



République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche
Scientifique Université AbbèsLaghrou - Khenchela-
Faculté des Sciences de la Nature et
de la Vie Département de Biologie
Moléculaire et Cellulaire



MEMOIRE

Présenté en vue de l'obtention du diplôme de

Master académique

FILIERE : Science Biologique

OPTION : Biochimie Appliquée

Thème

**Etude phytochimique de la plante *Moringa oleifera* et
évaluation des activités antioxydantes et antibactérienne
des extraits aqueux et méthanoliques**

Présentées par : **BETTACHE Nabila & ARDJOUNE Imène**

Jury de soutenance :

Président: **M^r RAHAL Khaled**

MAA. Univ. Abbès Laghrou–Khenchela

Encadreur: **M^{me}BOUHALITSamira**

MAA. Univ. Abbès Laghrou–Khenchela

Examinatrice: **M^{me}KHEDDOUMA asma**

MAA. Univ. Abbès Laghrou–Khenchela

Promotion: Juin 2018

بِسْمِ اللَّهِ الرَّحْمَنِ الرَّحِيمِ

REMERCIEMENTS

Tout d'abord, nous tenons à remercier le «DIEU» le tout puissant de nous avoir accordé patience, courage et volonté afin de réaliser mener à terme ce modeste travail.

Nous tenons à remercier notre promoteur M^{me} BOUHALIT S- d'avoir accepté de nous encadrer, avoir apporté son aide et ses conseils précieux et pour sa gentillesse durant toute la période de la préparation de ce mémoire.

Nous remercions M^{me} Arab de nous avoir fait l'honneur de présider notre jury, M^r Rahal d'avoir gentiment accepté d'examiner et de juger notre mémoire, qu'ils trouvent ici notre sincère gratitude.

Toute notre gratitude à tous nos enseignants qui nous ont formées. Nous tenons également à remercier infiniment tous ceux qui nous ont aidées de près ou de loin pour la réalisation de ce travail ; nous pensons plus spécialement toutes les ingénieurs du laboratoire de Biologie cellulaire et moléculaire pour leur présence et toute l'attention et la sollicitude avec laquelle elles nous ont entourées.

Merci à vous tous.

Dédicace

*Je dédie ce modeste travail :
A Celle qui m'a soutenue nuits et jours, et durant tout
mon parcours Très cher Mère je te dis : merci.*

*A la mémoire de mon Père, la mémoire de mon frère :
Tarek
Qui ont été toujours dans mon esprit et dans mon
cœur, je vous dédie aujourd'hui ma réussite. Que Dieu,
le miséricordieux, vous accueille dans son éternel
paradis.*

*A mes très chères sœurs :
Majda et Fadila*

*A mes très chers frères :
Adel, Moncef et Marwan*

*A mon fiancé :
Walid*

*À Mes Chers Petits Neveux Et Nièces :
Kinane, Roaya, Chihab et Tarek*

*À mon binôme Nabila et ma copine Nada et à toutes
mes amies, et mes camarades de la promotion 2^{ème}
année master "Biochimie Appliquée » (2017-2018)*

Imène

Dédicace

Je dédie ce mémoire

*Aux êtres les plus chers : **Mes parents,***

Dédicace À la bougie qui est la source de la lumière de ma vie, qui se fond toujours pour éclairer ma route, Mon plus haut exemple et mon modèle de persévérance pour aller toujours de l'avant et ne jamais baisser les bras. À mon cher père je dédie ce travail et je lui souhaite une longue belle vie et qu'Allah me donne la force pour réaliser son rêve d'être un jour docteur pour le voir fier de moi inchaallah

À la fleur qui rehausse et aromatise mes jours, qui veillent les nuits pour que je me rendorme, Pour son affection, sa patience, sa compréhension, sa disponibilité, son écoute permanente et son soutien dans les moments les plus difficiles de ma vie. Que Dieu te garde ma très chère mère je te dédie ce travail et te souhaite une longue et belle vie.

*A mes chers frères **Rahim, Sallouh et Zaki,** à mes très chères sœurs **Sonya, Karima** et ma petite sœur **Kinda***

*A mon petit prince **Mouhamed** et Ma petite princesse **Sidraet mon ange Anya)***

*A tous les autres neveux et les nièces à savoir : (**Sissou, Kimou, Mouzou, Rafif, Céline, Ranim, Elina**).*

*À mon binôme **Imène** et mon intime **Hadjer** et à toutes mes amies, et tous ceux et toutes celles que j'ai involontairement omis de citer et qui n'en demeurent pas moins chères.*

Sans oublier mes camarades de la promotion 2^{ème} année master "Biochimie Appliquée" (2017-2018) Je dédie ce modeste travail

*« **Nabila** »*

Résumés

Résumé

Moringa Oleifera arbuste appartient à la famille des *Moringacées*. C'est une plante médicinale largement utilisée en médecine traditionnelle à des fins thérapeutiques à cause de sa richesse en composés actifs. Dans la présente étude on a tenté d'évaluer l'activité antioxydante et antibactérienne *in vitro* et la caractérisation phytochimique des extraits des feuilles et des amandes de *Moringa Oleifera*.

Le criblage phytochimique a montré que les six extraits contiennent des différents métabolites secondaires à différentes qualités, comme les flavonoïdes, les tanins, les alcaloïdes, les quinones, et les terpénoïdes. L'analyse qualitative de ces extraits par la CCM a révélé la richesse des extraits méthanoliques en composés phénoliques; ceci est confirmé par une analyse quantitative basée sur le dosage des composés phénoliques et des flavonoïdes dont les valeurs les plus élevés pour les extraits méthanoliques MEF, MEA sont: pour les composés phénoliques ($16,49 \pm 0,02$ et $10,23 \pm 0,04$ mgEAG/g d'extrait) respectivement et pour les flavonoïdes ($0,27 \pm 0,09$ et $0,2 \pm 0,03$ mgEQ/g d'extrait) suivi par les extraits des feuilles A1F, A2F: pour les composés phénoliques ($15,84 \pm 0,09$ et $14,69 \pm 0,12$ mgEAG/g d'extrait) et pour les flavonoïdes ($0,26 \pm 0,002$ et $0,24 \pm 0,01$ mgEQ/g d'extrait) alors que les extraits aqueux d'amande A1A, A2A présentent une faible quantité. Les taux d'inhibition du DPPH varient de $6,03 \pm 0,80\%$ à $76,64 \pm 1,49\%$. L'extrait méthanolique à 80% et l'extrait aqueux (décocté) des feuilles de ont présenté la plus grande activité antioxydante.

L'activité antibactérienne a été déterminée sur trois souches bactériennes ; *S. aureus*, *K.pneumoniae* et *E.coli* employant la méthode de diffusion sur disque solide. Les résultats montrent qu'il y a une zone d'inhibition au tour des disques des extraits aqueux des feuilles et des amandes ce qui explique la sensibilité des espèces testés à cet extrait

A partir des résultats obtenus on dire que les feuilles et les amandes de *Moringa Oleifera* constituent une source d'activité antioxydante et antibactérienne grâce à leur richesse en composés phénoliques.

Mots clés: *Moringa Oleifera*, Activité antioxydante, activité antibactérienne, polyphénols, flavonoïdes, DPPH.

Abstract

Moringa Oleifera ashrub belongs to the family Moringaceae. It is a medicinal plant widely used in traditional medicine for therapeutic purposes because of its wealth of active compounds. In this study, we attempted to evaluate the antioxidant and antibacterial activity in vitro and phytochemical characterization of the extracts of leaves and kernels of *Moringa Oleifera*.

Phytochemical screening showed that the six extracts contain different secondary metabolites with different qualities, like the flavonoïdes, les tanins, les alcaloïdes, les quinones, and the terpénoïdes. The qualitative analysis of these extracts by preliminary tests and CCM revealed the richness of the methanolic extracts in phenolic compounds; this is confirmed by a quantitative analysis based on the dosage, phenolic compounds and flavonoids the highest values for methanolic extracts MEF, MEA are: for phenolic compounds (16.49 ± 0.02 and 10.23 ± 0.04 mg EAG / g extract) and for flavonoids ($0,27 \pm 0.09$ and 0.2 ± 0.03 mgEQ / g extract) followed by extracts from A1F, A2F: for phenolics (15.84 ± 0.09 and 14.69 ± 0.12 mgEAG / g of extract) and for flavonoids (0.26 ± 0.002 and 0.24 ± 0.01 mgEQ / g of extract) whereas the aqueous extracts of almond A1A, A2A have a small amount. DPPH inhibition rates ranged from $6.03 \pm 0.80\%$ to $76.64 \pm 1.49\%$. The 80% methanolic extract and the aqueous (decocted) extract of the leaves showed the greatest antioxidant activity.

Antibacterial activity was determined on three bacterial strains; *S. aureus*, *K. pneumoniae* and *E.coli* employing the solid disc diffusion method. The results show that there is an inhibition zone around the disks of the aqueous extracts of the leaves and amonds, which explains the sensitivity of the species tested to this extract.

From the results obtained we say that the leaves and almonds of *Moringa Oleifera* are a source of antioxidant and antibacterial activity thanks to their richness in phenolic compounds.

Key words: *Moringa Oleifera*, antioxidant activity, antibacterial activity, determination of polyphenols, flavonoids, DPPH.

الملخص

مورنغا أوليفيرا *Moringa Oleifera* شجيرة تنتمي إلى عائلة *Moringacées*. هي نبتة طبية تستعمل في الطب التقليدي لأغراض علاجية لغناها بـ . في هذه الدراسة، حاولنا تقييم النشاط المضاد للأكسدة و للبكتيريا المختبر وكذلك توصيف الكيمياء النباتية أوليفيرا. تم الحصول على العينات التي تم اختبارها في هذه الدراسة من خلال ثلاث طرق استخراج. تقييم باستخدام طريقة (DPPH) تم تحديد النشاط المضاد للبكتيريا على ثلاث سلالات بكتيرية، باستخدام طريقة وأظهرت النتائج أن مستخلصاتنا أظهرت عمل مضاد للبكتيريا مقابل السلالات المدروس .

أظهر الفحص الكيميائي النباتي أن المستخلصات الستة تحتوي على م ثابوية مختلفة من صفات مختلف الفلافونويد، التانينات، القلويات، الكينونات، والتيربينويدات. التحليل لهذه النوعي لهذه المستخلصات (CCM) الفينول. هذام يؤكد التحليل الكمي القائم على تحديد المركبات الفينولية والفلافونويد، وأعلى قيم الفينولية (16.49 ± 0.02 10.23 ± 0.04 EAG / g الفلافونويد (0.27 ± 0.09 ± 0.03 / 0.03 مليغرام / يليها (A1F A2F : الفينولية (15.84 ± 0.09 ± 0.12 / 0.01 ± 0.24 0.002 ± 0.26) للفلافونويد (mgEQ / g) DPPH تنشيط ± 6.03 حين المائبة A1A A2A لديها كمية صغيرة. الميثانولي 80 () 0.80 ± 76.64 1.49 ± أظهر

تحديد للبكتيريا *E. K. pneumoniae، S. aureus* بكتيرية *Coli* طريقة يفسر حساسية *E. K. pneumoniae، S. aureus* بكتيرية *Coli* تظهر النتائج هناك تنشيط المائبة *Moringa O Ol Oeifera* عليها للبكتيريا ثرائها الفينولية.

الكلمات المفتاحية: مورنغا أوليفيرا نشاط مضاد للجراثيم جرعة من البوليفينول، الفلافونيدات، DPPH.

Liste des abréviations

A asc : Acide ascorbique.

AlCl₃ : Chlorure d'Aluminium.

ATCC: American Type Culture Collection.

CoQ₁₀ : Coenzyme Q10.

Cys : Cystéine.

Cyt c : Cytochrome c.

DMSO : Dimethyl Sulfoxide

DPPH : 1,1 diphényl-2-picrylhydrazyl.

E. coli : *Escherichia coli*.

ERN : Espèces réactives d'azote.

ERO : Espèces réactives de l'oxygène.

FeCl₃ : Chlorure ferrique.

H₂O₂ : Peroxyde d'hydrogène.

K. pneumoniae : *Klebsiella pneumoniae*.

NO° : Monoxyde d'azote.

¹O₂ : Oxygène Singlet.

OH⁻ : Anion hydroxyle.

O₂° : Anion superoxyde.

OH : Radical hydroxyle.

ONOO- : Peroxynitrite.

Rf : Rapport frontal.

ROO°: Radical peroxyde.

S. aureus : *Staphylococcus aureus*.

Listes des figures

Figure 1 : <i>Moringa Oleifera</i> Lam.....	3
Figure 2 : Pays où pousse le Moringa.....	4
Figure 3 : Les différents partie de <i>Moringa Oleifera</i>	6
Figure 4 : Voie de biosynthèse des métabolites secondaires.....	11
Figure 5 : Structure générale des flavonoïdes.....	13
Figure 6 : Les structures chimiques des principales familles des flavonoïdes.....	13
Figure 7 : Structure chimique d'un tanin condensé.....	15
Figure 8 : Structure chimique d'un tanin hydrolysable.....	15
Figure 9 : Structure de base de l'isoprène.....	16
Figure 10 : Les défenses anti-oxydantes dans l'organisme.....	19
Figure 11 : L'origine des différents radicaux libres oxygénés et espèces réactives de l'oxygène impliqué en biologie.....	22
Figure 12 : Les principales sources de génération de radicaux libres et leur catabolisme.....	25
Figure 13 : Peroxydation des acides gras polyinsaturés.....	26
Figure 14 : Attaque radicalaire aux protéines.....	27
Figure 15 : Lésions de l'ADN formées par attaque radicalaire du patrimoine génétique des cellules.....	27
Figure 16 : Elimination du H ₂ O ₂ par les réactions enzymatiques combinées de la GPx et de la GR.....	29
Figure 17 : Le piégeage des espèces réactives de l'oxygène par les flavonoïdes.....	32
Figure 18 : Photographies des graines et des feuilles de <i>Moringa Oleifera</i>	33
Figure 19 : Schéma général des différentes étapes du travail.....	35

Figure 20 : Protocole d'obtention des extraits brut de <i>Moringa Oleifera</i>	36
Figure 21 : Série de dilutions préparées à partir de la solution mère des extraits bruts de <i>Moringa Oleifera</i>	43
Figure 22 : Schéma général du protocole expérimental de l'activité antibactérienne.....	44
Figure 23 : Rendements des extraits de <i>Moringa Oleifera</i> en pourcentage.....	47
Figure 24 : Photographie du chromatogramme résultant de l'analyse des extraits par CCM (dans le système Dichlorométhane/méthanol/acétone).....	53
Figure 25 : Teneur en polyphénols totaux pour les différents extraits des feuilles et d'amandes de <i>Moringa Oléfeira</i> Lam.....	54
Figure 26 : Teneur en flavonoïdes pour les différents extraits des feuilles et d'amandes de <i>Moringa Oléfeira</i> Lam.....	55
Figure 27 : Pourcentages d'inhibition du DPPH en fonction des différentes concentrations utilisées pour les différents extraits des feuilles (a) et l'acide ascorbique (b).....	57
Figure 28 : Activité antiradicalaire du DPPH° des extraits des feuilles et des amandes de <i>Moringa Oleifera</i>	58
Figure 29 : IC50 des différents extraits des feuilles et des graines de la plante contre le radical DPPH°.....	59
Figure 30 : L'activité antibactérienne des extraits des feuilles à différents concentrations vis-à-vis (A) <i>K.pneumoniae</i> , (B) <i>E.coli</i> , (C) <i>S.aureus</i>	61
Figure 31 : l'activité antibactérienne des extraits des amandes à différents concentrations vis-à-vis (A) <i>K.pneumoniae</i> , (B) <i>E.coli</i> , (C) <i>S.aureus</i>	62
Figure 32 : Représentation graphique de l'activité antibactérienne de <i>M. Oleifera</i> d'extrait infusé.....	63
Figure 33 : Représentation graphique de l'activité antibactérienne de <i>M. Oleifera</i> d'extrait aqueux par décoction.....	64

Figure 34 : Représentation graphique de l'activité antibactérienne de *M. Oleifera* d'extrait méthanolique à 80%.....**65**

Figure 35 : Droite d'étalonnage d'Acide gallique**V**

Figure 36 : Droite d'étalonnage de la quercétine.....**V**

Figure 37 : Droite d'étalonnage de l'acide ascorbique.....**V**

Liste des tableaux

Tableau 1 : Utilisations des différents organes de <i>Moringa</i>	7
Tableau 2 : Les principales classes des composés phénoliques.....	12
Tableau 3 : Liste des souches bactériennes utilisées.....	34
Tableau 4 : Rendements et caractéristiques des extraits des feuilles et de l'amande de <i>Moringa Oleifera</i>	46
Tableau 5 : Mise en évidence des différents métabolites secondaires.....	48
Tableau 6 : Résultats de la chromatographie sur couche mince (CCM) des extraits de <i>Moringa Oleifera</i> , Rapports frontaux et colorations dans le système (Dichlorométhane/méthanol/acétone).....	52
Tableau 7 : Les effets antibactériennes des extraits/ méthanolique 80% et aqueux des feuilles de <i>Moringa Oleifera</i> aux différentes concentrations.....	60
Tableau 8 : Les effets antibactériennes des extraits/ méthanolique 80% et aqueux des amandes de <i>Moringa Oleifera</i> aux différentes concentrations.....	61

Table des matières

Remerciements	
Dédicaces	
Résumés	
Listedes abréviations.....	I
Liste des figures.....	II
Listedes tableaux.....	III
Introduction.....	1

Partie I : Synthèse bibliographique

Chapitre I : Moringa Oleífera

1. Origine et distribution.....	3
2. Classification botanique et dénomination internationale.....	4
3. Description botanique de la plante.....	5
4. Composition chimique.....	6
5. Domaines d'utilisation.....	7
5.1. Alimentation.....	7
5.2. Médicinale et pharmaceutique.....	8
5.3. Assainissement des eaux (Purification).....	9
5.4. Utilisation industrielle.....	9

Chapitre II : Métabolites secondaires

Métabolites secondaires.....	10
1.1. Généralité.....	10
1.2. Principales classes de métabolites secondaires.....	10
1.2.1. Les composés phénoliques.....	10
1.2.2. Les terpènes (terpénoides).....	16
1.2.3. Les alcaloïdes.....	16

1.3. Les Propriétés des composés phénoliques.....	17
1.3.1. Propriétés physico-chimiques.....	17
1.3.2. Propriétés biologiques.....	17

Chapitre III : Stress oxydatifs et antioxydants

1. Le stress oxydant.....	19
2. Les radicaux libres.....	19
2.1. Généralité.....	19
2.2. Les différents types des radicaux libres.....	20
2.2.1. Les espèces réactives de l'oxygène (ERO).....	20
2.2.2. Les espèces réactives de l'azote (ERN).....	21
2.3. Formation des radicaux libres.....	23
2.4. Les sources de production des radicaux libres.....	23
2.4.1. Sources endogènes.....	23
2.4.2. Source exogènes.....	24
3. Les conséquences du stress oxydant.....	25
3.1. Oxydation des composés lipidiques.....	26
3.2. Oxydation des composés protéiques.....	26
3.3. Oxydation de l'ADN.....	27
3.4. Oxydation des glucides.....	28
4. Les systèmes de défense antioxydants.....	28
4.1. Les antioxydants enzymatiques.....	28
4.2. Les antioxydants non enzymatiques.....	30

Partie II : partie expérimentale

Chapitre I : Matériels et méthodes

1. Matériel et méthodes.....	33
1.1. Matériel biologique.....	33
1.1.1. Matériel végétal.....	33
1.1.2. Les souches bactériennes.....	33
1.2. Matériel et équipements.....	43

1.3. Préparation des échantillons.....	43
1.4. Méthodes.....	35
1.4.1. Préparation des extraits.....	35
1.4.1.1 Préparation d'extrait aqueux par infusion.....	35
1.4.1.2. Préparation d'extrait aqueux par décoction.....	36
1.4.1.3. Préparation d'extrait méthanolique.....	36
2. Calcul des rendements d'extraction.....	37
3. Analyse qualitative des composés phénoliques.....	37
3.1. Les tests phytochimiques préliminaires.....	37
3.2. Fractionnement des extraits par CCM.....	39
4- Analyse quantitative des composés phénoliques.....	40
4-1- Teneur en phénols totaux.....	40
4-2- Teneur en flavonoïdes.....	41
5- Evaluation de l'activité anti-oxydante.....	41
6- Activité antibactérienne.....	42
7- Analyse statistique.....	45

Chapitre II : Résultats et discussion

1. Rendement d'extraction.....	46
2. les analyses qualitatives.....	48
2.1. Screening phytochimique des extraits.....	48
2.2. Chromatographie sur couche mince.....	51
3. Analyse quantitative des composés phénoliques.....	53
3.1. Dosage des polyphénols totaux.....	53
3.2. Dosage des Flavonoïdes.....	54
4. Activités antioxydants.....	56
5. Activité antibactérienne.....	60
Conclusion générale et perspectives.....	68
Références bibliographiques.....	70
Annexe.....	IV

Introduction

Depuis son apparition, l'homme a utilisé diverses plantes pour se nourrir puis pour se soigner toutes sortes de maladies. Les plantes médicinales sont considérées comme source de matière première essentielle pour la découverte de nouvelles molécules nécessaires à la mise au point de futurs médicaments. De plus les effets secondaires induits par les médicaments chimiques inquiètent les utilisateurs, qui se retournent vers des soins moins agressifs pour l'organisme.

