



Université Mohamed Khider de Biskra

Faculté des sciences exactes et sciences de la nature et de la vie

Département des sciences de la nature et de la vie

Filière : Sciences biologiques

Référence / 2022

MÉMOIRE DE MASTER

Spécialité : Biochimie appliquée

Présenté et soutenu par :
Chourouk BAHRI et Rayane LAIFA

Le : 30/06/2022

Propriétés nutritionnelle et fonctionnelle de la plante Moringa oleifera

Jury:

M.	Nacer Agli	Pr	Université biskra	Président
Mme.	Asma Boucif	MCB	Université biskra	Examineur
M.	Amirouche Deghima	MCB	Université biskra	Rapporteur

Année universitaire: 2021 – 2022

Remerciement

*Nous remercions Dieu, Le Tout Puissant de nous avoir donné la santé
Et la volonté d'entamer et de terminer ce mémoire*

A Monsieur le Professeur DEGHIMA AMIROUCHE,

*Merci pour votre implication dans ce travail qui ne serait pas
ce qu'il est sans votre précieuse collaboration. Vous avez su orienter ce
travail avec beaucoup de pédagogie mais aussi
beaucoup de sérieux et de rigueur.*

*Veillez trouver dans ce travail toute l'estime, la gratitude et
la sympathie que nous vous portons.*

*A notre président de jury de mémoire,
Nous vous remercions de l'honneur que vous nous faites en acceptant
de présider le jury de notre mémoire.*

*Soyez assuré de notre profonde estime et de nos sincères
remerciements.*

*A notre juge,
Nous sommes honorées de votre présence parmi les membres éminents
du jury de ce mémoire.*

*Nous tenons à vous exprimer notre respectueuse
reconnaissance*

Dédicaces

Je dédie ce mémoire ;

A mes chers parents

BAHRI Slimane ET DJOUDI Rachida

Qui sont toujours été là pour moi, merci pour tous vos sacrifices pour me voir réussir.

Vous êtes les plus précieux au monde et je vous jure qu'aucun mot, ni expression ne saurait exprimer tout mon amour et toute ma gratitude.

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

A mon frères Houssem eddine, mes soeurs Nesrine et Kaouthar et ma belle-soeur Hounaida, Pour l'encouragement et le soutien ; je vous souhaite que du bonheur et que de la réussite dans tout ce que vous entreprendrez.

A mon adorable Mohammed, Que dieu vous protège et vous procure santé et joie.

A mes amis :

Je suis tellement content de vous avoir rencontré...

Merci d'être toujours là pour moi... Merci d'être ce que vous êtes...

Je vous aime fort.

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

Aux personnes qui m'ont toujours aidé et encouragé, qui m'ont accompagnaient durant mon chemin d'étude, mes aimables, collègues d'étude, et frères de coeur.

Chourouk

Dédicaces

Je dédie ce travail :

*Mes très chers parents que dieu protège, qu'ils ont toujours la moi, et
qui me*

Donné un magnifique modèle de labeur et de persévérance.

Mes frères et mes sœurs : Yousef, haithem, Djihane, Aridje. Pour

Leurs encouragements permanents, et leur soutien moral.

*A mon binôme chourouk, elle m'a supporté tout le long de ce travail et
a qui je Souhaite tout le bonheur du monde et de la réussite.*

J'adresse aussi mes dédicaces à mes amies avec qui j'ai passé des

moments Agréables : Lamis, Loubna, Sarah, Amani, Samiha,

Ilham, Sawzan, Rayane, Donia, Manar.

A tous les étudiants de la promotion master 2 biochimie 2022

Rayane

Table des matières

Liste des Tableaux.....	I
Liste des Figures.....	II
Liste des abréviations	III
Introduction	1

PREMIER PARTIE : SYNTHÈSE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre 1 : Généralités

1.1 Origine et répartition géographique de <i>Moringa oleifera</i>	3
1.2 Descriptions de <i>Moringa oleifera</i>	3
1.2.1 Systématique et nomenclature de <i>Moringa oleifera</i>	3
1.2.2 Caractères morphologiques	4
1.3 Ecologie de <i>Moringa oleifera</i>	6
1.4 Composition chimique de <i>Moringa oleifera</i>	7
1.5 Applications et intérêt de <i>Moringa oleifera</i>	8
1.5.1 Les applications alimentaires.....	8
1.5.2 Applications médicales traditionnelles.....	9
1.5.3 Applications industrielles et agronomiques de la Moringa.	9

DEUXIÈME PARTIE : PARTIE EXPERIMENTALE

Chapitre 2 : Matériels et Méthodes

2.1 Matériels.....	10
2.1.1 Matériel végétal	10
2.1.2 Animaux.....	11
2.2 Méthode.....	11
2.2.1 Composition approximative	11
2.2.2 Profile d'acides gras	13

2.2.3	Analyse des minéraux.....	14
2.2.4	Préparation des extraits.....	15
2.2.5	Dosage des composés phénoliques.....	16
2.2.5.1	Teneur totale en polyphénols (TPC)	16
2.2.5.2	Teneur en Flavonoïdes (TFC)	16
2.2.6	Analyse chromatographique par HPLC.....	17
2.2.7	Détermination de l'activité antioxydants	18
2.2.7.1	Piégeage du radical libre DPPH	18
2.2.7.2	Pouvoir réducteur (FRAP)	19
2.2.8	Activité anti-inflammatoire	19
2.2.8.1	Œdème de la patte induit par la carraghénane.....	19

Chapitre 3 : Résultats et Discussion

3.1	Composition approximative	22
3.2	Profile d'acides gras	23
3.3	Analyse des minéraux	25
3.4	Teneur en polyphénols et flavonoïdes totaux.....	26
3.5	Analyse chromatographique.....	29
3.6	Activité antioxydants.....	30
3.6.1	Piégeage du radical libre DPPH	30
3.6.2	Pouvoir réducteur (FRAP)	32
3.7	Activité anti-inflammatoire	33
3.7.1	Œdème de la patte induit par la carraghénane.....	33
	Conclusion.....	36
	Références Bibliographiques.....	37
	Résumé	

Liste des Tableaux

Tableau 1. Taxonomie de <i>Moringa oleifera</i> Lam (Falowo <i>et al.</i> , 2018).	4
Tableau 2. Exigences écologiques idéales du <i>Moringa oleifera</i>	6
Tableau 3. Différentes conditions de récolte de <i>Moringa oleifera</i> et son traitement.....	10
Tableau 4. Résultats de la composition approximative de l'arbre de Moringa.	22
Tableau 5. Composition en acides gras des différentes parties de <i>M. oleifera</i> (Les résultats sont exprimés en pourcentage).....	23
Tableau 6. Composition en minéraux dans la plante <i>M. oleifera</i>	25
Tableau 7. Les résultats de la teneur des polyphénols et flavonoïdes totaux de différents extraits de <i>Moringa oleifera</i>	28
Tableau 8. Analyse des composés phénoliques par chromatographie dans <i>Moringa oleifera</i>	29
Tableau 9. Résultats de l'activité antioxydants des extraits de <i>Moringa oleifera</i>	31
Tableau 10. Effet de divers extraits de <i>Moringa oleifera</i> sur l'œdème de la patte de rat induit par la carraghénane.....	34

Liste des Figures

Figure 1. Répartition topographiques de <i>Moringa oleifera</i> (Bhattacharya <i>et al.</i> , 2019).....	3
Figure 2. Arbre <i>Moringa oleifera</i> (Anzano <i>et al.</i> , 2021).....	5
Figure 3. Feuilles, graines, fleurs (Anzano <i>et al.</i> , 2021), tige, fruits (gousses) et racines de <i>Moringa oleifera</i> (Koul et chaze, 2015).....	6
Figure 4. Composition chimique bioactive des structures végétatives de la plante <i>Moringa oleifera</i> (Milla <i>et al.</i> , 2021).	7
Figure 5. Identification des différentes parties morphologiques de l'arbre <i>Moringa oleifera</i> et description de ses usages traditionnels et industriels (Granellaa <i>et al.</i> , 2021).	8

Liste des abréviations

AOAC : association of official analytical chemists.

FID : détecteur à ionisation de flamme.

BF3 : tri-fluorure de bore.

GC-MS : Chromatographie en phase gazeuse-spectrométrie de masse

SAA : spectrophotométrie d'absorption atomique.

ICP-OES : spectroscopie d'émission optique à plasma à couplage inductif.

TPC : polyphénols totaux.

TFC : flavonoïdes totaux.

CE : catéchine Equivalent.

MS : Matière sèche.

HPLC : Chromatographie Liquide de haute performante.

HPLC-DAD : Chromatographie Liquide de haute performance- Diode-arraydetection.

DPPH : 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle.

BHA : hydroxyanisole butylé.

BHT : But Hydroxyle Toluène.

FRAP : Pouvoir Antioxydants Réducteur Ferri

Introduction

Introduction

La croissance démographique, les changements climatiques, les crises économiques, les guerres, la pauvreté et l'ignorance sont autant de facteurs qui menacent la sécurité alimentaire, notamment en Afrique et en Asie (Prosekov et Ivanova, 2016). Au cours des dernières décennies, nous continuons d'ajouter 76 millions de personnes par an (Padilla *et al.*, 2005) et les projections actuelles de croissance démographique jusqu'en 2050 se limitent à 8 à 11 milliards de personnes (Prosekov et Ivanova, 2016). Selon la FAO, Cette expansion continue pose un sérieux défi pour assurer la sécurité alimentaire et nutritionnelle dans un monde où plus de 900 millions de personnes (environ 16 % de la population mondiale) souffrent déjà de malnutrition (Kahane *et al.*, 2013).

Malgré les efforts et les divers programmes des Nations Unies. La sécurité alimentaire, surtout au sens global, n'a pas encore été mise en œuvre (Prosekov et Ivanova, 2018). Par conséquent, l'orientation vers des plantes sauvages, comestibles est devenue une nécessité urgente. Ce qu'il faut savoir c'est que ce trésor se trouve dans la nature sans intervention humaine, il n'a donc pas besoin de grosses dépenses et ressources. C'est pour cette raison qu'il doit être exploité afin de profiter de ses nombreux avantages (Shaheen *et al.*, 2017). Ces plantes sauvages, comestibles sont aussi médicalement bénéfique en tant que système de thérapie parallèle qui seraient particulièrement souhaitables dans ce cas où la médecine traditionnelle était et est toujours utilisée d'une manière ascendante dans le scénario actuel par plus de 60 % de la population mondiale (Isitua *et al.*, 2015). Ces plantes ont tendance à compléter les protéines, les minéraux essentiels, les micronutriments et les vitamines qui enrichissent la qualité de l'alimentation et fournissent ainsi une source de nutrition abordable avec la capacité de combattre une variété de maladies, améliorant ainsi la sante (Ray *et al.*, 2020).

À la base des informations traditionnelles et scientifiques, il convient de mentionner que le *Moringa oleifera* avec son faible coût et sa tolérance à diverses conditions climatiques (Granella *et al.*, 2021) a particulièrement attiré l'attention dans plus de 80 pays (Dhakad *et al.*, 2019) comme une source particulière des nutriments et encore une plante médicinale en première intention et on estime qu'il peut traiter au moins 300 désordres (Koul et Chase, 2015). Son efficacité relève de leurs composés ; cette plante contient un large éventail de substances nutritives et bioactives, En fait le Moringa contient plus de composé qu'un certain nombre

d'aliments qui prétendent être d'excellentes sources de ces même compose (Gopalakrishnan *et al.*, 2016).

En conséquence, ce travail s'est concentré sur diverses études récentes portant sur la valeur nutritionnelle par analyse soigneuse de la composition approximative et le profil bioactif des différentes parties de la plante *Moringa oleifera*, ainsi que leurs bienfaits pour la santé par évaluation de la capacité antioxydante et anti-inflammatoire de *Moringa oleifera*, qui est résumé dans la deuxième partie ou bien la partie expérimentale. En plus une partie bibliographique contenant des généralités sur le *Moringa oleifera*.

Première partie
Synthèse
bibliographique

Chapitre 1

Généralités

1 Présentation de la plante

1.1 Origine et répartition géographique de *Moringa oleifera*

Moringa oleifera est une plante d'Asie du Sud qui pousse principalement dans les contreforts de l'Himalaya, du nord-est du Pakistan au nord du Bengale occidental (Inde) (Koul et Chase, 2015), et en raison de ses caractéristiques d'adaptation, telles que sa capacité à pousser rapidement, à survivre à la sécheresse et à vivre pendant des longues périodes (Falowo *et al.*, 2018), peut être trouvé dans les régions tropicales et subtropicales du monde entier (Falowo *et al.*, 2018 ; Kaur, 2018). L'espèce a été importée et naturalisée notamment en Afrique tropicale, en Amérique tropicale, au Sri Lanka, au Mexique, au Malabar, en Malaisie et dans les îles Philippines (Taher *et al.*, 2017). Il est possible qu'il ait été transporté de l'Inde vers l'Arabie, l'Afrique de l'Est et l'Asie du Sud-Est par les premiers commerçants de l'océan Indien il y a des milliers d'années en raison de son importance comme nourriture et médicament (Kaur, 2018).

