I.9. Évaluation de l'activité antimicrobienne de l'extrait aqueux des graines de *M. oleifera*

I.9.1 Évaluation de l'Activité antibactérienne

Le but de cette évaluation consiste à tester la sensibilité des souches étudiées (*Staphylococcus aureus* ; *Escherichia coli*) à l'extrait aqueux de la poudre des graines de *Moringa oleifera*.

a. Repiquage des bactéries sur gélose nutritive

A l'aide d'une pipette Pasteur stérile, quelques colonies de *Staphylococcus aureus* sont prélevées puis ensemencées sur gélose nutritive par la technique de quatre quadrants ensuite incubées pendant 24h à 37°C.

Les mêmes opérations sont répétées pour le repiquage d'*Escherichia coli*.

b. Coloration de Gram

✓ Préparation du frottis bactérien

Déposer une goutte d'eau, prélever une colonie bactérienne et étaler-la sur une lame, fixer ensuite la lame à la chaleur. Recouvrez le frottis avec une solution de violet de Gentiane et laisser agir pendant 60 secondes. Rincer ensuite à l'eau, puis ajouter du Lugol et laisser agir pendant 60 secondes. Décolorer avec l'éthanol pendant 45 secondes, rincer à l'eau. Ajouter ensuite la fuschine et laisser agir pendant 60 secondes, rincer à l'eau puis sécher avec du papier absorbant. Enfin, observer au microscope optique en utilisant l'huile d'immersion avec un grossissement de 1000x.

II. L'activité antimicrobienne

✓ Préparation de l'extrait aqueux

0.4 g de l'extrait sec de *Moringa* est dilué dans 1mL du DMSO afin d'obtenir une solution homogène.

✓ Préparation de la suspension bactérienne

A l'aide d'une pipette Pasteur stérile, des colonies de *Staphylococcus aureus* ou d'*Escherichia coli* sont prélevées et trempées dans l'eau physiologique tout en mélangeant jusqu'à l'obtention d'une suspension mère troublée. La standardisation de la suspension bactérienne est réalisée à l'aide d'un spectrophotomètre à une longueur d'ondes de 620nm.

Ensemencement des souches

Un écouvillon stérile est trempé dans la suspension bactérienne, l'excès d'inoculum est enlevé par pression sur les bords du tube, l'écouvillonnage est réalisé régulièrement sur la gélose Mueller Hinton en tournant la boîte 60° jusqu'à l'ensemencement de la totalité de la surface. Ensuite à l'aide d'une pince stérile 4 disques du papier wattman sont déposés et imprégnés par la solution de l'extrait de *Moringa* à l'aide d'une micropipette de 10 µL. Un disque de papier wattman stérile imbibé de 10µL de DMSO est considéré comme témoin négatif. L'opération est réalisée en duplicata pour les deux souches.

Antibiogramme

Dans le but de déterminer la sensibilité des deux souches bactériennes vis-à-vis des antibiotiques, celles-ci ont été ensemencées par écouvillonnage sur gélose Mueller Hinton. Ensuite, à l'aide d'une pince stérile des disques d'antibiotiques sont déposés.

Staphylococcus aureus a été testée avec les antibiotiques suivants : Gentamicine (CN), Amikacine (AK), Cephalotine (CF), Penicillin (P), Augmentin (AMC), Imipiném (IMP), tandis que *Escherichia coli* a été testée avec la Gentamicine (CN), Colistine (CLM), Ceftazidime (CAZ), Amoxicilline (AX), Ciprofloxacine (CIP), Augmentin (AMC).

III. Évaluation de l'activité antibiofilm

Dans le but de détecter les souches formatrices de biofilm, la méthode de l'ensemencement sur la gélose Rouge Congo agar (RCA) a été utilisée.

Chaque souche standardisée, est ensemencée séparément et aseptiquement par la méthode de quatre quadrants en surface sur une boîte du Rouge Congo, ensuite les boîtes sont placées dans l'étuve à 37° C pendant 24 h.

Les bactéries formatrices de biofilm apparaissent noires avec une surface rugueuse et un cristallin de consistance sèche où le colorant Rouge Congo interagit directement avec certains polysaccharides bactériens formant un slime contrairement aux colonies non formatrices qui restent rouge avec une surface lisse.

La méthode de diffusion sur gélose a été également utilisée pour déterminer l'activité antiadhésive de l'extrait aqueux de la poudre de *Moringa oleifera* vis-à-vis de *S. aureus*, sur le milieu Rouge Congo Agar (RCA).

Deux boîtes de Pétri contenant la gélose Rouge Congo Agar ont été ensemencées avec la suspension standardisée de la souche *S. aureus* ATCC 25923, par stries à l'aide d'un

écouvillon. Ensuite, des disques de papier wattman stériles ont été déposés aseptiquement sur la surface de la gélose et imprégnés par 10 µL de l'extrait. L'incubation a été réalisée à 37° C pendant 24 h. L'évaluation de l'activité antibactérienne et anti biofilm a été appréciée par la mesure de diamètre des zones claires (mm) qui se forme autour des disques.

IV. Évaluation de l'activité antifongique

✓ Repiquage d'*Alternaria* sp. sur gélose Sabouraud

A l'aide d'une anse à boucle stérile un fragment du mycélium d'*Alternaria* sp est déposé au milieu d'une boîte de Pétri contenant la gélose Sabouraud, puis incubées à 28°C pendant 6 jours.

✓ Ensemencement des boîtes sur gélose PCA

A l'aide d'une pipette Pasteur stérile un disque du champignon d'*Alternaria* est déposé au milieu d'une boîte de Pétri contenant la gélose PCA, Ensuite à l'aide d'une pince stérile, 4 disques de papier wattman stériles sont déposés et imbibés par 10 µL de l'extrait aqueux de *Moringa*. Un témoin négatif a été préparé sans l'extrait. L'incubation a été réalisée à 28°C pendant 6 jours.

Le pourcentage d'inhibition a été calculé comme suit :

$$P\% = \frac{Dt - D}{Dt} * 100$$

P% : Pourcentage d'inhibition

Dt : Diamètre de la colonie du témoin

D : Diamètre de la colonie en présence de l'extrait

Chapitre III

Résultats et discussion

I-Résultats

I.1. Résultats d'analyse physico-chimique des graines de *Moringa oleifera*

Les résultats de quelques paramètres physico-chimiques des graines de *Moringa oleifera* sont résumés dans le tableau III, Il est présenté sous forme de moyenne de deux essais \pm l'écart- type (ET).

Tableau III : Paramètres physico-chimiques des graines de *Moringa oleifera*.

Paramètres	Teneur en moyenne
Taux d'humidité (%)	5 \pm 1,6
pH	6,4 \pm 0,34
Teneur en cendres (%)	3,59 \pm 0,02
Acidité titrable (%)	3,5 \pm 1,4
Matière organique (%)	96,41 \pm 0,02
Taux des sucres totaux (g/L)	4,11 \pm 0,5
Taux des sucres réducteurs (g/L)	00
Taux de saccharose (g/L)	3,90 \pm 0,48

I.2. Résultats d'analyse phytochimique de la poudre des graines de *Moringa oleifera*

L'analyse phytochimique est l'étude de la composition chimique des plantes, vise à identifier et à caractériser les différents composés présents dans les végétaux, appelés métabolites secondaires. Ces métabolites ne sont pas directement impliqués dans la croissance et la survie de la plante, mais ils jouent de nombreux rôles importants dans la thérapie. Les résultats de l'analyse phytochimique sont présentés dans le tableau suivant :

Tableau IV : Résultats de l'analyse phytochimique de la poudre des graines de *M. oleifera*.

Métabolites secondaires	Couleur ou caractère	Quantité dans les graines
Anthocyanes	Rouge	+
Tanins	Bleu	- -
Tanins galliques	Orange	- -
Saponosides	Saponines stéroïdiennes : même volume	- -
	Saponines tri-terpéniques : Milieu Basique >	+++
Glucosides	Rouge brique	+++
Flavonoïdes	Rouge orangé	-
Coumarines	Jaune	-
Stéroïdes	Rouge brique	-

Soit : (-) : négatif ; (+) : faiblement positif ; (++) : Positif ; (+++) : Fortement positif.

