

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'enseignement Supérieur et de la Recherche scientifique
Université Amar Telidji Laghouat
Faculté des Sciences et de la Nature et de la Vie



Faculté des Sciences
Département de Biologie

Mémoire de MASTER

Domaine : sciences de la nature et de la vie

Filière : Sciences Biologiques

Option : Biochimie Appliquée

Thème

Etude phytochimique et activité antioxydante de l'extrait méthanolique des feuilles de *Moringa oleifera Lam.* de la région d'Adrar

Présenté par :

BENDJAOUANE Khawla Hassiba & DADAOU Mabrouka

Soutenu le : **20 septembre 2020**

Soutenu publiquement devant le jury composé de :

M^{lle}. SOUFFI Ibtisem

M. HAMIDA Amine

M. GOUZI Hicham

M. LEBOUKH Mourad

M. BENNACEUR Farouk

M. CHAIBI Chouaib

Président

Examineur

Rapporteur

Co-rapporteur

Invitée

Invitée

Année universitaire : **2019/2020**



Remerciement

Tout d'abord, nous tenons à remercier « Allah » le tout puissant pour nous avoir donné la force et le courage pour réaliser notre rêve d'accomplir ce modeste travail.

Nous avons l'honneur d'exprimer notre profonde gratitude à notre promoteur Monsieur GOUZI Hicham pour le temps et l'intention et ses précieux conseils et son suivi qu'ils aient bien voulu consacrer au bon déroulement de ce travail.

Nous remercions également nos Co-promoteurs, Monsieur Leboukh Mourad et M^{lle}. Rouari Linda pour leurs disponibilité, leurs conseils et leurs encouragements.

Nos sincères remerciements vont également aux membres de jury M^{lle}. SOUFFI Ibtisem et M. HAMIDA Amine qui ont accepté de présider et d'examiner ce travail.

Nos remerciements vont à tous les enseignants du département de biologie qui ont contribué à notre formation. Aussi nous remercier plus spécialement les membres du laboratoire pour leur accueil et la bonne ambiance qui a régné tout au long de la préparation du mémoire.

Nous tenons également à remercier toutes les personnes qui de près ou de loin ont contribué à la réalisation de ce travail qu'ils trouvent ici notre sincère et profonde gratitude.

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail à :

A mes chers parents pour leur bonté par excellence, qui ont toujours été là pour moi, et qui m'ont donné un magnifique modèle de labeur et de persévérance, de tendresse, d'amour et de force.

A mes belles -sœurs : Faïza et Rihab

A mon seul cher frère : abdelbari

A mes deux grand-mères

Toute ma famille et mes amis(es)

A mon binôme Khaoula Hassiba et toute sa famille

*A toute la promotion biochimie appliquée :
2019/2020.*

A tous ceux que j'aime, à tous ceux qui m'aiment, je dédie ce modeste travail.

Mabrouka

Dédicaces

*A l'aide de dieu tout puissant que j'ai pu arriver
à finir ce modeste travail que je dédie :*

*Aux deux êtres qui me sont les plus chers au
monde mon père et ma mère à qui je dois le
mérite d'être arrivée là, qu'ils trouvent ici
l'expression de ma profonde gratitude et mon
affection.*

A mes très chères sœurs :

Chaïma, Maïmouna et Meriem el Batoul

A mes très chers frères :

Aymen, Yacine et Mahmoud

A toute ma famille.

A mon cher binôme Koka et à toute sa famille.

A tout mes amies

*Enfin, à toutes les autres personnes que j'ai
connues mais que je n'ai pas citées.*

Hassiba

Résumé : Le but de ce travail est de réaliser le screening phytochimique en métabolites secondaires de l'extrait méthanolique de la plante *M. oleifera* d'Algérie et d'autre part d'évaluer son pouvoir antioxydant en utilisant trois tests : DPPH, ABTS et FRAP.

L'analyse phytochimiques de l'extrait méthanolique de *Moringa* montre la présence des composés réducteurs, des acides aminés, des flavonoïdes, des tannins, des coumarines, des stéroïdes (stérols) et des terpénoïdes. Les résultats obtenus révèlent des teneurs en phénols totaux de 4.94 mg EAG/g_{RS}, de 10.49 mg EQ/g_{RS} en flavonoïdes totaux et de 1052.13 mg/ml en caroténoïdes totaux.

L'extrait méthanolique des feuilles de *M. oleifera* a un pouvoir réducteur du radical DPPH plus élevé par rapport à la l'acide ascorbique utilisé comme standard ($IC_{50} = 48.09 \mu\text{g/ml}$), et une capacité de piégeage de l'ABTS^{•+} ($IC_{50} = 27.30 \mu\text{g/ml}$). L'extrait est capable de réduire le fer ferrique (Fe^{3+} /Ferricyanure) en forme fer ferreux (Fe^{2+}).

Mots clés : *Moringa oleifera*, extrait méthanolique, screening phytochimique, activité antioxydante.

Abstract: *The aim of this work is to perform phytochemical analysis of the secondary metabolites of the methanolic extract of M. oleifera plant from Algeria and on the other part, to evaluate its antioxidant capacity using three tests: DPPH, ABTS and FRAP.*

The phytochemical analysis shows that the methanolic extract of *Moringa oleifera* contained principally reducing compounds, amino acids, flavonoids, tannins, coumarins, sterols (steroid) and terpenoids.

The results obtained show total phenol contents of 4.94 mg EAG/g, 10.49 mg EQ/g in total flavoids and 1052.13 mg/ml in total Caroténoïds.

Methanolic extract have a high antiradical power than tested synthetic antioxidant ($IC_{50} = 48.09 \mu\text{g/ml}$), and an ABTS^{•+} trapping capacity ($IC_{50} = 27.30 \mu\text{g/ml}$). The extract was able to reduce the Fe^{3+} /Ferricyanide complex to the ferrous (Fe^{2+}) form.

Keywords: *Moringa oleifera*, Methanolic extract, phytochemical screening, Antioxidant activity.

Sommaire

Résumé

Liste des figures

Liste des tableaux

Liste des abréviations

Introduction.....1

Synthèse bibliographique

Chapitre I. Généralités sur <i>Moringa oleifera</i>	3
I.1. Origine et distribution.....	4
I.2. Dénomination et taxonomie.....	4
I.3. Description de <i>Moringa oleifera</i>	5
I.4. Ecologie et répartition géographique de la plante.....	7
I.5. Composition chimique.....	8
I.6. Domain d'utilisation de <i>Moringa oleifera</i>	10
I.6.1. Alimentation Humain.....	10
I.6.2. Alimentation animale.....	10
I.6.3. Purification de l'eau.....	10
I.6.4. Utilisation Industrielle.....	11
I.6.5. Médecine et pharmacologie.....	11
I.6.6. Autres utilisations.....	12
Chapitre II. Métabolites secondaires	13
II.1. Définition.....	14
II.2. Classification des métabolites secondaires.....	14
II.2.1. Composés phénoliques.....	14
II.2.1.1. Classification des composés phénoliques.....	14
II.2.2. Les alcaloïdes.....	17
II.2.3. Les terpènes.....	18
Chapitre III. Radicaux libres, stress oxydatif et antioxydants	19
III.1. Les radicaux libres.....	20
III.1.1. Source des radicaux libres.....	20
III.1.1.1- Sources exogènes.....	20
III.1.1.2- Sources endogènes.....	20
III.1.2. Rôles physiologiques.....	20
III.2. Stress oxydatif.....	21
III.2.1. Origine du stress oxydatif.....	21

III.3. Les antioxydants.....	21
III.3.1. Classification.....	22

Matériels et méthodes

I. Matériels	25
I.1. Matériel végétal.....	25
I.1.1- Récolte.....	25
I.1.2-Séchage.....	25
I.1.3-Broyage.....	25
I.2.Produits chimiques.....	26
II. Méthodes	26
II.1. Préparation d'extrait méthanolique.....	26
II.2. Tests phytochimiques.....	27
II.3. Dosage de quelques constituants phytochimiques.....	28
II.3.1. Dosage polyphénols totaux.....	28
II.3.2. Dosage des flavonoïdes.....	29
II.3.3. Dosage des caroténoïdes.....	30
II.4. Evaluation de l'activité antioxydante d'extrait de Moringa.....	30
II.4.1. Test de piégeage du radical libre DPPH.....	30
II.4.2. Test ABTS.....	31
II.4.3. Méthode de la réduction de fer (FRAP) (Ferric reducing antioxidant power).....	33

Résultats et discussion

I. Rendement d'extraction.....	34
II. Les tests phytochimiques.....	34
III. Les teneurs en polyphénols totaux, flavonoïdes et en caroténoïdes.....	35
IV. Evaluation de l'activité antioxydante.....	36
IV. 1. Test du piégeage du radical DPPH.....	36
IV.2. Test ABTS.....	39
IV.3. Test de FRAP.....	40
Conclusion	41
Références bibliographiques	42

Liste des figures

Figure	Page
Figure 01 : Zones au monde où pousse la plante <i>Moringa oleifera</i>	4
Figure 02 : Jeune arbre de <i>Moringa oleifera</i> (A) et arbre mature de <i>Moringa oleifera</i> (B).....	5
Figure03 : Feuilles de <i>Moringa oleifera</i>	6
Figure 04 : Fleurs de <i>Moringa oleifera</i>	6
Figure 05 : Gousses matures de <i>Moringa oleifera</i>	6
Figure 06 : Graines de <i>Moringa oleifera</i>	7
Figure 07 : Racines de <i>Moringa</i>	7
Figure 08 : Valeur nutritionnelle des feuilles de <i>Moringa oleifera</i>	9
Figure 09 : Poudre de feuilles de <i>Moringa</i> ajoutée à un plat	10
Figure 10 : Eau d'étang non traitée (a) et traitée (b) avec des graines de <i>Moringa</i>	11
Figure 11 : structure de base des flavonoïdes.....	15
Figure 12 : Structure chimique d'un tanin hydrolysable.....	16
Figure 13 : Structure chimique d'un tanin condensé.....	17
Figure 14 : Structure chimique de l'alcaloïde.....	17
Figure 15 : Structure chimique de terpènes.....	18
Figure 16 : Courbe d'étalonnage de l'acide gallique pour le dosage des polyphénols totaux.....	28
Figure 17 : Réaction du Chlorure d'Aluminium avec les flavonoïdes.....	29
Figure 18 : Courbe d'étalonnage de quercétine (mg/ml) pour le dosage des flavonoïdes.....	30
Figure 19 : Réduction du radical DPPH.....	31
Figure 20 : Structure des formes réduite et du radical cation de l'ABTS.....	32
Figure 21 : Pourcentage d'inhibition du radical libre DPPH* en fonction des concentrations de l'extrait méthanolique de la <i>Moringa oleifera</i> Lam (A) et d'acide ascorbique (B).....	37
Figure 22 : Courbes représentants la variation du pourcentage de réduction du radical ABTS en fonction de la concentration de l'extrait méthanolique de la <i>Moringa oleifera</i> Lam(A) et de l'acide ascorbique (B).....	39
Figure 23 : Résultats du pouvoir réducteur du fer par l'extrait méthanolique des feuilles de <i>Moringa oleifera</i> Lam(A) et de l'acide ascorbique (B).....	40

Liste des tableaux

<i>Tableau</i>	<i>Page</i>
Tableau I : La systématique de <i>Moringa oleifera</i>	5
Tableau II : Principales exigences écologiques de <i>Moringa oleifera</i>	8
Tableau III : compositions biochimiques des feuilles de <i>Moringa oleifera</i> .	9
Tableau IV : Principaux antioxydants non enzymatiques et sources alimentaires associées.....	22
Tableau V : Exemples de systèmes anti oxydants et leurs mécanismes d'actions.....	23
Tableau VI : Résultats des tests phytochimiques sur l'extrait de <i>M oleifera</i>	34
Tableau VII : Les teneurs en polyphénols totaux, flavonoïdes et en caroténoïdes de l'extrait méthanolique de <i>Moringa oleifera</i> Lam.....	35
Tableau VIII : Les valeurs d'EC ₅₀ des activités antioxydantes de l'extrait méthanolique des feuilles de <i>Moringa oleifera</i> Lam et de l'acide ascorbique obtenues par les tests DPPH, ABTS et FRAP.....	38

Liste des photos

Photo1: photo de Moringa oleifera récolté.....	25
Photo 2 : photo de la poudre Moringa oleifera.....	25
Photo 3: les résultats après 30 min d'incubation à température ambiante et à l'abri de la lumière du radical DPPH en présence de l'extrait méthanolique à différentes concentration.....	36

Liste des abréviations

Abs : Absorbance.

BHA :butylhydroxyanisole.

BHT :butylhydroxytoluène.

cal : calories.

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

Ech : Echantillon.

ED: Eau distillée.

GR : globules rouges.

GSH : glutathion peroxydase.

M. oleifera : moringa oleifera.

ONG : Organisation non gouvernementale.

ROO : radicaux pyroxyles.

SOD : Superoxyde Dismutase.

Syn : synonyme.

TCA : Acide Trichloracétique.

Introduction

Quand il apparaît sur la terre, l'Homme s'oriente rapidement vers le monde végétal, (**B-Morin, 2008**).

Il utilise les plantes afin de s'alimenter et traiter des maladies. Aujourd'hui, elles représentent un marché nouveau en pleine expansion par leurs richesses en agents thérapeutique (principe actif) (**Kansole, 2009**).

Comme c'est bien connu qui les plantes contiennent une source importante de molécules bioactives qui présentent une large variété d'activités biologiques : antioxydante, antimicrobienne, antitumorale et antivirale (**Pothitirat et al., 2009**).

Les antioxydants sont un ingrédient important dans la transformation des aliments. Leur rôle essentiel est d'inhiber le développement de rancissement oxydatif dans les produits alimentaires. (**Chang et al., 2007 ; Akrouit et al., 2010**).

Les métabolites secondaires (terpènes, polyphénols, alcaloïdes...) se sont illustrés en thérapeutique et présentent des propriétés physico-chimiques très différentes et une large variété d'activités biologiques antioxydants, antivirales et antimicrobiennes (**Vanisree et Hsin-sheng, 2004**).

Ces métabolites secondaires synthétisent par les végétaux (**Atakpama et al., 2014**). Parmi ces végétaux *Moringa oleifera* (Moringaceae) qui appelé « l'arbre de la vie » est utilisé dans la médecine traditionnelle. C'est une plante, originaire du sud d'Asie, Afrique, Pacifique et des îles de caraïbes (**Alhakmani et al., 2013**).