Il est par ailleurs aujourd'hui reconnu que les plantes constituent une source importante de molécules bioactives. En effet, les plantes renferment une large variété de molécules chimiques (peptides, terpènes, polyphénols, alcaloïdes...) de propriétés physico-chimiques très différentes et qui présentent une large variété d'activités biologiques : antitumorale, antivirale, antimicrobienne et antioxydante (Michel, 2011).

Moringa Oleifera est une plante herbacée connue dans le monde entier, pour ses extraordinaires propriétés nutritionnelles et médicinales (Thilza *et al.*, 2010). La plupart des parties de cet arbre (feuilles, fleurs, fruits et gousses immatures), de par leur richesse en composés antioxydants naturels comme les flavonoïdes et les vitamines, sont utilisées dans diverses formulations, traditionnelles, médicaments et à usage industriel (Coppin *et al.*, 2013 ; Vongsak *et al.*, 2013). Les diverses potentialités reconnues dans le monde pour *Moringa* pourraient encourager son développement et son exploitation en Algérie. C'est dans ce cadre que s'inscrit notre étude traitant de graines et des feuilles récoltées durant l'année 2017 dans la région du Sud.

L'objectif du travail porte sur le dosage des polyphénols totaux et des flavonoïdes ainsi l'évaluation du potentiel antioxydant et antibactérienne de différents extraits d'amandes et des feuilles de *Moringa Oleifera*.

Notre travail est structuré en deux parties. La première partie est consacrée à une synthèse bibliographique mettant l'accent sur quatre chapitres. Le premier chapitre aborde des à la description botanique de la plante étudiées *Moringa Oleifera*, le deuxième est consacré aux métabolites secondaires, tandis que le troisième chapitre, s'intéresse stress oxydants et antioxydants particulièrement.

La partie expérimentale présente le matériel et les méthodes utilisés pour la réalisation de ce travail, à savoir :

- Screening phytochimique des parties aériennes de *Moringa Oleifera*
- L'analyse des différents extraits organiques et aqueux des feuilles et de l'amande de *Moringa Oleifera* en utilisant la chromatographie sur couche mince (CCM).
- Evaluation de la teneur en polyphénols totaux, en flavonoïdes des différents extraits.
- L'étude de l'activité antioxydante des différents extraits des feuilles et de l'amande de *Moringa Oleifera*, en utilisant le test au DPPH.
- L'étude de l'activité antibactérienne des différents extraits des feuilles et de l'amande de *Moringa Oleifera* en utilisant trois souches bactériennes

Enfin dans le dernier chapitre nous présente les résultats obtenus et leurs discussions.

Première partie :
Synthèse
bibliographique

Chapitre I :
Moringa Oleífera

*Moringa Oleifera***1. Origine et distribution**

L'arbre *Moringa Oleifera* Lamarck. est une espèce originaire des régions d'Agra et d'Oudh, au nord-est de l'Inde, où elle est déjà largement connue par la population indienne au sud de la chaîne de montagne de l'Himalaya (Leone *et al.*, 2016). Elle est connue et utilisée depuis l'antiquité par les Romains, les Grecs et les Egyptiens (Louni, 2009). Son introduction en Afrique de l'Est par le biais du commerce et des échanges maritimes durant cette période (Foidl *et al.*, 2001), elle est passée en une décennie du statut de plante inconnue à celui de nouvelle ressource alimentaire et économique pour les pays du Sud (Atakpama *et al.*, 2014),

Elle pousse dans les zones tropicales et subtropicales (Leone *et al.*, 2015), peut se trouver dans des zones très arides comme le Sahara (Broin, 2010).

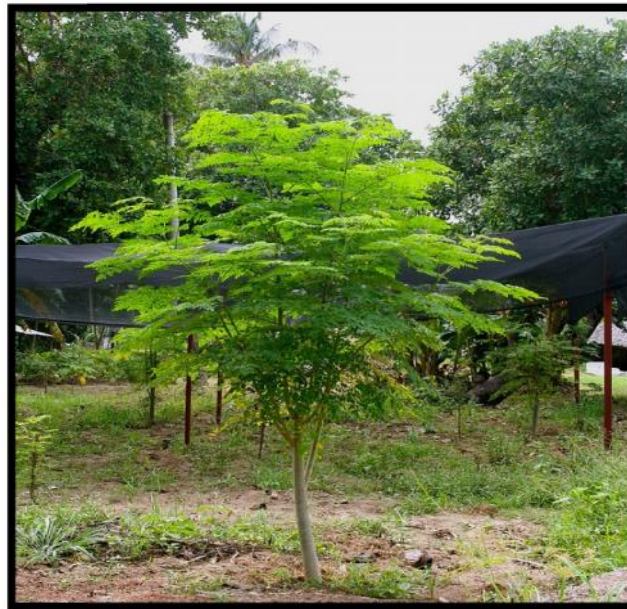


Figure 1 : *Moringa Oleifera* Lam. (Kathryn *et al.*, 2012).



Figure 2 : Pays où pousse le Moringa (Trees For Life, 2013)

2. Classification botanique et dénomination internationale

Moringa Oleifera Lam. est largement utilisé dans la médecine traditionnelle (Synonyme : *Moringa pterigosprema* Gaertner), appartient à la famille monogénérique des arbustes et arbres des *Moringaceae* qui comprend environ 13 espèces (Hêdji *et al.*, 2014), dont la plus connue et répandue est l'espèce *Moringa Oleifera* (Choi et Kim, 2015).

Moringa Oleifera (Moringaceae) est appelé aussi « bâton de tambour ou « arbre de radisen Inde, est qualifié ,l'arbre de la vie ou «l'arbre miracle» (Olson, 2001) elle possède aussi d'autres dénominations, en anglais, connue sous « WestIndiantree » ou « DrumstickTree », résultant de la forme de ces gousses ou encore « Never die tree » qui ne meurt jamais en référence à sa résistance à la sécheresse, en arabe « Rawag », ou «Shagara Al Ruwag» qui signifie l'arbre purificateur (Fuglie, 2002 ; Lim, 2012).

Autres, il est connu comme le kelor, marango, mlonge, moonga, mulangay, nebeday, saijhan, sajna ou huile de ben arbre (Anwar et Bhangar, 2003 ; Prabhu *et al.*, 2011). mouroungue, moringa ailé, benzolive, pois quénique (pays francophones) ben ailé, noix de behen, moringoa ou moringa, ...etc (Boullard, 2001 ; Price, 2007).

La classification systématique de *Moringa Oleifera* est la suivante : (Laleye *et al.*, 2015 ; Singh *et al.*, 2018)

- Règne : Plantae
- Sous règne : Tracheobionta
- Classe : Magnoliopsida
- Sous classe : Dilleniidae
- Ordre : Capparales
- Famille : Moringaceae
- Division : Magnoliophyta
- Genre : Moringa
- Espèce: *Moringa Oleifera*

3. Description botanique de la plante

Moringa Oleifera Lam. est un arbre pérenne, à croissance rapide, de 12 mètres de hauteur et son diamètre peut atteindre jusqu'à 40 centimètre (Delpha, 2011).

Moringa Oleifera préfère une altitude de 100 à 700 m, mais peut pousser jusqu'à 1500 m, leur plage de température idéale est de 22 à 25 °C, mais il peut tolérer des températures jusqu'à 45 °C, il préfère les sols sablonneux ou limoneux bien drainés, neutres à légèrement acide, et elle s'adapte à des précipitations optimales de 700 à 900 mm, mais aussi tolérant à des précipitations de 100 à 1500 mm (Palada et Chang, 2003 ; Melesse *et al.*, 2012).

Ses feuilles (Fig 3-a) sont duveteuses, bi ou tripennées, et se développent principalement dans la partie terminale des branches (Hêdji *et al.*, 2014 ; Laleye *et al.*, 2015).

Ses fleurs (Fig 3-b) mesurent 2.5 cm de large et se présentent sous forme de panicules axillaires et tombantes de 10 à 25 cm, elles sont odorantes de couleur blanche ou crèmeuse avec des points jaunes à la base (Laleye *et al.*, 2015).

Les fruits forment des gousses à trois lobes mesurant 20 à 60 cm de long. Les gousses (Fig 3-c) sèches s'ouvrent à trois parties en libérant 12 à 35 graines ; ces dernières sont arrondies, ailées, avec une coque marron semi perméable. Le poids moyen d'une graine est de 0.3 g dont 25% sont représentés par la coque (Makkar et Becker, 1996 ; Laleye *et al.*, 2015).

Ses racine blanche gonflée, tubéreuse qui a une odeur piquante caractéristique et dotée de racines latérales plutôt clairsemées (Rolaff *et al.*, 2009).



a-feuilles

b- fleurs

c- Gousses et graines

Figure 3 : Les différentes parties de *Moringa Oleifera* (Hafiz, 2016)

4. Composition chimique

Selon Makkar et Becker (1996), la présence de stérols, des glycosides, des alcaloïdes, des terpénoïdes, des flavonoïdes, des caroténoïdes, des tanins et des composés phénoliques (Waché, 2016) se répartit au niveau de toutes les parties de *Moringa Oleifera*. Elle est riche en composés contenant un sucre simple, en protéine, en vitamine et en haute proportion d'acide aminés (Makkar *et al.*, 1996 ; Ramaroson, 2014).

- ❖ Les fleurs contiennent neuf acides aminés, le saccharose, le D-glucose, des traces d'alcaloïdes, de cire, de quercétine, riches en calcium, potassium et antioxydants, et sont très utilisées dans l'alimentation humaine principalement en Philippine (Laleye *et al.*, 2015).
- ❖ Les feuilles de *Moringa Oleifera* contiennent une très grande concentration de vitamines, de protéines, et certains minéraux. Elles renferment aussi des acides aminés et acides gras essentiels.
- ❖ Les graines sont oléagineuses, révélant un profil d'acide gras très élevé. Elles présentent les mêmes avantages pour la santé que celle d'huile d'olive (Anwar, 2005).

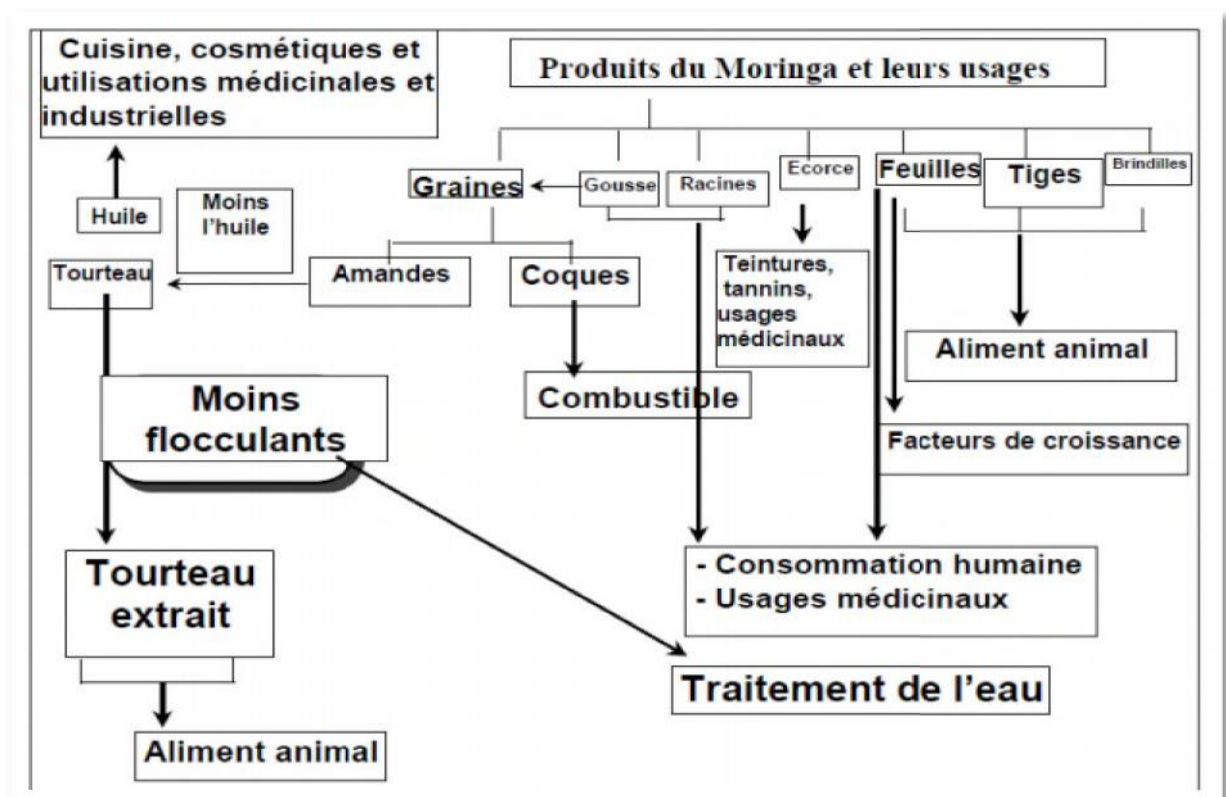
Moringa Oleifera est une plante à hautes valeurs nutritives. Elle constitue un excellent constituant de compléments alimentaires. Toutes les parties de l'arbre : feuilles, gousses, graines immatures, fleurs, les fruits et les jeunes racines sont comestibles (Foidl *et al.*, 2001). *Moringa Oleifera* est appelé "légume Miracle" parce qu'il est à la fois un médicament et un aliment fonctionnel.

Cette plante à été recommandée comme aliment pour le bétail produisant du lait ou pour le tilapia du Nil, et comme un aliment complémentaire pour les chèvres et les agneaux. L'huile de la graine est utile comme huile végétale. En outre, cette huile de graine possède également une résistance à la dégradation par oxydation (Foidl *et al.*, 2001).

5. Domaines d'utilisation

Plusieurs parties de l'arbre *Moringa Oleifera* ont un intérêt nutritionnel qui permet son utilisation dans divers domaines, les principaux domaines d'utilisation de la plante sont les suivants:

Tableau 1 : Utilisations des différents organes de Moringa (Atakpama *et al.*, 2014)



5.1. Alimentation

➤ **Alimentation humaine**

Moringa Oleifera est un extraordinaire aliment (Saini *et al.*, 2016) qui peuvent être consommées fraîches ou en poudre (Broin, 2005), et même associées aux épices comme le piment, elles peuvent également être préparées en soupe ou en salade (Foidl *et al.*, 2001).

Les feuilles de *Moringa Oleifera* peuvent être utilisées pour la prévention et la correction de la malnutrition (Saini *et al.*, 2016) en raison de leurs qualités nutritionnelles exceptionnelles (Saint Sauveur et Broin, 2010). De ce fait, les populations incluent les feuilles

de *Moringa oleifera* dans la formulation de la poudre infantile à base de ces feuilles comme complément alimentaire des nourrissons (Madi *et al.*, 2012).

L'huile des graines de *Moringa Oleifera* cultivées en Algérie : une nouvelle source d'huile alimentaire à haute qualité nutritionnelle (Saint Sauveur et Broin, 2010).

➤ **Alimentation animale**

Moringa Oleifera représente un grand fourrage pour le bétail de très bonne qualité (Foidel *et al.*, 2001). 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). Aussi l'incorporation de farine de feuilles de *Moringa Oleifera* dans les rations des poulets à montrer une amélioration significative de la coloration jaune du jaune d'œuf (Paguia *et al.*, 2014).

5.2. Médicinale et pharmaceutique

Le *M. Oleifera* est une plante couramment utilisée en médecine traditionnelle dans divers pays en voie de développement et en médecine moderne. Les diverses parties du *M. Oleifera* sont utilisées par les tradipraticiens dans le traitement de diverses maladies (infections de la peau, les douleurs gastriques, l'ulcère à l'estomac...etc) (Fuglie, 2002).

Elles agissent comme des stimulants cardiaques et circulatoires et possèdent des activités antitumorales, antipyrétiques, antiépileptiques, anti-inflammatoires, antiulcéreux, antispasmodiques, antioxydantes, antidiabétiques, antibactériennes, antifongiques, antidiarrhéiques, diurétiques, antihypertensives, Antimicrobienne et antiépileptique (Jena *et al.*, 2012 ; Prasad *et al.*, 2014). Elles sont également hypo cholestérolémiques, hepatoprotecteurs (Debnath *et al.*, 2011).

Au Sénégal et au Mali, les feuilles de *M. Oleifera* sont utilisées pour traiter les enfants rachitiques, bronchitiques, fiévreux, souffrant de céphalées, névralgies et servent à stabiliser le taux de sucre dans les cas de diabète chez les adultes (Kerrharo, 1974).

Divers auteurs ont prouvé que la poudre de feuilles séchées possède un effet dépressif puissant sur le système nerveux, provoquant ainsi un relâchement des crampes musculaires, une baisse de la température du corps et une augmentation du sommeil chez les souris de laboratoire. Les feuilles de *M. Oleifera*, ajoutées au fourrage pour l'alimentation animale, pourraient être utilisées comme agent bioceutique pour remplacer les antibiotiques (Yang *et al.*, 2006). Une activité anthelminthique a été découverte au niveau des fleurs et des feuilles

de cette espèce (Bhattacharya *et al.*, 1982).

Ses fleurs par contre sont utilisées comme stimulant, aphrodisiaque, abortif et cholagogue. Elles servent à traiter des inflammations, des maladies musculaires, de l'hystérie, des tumeurs, l'agrandissement de la rate et réduisent le taux de cholestérol dans le sérum (Siddhuraju et Becker, 2003 ; Mehta *et al.*, 2003).