I.3. Rendement en extrait sec

Les rendements obtenus en extrait sec des graines de *Moringa oleifera* sont cités dans le tableau ci-dessous

Tableau V : Rendement en extrait sec de la poudre des graines de *Moringa oleifera*.

Poids de l'extrait après évaporation (g)	Rendement (%)
4,3g	43

I.4. Dosage des Polyphénols totaux

Le taux de polyphénols totaux de l'extrait aqueux calculé est de $40,32 \pm 6,79$ (mg EAG/gMS).

I.5. Activité antibactérienne

Les résultats de l'activité antibactérienne sont présentés dans le tableau ci-dessous.

Tableau VI : Résultat de l'activité antibactérienne

Bactérie	Diamètre des zones d'inhibition (mm)
<i>Escherichia coli</i> ATCC 25922	11,33±1,52
<i>Staphylococcus aureus</i> ATCC 25923	7±2

I.6. Activité antibiofilm

L'effet antibiofilm de l'extrait aqueux de *Moringa oleifera* sur *S. aureus* ATCC 25923 calculé est de 14,5 ± 1,94mm.

Tableau VII : Résultats de l'antibiogramme de *Staphylococcus aureus*

Antibiotiques	Zones d'inhibitions (en mm)
AK	20
CF	33
AMC	20
IMP	0
P	0
CN	29

Tableau VIII : Résultats de l'antibiogramme d'*Escherichia coli*.

Antibiotiques	Zones d'inhibitions en (mm)
CLM	17
CAZ	27
CIP	43
AX	20
AMC	27
CN	25

1.7. Activité antifongique.

L'activité antifongique de l'extrait aqueux de *M. oleifera* a montré une capacité inhibitrice de 14,70 % sur *Alternaria* sp.

II-Discussion

La teneur en eau reste un élément crucial à inclure dans une table de composition des aliments, étant donné sa variabilité, notamment dans les aliments d'origine végétale, ce qui influence la composition globale de l'aliment (Greenfield et Southgate, 2003). Selon les résultats des analyses physico-chimiques obtenus dans cette étude, le taux d'humidité est de 5 %. Ces résultats concordent avec ceux rapportés dans la littérature. Par exemple, selon Ben Aldjia et Bichari (2005), les graines oléagineuses présentent des taux d'humidité variant entre 3 et 9 % selon l'espèce et la variété. Pour les graines de *Moringa oleifera*, la teneur en eau est estimée à 6,3%, une valeur relativement basse qui contribue à réduire l'activité de l'eau, responsable des réactions d'altération, favorisant ainsi un bon stockage des graines. Des recherches ont également démontré qu'une réduction de la teneur en eau conduit à un meilleur rendement en huile. Des variations sont attribuées à des facteurs tels que la géographie, la composition du sol, le climat de culture, le stade de maturation et le moment de la récolte des graines, ainsi que la méthode d'extraction utilisée (Compaoré et *al.*, 2011).

Les variations du pH indiquent une activité métabolique de la microflore impliquée. Dans ce contexte, une valeur de pH légèrement acide, proche de la neutralité, a été enregistrée, avec une mesure de 6,4. Cette valeur suggère une activité métabolique active mais équilibrée, typique des phases intermédiaires de nombreuses fermentations où l'acidité n'est pas excessive et où les conditions sont favorables pour le maintien d'une diversité microbienne bénéfique (Ould El Hadj et *al.*, 2001).

L'humidité excessive des graines de *Moringa oleifera* peut entraîner des changements dans le pH en favorisant la croissance de microorganismes qui produisent des métabolites acides ou alcalins. Par exemple, des conditions de stockage humides peuvent augmenter la prolifération microbienne, modifiant ainsi le pH des graines (Bais et Srivastava, 2017).

La teneur en cendres des graines de *Moringa oleifera* est de 3,59 %, une valeur proche de celle rapportée dans une étude antérieure réalisée par Yehe et Gbassi (2019), qui indique un pourcentage de l'ordre de $3,32 \pm 0,19\%$. Cette similitude souligne la haute concentration en minéraux présents dans les graines de *Moringa oleifera*. D'après le journal africain sur l'alimentation, l'agriculture, la nutrition et le développement, le *Moringa* est très riche en protéines, en micronutriments et en éléments minéraux.

La matière organique des graines de *Moringa oleifera* est estimée à 96,41%, ce qui témoigne de leur richesse en nutriments essentiels comme les vitamines, les protéines et les

antioxydants. Cette composition unique en éléments organiques en fait une plante particulièrement bénéfique pour la santé (Brosché et Schmitz-Eiberger, 2018).

Les graines de *Moringa oleifera* ont une teneur en sucres très faible ($3,90 \pm 0,48$), ce qui leur confère une certaine amertume. Selon Olagbemide et Alikwe (2014), cette amertume est principalement due à la présence de composés phytochimiques tels que les alcaloïdes, les flavonoïdes et les tanins. Ces composés sont responsables du goût distinctif du *Moringa*. De plus, la concentration en nutriments et en antioxydants peut également influencer ce goût spécifique.

Les résultats de notre étude révèlent que les graines de *Moringa oleifera* sont relativement riches en divers métabolites secondaires, y compris les anthocyanes, les saponosides, les glucosides. En revanche, nous n'avons pas détecté de tanins, de tanins galliques, stéroïdes ni de coumarines ou de flavonoïdes. Cette absence de flavonoïdes peut être attribuée à des processus physiologiques tels que la reproduction, la croissance cellulaire et la maturation des fruits (Boizot et Charpentier, 2006).

L'analyse phytochimique des graines de *Moringa oleifera*, a démontré une concentration notable en phénols totaux qui est de $40,32 \pm 6,79$, ce qui concorde avec les résultats obtenus par Bennett et al., (2003). Les coumarines et les tannins étaient présents à des niveaux minimes. Ces résultats corroborent les conclusions d'études antérieures menées au Malawi, soulignant l'influence de facteurs environnementaux tels que l'origine géographique et la saison de récolte sur la composition phytochimique des graines. Par ailleurs, l'étude récente de Chigurupati et al., (2022) sur les feuilles de la plante a identifié la présence significative de saponines et de glycosides phénoliques, mettant en évidence la diversité des métabolites secondaires dans différentes parties de la plante et leur potentiel pour des applications pharmacologiques et nutritionnelles.

L'activité antimicrobienne de l'extrait aqueux des graines de *Moringa oleifera* a été évaluée par la méthode des disques imbibés, révélant des résultats variables quant à l'inhibition de la croissance microbienne. Nos observations ont montré des zones d'inhibition variables sur *Staphylococcus aureus* ATCC (25923) (7 ± 2 mm) et *Escherichia coli* ATCC (25922) avec des zones plus larges ($11,33 \pm 1,52$ mm). Ces résultats sont cohérents avec les études antérieures qui mettent en évidence les propriétés bioactives des composés présents dans les graines de

Moringa oleifera, justifiant ainsi la poursuite des investigations pour leur exploitation dans le domaine de la médecine et de la santé publique.

Cette observation contraste avec les résultats plus significatifs rapportés par Dewangan et *al.*, (2010) ; Abdulmoneim et Abu Zaid (2011), indiquant une différence dans l'efficacité antimicrobienne en fonction des extraits utilisés et des conditions expérimentales appliquées. Ces comparaisons soulignent la nécessité d'une exploration approfondie des mécanismes d'action des extraits de *Moringa oleifera* et de leur potentiel pour le développement d'agents antimicrobiens efficaces.

Dans une autre étude réalisée par Sahar et *al.*, (2014) sur l'activité antibactérienne et les caractéristiques phytochimiques du *Moringa oleifera*, (graines, feuilles et fleurs), il a été constaté que la souche bactérienne *S. aureus* est très sensible à forte concentration de l'extrait de fleurs de *Moringa* où le diamètre moyen d'inhibition a été estimé de (9mm) contre (7mm) dans notre cas.