Le moringa possède des qualités médicinales et nutritionnelles multiples. En effet, les écorces, les racines, les feuilles et les fleurs sont employées dans la médecine traditionnelle (**Anwar et al., 2007**).

Les feuilles sont riches en vitamines et en composés phénoliques, y compris les acides phénoliques et les flavonoïdes (**Becker et Makkar 1996 ; Coppin et al., 2013**).

L'objectif de ce travail consiste à une étude phytochimique et l'activité antioxydante et antiradicalaire d'extrait méthanolique des feuilles de *Moringa oléifera*..

Ce manuscrit est présenté comme suit : Une première partie est consacrée à l'étude bibliographique résumant les généralités sur la plante, les composés phénoliques, les radicaux libres, le stress oxydatif ainsi que les antioxydants. La deuxième partie, consiste à une étude expérimentale visant tout d'abord à l'étape d'extraction, aux tests phytochimiques, le dosage de quelques métabolites secondaires (composés phénoliques, flavonoïdes, et caroténoïdes) et à l'évaluation de l'activité antioxydante. Les résultats obtenus seront discuté dans la troisième partie qui se terminera par une conclusion.

Synthèse bibliographique

Chapitre I

Généralités sur Moringa oleifera

I.1. Origine et distribution :

Moringa oleifera (syn. de *Moringa pterigosperma* Gearther) est plus connu sous le nom *Moringa* dans le monde (Choi et Kim 2015). On le retrouve aussi sous plusieurs noms. Cet arbre est originaire de l'Inde, dans les Vallées au sud de l'Himalaya. Cet arbre se retrouve aujourd'hui dans tout le long de la zone tropicale et subtropicale (Leone et al., 2015). Maintenant l'espèce est largement distribuée dans les régions tropicales du Sud et centrale d'Amérique, d'Afrique, d'Asie, le Pacifique, et des Îles des Caraïbes (Alhakmaniet al., 2013).

En une décennie cette arbre passé du statut de plante inconnue à celui de nouvelle ressource alimentaire et économique pour les pays (Atakpamaet al., 2014), Elle est suscitée plus d'intérêts auprès de ONG, des scientifiques et même des entrepreneurs (De saint Sauveur et Brain 2006). Appelé aussi arbre de vie ou arbre du paradis (Irénee Modeste Bidima, 2016).



Figure 01 : Zones au monde où pousse la plante *Moringa oleifera* (Trees For Life, 2013).

I.2. Dénomination et taxonomie :

Moringa oleifera souvent appelée simplement *Moringa*, est le seul genre de famille des *Moringaceae*. Cette famille comprend environ 13 espèces dont *M. oleifera* est la plus connue (Foidl et al., 2001 ; Tahir Mahmood et al., 2010 ; Hédji et al., 2014).

Les 12 autres sont bien connues *M.arborea*, *M.concanensis*, *M.borziana*, *M.drauhardii*, *M.hildebrandtii*, *M.longituba*, *M.peregrina*, *M.ovalifolia*, *M.pygmaea*, *M.rival*, *M.uspoloniana*, *M.stenopetala* (**Hédjiet *al.*, 2014**).

Elle possède aussi plusieurs dénominations, en anglais, connue sous « west Indian tree », ou « Drumstick Tree », ou encore « Never die tree » en référence à sa résistance à la sécheresse, en arabe : « Rawag », ou « Shagara Al Ruwag » (**Fuglie, 2001 ; Lim, 2012**).

Tableau I : La systématique de *Moringa oleifera* (**Laleye *et al.*, 2015**).

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

I.3. Description de *Moringa oleifera* :

Moringa oleifera est un petit arbre de diamètre jusqu'à 3 mètres, parfois considéré comme un arbuste (**Figure 02**), mesurant en moyenne entre 4 à 5 mètres, il peut atteindre 20 mètres, selon l'environnement. L'arbre croît rapidement et peut se régénérer lorsqu'il subit une coupure très sévère (**Delpha, 2011**).



Figure 02 : Jeune arbre de *Moringa oleifera* (A) et arbre mature de *Moringa oleifera* (B).

(**Kathryn *et al.*, 2012 ; Forest et Starr, 2007**).

- a- Les feuilles : sont duveteuses, alternes et bi ou et se développent principalement dans la partie terminale des branches. Elles mesurent 20 à 70 cm de long recouvertes d'un duvet gris lorsqu'elles sont jeunes possèdent un long pétiole avec 8 à 10 paires de pennes composées chacune de deux parties de folioles opposées, en une position terminale (Hédji *et al.*, 2014 ; Laleye *et al.*, 2015), plus un à l'apex, ovales ou en forme d'ellipse, et mesurant 1 à 2 cm de long (Morton, 1991).



Figure 03 : Feuilles de *Moringa oleifera* (Atakpama *et al.*, 2014).

- b- La fleur : est de couleur blanc crème, composée de cinq pétales inégaux (Rolaff *et al.*, 2009).



Figure 04 : Fleurs de *Moringa oleifera* (Silva *et al.*, 2010).

- c- Le fruit : est une capsule déhiscente, mesure de 30 à 50 cm de long a maturité, sa couleur est beige à grisâtre (Delpha, 2011).



Figure 05 : Gousses matures de *Moringa oleifera* (Forest et starr, 2007).

- a- Les graines : sphériques, noires, entourées d'un péricarpe qui forme trois ailes (Delpha I., 2011).



Figure 06 :Graines de Moringa oleifera (Cleide et al., 2013).

- b- Racines : La racine blanche gonflée, tubéreuse qui a une odeur piquante caractéristique et dotée de racines latérales plutôt clairsemées (Rolaff et al., 2009). La récolte des graines se fait deux fois par an en Avril-Mai et Septembre-Octobre (Mohamed Ouali,2016).



Figure 07: Racines de Moringa (Rolaff et al., 2009).

I.4.Ecologie et répartition géographique de la plante

Cet arbre se rencontre à l'état naturel jusqu'à 1000 m d'altitude, il pousse relativement bien sur les versants mais est plus répandu dans les zones de pâturages et les bassins, des rivières, même dans des zones recevant moins de 400 mm de précipitations annuelles (Odee, 1998). *M. oleifera* Lam est cultivés à travers le Moyen-Orient, ainsi que tout le long de la ceinture tropicale (Foidl et al., 2001).

Les racines de *M. oleifera* est fortes, très résistantes à la sécheresse et tolère 300 à 1100 mm/an. C'est une espèce végétale qui préfère un sol sablonneux, neutre ou légèrement acide (pH entre 5-7) mais, tolère aussi d'autre conditions de sol, des altitudes au-dessous

de 500 m, supporte des températures entre 25-35 C° mais, peut vivre à 45C° dans l'ombre (Mohamed Ouali, 2016).

Tableau II : Principales exigences écologiques de *Moringa oleifera* (Saint Sauveur et Broin, 2010).

Paramètre	Valeur/fourchette
Climat	Tropical ou subtropical
Altitude	0-2000 mètres
Température	25-35°C
Pluviométrie	250 mm-2000 mm. Irrigation nécessaire pour la production de feuilles si pluviométrie < 800 mm
Type de sol	Limoneux, sableux ou sablo-limoneux
Ph du sol	Légèrement acide à légèrement alcalin (pH : 5 à 9)

I.5.Composition chimique

- Valeur nutritionnelle des feuilles de *Moringa oleifera*

Moringa oleifera fait un complément alimentaire idéal. Ces feuilles sont un légume de Qualité nutritionnelle exceptionnelles (Ramaroson Rakotosamimanana 2014), et sont l'un des meilleurs légumes tropicaux. Ayant une teneur élevée en nutriments, en antioxydants, et en composés phytochimiques, et en particulier en β -carotène, le fer et les facteurs antinutritionnels (Yang et al., 2008). Elles sont riches en protéines, vitamines (A et C) (Ramaroson Rakotosamimanana 2014), composés phénoliques (Waché 2016) et certains minéraux (Rapportrice 2014).

Tableau III : compositions biochimiques des feuilles de *Moringa oleifera* (Fuglie, 2002).

Composition Globale	Feuilles fraîches	Feuilles sèches
Carotène (Vit. A) *	6,78 mg	18,9 mg
Thiamine (B1)	0.06 mg	2.64 mg
Riboflavine (B2)	0.05 mg	20.5 mg
Niacine (B3)	0.8 mg	8.2 mg
Vitamine C	220 mg	17.3 mg
Calcium	440 mg	2003 mg
Calories	92 cal	205 cal
Glucides	13.4 g	38.2 g
Cuivre	0.07 mg	0.57 mg
Lipides	1.70 g	2.3 g
Fibres	0.90 g	19.2 g
Fer	0.85 mg	28.2 mg
Magnésium	42 mg	368 mg
Phosphore	70 mg	204 mg
Potassium	259 g	1.324 mg
Protéines	6.70 mg	27.1 g
Zinc	0.16 mg	3.2 mg

Figure 08 : Valeur nutritionnelle des feuilles de *Moringa oleifera* (Fahey, 2005).

I.6. Domaines d'utilisation de *Moringa oleifera*

Moringa oleifera est un arbre très nutritif ayant de nombreuses utilisations possibles pour contribuer à une bonne santé, toutes les parties de cette plante peuvent être utilisés.

I.6.1. Alimentation Humain

Les feuilles peuvent se consommer fraîches ou en poudre (Broin, 2005) et même associées aux épices comme le piment. Elles peuvent également être préparées en soupe ou en salade (comme ingrédient). Les jeunes gousses vertes sont très goûteuses et peuvent être consommées bouillies comme des haricots (Foidl et al., 2001).



Figure 09 : Poudre de feuilles de *Moringa* ajoutée à un plat (Fahey,2005)

I.6.2. Alimentation animale

En alimentation animale, les qualités nutritives de *Moringa* sont excellentes, ce qui en fait une bonne source de fourrage (Foidel et al., 2001). Aussi l'incorporation de farine de feuilles de *Moringa oleifera* dans les rations des poulets (Paguia et al., 2014) a montré une amélioration significative de la coloration jaune du jaune d'œuf. Les effets positifs sur le taux de croissance chez les moutons (Ben Salem et Makkar, 2009) et un double rendement de lait chez des vaches ont été rapportés par Reyes (2006).

I.6.3. Purification de l'eau

Pour traiter l'eau en utilise les graines de *Moringa oleifera*, grâce à sa richesse en polyélectrolytes cationiques actifs (Poumaye et al., 2012) utilisés comme polypeptides naturels non toxiques qui neutralisent les matières colloïdales et provoquent la sédimentation des particules minérales et organiques (Foidl et al., 2001).



Figure 10 : Eau d'étang non traitée (a) et traitée (b) avec des graines de *Moringa* (Doerr et Staff 2005).

I.6.4. Utilisation Industrielle

Les graines contiennent 40% d'huile, celles-ci sont utilisées comme lubrifiant dans la machinerie fine et dans l'industrie des parfums, comme elle a un potentiel pour être utilisé en tant que biocarburant. Fabrication de colorants à partir du bois et de la pâte à papier. **Ramachandran et al. (1980) ; Tsaknis, et al. (1999) ; Rashid et al. (2008) ; Mofijur et al. (2013).**

I.6.5. Médecine et pharmacologie

En plus de ses propriétés nutritionnelles *Moringa oleifera* possède un intérêt médical et pour cela elle est surnommée dans beaucoup de société comme : « arbre miracle » qui soigne environ 300 maladies, vue sa richesse en plusieurs composants (**Goyal et al., 2007**). Des études sur l'utilisation des extraits de feuilles de *Moringa oleifera* ont confirmé les propriétés hypoglycémiantes chez des patients atteints de diabète de type II et d'autre maladies cardiovasculaires (**Jaiswal et al., 2013 ; Anwar et al., 2007**).

De nombreuses vertus thérapeutiques sont attribuées à *Moringa oleifera* utilisé en médecine traditionnelle pour le traitement des maladies inflammatoires, infectieuses, parasitaires, tumorales et prévention contre les dommages oxydatifs (**Tahiliani et Kar, 2000 ; Ferreira et al., 2007 ; Kumbhare et al., 2012**). Tels que les polyphénols (La quercétine, l'acide gallique, la catéchine...) et des vitamines : A, C et E (**Anwar et al., 2007 ; Ndong et al., 2007 ; Nandave et al., 2009 ; Atawodi, 2011 ; Moyo et al., 2012**).

Toutes les parties (feuilles, fleurs, fruits, écorces et racines) de *Moringa oleifera* ont des vertus médicinales confirmées par des années de recherches et d'expérimentation (**Anwar et al., 2007**).

I.6.6. Autres utilisations

Moringa oleifera possède d'autres utilisations, parmi les quelles nous pouvons citer : Source de biogaz, un accélérateur de croissance végétale, Utilisé comme engrais vert, pesticide naturel, teinture de couleur bleu et fabrication de papier et de cordes...etc. (**Rashid et al., 2008**). L'huile de *Moringa* peut être utilisée comme huile végétale comestible et huile de cuisson, comme huile de qualité dans l'industrie cosmétique et de parfums (**Foidl et al., 2001**).

M. oleifera possède d'autres pouvoirs ; ses graines sont utilisées pour purifier le lait et le miel. En raison de sa teneur en composés phytohormones de type cytokinines. Elle peut être utilisé comme un engrais pour activer la croissance des arbres et les rendements des plantes (**Pamo Tendonkeng et al., 2002 ; Gnangle et al., 2010**).

Chapitre II

Les métabolites secondaires

II.1. Définition

Les métabolites secondaires sont présents dans toutes les plantes supérieures (**Hartmann, 2007**). Qui est synthétisés à partir des précurseurs originaires du métabolisme primaire (Acétyl COA, acides aminés, acides gras) (**Kabera et al., 2014**).

Souvent, la plante n'a pas besoin de ces composés (**Levasseur-Garcia et al., 2013**), mais plutôt interviennent dans les relations avec les stress biotiques, abiotiques ou améliorent l'efficacité de reproduction ; Dont ils participent à la protection de l'attaque des herbivores ou pathogènes, attraction des pollinisateurs (**Guillon 2010**), comme ils participent à des réponses allélopathiques, ils sont aussi des molécules très utiles pour l'homme, comme colorants, arômes, antibiotiques, herbicides, drogues... etc. (**Merzougui et Tadj 2015**).

II.2. Classification des métabolites secondaires

Les plantes supérieures sont caractérisées par des métabolites secondaires qui sont répartis en trois grandes familles chez les végétaux, selon leurs voies de biosynthèses : les composés phénoliques, les alcaloïdes et les terpénoïdes (**Krief, 2003**).