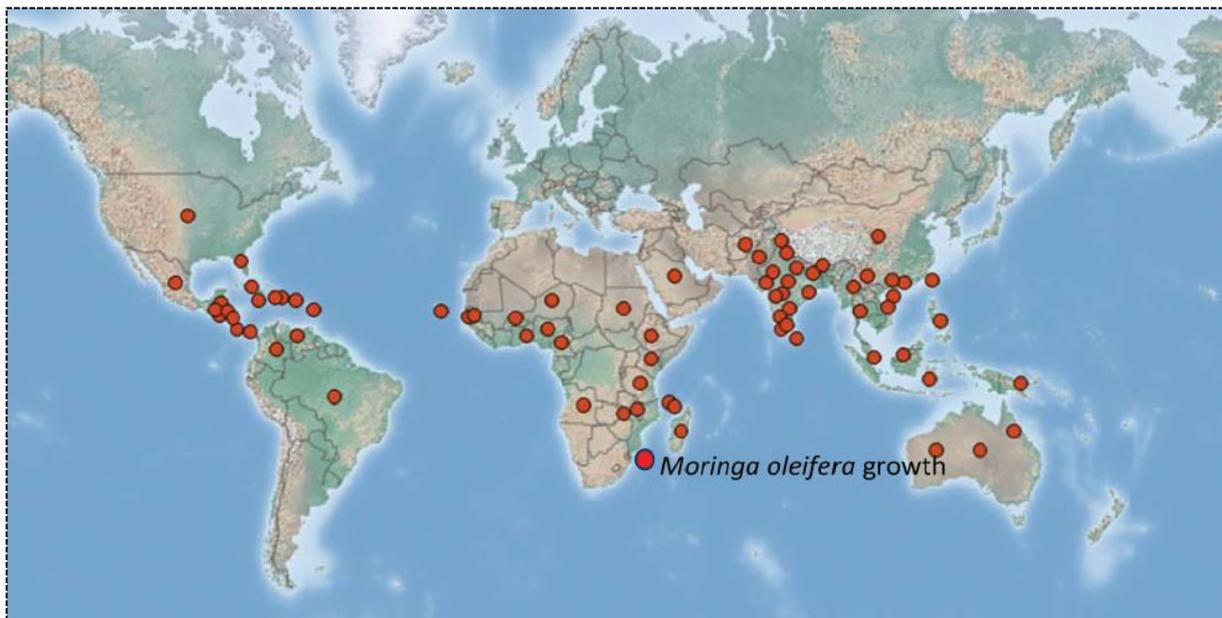


Figure 1. Répartition topographiques de *Moringa oleifera* (Bhattacharya *et al.*, 2019).

1.2 Descriptions de *Moringa oleifera*

1.2.1 Systématique et nomenclature de *Moringa oleifera*

La classification systématique de *Moringa oleifera* selon Falowo *et al.* (2018) est montrée dans le **tableau 1**.

Tableau 1. Taxonomie de *Moringa oleifera* Lam (Falowo *et al.*, 2018).

Règne	Plantae
Sous-règne	Viridiplantae
Infra-règne	Streptophyta
Superdivision	Embryophyta
Division	Tracheophyta
Subdivision	Spermatophytina
Classe	Magnoliopsida
Superordre	Rosanae
Ordre	Brassicales
Famille	Moringaceae
Genre	<i>Moringa</i>
Espèce	<i>Moringa oleifera</i> Lam

Moringa oleifera Lam. (synonyme : *Moringa pterygosperma* Gaertn) (Amjad *et al.*, 2015), prend son nom du mot tamoul murungai, qui signifie "gousse tordue" et fait référence au jeune fruit (Dhakad *et al.*, 2019), elle se trouve dans 82 pays sous 210 noms distincts (Amjad *et al.*, 2015). Tell que, Shevga en Marathi, kelor en indonésien, sahjan en hindi, on l'appelle Sajana ou Sujuna en Oriya (Raja *et al.*, 2016). Généralement appelé Horseradish tree (relatif au goût de ses racines) ou Drumstick tree (décrivant la forme de ses gousses), mais fréquemment sous le nom de plante Miracle ou l'arbre de vie (Taher *et al.*, 2017), en raison de son importance économique et de sa polyvalence. Elle est la plus largement cultivée parmi les 13 espèces de la famille des Moringaceae, une famille monogénérique, dont 11 sont originaires d'Afrique (*M. drouhardii*, *M. stenopetala*, *M. hildebrandtii*, *M. ovalifolia*, *M. peregrine*, *M. rivaie*, *M. ruspoliana*, *M. arborea*, *M. borziana*, *M. pygmaea* et *M. longituba*) et d'Arabie et 2 d'Inde (*M. concanensis* et *M. oleifera*) (Falowo *et al.*, 2018).

1.2.2 Caractères morphologiques

Des recherches morphologiques sur le Moringa ont été effectuées par Amjad *et al.* (2015) ; Foidl *et al.* (2001) et Kaur (2018).



Figure 2. Arbre *Moringa oleifera* (Anzano *et al.*, 2021).

Le Moringa est un arbre vivace à croissance rapide, à cime ouverte en forme de parapluie (Foidl *et al.*, 2001 ; Kaur, 2018) avec un diamètre de tronc de 20 à 40 cm à hauteur de poitrine et une hauteur maximale de 7 à 12 m (Foidl *et al.*, 2001 ; Amjad *et al.*, 2015). L'arbre a une tige courte et droite (parfois être tordue) qui pousse jusqu'à 1,5-2 m avant de se ramifier, mais peut atteindre une hauteur de 3 m (Foidl *et al.*, 2001). Elle possède aussi une racine pivotante tubéreuse, ce qui explique sa résistance à la sécheresse. L'écorce poilue des jeunes pousses est violacée ou blanc verdâtre (Kaur, 2018).

Les feuilles alternes (les feuilles les plus anciennes tombant rapidement), et chaque feuille est grande (jusqu'à 9 cm de long) avec des folioles en paires opposées et une foliole terminale beaucoup plus grande (Kaur, 2018), doubles ou triples pennées sont principalement visibles aux extrémités des branches. Elles ont un long pétiole avec 8 à 10 paires de pennes, chacune portant deux paires de folioles opposées, elliptiques ou obovales et une à l'apex, toutes 1-2 cm de long, avec des glandes à la base des pétioles et des pennes (Foidl *et al.*, 2001).

Les fleurs parfumées (2,5 cm de large), de couleur crème ou blanche avec des taches jaunes à la base, sont produites à profusion à l'aisselle et regroupées en panicules retombantes (Amjad *et al.*, 2015). Les fruits sont des gousses trilobées de 20 à 60 cm de long qui pendent des branches. Quand ils sont secs, ils se divisent en trois sections. Il y a 12 à 35 graines dans

chaque gousse (Foidl *et al.*, 2001). Les graines ont une enveloppe semi-perméable brunâtre et sont sphériques (Foidl *et al.*, 2001).



Figure 3. Feuilles, graines, fleurs (Anzano *et al.*, 2021), tige, fruits (gousses) et racines de *Moringa oleifera* (Koul et chaze, 2015).

1.3 Ecologie de *Moringa oleifera*

Le *Moringa oleifera* a des caractéristiques adaptatives résilientes avec à un large éventail de conditions environnementales, mais de préférence certaines conditions sont un facteur important pour définir la teneur en éléments nutritifs et la force de la plante (**Tableau2**).

Tableau 2. Exigences écologiques idéales du *Moringa oleifera*.

Références	Paramètres	Optimal
Gopalakrishnan <i>et al.</i> , (2016)	Climat	Tropicaux et subtropicaux
Gopalakrishnan <i>et al.</i> , (2016)	Température	Entre 25–35°C, mais l'arbre peut prendre jusqu'à 48 degrés à l'ombre et survivre à un léger gel
Gopalakrishnan <i>et al.</i> , (2016)	Pluviométrie nette	250 mm, avec un maximum d'environ 3 000 mm
Gopalakrishnan <i>et al.</i> , (2016)	Type de sol	Sols sableux ou limoneux
Rathnayake <i>et al.</i> , (2019)	pH du sol	Légèrement acide à légèrement alcalin (pH 5-9)

1.4 Composition chimique de *Moringa oleifera*

Chaque partie de la plante y compris la feuille, la racine, l'écorce, la graine, la fleur et la gousse possède des réserves nutritionnelles (Kamran *et al.*, 2020), où plus de 90 composants chimiques essentiels sur le plan nutritionnel ont été découverts dans le *Moringa oleifera* notamment des protéines, des lipides, des vitamines, des minéraux, carbohydrates et des fibres alimentaires (Singh *et al.*, 2020), et un grand nombre des composés phytochimiques qui présentent divers avantages pour la santé ou sur la saveur, la texture, le parfum ou la couleur des plantes (Dalei *et al.*, 2016). Principalement la présence de tanins, stérols, terpénoïdes, flavonoïdes, saponines, anthraquinones, alcaloïdes et sucres réducteurs, ainsi que les glucosinolates, les isothiocyanates, les composés glycosides et le glycérol-1-9-octadécanoate. En fait à peu près toutes les grandes familles de constituants des plantes sont représentées dans le *Moringa* (Singh *et al.*, 2020).

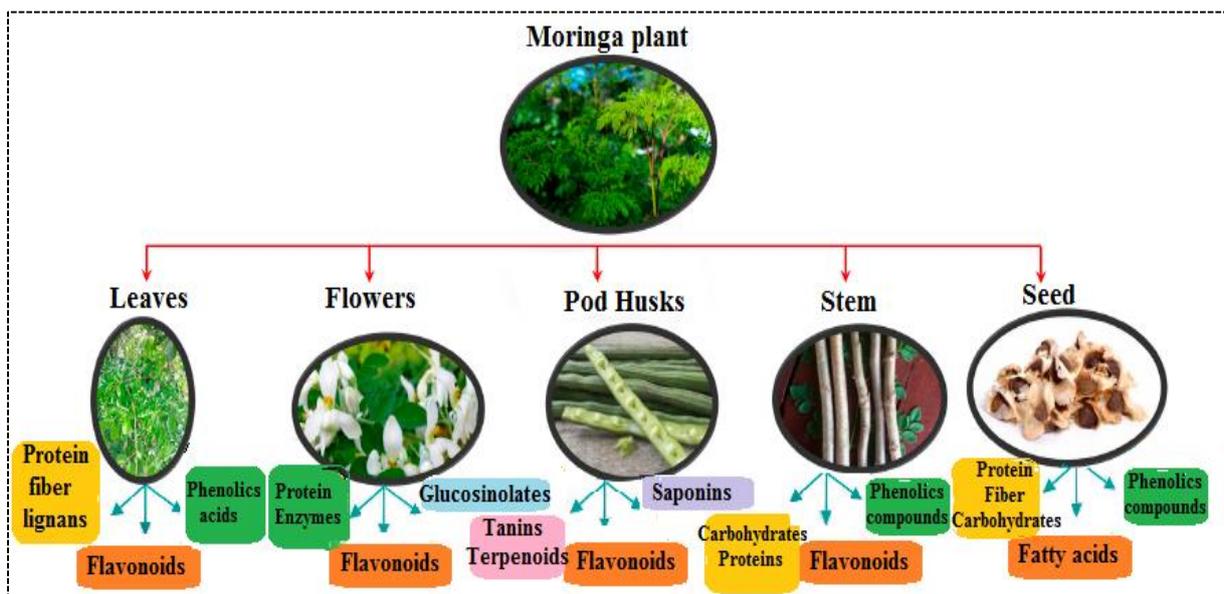


Figure 4. Composition chimique bioactive des structures végétales de la plante *Moringa oleifera* (Milla *et al.*, 2021).

1.5 Applications et intérêt de *Moringa oleifera*

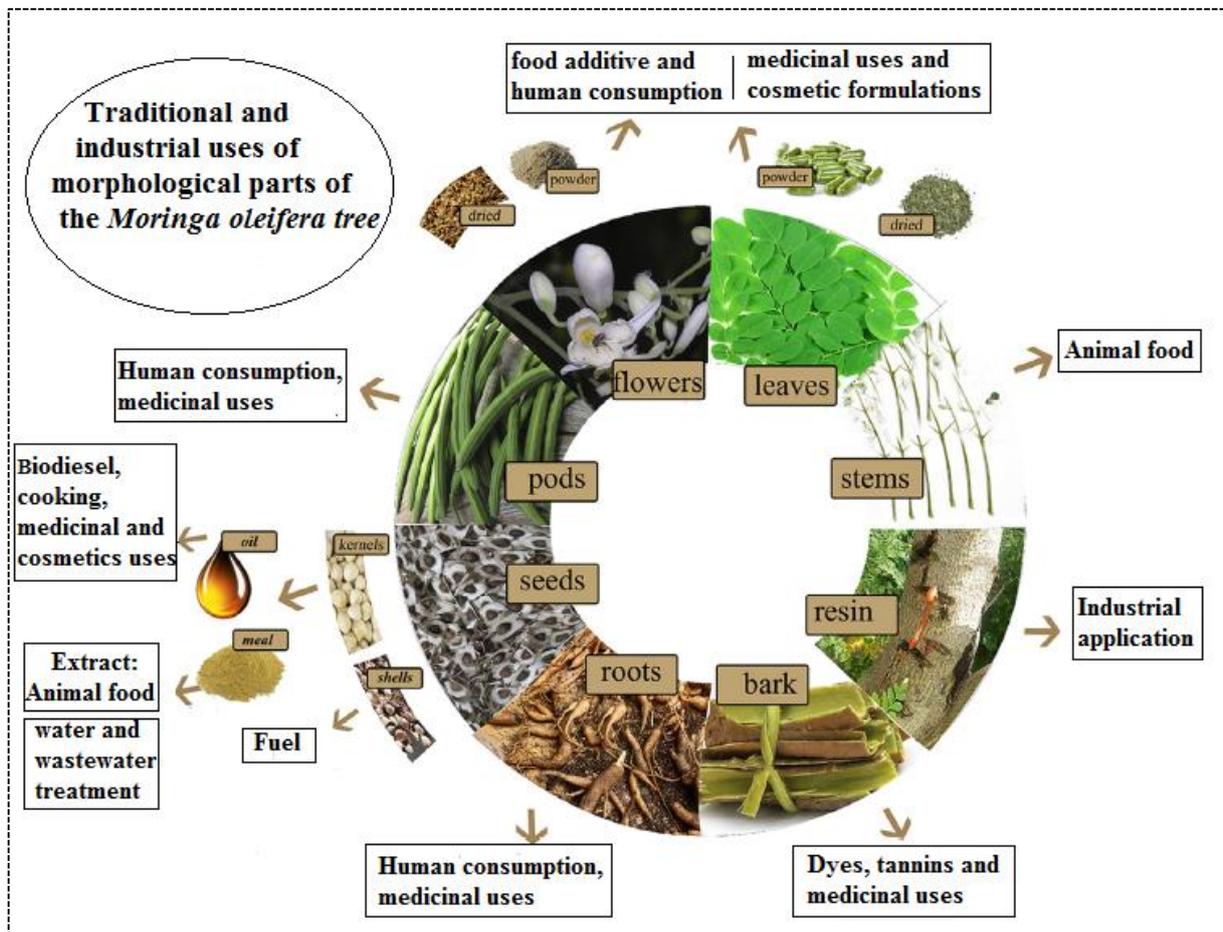


Figure 5. Identification des différentes parties morphologiques de l'arbre *Moringa oleifera* et description de ses usages traditionnels et industriels (Granellaa *et al.*, 2021).