L'extrait aqueux des graines de *Moringa oleifera* a démontré un effet inhibiteur marqué sur la formation de biofilm de *Staphylococcus aureus* ATCC 25923, avec des diamètres de zones d'inhibition de l'ordre de (14,5±1,94mm). Ce résultat met en évidence le potentiel des extraits de graines de *Moringa oleifera* comme agents antibiofilm contre cette bactérie pathogène.

Dans l'étude d'Anggia et *al.*, (2022) l'inhibition du développement et de la formation de biofilm se produit en 24 heures grâce à l'extrait de feuille de *Moringa* à une concentration de 75 % et l'extrait de feuille de *Moringa* de montagne, à la même concentration.

Nos observations rejoignent celles d'Anggia et *al.*, (2022), qui ont étudié l'effet des extraits de feuilles de *Moringa* sur la formation de biofilm. Ces résultats soulignent l'importance de la concentration et du type d'extrait dans l'efficacité contre la formation de biofilm.

En résumé, notre étude et les recherches mentionnées appuient l'idée que les extraits de *Moringa oleifera*, notamment ceux provenant des graines, possèdent des propriétés potentielles pour lutter contre la formation de biofilm de *Staphylococcus aureus*. Cependant, la standardisation des méthodes d'extraction, la concentration optimale d'extrait et la variabilité géographique de la plante sont des aspects critiques à considérer pour maximiser leur efficacité dans diverses applications médicales et industrielles.

Les résultats obtenus sur l'antibiogramme montrent que *Staphylococcus aureus* présente une sensibilité notable à plusieurs antibiotiques, comme en témoignent les diamètres des zones d'inhibition observés : la CN avec un diamètre de 29 mm, AK avec 20 mm, CF avec 33 mm, et AMC avec 20 mm. En revanche, cette espèce s'est révélée complètement résistante à IMP et P avec des diamètres d'inhibition nuls (0 mm).

Pour *Escherichia coli*, nos observations indiquent une grande sensibilité à CIP avec 43mm et à CAZ et AMC avec 27mm. Une sensibilité moyenne à CN qui est de 25mm, et une sensibilité légèrement faible à AX avec 20 mm et CLM avec 17mm.

Dans notre étude, nous avons observé des différences dans les résultats d'activité antibactérienne de l'extrait aqueux des graines de *Moringa oleifera* par rapport à d'autres recherches antérieures. Ces variations peuvent être expliquées par plusieurs facteurs liés aux conditions expérimentales et aux méthodologies utilisées. Premièrement, les conditions de croissance des microorganismes utilisés pour évaluer l'activité antibactérienne peuvent varier d'une étude à l'autre. Les différences dans le milieu de culture, la température, et d'autres paramètres peuvent influencer la croissance bactérienne et, par conséquent, l'efficacité perçue de l'extrait de *Moringa* (Bennett et al., 2003). Deuxièmement, les méthodes de préparation des extraits de *Moringa* peuvent différer considérablement entre les études. Des variations dans les techniques d'extraction, telles que l'utilisation de différents solvants, les ratios plante-solvant, et les conditions de température et la durée d'extraction, peuvent affecter la leur activité biologique des extraits et donc leur activité biologique (Bennett et al., 2003).

Troisièmement, la qualité des extraits de *Moringa* peut être influencée par des facteurs tels que la variété de la plante, les conditions de culture, et les méthodes de stockage. Ces variables peuvent introduire des variations dans la concentration et la composition des composés actifs présents dans les extraits, ce qui peut avoir un impact direct sur leur efficacité antibactérienne observée (Bennett et al., 2003).

Enfin, les protocoles expérimentaux utilisés pour évaluer l'activité antimicrobienne peuvent également varier d'une étude à l'autre. Des différences dans les techniques de test de sensibilité des microorganismes, telles que la méthode de diffusion sur gélose, les concentrations d'échantillon testées, et les critères d'interprétation des résultats, peuvent contribuer aux variations observées dans les diamètres d'inhibition (Bennett et *al.*, 2003).

Dans notre étude, nous avons observé une activité antifongique faible de l'extrait des graines de *Moringa oleifera* sur *Alternaria*, avec une inhibition mesurée à 14,70%.

Nos résultats sont différents de ceux rapportés par El-Mohamedy et Aboelfetoh (2014) dans leur étude sur l'activité antifongique de diverses parties de la plante *Moringa oleifera*. Ces auteurs ont démontré que les racines, les feuilles et les enveloppes des gousses de *Moringa oleifera* présentaient une activité antifongique significative contre plusieurs agents pathogènes responsables de la pourriture des racines et des maladies foliaires, à toutes les concentrations testées. Toutefois, il est important de noter que les différences dans les méthodologies expérimentales, telles que les concentrations d'extrait utilisées, les techniques de test antifongique et les souches de champignons spécifiques évaluées, peuvent influencer les résultats obtenus. Une standardisation rigoureuse des méthodes expérimentales est donc essentielle pour assurer la comparabilité et la validité des résultats entre les différentes études.

Ces résultats mettent en évidence la variabilité de la sensibilité des souches bactériennes aux antibiotiques testés, ce qui peut être influencé par plusieurs facteurs tels que la résistance acquise, les mécanismes de résistance spécifiques à chaque antibiotique, ainsi que la concentration et la formulation des agents antimicrobiens utilisés dans les tests.

Conclusion et perspectives

La plupart des espèces végétales possèdent des vertus thérapeutiques, et présentent une source inépuisable de composés naturels, bioactifs qui agissent directement sur l'organisme. Ces espèces végétales dites plantes médicinales, jouent un rôle déterminant dans la préservation de la santé humaine. Parmi ces plantes, *Moringa oleifera*, qui est une plante consommée dans la plupart des régions du monde pour ses nombreux bienfaits. Les graines de cette plante possèdent des propriétés antibactériennes, antifongiques, antivirales, antidiabétiques, antihypertensives et antioxydantes. A cet effet, plusieurs analyses de caractérisations ont été réalisées sur ses graines à savoir : l'analyse physicochimique, le dosage des composés phénoliques, ainsi que les effets anti biofilm, antibactérien et antifongique.

L'analyse phytochimique révèle que les graines de *Moringa oleifera* renferment une quantité importante de métabolites secondaires tels que les polyphénols $40,32 \pm 6,79$ mg EAG/g MS, les anthocyanes, les glucosides et les saponosides, connus pour leurs propriétés biologiques et thérapeutiques bénéfiques. De plus, l'étude de l'activité antibactérienne indique que l'extrait aqueux des graines a un effet modérée vis-à-vis de *Staphylococcus aureus* ATCC 25923 avec un diamètre de (7 ± 2) mm, ainsi que, un effet marqué vis-à-vis d'*Escherichia coli* ATCC 25922 avec une zone d'inhibition de $(11,33 \pm 1,52)$ mm).

De même, l'analyse de l'activité anti biofilm montre que l'extrait aqueux, présente un large spectre d'action contre les biofilms formés par la souche de *Staphylococcus aureus* ATCC 25923, avec une zone d'inhibition de $(14,5 \pm 1,94)$ mm).

La comparaison des résultats obtenus dans cette étude avec ceux des études antérieures suggère que l'extraction aqueuse par macération permet d'atteindre un rendement supérieur.

L'objectif principal de cette recherche était de valoriser la médecine traditionnelle de la plante *Moringa oleifera* et de fournir des preuves scientifiques de ses effets anti biofilms et ses propriétés antimicrobiennes, potentiellement exploitables dans l'industrie pharmaceutique.

Pour enrichir cette étude, nous suggérons d'explorer les perspectives suivantes :

- Promouvoir la culture du *Moringa* dans les régions adaptées climatiquement.
- Il serait intéressant de travailler sur d'autres parties de la plante étudiée avec d'autres espèces microbiennes.
- Évaluation de l'activité biologique de cette plante par d'autres méthodes *in vitro*.
- Exploiter les propriétés médicinales du *Moringa*, notamment ses effets anti-inflammatoires et antioxydants.