II.2.1. Composés phénoliques

Les composés phénoliques sont des métabolites secondaires d'un poids moléculaire élevé. Ils sont largement répandus chez les plantes et sont très essentiels dans la contribution à la couleur et au goût des fruits et végétaux (**Manolaraki, 2011 ; Riou et al., 2002**).

Les polyphénols caractérisent par un cycle aromatique présenté des groupements hydroxyles libres ou engagés avec un glucide. Ils sont présents dans toutes les parties des végétaux supérieurs (racines, tiges, feuilles, fleurs, fruits, graines et bois). Les plus présentés sont les anthocyanes, les flavonoïdes et les tanins (**Boizot et Charpentier, 2006 ; Haslam et Lilly, 1998 ; Lin et al., 2002**).

II.2.1.1. Classification des composés phénoliques

Ils sont divisés en plusieurs classes différentes selon : le nombre des atomes et leur arrangement, la nature du squelette de base, par le degré de modification de ce squelette, (**Macheix et al, 2006**).

A. Les acides phénoliques

Les acides phénoliques, ont une fonction acide et plusieurs fonctions phénols. Ils regroupent deux classes, les acides hydroxybenzoïques et les acides hydroxycinnamiques (Skerget et al., 2005 ; Macheix et al., 2006).

- Acide phénols dérivés d'acide benzoïque :

- Ce sont des dérivés de l'acide benzoïque.
- Ont une structure générale de base de type (C6-C1).
- Existent souvent sous forme d'esters ou de glycosides. **(Brianceau 2015)**.
- Et les plus abondants, sont l'acide salicylique et l'acide gallique. **(Sarni-Manchado et Cheynier, 2006)**.

- Acide phénols dérivés d'acide cinnamique :

- Dérivent de l'acide cinnamique.
- Ont une structure générale de base de type (C6-C3).
- Existent souvent sous forme combinée avec des molécules organiques. **(Brianceau 2015)**.

Les dérivés d'acide cinnamiques : sont principalement composés d'acide coumarique, caféïque, férulique et sinapique **(El Gharras, 2009)**.

B. Les flavonoïdes

Les flavonoïdes (du latin flavus : jaune) constituent un groupe de plus de 6000 molécules naturelles qui sont abondants chez les plantes **(Basli et al., 2012)**. Ils sont considérés comme des pigments car ils sont responsables des colorations jaunes, orange et rouges des organes végétaux **(Atanasova et Ribarova, 2009)**.

La structure de base de ces composés **(Figure 11)** est le diphenyle propane à 15 atomes de carbones (C6-C3-C6) **(Bessaoud 2015)**, ils sont caractérisés par la présence de deux cycles benzoïques (A et B) et d'un hétérocycle oxygéné (C) **(El Kabouss et al., 2011 ; Carvalho et al., 2013)**.

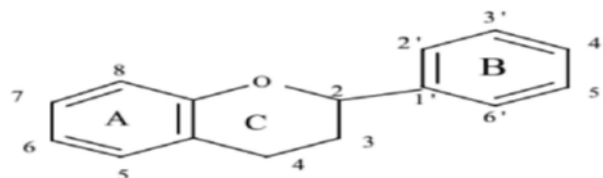


Figure 11 : structure de base des flavonoïdes.

C. Les tanins

Les tanins sont des substances présentes essentiellement dans les écorces. Ce sont des polymères (polyphénols) présent sous forme polymérisés, solubles dans l'eau et insolubles dans les solvants organiques apolaires et ayant des poids moléculaires compris entre 500 et 3000 (Aguilera-Carbo et al., 2008).

Ils ont la propriété de transformer la peau fraîche en un matériau imputrescible, le cuir (Vandi et al., 2016). Ils possèdent d'autres propriétés telles que l'aptitude à la précipitation des alcaloïdes, de la gélatine et d'autre protéines (Dibong et al., 2015). Les tanins sont subdivisés en deux groupes selon la nature des assemblages moléculaires : les tanins hydrolysables et les tanins condensés (Barbehenn et al., 2006).

***Les tanins hydrolysables :** Ils sont caractérisés par dégradation par hydrolyse chimique (alcaline ou acide) ou enzymatique en fragments simples (acides phénols et sucres). Ils libèrent alors une partie phénolique qui peut être un acide gallique, c'est le cas des gallotannins ou un dimère de ce même acide, l'acide ellagique, c'est le cas de tanins ellagique et une partie non phénolique souvent du glucose ou de l'acide quinique (Macheix et al., 2006).

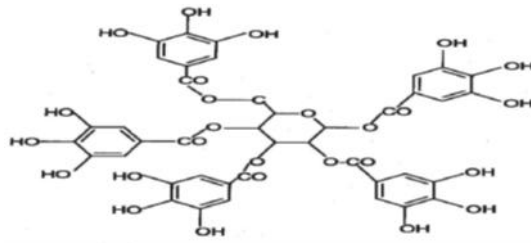


Figure 12 : Structure chimique d'un tanin hydrolysable (Magalhães et al., 2014).

***Tannins condensés ou proanthocyanidines :** Les tanins condensés sont des oligomères ou des polymères de flavane-3-ols dérivés de la catéchine ou de ses nombreux isomères. Ils sont résistants à l'hydrolyse et seules des attaques chimiques fortes permettent de les dégrader alors contrairement aux tanins hydrolysables. Ils ont la propriété de complexer les protéines notamment celles du derme, d'où leur utilisation dans le tannage des peaux d'animaux (Sarni-Manchado, 2006).

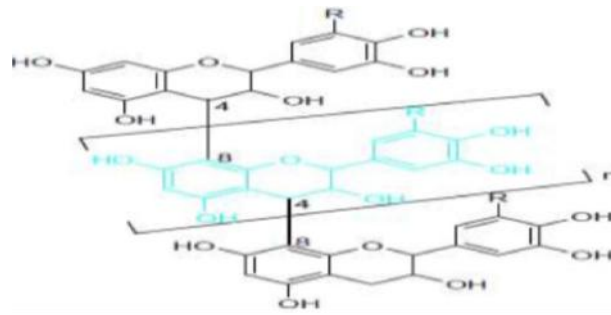


Figure 13 : Structure chimique d'un tanin condensé (Royer et al., 2012).

II.2.2. Les alcaloïdes

Les alcaloïdes sont des composés organiques naturels hétérocycliques avec l'azote comme hétéroatome. Ils dérivent des acides aminés, de structure moléculaire complexe plus ou moins basique et doué de propriétés physiologiques prononcées même à faible dose (Zenk et Juenger, 2007) et sont produits dans les tissus en croissance (Krief, 2003).

Ils constituent un des plus grands groupes de métabolites secondaires avec près de 10 000 à 12000 différentes structures.

Ce sont des composés relativement stables qui sont stockés dans les plantes en tant que produits de différentes voies biosynthétiques (Muniz, 2006).

Ils dérivent des acides aminés et présentent une structure moléculaire hétérocyclique complexe (Badiaga ; 2011).

Ils sont utilisés dans plusieurs médicaments, et ont un effet analgésique (cocaïne), anti-malaria (quinine), stimulant centrale (caféine) et anti-tumeur (Badiaga, 2011).

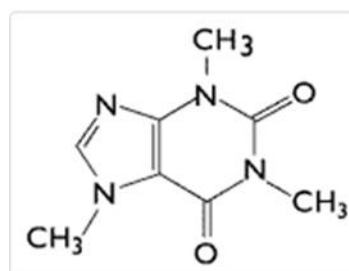


Figure 14 : Structure chimique de l'alcaloïde.

II.2.3. Les terpènes

Les terpènes ou terpénoïdes sont une classe importante de métabolites secondaires leur précurseur biosynthétique c'est l'acide mévalonique (**Rouessac et Rouessac, 2004**).

Selon le nombre d'unités isopréniques qui les constituent, on distingue : les terpènes ou monoterpènes en C10, les sesquiterpènes en C15, les diterpènes en C20, les triterpènes C30, et les tétraterpènes C40 (**Mezouar 2013**). Ils peuvent être des constituants dans les savons, les parfums, et médicaments, et sont employés également dans l'agroalimentaire.

Ils sont particulièrement actifs en tant qu'anti-inflammatoires antifongiques, antitumoraux, et antibactériens (**Dehak, 2013**).

Ils sont synthétisés par les plantes, les champignons, organismes marins et même les animaux. (**Benaissa, 2011**).

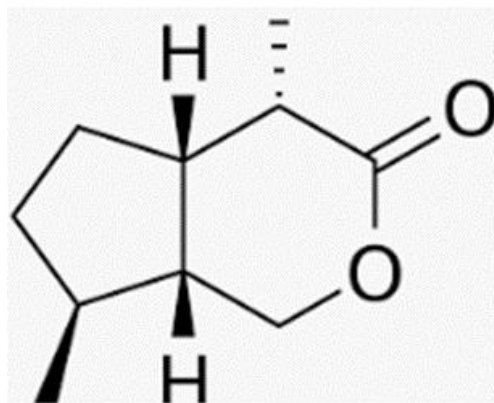


Figure 15 : Structure chimique de terpènes

Chapitre III

Radicaux libres, stress oxydatif, et antioxydants

III. Radicaux libres, stress oxydatif, et antioxydants :**III.1. Les radicaux libres**

Les radicaux libres peuvent être défini comme une molécule qui contient un électron non apparié dans une orbitale atomique (Judde, 2004). Ils réagissent avec des molécules plus stables pour capter ou céder leurs électrons, créant ainsi de nouveaux radicaux en initiant de cette façon un processus de réactions en cascade (Januel, 2003).

III.1.1. Source des radicaux libres

Les radicaux libres sont dérivés soit des processus métaboliques essentiels normaux dans le corps humain ou à partir de sources externes (Halliwell, 1999).

III.1.1.1- Sources exogènes

L'environnement (polluants de l'air, rayonnements, métaux toxiques) et le mode de vie (tabagisme, faible consommation en fruits et légumes, pesticides, alcool, médicaments) sont responsables de la création et de l'accumulation de radicaux libres dans l'organisme (Morelet Barouki, 1999 ; Diallo, 2005).

III.1.1.2-Sources endogènes

Les êtres vivants trouvent leur énergie dans la respiration mitochondriale (Thomas et al., 2010) sans libérer d'espèces radicalaires. Toutefois, au contact entre l'oxygène et certaines protéines du système de la respiration, une production de radicaux libres se produit lors du fonctionnement de la chaîne respiratoire mitochondriale (Favier, 2003 ; Poston et raijmakers, 2004).

Par ailleurs, ces derniers peuvent également provenir du microsome par l'activation de l'oxygène par les cytochromes P450, du peroxyosome, des réactions inflammatoires et du système xanthine/Xanthine oxydase au cours des phénomènes d'ischémie réperfusion (Cheeseman et Slater, 1993 ; Valko et al., 2006).

III.1.2. Rôles physiologiques

Les radicaux libres participent au fonctionnement de certaines enzymes, la transduction de signaux cellulaires, la défense immunitaire contre les agents pathogènes, la destruction par apposé des cellules tumorales, la régulation de la dilatation capillaire, à la production énergétique, au règlemente la croissance des cellules et la signalisation intracellulaire (Ardestani et Yazdanparast, 2007).

III.2. Stress oxydatif

En cas de production excessive, les radicaux libres sont susceptibles de produire des effets défavorables, ils sont responsables du phénomène appelé : Stress oxydatif (Thiebault et Sprumont, 1998). Selon Deaton et al., (2003) ; Jearamraja, (2005).

Le stress oxydant c'est un facteur potentialisant l'apparition de maladies multifactorielles tel que les maladies cardiovasculaires, le diabète, la maladie d'Alzheimer, les rhumatismes (Surveswaran et al., 2007). Il est aussi provoqué de nombreux dégâts dans les tissus, les organes, et peut modifier certains gènes. (Aravodis, 2005).

III.2.1. Origine du stress oxydatif

La rupture d'équilibre provient d'une carence en antioxydants apportée par l'alimentation comme elle peut résulter d'un mauvais codage d'une protéine soit enzymatiquement antioxydante, soit synthétisant un antioxydant (Favier, 2003 ; Haleng et al., 2007).

III.3. Les antioxydants

Peut être défini les antioxydants comme un organisme possède des systèmes de défense très efficaces, d'une manière générale servent à contrôler le niveau des espèces réactives pour minimiser les dommages oxydatifs (Tang et Halliwell, 2010).

Ce sont des composés qui inhibent ou retardent l'oxydation d'autres molécules. Il y a deux catégories de base d'antioxydants, d'origine naturelle et synthétique (Sanchez et al., 2007). D'une manière générale, les antioxydants naturels peuvent être des composés phénoliques (flavonoïdes, et les acides phénoliques), des composés azotés (alcaloïdes, des acides aminés et des amines), ou des caroténoïdes ainsi que l'acide ascorbique. Alors que les antioxydants synthétiques tels que le butylhydroxyanisole (BHA) et le butylhydroxytoluène (BHT) ont été utilisés en tant qu'antioxydants de puis le début de ce siècle (Meddour et al., 2013).

Pendant le métabolisme normal dans le corps, certains de ces antioxydants sont produits.

D'autres antioxydants ne pouvant pas être synthétisés par l'organisme se trouvent dans le régime alimentaire sous forme de vitamines : vitamine E (α -tocophérol), la vitamine C (acide ascorbique), et la β -carotène. (Popovici et al., 2009).

Tableau IV : Principaux antioxydants non enzymatiques et sources alimentaires associées (Koechlin-Ramonatsco, 2006).

Principaux nutriments antioxydants	Sources alimentaires
Vitamine C	Agrumes, melon, fraise, kiwi, chou, poivron, brocoli
Vitamine E	Huile de tournesol, de soja, de maïs, œufs, noix
B-carotène	Légumes et fruits orangés et vert foncés
Flavonoïdes	Fruits, légumes, thé vert
Acides phénoliques	Céréales, baies, cerises
Tanins	Lentilles, thé, raisins, vin

III.3.1. Classification

Les antioxydants peuvent être classés selon leur origine, leur localisation cellulaire et leur mode d'action. On distingue deux grandes classes : Les antioxydants enzymatiques et non enzymatiques :

- Les antioxydants enzymatiques : Il s'agit principalement de trois enzymes ; la catalase, glutathion peroxydase (GSH), et la superoxyde dismutase (SOD) (Albrecht, 1994 ; Zelko et al., 2002 ; HADI, 2004).

Les antioxydants non enzymatiques : Ces antioxydants sont d'autant plus importants que certains peuvent être utilisés en thérapeutique pour tenter de prévenir le stress oxydatif (Pariharet al., 2008).