1.5.1 Les applications alimentaires

Selon Milla *et al.* (2021), Certaines des qualités de *M. oleifera* sont presque principalement employé dans les pains, les biscuits et les produits carnés à des fins nutritionnelles, techniques et de conservation en apportant des vitamines, des minéraux, des acides aminés vitaux et des huiles. Le *M. oleifera* est liée aussi à l'alimentation animale ; le remplacement de l'alimentation traditionnelle des animaux de production par de minuscules quantités de *M. oleifera* peut entraîner un développement amélioré, un gain de masse, une viande plus savoureuse et des produits dérivés de qualité supérieure tels que le lait et le lactosérum (Granella *et al.*, 2021).

1.5.2 Applications médicales traditionnelles

Selon des preuves historiques ; les anciens dirigeants utilisaient les produits de Moringa dans leurs alimentation pour maintenir la santé mentale et traiter les maladies de la peau (Dhakad *et al.*, 2019) telles que les infections cutanées, les points noirs, boutons, psoriasis (Mahmood *et al.*, 2010). Le Moringa a une valeur cosmétique élevée comme hydratant et revitalisant pour la peau dans les soins du corps, des cheveux, et anti-âge, elle peut être utiliser également en externe sur les plaies pour obtenir une cicatrisation plus rapide en les nettoyant comme antiseptique (Meireles *et al.*, 2020). Le Moringa a été utilisé aussi pour l'anémie, l'asthme, les impuretés du sang, la bronchite, le catarrhe, la congestion thoracique, le choléra, la conjonctivite, la toux, la diarrhée, les infections des yeux et des oreilles, la fièvre, les glandes, l'enflure, les maux de tête, tension artérielle anormale, douleurs articulaires (Dixit *et al.*, 2016) ainsi que pour les cancers qui font partie des affections qu'elle est traditionnellement utilisée pour les traiter (Falowo *et al.*, 2018).

1.5.3 Applications industrielles et agronomiques de la Moringa.

La variété de molécules trouvées dans les espèces de *M. oleifera*, principalement des composés phytochimiques peut être utilisé comme pulvérisation foliaire (Dhakad *et al.*, 2019) ou bien comme engrais dans les plantations (Granellaa *et al.*, 2021) pour augmenter le rendement des cultures en agissant comme un stimulant distinctif du développement des plantes (Dhakad *et al.*, 2019), accélérant les processus photosynthétiques et biochimiques, soulageant le stress (Milla *et al.*, 2021) et résiste aux insectes nuisibles. Cela a été prouvé sur les cultures d'arachide, de soja, de haricot noir, de maïs, d'oignon, de sorgho, de tomate, de café et de canne à sucre (Dhakad *et al.*, 2019). Elle est aussi utilisée pour filtrer l'eau, en éliminant une énorme quantité de matières en suspension des rivières et des ruisseaux troubles, ce qui en fait un coagulant naturel et donc contribue à la prévention des maladies d'origines hydriques (Granellaa *et al.*, 2021). L'huile de ben (L'huile de graines de *M. oleifera*) est un ingrédient populaire qui a été décrit comme une source de biocarburant, comme le méthane et le biodiesel, ainsi qu'industriel dans les cosmétiques comme les savons et les parfums (Dhakad *et al.*, 2019 ; Granellaa *et al.*, 2021), pour fabriquer du papier, des nattes et des cordages, colorant bleu, et l'huile de montre (Dhakad *et al.*, 2019).

Deuxième partie
Partie expérimentale

Chapitre 2

Matériel et Méthodes

2 Matériels et méthodes

2.1 Matériels

2.1.1 Matériel végétal

Différentes parties de la plante sont récoltées à différents moments et dans différents pays. Il est souvent nécessaire de passer la plante sous un filet d'eau pour éliminer la poussière, les insectes et autres éléments indésirables, le séchage, qui n'est rien d'autre que le fait de retirer progressivement à la plante, son humidité, doit se faire dès la fin de la cueillette, puis, broyées et notamment conservées jusqu'à leur utilisation (**Tableau 3**).

Tableau 3. Différentes conditions de récolte de *Moringa oleifera* et son traitement.

Référence	Partie Récoltée	Date	Lieu	Traitement
Castillo-López <i>et al.</i> , (2017)	Les Feuilles	Novembre 2013	Imala, Culiacan, Mexique	Laver dans 150 ppm de solution chlorée puis sécher au four électrique à 55-60°C pendant 6 heures et écraser pour obtenir une farine de feuilles de Moringa
Braham <i>et al.</i> , (2020)	Les feuilles	Juin 2016	Région désertique d'Oued Souf et de Tamanrasset au sud de l'Algérie	Laver à l'eau courante du robinet, puis sécher à l'air à l'ombre, broyer et tamiser. La farine obtenue doit être stocké à température ambiante (22-24 °C) dans des bocaux avec un couvercle étanche dans l'obscurité
Sánchez-Machado <i>et al.</i> , (2010)	Petites feuilles, fleurs, gousses immatures	Novembre 2006	L'état de Sonora au Nord-Ouest du Mexique	Sécher au four à 60 °C pendant 8h, puis stocker dans sacs en plastiques dans une pièce sombre. Tous les échantillons ont été broyés et passé à travers un tamis à mailles (60 mesh)
Nwidu <i>et al.</i> , (2018)	Feuilles, graines, racines, fleurs et écorce	Mars 2015	L'état de Rivers, au Nigeria	Les échantillons ont été séchés à l'air pendant 7 jours, puis broyer en poudre avec un mélangeur électrique et un broyeur
Saleem <i>et al.</i> , (2020)	Les feuilles	Mai 2016	L'indus Province (Sud du Pakistan)	Lavées, séchées à l'ombre et soumises à un broyage grossier

2.1.2 Animaux :

Kumbhare et Sivakumar (2011) ont utilisé pour leur étude des rats *Wistar albinos* des deux sexes (150-200 g) et des souris *Swiss albinos* (25-30g) des deux sexes, alors que Saleem *et al.* (2020) n'a utiliser que des rats *Wistar albinos* des deux sexes (150-200 g). Adedapo *et al.* (2015) ont choisi des rats *albinos* femelles de souche *Wistar* en bonne santé (100–160 g) et des souris femelles (20-30 g). Les animaux ont été logés dans des cages en polypropylène standard et maintenus à température ambiante contrôlée (24 ± 2 °C ; 60 % à 70 % d'humidité relative) pendant un cycle lumière-obscurité de 12 h pour les expériences *in vivo*.

2.2 Méthode

2.2.1 Composition approximative

L'analyse par approximation est une méthode analytique traditionnelle pour déterminer la quantité et la qualité des nutriments présents dans un échantillon alimentaire.

La teneur en humidité, en fibres brutes, en protéines, et en matières grasse des échantillons a été déterminée selon Ogbe *et al.* (2011) ; Offor *et al.* (2014) et Stevens *et al.* (2015) par les méthodes d'analyse adoptées par l'AOAC (Association of Official Analytical Chemists). Ces méthodes sont utilisées par les agences gouvernementales concernées par l'analyse des engrais, des denrées alimentaires, des aliments pour animaux, des pesticides, des médicaments, des cosmétiques, des substances dangereuses et d'autres matériaux liés à l'agriculture, à la santé et au bien-être et l'environnement.

Pour Ogbe *et al.* (2011) ; Offor *et al.* (2014) et Stevens *et al.* (2015), La teneur en humidité des échantillons de feuilles de Moringa (5 grammes chacun) a été déterminée par pesée dans un creuset et séchage dans un four à 105°C jusqu'à ce qu'un poids constant soit atteint, alors que la concentration en cendres a été déterminée par incinération à 550°C pendant environ 3 heures.

Pour la détermination des protéines totales, un flacon de digestion Kjeldahl a été utilisé pour peser 0.5 g des matériaux. Il a été complété par une pilule de catalyseur au sélénium. 20ml de H₂SO₄, 10 g de NaSO₄ et 1 g de CuSO₄ ont également été ajoutés au ballon et digérés par chauffage sous une hotte jusqu'à ce que la solution soit totalement digérée et devient bleue. La solution a été soigneusement retirée et laissée se solidifier pendant 24 heures, ce qui a donné une couleur blanche. Dans une fiole jaugée de 200 ml, la solution a été dissoute avec 100 ml d'eau pure. Dans l'appareil de distillation Kjeldahl, 60 ml de NaOH à 40 % et deux morceaux

de zinc métallique ont été ajoutés à la solution. Un total de 50 ml de distillat a été recueilli dans une fiole conique de 250 ml contenant de l'acide borique après la distillation du mélange (Offor *et al.*, 2014). Du H₂SO₄ 0.1 N a été utilisé pour titrer la solution. Le titrage a atteint sa conclusion lorsque la couleur du distillat est revenue à la couleur rose clair du mélange d'acide borique et d'indicateur rouge de méthyle. La teneur en protéines est obtenue en multipliant la valeur de l'azote obtenue après la titration par un facteur de conversion (6.25) (Ogbe *et al.*, 2011 ; Offor *et al.*, 2014 ; Stevens *et al.*, 2015).

Selon Ogbe *et al.* (2011), La teneur en fibres brutes des échantillons a été déterminée à l'aide d'un processus de digestion. Et pour Offor *et al.* (2014) et Stevens *et al.* (2015) les échantillons dégraissés ont été soumis à un processus qui comprenait l'ébullition au reflux avec une solution contenant du H₂SO₄, la filtration et l'incinération du résidu final.

Dans un appareil Soxhlet, la matières grasses a été extraite d'échantillon (Ogbe *et al.*, 2011 ; Offor *et al.*, 2014 ; Stevens *et al.*, 2015) à l'aide d'éther de pétrole (Offor *et al.*, 2014 ; Stevens *et al.*, 2015) .

D'après Offor *et al.* (2014), un ballon de 250 ml a été soigneusement nettoyé avant d'être séché dans une étuve à 105°C pendant 30 minutes et placé dans un dessiccateur pour refroidir. Après cela, 2g de l'échantillon sec ont été pesés avec précision dans des cartouches étiquetées. 200 ml d'éther de pétrole ont été ajoutés au ballon refroidi et chauffés à 40-60°C. Le ballon contenant l'éther de pétrole a été placé dans la cartouche d'extraction à ébullition, et l'appareil soxhlet a été laissé au reflux pendant six heures. La cartouche a été soigneusement retiré du récipient, et l'éther de pétrole sur le dessus a été collecté et vidé dans un autre récipient pour réutilisation. Le ballon a été retiré une fois qu'il était exempt d'éther de pétrole et bouilli pendant une heure à 105°C. Il a finalement été sorti du four et placé dans un dessiccateur pour refroidir avant d'être pesé.

La différence entre la somme de toute la composition approximative et 100 % a été utilisée pour calculer les glucides solubles totaux tandis que la valeur calorifique (énergie) a été obtenue en multipliant la valeur des glucides, des protéines et des matières grasses brutes par les facteurs d'Atwater de 17, 17 et 37, respectivement (Ogbe *et al.*, 2011; Offor *et al.*, 2014 et Stevens *et al.*, 2015).

2.2.2 Profile d'acides gras

Pour identifier les acides gras individuels dans les différentes parties de Moringa, la fraction lipidique est préparée et les acides gras doivent être méthyler avant d'être analysés par chromatographie en phase gazeuse (Castillo-López *et al.*, 2017). Dans un erlenmeyer de 250 ml, 10 g d'échantillon sont mélangés avec 60 ml de Réactif de Folch (1 volume de méthanol plus deux volumes de chloroforme) et bien homogénéisé. Par la suite, le mélange a été filtré sous vide du résidu à travers un entonnoir de Buchner et après cela le résidu a été lavé avec 50 ml de réactif de Folch et homogénéisé encore une fois, le flacon a été nettoyé et filtré à nouveau sous vide. Puis, dans une ampoule à décanter, les filtrats (60 + 50 + 50 ml) ont été combinés et ajoutés à 40 ml de chlorure de sodium à 0.73%, qui ont été agités violemment et laissés décanter pendant une nuit.

Après 24h, 2 phases sont obtenues

- la phase inférieure (organique) (F1) a été décantée et filtrée sur sulfate de sodium anhydre. Le filtrat a été recueilli dans un ballon à fond rond.
- La phase supérieure (F2) a été lavée avec 50 ml d'un mélange de 20% de NaCl (0.58%) et de 80 % de réactif de Folch. Le mélange est agité puis laissé se reposer pendant 2 heures. Ensuite, il a été décanté et filtré sur sulfate de sodium anhydre pour obtenir F3.

Dans l'évaporateur rotatif, F1 et F3 ont été combinés, évaporés et séchés. Suite à l'évaporation du chloroforme, une méthylation se produit, le méthanol a été traité avec 0.5g d'hydroxyde de sodium et trois billes de verre. Pendant 10 minutes, le ballon a été placé dans un chapelet refroidissant et chauffé au reflux. Ensuite, en haut du condenseur, du trifluorure de bore (BF₃) a été ajouté et chauffé au reflux pendant encore 5 minutes. Ensuite, 4 ml d'heptane ont été ajoutés et le mélange a été chauffé au reflux pendant 2 minutes. Le contenu du ballon a été placé dans un tube à essai et du NaCl saturé a été ajouté (remuez doucement) jusqu'à ce que la teinte blanche laiteuse change (Castillo-López *et al.*, 2017).