Références bibliographiques

Abdulmoneim M.S., Abu Zaid I.E., 2011; *In vitro* antimicrobial activity of *Moringa oleifera* L. seed extracts against different groups of microorganisms. *Revue Australienne des sciences fondamentales et appliquées* 5(5) : 129-134.

Agroconsult H., 2016 ; Analyse des Potentialités de l'Exploitation du *Moringa* en Haïti, Rapport final. Article banque de la republique d'haiti, 191p.

Anggia G., Evelyn A., 2022 ; Phytochemical analysis of *Moringa* leaf extract (*Moringa oleifera*) from mountainous and coastal areas, its potential as an antibacterial and antibiofilm against *Staphylococcus Epidermidis*, faculty of medicine, dentistry and healthsciences, prima university of Indonesia, North sumatr, pp 79-82.

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.

Atawodi S.E., Atawodi J.C., Idakwo G.A., Pfundstein B., Haubner R., Wurtele G., Bartsch H., Owen R.W., 2010 ; "Evaluation of the polyphenol content and antioxidant properties of methanol extracts of the leaves, stem, and root barks of *Moringa oleifera* Lam." *Journal of Medicinal Food*, 13(3), 710-716.

Afnor ., 1986 ; Association Française de normalisation. Recueil de normes françaises des fruits et produits dérivés-Afnor, 3 Ed., Paris.

Bais F.A., Srivastava., 2017 ; The Eddington Number. Article. *The Enigma of the Constants of Nature*. Oxford: Oxford University Press.

Barth V.H., Habs M., Klute R., Muller S., Tucher B., 1982 ; Trinkwasseraufbereitung mit samen von *Moringa oleifera* Lam. *Chem.ztg*, 106(2) :7-78.

Boukandoul S., Casal S., Cruz R., Pinho C., Zaidi F., 2017 ; Algerian *Moringa oleifera* whole seeds and kernels oils: Characterization, oxidative stability, and antioxidant capacity. *European Journal of Lipide Science and Technology*, 119(10): 1600410.

Ben Aldjia M., Bichari S., 2005 ; Contribution à l'étude de quelques facteurs influençant l'extraction de l'huile d'argan (*Argania spinosa* : (L) skeels) par voie chimique et physiques, thèse docs INA El-Harrach, Alger, p49.

Benkrief R., 1990 ; Inventaire ethnobotanique des plantes médicinales Algérien: étude chimique de " Hammada articulata"(Moquin) Iljin ssp. Scoparia Pomel. Etude chimique de 3 plantes néo-calédoniennes à monoterpénoïdes. Thèse docs. Pharmacognosie. Université Paris Descartes, Paris 5. France.

Bennett R.N., Mellon F.A., Foidl N., Pratt J.H., Dupont MS., Perkins L., Kroon P.A., 2003 ; Profiling Glucosinolates and Phenolics in Vegetative and Reproductive Tissues of the Multi-Purpose Trees *Moringa oleifera* L. (Horseradish Tree) and *Moringa stenopetala* L. revue Journal of Agricultural and Food Chemistry, 51(12), 3546–3553. <https://doi.org/10.1021/jf030066w>

Boizot N., charpentier J.P., 2006 ; Méthode rapide d'évaluation du contenu en composés phénoliques des organes d'un arbre forestier. Article. Le cahier des techniques de l'Inra, pp 79-82.

Broin M., 2005 ; Composition nutritionnelle des feuilles de *Moringa oleifera*. Article. CTA 5p, disponible sur <http://www.moringanews.org>.

Brosché P., Schmitz E., 2018 ; Worlds in Collision: The Origin of Comets and CosmicCatastrophes. Article. Berlin: Springer-Verlag, pp 22-27.

Bruneton J., 1993 ; Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales. Technique et documentation. Ed. Lavoisier, Paris, 915.

Calatayud P.A., Marion–Poll F., Sauvion N., Thiery D., 2013 ; Interaction insectes plantes. Ed. Quae. IRD. Marseille. 749p. ISBN: 978709917449.

Chigurupati S., Al-murikhy A., Almahmoud S.A., Almoshari Y., Saber Ahmed A., Vijayabalan S., Ghazi Felemban S., Palanimuthu V.R., 2022 ; Molecular docking

of phenolic compound and screening of antioxidant and antidiabetic potential of *Moringa oleifera* ethanolic leaves extract from Qassim region. Article. Saudi Arabia. Saudi Journal of Biological Sciences 29 854–859. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs>.

Compaoré W.R., Nikiema P.A., Bassolé H., Savadogo A., 2011 ; Composition chimique et propriétés antioxydantes des graines de *Moringa oleifera* et des pulpes de *Parkia biglobosa* et d'*Adansonia digitata* Couramment utilisées dans l'enrichissement des aliments au Burkina Faso. Article. Journal of biological sciences Volume 3 numéro 1.

Charline D., 2017 ; la phytothérapie, santé sur le net arkopharma.com.

Derdour R., 2019 ; Essai de production de *Moringa oleifera* pour une éventuelle contribution à l'étude des potentialités de la graine dans l'épuration des eaux usées de la région de Constantine. Mémoire master université des frères Mentouri Constantine.

Dewangan G., Koley K.M., Vadlamudi V.P., Mishra A., Poddar A., Hirpurkar S.D., 2010 ; Antibacterial activity of *Moringa oleifera* (drumstick) root bark. Article. Journal of Chemical and Pharmaceutical Research 2010, 2(6) :424-428.

Donlan R.M., 2002 ; Biofilms: Microbial Life on Surface. Article. DC: American Society for Microbiology Press.

Dohou N., Yamni K., Tahrouch S., Hassani L., 2003 ; Screening phytochimique d'une endémique ibéro-marocaine, *Thymelaea lythroides*. Bull. Soc. Pharm. Bordeaux, 142, 61-78.

El-Mohamedy1 Riad S.R. and Aboelfetoh M.A., 2014 ; Evaluation of antifungal activity of *Moringa oleifera* extracts as natural fungicide against some plant pathogenic fungi In-vitro. Article. Journal of Agricultural Technology 2014 Vol 10(4) : 963-982 Available online <http://www.ijat-aatsea.com>.

Fahey J.W., 2005 ; *Moringa oleifera* : Un examen des preuves médicales de ses propriétés nutritionnelles, thérapeutiques et prophylactiques. Article. Partie 1. Trees for

Life Journal, A été cité par l'article suivant: Activité antiurolithiatique de l'extrait aqueux d'écorce de *Moringa oleifera* (lam.) chez le rat, pp 1-15.

Fakeye H.M., 2008 ; Consultant –chercheur Etude de faisabilité du développement de la filière *Moringa oleifera*. Article. République du Bénin.

Foidl N., Makkar H., Becker K., 2001 ; Potentiel de *Moringa oleifera* en agriculture et dans l'industrie. Revue. Dar es Salaam 39p.

Frantisek S., Vaclar J., 1973 ; Historical review of medicinal plants' usage. Biljana Bauer Petrovska. Revue. National Institutes of Health. Doi : 10.4103/0973-7847.95849
Traité pratique de la phytothérapie. Dr Jean-Michel Moral. Ed Grancher, pp 1-5

Fuglie L.J., 2001 ; Le *Moringa* une arme dans la lutte contre la malnutrition. Article. Church World Service, Bureau Régional de l'Afrique de l'Ouest, 4p.

Flemming HC., Wingender J., 2010 ; La matrice du biofilm. la matrice du biofilm. nature reviews microbiology, 8(9), 623–633. <https://doi.org/10.1038/nrmicro2415>

Ghedira K., 2005 ; Les flavonoïdes : structure, propriétés biologiques, rôle prophylactique et emplois en thérapeutique ; Phytothérapie Numéro 4: 162-169.

Ghasi S., Nwobodo E., Ofili J., 2000 ; Hypocholesterolemic effects of crude extract of leaf of *Moringa oleifera* Lam in high-fat diet fed Wistar rats. Journal of Ethnopharmacology. 69(1) : 21-25.