Tableau V : Exemples de systèmes anti oxydants et leurs mécanismes d'actions.

Système antioxydant		Mécanisme d'action
Non enzymatique d'origine alimentaire	Zinc	- Participation à la structure et à la fonction du SOD - Limitation de la production endogène des radicaux libres. (Di Silvestro ,2000).
	Vitamine E	Lutte contre la peroxydation lipidique. Les tocophérols (TOH) cèdent aux (ROO) un atome d'hydrogène et sont transformées en radicaux tocophéryles (TO) capables de réagir avec d'autres formes radicalaires pour former les produits stables.(Rietjens et al., 2002).
	Vitamine C	- In vitro ; il inhibe la peroxydation lipidique avant l'intervention de la vitamine E. - Protège les membranes vis-à-vis de l'attaque peroxydative en piégeant les radicaux peroxydes (ROO). - Capte les anions superoxydes, hypochlorites, hydroxyles et l'oxygène singulier. (Pastre, 2005).
Enzymatique Endogène	Catalase	Catalyse la réaction détoxification de H ₂ O ₂ , présente dans les GR et le foie. $2H_2O_2 \rightarrow 2H_2O + O_2$ (Soulère et al., 2002 ; Salvayre et al., 2003).
	Superoxyde dismutase(SOD)	Catalyse la dismutation de l'anion superoxyde en eau oxygénée. Présentent dans toutes les cellules. $2H^+ + 2O_2^{\cdot -} \rightarrow H_2O_2 + O_2$ (Soulère et al., 2002 ; Salvayre et al., 2003).

Matériel et Méthodes

I. Matériel

I.1. Matériel végétal

I.1.1- Récolte

L'étude a porté sur les feuilles de *Moringa Oleifera* (**Photo 1**) sont récoltés en Décembre 2019 et provenant de Sud algérien la région de Timimoune.



Photo 1: photo de *Moringa oleifera* récolté.

I.1.2-Séchage

Les feuilles de Moringa ont été séchées dans un endroit sec et ventilé à température ambiante. (À l'abri du soleil).

I.1.3-Broyage

Les feuilles de *Moringa oleifera* ont été broyées, la poudre obtenue est conservée dans un bocal fermé hermétiquement est stocké à l'abri de la lumière jusqu'à son utilisation pour éviter toute détérioration de l'échantillon.



Photo 2 : photo de la poudre *Moringa oleifera*.

I.2. Produits chimiques :

Le méthanol (99.5%), l'acide sulfurique (H₂SO₄), l'ABTS (2, 2'-azino-bis-(3-ethylbenzthiazoline-6-sulfonic acid)), persulfate de potassium (K₂S₂O₈), le DPPH (2, 2-diphényl-1-picrylhydrazyl), ferricyanure de potassium K₃Fe (CN)₆, chlorure de fer (FeCl₃), Na₂HPO₄, KH₂PO₄, NaOH, acide trichloracétique, acide hydrochlorique, l'acide acétique glaciale, le carbonate de sodium, le FolinCiocalteu, le nitrite de sodium, et le chlorure d'aluminium (AlCl₃). Tous les autres produits chimiques utilisés dans ce travail sont de grade analytique.

II. Méthodes

II.1. Préparation d'extrait méthanolique

Principe : L'extraction est un transfert du principe actif de la matrice vers le solvant selon un gradient de concentration (**Pereira et al., 2013**). L'extraction des composés phénoliques est faite par macération selon la méthode d'**Oomah et al., (2010)** avec le méthanol comme solvant d'extraction.

Mode opératoire : 10 g de poudre de moringa introduite dans un flacon en verre contenant 100 ml de méthanol absolu (99.5%). Une macération pendant 24 heures sous agitation magnétique à température ambiante. Le macérât obtenu est filtré à l'aide d'un papier filtre puis le filtrat obtenu est évaporé à sec sous vide à l'aide d'un évaporateur rotatif (Büchi Rotavapor R-144, Suisse) à 45°C. Le résidu sec obtenu est solubilisé dans un volume du méthanol pur pour avoir une concentration finale de 200g/l. L'extrait ainsi obtenu est stocké au réfrigérateur à +4 °C dans un tube en verre fermé hermétiquement pour une utilisation ultérieure.

Le rendement d'extraction est déterminé par rapport la poudre initiale de l'extrait à l'aide de formule suivante :

$$\text{Rendement d'extraction (\%)} = \frac{p_2 - p_1}{p_0} \cdot 100$$

Avec :

P1 : poids du ballon vide

P2 : poids du ballon après l'évaporation du méthanol

P0 : poids initial de la poudre de feuilles de moringa

II.2. Tests phytochimiques

II.1.1. Les Terpénoïdes

La méthode d'**Aziman et al. (2012)**, permet de mettre en évidence la présence des terpénoïdes, 2.3 ml ED + 0.2 ml d'extrait est ajouté à 1ml de chloroforme. Après homogénéisation, 1.5 ml d'acide sulfurique (H₂SO₄) sont ajoutés au mélange. La formation d'une couleur brun rouge à l'interface indique la présence des terpènes.

II.2.2. Les Tanins

1 ml d'extrait dilué (0.1 ml d'extrait +0.9 ml méthanol) avec 0.2ml de FeCl₃ (0.1%) et 1 ml ED. L'apparition d'une coloration Bleu verte indique la présence des tanins galliques, tandis qu'une coloration vert foncé indique la présence des tanins catéchiques. (**Trease et evans, 1987**).

II.2.3. Composés réducteurs

Traiter 50 µl d'extrait avec 0.950 ml d'eau distillée et 2 ml liqueur de fehling (1 ml solution A + 1 ml solution B), puis chauffer dans un bain marie pendant 5 minutes à 90°C et centrifugée pdt 5 min. Un test positif est révélé par la formation d'un précipité rouge brique. (**Trease et evans, 1987**).

II.2.4. Coumarin

3 ml de 10% NaOH ont été ajoutés à 1.9 ml ED+0.1 ml extrait. L'apparition d'une coloration jaune indique la présence des coumarines.

II.2.5. Flavonoïdes

50 µl d'extrait + 950 µl ED avec 0.1 ml AlCl₃. Un test positif est révélé par l'apparition de couleur jaune.

II.2.6. Les Acides aminés

Ce test est basé sur la réaction des acides aminés avec la ninhydrine, 0.1 ml extrait avec 0.9 ml méthanol et 0.2 ml ninhydrine puis chauffé dans le bain marie pendant 5min. L'apparition de couleur violette confirmée la présence des acides aminés. (**Harbone, 1998**).

II.2.7. Les stéroïdes

0.9 ml méthanol est ajouté à 0.1 ml extrait, puis l'addition du quelque gouttes d'acide acétique glaciale avec 1 ml d'acide sulfurique. Les stéroïdes étaient indiqués par un changement de couleur du violet au bleu ou au vert ou un anneau de bleu / vert.

II.2.8. Leucoanthocyanes

L'addition de 0.2 ml HCl (1%) à 1 mL de l'extrait méthanolique dilué 10 fois se traduit par l'apparition d'une couleur rouge qui indique la présence des leucoanthocyanes.

II.3. Dosage des quelques constituants phytochimiques

II.3.1. Dosage des Polyphénols totaux

Principe : Les composés phénoliques réagissent avec le réactif de folin-ciocalteu. Le mélange d'acide phosphotungstique (H₃PW₁₂O₄₀) et d'acide phosphomolybdique (H₃PMo₁₂O₄₀) est réduit, lors de l'oxydation des polyphénols, en un mélange d'oxyde bleu de tungstène (W₈O₂₃) et molybdène (Mo₈O₂₃). La coloration produite, dont l'absorption maximale est comprise en 760 nm est proportionnelle à la quantité de polyphénols présente dans les extraits végétaux (**Boizot et Charpentier, 2006**). La quantification des polyphénols a été faite à l'aide d'une courbe d'étalonnage linéaire, réalisée dans les mêmes conditions que l'échantillon, en utilisant l'acide gallique comme standard.

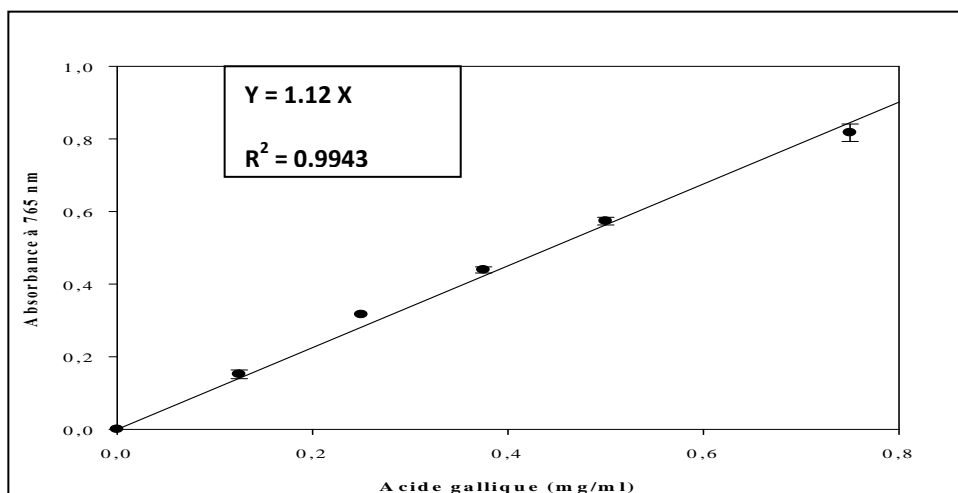


Figure 16: Courbe d'étalonnage de l'acide gallique pour le dosage des polyphénols totaux.

Mode opératoire : La méthode adoptée pour le dosage des polyphénols totaux est celle décrite par **Waterhouse (2001)**. Un volume de 40 µl de l'échantillon convenablement dilué (150 µl MEOH + 50 µl extrait), est introduit dans un tube à essai contenant initialement 3.16 ml d'eau distillée. On ajoute ensuite 200 µl du réactif de Folin-Ciocalteu et on l'agite. Après 3 minutes, ajoutée 600 µl de solution de Na₂CO₃ au mélange. Puis une incubation

de 30 min à 40° C dans un bain marie, l'absorbance est mesurée à 765 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Visible.

II.3.2. Dosage des flavonoïdes

Principe : Selon la méthode de **Bahorun et al., (1996)**. On a déterminés la tenue des flavonoïdes. Les flavonoïdes possèdent un groupement hydroxyl (OH) libre, en position 5 qui est susceptible de donner avec le chlorure d'aluminium (**Boulekbache, 2005**). Ils Forment un complexe jaunâtre par chélation de l'ion Al^{3+} . La coloration jaune produite est proportionnelle à la quantité de flavonoïdes présente dans l'extrait (**Ribereau-Gayon, 1968**).

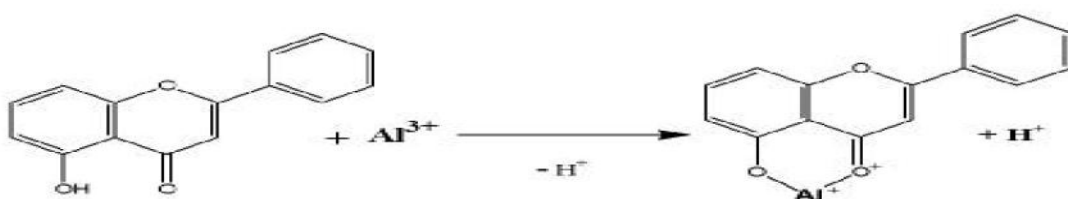


Figure 17: Réaction du Chlorure d'Aluminium avec les flavonoïdes (**Ribéreau-Gayon, 1968**).

Mode opératoire : La teneur totale en flavonoïde d'extrait a été déterminée selon la méthode spectrophotométrique décrite par (**Kim et al, 2003**). 50µl de l'extrait diluée (100 µL l'extrait + 300µL méthanol), 150 µl de la solution de nitrite de sodium (5%) suivie par l'addition de 300 µl de chlorure d'aluminium (10%). Après l'incubation des tubes à essai pendant 5 min à température ambiante, on ajoute 1 ml d'hydroxyde de sodium (2%), et 450 µl d'eau distillé.

L'absorbance du mélange est lue à 510 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV/Vis. Après préparer un tube corrigé, 50 µl d'extrait, 150 µl de la solution de nitrite de sodium, puis l'addition de 300 µl de l'éthanol et après 5min d'incubation ajout de 1ml d'hydroxyde de sodium. L'absorbance du mélange est lue à 510 nm.

La teneur en flavonoïdes a été calculée à partir d'une courbe d'étalonnage réalisée par la quercétine à différentes concentrations dans les mêmes conditions que les échantillons. Les résultats sont exprimés en milligramme équivalent de quercétine par gramme de la plante.

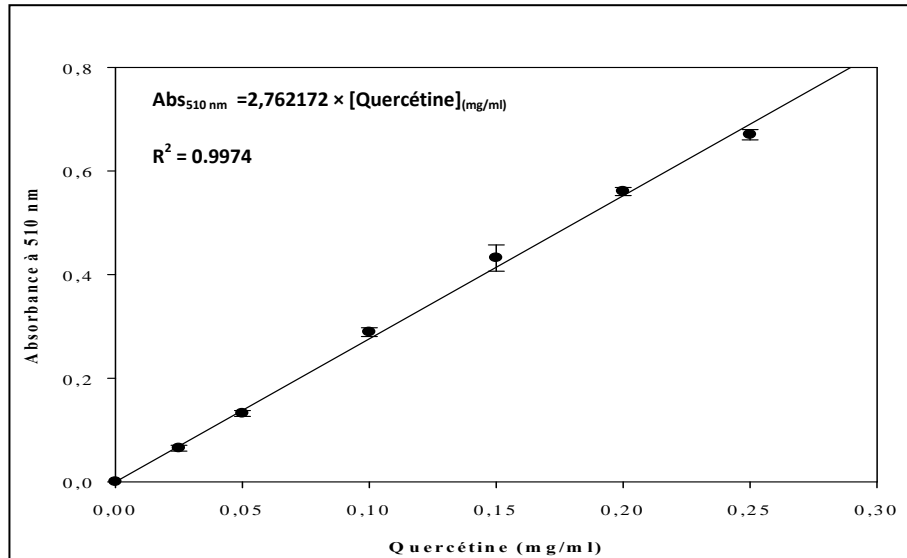


Figure 18: Courbe d'étalonnage de quercétine (mg/ml) pour le dosage des flavonoïdes.