La fraction lipidique ainsi obtenue et méthyliée peut maintenant être analysée dans un système de chromatographie en phase gazeuse (Varian CP-3800, USA) muni d'un détecteur à ionisation de flamme (FID) et une colonne Omegawax 320 de 30 m x 0.32 mm ID, 0.25 mm (Supelco, USA). Les durées de rétentions des composés ont été comparées à celles d'un mélange standard de 37 esters méthyliques d'acides gras pour l'identification et la quantification des

acides gras (Supelco, Bellefonte, USA). Les résultats ont été représentés en pourcentage de la quantité totale d'acides gras dans l'échantillon.

Après une étape de méthylation, Sánchez-Machado *et al.* (2010) ont aussi analysé les acides gras dans un chromatographe en phase gazeuse avec un détecteur à ionisation de flamme et une colonne capillaire CP-Sil 5 CB (15m de diamètre intérieur de 0.25 mm, 0.25m d'épaisseur). En intégrant la surface sous le pic et en divisant le résultat par la surface totale pour tous les acides gras, la quantité relative de chaque acide gras (pourcentage des acides gras totaux) a été calculée.

Dans l'étude d'Ali *et al.* (2020), le n-hexane (10 ml) a été utilisé pour extraire les lipides. Le matériel extrait de chaque échantillon a été placé dans un flacon à bouchon vissé, suivi de 5 ml de solution de méthylation (H₂SO₄/méthanol/toluène 01:20:10 ml). Au lieu d'une GC-FID, une analyse GC-MS a été réalisée avec le système de la série Agilent modèle 7890A (Agilent, Dover, DE, USA) équipé d'un détecteur Agilent 5975C MS et d'un échantillonneur automatique Agilent 7683, et une MS ChemStation A.03.00. Les composants ont été identifiés en comparant leurs temps de rétention relatifs et leurs spectres de masse aux standards, Wiley7 N, les données de la bibliothèque NIST du système GC-MS et les données de la littérature.

2.2.3 Analyse des minéraux

Pour Jongrungruangchok *et al.* (2010) le contenu minéral a été évalué en utilisant la spectrophotométrie d'absorption atomique (SAA). L'incinérât des feuilles Moringa est dissout dans de l'acide nitrique fort, filtrées, diluées à 50 ml avec de l'eau désionisée, et l'absorbance des échantillons a été lue directement sur l'SAA. En parallèle, des solutions standard de travail de calcium (Ca), de potassium (K) et de fer (Fe) ont été produites dans du HNO₃, 2N à partir de solutions standard de base (1000 ppm), et l'absorbance a été mesurée à l'aide d'un spectrophotomètre d'absorption atomique pour la solution standard et les échantillons de chaque élément (SAA). Les courbes d'étalonnage de la concentration en fonction de l'absorbance ont été obtenues.

Dans l'étude de Sodamade *et al.* (2013), l'échantillon incinéré a été dissout dans 5.0ml de HNO₃/ HCl/ H₂O (1:2:3) et sa composition élémentaire est analysée à l'aide du modèle Parking Elmer 403 du spectrophotomètre d'absorption atomique (SAA).

Contrairement au deux autres études, Natsir *et al.* (2019), ont analysé les échantillons on utilisant la spectroscopie d'émission optique à plasma à couplage inductif (ICP-OES) au lieu de la méthode SAA. Les 13 éléments chimiques suivants ont été identifiés : Al, Ca, Co, Cr, Cu, Fe, K, Mg, Mn, Ni, P, Se et Zn.

2.2.4 Préparation des extraits

L'extraction est une étape critique qui se fait à l'aide d'un solvant ou d'un mélange de solvants spécifiques ; cela afin d'exploiter le potentiel chimique des plantes, ce qui implique d'extraire les composés phénoliques spécifiques des végétaux à partir d'une large gamme de matrices biologiques sans altérer leur qualité.

Selon Xu *et al.* (2019), 5 g de poudre sèche des différentes parties de *Moringa oleifera* (racine, graine et feuille) sont mélangés avec 40 ml d'éthanol (90%), et extraite en utilisant des ondes ultrasonores à une fréquence de 200 W, 40KHz pendant 30 minutes. Après avoir placé la solution en premier dans un tube à centrifuger de 50 ml pendant 3h. L'extrait a ensuite été centrifugé à 5000 rpm pendant 5 minutes et le processus d'extraction a été répété deux fois de plus. Après extraction, tous les surnageant ont été collectés et concentrés à 45°C en utilisant un évaporateur rotatif sous vide pour sécher le résidu et conservés à 4°C jusqu'à leur utilisation.

Dans une pièce à température contrôlée (22 et 24 °C), Braham *et al.* (2020) ; ont fait l'extraction sous agitation magnétique à 900 rpm pour 1 g de farine de feuilles séchées et 40 ml de solvant (eau distillée ou mélange d'éthanol (50 % et 70 %) ou de l'acétone (50 % et 70 %) avec de l'eau). Après 2 heures, les extraits ont été centrifugés pendant 30 minutes à 11000 tr/min, filtrés et finalement conservés au réfrigérateur (3–5 °C) dans des flacons en verre, à l'abri de la lumière.

Saleem *et al.* (2020) ont utilisé une ancienne technique appelé la macération à froid : dans cette dernière la poudre des feuilles est placée avec le solvant (méthanol) pendant 7 jours et le processus est répété 3 fois, puis sous faible pression séché à l'aide d'un évaporateur rotatif à 40-45 °C. Ensuite ; l'extrait a été dissous dans l'eau distillée (DW) puis fractionné avec de l'hexane, Acétate d'éthyle et *n*-butanol par extraction liquide-liquide. Chaque fraction a été filtrée et concentrée par un évaporateur rotatif en une masse semi-solide et conserver au réfrigérateur.

Ghafar *et al.* (2017) ont utilisé le Soxhlet ; La poudre de graines est extraite avec 100 ml du méthanol à différents temps d'extraction (2, 3, 4, 5 et 6 heures) avec des rapport solide

liquide-liquide (1:10, 1:5, 3:10) Après la fin du processus d'extraction, La solution a été évaporé à l'aide d'un évaporateur rotatif produisant un extrait méthanolique brut ; et finalement l'extrait est pesé et stocké dans un récipient hermétique à l'abri de la lumière.

2.2.5 Dosage des composés phénoliques

2.2.5.1 Teneur totale en polyphénols (TPC)

Le dosage des polyphénols totaux des extraits de plante a été effectué selon la méthode de Folin-Ciocalteu avec l'acide gallique comme standard et quelque modification dans les volumes et le temps incubation. Pour Nobossé *et al.* (2018), ils ont placé dans un tube 20 µl de l'extrait, 200 µl de réactif Folin-Ciocalteu (dilué dans eau 1:16 v/v), et 400 µl de solution de carbonate de sodium à 20% et laissés reposer 40 min à 40°C. Tandis que, Kamarudin *et al.* (2020), ont pris 100 µl d'extrait avec 500 µl de réactif de Folin-Ciocalteu à 10% et ont fait réagir ce mélange avec 400 µl de carbonate de sodium à 7.5%, la solution a été incubé pendant 1h dans un environnement sombre à 40°C. Les auteurs Vyas *et al.* (2015) ont fait l'incubation de la solution de l'extrait, réactif de Folin Ciocalteu à 10% et carbonate de sodium à 7.5% à des volumes 1 ml ,3 ml et 2 ml, respectivement, pendant 30 min dans un bain marie et ensuite refroidi à température ambiante.

Et à la fin, l'absorbance des différentes solutions a été mesurée à 760 nm pour Nobossé *et al.* (2018), à 765 nm pour Kamarudin *et al.* (2020) et Vyas *et al.* (2015). L'acide gallique a servi d'étalon pour préparer une droite d'étalonnage et les résultats ont été exprimés en équivalent d'acide gallique par mg à d'échantillon (µg GAE/mg échantillon).

2.2.5.2 Teneur en Flavonoïdes (TFC)

Le dosage de la teneur en flavonoïdes, selon Nobossé *et al.* (2018), a commencé par dissoudre 100 µl d'extrait de Moringa dans 2.6 ml d'eau déminéralisée puis ajouter 0.15 ml de Nitrite de sodium (NaNO₂) à 5%, après incubation à 25°C pendant 5min. Ensuite, 0.15 ml de chlorure d'aluminium (AlCl₃) à 10% sont ajoutés et le mélange a été ré-incubé dans les mêmes conditions. Enfin, 1ml de NaOH 1M a été ajouté et l'absorbance a été mesurée à 510 nm contre un blanc réactif. La catéchine (0.01%) était utilisée comme standard. La teneur en flavonoïdes a été exprimée en équivalent catéchine (CE) /100 g matière sèche (MS).

Kamarudin *et al.* (2020) ont fait l'incubation ; pendant 10 min ; du mélange qui contient 150 µl d'extrait aqueux et 150 µl de chlorure d'aluminium (20 mg/ml dans du méthanol), à la

fin l'absorption a été lue à 540 nm. La rutine a été utilisé comme étalon et les résultats ont été exprimés en mg d'équivalents rutine par mg d'échantillon (mg ER/mg d'échantillon)

Vyas *et al.* (2015) ont pris le même volume (1ml) d'extrait de plante (10 g/L) et de trichlorure d'aluminium à 10% (p/v) et de 1M d'acétate de potassium puis le volume a été augmenté jusqu'à 10 ml avec le solvant correspondant, le mélange a ensuite été secoué vigoureusement et incubé pendant 30 minutes à température ambiante et l'absorbance a été mesurée à 415 nm. La quercétine a été utilisé comme témoin positif.

2.2.6 Analyse chromatographique par HPLC

Pour l'identification des composés phénoliques individuels la chromatographie en phase liquide à haute performance est la méthode utilisée par la totalité des études consultées.

Tai *et al.* (2018) ont utilisé L'HPLC-DAD (détecteur à barrette diode) pour identifier les composés phénoliques à l'aide d'une colonne C18 (250 mm × 4.6 mm, 5 µm). Afin de séparer les composés phénoliques, une élution en gradient a été effectuée en utilisant deux solvants : solution A (50 mM H₃PO₄ à pH 2.5) et solution B (acétonitrile). Les composés phénoliques ont été détectés à l'aide des différentes longueurs d'onde, notamment 254 nm pour l'acide gallique et l'acide chlorogénique, 270 nm pour l'acide ellagique, 280 nm pour la (+)-Catéchine et la (-)-Epicatechine, 340 nm pour l'acide férulique, et 370 nm pour la myricétine, la quercétine et le kaempférol, et 370 nm pour la myricétine et la quercétine.

La même méthode à été utilisée par kamarudin *et al.* (2020) avec le solvant A (acide formique à 0.5%) et le solvant B (acétonitrile) comme phase mobile. Le gradient d'élution était le suivant : 0-9 minutes (5 % B), 10-14 minutes (45 % B), 15-17 minutes (65 % B) et 19-21 minutes (65 % B). Le volume d'injection était de 10 L et le débit de 0.5 ml/min. Un détecteur UV réglé à 280 nm a été utilisé pour suivre la séparation. En comparant les temps de rétention, la composition chimique a été déterminée.

Gaafar *et al.* (2016) ont aussi utilisé une HPLC-DAD pour identifier les composés phénoliques de la farine de Moringa. La séparation chromatographique est réalisée sur une colonne ZORBAX-Eclipse XDB-C18 (4.6250 mm, taille des particules 5 m). Avec comme phase mobile le solvant (A) 0.5 % d'acide acétique dans de l'eau distillée à pH 2.65 et le solvant (B) 0.5 % d'acide acétique dans de l'acétonitrile à 99.5 %.

2.2.7 Détermination de l'activité antioxydants

2.2.7.1 Piégeage du radical libre DPPH

Le test "DPPH" (en référence au nom du réactif utilisé le 2,2-Diphényl-1-PicrylHydrazyl) est une analyse colorimétrique simple et classiquement utilisée pour la mesure de l'activité antioxydants des composés capables de transférer des atomes d'hydrogène. Le DPPH est un radical libre stable, en acceptant un électron ou un radical hydrogène d'un antioxydants il devient stable et change de couleur du violet au jaune.

La méthode DPPH de Wangcharoen et Gomolmanee (2011) consiste à prendre 20 à 50 µl d'extrait qui a été dilué à 5.4 ml à l'aide d'eau déionisée et d'éthanol à 95 % (1:1), puis ajouter 0.6 ml de solution DPPH qui est déjà préparé (DPPH 0.8 mM solution radicale dans l'éthanol à 95%) et secoué vigoureusement. La diminution de l'absorbance a été enregistrée à 1 min, après mélanger (L'absorbance n'a pas été mentionnée dans cette étude). L'étalon était la vitamine C (0-15µg) et les résultats étaient exprimés en mg d'équivalente vitamine C par gramme de poids sec.

Alors que ; Gaafar *et al.* (2016) ont pris différentes concentrations (25, 50, 75, 100 µg/ml) des graines de *Moringa oleifera* et ajoutée au 1 ml d'eau froide et 0.5 ml de solution déjà préparé de DPPH (0.1 mM de DPPH a été préparé dans de l'alcool méthylique). Ensuite ; le mélange est secoué vigoureusement et laisser reposer à température ambiante. Puis l'absorption a été mesurée à 515 nm. Le Butyle L'hydroxytoluène (BHT, Sigma) a été utilisé comme contrôle positif ; Le contrôle négatif contenait la totalité des réactifs de la réaction à l'exception des extraits.

Nobossé *et al.* (2018) ont fait dans leur étude, l'incubation dans l'obscurité pendant 30 min à 25°C, d'un mélange de 2 ml d'une solution de DPPH 100 µM avec 0.1 ml d'extrait. Après, l'absorbance a été lue à 517 nm, contre un blanc réactif. L'acide ascorbique et hydroxyanisole butylé (BHA) ont été utilisés comme étalons de référence.

Pour Nobossé *et al.* (2018) et Gaafar *et al.* (2016) ; L'activité antioxydants de l'extrait de *M. oleifera* a été évaluée en pourcentage de radicaux DPPH piégés.

2.2.7.2 Pouvoir réducteur (FRAP)

L'activité antioxydants ne doit pas être déduite sur la base d'un seul modèle de test antioxydants, pour cela l'activité a été quantifiée en mesurant la capacité de réduire le Fe^{3+} en Fe^{2+} par les extraits (méthode dite de FRAP: Ferric Reducing Antioxidant Power).