Giridhari A.V., Malathi D., Geetha K., 2011 ; Antidiabetic property of drumstick (*Moringa oleifera*) leaf tablets. International Journal of Health and Nutrition. 2 (1) : 1-5.

Gomez C., 2009 ; Etudes des mécanismes de stockage des anthocyanes dans la baie de raisin, caractérisation des gènes impliqué dans ces mécanismes. Thèse de doctorat, 1ère édition, 246 pages. Université de Bordeaux.

Greenfield S., Southgate L., 2003 ; Le cerveau et l'intelligence. 1ère édition, 320 pages. Paris: Odile Jacob.

Hopkins W., 2003 ; Physiologie végétale. Livre . Traduction de la 2e américaine par serge Rambour Ed. Edition Dd Boek Université. Bruxelles, p 268-276.

Hanselman B.A., Kruth S.A., Rousseau J., Weese J.S., 2009 ; Colonisation *staphylococcique* positive à coagulase chez les humains et leurs animaux domestiques. Article. 1ère édition 30 pages.

Hennebelle T., Sahpaz S., Bailleul F., 2004 ; polyphenols végétaux, sources, utilisations et potentiel dans la lutte contre le stress oxydatif article original pharmacologie, Tome 2, pages 3 à 6.

Ibrahim S.S., Mahaman M.A., Soumana D., Saley hamidou A., 2021 ; Test de germination de *Moringa oleifera* Lam sur des substrats composés de boue de vidange, compost et engrais chimiques ; Afrique science 19(2) (2021) 162 - 172.

Idris M.A., Jami M.S., Hammed A.M., Jamal P., 2016 ; *Moringa oleifera* Seed extract: A Review on Its Environmental Applications. V11, N 6, pp. Malaysia 1469-1486, ISSN 0973-6077.

Iwueke A.V., Okwesili F.C., Njioku U., 2008 ; Antihyperglycemic effect of aqueous extract of *Daniella oliveri* and *Sarcocephalus latifolius* roots on key carbohydrate metabolic enzymes and glycogen in experimental diabetes. Article. Biokemistri 20:63–70.

Jefferson., Kimberly K., 2004 ; Qu'est-ce qui pousse les bactéries à produire un biofilm 1ère édition, 12 pages. Paris : Revue Scientifique de Microbiologie.

Kaki M., Mimouni A., 2018 ; Essai de production de *Moringa oleifera* pour une éventuelle amélioration de la ration alimentaire. 1ère édition, 42 pages. Mémoire master Université d'Alger.

Karatan E., Watnick P., 2009 ; Signaux, réseaux de régulation et matériaux qui construisent et brisent les biofilms bactériens. Microbiol Mol Biol Rév 2009 ; 73 : 310-347. 9 ; La matrice du biofilm. Nat Rev Microbiol. 2010 ; 8 : 623-633.

Kelen M., 2008 ; Composition chimique, propriétés antioxydantes et antimicrobiennes

des huiles essentielles de trois espèces de *Salvia* de la flore turque. DOI: [10.1016/j.biortech.2007.09.002](https://doi.org/10.1016/j.biortech.2007.09.002)

Koul B., Chase N., 2015 ; *Moringa oleifera Lam*: Panacea to several maladies. Journal of Chemical and Pharmaceutical Research. Volume 7(6), pp 687-707.

Kumari D., 2010 ; Hypoglycemic effect of *Moringa oleifera* and *Azadirachta indica* in type diabetes. Bioscan. 5: 211-14.

Laleye O.A.F., Ahissou H., Olounlade A.P., Azando E.V., 2015 ; 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). International Journal of Biological and Chemical Sciences 9 pp : 2682-2700.

Labrani., 2021 ; Le métabolisme secondaire L3-BPV cours de biochimie végétale université frères Mentouri Constantine.

Lebeaux D., et Ghigo J.M., 2012 ; Infections associées aux biofilms, Quelles perspectives thérapeutiques issues de la recherche fondamentale, Med Sci., 28: 727-39.

Louni S., 2009 ; Extraction et caractérisation physicochimique de l'huile de graines de *Moringa oleifera*. Thèse doctorat École Nationale Supérieure Agronomique El Harrach-Alger-Algérie, P 15- 22.

Madi O.P., Bourou S., 2012 ; Utilisations et importances socio-économiques du *Moringa oleifera Lam* en zone de savanes d'Afrique Centrale. Cas de la ville de Maroua au Nord- Cameroun. Centre Régional de la recherche et de l'Innovation (CRRRI) de l'Adamaoua (Ngaoundéré, BP 65) Cameroun. Article. Original submitted in on 9th November 2012. Published online at www.m.elewa.org on 31st December 2012.

Mahoudo A.B., Hounsinou M., Adoukpe J., 2023 ; Nouvelle méthode de production d'uncoagulant plus efficace pour le traitement de l'eau à partir de graines de *Moringa oleifera*; 5 pages.Article. Published by Elsevier B.V disponible sur

www.elsevier.com/locate/methodsx

Makker., Becker., 1997 ; Nutrients and antiquality factors in different morphological parts of the *Moringa oleifera* tree. Journal of Agricultural Science, Cambridge 128, 311-322, disponible sur <http://www.moringanews.org>.

Manache C., Scalbert A., Mrand C., Rémésy C., Jiménez I., 2004 ; Polyphenols: Foodsource and biodvariability. Article.The journal of clinical nutrition, pp 727-747.

Mansour A., 2017 ; Extraction et caractérisation des métabolites secondaires de plantesmédicinales du genre *Juniperus* et du genre *Myrtus*. Thèse doctorat, Université Houari Boumediene, Algérie.

Mbarek A., 2011 ; Conception et synthèse d'une chimiothèque diversifiée à partir de synthons c-glycosidiques. Chimie organique. Thèse doctorat. Université pierre et marie curie paris.VI, 2011.français.NNT : 2011PA0660098.page26.

Milane H., 2004 ; La quercitrine et ses dérivés: molécules à caractère pro-oxydant ou capteurs de radicaux libres. Thèse doctorat. Études et applications thérapeutiques.

Macheix J., Fleuriet A., 2006 ; Les composés phénoliques des végétaux. Livre. Ed techniques et documentation Lavoisier.

Montoro P., Braca A., Pizza C. and De Tommasi N., 2005 ; Structure–antioxidant Activity Relationship of flavonoids isolated from different plant species. Revue. Ed Food Chem.92(2),pp 349-355.

Nouman W., Basra S.M.A., Siddiqui M.T., Yasmeeen A., Gull T., Alcayde M., 2014;Potential of *Moringa oleifera* L. as livestock fodder crop: A review. Turk. J. Agric. For. 2014, 38: 1–14.

NF V 05-101 ., 1974 ; Produits dérivés des fruits et légumes. Détermination de l'acidité titrable.

NF V 05-113 ., 1972 ; Détermination des cendres totaux. Vol 49,n°4,289-298.

Onwukaema T., 1999 ; Anti-ulcer activity of the Stem bark of *Daniellia oliveri*. Nigerian. Article. Journal of Nature Product and Medecine 3: 39 – 41.

Ou C., Shang D., Yang J., Chen B., Chang J., Jin F., Shi C., 2020 ; Prevalence of multidrug-resistant *Staphylococcus aureus* isolates with strong biofilm formation ability among animal-based food in Shanghai. Revue. Ed Food Control. 112: 107106.

Ould El Hadj A.H., Sebihi O., Siboukeur., 2001 ; Production et Valorisation – Biomasse, Qualité Hygiénique et Caractéristiques Physico-Chimiques du Vinaigre Traditionnel de Quelques Variétés de Dattes de la Cuvette de Ouargla. Rev. Energ. Ren. : Production et Valorisation – Biomasse, (2001) 87-92

Olagbemide et Alikwe., 2014 ; Proximate Analysis and Chemical Composition of Raw and Defatted *Moringa oleifera* Kernel. Advances in Life Science and Technology ISSN 2224-7181 (Paper) ISSN 2225-062X (Online) Vol.24, 2014.