La gomme de *M. Oleifera*, mélangée à l'huile de sésame permet de soulager les maux de tête et d'oreilles (Patel *et al.*, 2010). Les graines sont utilisées contre la fièvre et les tumeurs de l'estomac. L'huile des graines agit comme fortifiant et purgatif et est appliquée pour soigner la prostate et les troubles de la vessie (Fuglie, 2002). Les feuilles de *M. Oleifera* incorporées dans le sol avant de planter ou de semer peuvent prévenir certaines maladies des plantes.

5.3. Assainissement des eaux (Purification)

Ses graines pilées sont utilisées pour la purification de l'eau (son nom arabe 'shajarat al rauwaq' signifie d'ailleurs : arbre purificateur) grâce à un poly électrolyte cationique (Poumaye *et al.*, 2012).

5.4. Utilisation industrielle

- ❖ Sur la peau : nourrit, assouplit et revitalise les peaux matures (vitamine E, antioxydant et anti-radicaux libres), les peaux fragiles ou très sèches sujettes à une desquamation ou des démangeaisons (vitamine A, acides gras insaturés), utilisé comme un ingrédient pour les écrans solaires et les préparations photoprotectrices (Baldisserotto *et al.*, 2018).
- ❖ Sur le cheveu : lutte contre la sécheresse, la dévitalisation du cheveu et des fourches (vitamine A), la calvitie (vitamine B) et améliore la circulation sanguine (vitamine E).
- ❖ En Inde, la pulpe de quel a été utilisée pour fabriquer du papier approprié pour le papier journal, (Guha et Negi, 1965).
- ❖ *Moringa Oleifera* possède d'autres utilisations, parmi lesquelles 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. Ces huiles sont utilisées dans la caisson et pour fabriquer du savon et des cosmétiques (Rashid *et al.*, 2008).

Chapitre II :
Métabolites
secondaires

Métabolites secondaires

1. Généralité

Les plantes produisent un grand nombre de composés pour lesquels on ne sait pas toujours le rôle qu'ils jouent pour la plante, ces composés ne sont pas produits directement lors de la photosynthèse mais résultants de réactions chimiques ultérieures, on les appelle donc métabolites secondaires (Laurent, 2012). Ces molécules organiques synthétisées par les végétaux à partir des précurseurs originaires du métabolites primaires (acides aminés, hydrates de carbone) par diverses voies et caractérisés généralement par de faible concentration dans les tissus végétaux (Kabera *et al.*, 2014).

Ces composés sont souvent considérés comme n'étant pas essentiels à la vie de la plante (Levasseur *et al.*, 2013), mais plutôt interviennent dans les relations avec les stress biotiques, abiotiques telles que la communication intercellulaire, la défense, la régulation des cycles catalytiques (Wink, 2013), ou améliorent l'efficacité de reproduction, ils présentent un large éventail de propriétés médicinales et pharmacologiques chez l'homme (Cuong, 2017).

2. Principales classes des métabolites secondaires

Les métabolites secondaires sont repartis en plusieurs grandes familles chimiques : les composés phénoliques, les terpénoïdes, les alcaloïdes et les saponines (Mamadou, 2011).

2.1. Les composés phénoliques

Connu sous le nom : polyphénols constituent une famille de molécules très largement répandues dans le règne végétal (He *et al.*, 2008) d'un poids moléculaire élevé (Manolaraki, 2011) localisés dans les racines jusqu'aux fruits (Kim *et al.*, 2014).

Ils jouent un rôle majeur dans les interactions de la plante avec son environnement (Ganesan *et al.*, 2017). Plus de 9000 composés phénoliques naturels sont identifiés, ces molécules présentent toutes un point commun : la présence d'au moins un cycle aromatique à 6 carbones (phénol) lui-même porteur d'une ou plusieurs fonctions hydroxyles (OH) (Hu *et al.*, 2017).

Sont impliqués dans de nombreux processus physiologiques comme la croissance cellulaire, la rhizogénèse, la germination des graines et la croissance des plantes (Marcheix *et al.*, 2005) et la maturation des fruits (Laouini, 2014). Ils sont également utilisés comme additifs en industrie agroalimentaire, comme additif, colorant, arôme ou agent de conservation, pharmaceutique et cosmétique (Bougandoura et Bendimerad, 2012).

2.1.1. Voie de biosynthèse des composés phénoliques

Les grandes lignes des voies de biosynthèse des principaux composés phénoliques sont maintenant bien connues, deux voies de biosynthèse de base sont impliquées : la voie de l'acide shikimique et la voie de l'acide malonique. La voie de l'acide shikimique participe à la biosynthèse de la plupart des composés phénoliques végétaux, par désamination de la phénylalanine (Mouffok, 2011), alors que la voie de l'acide malonique est moins importante chez les plantes supérieures (Cuong, 2017) celle issue de l'acétate-malonate (Mahmoudi *et al.*, 2013).

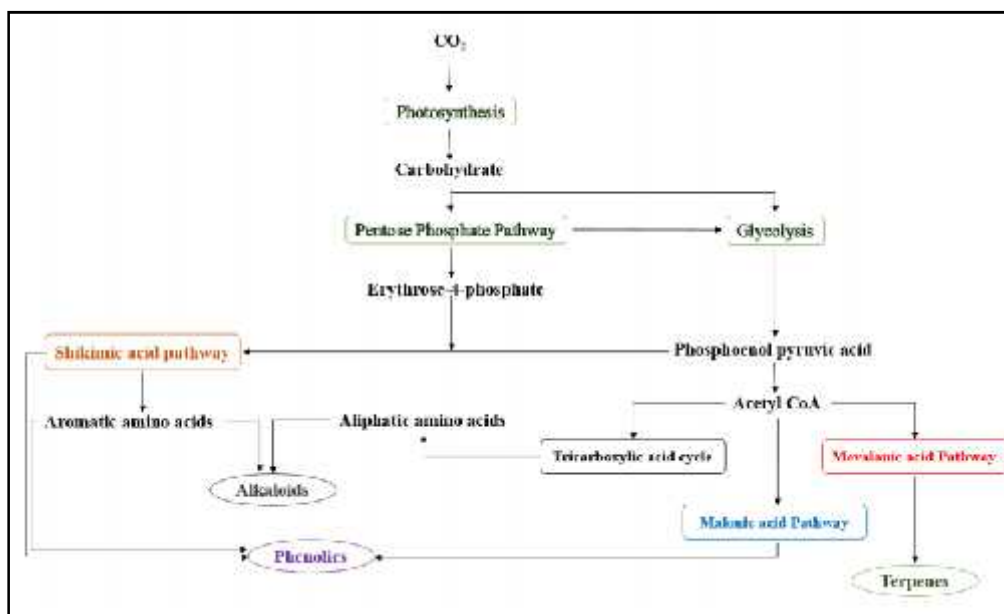


Figure 4 : voie de biosynthèse des métabolites secondaires (Cuong, 2017)

2.1.2. Classification des composés phénoliques

Les polyphénols sont communément subdivisés en plusieurs groupes, ils sont classés selon la présence des différents substituants sur les noyaux et selon leur degré de saturation (Moussa, 2011).

Les principales classes des composants phénoliques sont les acides phénoliques, les flavonoïdes, les tanins, et les coumarines (Tapiero *et al.*, 2002).

Tableau 2 : Les principales classes des composés phénoliques (Cheyner, 2005)

Squelette carboné	Classe	Exemple	Origine (exemple)
C6	Phénols simple	Catechol	
C6-C3	Acides hydroxybenzoïques	p-Hydroxybenzoïques	Épices, fraise
C6-C3	Acides hydroxycinnamiques Coumarines	Acide caféique, acide férulique Scopolétine, esculetine	Pomme de terre, pomme Citrus
C6-C2-C6	Silènes	Resvératrol	Vigne
C6-C3-C6	Flavonoïdes • Flavonols • Anthocyanes • Flavonones • Isoflavonols	Kamphérol, quercétine Cyanidine, prélarгонidine Naringénine Daidzéine	Fruits, légumes, fleurs Fleurs, fruits rouges Citrus Soja
(C6-C3) ₂	Lignanes	Pinorésinol	Pin
(C6-C3) _n	Lignines		Bois, noyau de fruits
(C15) _n	Tannins		Raisin rouge, kaki

A). Les acides phénoliques

Ce sont des composés organiques et les principaux polyphénols alimentaires (Watson *et al.*, 2013), présents dans tous les fruits et les légumes et représentent environ un tiers de la teneur totale de l'alimentation en polyphénols (Sharma *et al.*, 2015). En principe solubles dans les solvants organiques polaires, ils sont représentés par deux sous-classes les acides phénoliques dérivés de l'acide benzoïque et les acides phénoliques dérivés de l'acide cinnamique (Brianceau, 2015).

❖ Les dérivés de l'acide Hydroxybenzoïque

Sont des dérivées de l'acide benzoïque et ont une structure de base (C6-C3), sous forme libre ou combinée à l'état d'esters ou hétérosides. Cette dernière est abondante dans les fruits et légumes : les fraises et les épices (Hosseini *et al.*, 2016).

❖ Les acides Hydroxycinnamiques

Abondants dans les feuilles de thé, les graines de café, le vin rouge, les fruits variés, ils sont souvent estérifiés et peuvent être combinés à des sucres (O-acylglucosides) (Hosseini *et al.*, 2016). Possède plusieurs activités thérapeutiques : anti-inflammatoire, antioxydant, cardioprotecteur (Cheurfa et Allem, 2015). L'acide caféique est le représentant principal de cette catégorie (Laraoui, 2007).

B). Les flavonoïdes

Le nom flavonoïde proviendrait du terme latin *Flavus* ; (*flavus*=jaune) (Malešev et Kunti 2007), représentent une très large gamme des composés phénoliques généralement présents dans la règne végétal (Seleem *et al.*, 2017). Ils forment les pigments responsables de la coloration des fruits, des fleurs et parfois des feuilles (Pietta, 2000).

À l'état naturel, les flavonoïdes se trouvent le plus souvent sous forme hétérosides (Sari-Manchado et Cheynier, 2006). Leur squelette de base est constitué de 15 atomes de carbone formant deux noyaux aromatiques et un hétérocycle central de type pyrane, soit la structure C6-C3-C6, ils sont caractérisés par la présence de deux cycle benzoïque (Carvalho *et al.*, 2013 ; Bessoud, 2015).

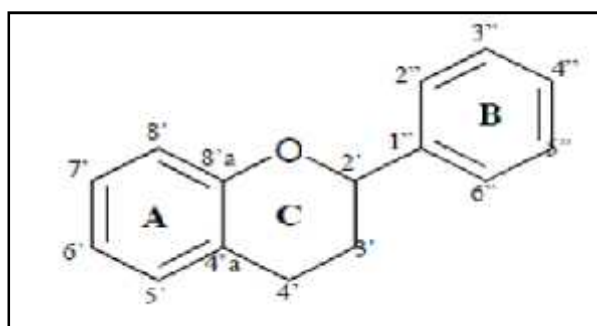


Figure 5 : Structure générale des flavonoïdes (Collin et Crouzet, 2011)

Les flavonoïdes sont divisés en plusieurs classes : flavones, flavonols, isoflavones, flavanones et anthocyanes (Fraga et Oteiza, 2011).

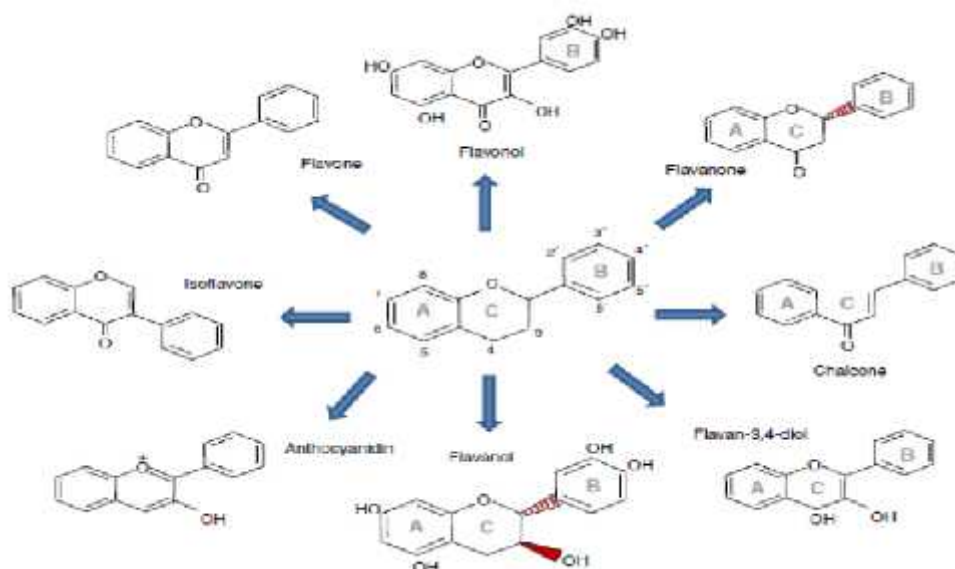


Figure 6 : Les structures chimiques des principales familles des flavonoïdes (Fraga et Oteiza, 2011).

Ils sont reconnus pour leurs nombreuses activités biologiques, citons par exemple les activités antivirales, antioxydant, anti-inflammatoires et anticancéreuses, jouant de nombreux rôles dans les processus vitaux des plantes : défense contre les prédateurs, attraction des pollinisateurs, pigmentation des organes, croissance, protection contre les ultra-violet (Jiang *et al.*, 2016 ; Stompor *et al.*, 2017).

C). Les tanins

Les tanins sont des substances amorphes, astringentes ils sont particulièrement abondants dans l'écorce, le bois, les feuilles les graines. Il s'agit de composés phénoliques hydrosolubles qui se reproduisent largement dans les plantes vasculaires, représentent une classe très importante des polyphénols, combinés à des protéines et à d'autres polymères organiques comme les glucides (Elgailanil et Ishak, 2014).

De masse moléculaire comprise entre 500 et 3000 Da (Gazengel et Orecchioni, 2013). Insolubles dans les solvants organiques apolaires et solubles dans l'eau (Aguilera-Carbo *et al.*, 2008).

Grâce à leurs fonctions phénoliques, qui ont un fort caractère nucléophile, les tannins sont d'excellents piègeurs de radicaux libres (Huang et Ferraro, 1991), 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).

Deux groupes des tanins se distinguent par leur structure : (Arbenz *et al.*, 2015)

- **Les tannins condensés**

Les tanins condensés sont des molécules hydrolysables, leur structure voisine de celle des flavonoïdes est caractérisée par l'absence de sucre (Boudjouref, 2011), sont des oligomères ou des polymères de flavan-3-ol reliés par des liaisons entre les carbones C4 et C8 ou C4 et C6 (Klongsiriwet *et al.*, 2015). Ils jouent un rôle dans la protection contre les rayons ultras violet, la sécheresse et contre les prédateurs naturels (insectes et herbivores) (Aufrere *et al.*, 2012).

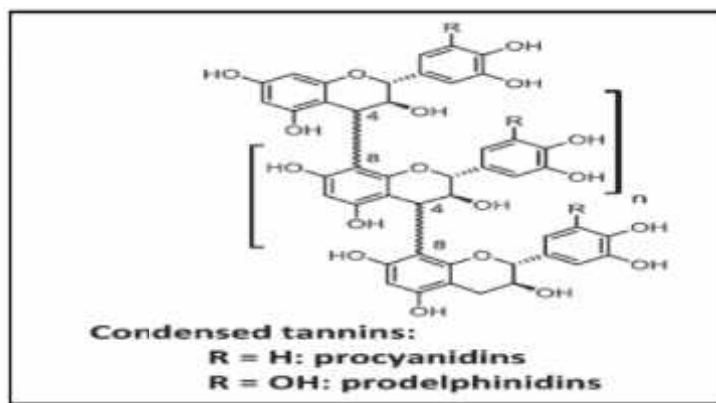


Figure 7 : Structure chimique d'un tanin condensé (Ropiak *et al.*, 2017)

- **Les tanins hydrolysables**

Formés d'esters du D-glucose et de l'acide gallique ou de ses dérivés en particulier l'acide éllagique (Alice *et al.*, 2015), ces molécules sont facilement hydrolysables par voie chimique ou voie enzymatique (Macheix *et al.*, 2005).

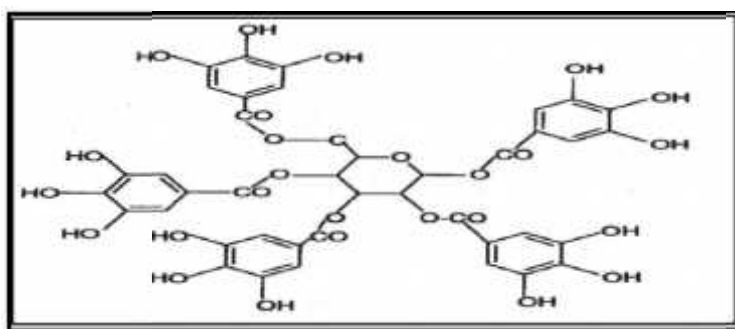


Figure 8 : Structure chimique d'un tanin hydrolysable (Magalhães *et al.*, 2014).

D). Les coumarines

Des substances phénoliques caractérisées par une structure de base (C6-C3) dérivant des acides ortho-hydrocinnamiques (Collin et Crouzet, 2011), possèdent un atome d'oxygène hétérocycle dans le cadre de l'unité C3 qui se compose d'un noyau benzénique relié à un noyau pyrone (coumarine) (Jain et Joshi, 2012), elle se trouve dans toutes les parties de la plante (Booth *et al.*, 2004).

Elle constitue trois types : les furanocoumarines, les pyranocoumarines et les hydroxycoumarines. Ils présentent une large gamme d'activité spasmolytique, antifongique, anti thrombotique, et vasodilatatrice, anti-agrégation plaquettaire, anti-inflammatoire anticoagulante, antitumorale, diurétiques, antimicrobienne, antivirale et analgésique (Brooker *et al.*, 2008).

2.2. Les terpènes (terpénoides)

Le terme « terpénoïde » définit l'ensemble des terpènes oxygénés et non oxygénés, avec une ou plusieurs fonctions chimiques (alcool, aldéhyde, cétone, acide, lactone...etc.) (Hopkins, 2003). Ce sont des hydrocarbures naturels, de structure cyclique ou de chaîne ouverte, provenant de la voie de l'acide mévalonique, Ils répondent dans la plupart de cas à la formule générale (C₅H₈) (Seenivasan, 2006).

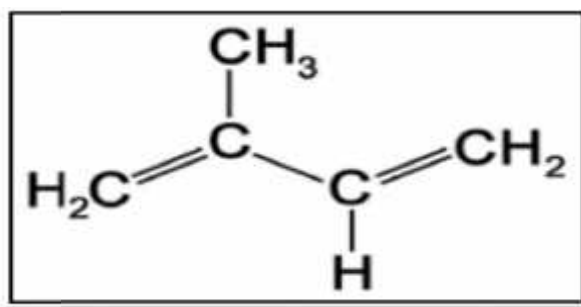


Figure 9: structure de base de l'isoprène (Solène, 2012).

La classification des terpenoïdes est basée sur le nombre de répétitions de l'unité de base isoprène. Selon Hernandez-ochoa (2005), ils sont subdivisés en : (2) hémiterpènes (C₅), monoterpènes (C₁₀), sesquiterpènes (C₁₅), diterpènes (C₂₀), sesterpènes (C₂₅), triterpènes (C₃₀), tetraterpènes (C₄₀) et polyterpènes.