II.3.3. Dosage des caroténoïdes

L'extrait méthanolique de moringa (10 g/L) ont été analysés à l'aide de spectrophotomètre UV-Vis à différentes longueurs d'ondes 470, à 653 et à 666 nm. Les concentrations des caroténoïdes et des chlorophylles α et β étaient déterminées par les équations rapportées par **Lichtenthaler et al., (1985)** comme suit :

$$\text{Chlorophylle } \alpha \text{ (mg/ml)} = 15.65 \text{ Abs}_{666} - 7.340 \text{ Abs}_{653}$$

$$\text{Chlorophylle } \beta \text{ (mg/ml)} = 27.05 \text{ Abs}_{653} - 11.21 \text{ Abs}_{666}$$

$$\text{Chlorophylle totaux (mg/ml)} = 1000 \text{ Abs}_{470} - 2.860C_A - \frac{129.2 \times C_B}{245}$$

II.4. Evaluation de l'Activité antioxydante d'extrait de moringa

II.4.1. Test de piégeage du radical libre DPPH

Principe : Le test de DPPH est basé sur la mesure de la capacité de piégeage des antioxydants du radical 2,2- diphenyl-1-picrylhydrazyl (**Mandau et Duplan, 2012**), de formule brute (C₁₈H₁₂N₅O₆). Le mécanisme principal d'action est le piégeage des radicaux libres par le transfert du radical H sur le DPPH (mauve) qui sera transformé en une molécule neutre et stable DPPH-H (jaune) (**Figure 19**) ; la réduction du DPPH en DPPH-H se fait en mesurant la diminution de la coloration violette, (**Popovici et al., 2010**). Caractérisée par une bande d'absorption dans le visible à 517 nm (**Brand-Williams, 1995**).

La réaction primaire est :

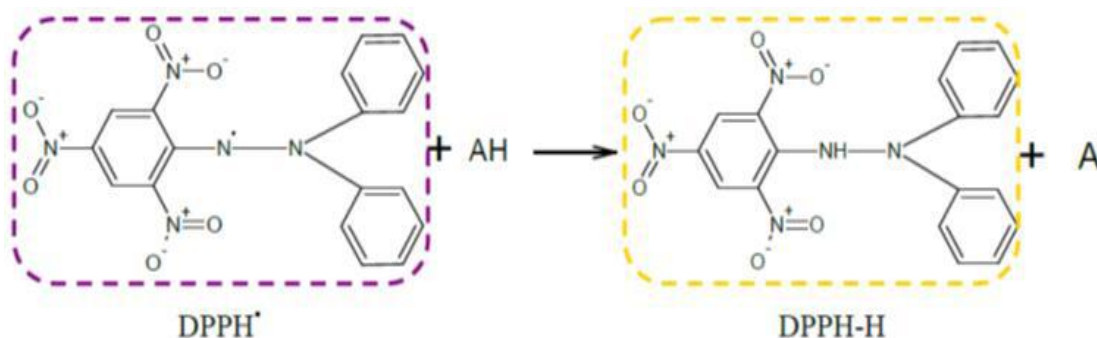


Figure 19 : Réduction du radical DPPH° (**Haddouchi et al., 2016**).

Mode opératoire : L'activité anti radicalaire envers le radical DPPH a été mesurée selon la méthode de **Brand-William (1995)**.

Un volume de 50 µl d'extrait diluée à différentes concentrations est ajouté à 1.45 ml de DPPH° qui est préparé dans méthanol pure. Après l'agitation au Vortex un incubation pendant 30 min à température ambiante à l'obscurité. La lecture des absorbances est effectuée à 517 nm à spectrophotomètre (**Brand-Williams, 1995**).

La capacité antioxydante de nos échantillons est exprimée en pourcentage d'inhibition du radical DPPH suivant l'équation :

$$\%d'inhibition = \left(\frac{\text{Abs C} - \text{Abs E}}{\text{Abs C}} \right) * 100$$

Abs C: correspond à l'absorbance du contrôle,

Abs E: correspond à l'absorbance de l'échantillon.

II.4.2. Test ABTS

Principe : Au cours de ce test l'ABTS incolore est préalablement oxydé avec du persulfate de potassium (K2S2O8) pour former le radical cationique ABTS+• de colore bleu-vert.

La réduction du radical ABTS+• en ABTS se fait après L'addition d'un composé antioxydant.

En présence d'un antioxydant (extraits phénoliques), le passage du radical ABTS^{•+} à la forme non radicalaire s'accompagne de la disparition de la coloration vert-bleu intense qui peut être suivie par la mesure de la densité optique à une longueur d'onde de 734 nm (Chen et Chang *et al.*, 2004).

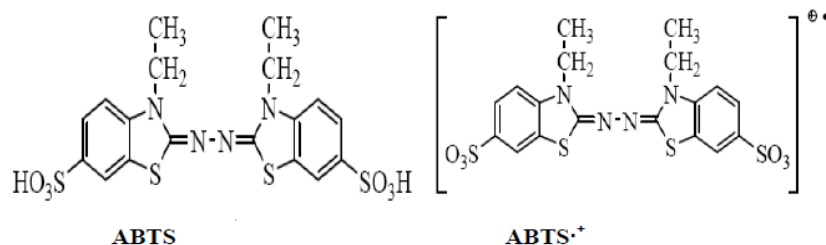


Figure 20: Structure des formes réduite et du radical cation de l'ABTS (Prouillac, 2006).

Mode opératoire : Le test ABTS a été réalisé selon la méthode qui est décrite par Re *et al.* (1999).

La solution de travail est préparée en mélangeant les solutions stockes (7 mM ABTS et 2.4 mM de persulfate de potassium) et l'éthanol, laissée agiter pendant 12 heures à température ambiante à l'abri de la lumière. Ainsi la solution obtenue est diluée en mélangeant 1 mL de l'ABTS^{•+} avec 60 mL de méthanol pour avoir une absorbance de 0.8 mesurée à l'aide d'un spectrophotomètre à 734 nm.

Dans des tubes à essai on mélange 0.9 mL de solution ABTS avec 100 µl de différentes concentrations d'extrait méthanolique diluée. Après 20 min d'incubation à l'abri de la lumière et à température ambiante, l'absorbance d'échantillons est lue à 734 nm.

Les pourcentages d'inhibition du radical d'ABTS ont été calculés par l'équation suivante :

$$\%d'inhibition = \left(\frac{A_0 - A_E}{A_0} \right) * 100$$

A₀ : Absorbance de la réaction de commande (en absence d'extrait).

A_E : Absorbance en présence de l'extrait.

La concentration en extrait provoquant l'inhibition de 50 % (IC₅₀) a été calculée à partir du graphe de l'effet de balayage d'ABTS contre la concentration en extrait, comparée avec l'acide ascorbique comme standard.

II.4.3-Méthode de la réduction de fer (FRAP) (Ferric reducing antioxidant power)

Principe : Le pouvoir réducteur d'un extrait est associé à son pouvoir antioxydant. L'activité réductrice du fer de nos extraits est déterminée selon la méthode décrite par **Oyaizu (1986)**, basée sur la réaction chimique de réduction du fer ferrique (Fe³⁺) présent dans le complexe K₃ Fe (CN)₆ en fer ferreux (Fe²⁺). L'absorbance du milieu réactionnel est déterminée à 700 nm. Une augmentation de l'absorbance correspond à une augmentation du pouvoir réducteur des extraits testés (**Hubert, 2006**).



Mode opératoire : On préparer une solution, 50 µl d'extrait diluée (0.8 ml MeOH +0.2 ml extrait) de différentes concentrations, on ajoute 1 ml d'une solution tampon phosphate (0,1 M ; pH 6,6), et 125 µl d'ED, puis l'addition de 1 ml d'une solution de ferricyanure de potassium K₃Fe (CN)₆ à 1%. Le mélange est incubé à 50°C pendant 20 minutes.

1 ml de l'acide trichloracétique (TCA) à 10% sont ajoutés pour stopper la réaction.

1 ml de cette solution sont ajoutés à 1 ml d'eau distillée et 125 µl d'une solution de trichlorure du fer (FeCl₃, 6H₂O) à 0,1%. La lecture des absorbances se fait contre un blanc à 700 nm à l'aide d'un spectrophotomètre.

Résultats et discussion

I. Rendement d'extraction

L'extraction est une étape très importante pour l'isolement et l'identification des principes actifs à haute valeur ajoutée à partir de la matière végétale, notamment le cas des polyphénols, qui suscitent actuellement beaucoup d'intérêt grâce à leur activités biologiques diverses en particulier leur propriétés antioxydants. Beaucoup d'études ont montré l'influence de différentes conditions d'extraction sur les rendements d'extraction des composés phénoliques d'origine végétale, tels que le temps et la température d'extraction, le pH, la composition chimique des échantillons et la polarité du solvant (Lopez et al., 2011).

Le méthanol est un solvant très efficace pour l'extraction des composés phénoliques relativement polaires et des polyphénols des plantes (Zeng et al., 2012). Pour cela, nous avons utilisés ce solvant pour la préparation d'extrait de *moringa oleifera*.

Un rendement d'extraction d'environ 15.25 % a été obtenu avec le méthanol comme solvant d'extraction. Nos résultats sont relativement similaires par rapport à ceux trouvés par Sandhya et al (2020) et Bennour et al (2019) qui ont trouvé respectivement des rendements d'extraction de 24.9% et 28.98% pour le *M. oleifera*.

II. Les tests phytochimiques

Les tests phytochimiques consistent à détecter les différentes familles des composés existantes dans la plante par les réactions qualitatives de caractérisation. Ces réactions sont basées sur des phénomènes de précipitation ou de coloration par des réactifs spécifiques à chaque famille de composé.

Les résultats expérimentaux des tests phytochimiques effectués sur l'extrait méthanolique du *M. oleifera*, sont reportés dans le Tableau (VI).

Tableau VI : Résultats des tests phytochimiques sur l'extrait de *M. oleifera*.

Les différents composés	Résultat
Composés réducteurs	+
Coumarines	+
Terpénoïdes	+
Tannins	+
Flavonoïdes	+
Acides amines	+
Stéroïdes, Stérols	+
Leuco anthocyanes	-

- : test négatif ; + : test positif

Nous remarquons que la présence des composés réducteurs, des coumarines, des tanins, des flavonoïdes, des acides aminés et des stérols en quantité plus ou moins importante dans l'extrait méthanolique de la *Moringa* avec absence totale des leucoanthocyanes. Il est important de souligner que la méthode d'extraction utilisée, ainsi que les conditions dans lesquelles elle est effectuée, affectent tout le contenu total en phénols et flavonoïdes, et par conséquent affecte leur activités biologiques.

III. Les teneurs en polyphénols totaux, flavonoïdes et en caroténoïdes

L'activité antioxydante des extraits de végétaux est parfaitement lié avec leur teneur en composés phénoliques (Velioglu et al., 1998).

Les résultats du dosage de ces constituants phytochimiques sont regroupés dans le Tableau (VII). D'après ces résultats,

Tableau VII: Les teneurs en polyphénols totaux, flavonoïdes et en caroténoïdes de l'extrait méthanolique de *Moringa oleifera* Lam.

Constituants phytochimiques	Teneur
Polyphénols totaux (mg EAG/g _{RS})	4,94±0,10
Flavonoïdes totaux (mg EQ/g _{RS})	10,49±1,22
Caroténoïdes totaux (mg/mL)	1052,13±1,19

RS : Résidu sec, EAG : Equivalent Acide Gallique, EQ : Equivalent Quercétine

Ces teneurs indiquent que la teneur des flavonoïdes de *M. oleifera* est presque deux fois plus élevée par rapport aux composés phénoliques. L'extrait méthanolique est riche également en caroténoïdes.

D'après les travaux de Mouhoubi et Bachioua (2017), les teneurs en phénols totaux solubles et en flavonoïdes dans l'extrait méthanolique de *M. oleifera* (27,21mg eq AG/g Ech et 1,63mg EqQ/gEch).

La présence de différentes classes de composés phénoliques (flavonoïdes, caroténoïdes...etc.) s'accorde avec les données des études. La comparaison avec ces

données n'est pas aisée, tant divers facteurs (végétal, saison, climat, variété, procédé d'extraction, solvant utilisé....etc.).

IV. Evaluation de l'activité antioxydante

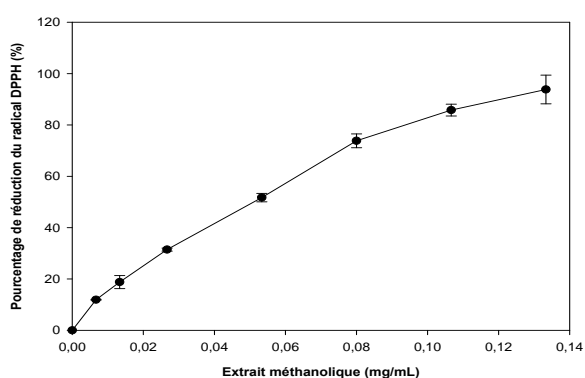
IV. 1. Test du piégeage du radical DPPH

L'étude de la capacité de piégeage de DPPH^{*} est une méthode largement utilisée pour évaluer l'activité antioxydante dans un temps court. L'activité antioxydante et antiradicalaire de l'extraits méthanolique de *moringa oleifera* a été mesurée vis-à-vis du radical DPPH à l'aide d'un spectrophotomètre réglé à 517 nm en suivant la réduction de ce radical qui s'accompagne par son passage de la couleur violette à la couleur jaune (photo 3).

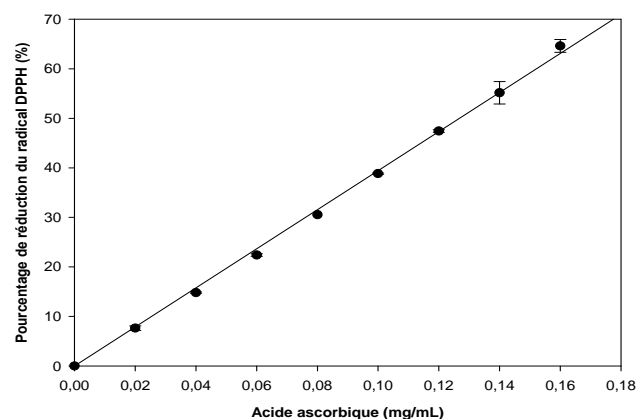


Photo 3: les résultats après 30 min d'incubation à température ambiante et à l'abri de la lumière du radical DPPH en présence de l'extrait méthanolique à différentes concentration.

Le DPPH a été largement employé comme un radical libre pour évaluer la réduction des substances, il est un réactif utile pour étudier les activités antiradicalaires des composés (Senthilkumar et al, 2012). Les résultats du pouvoir antiradicalaire, de l'extrait de *moringa oleifera* et de l'acide ascorbique comme standard, exprimés en pourcentage d'inhibition du radical DPPH sont illustrés dans la figure (21).