Ozanda P., 1991; Flore et végétation du Sahara 3ème éd. Ed. CNRS, Paris. France.662p.

Parrotta J.A.P., 2009; *Moringa oleifera* Lam, 1785; Enzyklopädie der Holzgewächse,Handbuch und Atlas der Dendrologie; 2009; 8p.

Poisson E., 2024 ; Alcaloïdes structure et classification chimique. Article. écrit par Jaques E Poisson, Professeur à l'université de Paris-Sud Centre d'études pharmaceutiques de Châtenay-Malabry, disponible sur Encyclopædia Universalis France.

Palada M.C., 1996 ; *Moringa (Moringa oleifera* Lam.): A versatile tree crop with horticultural potential in the subtropical United States. HortScience, 31: 794–797.

Rajangam J., Azahakia M., Thangaraj T., 2001 ; Production et utilisation du *Moringa* en Inde: la situation actuelle. Article. 9p Disponible sur <http://www.moringanews.org>.

Raven P.H., Evert R.F. and Eichhorn S., 2003 ; Biologie végétale. Revue. Ed. 3 De Boeck Paris. 968 p.

Roloff A., Weisgerber H., Lang U. et Stimm B., 2009 ; *Moringa oleifera* Lam Enzyklopädie der Holzgewächse, Handbuch und Atlas der Dendrologie ; 2009, 8p.

Saint Sauveur A. et Broin M., 2010 ; Produire et transformer les feuilles de *Moringa*. Publié en : 2010, Éditeur(s) : CTA ; Moringanews, Publication technique Format : Livre broché ; 68pages.

Sarni-Manchado P., Cheynier V., 2006 ; Les polyphénols en agroalimentaire. Livre. Edition TEC& DOC. Lavoisier. Paris. 398p. ISBN: 2-7430-0805-9.

Sahar M., Kheir K.S.K. and Haitham E., 2014 ; The antimicrobial activity and phytochemical Characteristic of *moringa oleifera*, seeds, leaves and flower, Department of Microbiology National Ribat University Hospital. Article. Tropical Medicine Research Institute, Department of Microbiology. Khartoum-Sudan.

Sharma P., Wichaphona J., Klangpetcha 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. Article. Journal international de microbiologie alimentaire.

Tang., Honglue T., Zhaoziang P., Quingitian L., Xiaofen X., Shengrongen G., Tingtin T., 2012 ; The use of quaternised chitosan-loaded PMMA to inhibit biofilm formation and downregulate the virulence-associated gene expression of antibiotic-resistant *staphylococcus*. Article. pages 163-173.

Theophile M., 2014 ; Effet de la fertilisation sur la croissance et la production de *Moringa oleifera* local et *Moringa oleifera* PKM-1 dans la Région des Cascades (Burkina Faso). Mémoire de magistère en production végétale, université de Burkina Faso.

Tong S.Y.C., Davis J.S., Eichenberger E., Hollande T.L., 2015 ; Fowler, Infections à *Staphylococcus aureus* VG : épidémiologie, physiopathologie, manifestations cliniques et prise en charge. Article. Clin. Microbiol. Rév.2015, 28, pp 603-661.

Xiaoyang C., 2020 ; Statut actuel et potentiel de la feuille de *Moringa oleifera* comme source alternative de protéines pour l'alimentation animale. Article de synthèse Front. Vet. Sci. , 26 février 2020 Sec. Nutrition et métabolisme des animaux Tome 7 – 2020.

Xinyue S., Guanzheng L., Lu L., Ye Ruyu S., Maomao Z., Xinming Y., Zhiyong L., Xiaobin J., Liang F., 2023 ; *Moringa oleifera* Lam. : Une revue complète des composants actifs, des bienfaits pour la santé et de leurs applications ; RSC Adv. 11 août 2023 ; 13(35) : 24353–24384.

Xiuzhen H., Shen T. and Hongxiang L., 2007 ; Dietary polyphénols and their Biological significance. Livre. Inter. J. Mol. Sci. 8: 950-988.

Yehe M., Gbassi G.K., 2019 ; Étude physico-chimique d'un coagulant naturel : la poudre de graines de *Moringa oleifera*. Rev. Ivoir. Sci. Technol., 33: 287 – 299.

Yong Y., Dykes G., Lee S.M., Choo W.S., 2019 ; Activité inhibitrice du biofilm des bétacyanines de la pitahaya rouge (*Hylocereus polyrhizus*) et de l'épinard rouge (*Amaranthus dubius*) contre les biofilms de *Staphylococcus aureus* et *Pseudomonas aeruginosa*. Journal de microbiologie appliquée, 126 (1) : 68-78.

Zemmeli F., 2023 ; Plantes aromatiques et médicinales : *Moringa oleifera*, Lam. Mémoire fin d'étude, université de carthage.

Webographie

Site web 1 Tanins Aquaportal.com Signification "tanin" publiée le 18/08/2009 (mise à jour le 01/09/2023).

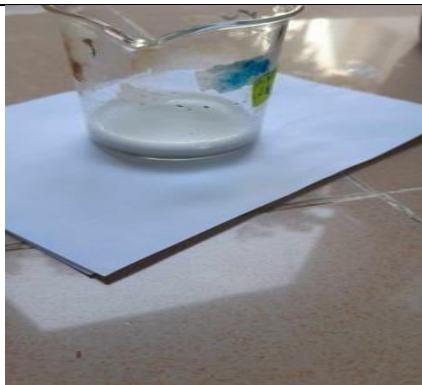


Site web 2 The New Humanitarian Des « graines d'arbre magiques » pour purifier l'eau sale Journalism from the heart of crises (10 Fevrier 2011).





Annexes


Annexe1: réactifs et solvants, appareillage, verrerie et autres matériel (tableau IX).

Réactifs et solvants	Appareillage	Verrerie et autres matériel
<ul style="list-style-type: none"> -Eau physiologique -Eau distillée -FeCl₃ -Acétate de sodium -Magnésium -Ammoniaque -Chloroforme -NaOH -Alcool isobutanol - H₂SO₄ - Lugol - HCl - Carbonate de sodium Na₂CO₃ - Acétate de zinc - Folin-Ciocalteu - Anhydride acétique 	<ul style="list-style-type: none"> - Agitateur - Autoclave de paillasse - Bain marie - Balance - Balance de précision 0,001g - Étuve - Four à moufle - pH-mètre - Réfrigérateur - Spectrophotomètre visible - Broyeur - Agitateur magnétique - Bec bunsen - Dessiccateur 	<ul style="list-style-type: none"> - Boîtes de pétri à 90 mm de diamètre - Écouvillon - Entonnoir - Éprouvettes graduées - Flacons stériles - Micropipettes (de 10µL à 1000µL) - Anse à boucle - Papier aluminium - Tubes à essai stériles - Béchers - Erlenmeyer - Fiole jaugé - Entonnoirs - Cristallisoirs - Burette de graduation - Pipettes Pasteur - Papiers Wattman. - Papiers filtre - Passoir - Spatule - Verre de montre. - Capsule en porcelaine. - Barreau magnétique. - Pince stérile

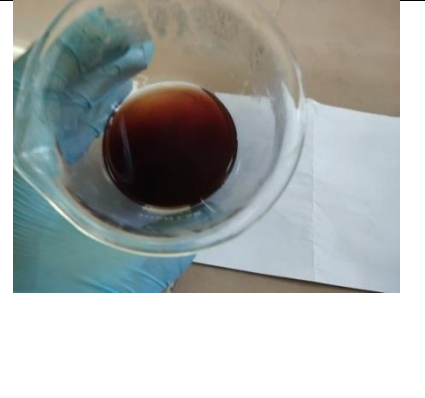
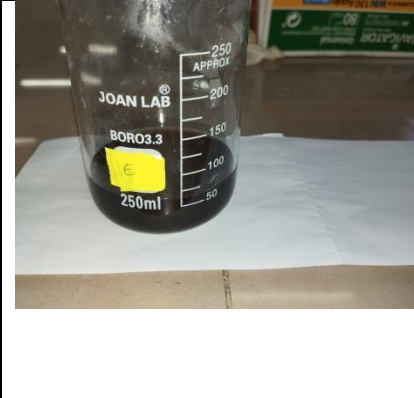

Annexe 2 : Résultats de l'analyse phytochimique (tableau X).