Les activités biologiques des terpènes sont incroyablement large et comporte des activités: antifongiques, antiparasitaires, antioxydantes, anti-microbienne (acide fuside), anti-fidant (radermasinis), anti-mycotique (trianthenol), anti-virale (les dérivés de l'acide betulinique), anti-inflamatoire (betuline, lupeol), des effets anti-tumorale (boswellique, pomole) anti-cariées (des acides oleanolique, glycyrrhetique), anti-ulcerienne (acide glycyrrhetique) et anti-HIV (l'acide betulinique) (Ramawat et Merillon, 2008 ; Jose, Dalbolena *et al.*, 2016).

2.3. Les alcaloïdes

Ce sont des corps de masse moléculaire faible et de fonction basique, sont sensibles à la chaleur, à la lumière et à l'oxygène (Daira *et al.*, 2016), à l'état normal ils sont généralement salifiés par les acides organiques ou combinés à des tanins (Merzougui et Tadj, 2015).

Elle présentant une structure moléculaire hétérocyclique complexe azotée sauf pour quelques substances dans lesquelles l'azote est extra cyclique (Mohammedi, 2013). Les

noyaux de base de ces différents alcaloïdes dérivent des acides aminés du métabolisme primaire (Nacoulma, 2012).

Les alcaloïdes sont des substances particulièrement intéressantes pour leurs activités pharmacologiques très variées ainsi que par leur toxicité, bénéfiques dans les traitements de différentes maladies ou des dysfonctionnements de l'organisme humain (Mohammedi, 2013). Selon l'origine biosynthétique, les alcaloïdes sont généralement classés en :

a. Les alcaloïdes vrais

L'azote inclus dans un hétérocycle, et ils sont biosynthétiquement formés à partir d'un acide aminé (Brunteon, 2009), ce groupe représente la majorité des alcaloïdes, soit sous forme libre, soit sous forme de sel (Badiaga, 2011).

b. Les proto-alcaloïdes

Ils sont souvent appelés amines biologiques et sont soluble dans l'eau (Badiaga, 2011), ils ne possèdent pas un azote intra-cyclique, ils ont une structure proche des amines (Ghedjati, 2015).

c. Les pseudo-alcaloïdes

Ils présentent le plus souvent toutes les caractéristiques des alcaloïdes vrais, mais ne sont pas des dérivés des acides aminés, dans la majorité des cas connus, ce sont des dérivés d'isoprénoïdes (alcaloïdes terpéniques) et du métabolisme de l'acétate (Rakotonanahary, 2012).

3. Les Propriétés des composés phénoliques :

3.1. Propriétés physico-chimiques

Les polyphénols sont de composés aromatiques solubles dans les solvants polaires tels que l'éthanol, le méthanol, le butanol, l'acétone, le diméthylsulfoxyde, l'eau...etc (Benkrief, 1990), les polyphénols moins polaires comme les isoflavones, les flavonones, les flavones et les flavonols sont plus solubles dans d'autres solvants tels que l'éther et le chloroforme (Verykokidou et Vajias, 1986).

3.2. Propriétés biologiques

Les polyphénols sont très poussés en raison de leurs diverses propriétés biologiques diverses ils sont doués d'activité: hypocholestérolémiants (Bouazza *et al.*, 2015), antiviraux, antimicrobiens (Rao *et al.*, 2012) anti-thrombotiques (Akamatsu *et al.*, 2004) antiallergique,

anticarcinogénique, et vasodilatateur (Ksouri *et al.*, 2007), anti-athérogène, hépatoprotecteur, Antidiabétique, anti-âge, ostéoprotecteur, neuroprotecteur, antihypertenseur, anti-âge, antiseptique, protecteur, cérébrovasculaire, antifongique (Ganesan *et al.*, 2017).

- **Activité anti-inflammatoire**

Les propriétés anti-inflammatoires des composés polyphénoliques peuvent être dues à leurs capacités d'inhiber des enzymes impliquées dans les processus inflammatoires (Škerget *et al.*, 2005).

- **Activité antibactérienne**

Les polyphénols notamment les flavonoïdes et les tanins sont reconnus par leur toxicité vis-à-vis des microorganismes (Basli *et al.*, 2012).

- **Activité anticancéreuse**

Les flavonoïdes et autres phénols peuvent jouer un rôle préventif dans le développement du cancer (Genoux, 2011), ils interviennent dans l'étape d'initiation comme piègeurs des mutagènes électrophiles ou en stimulant la réparation de l'ADN muté, durant les étapes de promotion et de progression, ils agissent comme des agents suppresseurs de tumeurs par différents mécanismes comme l'induction de l'apoptose et l'inhibition de la prolifération cellulaire (Gerber *et al.*, 2002).

- **Activité antioxydant**

Un mécanisme important d'effet antioxydant par les composés phénoliques, molécules susceptibles d'être impliquées dans cet effet par la formation de complexe inhibiteur-enzyme et par piégeage direct des radicaux libres (Naskar *et al.*, 2010).

- **Activité antidiabétique**

Les flavonoïdes ont le potentiel d'atténuer le trouble du métabolisme du glucose et d'agir comme antidiabétiques puissants par plusieurs mécanismes (Yibin *et al.*, 2016).

Chapitre III :
Stress oxydatif et
antioxydants

1. Le stress oxydatif

Dans l'ensemble des tissus sains, la balance antioxydants/pro-oxydants est en équilibre, cet équilibre est important pour l'homéostasie de la cellule, le stress oxydant résulte d'un déséquilibre entre les systèmes de défense antioxydants et la production des radicaux libres. Ce déséquilibre peut être dû à un déficit nutritionnel en antioxydants, à une surproduction endogène ou à une exposition environnementale à des facteurs pro-oxydants (Collard, 2014).

Il peut endommager des macromolécules, des cellules, des tissus, des organes et l'organisme dans l'ensemble. Une fois qu'il y a des dégâts à ces macromolécules, leurs fonctions essentielles dans le métabolisme cellulaire sont changées aboutissant à la manifestation de beaucoup de maladies (Kumar *et al*, 2017).

La recherche fondamentale du stress oxydant s'efforce à déchiffrer les bases moléculaires des agressions oxydatives provoquées par les ERO, ainsi que les systèmes physiologiques de protection et de réparation des lésions d'origine oxydatives (Enoiu, 2001).

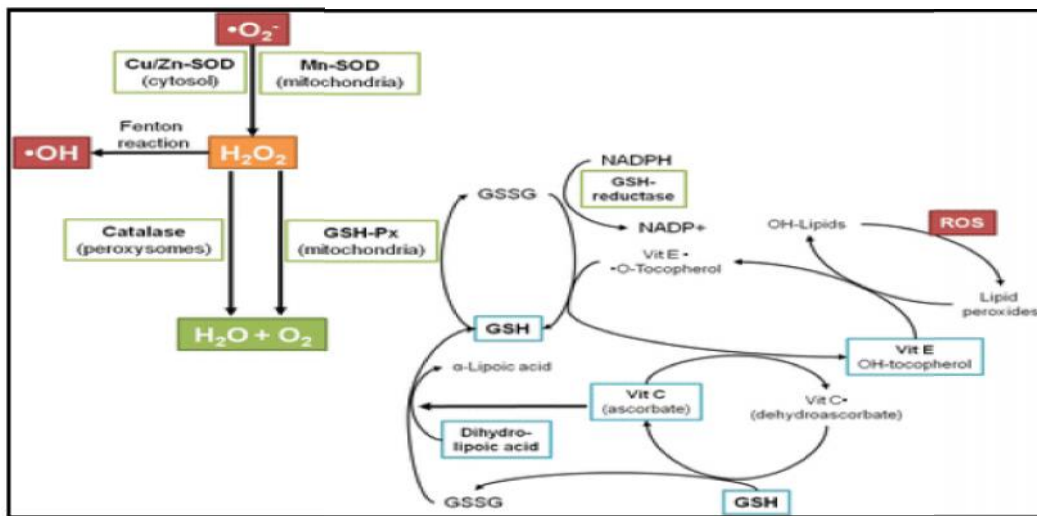


Figure 10: Les défenses anti-oxydantes dans l'organisme (Belge, 2016)

2. Les radicaux libres

2.1. Généralité

Un radical libre peut être défini comme toute espèce moléculaire instable et très réactive, qui contient un ou plusieurs électrons non appariés dans l'orbitale externe (Lobo *et al.*, 2010).

Les ERO et les ERN sont considérés comme des produits réactifs, qui ont la capacité pour faire le don d'électrons (e-) aux macromolécules tels que l'ADN, les protéines et les lipides, entraînant une réduction de molécules et des enzymes protectrices, la mort cellulaire (Gonzalez-Vicente *et al.*, 2017 ; Kang *et al.*, 2017).

Il ne faut pas penser que tous les radicaux de l'oxygène sont extrêmement réactifs, cette réactivité étant très variable selon la nature du radical. Ainsi parmi les radicaux formés chez les êtres vivants, l'anion radicalaire superoxyde (O_2^-) et le monoxyde d'azote (NO) ne sont pas très réactifs, mais constituent des précurseurs d'autres espèces plus réactives (Favier, 2003).

Les radicaux libres exercent de nombreuses fonctions essentielles dans l'organisme, ils contrôlent le flux sanguin dans les artères pour lutter contre l'infection. Certains radicaux libres tels que NO et O_2^- sont produits en très grandes quantités par les cellules immunitaires, pour détruire les virus et les bactéries et tuent les cellules cancéreuses (Sarma *et al.*, 2010).

Leur rôle physiologique est impliqué dans la régulation des cascades de signalisation intracellulaire dans divers types de cellules. En bref, les ERO et les ERN à des niveaux faibles ou modérés sont vitales pour la santé humaine (Pham-Huy *et al.*, 2008).

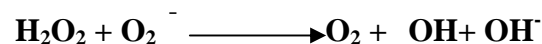
2.2. Les différents types des radicaux libres

Parmi les composés oxydants formés après réduction de l'oxygène que nous respirons. On distingue :

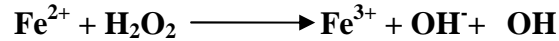
2.2.1. Les espèces réactives de l'oxygène (ERO)

Également désignées dans la littérature de dérivés réactifs de l'oxygène ou d'espèces réactives de l'oxygène peuvent être définies comme des molécules qui contiennent de l'oxygène mais qui sont plus réactives que l'oxygène présent dans l'air. Les ERO comprennent :

- **L'anion superoxyde O_2^-** : le principal précurseur de la plupart des ERO (Piechota-Polanczyk *et al.*, 2014), il génère d'autres espèces radicales secondaires pour former un radical hydroxyle ($\cdot OH$) et un anion hydroxylé (OH^-) (Santo *et al.*, 2016).

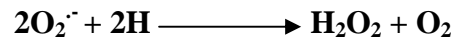


- **Le radical Hydroxyle OH** : Est l'oxydant le plus puissant des ERO, le OH est le radical libre le plus réactif *in vivo*, est formé par la réaction de l'O₂⁻ avec le H₂O₂ en présence de Fe²⁺ ou Cu²⁺ (catalyseur) (Pham-Huy *et al.*, 2008).



- **L'oxygène singlet O¹₂** : Il possède la même structure électronique que l'oxygène mais 'agencée' différemment, Il n'est donc pas radicalaire. Son état d'excité lui confère un potentiel oxydant supérieur à celui de l'oxygène (Adoui *et al.*, 2015).
- **Le peroxyde d'hydrogène H₂O₂** : Il est formé lorsque l'O₂⁻ subit à la fois la réduction univalente : (Das *et al.*, 2014).

SOD



- **Le monoxyde d'azote (ou l'oxyde nitrique) NO** : Il constitue la source principale pour générer d'autres ERN (Ali *et al.*, 2015). Il est synthétisé en présence de l'enzyme synthases d'oxyde nitrique (NOS) à partir de l'acide aminé L-arginine par de nombreux types cellulaires (Powers *et al.*, 2008).
- **L'acide hypochlorique (HOCl)** : Il est formé à partir du peroxyde d'hydrogène. Il passe facilement à travers les membranes biologiques, et peut altérer les constituants protéiques de la cellule à cause de son fort pouvoir oxydant (Adoui *et al.*, 2016).
- **Le Peroxynitrite (ONOO⁻)** : Est un dérivé d'oxygène très toxique pour les tissus au niveau des sites de l'inflammation et provoque des lésions tissulaires très graves en plus de l'oxydation des LDL, et capable d'oxyder les protéines et les bases azotées des brins d'ADN par une grande similarité de l'oxydation par le radical hydroxyle (Adoui *et al.*, 2016).

2.2.2. Les espèces réactives de l'azote (ERN)

Ont été définies comme un sous-groupe d'oxydants dérivés de l'oxyde nitrique ou monoxyde d'azote (NO).

L'oxyde nitrique (NO) : est un gaz incolore à température ambiante il est impliqué dans une large variété de mécanismes de régulation allant de la vasodilatation, le contrôle de la pression artérielle jusqu'à la neurotransmission. Il est également impliqué dans l'immunité non spécifique

et participe dans de complexes mécanismes des lésions tissulaires étant qu'il est considéré comme un médiateur majeur du processus inflammatoire et de l'apoptose (Van *et al.*, 1990).

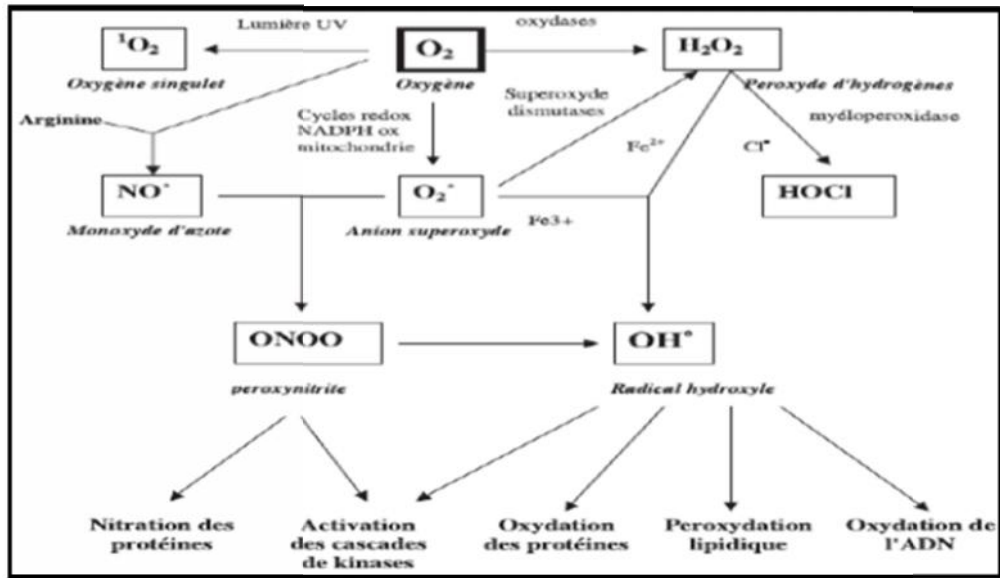


Figure 11 : L'origine des différents radicaux libres oxygénés et espèces réactives de l'oxygène impliqué en biologie (Favier, 2003)

Les ERO et les ERN peuvent être classés en deux groupes : espèces radicalaires et espèces non radicalaires (Phaniendra *et al.*, 2015).

Espèces radicalaires	Espèces non radicalaires
Radical Hydroxyle OH Anion superoxyde O ₂ ⁻ Monoxyde d'azote NO	Oxygène singlet O ₂ Peroxynitrite ONOO ⁻ Acide hypochlorique HOCl Trioxyde d'azote N ₂ O ₃

2.3. Formation des radicaux libres

Normalement, les obligations ne se divisent pas pour laisser une molécule avec un électron impair non apparié, mais quand des liens faibles se divisent, des radicaux libres sont

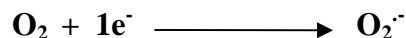
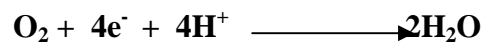
formés. Les radicaux libres sont très instables et réagissent rapidement avec d'autres molécules, essayant de capturer l'électron nécessaire pour gagner leur stabilité. Lorsque la molécule "attaquée" perd son électron, elle-même devient un radical libre, en initiant une réaction en chaîne, tout cela arrive en nanosecondes. Une fois le processus démarré, il continue en cascade, résultant finalement en la rupture d'une cellule vivante (Sarma *et al.*, 2010).

2.4. Les sources de production des radicaux libres

Les ERO et les ERN sont générés à partir de sources endogènes ou exogènes. Les radicaux libres endogènes sont produits de la chaîne respiratoire mitochondriale, l'inflammation, l'exercice excessif, l'ischémie, l'infection, le cancer et le vieillissement, et les ERO exogènes sont le résultat de la pollution de l'air et de l'eau, la fumée de cigarette, l'alcool, des métaux de transition, de certains médicaments, des solvants industriels, et les radiations (Hrycay *et al.*, 2015).

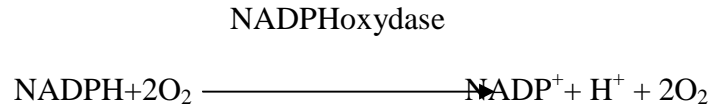
2.4.1. Sources endogènes

- ❖ **la mitochondrie** : De plus, au niveau de la mitochondrie la réduction de l'oxygène par les voies enzymatiques permet la formation de l' H_2O qui subit une réduction mono-électronique qui conduit à la production de l' O_2^- , Ce dernier intervient dans d'autres réactions en produisant le OH (Monique Gardès *et al.*, 2003).

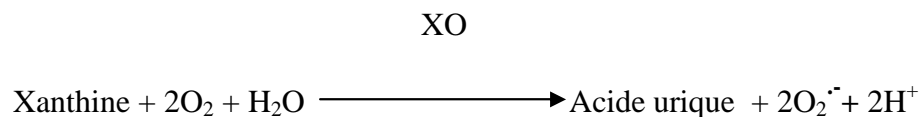


- ❖ **Les cellules phagocytaires** : sont une autre source importante d'oxydants, elles libèrent des produits toxiques, qui incluent le monoxyde d'azote (NO), le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) et l'anion superoxyde (O_2^-) (Baskaran *et al.*, 2017).
- ❖ **L'apoptose** : est un processus de la mort cellulaire programmée. Elle active le Bcl-2; un groupe de protéines qui stimule le Bax, qui cause la fuite de cytochrome C. Ce cytochrome C se lie à Apaf-1 et forme l'apoptosome. Ceci active la caspase 9 et finalement, cause la dénaturation de protéines et la phagocytose de la cellule, d'où la génération des ERO (Noori, 2012).
- ❖ **Le système microsomal monooxygénase cytochrome P450-dépendant (MMO)** : est l'un des principales sources des ERO dans le réticulum endoplasmique, notamment le H_2O_2 (Di Meo *et al.*, 2016 ; Zeeshan, 2016).

- ❖ **NADPH oxydase** : sont des enzymes présentes dans la paroi vasculaire et qui génèrent O_2^- en utilisant NADH ou NADPH comme substrat (Maghzal *et al.*, 2012).



- ❖ **Xanthine oxydase (XO)** : qui joue un rôle très important dans la production des radicaux libres tel que l'anion superoxyde et le Peroxyde d'hydrogène lors de la perfusion ou de l'ischémie (Salvayre *et al.*, 2003 ; De Silva *et al.*, 2004).