(A)



(B)

Figure 21: Pourcentage d'inhibition du radical libre DPPH' en fonction des concentrations de l'extrait méthanolique de la *Moringa oleifera* Lam (A) et d'acide ascorbique (B).

L'extrait est capable de piéger le radical libre DPPH' de manière concentration-dépendante. D'après la (Figure 21) on constate que le taux d'inhibition du DPPH augmente avec l'augmentation de la concentration de l'extrait de *moringa oleifera*.

La variation de capacité antioxydante des différents extraits peut être attribuée aux différences en composition chimique comme les phénols, l'acide ascorbique et les caroténoïdes. C'est clair que tous les extraits donnent une augmentation de capacité antioxydante avec l'augmentation de la concentration d'échantillon (**Jayaprakasha et Bhimanagouda, 2007**).

Les valeurs de l'EC₅₀ de l'extrait ainsi que celle du standard, sont regroupées dans le Tableau (VIII).

Tableau VIII : Les valeurs d'EC₅₀ des activités antioxydantes de l'extrait méthanolique des feuilles de *Moringa oleifera* Lam et de l'acide ascorbique obtenues par les tests DPPH, ABTS et FRAP.

Test du pouvoir antioxydant	Acide ascorbique	Feuille de <i>Moringa oleifera</i> Lam
DPPH (EC ₅₀ ; µg/ml)	120±0.00	48,09±0.89
ABTS (EC ₅₀ ; µg/mL)	1.60±0.00	27,30±1,49
FRAP (EC ₅₀ ; µg/mL)	80±0.00	881±4,24

^a Valeur EC₅₀: la concentration effective pour laquelle l'activité antioxydante est 50%; l'absorbance est 0.5 pour le pouvoir réducteur; 1,1-diphényl-2-picrylhydrazyl (DPPH). La valeur EC₅₀ est obtenue par extrapolation à partir de l'analyse de la régression linéaire.

^b Chaque valeur est exprimée en moyenne ± erreur standard (n = 2).

Une faible valeur d'EC₅₀ indique que l'activité antioxydante est la plus élevée (**DO et al., 2013**). On remarque clairement que l'extrait méthanolique de *Moringa* (IC₅₀ = 48.09µg/ml) a un pouvoir antioxydant plus élevée par rapport à l'acide ascorbique.

L'acide ascorbique est utilisé comme antioxydant standard et sa valeur d'IC₅₀ ainsi calculée est 120 µg/ml.

La capacité de piégeage du radical DPPH par l'extrait méthanolique peut être expliqué par la présence des composés plus donneur d'hydrogène ou aux composés phénoliques non polaires comme les caroténoïdes (**Barros et al., 2008**).

Nos résultats sont en accords par rapport aux travaux de **Wiwit Denny et al (2016)** que représente une valeur IC₅₀ de 49.30 µg/mL.

L'extrait de méthanol du *moringa oleifera* présente un pouvoir antiradicalaire sur DPPH plus élevé par rapport aux autres solvants (l'extrait de dichlorométhane était de 1035,57 µg / mL, l'extrait d'acétate d'éthyle était de 444,10 µg / mL, l'extrait de n-hexane était de 715,21 µg/ mL) (**Wiwit Denny et al ., 2016**).

Cette résultats confirment que l'extrait méthanolique riche en caroténoïdes et en composés phénolique ont le pouvoir antioxydants le plus élevé (**Bulda et al., 2008**).

IV.2. Test ABTS

Le radical cation $ABTS^{•+}$ est une méthode spectrophotométrique courante pour la détermination du pouvoir antioxydant des composés. Ce chromogène (bleu vert) est facile à utiliser, possède une sensibilité élevée et permet l'analyse rapide de l'activité antioxydante d'un grand nombre d'échantillons. La Figure (22) montre que la capacité de piégeage de l' $ABTS^{•+}$ augmente avec l'augmentation de la concentration de l'extrait méthanolique de *moringa oleifera* et de l'acide ascorbique.

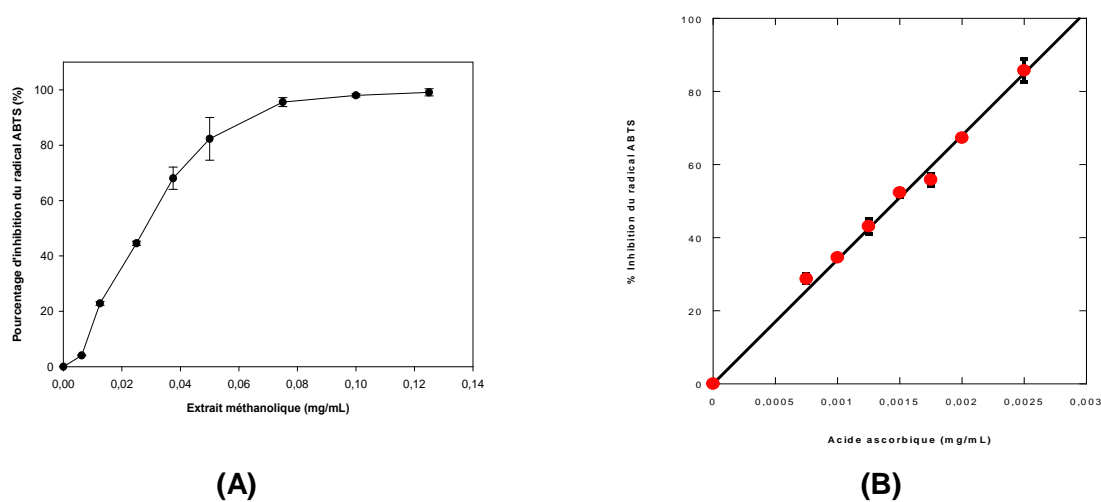


Figure 22: Courbes représentant la variation du pourcentage de réduction du radical ABTS en fonction de la concentration de l'extrait méthanolique de la *Moringa oleifera* Lam (A) et de l'acide ascorbique (B).

Selon nos résultats ($IC_{50} = 27.30 \mu\text{g/ml}$), la capacité de piégeage de l' $ABTS^{•+}$ par l'extrait méthanolique de *Moringa oleifera* est significativement faible par rapport à celle mentionnée par **Wiwit Denny et al (2016)** ($IC_{50}=11.73 \mu\text{g/ml}$).

Selon **Wiwit Denny et al (2016)**, ont trouvé une $IC_{50} = 159,06 \mu\text{g} / \text{ml}$ pour l'extrait de dichlorométhane, $IC_{50} = 241,33 \mu\text{g} / \text{ml}$ pour l'extrait d'acétate d'éthyle et $IC_{50} = 163,79 \mu\text{g/ml}$ pour l'extrait de n-hexane, ont montre que la capacité de piégeage de l' $ABTS^{•+}$ par notre extrait méthanolique ($IC_{50} = 27.30 \mu\text{g/ml}$) est significativement élevé par rapport les autres solvants.

Le choix de protocole d'extraction est plus particulièrement celui du solvant est très important.

IV.3. Test de FRAP

La méthode de FRAP permet de mesurer l'habilité d'une molécule antioxydante à réduire l'ion ferrique à pH faible (Singleton et al., 1999).

Le pouvoir réducteur d'un l'extrait, qui peut servir comme réflexion de son activité antioxydante, a été déterminée en utilisant le test modifier de réduction Fe^{3+} en Fe^{2+} , par lequel la couleur jaune de la solution d'essai change en couleur bleu-vert (photo 06), ceci selon la puissance réductrice de l'échantillon. La présence des antioxydants dans l'échantillon cause la réduction du complexe de Fe^{3+} /ferricyanure à la forme de Fe^{2+} , qui est surveillée en mesurant la formation du bleu de Prusse du Perl à 700 nm (Do et al, 2013).

Les résultats de l'activité réductrice d'extrait est représenté dans la Figure (23), on constate que l'augmentation de la réduction du fer est proportionnelle aux concentrations utilisées d'extrait méthanolique de *moringa oleifera*.

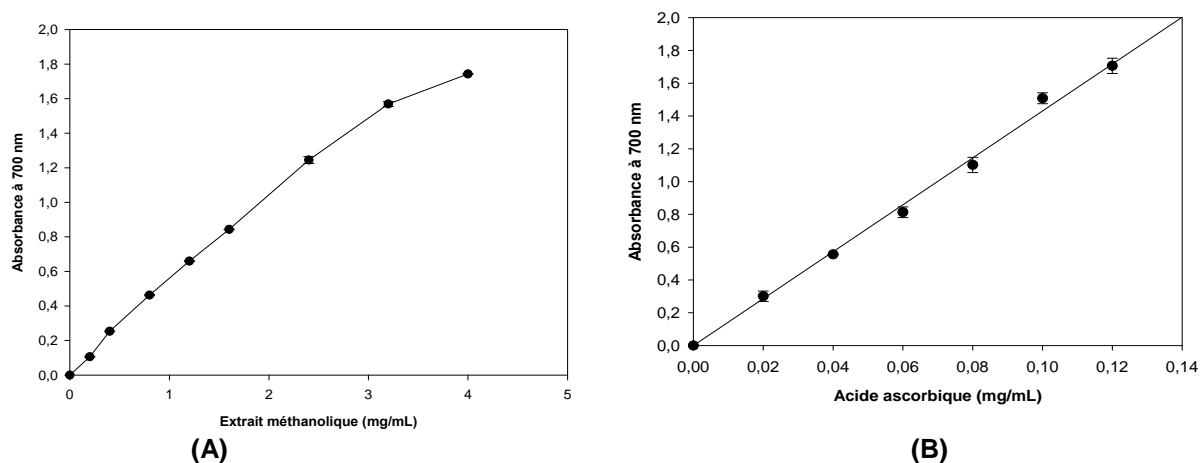


Figure 23: Résultats du pouvoir réducteur du fer par l'extrait méthanolique des feuilles de *Moringa oleifera* Lam (A) et de l'acide ascorbique (B).

L'acide ascorbique est un excellent donneur d'électron par rapport au pouvoir réducteur de l'extrait méthanolique des feuilles de Moringa.

D'après les résultats indiqués dans le Tableau (VIII) l'acide ascorbique à le pouvoir réducteur du fer ferrique le plus élevé par rapport l'extrait méthanolique ($EC_{50} = 881 \mu\text{g/ml}$).

Nos résultats ne sont pas en accord avec le travail de **chelghoum (2016)**, qui est trouvé respectivement la valeur ($EC_{50} = 0.578 \text{ mg/ml}$) de l'extrait méthanolique de *Moringa oleifera*. Cette variation du pouvoir réducteur peut être expliquée par la région et la saison de récolte de cette plante.

Conclusion

Dans ce contexte nous sommes intéressés d'évaluer la teneur en composés phénoliques de la poudre de feuilles de *M. oleifera* d'Algérie ainsi que mettre en évidence l'activité antioxydante d'extrait méthanolique.

Les différents dosages réalisés sur la poudre des feuilles de *M. oleifera* ont révèlés la présence de nombreuses fractions des composés phénoliques (phénols totaux, flavonoïdes et les caroténoïdes).

Diverses classes des composés phénoliques (phénols totaux, flavonoïdes et caroténoïdes) ont été mises en évidence par les différents dosages ainsi que la présence d'autres métabolites secondaires (composés réducteur, les acides aminés, flavonoïdes, tannins, coumarines, stéroïdes (stérols) et terpénoïdes) par les différents tests qualitatifs.

Alors que les Leucoanthocyanes n'ont pas été délectés dans l'extrait.

D'après les tests réalisés sur l'activité antioxydante (DPPH, ABTS et FRAP), L'extrait méthanolique de *M. oleifera* manifestent une activité antioxydante évaluée par le test du DPPH ($IC_{50} = 48.09 \mu\text{g/ml}$), ABTS ($IC_{50} = 27.30 \mu\text{g/ml}$) et le FRAP ($EC_{50} = 881 \mu\text{g/ml}$).

Ces résultats sont satisfaisants et entrent dans l'intervalle apporté par plusieurs auteurs. D'après les résultats de l'étude statistique on peut dire que l'extrait de *M. oleifera* marque une différence d'activité anti radicalaire de DPPH°entre eux, et un similaire pouvoir réducteur de fer.

Il est souhaitable de poursuivre et approfondir ce travail pour mieux préciser les teneurs en métabolites secondaires des feuilles de *Moringa oleifera* et évaluer leurs activités antioxydants. Il serait également intéressant de réaliser d'autres activités biologiques des extraits méthanoliques de *M. oleifera* comme l'activité antimicrobienne.

Utilisation de l'activité antioxydante in vivo des extraits et effet sur la qualité nutritionnelle, hygiénique et organoleptique des aliments.

Références bibliographiques

-A-

- Albrecht R. (1994).** Aspects nutritionnels de la protection antiradicalaire. *Médecine et Nutrition*, 111, 19-24.
- Alhakmani F., Kumar S., Okindra A., et Khan A. 2013.** Estimation of total phenolic content, *in vitro* antioxidant and anti-inflammatory activity of flowers of *moringa oleifera*. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*. 3(8): 623-627.
- Anwar, F., Latif, S., Ashraf, M., Gilani, A.H. (2007).** *Moringa oleifera*: a food plant with multiple medicinal uses. *Phytotherapy research*. 21: 17-25.
- Aravodis E. 2005.** Antioxidant potential of African medicinal plants. *African Journal of biotechnology*. 4(2):128-133.
- Ardestani A., Yazdanparast R. 2007.** Antioxidant and free radical scavenging potential of *Achillea santolina* extracts. *Food Chem* 104: 21-29.
- Atakpama W., Kponor E. G. E., Kanda M., Dourma M., M'tékounm, N., Batawil K., and Akpagana K. (2014).** "Moringa oleifera Lamarck (Moringaceae): une ressource phytogénétique à usage multiple." *Sciences de la vie, de la terre et agronomie*, 2(1) :6-14.
- Atawodi, S. E., Atawodi, J. C., Idakwo, G. A., Pfundstein, B., Haubner, R., Wurtele, G., Bartsch, H., and Owen, R. W. (2010).** "Evaluation of the polyphenol content and antioxidant properties of methanol extracts of the leaves, stem, and root barks of *Moringa oleifera* Lam." *Journal of Medicinal Food*, 13(3), 710-716.
- Aziman N., Abdullah N., Noor Z.M., Zulkifli K. S., et Kamarudin W. S. S. W. (2012).** Phytochemical constituents and *in vitro* bioactivity of ethanol *icaromaticherb* extracts. *Sains Malaysiana*. 41(11): 1437-1444.