Wangcharoen et Gomolmanee (2011) ont mesuré l'absorbance à 593 nm après incubation à température $37^{\circ}C$ du mélange 20-50 μ l d'extrait avec 6 ml de réactif FRAP (tampon acétate 0.1 M, 0.02 M trichlorure de fer ($FeCl_3$) et 0.01M (TPTZ) pendant 30min. Les valeurs de FRAP ont été calculées en les comparant à des courbes standard réalisées avec de la vitamine C (0-15 μ g), et elles sont exprimées en mg d'équivalent vitamine C par gramme de poids sec.

Pour Nobossé *et al.* (2018) et Gaafar *et al.* (2016) ; la capacité des extraits de *M. oleifera* à réduire le fer a aussi été déterminée en utilisant la méthode FRAP. La différence entre les deux études réside dans les volumes utilisés et les parties utilisées de la plante.

Pendant 20 minutes d'incubation à $50^{\circ}C$, la solution contenant des volumes similaires de phosphate et de ferricyanure de potassium a été mélangée avec l'extrait de Moringa puis ajoutée au mélange d'acide trichloracétique et centrifugée. Ensuite, le surnageant obtenu est mélangé avec de l'eau distillée et une solution de $FeCl_3$. À la fin ; L'absorbance a été mesurée à 700 nm. et l'acide ascorbique et BHT sont utilisés comme standards.

2.2.8 Activité anti-inflammatoire

2.2.8.1 Œdème de la patte induit par la carraghénane

L'œdème de la patte induit par la carraghénane chez le rat est un modèle d'inflammation aiguë impliquant une réponse progressive et complexe. En médecine expérimentale, Le carraghénane est un polysaccharide sulfaté avec une teneur en ester-sulfate (Il est obtenu par extraction à partir de certaines espèces d'algues rouges de la classe Rhodophycée), il est souvent utilisé pour tester des agents anti-inflammatoires et pour l'évaluation de la douleur au site d'inflammation sans lésion ni dommage à la patte inflammée.

Selon Kumbhare et Sivakumar (2011) ils ont commencé par répartir les rats en 8 groupes de 6, après 16 heures de jeûne.

Différents traitements ont été utilisés comme suit :

- Groupe I (témoin) : a reçu de l'eau distillée (DW)
- Groupe II : a reçu du diclofénac comme standard à une dose de 5 mg/Kg (Poids corporel)
- Groupes III, IV et V : solution d'extrait d'éther de pétrole de *Moringa oleifera* à la dose de 100, 200 et 400 mg/kg respectivement
- Groupe VI, VII, VIII : solution d'extrait méthanolique de *Moringa oleifera* à la dose de 100, 200 et 400 mg/kg respectivement

1 h après l'administration orale des différentes solutions, chaque rat a reçu une injection de 0.1 ml de solution de carraghénane à 1% par voie sous-cutanée dans la surface plantaire de la patte arrière droite.

Pour chaque rat, le volume de la patte arrière droite a été mesuré à l'aide d'un Pléthysmomètre numérique PLM-01 (Orchid Scientifics, Inde) immédiatement et 3 h après de l'injection de carraghénane.

Adedapo *et al.* (2015) ont prétraité les rats par une solution saline normale 3 ml/kg de poids corporel (Contrôle négatif), indométhacine 10 mg/kg de poids corporel (Contrôle positif) et extrait de feuille de *Moringa* aux doses de 50, 100 et 200 mg/kg de poids corporel par injection intrapéritonéale. Ensuite pour induire l'œdème, une injection de 0.1 ml de carraghénane à 1 % a été administrée dans la patte arrière droite des rats sous l'aponévrose du sous-planteur (après une heure). À l'aide d'une jauge à vis micrométrique les volumes des pattes injectées ou bien les niveaux d'inflammation ont été mesurés 0, 60, 120 et 180 minutes (0h, 1h, 2h et 3h) après injection de carraghénane.

De même, Usman et Barhate (2012), ont divisés les rats au hasard en six groupes, six dans chaque groupe, avec régime alimentaire normal et un accès libre à l'eau.

- Groupe I : Servait de témoin (Inflammation induite)
- Groupe II : Groupe standard Ibuprofène 100 mg/kg
- Groupe III : Extrait d'éther de pétrole 300 mg/kg
- Groupe IV : Extrait de chloroforme 300 mg/kg
- Groupe V : Extrait d'éthanol 300 mg/kg
- Groupe VI : Extrait d'eau distillée 300 mg/kg

Après 30 min, les rats ont été injectés avec 0.1 ml d'un même volume d'une solution de carraghénane 1% dans de l'eau distillée dans la région sous-plantaire des pattes arrière droites.

À zéro heure, l'œdème de la patte a été mesuré en utilisant la méthode de déplacement de mercure pléthysmographique (Immédiatement après l'injection de carraghénane). Après 30 minutes, l'opération a été répétée. Une, deux ou trois heures, le volume réel de l'œdème a été calculé comme la différence entre les lectures de la première heure et des heures suivantes.

Adedapo *et al.* (2015) et Usman et Barhate (2012) ont calculé l'effet anti-inflammatoire de l'extrait et du médicament de référence à partir de la formule

$$\% \text{ Inhibition} = \frac{D_0 - D_t}{D_0} \times 100$$

D_0 était l'inflammation moyenne, c'est-à-dire la taille moyenne des pattes, du groupe témoin.

D_t était l'inflammation moyenne, des groupes traités par le médicament (indométhacine et extrait de plante).

Chapitre 3

Résultats et Discussion

3 Résultats et discussions

3.1 Composition approximative

Les résultats obtenus montrent que le Moringa est une source exceptionnelle de carbohydate et de protéines totales, avec des quantités importantes de cendres qui reflètent sa richesse en minéraux. En fin, des petites quantités de matière grasses sont présentes, ce qui en fait une bonne addition à l'alimentation de personnes obèse suivant un régime alimentaire. Donc selon ces résultats, le Moringa peut être considéré comme un légume important sur le plan nutritionnel (**Tableau 4**).

Tableau 4. Résultats de la composition approximative de l'arbre de Moringa.

Référence	Partie utilisée	Contenu approximatif (en pourcentage %)					
		Carbohydate	Humidité	Protéine totaux	Fibre	Matière grasse	Cendre
Ogbe <i>et al.</i> , (2011)	Feuilles	63.11	3.21	17.01	7.09	2.11	7.93
Stevens <i>et al.</i> , (2015)	Feuilles	46.77	6.2	25.74	10.59	0.16	4.07
	Graines	43.09	7.03	22.38	8.99	0.21	4.48
Offor <i>et al.</i> , (2014)	Feuilles	50.4	14.8	24.2	17.3	4.5	3.8

L'étude d'Ogbe *et al.* (2011), a mentionné que les feuilles de Moringa contenaient des teneurs significatives en carbohydate (63.11%) et en protéines totaux (17.01%). La même étude a également signalé des teneurs en cendre, fibres, humidité et matière grasses de valeurs 7.93, 7.09, 3.21 et 2.11%, respectivement. Ces résultats étaient très proches à celle trouvée dans les études d'Offor *et al.* (2014) et Stevens *et al.* (2015) en ce qui concerne les concentrations des protéines totales et carbohydate. Tandis que la teneur en humidité dans l'étude d'Ogbe *et al.* (2011), était assez faible par rapport à celle trouvé dans l'étude d'Offor *et al.*, (2014) qui a rapporté un taux de 14.8%. Une valeur moyenne entre c'est deux études est rapportée par Stevens *et al.* (2015). Le taux de fibres rapporté par Offor *et al.* (2014), était légèrement supérieures à celui trouvées dans les deux autres études. En comparant les valeurs de matière grasse, la concentration enregistrée était similaire pour Offor *et al.* (2014) et un peu basse dans les résultats de Stevens *et al.* (2015).

Et outre, Stevens *et al.* (2015), ont étudié la composition approximative des feuilles et des graines de *Moringa* ensemble. Entre feuilles et graines on remarque en générale une composition approximative similaire.

Les résultats sont en accord avec les conclusions de diverses recherches menées sur le *Moringa oleifera* à cet égard, bien qu'avec des différences mineures. Ces différences dans la teneur en éléments nutritifs de l'arbre peuvent être attribuées à une variété de facteurs, y compris la composition génétique, l'environnement de croissance, le stade de récolte, le type de sol et la méthode de traitement (Offor *et al.*, 2014).

3.2 Profile d'acides gras

Comme présenté dans le **tableau 5**, *M. oleifera* contient une quantité importante des acides gras. L'acide stéarique, l'acide palmitique, l'acide oléique, l'acide linoléique et l'acide linoléique ont été détectés par Ali *et al.* (2020) comme composants majeurs. La même chose pour Sánchez-Machado *et al.* (2010) et Castillo-López *et al.* (2017), en plus de neuf autres acides gras importants comme l'acide béhénique, arachidique, myristique et heptadécanoïque.

Tableau 5. Composition en acides gras des différentes parties de *M. oleifera* (Les résultats sont exprimés en pourcentage).

Références	Ali <i>et al.</i> , (2020)	Castillo-López <i>et al.</i> , (2017)		Sánchez-Machado <i>et al.</i> , (2010)		
	Feuilles (%)	Gousse longue (%)	Gousse courte (%)	Feuilles (%)	Gousses immatures (%)	Fleurs (%)
Acides gras						
Stéarique	15.63	2.71	2.66	4.08	3.10	4.52
Palmitique	16.45	17.13	17.26	23.28	26.48	23.43
Oléique	16.91	3.24	2.14	5.12	17.00	21.55
Linoléique	17.84	9.65	7.64	6.11	23.50	18.96
Linoléique	16.54	62.72	66.19	56.87	26.15	23.01
Laurique	/	0.16	0.18	0.12	0.11	0.09
Myristique	/	0.78	1.05	0.96	0.26	0.59
palmitoléique	/	0.27	0.23	0.43	/	/
Heptadécanoïque	/	0.18	0.19	/	/	/
Arachidique	/	0.32	0.37	0.72	0.39	0.98
arachidonique	/	0.18	0.22	0.21	0.24	0.19
Béhénique	/	0.48	0.57	0.70	1.06	2.06
Saturés	/	22.70	23.59	29.89	31.64	31.76
Insaturées	/	76.06	76.42	70.42	62.28	68.42
Monoinsaturés	/	3.51	2.37	7.23	18.39	26.26
Polyinsaturés	/	72.55	74.05	63.19	49.89	42.16

Les pourcentages rapportés par Ali *et al.* (2020), montre que les acides gras majoritaire dans les feuilles de Moringa sont : L'acide linoléique (17.84 %), l'acide oléique (16.91 %), l'acide linoléique (16.54 %), l'acide palmitique (16.45 %) et l'acide stéarique (15.63 %). Toutefois, Ali *et al.* (2020), ont rapporté une concentration plus élevée de l'acide stéarique dans les feuilles par rapport à celle trouvé dans la même partie pour l'étude de Sánchez-Machado *et al.* (2010); dans laquelle cet acide gras ne représente que 4.08 %, ce qui est similaire à sa teneur dans les autres parties de la plante comme les gousses et les fleurs (Sánchez-Machado *et al.*, 2010 ; Castillo-López *et al.*, 2017). Les résultats montrent d'une part une similarité dans les teneurs de certains acides gras tel que l'acide palmitique et d'autres parts une augmentation significative des concentrations d'acide oléique et l'acide linoléique dans les feuilles (Ali *et al.*, 2020) par rapport aux résultats de Sánchez-Machado *et al.* (2010), à l'exception de l'acide Linoléique, qui était d'environ 56.87% dans les feuilles pour Sánchez-Machado *et al.* (2010), donc supérieur aux résultats mentionné dans l'étude de Ali *et al.* (2020). Les résultats pour ces acides sont presque semblables dans les gousses immatures, fleurs (Sánchez-Machado *et al.*, 2010) et les feuilles dans l'étude de Ali *et al.* (2020). Parallèlement, la concentration de ces acides sont approximativement analogues dans les gousse longue, gousse courte (Castillo-López *et al.*, 2017) et les feuilles (Sánchez-Machado *et al.*, 2010).

En comparant Les acides gras, les données montrent que l'acide linoléique et l'acide palmitique ont été détecté à des concentrations importantes représentent ensemble presque 80% des acides gras totaux (Sánchez-Machado *et al.*, 2010 ; Castillo-López *et al.*, 2017). Dans l'enquête d'Ali *et al.* (2020), l'acide linoléique a été détecté en abondance dans les feuilles tandis que l'acide laurique et l'acide arachidonique représentaient le moindre pourcentage des acides gras (Sánchez-Machado *et al.*, 2010 ; Castillo-López *et al.*, 2017).

Toutes les études sont on accord en ce qui concerne le taux d'acide gras saturés qui variait de 22.70 à 31.76%, ce qui est inférieur par rapport au total d'acide gras insaturé qui varie à son toure de 42.16 à 74.05%. Les acides gras polyinsaturés totaux sont prédominants par rapport aux acides gras monoinsaturés.

En conséquence, la valeur nutritionnelle des feuilles de Moringa en termes des acides gras peut être variant en raison des changements dans les facteurs de croissance des plantes et les différentes manières de travailler. Les acides gras insaturés sont capables de jouer un grand rôle en réduisant le taux de cholestérol total et LDL. Il faut savoir aussi que ces produits chimiques ont un effet cardioprotecteur, lié à leur capacité de réduction de la formation de plaque à

l'intérieur des vaisseaux sanguins ainsi qu'à l'adhérence de l'endothélium (Castillo-López *et al.*, 2017).

3.3 Analyse des minéraux

Le **tableau 6** présente les teneurs en minéraux dans les feuilles de *M. oleifera* des échantillons au cours des études de Jongrungruangchok *et al.* (2010) ; Sodamade *et al.* (2013) et Natsir *et al.* (2019), chaque étude avec une distribution de concentration complètement différente.

Tableau 6. Composition en minéraux dans la plante *M. oleifera*.