- ❖ **Lipoxygénase et l'acide arachidonique** : L'acide arachidonique, provenant de l'hydrolyse des phospholipides par des phospholipases A2, est le substrat de la lipoxygénase pour la synthèse des leucotriènes. Cette synthèse met en jeu une série d'oxydations qui implique la production des ERO qui pourrait jouer un rôle important dans le cadre de l'initiation de la réponse inflammatoire pulmonaire (Salvayre, Auge *et al.*, 2003).
- ❖ **Les peroxysomes** : Le peroxysome est une source importante dans la production cellulaire de H_2O_2 car cet organe contient de nombreuses enzymes générant du H_2O_2 . Toute fois ce dernier est utilisé comme substrat par la catalase peroxysomale afin de réaliser des réactions de peroxydation d'autre substrat (Droge, 2002).

2.4.2. Sources exogènes

Les espèces réactives d'oxygène peuvent être produites par des processus exogènes. Les sources environnementales comprennent les rayonnements ionisants, et les polluants comme les produits chimiques qui favorisent la formation des superoxydes tels que les quinones, les nitroaromatiques et les herbicides, les toxines, les pesticides, les insecticides (Rioux, 2009).

La fumée de cigarette contient des composés organiques et de nombreux radicaux, comme le superoxyde et l'oxyde nitrique (Mecheri, 2015).

Les ions de métaux lourds, tels que le fer, le cuivre, le cadmium, Mercure, peuvent

induire la génération de radicaux réactifs et provoquent des lésions cellulaires (Birben *et al.*, 2012).

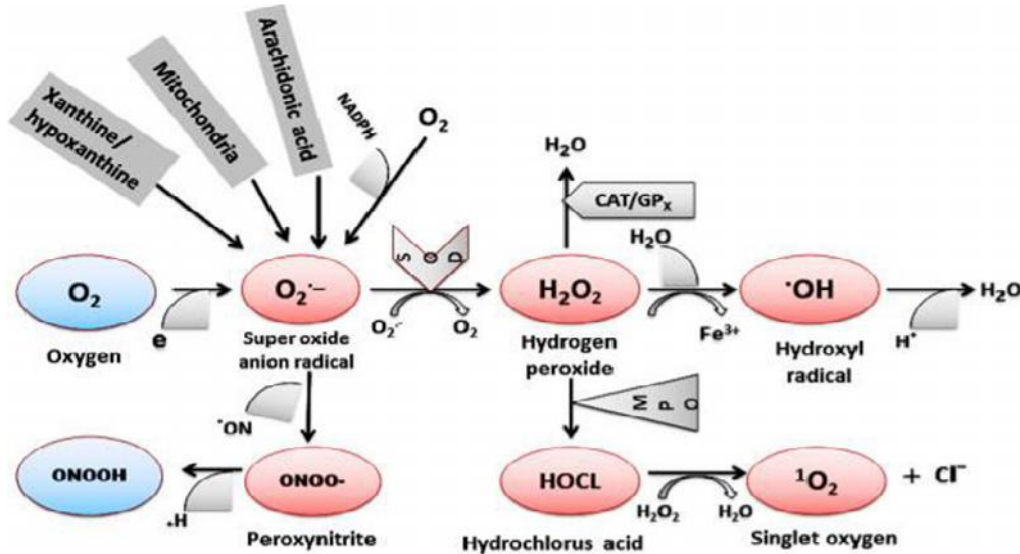


Figure 12 : Les principales sources de génération de radicaux libres et leur catabolisme (Shah *et al.*, 2014)

3. Les conséquences du stress oxydant

Les radicaux libres s'attaquent à la plupart des molécules organiques et inorganiques présentes dans les cellules, parmi lesquelles l'ADN, les protéines, les lipides, les acides aminés et les sucres.

Les ERO et ERN induisent des atteintes oxydatives sur des composés cellulaires et extracellulaires en général proches de leur site de production du fait de leur demi-vie relativement courte (Jacob, 1995).

3.1. Oxydation des composés lipidiques

La peroxydation lipidique causée par les ERO, est un phénomène général qui concerne tous les lipides contenant des acides gras polyinsaturés (Fig 13).

La lipoperoxydation est impliquée dans de nombreuses pathologies notamment les maladies cardiovasculaires et neurodégénératives (Favier, 2003 ; Atawodi, 2005). Dans les

mitochondries elle entraîne des dysfonctionnements de la production d'ATP mais peut également induire l'apoptose (Green, 1998).

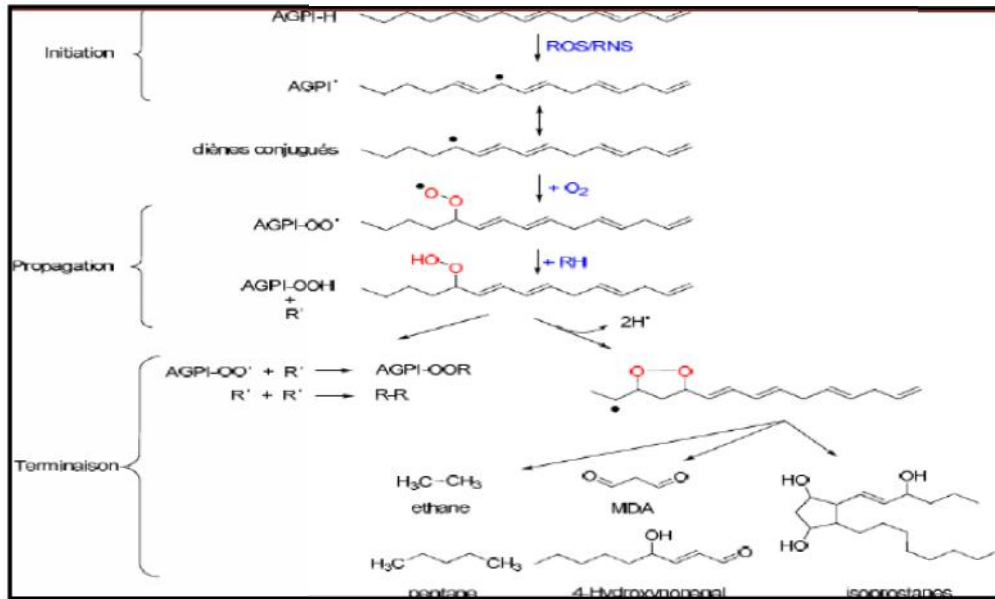


Figure 13: Peroxydation des acides gras polyinsaturés (Toussaint, Jacob, 2003)

3.2. Oxydation des composés protéiques

Les ERO sont en effet capables de réagir avec différents acides aminés des chaînes de protéines, altérant également leur fonction. Les plus sensibles à leur action sont les acides aminés aromatiques comme le tryptophane, la tyrosine, l'histidine, sur lesquels le radical OH° s'additionne, modifiant la conformation de la protéine (Pasquier, 1995 ; Christelle, 2006). Sur les acides aminés contenant un atome de soufre tels que la cystéine et la méthionine, l'oxydation par les radicaux libres conduit à la formation de ponts disulfures, donc à l'agrégation de plusieurs molécules de protéines (Fig 14) (Christelle, 2006).

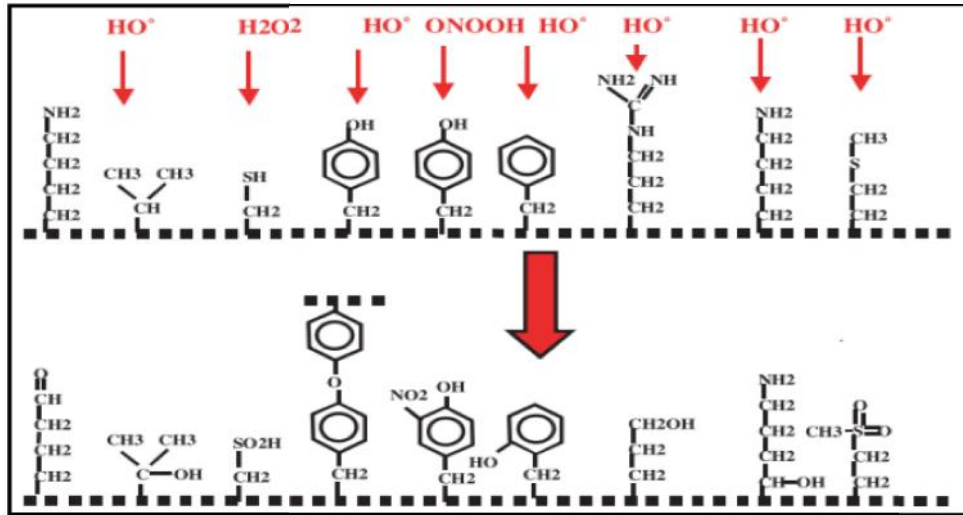


Figure 14: Attaque radicalaire aux protéines (Favier, 2003)

3.3. Oxydation de l'ADN

Bien que l'ADN soit la mémoire de toute la composition biochimique des êtres vivants, il s'agit d'une molécule très sensible à l'attaque par les radicaux de l'oxygène. Au minimum, cinq classes principales de dommages oxydatifs médités par OH peuvent être générées, parmi elles, les bases oxydées, les sites abasiques, des adduits intra-caténaux, des cassures de brins et des pontages ADN-protéines (Favier, 2003 ; Sonntag, 1987). Il altère à la fois les bases des purines et des pyrimidines et également le squelette désoxyribose (Fig15) (Halliwell, 1986).

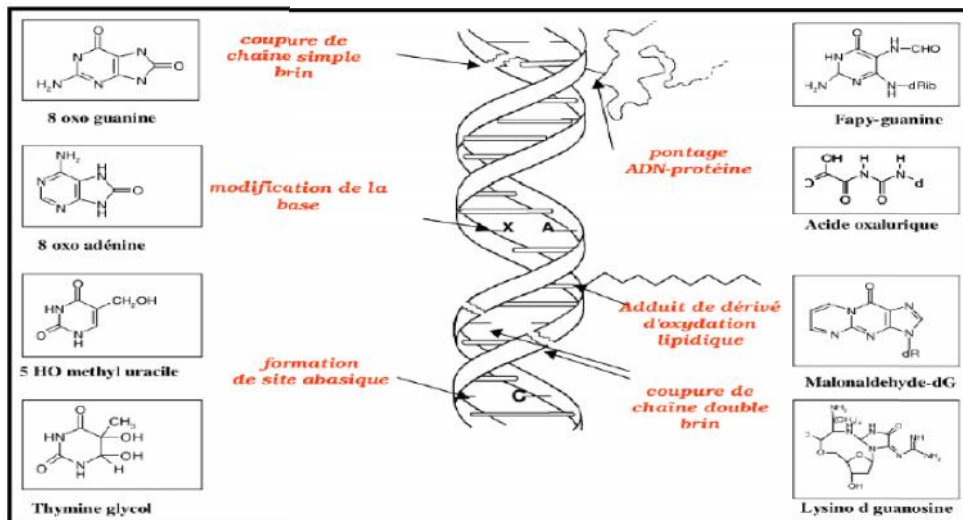


Figure 15 : Lésions de l'ADN formées par attaque radicalaire du patrimoine génétique des cellules (Favier, 2003)

3.4. Oxydation des glucides

Le glucose peut s'oxyder dans les conditions physiologiques en présence de traces métalliques en libérant des cèto-aldéhydes, H_2O_2 et OH^\bullet (Hunt, 1991). L'oxydation du glucose ou glycosoxydation s'effectue par deux mécanismes qui aboutissent tous deux à la formation de produits finaux de glycosylation (PFG) :

- Oxydation stricto sensu du glucose en dérivés carbonyles qui donnent des PFG en réagissant avec une protéine.
- Glycosylation non enzymatique des protéines (ou « réaction de Maillard »): formation d'une liaison covalente entre un ose et des groupements aminés libres d'une protéine aboutissant à la formation de PFG après attaque de cette protéine glyquée par des ERO (OH^\bullet et NO_3^- surtout) (Lenzi, 2011).

4. Les systèmes de défense antioxydants

Les antioxydants sont des systèmes enzymatiques ou non-enzymatiques comme des boueurs d'ERO, pour empêcher les dégâts oxydatifs des membranes biologiques. À côté de ces antioxydants trouvés dans les cellules, les antioxydants naturels existent dans les légumes et la majeure partie d'entre eux incluant la vitamine A, la vitamine C, la vitamine E et les caroténoïdes (Pieme *et al.*, 2017).

4.1. Les antioxydants enzymatiques

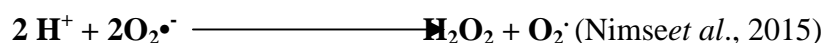
Plusieurs enzymes sont impliqués dans la défense antioxydante, les principaux comprennent :

✓ **Les superoxydes dismutases (SOD) (EC 1. 15.1.1)**

Les superoxydes dismutases (SOD) constituent la première ligne de protection contre les dérivés radicalaires de l'oxygène (Vergely *et al.*, 2003). Ils sont présents dans presque toutes les cellules aérobies et dans les liquides extracellulaires (Kabel *et al.*, 2014).

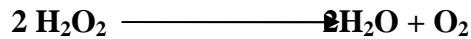
Les SOD sont l'un des antioxydants les plus puissants, ils catalysent la conversion d'anions superoxydes en dioxygène et en peroxyde d'hydrogène: (Belge, 2016).

SOD



✓ **La Catalase (CAT) (EC1.11.1.6)**

La catalase est une enzyme présente dans les cellules des organismes vivants (Flora, 2009). Elle est considérée comme une enzyme peroxisomale se trouve aussi dans les autres compartiments cellulaires (Castaldo *et al.*, 2016). La catalase catalyse la dismutation d'eau oxygénée en eau et oxygène.



✓ **Glutathion peroxydase (GPx) (EC 1.11.1.9)**

La Glutathion peroxydase GPx fait partie d'un système complet qui joue un rôle central dans le mécanisme d'élimination du H_2O_2 . La GPx est l'enzyme clef du système antioxydant et nécessite la présence de glutathion réduit (GSH) comme donneur d'électron (Fig 16) (Agarwal et Prabakaran, 2005).

La stabilité des membranes cellulaires et subcellulaires dépend principalement du glutathion peroxydase, et l'effet d'antioxydant protecteur de la glutathion peroxydase dépend de la présence du sélénium. Donc il appartient à un groupe d'antioxydants sélénoenzymes qui protègent les cellules des dégâts oxydatifs (Shazia *et al.*, 2012). Le Glutathion peroxydase (GPx) désintoxique le H_2O_2 et le ROO^- utilisant le GSH comme un substrat (Omodanisi *et al.*, 2017).

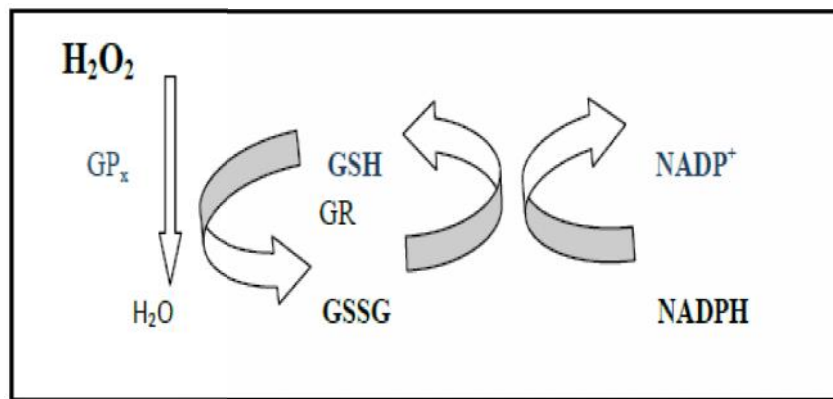


Figure 16 : Elimination du H_2O_2 par les réactions enzymatiques combinées de la GPx et de la GR (Servais, 2004)

✓ **Le glutathion réductase (GR) (EC 1.8.1.7)**

Le glutathion réductase (GR) est une oxydoréductase NADPH-dépendant, coopérant avec la glutathion peroxydase. Il catalyse la conversion du glutathion oxydé (GSSG) à glutathion réduit (GSH) (Csiszár *et al.*, 2016).

4.2. Les antioxydants non enzymatiques

➤ **Le Glutathion (GSH)**

Le glutathion est un tripeptide, formé par la condensation d'acide glutamique, de cystéine et de la glycine: (-L-Glutamyl-L-cystéinyglycine). Il peut réagir chimiquement avec O_2^- , OH^- , H_2O_2 et, donc peut fonctionner directement comme un boueur de radical libre. Le GSH est recyclé par le glutathion réductase (GR) (Sharma *et al.*, 2012). Dans la cellule, environ 90% du glutathion est situé dans le cytosol, 10% dans les mitochondries et un petit pourcentage dans le réticulum endoplasmique. Environ 85% de glutathion cellulaire total est libre et non lié tandis que le reste est lié aux protéines (Main *et al.*, 2012).

➤ **La vitamine C (l'acide ascorbique)**

C'est un antioxydant que l'on trouve chez les animaux et les plantes, mais ne peut pas être synthétisé chez l'homme, et doit être obtenu à partir de l'alimentation (Kabel *et al.*, 2014). Il est généralement considéré comme l'antioxydant hydrosoluble le plus efficace dans le plasma humain (Vergely *et al.*, 2003). C'est un cofacteur pour beaucoup de réactions enzymatiques importantes. Il fournit la protection contre le stress oxydatif en agissant comme un boueur des ERO, directement ou indirectement en recyclant l'antioxydant liposoluble, l'alpha-tocophérol (la vitamine E) (Kirkwood *et al.*, 2012). Dans les cellules, il est maintenu dans sa forme réduite par la réaction avec le glutathion (Kabel *et al.*, 2014).

➤ **Vitamine E**

La vitamine E (-tocophérol) est le principal antioxydant. Elle neutralise les radicaux libres ensuite stoppe la chaîne de réactions de peroxydation des lipides. Cette vitamine devient à son tour un radical moins réactif, qui pourra être régénéré par l'acide ascorbique (Bationo *et al.*, 2015).

➤ **Les caroténoïdes**

Les caroténoïdes sont un groupe de pigments naturels et sont synthétisés par les plantes et les micro-organismes (Mehta *et al.*, 2015). L'activité antioxydant des caroténoïdes découle principalement du fait de la capacité de la structure à double liaison conjuguée, à délocaliser les électrons non appariés. A des concentrations suffisamment élevées, les caroténoïdes peuvent protéger les lipides des dommages de la LPO (Flora, 2009).

➤ **Coenzyme Q 10**

CoQ10 (2,3 diméthoxy-5-méthyl-6-decaprényl benzoquinone) est une vitamine liposoluble, un cofacteur essentiel dans la phosphorylation oxydative mitochondriale. Il agit comme un porteur d'électrons mobiles, en transférant les électrons du complexe I au complexe III ou du complexe II au complexe III (Belviranli *et al.*, 2015). Il neutralise les radicaux libres même après leur formation. Un rôle important de ce coenzyme est la régénération de la vitamine E. Ce coenzyme est présent dans toutes les cellules et les membranes et joue un rôle important dans d'autres processus de métabolisme cellulaire (Mehta *et al.*, 2015).

➤ **Les polyphénols et flavonoïdes**

Les polyphénols sont synthétisés par les plantes, Ils présentent une activité antioxydante et fournissent ainsi aux cellules de notre organisme une protection contre les agressions oxydatives. Les flavonoïdes constituent, Ils sont généralement des puissants antioxydants. La peroxydation lipidique est une conséquence commune de stress oxydatif. Les flavonoïdes protègent les lipides contre des dégâts oxydatifs par des mécanismes divers : (Kumar *et al.*, 2013).

- Le balayage direct des ERO.
- L'activation d'enzymes antioxydants.
- L'activité chélateur métallique.
- La réduction des radicaux d' -tocophérol.
- L'inhibition des oxydases.
- L'atténuation du stress oxydatif provoqué par l'oxyde nitrique.
- L'augmentation des niveaux d'acide urique.
- L'augmentation des propriétés des antioxydants de faible poids moléculaire.