-B-

- Bahorun T., Gressier B., Trotin F., Brunet C, Dine T., Locks M., Vasseur J., Cazin M., Cazin J.C. and pinkas M (1996).** Oxygen species scavenging activity of phenolic extracts from hawthorn fresh plant organs and pharmaceutical preparations. *Arzneimtte-Forschung/ Drug Res*. 46 (11): 1086-1108.
- Badiaga, M. (2011).** Etude ethnobotanique, phytochimique et activités biologiques de *Nauclea Latifolia* Smith une plante médicinale africaine récoltée au Mali, thèse de doctorat, université de Bamako. 10p.
- Barouki R, Morel Y. (2001).** Repression of cytochrome P450 1A1 gene expression by oxidative stress: mechanisms and biological implications. *Biochem Pharmacol*, 511-6.
- Barros, L., Cruz, T., Baptista, P., Estevinho, L.M., Ferreira, L.C.F.R.(2008).** Wild and commercial mushrooms as source of nutrients and nutraceuticals. *Food and Chemical Toxicology*. vol.46.P2742-2747.
- Ben salem H., et Makkar H. 2009.** Defatted *Moringa oleifera* seed meal as a feed additive for sheep. *Animal feed Science and Technology* .150:27.33
- Bennour, N ; Mighri, H ; Eljani, H ; Zammouri, T ; Akrouf, A.(2019).** Effect of solvent evaporation method on phenolic compounds and the antioxidant activity of *Moringa oleifera* cultivated in Southern Tunisia. *South African Journal of Botany*.
- B-Morin C. (2008).** La phytothérapie à l'origine de la médecine. La Phytothérapie pour les animaux. Tomaison. Editions Le Manuscrit Lieu d'édition, p.11.
- Boizot, N. et Charpentier, J.P. (2006).** Méthode rapide d'évaluation du contenu en composés phénoliques des organes d'un arbre forestier. Le Cahier des Techniques de l'INRA, Numéro Spécial 2006: Méthodes et outils pour l'observation et l'évaluation des milieux forestiers, prairiaux et aquatiques. 79-82.
- Boulekbache, L. (2005).** Profil GC-MS des polyphénols d'une plante médicinale : *Eucalyptus globulus*, Mémoire de magister, Département de biologie physico-chimique. Béjaia, 71P.
- Brand W., Cuvelier M.E., et Berset C. (1995).** Use of free radical method to evaluate antioxidant activity. *LebensmWiss Technology*. 28: 25-30.
- Broin, M. (2005).** Composition nutritionnelle des feuilles de *Moringa oleifera*. *Moringa news*. <http://www.moringanews.org>.

-C-

- Chang, H.-Y., Ho, Y.-L., Sheu, M.-J., Lin, Y.-H., Tseng, M.-C., Wu, S.-H., Huang, G.-J., and Chang, Y.-S. (2007).** "Antioxidant and free radical scavenging activities of *Phellinusmerrillii* extracts." *Botanical Studies*, 48(4), 407-417.
- Cheeseman KH., Slater TF. (1993).** An introduction to free radical biochemistry. *Br Med Bull.* Jul, 49(3):481-93.
- Chen T., Chang S., Tsai C., Juang K. (2004).** Prevalence of depressive and anxiety disorders in an assisted reproductive technique clinic. *Hum Reprod*, vol.19 N.10.P2313-2318.
- Choi, E.-J., and Kim, E.-K. (2015).** "Antioxidation, physicochemical, and sensory characteristics of sulgiduck fortified with water extracts from *Moringa oleifera* leaf." *Korean journal of food and cookery science*, 31(3), 335-343.
- Coppin JP, Xu Y, Chen H. Pan M.-H., Ho C.-T., Juliani R and Simon T.E. (2013).** Determination of flavonoids by LC/MS and anti-inflammatory activity in *Moringa oleifera*. *J. Funct. Food.* 5:1892-1899.

-D-

- De Saint Sauveur A., and Broin M. (2006).** "L'utilisation des feuilles de *Moringa oleifera* contre les carences alimentaires: un potentiel encore peu valorisé." *Atelier international «Moringa et autres végétaux à fort potentiel nutritionnel: Stratégies, normes et marchés pour un meilleur impact sur la nutrition en Afrique».* Accra, Ghana.
- Delpha I. (2011).** *Moringa (Moringa oleifera Lam.)*. Utilisations actuelles et intérêt pharmacologique. Thèse d'exercice pharmacie. Univ. Paul Sabatier Toulouse 3. 232 p.
- Disilvestro, R. A. (2000).** Zinc in relation to diabetes and oxidativedisease. *The Journal of nutrition*, 130(5): 1509-1511.
- Do, Q ; Angkawijaya, A ; Lan, T ; Phuong, N ; Huong, H ; Edi, S.F ;Ismadji, S ; Ju, Y.(2013).** Effect of extraction solvent on total phenol content, total flavonoids content, and antioxidant activity of *Limnophila aromatic*, *Journal of Food and Drug Anlysis*, 316-320.
- Doerr, B., and Staff, E. (2005).** "*Moringa* water treatment." An Echo Technical Note.

-E-

- El Gharras, H. (2009).** Polyphenols:food sources, properties and applications—a review. *International journal of food science &technology.* 44(12): 2512-2518.

-F-

- Fahey J. W. (2005).** "*Moringa oleifera*: a review of the medical evidence for its trfnutritional, therapeutic, and prophylactic properties. Part 1." *Trees for life Journal*, 1(5),
- Favier, A. (2003).** Le stress oxydant. Interet conceptuel et expérimentale dans la compréhension des mécanismes des maladies et potentiel thérapeutique. *L'actualité chimique.* 11 : 108-115.
- Ferreira P.M.P., Carvalho A.F.F.U., Sousa D.F., Ferreira J.M., Martins A.R., Martins A.M.C., et Queiroz M.G.R. 2007.** Water extract of *Moringa oleifera* seeds: a toxicological approach. *Revista Eletrônica Pesquisa Médica.* 1 (4): 45 – 53.
- Foidl N., Makkar H.P.S. and Becker K. (2001).** Potentiel de *Moringa oleifera* en agriculture et dans l'industrie. Potentiel de développement des produits du *Moringa*. *Dar es Salaam.Tanzanie.* 29 octobre - 2 novembre 2001.
- Fuglie L. J. 2001.** Combating malnutrition with *Moringa*. Development potential for *Moringa* products. *Dar es Salaam, Tanzanie.*
- Fuglie L.J. (2002).** Noms vernaculaires du *Moringa oleifera*. *L'arbre de la vie, Les multiples usages du Moringa.* Wageningen: CTA :163-167.

-G-

- Gnangle P. C., Glele kakai R., Oumorou M., N'djolosse K., Bonou W., et Sokpon N. (2010).** Tests de croissance de jeunes plants de Néré (*Parkia biglobosa*, Jack, R Br.) en pépinière. *Int. J. Biol. Chem. Sci.* 4 (6): 1939-1952.
- Goyal B. R., Agrawal B. B., Goyal R. K., and Mehta, A. A. (2007).** "Phyto pharmacology of *Moringa oleifera* Lam. an overview."

-H-

- Haddouchi, F., Chaouche, T. M., & Halla, N. (2016).** Screening phytochimique, activités antioxydantes et pouvoir hémolytique de quatre plantes sahariennes d'Algérie. *Phytothérapie*, 1-9. [http:// dx.doi.org/10.1007/s10298-016-1086-8](http://dx.doi.org/10.1007/s10298-016-1086-8). Heleno, S. A., Martins, A., Queiroz, M. J. R. P., & Ferreira, I. C. F. R.
- Hadi M. (2004).** La quercétine et ses dérivés : molécules à caractère pro-oxydant ou capteurs de radicaux libres ; études et applications thérapeutiques : Chapitre I. Thèse doctorat .pp : 13-28.
- Halliwell B. 1999.** How to characterize a biological antioxidant free radical. *Research communication*. 9: 1-32.
- Harbone, J. (1998).** *Phytochemical Methods, a guide to modern technique of plant analysis*. Ed Chapman et Hall, 3^{ème} Edition
- Haslam, E. et Lilly, T. H. (1998).** Natural astringency in foodstuffs a molecular interpretation. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 27 (1): 1-40.
- Hedji C., Gangbazo D.N.S.K., Houinato M.R. and Fiogbén E.D. (2014).** Valorisation de *Azolla spp.*, *Moringa oleifera*, sonderiz et de co-produits de volaille et de poisson en alimentation animale : synthèse bibliographique. *J. Appl. Biosci.*, 81 : 7277-7289.
- Hubert, J. (2006).** Caractérisation biochimique et propriétés biologiques des micro nutriments du germe de soja. Etude des voies de sa valorisation en nutrition et santé humaines, Thèse pour obtenir le titre de docteur de l'institut national polytechnique de Toulouse, école doctorale des Sciences Ecologiques, Vétérinaires, Agronomiques et Bio ingénieries, spécialité: Qualité et sécurité des aliments. p. 174.

-I-

Irénée modeste bidina. (2016). Production et transformation du moringa. Page 04.

-J-

- Jaiswal D., Rai P. K., Kumar A., Mehta Sh., et Watal G. 2013.** Effect of *Moringa oleifera lam.* Leaves aqueous extract therapy on hyperglycemic rats. *Journal of ethnopharmacology*. 123 (3): 392-396.
- Januel C., 2003.** Stress oxydant au niveaux des plaquettes sanguines humaines dans les contextes de diabète : Etude de glutathion et de la glutathion peroxydase 4. Thèse doctorat, université Lyon I / INSA-Lyon, 41-42.
- Judde A. 2004.** Prévention de l'oxydation des acides gras dans un produit cosmétique: mécanismes, conséquences, moyens de mesure, quelles antioxydants pour quelles applications. *Oléagineux, Corps Gras, Lipides*. 11(6) : 414-418.

-K-

- Kafuku G., et Mbarawa M. 2010.** L'huile de *Moringa oleifera* est une source engageante pour la production de biodiesel. Alkaline catalyzed biodiesel production from *Moringa oleifera* oil with optimized production parameters. *Applied energy*. 87: 2561–2565.
- Kansole, M. M. R. (2009).** Etude ethnobotanique, phytochimique et activités biologiques de quelques lamiaceae du Burkina Faso: cas de *Leucosmartinicansis (Jacquin) R. Brown, Hoslundia opposstavahl*. Mémoire pour obtenir un diplôme d'Etudes Approfondies (D.E.A) en Sciences Biologiques Appliquées, Burkina Faso.
- Kathryn W., Tosney Ph.D., Pearson, D. (2012).** *Moringa oleifera*. The Gifford Arboretum Newsletter. 128-133.
- Kim, D.O., Jeong, S.W., et Lee, C.Y.(2003).** Antioxidant capacity of phenolic phyto chemicals from various cultivars of plums. *Food Chemistry*, vol 81, p321-326.
- Koehler-Ramonatxo C.(2006).** Oxygen, oxidative stress and antioxidant supplementation, or an other way for nutrition in respiratory diseases. *Nutrition Clinique et métabolisme*, 20, 165-177.
- Kumbhare MR., Guleha V., et Sivakumar T. 2012.** Estimation of total phenolic content, cytotoxicity and in-vitro antioxidant activity of stem bark of *Moringa oleifera*. *Asian Pacific Journal of Tropical Disease*. 144-150.

-L-

- Laleye O.A.F., Ahissou H., Olounlade Ap., Azando E.V.B and Laleye A. (2015).** Etude bibliographique de trois plantes antidiabétique de la flore béninoise : *Khaya sengalensis* (Desr) A. Juss (Meliaceae), *Momordica charantia* Linn (cucurbitaceae) et *Moringa oleifera* Lam (Moringaceae). *Int. J. Biol. Chem. Sci.*, 9 (5): 2682-2700.
- Leone, A., Spada, A., Battezzati, A., Schiraldi, A., Aristil, J., and Bertoli, S. (2015).** "Cultivation, genetic, ethnopharmacology, phytochemistry and pharmacology of *Moringa oleifera* leaves: An overview." *International journal of molecular sciences*, 16(6), 12791-12835.
- Lerato, N. M., Samkeliso, T et., Michael, P. (2017).** Preliminary Phytochemical Screening of Crude Extracts from the Leaves, Stems, and Roots of *Tulbaghia violacea*, 9(10):1300-1308.
- Lichtenthaler., Wellburn A. (1985).** Determination of total carotenoids and chlorophylls A and B of leaf in different solvents. *Biochem Soc Trans*, vol, 11, P591-592.
- Lin, C.; Chen, C.; Liang, Y. and Lin, J. (2002).** Molecular modeling of flavonoid that inhibits xanthine oxidase. *Biochemical and Biophysical Research Communications*, 294:167-172.
- Lopez, A ; Rico, M ; Rivero, A ; Suarez de Tangil, M. (2011).** The effects of solvents on the phenolic contents and antioxidant activity of *stypocaulon scoparium* algae extracts. *Food Chemistry*, 125, 1104-1109.

-M-

- Morton, J. F., 1991:** The horseradish tree, *Moringa pterygosperma* (Moringaceae) a boon to arid lands, *Economic Botany* 45, 3, 318-333.
- Mohamed Ouali, 2016.** travaux en cour.
- Macheix, J. J., Fleuriet, A., Sarni-Manchado, P. (2006).** Composés phénoliques dans la plante-Structure, biosynthèse, répartition et rôles. Les polyphénols en agroalimentaire. Coordonnatrices Sarni-Manchado P et Cheynier V, TEC et DOC.(Eds), Lavoisier, Paris. 390- 399.
- Makkar, H. et K. Becker (1996).** "Nutritional value and anti nutritional components of whole and ethanol extracted *Moringa oleifera* leaves." *Animal feed science and technology* 63(1-4): 211-228.
- Meddour A., Yahia M., Benkiki N., Ayachi A. 2013.** Étude de l'activité antioxydante et antibactérienne des extraits d'un ensemble des parties de la fleur du *Capparis spinosa* L. *Lebanese Science Journal*, 14(1) :49-60.
- Mofijur M., Masjuki H., Kalam M.A., Atabani A.E. Shahabuddin M., Palash S.M. et Hazrat M.A (2013).** Effect of biodiesel from various feedstocks on combustion characteristics, engine durability and materials compatibility: A review. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 441-455.
- Mouhoubi , N ; Bachioua, K. (2017).** Teneur en composés phénoliques et activité antioxydante d'extrait au méthanol des feuilles de *MORINGA OLEIFERA*. Mémoire du Master. Département de Biologie Physico-chimique. Université Abderrahmane MIRA de Bejaia.
- Moyo B., Masika P.J., Hugo A., Muchenje V. (2011).** Nutritional characterization of *Moringa* (*Moringa oleifera* Lam.) leaves. *Afr. J. Biotech*, 10(60) : 12925-12933.