Tests	Observations	Résultats
Anthocyanes		+
Tannins		- -
Tannins galliques		- -

Saponosides		+++
Flavonoïdes		- -
Glucosides		+++
Stéroïdes		---

Coumarines		-
-------------------	--	---

Annexe3 : Résultats de certains paramètres physicochimiques des graines de la plante étudiée (tableau XI).

Sucres totaux	Sucres réducteurs	Acidité titrable
		

Annexe 4 : milieux de culture utilisés (tableau XII).

Milieux de cultures	Utilisation	Composition
Muller Hinton	Gélose riche pour la réalisation de l'antibiogramme standard	Infusion de viande de bœuf : 300ml Peptone de caséine : 17,5g Amidon : 1,5 Agar :17,0g pH :7,4

Gélose Rouge- Congo	Milieu de culture Utilisé Pour l'étude des biofilms	Poudre BHIB : 18,5g Agar : 5g Saccharose : 25g Rouge Congo : 0,4 g pH : 7,4
Gélose PCA	Milieu de culture utilisé pour l'étude de l'activité antifongique.	Poudre de caséine : 5g Extrait de levure : 2,5g Glucose : 1g Agar : 15g

Annexe 5 : Courbe d'étalonnage du dosage des polyphénols totaux

✓ Préparation de la gamme étalon

Une courbe d'étalonnage est préparée à partir de la solution mère (SM) 100 µg/ml, on prépare des dilutions allant de 10 à 100mg/ml selon le tableau suivant :

✓ Préparation des dilutions d'acide gallique

Concentration µg/ml	100	90	80	70	60	50	40	30	20	10	0
Volume SM (µl)	1000	900	800	700	600	500	400	300	200	100	0
Volume E.D (µl)	0	100	200	300	400	500	600	700	800	900	1000

Ensuite chaque dilution est traitée selon le protocole décrit ci-dessous :

1/200 µl de l'échantillon + 1000 µl du réactif de Folin (dilué 10 fois) + 800 µl de Na₂CO₃ (7,5%).

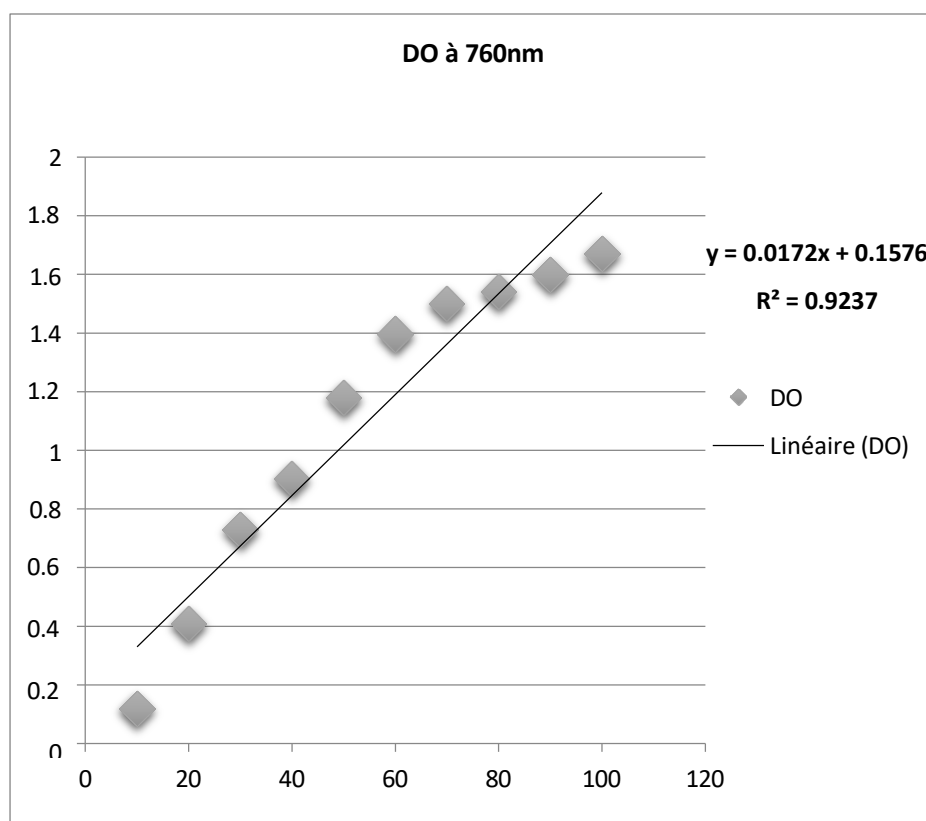
2/Incubation à T° ambiante et à l'obscurité pendant 60min

3/Lecture des DO à 760 nm

Annexe 6 : Résultats du dosage de l'acide gallique.

Dilutions	10	20	30	40	50	60	70	80	90
DO	0.117	0.408	0.729	0.802	1.179	1.396	1.500	1.541	1.600

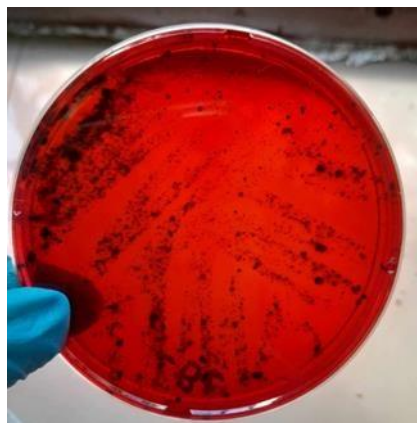
100
1.671

**Figure 7** : Courbe d'étalonnage d'acide gallique.

Annexe 7 : Résultat de l'essai de formation de biofilm (a) : Absence des colonies noires sur la gélose ensemencée par *E. coli* ; (b) : Présence de colonies noires développées par *S. aureus*.



(a)

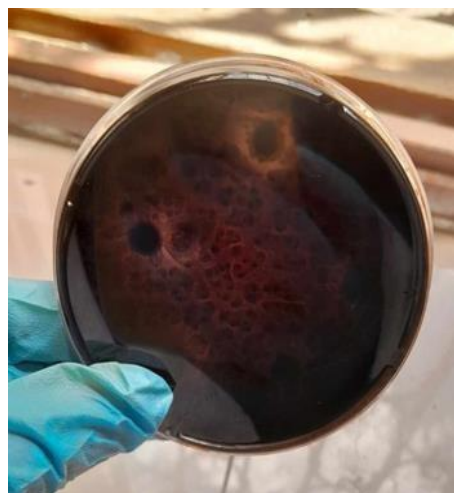


(b)

Annexe 8 : Résultats de l'activité antibiofilm (a) : présence de zones d'inhibitions significatives sur témoin + ; (b) : présence de petites zones d'inhibitions sur le témoin négatif.