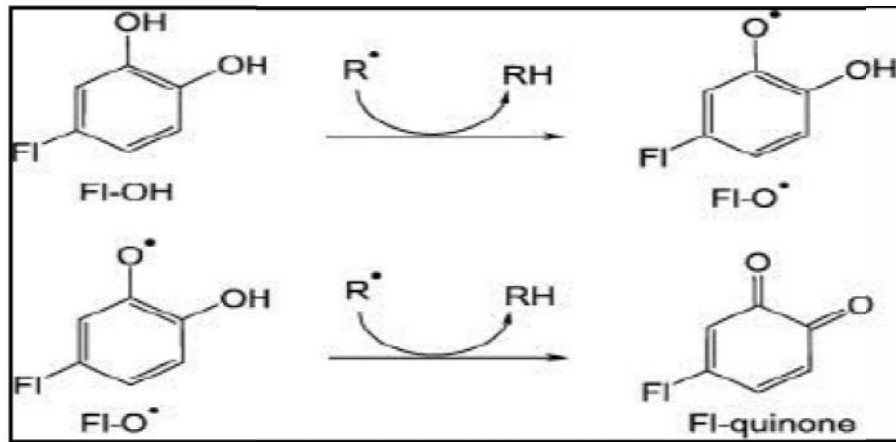


Figure 17 : Le piégeage des espèces réactives de l'oxygène par les flavonoïdes (Procházková *et al.*, 2011)

➤ Les oligo-éléments

Le cuivre, le zinc, le manganèse, le sélénium et le fer sont des métaux (des cofacteurs enzymatiques) essentiels dans la défense contre le stress oxydant. Toutes les enzymes antioxydantes requièrent un cofacteur pour maintenir leur activité catalytique (Favier, 2005). Ainsi, la SOD mitochondriale a besoin de manganèse, la SOD cytosolique de cuivre et de zinc, la catalase de fer et la GPx de sélénium. Cependant, certains oligoéléments, notamment le fer, lorsqu'ils sont en excès dans l'organisme et sous leur forme réduite, peuvent avoir une action prooxydante (réaction de Fenton, d'Haber-Weiss) (Blandine, 2006).

*Deuxième
partie :
Etude
expérimental*

Chapitre I :
Matériel et
méthodes

1. Matériel et méthodes

1.1. Matériel biologique

1.1.1. Matériel végétal

Le matériel végétal utilisé dans cette étude (feuilles et grains de *Moringa Oleifera* lamark.). Proviennent du Sud de l'Algérie (Tamanrasset) et étaient récoltées en Novembre 2017, dont l'identification a été effectuée par Mr ZERAIB Azzeddine maître de conférences à université Abbès Laghrour de Khenchela.



Figure 18 : Photographies des graines et des feuilles de *Moringa Oleifera*

1.1.2. Les souches bactériennes

Les souches bactériennes retenues pour le présent travail proviennent du centre de recherche scientifique et technique sur les régions arides (CRSTRA) de Biskra. Il s'agit d'*Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus* et, *Klebsiella pneumoniae*. Leurs caractéristiques sont regroupées le tableau 3.

Tableau 3 : Liste des souches bactériennes utilisées

Type	Espèce	Référence	Famille
Bactéries à Gram négatif	<i>Escherichia coli</i>	ATCC25922	Enterobacteriaceae
	<i>Klebsiella pneumoniae</i>	ATCC13182	
Bactéries à Gram positif	<i>Staphylococcus aureus</i>	ATCC25923	Micrococaceae

1.2. Matériel et équipements

Le présent travail a été réalisé au sein des laboratoires pédagogiques de l'université Abbès Laghrour de Khenchela. Pour réaliser cette étude, un ensemble d'équipements, de verreries, d'appareillages et de produits chimiques, solvants, milieux de culture ont été utilisés, parmi ces produits :

Le méthanol, l'éthanol, l'acétate d'éthyle, le chloroforme, l'hydroxyde de sodium (NaOH), l'ammoniaque (NH₄OH), le sulfate de potassium, l'acide sulfurique (H₂SO₄), l'acide chlorhydrique (HCl), le formol, l'éther éthylique, l'acide acétique, le trichlorure d'aluminium (AlCl₃), Dichlorométhane, le légole, la gélose Mueller-Hinton, les réactifs de Fehling, Bouchardat, l'acide ascorbique et le DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl).

Les appareillages utilisés: Rotavapeur HAHNSHIN HS-2005 V-N, spectrophotomètre UV-Vis à double faisceau, chambre d'observation UV, étuve universelle de 5 à 220°C avec ventilation, agitateur magnétique, et balance de précision, la haute, bec benzène, autoclave, bain marie, vortex, réfrigérateur.

1.3. Préparation des échantillons

Après triage et nettoyage les feuilles et les grains sont décortiquées manuellement (séparation de l'amande du tégument), les échantillons sont étalés sur un filet pour séchés à l'air libre et à l'abri du soleil (température ambiante) dans un endroit sec et ventilé pendant 20 jours, les feuilles et les amandes elles sont ensuite broyées à l'aide d'un broyeur électrique, pour obtenir une Poudre fine, La poudre est conservée dans des bocaux en verre à l'abri de la lumière pour éviter toute détérioration des échantillons jusqu'à utilisation.

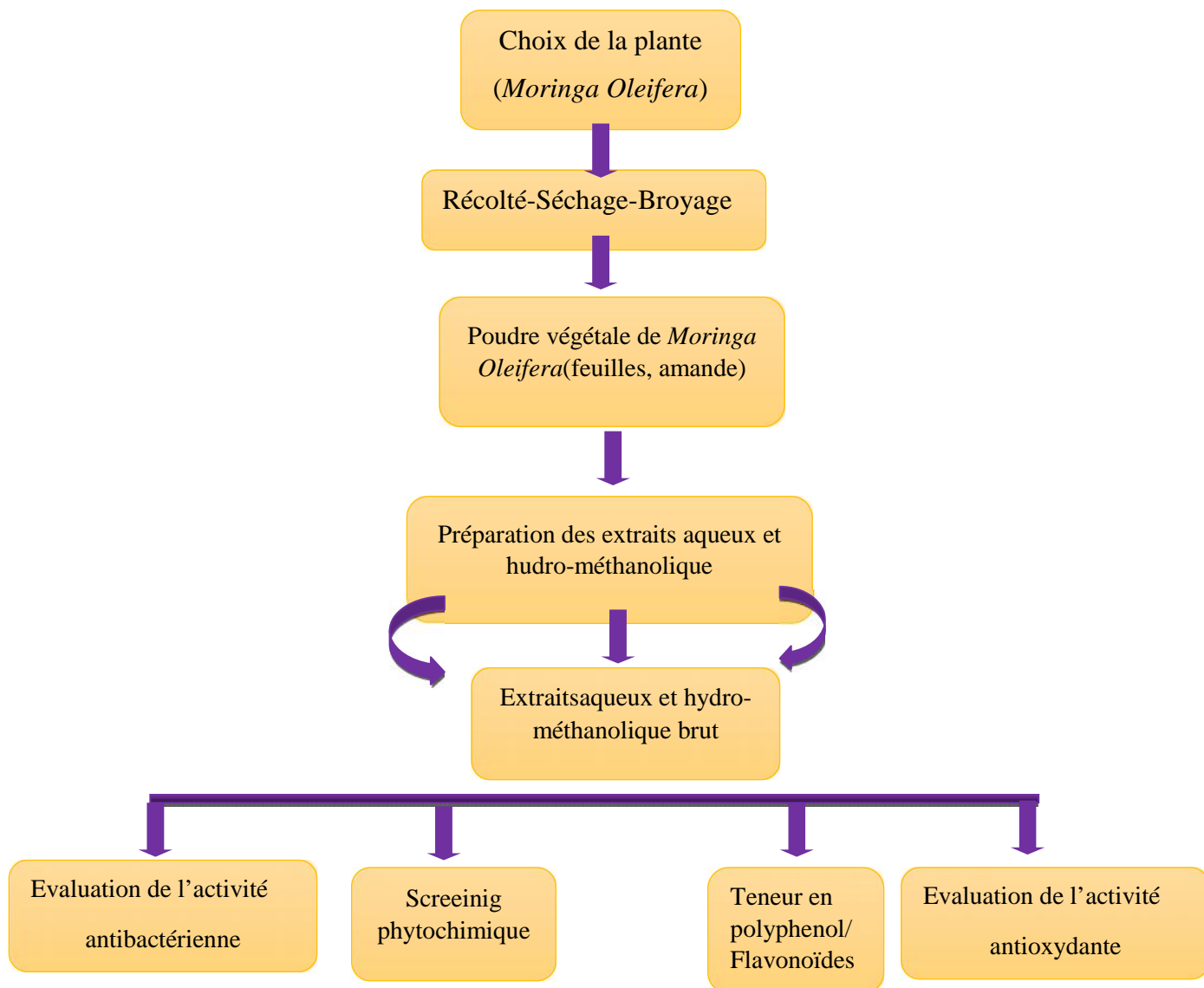


Figure 19 : Schéma général des différentes étapes du travail.

1.4. Méthodes

1.4.1. Préparation des extraits

1.4.1.1. Préparation d'extrait aqueux par infusion

En mettant 50 g de poudre végétale dans 300 ml d'eau à 45°C, couvre le récipient et laisse infuser pendant 30 min. Après refroidissement et filtration, le filtrat récupéré est évaporé à sec dans l'étuve à 50°C (Souley, 2005).

1.4.1.2. Préparation d'extrait aqueux par décoction

Cette préparation s'opère en faisant bouillir les plantes, en introduisant 30g de la poudre végétale dans 300 ml d'eau distillée, le tout est chauffé jusqu'à l'ébullition pendant 3h et réduction du volume initiale à $1/10^{\text{ème}}$, pour bien extraire les principes médicinaux, après refroidissement et filtration, le filtrat récupéré est évaporé à 45°C dans une étuve (Souley, 2005 ; Muanda, 2010).

1.4.1.3. Préparation d'extrait méthanolique

Elle consiste à recouvrir la plante destinée avec de l'eau froide et la laisser infuser toute une nuit (Kothe, 2007). La préparation d'extrait méthanolique à 80% est réalisée par épuisement à froid de 20g de la poudre végétale dans 100 ml d'une solution hydro-alcoolique ; méthanol/eau distillée (8 :2 V/V) pendant (24h×3) avec agitation continue à température ambiante pour permettre aux constituants actifs de bien diffuser. Après filtration à l'aide d'un papier filtre. Les filtrats sont récupérés, réunis et soumis à une évaporation rotative à 45°C utilisant un évaporateur rotatif et l'extrait sec obtenu est ensuite stocké à une température de $+4^{\circ}\text{C}$.

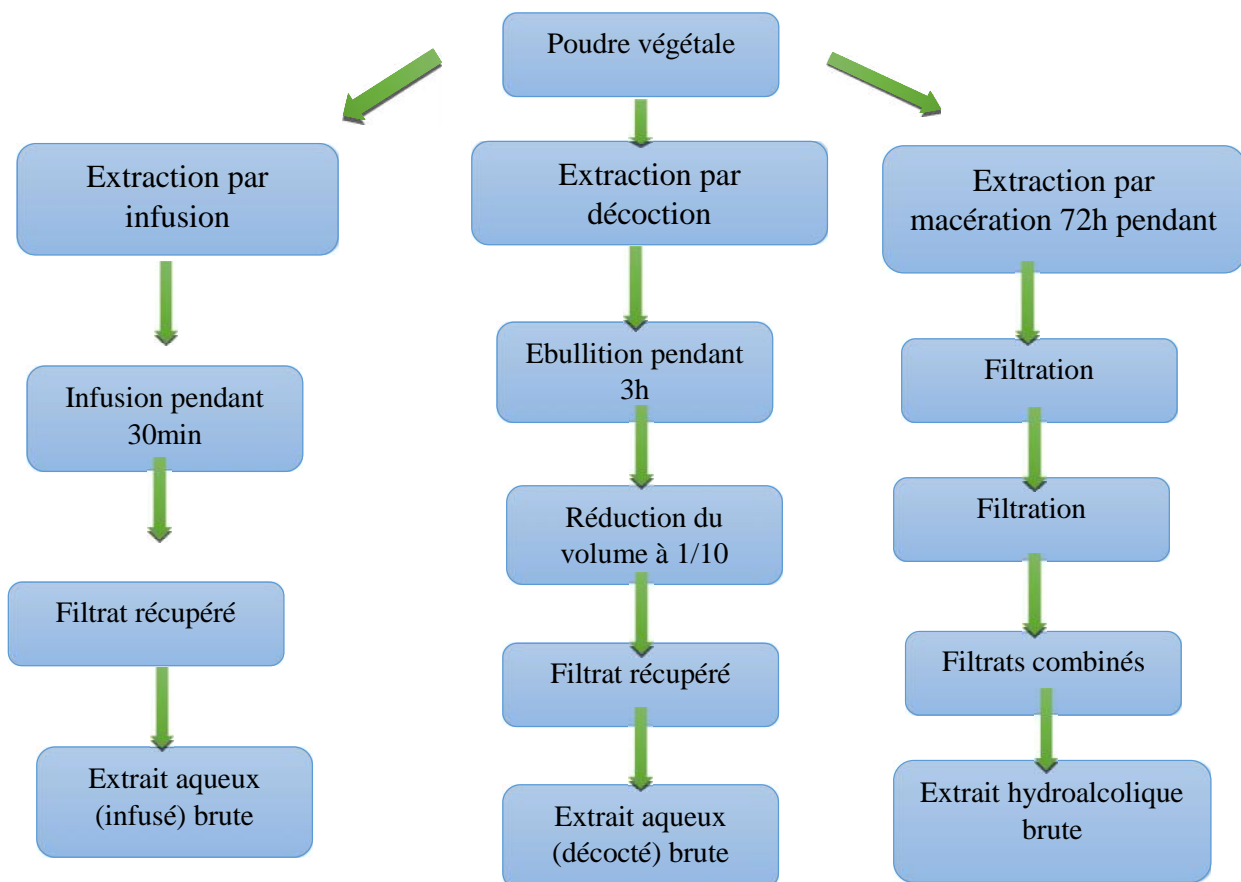


Figure 20 : Protocole d'obtention des extraits brut de *Moringa Oleifera*.

2. Calcul des rendements d'extraction

Le rendement est la quantité d'extrait obtenue à partir d'une matière végétale (Dinzedi, 2015). Il est exprimé en pourcentage par rapport à la matière sèche (poudre végétale) et a été calculé selon la formule :

$$R(\%) = (Me / Mv) \times 100$$

R (%) : Rendement en %.

Me : Masse de l'extrait après l'évaporation du solvant.

Mv : Masse de la matière végétale utilisée pour l'extraction

3. Analyse qualitative des composés phénoliques

3.1. Les tests phytochimiques préliminaires

➤ Les Tanins

La détection des tanins est réalisée au moyen du test de Soulama et ces collaborateurs, (2014). 2 à 3 gouttes de la solution de chlorure ferrique ($FeCl_3$ à 2%) sont ajoutées à 1ml de chaque extrait. L'apparition d'une coloration bleu foncé a signalé la présence des tanins galliques, tandis qu'une coloration vert foncé indique la présence des tanins catéchines. Une coloration bleue-verdâtre indique la présence des deux types de tanins.

➤ Les Alcaloïdes

La présence d'alcaloïdes est révélée par la méthode d'Amana (2007), quelques gouttes du réactif de Bouchardât sont ajoutées à 2ml d'extrait. La formation d'un précipité brun- noir, brun-terne ou jaune-brun indique la présence de ces métabolites dans le milieu.

➤ Les Flavonoïdes

2 à 3 gouttes de la solution de ($AlCl_3$ à 1%) sont ajoutées à 2ml de chaque extrait. L'apparition d'une coloration jaune indique la présence des flavonoïdes (Edeaga *et al.*, 2005).

➤ Les Terpénoïdes

La méthode d'Aziman *et al.* (2012), permet de mettre en évidence la présence de terpénoïdes, a 2.5 ml d'extrait est ajouté à 1 ml de chloroforme. Après homogénéisation 1.5 ml d'acide sulfurique (H_2SO_4) sont ajoutés au mélange. La formation d'une couleur brun-rouge à l'interface indique la présence des composés.

➤ **Les quinones libres**

2 ml d'extrait plus quelques gouttes de lessive de soude (NaOH 1 %) développent une couleur qui vire au jaune, rouge ou violet en présence des quinones libres (Oloyede et Aina, 2005).

➤ **Les composés phénoliques**

1 ml d'extrait dans 3ml d'eau distillée et 5 gouttes de FeCl_3 y ont été ajoutées. La présence des composés phénoliques a été marquée par l'apparition de la coloration bleu-verdâtre (Rosine et Momo, 2009)

➤ **Les sucres réducteurs**

- Méthode 1 :

A 1 ml de chaque extrait on ajoute 2ml de solution Fehling puis les tubes sont incubés au bain marie pendant 20 min. Un test positif est indiqué par l'apparition d'un précipité de couleur rouge brique (Cai *et al.*, 2011).

- Méthode 2 :

Ce test est basé sur la réaction de Keller-Kiliani, 5 ml d'acide acétique contenant des traces de FeCl_3 et 5 ml d'acide sulfurique contenant des traces de FeCl_3 sont ajoutés à 1 ml d'extrait. La présence des composés réducteurs est confirmé par la formation de deux phases, une colorée en brun rouge (acide acétique) et la deuxième en bleu-vert (acide sulfurique) (Okwu *et al.*, 2005).

➤ **Les anthocyanes**

La recherche des anthocyanes repose sur le changement de la couleur de l'infusé à 10 % avec le changement de pH : On ajoute quelques gouttes d'HCl, puis quelques gouttes d'ammoniac (NH_4OH). Le changement de la couleur indique la présence des anthocyanes (Debray *et al.*, 1971).

➤ **Test de mousse pour les saponoside**

La détection des saponines est réalisée au moyen du test de Yadav et Agarwala, (2011) 1ml d'extrait, ajoutés 3 ml d'eau distillée. Après agitation pendant 2 min la formation d'une mousse persistant indique la présence des saponines.

➤ **Les anthraquinones**

Ajoute 5 ml de NH_4OH à 10 ml d'extrait, après agitation leur présence est indiquée par une coloration violette (Okerulu et Aina, 2001).

➤ **Les coumarines**

1 ml d'extrait est déposé sur papier filtre plus 0,5ml de NH_4OH à 25% et l'observation de la fluorescence sous une lampe UV à 366 nm. Une fluorescence intense dans le tube ou il a été ajouté l'ammoniaque indique la présence de coumarines (Okerulu et Aina, 2001).

➤ **Les amines**

L'extrait est déposé sur papier filtre à l'étuve 80 °C puis pulvérisé avec quelques gouttes de ninhydrine puis séché à l'étuve à 110 °C pendant 5 min. Des taches violettes sur le papier indiquent la présence des amines (Oloyede, 2005).

➤ **Les Mucilages**

1ml d'infusé est ajouté à 5ml d'éthanol après quelque minute. La formation d'un précipité indique la présence des mucilages (Études rwandaises, 1977).

➤ **L'Amidon**

On ajoute quelque goutte de légole à 1ml d'infusé 5%, une coloration bleu foncé confirme la présence de l'amidon (Kanoun, 2011).

3.2. Fractionnement des extraits par CCM

- **Supports Utilisés dans cette expérimentation**

Des plaques en gel de silice (20 cm sur 20 cm) sont activées dans une étuve à 110°C pendant 15 minutes. Les différents dépôts sont espacés de 2 cm en laissant 1.5 cm aux deux extrémités latérales.