Minéraux	Référence	Natsir <i>et al.</i> , (2019) (ppm)	Sodamade <i>et al.</i> , (2013) (ppm)	Jongrungruangchok <i>et al.</i> , (2010) (ppm)
Calcium (Ca)		197.62	7230	19040.8
Fer (Fe)		340.26	1870	259.7
Potassium (K)		68.83	232	17951.3
Cuivre (Cu)		544.52	550	/
Magnésium (Mg)		60.84	6770	/
Manganèse (Mn)		116.62	2520	/
Phosphore (P)		566.15	50	/
Sodium (Na)		/	2140	/
Zinc (Zn)		552.38	5480	/
Carbone monoxyde (Co)		246.54	/	/
Chrome (Cr)		919.95	/	/
Sélénium (Se)		1097.84	/	/
Al		165.1	/	/
Ni		496.33	/	/

Pour les résultats de Jongrungruangchok *et al.* (2010), Le profil de micronutriments a été examiné seulement en termes de calcium, de potassium et de fer, ce qui est commun dans les trois études. En plus des minéraux mentionnés précédemment, Natsir *et al.* (2019) ont détecté

10 autres minéraux importants dans les feuilles de *M. oleifera*, six d'entre eux sont étudiés dans l'étude Sodamade *et al.* (2013). Les concentrations en minéraux des feuilles de *Moringa oleifera* dans l'étude de Jongrungruangchok *et al.* (2010), montrent une teneur en calcium, potassium et fer de 19040.8, 17951.3 et 259.7ppm, respectivement, où la concentration du fer est la plus faible par rapport aux autres minéraux. Ces derniers résultats sont largement différents des autres études ; dans lesquels, les teneurs du calcium et potassium sont plus élevées par rapport à Sodamade *et al.* (2013) et Natsir *et al.* (2019). La teneur en fer est analogue à celle rapportée par Natsir *et al.* (2019), mais une grande quantité de fer a été identifiée dans les échantillons de Sodamade *et al.* (2013). La même chose est observée pour le magnésium, manganèse et le zinc, sauf la concentration du phosphore qui était élevée dans l'étude Natsir *et al.* (2019) par rapport à l'étude de Sodamade *et al.* (2013).

Globalement ; les résultats de Natsir *et al.* (2019) montrent le sélénium suivi du chrome comme les minéraux les plus abondants, alors que Sodamade *et al.* (2013) et Jongrungruangchok *et al.* (2010), montrent une plus grande quantité pour le calcium avec des concentrations importantes de zinc et phosphore (Natsir *et al.*, 2019) et zinc, magnésium (Sodamade *et al.*, 2013) et potassium (Jongrungruangchok *et al.*, 2010).

Comme pour la composition approximative, la teneur en minéraux dépendra de l'endroit où la plante a été récoltée (climat, type de terrain, altitude...), en plus de, la façon dont elle a été extraite et les solvants utilisés. Ceci explique la différence de leurs concentrations. Les résultats de Natsir *et al.* (2019) précisent que certains chercheurs ont émis l'hypothèse qu'un déséquilibre minéral modifierait la concentration de flavonoïdes, qui sont des antioxydants prouvés. De plus, Sodamade *et al.* (2013) ont dit que la valeur nutritionnelle des feuilles de *Moringa* en termes de minéraux peut jouer un grand rôle dans son utilisation médicinale.

3.4 Teneur en polyphénols et flavonoïdes totaux

D'un point de vue médicinal, les composés phénoliques sont l'une des plus importantes des familles de constituants secondaires des plantes et les flavonoïdes sont la classe la plus importante de ces composés phénoliques naturels. En conséquence, les TPC et TFC ont été évalués par Vyas *et al.* (2015) ; Nobossé *et al.* (2018) et Kamarudin *et al.* (2020) et les résultats sont mentionnés dans le **tableau 7**.

Dans l'étude de Kamarudin *et al.* (2020), La teneur totale en composés phénoliques était plus élevée dans les feuilles (69.98 mg de GAE /g échantillon), et les tiges (55.66 mg de GAE

/g échantillon) comparé aux gousses (24.58 mg de GAE /g échantillon), et graines (26.28 mg de GAE /échantillon). La même tendance est observée pour les flavonoïdes avec 19.62 mg de RE/échantillon pour les feuilles et 25.66 mg de RE/échantillon pour les tiges. On remarque que la teneur globale en phénols est élevée dans les extraits méthanolique. C'est pratiquement les mêmes résultats pour Vyas *et al.* (2015) et Nobossé *et al.* (2018) où la teneur totale en composés phénoliques, étaient plus élevées dans l'extraits méthanoliques (3.91 à 4.57 g GAE/100 g MS) comparé à l'éthanol et l'extraits aqueux qui étaient le plus faible dans l'étude de Nobossé *et al.* (2018). De même, les TPC pour Vyas *et al.* (2015), étaient dans l'ordre suivant : méthanol > l'eau > éther de pétrole > chloroforme, ce qui montrent que le méthanol avait la récupération la plus élevée des composés phénoliques. Les teneurs des composés phénoliques dans les feuilles étaient toujours plus élevées par rapport aux autres parties (Swati *et al.*, 2015 ; Kamarudin *et al.*, 2020). Pour les TFC l'éthanol est le meilleur solvant pour l'extraction de ces composés. Des taux élevés ont été trouvés dans l'étude de Nobossé *et al.* (2018), variant de 1.40 à 1.82g GAE/100 g MS. Alors que pour Vyas *et al.* (2015), la teneur en flavonoïdes était plus élevée dans les extraits méthanoliques et l'eau suivis par les extraits chloroforme et l'éther de pétrole. En supplément, Vyas *et al.* (2015), note que les niveaux de TPC sont élevés dans les extraits méthanoliques et aqueux, et étaient également élevés dans les extraits d'éther de pétrole, contrairement aux extraits de chloroforme, indiquant l'existence des produits chimiques phénoliques polaires et non polaires respectivement. Même le TFC était plus élevé dans les extraits chloroforme des feuilles, suivi des racines, indiquant la présence de moins de molécules polaires dans *M. oleifera*.

Tableau 7. Les résultats de la teneur des polyphénols et flavonoïdes totaux de différents extraits de *Moringa oleifera*.

Référence	Partie utilise	Solvants	Polyphénols totaux (TPC)	Flavonoïdes totaux (TFC)
Nobossé <i>et al.</i> , (2018) TPC (g GAE/100 g MS). TFC (g CE/100 g MS)	Feuilles	Méthanol	30 jours 3.91	30 jours 0.96
			45 jours 4.02	45 jours 1.12
			60 jours 4.57	60 jours 1.13
		Ethanol	30 jours 3.32	30 jours 1.40
			45 jours 3.64	45 jours 1.82
			60 jours 3.97	60 jours 1.82
		L'eau	30 jours 3.20	30 jours 0.93
			45 jours 3.67	45 jours 0.92
			60 jours 2.16	60 jours 1.04
Kamarudin <i>et al.</i> , (2020) TPC (mg de GAE /g échantillon) TFC (RE mg/ g échantillon)	Feuilles	Méthanol	69.98	19.62
	Tige		55.66	25.66
	Gousses		24.58	9.18
	Graines		26.28	6.93
Vyas <i>et al.</i> , (2015) TPC (mg GAE /g extrait) TFC (mg QE /g extrait)	Fleurs	Méthanol	100	57
		L'eau	80	58
		Ether de pétrole	20	3
		Chloroforme	23	28
	Feuilles	Méthanol	144	53
		L'eau	90	55
		Ether de pétrole	22	10
		Chloroforme	24	56
	Graines	Méthanol	82	15
		L'eau	23	40
		Ether de pétrole	30	4
		Chloroforme	7	19
	Racines	Méthanol	110	48
		L'eau	90	53
		Ether de pétrole	36	8
		Chloroforme	10	38
	Gomme	Méthanol	108	37
		L'eau	99	56
		Ether de pétrole	23	9
		Chloroforme	11	27

En revanche, l'âge a eu un impact significatif sur les concentrations des composés phénolique et de flavonoïdes (Nobossé *et al.*, 2018), la teneur totale en composés phénoliques et flavonoïdes était la plus faible en 30 jours et augmentait considérablement dans les feuilles âgées de 60 jours. Sauf la teneur en TPC dans les extraits aqueux atteignait un pic dans les feuilles âgées de 45 jours.

En fait à peu près toute variation des teneurs en phénols et en flavonoïdes avec le solvant d'extraction pourrait s'expliquer par les différences de polarité et de la force de diffusion des solvants, la complexité structurelle ou la solubilité sélective des composés phytochimiques dans un solvant donné. L'augmentation de la teneur totale en composés phénoliques et flavonoïdes avec l'âge peut être due à la biosynthèse active et à l'accumulation cellulaire pendant la croissance des plantes (Nobossé *et al.*, 2018). Autrement, la différence de contenu dans le même extrait est très difficile à comparer, et cela est dû à la différence d'unités utilisées dans les études.

3.5 Analyse chromatographique

La chromatographie haute performance a été utilisée pour l'analyse des composés phénoliques dans les différentes parties de *Moringa oleifera* et les résultats sont résumés dans le tableau suivant (**Tableau 8**).

Tableau 8. Analyse des composés phénoliques par chromatographie dans *Moringa oleifera*.

Composés	Référence				
	Tai <i>et al.</i> , (2018) (ug/g)			Kamarudin <i>et al.</i> , (2020) (Mg/g)	Gaafar <i>et al.</i> , (2016) (Mg/100 DW)
	Sonication	Agitation	Composé aqueux		
Acide gallique	+	119.2	+	221.77	/
Acide chlorogénique	+	+	+	171.34	/
Acide ellagique	+	+	+	/	41.10
Acide Férulique	73.96	62.7	65.4	/	/
Acides catéchine	743.54	594	+	/	2.17
Epicatéchine	322.43	321.2	700.5	151.99	/
Myricétine	+	+	705.4	26.23	/
Quercétine	+	+	+	5.04	6.30
Kaempférol	+	+	+	41.56	/
Acide tannique	/	/	/	/	1.59
Acide caféique	/	/	/	/	0.29
Coumarine	/	/	/	/	0.06
Acide benzoïque	/	/	/	/	26.01

(+ : Présent. / : Non identifiée)

L'analyse a mené à l'identification des composants phénoliques dans les extraits de *Moringa oleifera* dans laquelle, la quercétine a été identifiée comme composé commun dans les études de Gaafar *et al.*, (2016) ; Tai *et al.* (2018) et Kamarudin *et al.* (2020). Selon l'analyse HPLC de Tai *et al.* (2018), neuf composés phénoliques ont été trouvés tel que : les acides gallique, chlorogénique, ellagique et férulique, tandis que la catéchine, l'épicatéchine, la myricétine, la quercétine et le kaempférol étaient les flavonoïdes, parmi ces composés, six sont abondants dans l'étude de Kamarudin *et al.* (2020). Pour l'étude de Gaafar *et al.* (2016), il n'y avait que trois composés phénoliques en commun avec l'étude menée par Tai *et al.* (2018), en plus ils ont rapporté la présence de l'acide tannique, caféique, benzoïque et coumarine. En conclusion, la catéchine et l'épicatéchine (Tai *et al.*, 2018), l'acide gallique, l'acide chlorogénique et l'épicatéchine (Kamarudin *et al.*, 2020), et l'acide ellagique (Gaafar *et al.*, 2016) sont les composants majeurs les plus courants qui constituent les différentes fonctions des feuilles de Moringa.

L'analyse HPLC des composés phénoliques est influencée par un certain nombre de paramètres, notamment le temps, la température et la pression appliquée aux échantillons, (Tai *et al.*, 2018), par conséquent, les produits chimiques phénoliques identifiés par les différentes procédures n'étaient pas les mêmes. Et malheureusement, la différence d'unités était un obstacle à la comparaison de la quantité de ces produits.

3.6 Activité antioxydants

Les capacités antioxydants des extraits des plantes sont généralement liés à la présence des produits chimiques polyphénoliques, qui ont un grand potentiel antioxydants, ces produits antioxydants contenus dans le *M. oleifera* sont solubles dans l'eau (Wangcharoen et Gomolmanee, 2011 ; Nobossé *et al.*, 2018), dans l'éthanol (Wangcharoen et Gomolmanee, 2011; Gaafar *et al.*, 2016 ; Nobossé *et al.*, 2018) et dans le méthanol (Nobossé *et al.*, 2018). Il est à noter que les capacités antioxydants des extraits de *Moringa oleifera* ont été étudiés à l'aide des méthodes distinctes, ce qui donne des résultats variés qu'on peut voir dans le **tableau 9**.

3.6.1 Piégeage du radical libre DPPH

L'activité antioxydants des extraits de Moringa est fortement impactée à la fois par le solvant d'extraction (Wangcharoen et Gomolmanee, 2011 ; Gaafar *et al.*, 2016 ; Nobossé *et al.*, 2018) et par l'âge de la plante (Nobossé *et al.*, 2018).

En ce qui concerne le solvant d'extraction, selon l'étude de Wangcharoen et Gomolmanee (2011), les produits chimiques antioxydants contenus dans les feuilles de *M. oleifera* étaient solubles dans l'eau plutôt que dans l'éthanol avec des valeurs 4.43 et 1.80 mg EAA/ g d'extrait, respectivement, avec des résultats similaires qui ont été mentionné pour les gousses et les graines donnant des valeurs 2.06 et 0.95 mg EAA/ g d'extrait pour extraits aqueux et 1.8 et 0.51 mg EAA/ g d'extrait pour les extraits éthanoliques, respectivement. Ces résultats ne sont pas en accord avec ceux rapportés par Nobossé *et al.* (2018). Concernant les feuilles des différents âges, les extraits à l'éthanol avaient les capacités de piégeage du DPPH les plus élevées, suivis par les extraits au méthanol et les extraits aqueux. Tandis que Gaafar *et al.* (2016), ont étudié l'activité antioxydants des extraits aqueux de graines uniquement dans lequel l'activité de l'extrait de *Moringa olifera* dans l'eau froide était supérieure à celle de l'extrait d'eau chaude avec une valeur IC50 est égale 54.17 µg/ml (Une activité antioxydants plus élevée est indiquée par une valeur IC50 plus faible).