-N-

- Ndong M., Wade S., Dossou N., Guiro AT., Gning RD. (2007).** Valeur nutritionnelle du moringa oleifera, étude de la biodisponibilité du fer, effet de l'enrichissement de divers plats traditionnels sénégalais avec la poudre des feuilles. *African journal of food, agriculture, nutrition and development*. VOL. 7, NUM. 3

-O-

- Odee, D. (1998).** Forest biotechnology research in dry lands of Kenya: the development of *Moringa* species. *Dry land Biodiversity* 2, 7 - 8.
- Oomah, B. D., Corbé, A., Balasubramanian, P. (2010).** Antioxidant and anti-inflammatory activities of bean (*Phaseolus vulgaris* L.) hulls. *Journal of agricultural and food chemistry*. 58(14), 8225-8230.

Oyaizu, M. (1986). Studies on products of browning reaction prepared from glucose amine. Japanese Journal of Nutrition, 44, 307-315.

-P-

Paguia H.M., Paguia R.Q., Balba Ch., et Flores R.C. 2014. Utilisation and evaluation of Moringa oleifera L. As poultry feeds. *Apiculture Procedia*. 8:343-347.

Pamo Tendong E.T., Boukila B., Tendong F., Kana J.R., Tonfack L.B. and Momo M.C.S. (2002). Influence de la fumure organique, du NPK et du mélange des deux fertilisants sur la croissance de *Moringa oleifera* Lam. Dans l'Ouest Cameroun. 1-3.

Parihar A., Parihar, MS., Milner, S. (2008). Bhat S. Oxidative stress and antioxidative mobilization in burn injury. *Burns*, 34:6-17.

Pastre, J. (2005). Intérêt de la supplémentation en antioxydants dans l'alimentation des carnivores domestiques. Thèse de doctorat, Université de Toulouse.

Pereira E., Barros L., Ferreira I. (2013). Relevance of the Mention of Antioxidant.

Popovici C., Saykova I. and Tylkowski B. (2009) Evaluation de l'activité, antioxydant des composés phénoliques par la réactivité avec le radical libre DPPH., *Revue de génie Industriel*. (4) : 25-39.

Poston L., Raijmakers MT. (2004). Trophoblast oxidative stress, antioxidants and pregnancy outcome--a review. *Suppl A* : S72-8.

Pothitirat W., Chomnwang MT., Supabphol R., Gritsanapan W. 2009. Comparison of bioactive compounds content, free radical scavenging and anti-acne inducing bacteria activities of extracts from the mangosteen fruit rind at two stages of maturity. *Fitoterapia*. 80:422-447.

Poumayea N., Mabingua J., Lutgen P., et Biganc M. 2012. Contribution to the clarification of surface water from the *Moringa oleifera*: Case M'Poko River to Bangui, Central African Republic. *Chemical engineering research and design*. 90: 2346-2352.

Prouillac, C. (2006). Synthèse et évaluation de nouveaux composés organiques et phosphorés contre les effets des rayonnements ionisants : étude de leur mécanisme d'action in vitro. Thèse de doctorat, Chimie, biologie, santé, université de Toulouse.

-R-

Ramachandran C, Peter KV, Gopalakrishnan PK. (1980). Drumstick (*Moringa oleifera*): a multipurpose Indian vegetable. *Economic Botany*. 34(3) 276-283.

Ramaroson Rakotosamimanana, V. (2014). Etude des pratiques et croyances alimentaires pour comprendre la malnutrition à Madagascar: intérêt de l'introduction de feuilles de *Moringa oleifera*, Dijon.

Rapportrice, C. S. G. I. L. (2014). Etude des pratiques et croyances alimentaires pour comprendre la malnutrition à Madagascar. Intérêt de l'introduction de feuilles de *Moringa oleifera*, Citeseer.

Rashid U., Anwar F., Moser B. R., Knothe G. (2008). *Moringa oleifera* oil: A possible source of biodiesel. *Bioresource Technology*, 8175-8179.

Reyes S.N. 2006. *Moringa oleifera* and *Cratylia argentea*: potential food species for ruminants in Nicaragua. Thèse pour obtenir le grade de docteur.

Ribéreau-Gayon, P., et Gautheret, R. J. (1968). Les composés phénoliques des végétaux: Dunod Paris.

Rietjens, I. M. et Boersma, M. G., De Haan, L., Spenklink, B., Awad, H. M., Cnubben, N. H., Koeman, J. H. (2002). The pro-oxidant chemistry of the natural antioxidants vitamin C, vitamin E, carotenoids and flavonoids. *Environmental toxicology and pharmacology*. 11(3): 321-333.

Rolland, Y. (2004). "Antioxydants naturels végétaux." *Oléagineux, Corps Gras, Lipides*, 11(6), 419-424.

Roloff A., Weisgerber H., Lang U. and Stimm B. (2009). *Moringa oleifera* Lam., 1785.

Enzyklopädie der Holzgewächse, Handbuch and Atlas der Dendrologie. WILEY-VCH Verlag GmbH & Co. KGaA, Weinheim. *Enzyklopädie der Holzgewächse* 40. Erg.Lfg. 6/05. 8p.

-S-

- Salvayre, R. et Auge, N., Nègre-Salvayre, A. (2003).** Rôle de l'oxydation dans la genèse et la progression de l'athérosclérose. *L'athérosclérose: Physiopathologie, Diagnostics, Thérapeutiques*. 14: 269-290.
- Sanchez D., Machado, José A., Gastélum N., Crauhtémo H., et Ramirez-wong B. 2010.** Jaime dopez-cervantes, foods and méthodes nutritional quality of edible parts of *Moringa oleifera*. 3: 175-180.
- Sandhya, ; Abu Suffiyan, ; Mansi, G ; Sunali, L; S.S, Sisodia ; Ruma, B; Manish, N. (2020).** Phytochemical analysis and pharmacological evaluation of methanolic leaf extract of *Moringa oleifera* Lam. in ovalbumin induced allergic asthma. *South African Journal of Botany* 130 : 484-493.
- Sarni-Manchado, P. et Cheynier, V. (2006).** Les polyphénols en agroalimentaire. Techniques & documentation.
- Senthilkumar, P ; Sudha, S. (2012).** Antioxydant and antibaacterial properties of methanolic extract of green seaweed *Chaetomorpha linum* from Gulf of Manner : Southeast coast of India. *Jundishapur J Microbiol*. 5: 411-415.
- Singleton, V. L ; Orthofer. R ; Lamuela-Raventos, R. M. (1999).** [14] Analyse of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by theans of folin-ciocalteu reagent. *Methods in Enzymology*. vol.299, 152-178.
- Soulère, L. et Viodé, C., Périé, J., & Hoffmann, P. (2002).** Selective inhibition of Feversus Cu/Zn-superoxide dismutases by 2, 3-dihydroxybenzoic acid derivatives. *Chemical and pharmaceutical bulletin*. 50(5): 578-582.
- Skerget, M., Kotnik, P., Hadolin, M., Hraš, A. R., Simonič, M. et Knez, Ž. (2005).** Phenols, proanthocyanidins, flavones and flavonols in some plant materials and their antioxidant activities. *Food chemistry*. 89(2): 191-198.
- Surveswaran S., Cai Z.Y.,Cark H., et Sun M. 2007.** Systematic Evaluation of natural phenolic antioxidant from 133 Indian medicinal plants. *Food Chemistry*. 102:938-953.

-T-

- Tahiliani P., et Kar A. (2000).** Role of *Moringa oleifera* leaf extract in the regulation of thyroid hormone status in adult male and female rats. *Pharmacological Research*. 41 (3): 319-323.
- Tahir Mahmood K. and MugalTandHaq I.U. (2010).** *Moringa oleifera*: a natural gift-A review. *J. Pharm. Sci. Res*. 2 (11): 775-781.
- Tang S.Y., and Halliwell B. (2010).** Medicinal plants and antioxidants: What do we learn from cell culture and *Caenorhabditis elegans* studies? *Biochemical and Biophysical Communications*, 394: 1-5.
- Trease, E., Evans, W. (1987).** *Pharmacognosy Billiaire*. Editions Tindall London 13,61-62.
- TreesforLife(2013).** [Accès le 02/10/13]. (www.treesforlife.org)
- Tsaknis J., Lalas S., Gergis V., Dourtoglou V., et Spilitois V. (1999).** Characterization of *Moringa oleifera* variety Mbololo seed oil of Kenya. *J. Agric. Food Chem*. 4495-4499.

-V-

- Valko M., Rhodes C., Moncol J., (2006) .** Free radicals, metals and antioxidants in oxidative stress-induced cancer. *Chemico-Biol Inter*, 1-40.
- Vanisree M et Hsin- Sheng T. (2004).** Plant Cell cultures – An Alternative and Efficient Source for The Production of Biologically important secondary Metabolites. *International Journal of Applied science and Engineering*. 2(1): 29-48.
- Velioglu, Y.S ., Mazza, G., Gao, L and Oomah, BD.(1998).** Antioxidant activity and total phenolics in selected fruits, vegetables, and grain products. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. Vol.46, P4113-4117.

-W-

- Waché, Y. (2016).** Déterminants de la bioaccessibilité des caroténoïdes et tocophérols de légumes feuilles: comparaison variétale et influence du procédé, Institut de recherche pour le développement.

Références bibliographiques

Waterhouse, A.L. (2001) Determination of Total Phenolics. In: Wrolstad, R.E., Ed., *Current Protocols in Food Analytical Chemistry*, John Wiley & Sons, New York, II.1.1-II.1.8.

Wiwit, D.F ; Taslim, E ; Kuniyoshi, S ; Sri, F.(2016). Antioxidant Activity of *Moringa oleifera* Extracts. *Indones. J. Chem* : 16 (3), 297 – 301.

-y-

Yang Y., et Zhang F. 2008. Ultra sound assisted extraction of rutin and quercetin from *Euonymus Alatus* (Thumb.) Sieb. *Ultra sonics Sonochemistry*. 15(4):308-313.

-Z-

Zelko IN., Marian, T, J., Folz, R, J. (2002). Superoxide dismutase multigene family: a comparison of the CuZn-SOD (SOD1), Mn-SOD (SOD2), and EC-SOD (SOD3) gene structures, evolution, and expression. *Free radical biology & medicine*, 33, 337-349.

Zeng, X ; Suwandi, J ; Fuller, J ; Doronila, A; Ng, K.(2012). Antioxidant capacity and mineral contents of edible wild Australian mushrooms. *Food Science and Technology International*. 18:367-379.

Résumé : Le but de ce travail est de réaliser le screening phytochimique en métabolites secondaires de l'extrait méthanolique de la plante *M. oleifera* d'Algérie et d'autre part d'évaluer son pouvoir antioxydant en utilisant trois tests : DPPH, ABTS et FRAP.

L'analyse phytochimiques de l'extrait méthanolique de *Moringa* montre la présence des composés réducteurs, des acides aminés, des flavonoïdes, des tannins, des coumarines, des stéroïdes (stérols) et des terpénoïdes. Les résultats obtenus révèlent des teneurs en phénols totaux de 4.94 mg EAG/g_{RS}, de 10.49 mg EQ/g_{RS} en flavonoïdes totaux et de 1052.13 mg/ml en caroténoïdes totaux.

L'extrait méthanolique des feuilles de *M. oleifera* a un pouvoir réducteur du radical DPPH plus élevé par rapport à la l'acide ascorbique utilisé comme standard (IC₅₀ = 48.09 µg/ml), et une capacité de piégeage de l'ABTS^{•+} (IC₅₀ = 27.30 µg/ml). L'extrait est capable de réduire le fer ferrique (Fe³⁺/Ferricyanure) en forme fer ferreux (Fe²⁺).

Mots clés : *Moringa oleifera*, extrait méthanolique, screening phytochimique, activité antioxydante.

Abstract: The aim of this work is to perform phytochemical analysis of the secondary metabolites of the methanolic extract of *M. oleifera* plant from Algeria and on the other part, to evaluate its antioxidant capacity using three tests: DPPH, ABTS and FRAP.

The phytochemical analysis shows that the methanolic extract of *Moringa oleifera* contained principally reducing compounds, amino acids, flavonoids, tannins, coumarins, sterols (steroid) and terpenoids.

The results obtained show total phenol contents of 4.94 mg EAG/g, 10.49 mg EQ/g in total flavoids and 1052.13 mg/ml in total Caroténoïds.

Methanolic extract have a high antiradical power than tested synthetic antioxidant (IC₅₀ = 48.09 µg/ml), and an ABTS^{•+} trapping capacity (IC₅₀ = 27.30 µg/ml). The extract was able to reduce the Fe³⁺/Ferricyanide complex to the ferrous (Fe²⁺) form.

Keywords: *Moringa oleifera*, Methanolic extract, phytochemical screening, Antioxidant activity.

ملخص : الهدف من هذا العمل هو إجراء التحليل الكيميائي النباتي للنواتج الأيضية الثانوية للمستخلص الميثانولي لنبات *M. oleifera* من الجزائر ومن ناحية أخرى لتقييم قدرته المضادة للأكسدة باستخدام ثلاثة تحاليل: DPPH و ABTS و FRAP.

يظهر التحليل الكيميائي النباتي أن المستخلص الميثانولي من المورينجا أوليفيرا يحتوي بشكل أساسي على مركبات مختزلة ، أحماض أمينية ، مركبات الفلافونويد ، التانان ، الكومارين ، الستيروول (الستيرويد) والترينويد.

أظهرت النتائج التي تم الحصول عليها إجمالي محتويات الفينول من 4.94 مغ EAG / مل ، 10.49 مغ EQ / جم في إجمالي مركبات الفلافويد و 1052.13 مغ / مل في إجمالي الكاروتينويد. مستخلص الميثانوليك لديه قدرة عالية مضادة للأشعة من مضادات الأكسدة الاصطناعية المختبرة 48.09 ميكروغرام / مل ، وقدرة احتواء + • 27.30 ABTS ميكروغرام / مل. كان المستخلص قادرًا على تقليل مركب Fe³⁺ / Ferricyanide إلى الشكل الحديدي (Fe²⁺).

الكلمات المفتاحية: المورينجا أوليفيرا ، مستخلص الميثانول ، التحليل الكيميائي النباتي ، النشاط المضاد للأكسدة.