- **Fonctionnement**

Lors de dépôt de l'échantillon sur la plaque qui sera mise par la suite dans une cuve à CCM, l'éluant monte à travers la phase stationnaire par capillarité. Les différents composés se déplacent de la phase stationnaire à la phase mobile derrière le front du solvant avec des différentes vitesses qui dépendent des forces électrostatiques retenant le composant sur la phase stationnaire et de sa solubilité dans la phase mobile.

- **Systèmes d'élution utilisés**

La phase mobile est préparée en utilisant deux systèmes d'élution ont été testés pour la séparation des composés des extraits des feuilles et amande de *Moringa Oleifera* qui est composé de :

Système 1 : Dichlorométhane/méthanol (90/10).

Système 2 : Dichlorométhane/méthanol/acétone (85/10/5).

- **Dépôt de l'échantillon**

10 µl des extraits des feuilles et d'amande sont déposés à l'aide d'une micropipette à 1cm du bord inférieur de la plaque.

- **Développement, élution et identification**

Des plaques chargées d'échantillons ont été séchées à l'aide d'un sèche-cheveux afin de les placer dans la cuve qui est bien fermée avec un couvercle adhésif. Lorsque l'élution s'approche de la limite du bord supérieur à 1 cm qui représente le front du solvant, ce dernier est marqué avec un crayon, les plaques sont retirées directement de la cuve.

- **Expression des résultats**

Des différents spots sont observés à l'œil nu, sous UV à 254 et 366 nm dans une chambre noire, chaque substance qui migre est caractérisée par son rapport frontal ou facteur de retardement (Rf) dont la valeur est comprise entre 0 et 1 (Sine, 2003 ; Djouhra, 2012).

$RF=d/D$ ou **d** : distance parcourue par le constituant en (cm) et **D** : distance parcourue par le front de l'éluant en (cm).

4. Analyse quantitative des composés phénoliques

4.1. Teneur en phénols totaux

Le dosage des composés phénoliques est effectué à travers la méthode de Singleton et al. (1999) en utilisant le réactif de Folin-Ciocalteu (c'est un mélange d'acide phosphotungstique et d'acide phosphomolybdique) et une solution aqueuse de carbonate de sodium Na_2CO_3 (7.5%).

Le principe de ce dosage consiste à préparer dans des tubes à essai le mélange suivant : 500 µl de chaque extrait, 1000 µl du réactif de Folin-Ciocalteu dilué 10 fois et 800 µl de Na_2CO_3 (7.5%), laisser ce mélange à l'obscurité pendant 30 min puis lire la densité optique à

une longueur d'onde de 760 nm, dans les mêmes conditions le dosage de la courbe d'étalonnage est effectuée par l'acide gallique à différentes concentrations (0, 25, 50, 75 et 100 mg/ml). Les résultats sont exprimés en milligramme d'acide gallique par gramme d'extrait (mg EAG/g).

4.2. Teneur en flavonoïdes

Les flavonoïdes contenus dans les différents extraits sont estimés par la méthode du trichlorure d'aluminium (Yi *et al.*, 2007). 1 ml d'échantillon ou standard (préparé dans le méthanol) est ajouté à 1 ml de la solution d' AlCl_3 (2%), le mélange est vigoureusement agité. Après 10 minutes d'incubation, l'absorbance est lue à 430 nm. Une courbe d'étalonnage établie par la quercétine, réalisée dans les mêmes conditions opératoires que les échantillons, servira à la quantification des flavonoïdes. Les résultats obtenus sont exprimés en milligramme équivalent de la quercétine par gramme d'extrait (mg EQ/g).

5. Evaluation de l'activité anti-oxydante

- **Principe**

Le DPPH se caractérise par sa capacité à produire des radicaux libres stables. Cette stabilité est due à la délocalisation des électrons libres au sein de la molécule. Cette méthode est basée sur la neutralisation du radical DPPH (2,2 diphenyl-1-picrylhydrazyl) de coloration violette (forme oxydée), pour le stabiliser en DPPH de coloration jaune par un antioxydant (Meddour *et al.*, 2013).

- **Mode opératoire**

50 μl d'extrait à différentes concentrations (de 0.5 à 2 mg/ml) sont ajoutés à 1,95 ml de la solution méthanolique du DPPH (0.025 g/l). Parallèlement, un contrôle négatif est préparé en mélange 50 μl de méthanol avec 1.95 ml de la solution méthanolique de DPPH. Après 30 min d'incubation à l'obscurité et à température ambiante, la lecture de l'absorbance est faite à 515 nm contre un blanc.

Le contrôle positif est représenté par une solution d'un anti-oxydant de référence : l'acide ascorbique dont l'absorbance a été mesurée dans les mêmes conditions. Pour chaque concentration, le test est répété 3 fois. Les résultats ont été exprimés en pourcentage d'inhibition (I%). La capacité antioxydante de nos échantillons est exprimée en pourcentage d'inhibition du radical DPPH• suivant l'équation :

$$\text{Inhibition \%} = \frac{\text{Abs contrôle} - \text{Abs échantillon}}{\text{Abs contrôle}} \times 100$$

Abs contrôle : correspond à l'absorbance du contrôle

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

IC50 ou concentration inhibitrice est la concentration de l'échantillon testé nécessaire pour réduire 50 % de radical DPPH.

Les valeurs de l'IC50 sont déterminées graphiquement par régression linéaire des graphes tracés ; pourcentages d'inhibition en fonction de différentes concentrations des fractions testées

6. Activité antibactérienne :

Les différents extraits, infusé, décocté et extrait hydrométhanolique ont été testés sur différentes souches de microorganismes, en vue de déterminer leur efficacité. L'activité antibactérienne des extraits a été déterminée par la méthode de diffusion en milieu gélosé cité par (Treki *et al.*, 2009 ; Meddour *et al.*, 2013).

- **Préparation des souches**

Les différentes souches bactériennes ont été repiquées par la méthode des stries dans le bouillon nutritif, puis incubés à 37°C pendant 18 à 24 heures afin d'obtenir une culture jeune et des colonies isolées qui ont servi par la suite à préparer l'inoculum

- **Préparation des disques**

Les disques ont été réalisées avec du papier filtre (Whatman N° 1) de 6 mm de diamètre, stérilisé à l'autoclave.

- **Préparation des suspensions microbiennes (l'inoculum)**

A partir des cultures jeunes, prélever quelques colonies bien isolées et identifiées sur le milieu de culture, puis les décharger dans l'eau physiologique. La suspension microbienne est bien agitée, son opacité doit être équivalente à Mc Farland.

- **Ensemencement (Ecouvillonnage)**

Plonge un écouvillon stérile dans l'inoculum, ensuite étale l'inoculum sur la gélose de Mueller Hinton en faisant passer l'écouvillon deux ou trois fois sur toute la surface du milieu,

en tournant chaque fois sur toute la surface du milieu, en tournant chaque fois la boîte de 60°C de façon à assurer un ensemencement uniforme.

- **Dépôt des disques**

Des disques de papier-filtre (Wattman) stériles de 6 mm de diamètre sont imprégnés avec chaque extrait à raison de 10µl, avec des disques imprégnés de DMSO utilisés comme témoins négatif, à l'aide d'une pince stérile les disques sont déposés aseptiquement à la surface du milieu ensemencé. Deux boîtes sont utilisées pour chaque souche. Les boîtes sont incubées pendant 18 à 24 heures à 37°C.



Figure 21 : Série des dilutions préparées à partir de la solution mère des extraits bruts de *Moringa Oleifera*.

- **Lecture des résultats**

Après l'incubation l'effet des extraits se traduit par l'apparition d'une zone circulaire transparente autour de disque correspondant à l'absence de la croissance. L'activité antibactérienne est déterminée en mesurant à l'aide d'une règle le diamètre de la zone d'inhibition autour de chaque disque (Chbani *et al.*, 2011). Plus le diamètre de cette zone est grand plus la souche est sensible (Choi *et al.*, 2006 ; Etobo *et al.*, 2017).

Selon (Ponce *et al.*, 2003 ; Moreira *et al.*, 2005), la sensibilité des germes a été classée par le diamètre des halos d'inhibition comme suit : non sensible (-) pour les diamètres moins de 8 mm ; sensible (+) pour les diamètres de 9 à 14 mm ; très sensible (++) pour les diamètres de 15 à 19 mm et extrêmement sensible (+++) pour les diamètres de plus de 20 mm.

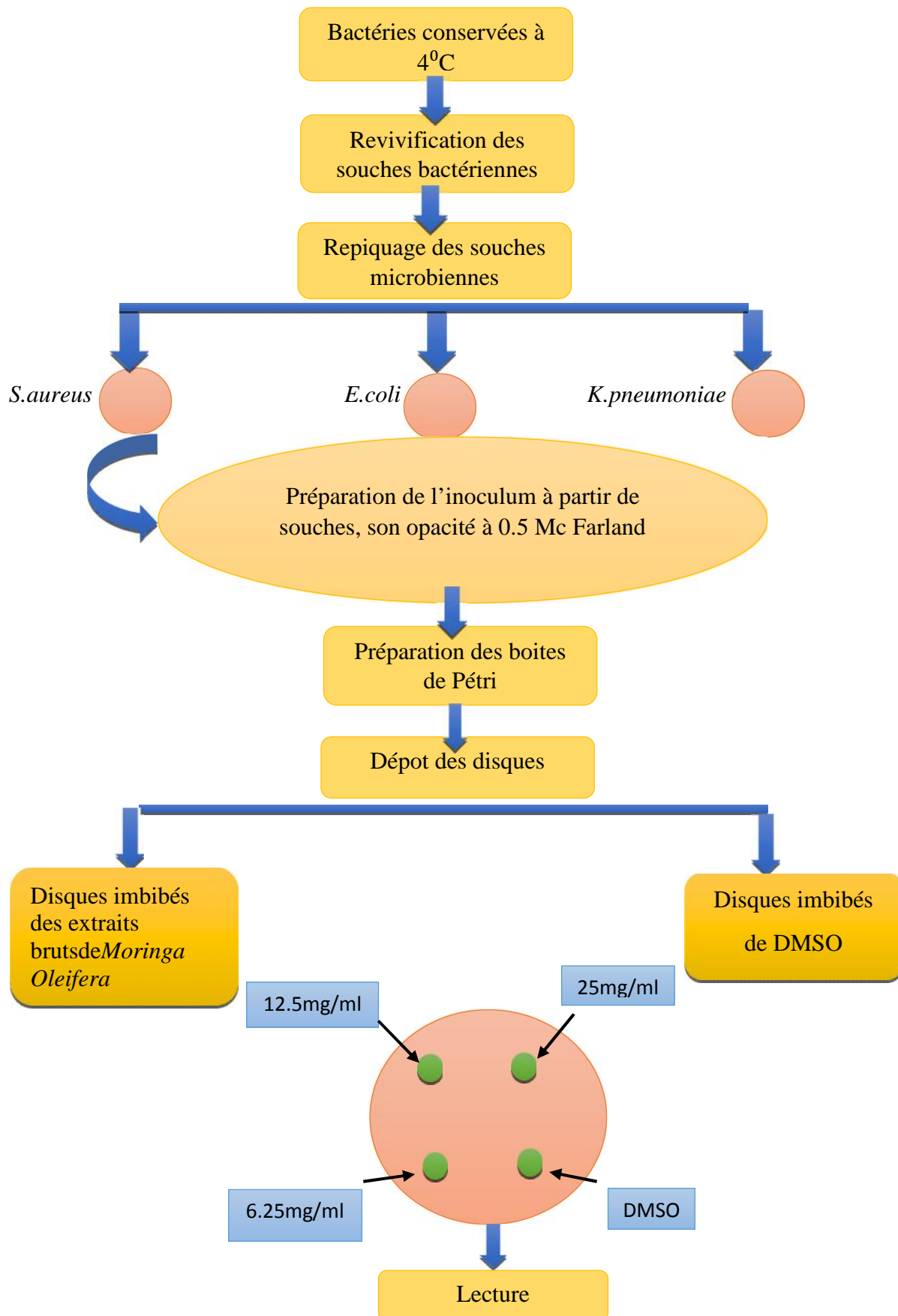


Figure 22 : Schéma général du protocole expérimental de l'activité antibactérienne.

7. Analyse statistique

Les résultats ont été exprimés sous forme de moyenne \pm écart type. L'analyse des données a été réalisée à l'aide de l'Excel 2016. Les différences ont été considérées comme statistiquement significatives pour $p < 0,05$ dans l'ensemble des analyses statistiques en utilisant l'ANOVA.

Chapitre II :
Résultats et
discussion

1. Rendement d'extraction

L'extraction du matériel végétal a pour but de faire diffuser dans la phase liquide les composés phénoliques présents, et dépend de divers facteurs cités ultérieurement et aussi le temps d'extraction nécessaire pour séparer les composants bioactifs (Ryan *et al.*, 2002 ; Hayat *et al.*, 2009).

Les extraits des feuilles et de l'amande de *Moringa Oleifera* effectué par différentes méthodes d'extraction avec l'utilisation de méthanol et l'eau distillée.

Les extraits aqueux par infusion et par décoction basé sur la méthode de Boubacar Souley, (2005) et Muanda, (2010) respectivement, par contre l'extrait hydro-méthanolique préparé selon la méthode de Kothe, (2007).

Tableau 4 : Rendements et caractéristiques des extraits des feuilles et de l'amande de *Moringa Oleifera*

Extraits	Masse(g)	Couleur	Rendement(%)
A1F	5.66	Marron	11.33
A1A	4.01	Crème	8.02
A2F	3.92	Miel	13.08
A2A	3.76	Crème	12.53
MEF	4.01	Vert Foncé	20.05
MEA	2.30	Blanc cassé	11.51

La représentation des rendements d'extraction est illustrée sous forme d'un histogramme, pour faite la comparaison entre les différents extraits :

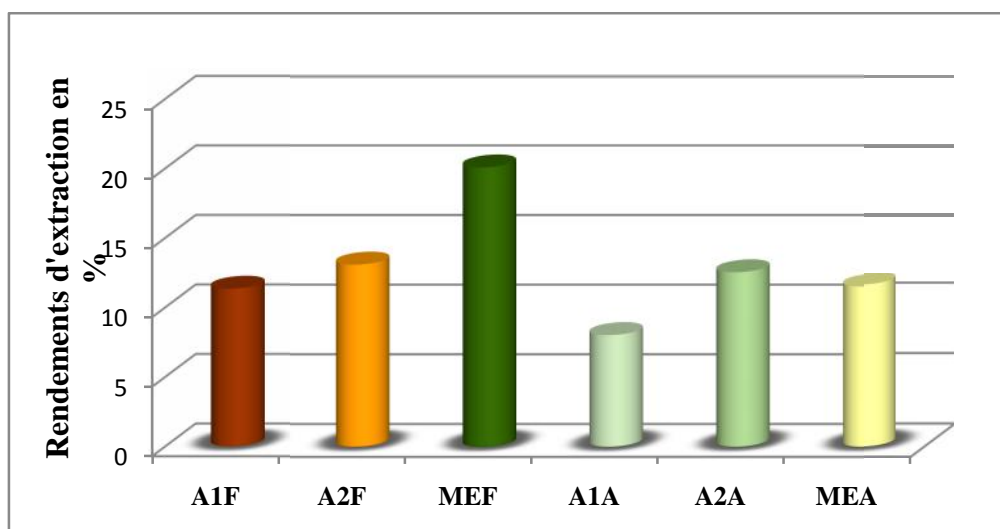


Figure 23: rendements des extraits de *Moringa Oleifera* en pourcentage

D'après les résultats obtenus (Tableau 4), par les extraits d'amande on remarque que l'extrait A2A représente le rendement le plus élevé 12.53% suivi de MEA a donné un rendement de 11.51%, après l'A1A a le plus faible rendement avec 8.024 %.

L'extrait hydro-méthanoliques des feuilles de *Moringa Oleifera* a enregistré un rendement de 20.05 %, supérieurs à ceux enregistrés avec les autres extraits aqueux A2F et A1F dont les valeurs respectives sont de 13.083 % et 11.338 %.

D'après nos résultats, on constate que les deux parties donnent des rendements différents. On remarque que MEF avec un rendement de 20.05% est évidemment supérieur à celle de A2A 12.53% celui est riche en molécules phénoliques.

Selon nos résultats on remarque que le rendement des extraits des feuilles est plus élevé par rapport à celui des extraits d'amande, cela est dû à la richesse des feuilles en composés extractibles.

En comparant notre résultat avec ceux d'Akinyeye et al. (2014) ayant travaillé sur la même espèce, originaire de la région d'État d'Ondo du sud-ouest du Nigeria, nous remarquons que le rendement de notre échantillon est inférieur à leurs rendements qui sont de l'ordre de 25,90 pour l'extraits d'amande et pour les feuilles 23.84%.

Aja et al. (2015) ont travaillé sur *Moringa Oleifera* de la région Izzil.G.A,de Nigeria. Le *Moringa Oleifera* de cette région a donné un rendement de 25% d'extrait éthanolique de feuille nettement supérieur à notre résultat. Cela signifie que l'éthanol est un meilleur solvant pour certains ingrédients actifs de *Moringa Oleifera*.

En effet, le rendement n'est pas relatif, il dépend de la méthode et conditions dans lesquelles l'extraction a été faite. Autrement, cette différence peut être due à la nature de la matière végétale. Elle varie en fonction de l'organe récolté ; de la période ainsi qu'au mode d'extraction et les solvants utilisés.

Cela est peut-être due à la différence des techniques d'extractions utilisées qui affectent ainsi le taux total en phénols et flavonoïdes (Lee *et al.*, 2003). Ces mêmes auteurs ont prouvé que l'éthanol est le meilleur solvant pour l'extraction des composés phénolique, suivi du méthanol et enfin l'eau.

La différence de rendement entre les six extraits est due aux types de métabolites secondaires présents dans l'extrait et à la nature de solvant utilisé. La présence de l'eau augmente la perméabilité des tissus végétales et favorise le phénomène de diffusion dans l'étape d'extraction (Arimboor et Arumughan, 2011) le méthanol reste le solvant approprié pour une récupération importante pour la majorité des composés phénoliques (Falleh *et al.*, 2008).

2. les analyses qualitatives

2.1. Screening phytochimique des extraits

Les tests phytochimiques consistent à détecter les différentes familles de composés existantes dans chacun des trois extraits (l'infusé, décocté et l'hydro-méthanolique) des deux parties aériennes de *Moringa Oleifera*, par les réactions qualitatives de caractérisation. Ces réactions sont basées sur des phénomènes de précipitation ou de coloration par différents réactifs spécifiques. Les résultats de ce criblage phytochimique sont reportés dans le Tableau 5, il révèle la présence ou l'absence d'un groupe de métabolites secondaires.

Tableau 5 : Mise en évidence des différents métabolites secondaires.

Ech Ms	Les résultats	A1F	A2F	MEF	A1A	A2A	MEA
Tanins	Vert foncé ou Bleue foncé	+++	+++	+++	-	-	-
Alcaloïdes	Précipité brun- noir ou jaune- brun	+++	+++	+++	++	+	++
Flavonoïdes	Jaune	+++	+++	+++	-	-	-
Terpénoides	Brun-rouge à l'interface	+++	+++	-	++	+	+
Quinone libre	Jaune, rouge ou violet	±	+	-			
Composés phénoliques	Bleu-verdatre	+++	+++	+++	-	-	-
Anthocyanes	Rouge	+++	+++	+++			
Saponine	Hauteur de mousse	±	±	±	+++	++	+
Anthraquinone	Violette	-	-	-	-	-	-
Coumarines	Fluorescence intense	++	-	++	++	-	+
Amines	Tache violet	+++	+++	+++	-	+	++
Mucilages	Précipité	+++	+++	+++	++	++	++
Amidon	Bleue foncée	-	-	-			
Composés réducteurs	Précipité rouge brique	+++	+++	+++	+++	+++	+++

Ms : Métabolite secondaire.