Tableau 9. Résultats de l'activité antioxydants des extrais de *Moringa oleifera*.

Références	Partie utilisé	Extraits	FRAP	DPPH
Wangcharoen et Gomolmanee, (2011) mg/g (mg équivalent (vitamine C) par gramme de poids sec)	Les feuilles	Extraits aqueux	5.44	4.43
		Extraits éthanoliques	2.93	1.80
	Les gousses	Extraits aqueux	3.32	2.06
		Extraits éthanoliques	2.59	1.80
	Les graines	Extraits aqueux	0.80	0.95
		Extraits éthanoliques	0.73	0.51
Gaafar <i>et al.</i> , (2016) La concentration inhibitrice médiane (IC50) µg/ml	Les graines	Eau froide	41.55	54.17
		Eau chaude	59.11	63.43
Nobossé <i>et al.</i> , (2018) DPPH et FRAP en pourcentage (%)	Les feuilles	Extraits aqueux	30 jours : 5.50	30 jours : 15
			45 jours : 5.75	45 jours : 12
			60 jours : 5.00	60 jours : 21
		Extraits éthanoliques	30 jours : 7.00	30 jours : 54
			45 jours : 7.00	45 jours : 55
			60 jours : 6.00	60 jours : 72
Extraits Méthanoliques	30 jours : 7.50	30 jours : 39		
	45 jours : 9.00	45 jours : 44		
	60 jours : 5.25	60 jours : 56		

En parlant de l'âge, l'activité de piégeage des radicaux DPPH des feuilles de *M. oleifera* est restée stable quel que soit le solvant d'extraction de 30 à 45 jours de maturité, mais elle a

augmenté de manière significative à 60 jours de maturité. En conséquence, l'extrait de l'éthanol des feuilles âgées de 60 jours avait une activité de piégeage du DPPH plus élevée (Nobossé *et al.*, 2018).

L'activité antioxydants des différents types d'extraits différent considérablement, c'est pour cela il est difficile de comparer les résultats des différentes études. Mais globalement les résultats montrent la forte activité anti-DPPH qui peut être expliquer la plus grande concentration des composants phénoliques et d'autres antioxydants dans les extraits de plantes.

3.6.2 Pouvoir réducteur (FRAP)

Wangcharoen et Gomolmanee (2011), ont trouvé que les extraits aqueux des feuilles, des gousses et des graines avaient des valeurs FRAP de 5.44, 3.32 et 0.80 mg EAA/ g d'extrait et sont plus élevés que les extraits éthanoliques qui ont donné des valeurs FRAP de 2.93, 2.59 et 0.73 mg EAA/ g d'extrait, respectivement. Ces résultats ne sont pas semblables avec l'étude de Nobossé *et al.* (2018), où l'extrait de l'éthanol avait une activité plus élevée comparé à l'extrait aqueux, avec une petite différence qui montre que l'extrait de méthanol est le plus élevé entre ces deux. Même pour l'extrait aqueux lui-même, l'activité était différente, par exemple dans l'étude de Gaafar *et al.* (2016), une IC50 égale à 41.55 est rapportée pour l'extrait aqueux froid des feuilles, alors qu'une IC50 de 59.11 est rapportée pour l'extrait aqueux chaud ; ce qui signifie que l'activité de *Moringa oleifera* dans l'extrait aqueux froid était supérieure à celle de l'eau chaude.

D'autre part, d'après l'étude de Nobossé *et al.* (2018), le pouvoir ferrique réducteur/antioxydants (FRAP) des feuilles de Moringa était plus élevé dans un extrait méthanolique des feuilles âgées de 45 jours et était plus faible dans les feuilles âgées de 60 jours, quel que soit le solvant d'extraction.

Comme précédemment mentionné, Il est très difficile de comparer les résultats des différentes études mais l'extrait avec l'activité antioxydant la plus élevée a également la plus haute teneur en phénols (Wangcharoen et Gomolmanee, 2011 ; Gaafar *et al.*, 2016 ; Nobossé *et al.*, 2018), dans lesquels groupements hydroxyles, peuvent agir comme donneurs d'électrons, capables de transformer les radicaux libres en un produit plus stable et de mettre fin à la réaction radicalaire (Gaafar *et al.*, 2016).

3.7 Activité anti-inflammatoire

3.7.1 Œdème de la patte induit par la carraghénane

À l'aide des rats, les avantages potentiels d'extraits distincts de *Moringa oleifera* en tant que médicament anti-inflammatoire ont été testés dans les études de Kumbhare et Sivakumar (2011), Usman et Barhate (2012) et Adedapo *et al.* (2015) en utilisant le modèle de l'œdème de patte de rat induite par la carraghénane. Les résultats ont été comparés à un groupe témoin. Le **tableau 10** montre les résultats de l'action anti-inflammatoire, inhibant l'œdème de la patte induite par le carraghénane à trois intervalles de temps allant de 1 à 3 heures aux différents solvants.

Pour Kumbhare et Sivakumar (2011), Usman et Barhate (2012) et Adedapo *et al.* (2015), l'effet de médicament de référence a été prononcé à 3h après l'injection avec un taux d'inhibition de 62.66, 56 et 4 % respectivement.

L'étude de Kumbhare et Sivakumar (2011), montre que le pourcentage d'inhibition augmente avec l'augmentation de la dose d'extraits, dans lequel l'extrait d'éther de pétrole a présenté des effets variés entre 32.09 et 46.12%, et l'effet de l'extrait méthanolique varie entre 40.08 et 61.33 %. En comparaison avec le témoin, d'après Kumbhare et Sivakumar (2011) l'inhibition maximale a été observée à une dose de 400 mg/kg de l'extrait méthanolique, 3 heures après l'injection de carraghénane avec un taux d'inhibition de 61.33 %.

Tableau 10. Effet de divers extraits de *Moringa oleifera* sur l'œdème de la patte de rat induit par la carraghénane.

Références	Partie utilisé	Traitement	Augmentation moyenne du volume de la patte (ml)				Diminution du volume de la patte (%)		
			0 h	1 h	2 h	3 h	1 h	2 h	3 h
Kumbhare et Sivakumar, (2011)	Poudre de plante	Témoin	0.90	1.49	1.90	2.40	/	/	/
		Diclofénac(5mg/Kg)	0.89	1.01	1.29	1.45	/	/	62.66
		Extrait d'éther de pétrole (100mg/k)	0.87	1.49	1.77	1.89	/	/	32.09
		Extrait d'éther de pétrole (200mg/kg)	0.88	1.33	1.55	1.75	/	/	42.05
		Extrait d'éther de pétrole (400mg/kg)	0.89	1.39	1.49	1.70	/	/	46.12
		Extrait méthanolique (100 mg/kg)	0.90	1.56	1.79	1.80	/	/	40.08
		Extrait méthanolique (200 mg/kg)	0.91	1.28	1.39	1.65	/	/	50.66
		Extrait méthanolique (400 mg/kg)	0.87	1.21	1.35	1.61	/	/	61.33
Usman et Barhate, (2012)	Graines	Témoin	/	4.23	4.44	4.50	/	/	/
		Ibuprofène I (100 mg/kg)	/	3.89	3.05	1.94	9	32	56
		Extrait d'éther de pétrole (300mg/kg)	/	4.16	3.90	3.50	2	13	23
		Extrait chloroformique (300 mg/kg)	/	4.13	3.88	3.45	3	13	24
		Extrait d'éthanol (300 mg/kg)	/	4.07	3.33	2.13	4	25	52.7
		Extrait d'eau distillée (300 mg/kg)	/	4.17	3.95	3.55	2	12	22
Adedapo <i>et al.</i> , (2015)	Feuilles	Témoin	/	27.7	28.0	26.3	/	/	/
		Extrait méthanolique (50 mg/kg)	/	26.5	25.5	24.3	4.2	8.9	7.8
		Extrait méthanolique (100 mg/kg)	/	24.8	25.8	24.8	10.6	8.0	5.9
		Extrait méthanolique (200 mg/kg)	/	22.5	22.5	20	18.6	20.5	23.9
		Indométhacine (10 mg/kg)	/	26.5	27.3	25.3	4.2	2.68	4

Ces résultats concordent avec l'étude d'Adedapo *et al.* (2015), où l'extrait méthanolique a eu le plus grand impact à 200 mg/kg mais cet effet reste inférieur à celui de l'extrait méthanolique à la même dose dans l'étude de Kumbhare et Sivakumar (2011). L'extrait

d'éthanol a montré une réduction substantielle de l'œdème de la patte à hauteur de 52.7% à une concentration de 300 mg/kg dans l'étude d'Usman et Barhate (2012). L'extrait d'éther de pétrole (Kumbhare et Sivakumar, 2011 ; Usman et Barhate, 2012), l'extrait de chloroforme et l'extrait d'eau distillée (Usman et Barhate, 2012) ont réduit l'œdème de la patte légèrement.

En conséquence, l'efficacité de ces extraits contre l'œdème de la patte indique que *M. oleifera* a un impact antagoniste sur les médiateurs tel que la sérotonine, l'histamine, la bradykinine et la prostaglandine (la sérotonine et l'histamine sont libérées 1 heure après l'injection de carraghénane, alors que la bradykinine et la prostaglandine sont libérées respectivement 2 et 3 heures plus tard) (Kumbhare et Sivakumar, 2011). La production ou la libération des médiateurs se fait au niveau du site endommagé. Dans la plupart des cas, empêcher ces médiateurs d'atteindre la région blessée ou d'activer leurs actions pharmacologiques réduit l'inflammation et les symptômes qui l'accompagnent (Adedapo *et al.*, 2015).

Conclusion

Conclusion

Les variétés de *Moringa oleifera* ont le potentiel d'être utilisées comme aliments fonctionnels dans l'alimentation humaine, comme elles présentent une teneur élevée en protéines brutes (17.01 à 25.74%) et en carbohydrates (43.09 à 63.11%), ainsi que leur teneur élevée en fibres alimentaires (7.09 à 17.3%) et leur faible teneur en lipides dont la plupart d'entre eux sont des acides insaturés qui variaient de 42.16 à 74.05%; ce qui montre ses bienfaits pour la santé sur les maladies cardiaque. Les acides linoléiques et palmitiques représentent 80% des acides gras totaux. Il a été démontré aussi que le sélénium, chrome, calcium, zinc, phosphore, magnésium et potassium ont été trouvés dans les cendres totales (ppm) à des concentrations significatives.

L'analyse quantitative des différents extraits de la plante montre sa richesse en polyphénols et flavonoïdes. L'éthanol a tendance à être le solvant le plus efficace pour produire des extraits à haute teneur en flavonoïdes, mais le méthanol est beaucoup mieux pour produire des extraits riches en polyphénols ; il faut savoir que les auteurs ont noté l'effet significatif de l'âge sur les concentrations des composés phénolique et de flavonoïdes.

Les flavonoïdes (la catéchine, l'épicatéchine, la myricétine, la quercétine et le kaempférol), et les acides phénoliques (les acides gallique, chlorogénique, ellagique et férulique), ont été effectivement découverts à l'aide de l'HPLC. Les chercheurs ont découvert que la teneur en flavonoïdes et polyphénols de *M. oleifera* s'est avérée avoir une corrélation positive avec les activités antioxydantes et anti-inflammatoires, ce qui suggère que le *M. oleifera* pourraient être une source naturelle potentielle d'antioxydants et d'agents anti-inflammatoires. La capacité de tous les extraits à piéger les radicaux libres DPPH et le pouvoir réducteur (FRAP) de manière dose-dépendante a corroboré de manière significative le lien entre le TPC et les propriétés antioxydants. La même remarque dans les valeurs observées dans les modèles d'œdème de patte de rat induite par la carraghénane, qui ont également montré que les extraits de *M. oleifera* avaient un effet anti-inflammatoire précisément l'extrait méthanolique où le Moringa a un impact antagoniste sur les médiateurs tel que la sérotonine, l'histamine, bradykinine et la prostaglandine. Ces découvertes confirment l'utilisation traditionnelle de *M. oleifera* comme un médicament efficace.

Références Bibliographiques

A

Adedapo, A. A., Falayi, O. O., Oyagbemi, A. A. (2015). Evaluation of the analgesic, anti-inflammatory, anti-oxidant, phytochemical and toxicological properties of the methanolic leaf extract of commercially processed *Moringa oleifera* in some laboratory animals. *Journal of basic and clinical physiology and pharmacology*, 26(5), 491-499.

Ali, M. W., Ilayas, M. Z., Saeed, M. T., & Shin, D. H. (2020). Comparative assessment regarding antioxidative and nutrition potential of *Moringa oleifera* leaves by bacterial fermentation. *Journal of food science and technology*, 57(3), 1110-1118.

Amjad, M. S., Qureshi, H., Arshad, M., Chaudhari, S. K., Masood, M. (2015). The incredible queen of green: Nutritive value and therapeutic potential of *Moringa oleifera* Lam. *J Coast Life Med*, 3(9), 744-751.

Anzano, A., Ammar, M., Papaianni, M., Grauso, L., Sabbah, M., Capparelli, R., Lanzotti, V. (2021). *Moringa oleifera* lam.: A phytochemical and pharmacological overview. *Horticulturae*, 7(10), 409.

Armha, R., Navaratne, S. B., Uthpala, T. G. G. (2019). *Moringa olifera* plant and the nutritional and medicinal properties of *Moringa olifera* leaves. *Trends & Prospects in Processing of Horticultural Crops*, 251-268.

B

Bhattacharya, A., Tiwari, P., Sahu, P. K., Kumar, S. (2019). A review of the phytochemical and pharmacological characteristics of *Moringa oleifera*. *Journal of pharmacy & bioallied sciences*, 10(4), 181.

Braham, F., Carvalho, D. O., Almeida, C. M. R., Zaidi, F., Magalhães, J. M. C. S., Guido, L. F., & Gonçalves, M. P. (2020). Online HPLC-DPPH screening method for evaluation of radical scavenging phenols extracted from *Moringa oleifera* leaves. *South African Journal of Botany*, 129, 146-154.