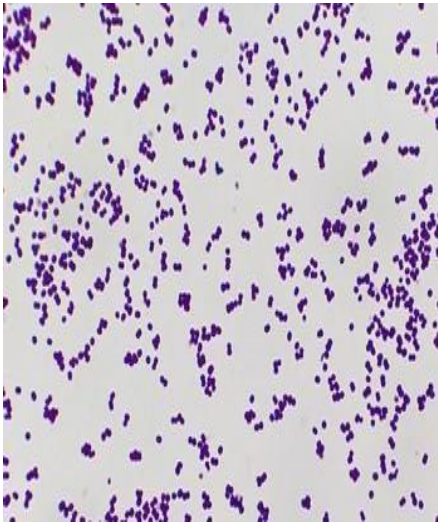


(a)

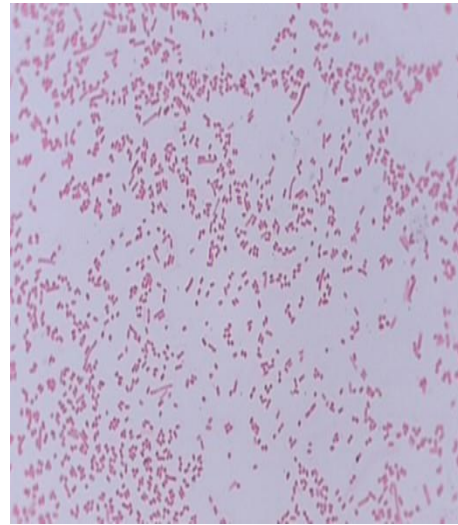


(b)

Annexe 9 : Coloration de Gram (a) : *Staphylococcus aureus* ; (b) : *Escherichia coli*.

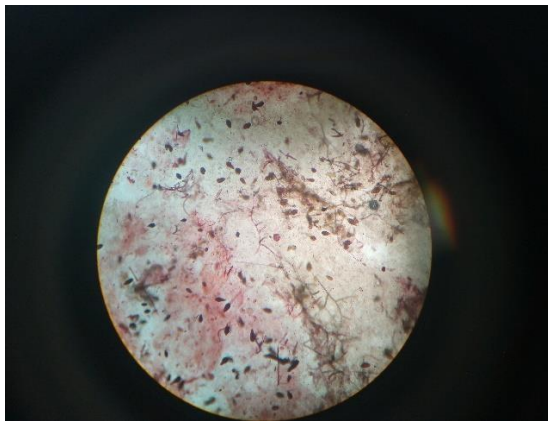


(a)



(b)

Annexe 10 : Morphologie d'*Alternaria* sp.



ملخص

تنتمي شجرة المورينغا أوليفيرا إلى عائلة المورينغا، وهي شجرة موطنها المناطق الاستوائية وشبه الاستوائية في الهند، وتشتهر بتطبيقاتها الغذائية والطبية المتعددة. وبفضل خصائصه الاستثنائية، فإنه يجذب اهتماما متزايدا في مختلف مجالات البحث، بدءا من الصحة إلى الصناعة. تركز هذه الدراسة على التحليل الفيزيوكيميائي والكيميائي النباتي والبيولوجي لمستخلصات بذور المورينغا أوليفيرا. كشف التحليل الكيميائي النباتي عن وجود مركبات ثانوية نشطة بيولوجيا مثل الستيريديات والجلوكوزيدات والسابونين. إجمالي محتوى البوليفينول المقاس هو DM. / جم 40.33 ± 6.79 ملجم. على وسط صلب. تم اختبار سلالتين بكتيريتين هما المكورات (RC) لتقييم قدرة السلالات البكتيرية على تكوين الأغشية الحيوية، تم استخدام طريقة الكونغو الأحمر فقط لتكون مادة بيولوجية سابقة ATCC 25923. *S. aureus*. تم العثور على ATCC 25922 والإشريكية القولونية ATCC 25923 العنقودية الذهبية التأثير المضاد للأغشية الحيوية للمستخلص المائي لبذور المورينغا أوليفيرا بنسبة 4% منطقة تثبيط (1.94 ± 14.4 ملم)، ATCC 25922 والإشريكية القولونية ATCC 25923 بالإضافة إلى ذلك، أظهر النشاط المضاد للبكتيريا للمستخلص المائي ضد المكورات العنقودية الذهبية نشاط تثبيطي بمناطق تثبيط بلغت (2 ± 7 ملم) و (1.52 ± 11.33 ملم) على التوالي. *Alternaria* sp. علاوة على ذلك، أظهر النشاط المضاد للفطريات للمستخلص المائي قدرة تثبيطية منخفضة (14.70%) على تسليط هذه النتائج الضوء على إمكانات مستخلص بذور المورينغا أوليفيرا كعامل مضاد للبكتيريا ومضاد حيوي ومضاد للفطريات، مما يفتح آفاق استخدامه في التطبيقات الطبية والصناعية الكلمات المفتاحية: المورينغا أوليفيرا، البوليفينول الكلي، المستخلص المائي، النشاط المضاد للأغشية الحيوية، النشاط المضاد للبكتيريا

Résumé

Moringa oleifera, appartenant à la famille des Moringacées, est un arbre originaire des régions subtropicales et tropicales de l'Inde, réputé pour ses multiples applications nutritionnelles et médicinales. Grâce à ses propriétés exceptionnelles, il suscite un intérêt croissant dans divers domaines de recherche, allant de la santé à l'industrie. Cette étude se concentre sur l'analyse physico-chimique, phytochimique et biologique des extraits de graines de *Moringa oleifera*.

L'analyse phytochimique a révélé la présence de composés secondaires bioactifs tels que les stéroïdes, les glucosides et les saponines. La teneur en polyphénols totaux, mesurée est de $40,33 \pm 6,79$ mg EAG/g MS. Pour évaluer la capacité des souches bactériennes à former des biofilms, la méthode du Rouge Congo (RC) a été employée sur un milieu solide. Deux souches bactériennes, à savoir *Staphylococcus aureus* ATCC 25923 et *Escherichia coli* ATCC 25922, ont été testées. Seule *S. aureus* ATCC 25923 a été révélée formatrice de biofilm. L'effet antibiofilm de l'extrait aqueux de graines de *Moringa oleifera*, 4 % avec une zone d'inhibition de ($14,4 \pm 1,94$ mm) De plus, l'activité antibactérienne de l'extrait aqueux vis-à-vis de *Staphylococcus aureus* ATCC 25923 et *Escherichia coli* ATCC 25922, a révélé une activité inhibitrice avec des zones d'inhibition de (7 ± 2 mm) et ($11,33 \pm 1,52$ mm) respectivement. Par ailleurs, l'activité antifongique de l'extrait aqueux a montré une faible capacité inhibitrice (14,70 %) sur *Alternaria* sp. Ces résultats soulignent le potentiel de l'extrait de graines de *Moringa oleifera* en tant qu'agent antibactérien, antibiofilm et antifongique, ouvrant des perspectives pour son utilisation dans des applications médicales et industrielles.

Mots clés : *Moringa oleifera*, polyphénols totaux, extrait aqueux, activité anti biofilm, activité antibactérienne.

Summary

Moringa oleifera, belonging to the Moringaceae family, is a tree native to the subtropical and tropical regions of India, renowned for its multiple nutritional and medicinal applications. Thanks to its exceptional properties, it is attracting growing interest in various fields of research, ranging from health to industry. This study focuses on the physicochemical, phytochemical and biological analysis of *Moringa oleifera* seed extracts.

Phytochemical analysis revealed the presence of bioactive secondary compounds such as steroids, glucosides and saponins. The total polyphenol content measured is 40.33 ± 6.79 mg EAG/g DM.

To evaluate the ability of bacterial strains to form biofilms, the Congo Red (RC) method was used on a solid medium. Two bacterial strains, namely *Staphylococcus aureus* ATCC 25923 and *Escherichia coli* ATCC 25922, were tested. Only *S. aureus* ATCC 25923 was found to be a biofilm former.

The antibiofilm effect of the aqueous extract of *Moringa oleifera* seeds, 4% an inhibition zone (14.4 ± 1.94 mm).

In addition, the antibacterial activity of the aqueous extract against *Staphylococcus aureus* ATCC 25923 and *Escherichia coli* ATCC 25922, revealed an inhibitory activity with inhibition zones of (7 ± 2 mm) and (11.33 ± 1.52 mm) respectively.

Furthermore, the antifungal activity of the aqueous extract showed a low inhibitory capacity (14.70%) on *Alternaria* sp.

These results highlight the potential of *Moringa oleifera* seed extract as an antibacterial, antibiofilm and antifungal agent, opening prospects for its use in medical and industrial applications.

Keywords: *Moringa oleifera*, total polyphenols, aqueous extract, anti-biofilm activity, antibacterial activity.