C

Castillo-López, R. I., Leon-Felix, J., Angulo-Escalante, M. A., Gutiérrez-Dorado, R. O. B. E. R. T. O., Muy-Rangel, M. D., & Heredia, J. B. (2017). Nutritional and phenolic characterization of *Moringa oleifera* leaves grown in Sinaloa, Mexico. *Pakistan Journal of Botany*, 49(1), 161-168.

D

Dalei, J., Rao, V. M., Sahoo, D., Rukmini, M., Ray, R. (2016). Review on nutritional and pharmacological potencies of *Moringa oleifera*. *European Journal of Pharmaceutical and Medical Research*, 3(1), 150-155.

Dhakad, A. K., Ikram, M., Sharma, S., Khan, S., Pandey, V. V., Singh, A. (2019). Biological, nutritional, and therapeutic significance of *Moringa oleifera* Lam. *Phytotherapy Research*, 33(11), 2870-2903.

Dixit, S., Tripathi, A., Kumar, P. (2016). Medicinal properties of *Moringa oleifera*: A review. *International Journal of education and Science research review*, 3(2), 173-185.

F

Falowo, A. B., Mukumbo, F. E., Idamokoro, E. M., Lorenzo, J. M., Afolayan, A. J., Muchenje, V. (2018). Multi-functional application of *Moringa oleifera* Lam. in nutrition and animal food products: A review. *Food research international*, 106, 317-334.

Foidl, N., Makkar, H. P. S., Becker, K. (2001). The potential of *Moringa oleifera* for agricultural and industrial uses. *What development potential for Moringa products*, 20.

G

Gaafar, A. A., Ibrahim, E. A., Asker, M. S., Moustafa, A. F., Salama, Z. A. (2016). Characterization of polyphenols, polysaccharides by HPLC and their antioxidant, antimicrobial and anti-inflammatory activities of defatted *Moringa (Moringa oleifera L.)* meal extract. *International Journal of Pharmaceutical and Clinical Research*, 8(6), 565-573.

Ghafar, F., Tengku Nazrin, T., Mohd Salleh, M., Nor Hadi, N., Ahmad, N., Hamzah, A., Mohd Yusof, Z. and Azman, I., 2017. Total Phenolic Content And Total Flavonoid Content In *Moringa Oleifera* Seed. *Science Heritage Journal*, 1(1), pp.23-25.

Gopalakrishnan, L., Doriya, K., Kumar, D. S. (2016). *Moringa oleifera*: A review on nutritive importance and its medicinal application. Food science and human wellness, 5(2), 49-56.

Granella, S. J., Bechlin, T. R., Christ, D., Coelho, S. R. M., de Oliveira Paz, C. H. (2021). An approach to recent applications of *Moringa oleifera* in the agricultural and biofuel industries. South African Journal of Botany, 137, 110-116.

I

Isitua, C. C., Lozano, M. J. S., Jaramillo, C., Dutan, F. (2015). Phytochemical and nutritional properties of dried leaf powder of *Moringa oleifera Lam.* from machala el oro province of ecuador. Asian J. Plant Sci. Res, 5(2), 8-16.

J

Jongrungruangchok, S., Bunrathep, S., Songsak, T. (2010). Nutrients and minerals content of eleven different samples of *Moringa oleifera* cultivated in Thailand. Journal of Health Research, 24(3), 123-127.

K

Kahane, R., Hodgkin, T., Jaenicke, H., Hoogendoorn, C., Hermann, M., d'Arros Hughes, J., Looney, N. (2013). Agrobiodiversity for food security, health and income. Agronomy for sustainable development, 33(4), 671-693.

Kamarudin, A. A., Saad, N., Sayuti, N. H., Razak, N. A. A., Esa, N. M. (2020). Enhancement of phenolics and antioxidant activity via heat assisted extraction from *Moringa oleifera* using response surface methodology and its potential bioactive constituents. J. Med. Health Sci, 16(2), 83-90.

Kamran, M., Hussain, S., Abid, M. A., Syed, S. K., Suleman, M., Riaz, M., Qadir, R. (2020). Phytochemical composition of *Moringa oleifera* its nutritional and pharmacological importance. Postepy Biologii Komorki, 47(3), 321-334.

Kaur, A. (2018). Nutritional and medicinal value of *Moringa Oleifera*. International journal of scientific research in biological sciences, 5(3), 46-50

Koul, B., Chase, N. (2015). *Moringa oleifera Lam.*: Panacea to several maladies. J. Chem. Pharm. Res, 7(6), 687-707.

Kumbhare, M., Sivakumar, T. (2011). Anti-inflammatory and analgesic activity of stem bark of *Moringa oleifera*. *Pharmacology online*, 3, 641-650.

M

Mahmood, K. T., Mugal, T., Haq, I. U. (2010). *Moringa oleifera*: a natural gift-A review. *Journal of Pharmaceutical Sciences and Research*, 2(11), 775.

Meireles, D., Gomes, J., Lopes, L., Hinzmann, M., Machado, J. (2020). A review of properties, nutritional and pharmaceutical applications of *Moringa oleifera*: integrative approach on conventional and traditional Asian medicine. *Advances in Traditional Medicine*, 20(4), 495-515.

Milla, P. G., Peñalver, R., Nieto, G. (2021). Health benefits of uses and applications of *Moringa oleifera* in bakery products. *Plants*, 10(2), 318.

N

Natsir, H., Wahab, A. W., Budi, P., Dali, S., Arif, A. R. (2019, October). Amino acid and mineral composition of *Moringa oleifera* leaves extract and its bioactivity as antioxidant. In *Journal of Physics: Conference Series* (Vol. 1317, No. 1, p. 012030). IOP Publishing.

Nobossé, P., Fombang, E. N., Mbofung, C. M. (2018). Effects of age and extraction solvent on phytochemical content and antioxidant activity of fresh *Moringa oleifera* L. leaves. *Food science & nutrition*, 6(8), 2188-2198.

Nwidu, L. L., Elmorsy, E., Aprioku, J. S., Siminialayi, I., & Carter, W. G. (2018). In vitro anti-cholinesterase and antioxidant activity of extracts of *Moringa oleifera* plants from Rivers State, Niger Delta, Nigeria. *Medicines*, 5(3), 71.

O

Offor, I. F., Ehiri, R. C., Njoku, C. N. (2014). Proximate nutritional analysis and heavy metal composition of dried *Moringa oleifera* leaves from Oshiri Onicha LGA, Ebonyi State, Nigeria. *Journal of Environmental Science, Toxicology and Food Technology*, 8(1), 57-62.

Ogbe, A. O., Affiku, J. P. (2021). Proximate study, mineral and anti-nutrient composition of *Moringa oleifera* leaves harvested from Lafia, Nigeria: potential benefits in poultry nutrition and health. *Journal of Microbiology, Biotechnology and food sciences*, 2021, 296-308.

P

Padilla, M., Ahmed, Z. H., Wassef, H. (2005). En Méditerranée: sécurité alimentaire quantitative mais insécurité qualitative. Notes d'analyse du CIHEAM, (4).

Prosekov, A. Y., Ivanova, S. A. (2016). Providing food security in the existing tendencies of population growth and political and economic instability in the world. *Foods and raw materials*, 4(2), 201-211.

Prosekov, A. Y., Ivanova, S. A. (2018). Food security: The challenge of the present. *Geoforum*, 91, 73-77.

R

Raja, R. R., Sreenivasulu, M., Vaishnavi, S., Navyasri, D. M., Samatha, G., Geethalakshmi, S. (2016). *Moringa oleifera*-An overview. *RA J Appl Res*, 2(9), 620-4.

Ray, A., Ray, R. and Sreevidya, E., 2020. How Many Wild Edible Plants Do We Eat—Their Diversity, Use, and Implications for Sustainable Food System: An Exploratory Analysis in India. *Frontiers in Sustainable Food Systems*, 4.

S

Saleem, A., Saleem, M., & Akhtar, M. F. (2020). Antioxidant, anti-inflammatory and antiarthritic potential of *Moringa oleifera* Lam: An ethnomedicinal plant of Moringaceae family. *South African Journal of Botany*, 128, 246-256.

Sánchez-Machado, D. I., Nuñez-Gastélum, J. A., Reyes-Moreno, C., Ramirez-Wong, B., López-Cervantes, J. (2010). Nutritional quality of edible parts of *Moringa oleifera*. *Food analytical methods*, 3(3), 175-180.

Shaheen, S., Ahmad, M., Haroon, N. (2017). Edible wild plants: a solution to overcome food insecurity. In *Edible Wild Plants: An alternative approach to food security* (pp. 41-57). Springer, Cham.

Singh, A. K., Rana, H. K., Tshabalala, T., Kumar, R., Gupta, A., Ndhlala, A. R., Pandey, A. K. (2020). Phytochemical, nutraceutical and pharmacological attributes of a functional crop *Moringa oleifera* Lam: An overview. *South african journal of botany*, 129, 209-220.

Sodamade, A., Bolaji, O. S., Adeboye, O. O. (2013). Proximate analysis, mineral contents and functional properties of *Moringa oleifera* leaf protein concentrate. IOSR Journal of Applied Chemistry, 4(6), 47-51.

Stevens, C. G., Ugese, F. D., Otitoju, G. T., Baiyeri, K. P. (2015). Proximate and anti-nutritional composition of leaves and seeds of *Moringa oleifera* in Nigeria: a comparative study. Agro-Science, 14(2), 9-17.

T

Taher, M. A., Nyeem, M. A. B., Ahammed, M. M., Hossain, M. M., Islam, M. N. (2017). *Moringa oleifera* (Shajna): the wonderful indigenous medicinal plant. Asian Journal of Medical and Biological Research, 3(1), 20-30.

Tai, T.K., Thongkrag, J., Meunprasertdee, P., Kaeewmanee. T. (2018). A Comparison of Three Extraction Methods for Phenolic Compounds and Antioxidant Activities from *Moringa oleifera* Leaves. Science and Technology, 45(7), 2779-2789.

U

Usman, M. R. M., Barhate, S. (2012). Phytochemical investigation and study of anti-inflammatory activity of *Moringa oleifera* Lam. *IJPRD*, 3, 114-119.

V

Vyas, S., Kachhwaha, S., Kothari, S. L. (2015). Comparative analysis of phenolic contents and total antioxidant capacity of *Moringa oleifera* Lam. *Pharmacognosy Journal*, 7(1).

W

Wangcharoen, W., Gomolmanee, S. (2011). Antioxidant capacity and total phenolic content of *Moringa oleifera* grown in Chiang Mai, Thailand. *Thai Journal of Agricultural Science*, 44(5), 118-124.

X

Xu, Y. B., Chen, G. L., & Guo, M. Q. (2019). Antioxidant and anti-inflammatory activities of the crude extracts of *Moringa oleifera* from Kenya and their correlations with flavonoids. *Antioxydants*, 8(8), 296.

ملخص

نبات المعجزة أو شجرة الحياة، هي أسماء نبات «المورينجا أوليفيرا». موطنها اسيا ويتم توزيعه واستخدامه بشكل شائع في المناطق الاستوائية وشبه الاستوائية. يتمتع هذا النبات بسمعة طيبة كغذاء فائق وأيضًا نبات طبي للغاية. في هذا العمل نلخص التقدم البحثي لبعض الدراسات التي تقيم القيمة الغذائية من خلال تحليل التركيبات التقريبية، ومحتوى الأحماض الدهنية والمعادن وكذلك قياس المركبات الكيميائية النشطة: الفينولات (TPC)، الفلافونويد (TFC). تم تقييم المستخلصات النباتية للكشف عن نشاط مضادات الأكسدة (DPPH, FRAP) والنشاط المضاد للالتهابات في المختبر بطرق مختلفة. وقد أكدوا جميعًا أنه أفضل مصدر طبيعي لمضادات الأكسدة ومضادات الالتهاب، وهو يحمل وعدًا كبيرًا لتطوير المكملات الغذائية المعززة للصحة.

الكلمات المفتاحية: مورينجا أوليفيرا، نبات معجزة، غذاء فائق، تحليل تقريبي، بوليفينول، فلافونويد، مضاد للأكسدة، مضاد للالتهابات.

Résumé

Plante Miracle ou Arbre de Vie, sont les noms de la plante « *Moringa oleifera* ». Elle est originaire de l'Asie et couramment distribué et utilisé dans les zones tropicales et subtropicales. Cette plante a une réputation de super aliment et également une plante médicinale par excellence. Dans ce travail nous résumons certaines études qui évaluent les valeurs nutritionnelles par l'analyses des compositions approximatives, les profile d'acide gras, les minéraux et aussi la quantification de composés photochimiques : les phénoliques (TPC), les flavonoïdes (TFC). Les extraits de plante ont été évalués afin de détecter l'activité antioxydant (DPPH, FRAP) et l'activité anti-inflammatoires in-vitro par différentes méthodes. Et ils l'ont tous confirmé la Moringa comme une source naturelle d'antioxydants et anti-inflammatoires, et elle est très prometteuse pour le développement de compléments alimentaires favorisant la santé.

Mots clés : *Moringa oleifera*, plante miracle, super aliments, analyse approximative, polyphénols, flavonoïdes, antioxydant, anti-inflammatoire.

Abstract

Miracle Plant or Tree of Life, are the names of the “*Moringa oleifera*” plant. It is native to Asia and commonly distributed and used in tropical and subtropical areas. This plant has a reputation as a superfood and also a medicinal plant. In this work we summarize some studies that evaluate nutritional values by analyzing approximate compositions, fatty acid profiles, minerals and also the quantification of photochemical compounds: phenolics (TPC), flavonoids (TFC). The Plant extracts were evaluated to detect antioxidant activity (DPPH, FRAP) and anti-inflammatory activity *in-vitro* by different methods. And they've all confirmed Moringa as a natural source of antioxidants and anti-inflammatories, and it holds great promise for the development of health-promoting dietary supplements.

Keywords : *Moringa oleifera*, miracle plant, super foods, approximate analysis, polyphenols, flavonoids, antioxidant, anti-inflammatory.