Ech : Echantillon.

- Test fortement positif : (+++)
- Test moyennement positif : (++)
- Test faiblement positif : (+)
- Test négatif : (-)
- Présence en tache : (±)

Les différents résultats expérimentaux révèlent la présence des métabolites secondaires ont montré que les feuilles de *Moringa Oleifera* contiennent des tanins, alcaloïdes, flavonoïdes et des composées phénoliques, anthocyanes, les amines, les mucilages et les composées réducteurs. La présence de différentes classes de composés phénoliques (flavonoïdes, tanins, ...etc) s'accorde avec les données de la littérature de Ijeomah et al. (2012) dans les feuilles de la région de Nasarawa state, Nigeria. Les métabolites secondaires (alcaloïdes, terpénoïdes et saponines) dont la présence chez *Moringa Oleifera* est rapportée aussi par Alhakmani et al. (2013). D'autres métabolites secondaires, les terpénoïdes les quinones libres et les saponines sont également solubilisés par l'eau distillée et se trouvent dans les extraits aqueux des feuilles, et d'autre composants présente dans l'extraits méthanolique tel que les caroténoïdes.

En effet, que les extraits d'amande contiennent des composés tels que les alcaloïdes et les terpénoïdes les mucilages et les composées réducteurs qui sont dotés de propriétés antibactériennes.

Non résultats en accord avec les recherches d'Attakpa et al. (2017), Aja et al. (2014) qui ont trouvés que les différentes parties de la plante *Moringa Oleifera* riche en acide aminées ce qui est comparable à nos résultats.

En comparant nos résultats avec ceux obtenus par Shawai et Singh (2016), sur les feuilles de la même espèce récoltées dans la région Noida Area (ville de l'Etat indien) il ressort que les composants de cette plante présentent des similitudes pour certains composés et des dissimilitudes pour d'autres, ceci est dû probablement à une biodiversité moléculaire résultante d'un changement de l'environnement.

Idris et Adamu, (2018) ont utilisé une extraction en série, avec du méthanol et de l'eau comme solvant ont déterminés les composés phytochimiques présents dans les extraits de feuilles de *Moringa Oleifera* tel que les saponines, les tanins, les alcaloïdes, les

flavonoïdes, les anthraquinones, les glycosides et les stéroïdes, à l'exception des anthraquinones, qui sont révélées absents dans nos extraits des feuilles s'accordent avec Prasad et al. (2014).

D'autres chercheurs comme Kasolo et al. (2010) ont signalé la présence des coumarines chez *M. Oleifera*. Akinyeye et al. (2014) révélé la présence des alcaloïdes, flavonoïdes, terpenoids, saponine et tannins dans les extraits d'amande et des feuilles de *Moringa Oleifera*. Par contre L'absence des flavonides dans les extraits de l'amande dans Nos résultats s'accorde avec ceux d'Arora et Onsare, (2014). Aussi d'autres études d'Ijarotimi et al. (2013) et Laiswal et al. (2013) ont montré que la mise en évidence des flavonoïdes et des composés phénoliques dans l'amande de *Moringa Oleifera*.

Les variations de la présence des composés phytochimiques peuvent aussi être dues au choix du solvant utilisé dans l'extraction, l'âge des plantes au moment de la récolte a également montré des effets significatifs sur les composés phytochimiques présents et donc sur les propriétés biologiques (Akinyeye *et al.*, 2014).

2.2. Chromatographie sur couche mince

Pour une caractérisation partielle des différents extraits des feuilles et d'amande de *Moringa Oleifera*, une chromatographie sur couches minces (CCM) a été réalisée suivant la méthode de (Diallo *et al.*, 2004). Le système solvants utilisé Dichlorométhane /méthanol/ acétone, ont permis d'avoir une bonne séparation et une visibilité acceptable des spots, (Fig. 23).

Les résultats de la chromatographie sur couche mince de tous nos extraits sont résumés dans le tableau 6. Il s'agit des informations sur les facteurs de rétention des constituants chimiques, leur comportement à la lumière UV (à 254nm et à 366nm). La majorité des spots observés avec les différents extraits se retrouvent au niveau de l'extrait MEF.

Les extraits des feuilles et d'amande ont montré après observation à l'UV (254 et 366 nm). A 254 nm, la majorité des spots apparaissent sombres. A 366 nm, les spots apparaissent en rose-violet, bleu pâle et en jaune. Tout ce nombre de spots élevé et de couleurs variés constitue une indication sur la présence de plusieurs types de substances chimiques.

Les valeurs des rapports frontaux (Rf) des taches visualisées sur les chromatogrammes des extraits étudiés sont consignées dans le tableau 6.

La chromatographie sur couche mince, nous a permis de supposer que les extraits (A1F, A1A, A2F, A2A, MEF, MEA) renferment de différents flavonoïdes, leur couleur varient du jaune, et en rose-violet ainsi que des acides phénoliques colorés en bleu pâle ou en bleu vif.

Tableau 6 : résultats de la chromatographie sur couche mince (CCM) des extraits de *Moringa Oleifera*, Rapports frontaux et colorations dans le système :
(Dichlorométhane/méthanol/acétone)

Extraits	spots	Rapport Frontal (Rf)	Couleur	Suggestion des classes des flavonoïdes
A-1-F	1	0.012	Jaune/ bleu pale	Flavonols/Acide phénol
A-1-A	1	0.98	Bleu vif	Hydroquinones
A-2-F	1	0.006	Jaune/ bleu pale	Flavonols/Acide phénol
A-2-A	1	1	Bleu vif	Hydroquinones
	2	0.43	Bleu pale	Acide phénol
MEF	1	0.012	Rose	Flavonols, ou
	2	0.44	Rose violet	Flavonones, ou
	3	0.81	Jaune/Rose violet	Isoflavones, ou
	4	0.96	Jaune/rose violet	Flavones
MEA	1	0.060	Beige/ bleu pale	Flavonols, ou Flavonones, ou Isoflavones, ou Flavones/ Acide phénol

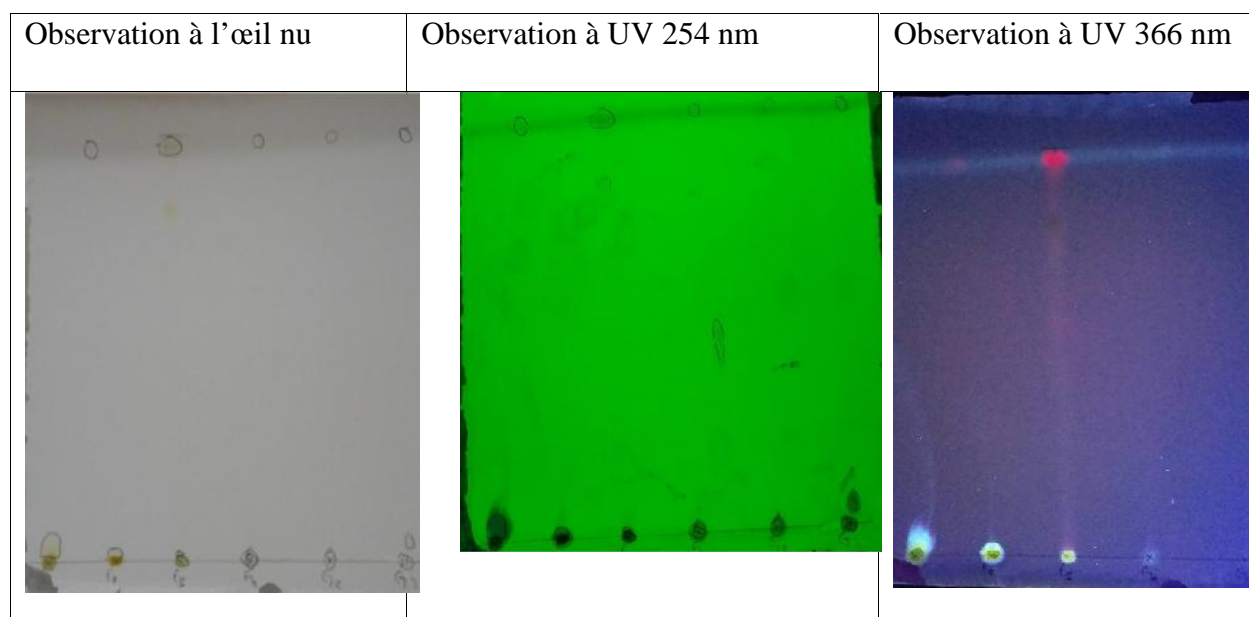


Figure 23: Photographies des chromatogrammes résultants de l'analyse des extraits par CCM (dans le système : Dichlorométhane/Méthanol/Acétone).

Nous remarquons, dans cette analyse qualitative, que les extraits (A1F, A1A, A2F, A2A, MEF, MEA) des parties aériennes de *Moringa Oleifera* sont plus riches en polyphénols. Les polyphénols (Flavonols, flavonones, Isoflavones, flavones, Acide phénol, hydroquinones) ont été identifiés dans les six extraits à partir des suggestions des classes des flavonoïdes proposés par Markham, (1982). Les composés phénoliques des végétaux avec nature peu ou non polaire, ont été rapportés dans différentes plantes (Cui *et al.*, 2008). Chollom *et al.* (2010) effectué l'analyse qualitative des feuilles de *Moringa Oleifera*, a montré que l'extrait de méthanol avait des constituants phénoliques plus élevés comparé à l'extrait aqueux. Les deux parties aériennes sont donc riches en polyphénols, la plupart de ces résultats sont conformes à ceux d'Aja et ces collaborateurs (2014), sur la même espèce de la région d'Ebonyi State de Nigeria ils ont utilisé la chromatographie en phase gazeuse-spectrométrie de masse pour étudier les constituants chimiques d'extrait méthanolique de feuilles et de graines de *Moringa Oleifera*.

3. Analyse quantitative des composés phénoliques

3.1. Dosage des polyphénols totaux

La teneur en polyphénols totaux a été estimée par la méthode colorimétrique de Folin-Ciocalteu. Les composés phénoliques ont été quantifiés en milligrammes équivalent d'acide gallique par gramme de la matière sèche en se basant sur la fonction d'une courbe

d'étalonnage linéaire ($y=0.806x-0.330$) d'acide gallique à différentes concentrations (0, 25, 50, 75 et 100 mg/ml).

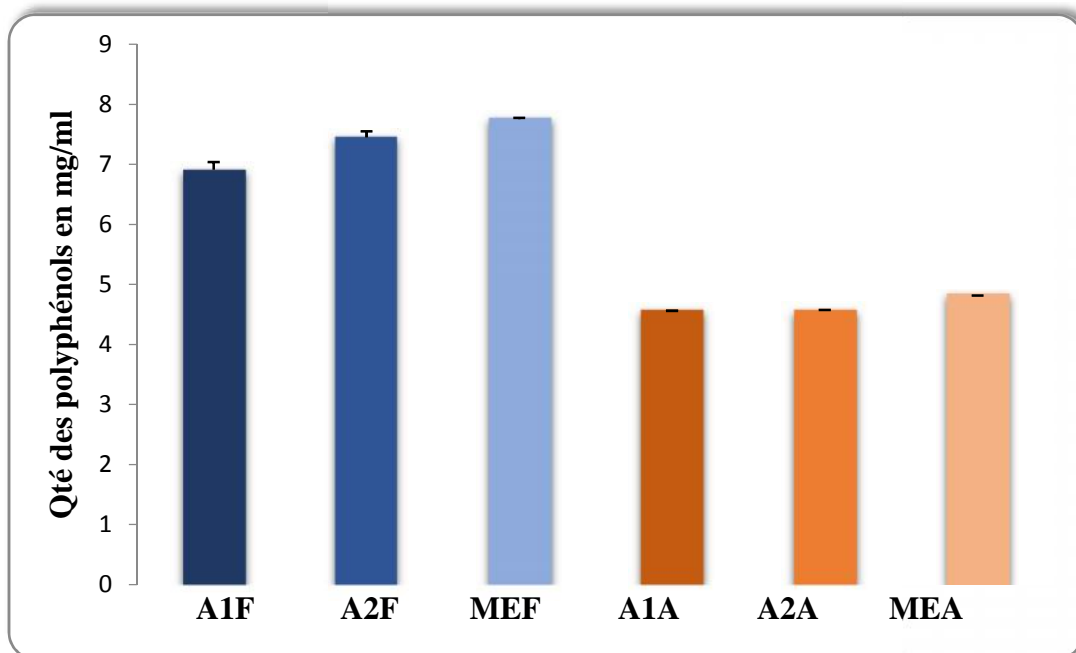


Figure 24 : Teneur en polyphénols totaux pour les différents extraits des feuilles et d'amandes de *Moringa Oleifera* Lam.

D'après les résultats illustrés par la figure, nous avons observé que les différents extraits des feuilles représentent des teneurs en phénols totaux élevées par rapport aux différents extraits des graines.

Et nous avons remarqué une variabilité des teneurs en phénols totaux des feuilles de la plante, où la teneur la plus élevée est constatée dans l'extrait MEF (16.49 ± 0.019 mg EAG/g). Suivi l'extrait A1F et A2F avec des valeurs de l'ordre de (15.84 ± 0.09 et 14.69 ± 0.12 mg EAG/g respectivement).

Ces résultats indiquent aussi des teneurs rapprochées en phénols totaux dans les extraits A1A et A2A des amandes de la plante, elles représentent des valeurs de l'ordre de (9.72 ± 0.047 et 9.68 ± 0.05 mg EAG/g respectivement). Alors que la teneur la plus élevée est constatée dans l'extrait MEA (10.23 ± 0.042 mg EAG/g).

3.2. Dosage des Flavonoïdes

Le dosage des flavonoïdes des feuilles et des graines de *Moringa Oleifera* a été réalisé selon la méthode de trichlorure d'aluminium ($AlCl_3$). Une courbe d'étalonnage (Fig 25) a été tracée pour cet objectif, établie avec la quercétine à différentes concentrations (0, 25, 50, 75 et

100 mg/ml).

Les quantités des flavonoïdes correspondantes ont été rapportées en équivalent milligramme de quercétine par gramme d'extrait et déterminés par l'équation de type : $y=0.4475x+0.0081$

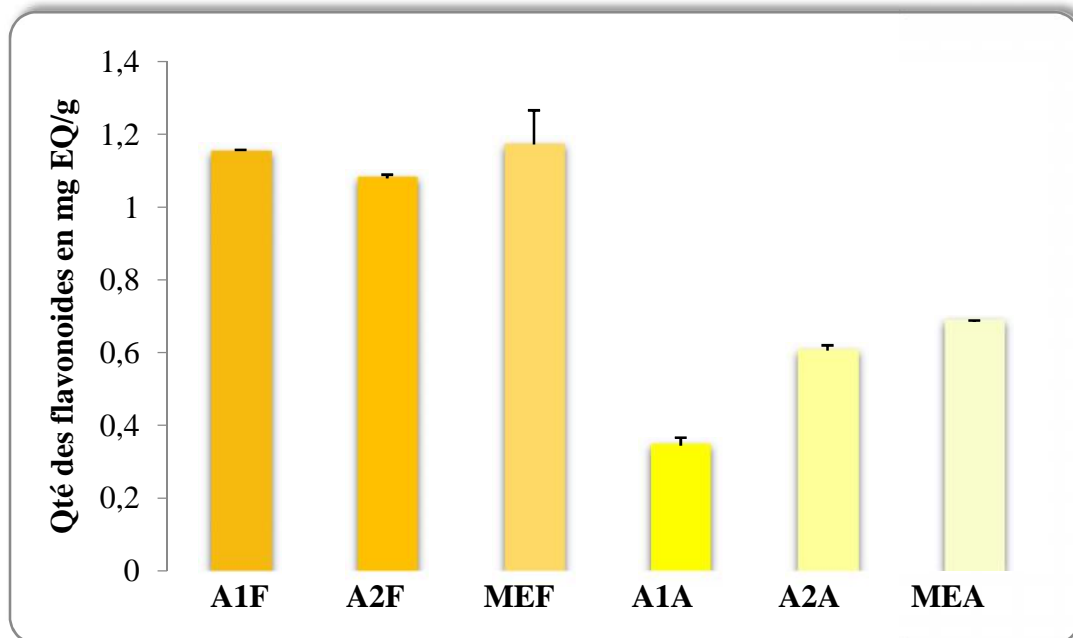


Figure 25: Teneur en flavonoïdes pour les différents extraits des feuilles et d'amandes de *Moringa Oléfeira* Lam.

D'après l'histogramme illustré dans la figure, nous avons observé que les différents extraits des feuilles représentent des teneurs élevées en flavonoïdes à celle des graines.

Et nous avons observé qu'il ya des teneurs rapprochées en flavonoïdes dans les extraits A1F et MEF des feuilles avec des valeurs de l'ordre de (0.26 ± 0.0025 et 0.27 ± 0.093 mg EQ/g respectivement) que l'extrait A2F (0.24 ± 0.0105 mg EQ/g).

Alors que les différents extraits des amandes de la plante représentent une variabilité des teneurs en flavonoïdes, où la teneur élevée est représentée par l'extrait MEA (0.2 ± 0.03 mg EAG/g), suivi par les deux extraits A1A et A2A avec des valeurs de (0.138 ± 0.013 et 0.077 ± 0.020 mg EAG/g respectivement).

L'extrait MEF des feuilles montre des teneurs élevés en phénols totaux solubles que l'extrait MEA des amandes (16.49 ± 0.019 mg EAG/g et 10.23 ± 0.042 mg EAG/g respectivement).

Par contre l'extrait MEA des amandes possède une teneur élevée en flavonoïdes que

l'extrait MEF des feuilles (0.27 ± 0.093 mg EQ/g et 0.2 ± 0.03 mg EQ/g respectivement).

En comparant nos résultats avec ceux obtenus par (Belhi *et al.*, 2018) ayant travaillé sur les feuilles de la même espèce récoltées dans la région d'Inde, nous remarquons que les phénols totaux présent dans les différents extraits de notre feuille est inférieur à leurs phénols totaux qui sont de l'ordre de (236.5 mg EAG/g de MS et 130.65 mg EAG/g MS) respectivement pour l'extrait méthanolique et aqueux. Alors que les teneurs en flavonoïdes dans notre feuille est plus inférieure à leur flavonoïdes (77.33 mg EQ/g de MS pour l'extrait méthanolique) et (86.44 mg EQ/g de MS pour l'extrait aqueux).

D'autre part, les teneurs en composé phénolique (phénols totaux et flavonoïdes) obtenue par (Djermoune et Henoune, 2015) qui travaillé sur les amandes de la même espèce récolté à partir de la même région au mois de septembre 2014 (Sud de l'Algérie) et par l'utilisation de l'éthanol comme solvant, nous avons observé que les phénols totaux présent dans notre extrait méthanolique d'amandes (10.23 ± 0.042 mg EAG/g) est rapprochés à leur phénols totaux (12.04 mg EAG/g). Ainsi que la teneur en flavonoïdes dans notre extrait méthanolique d'amandes est inférieur à leurs flavonoïdes (1.12 mg EQ/g ECH).

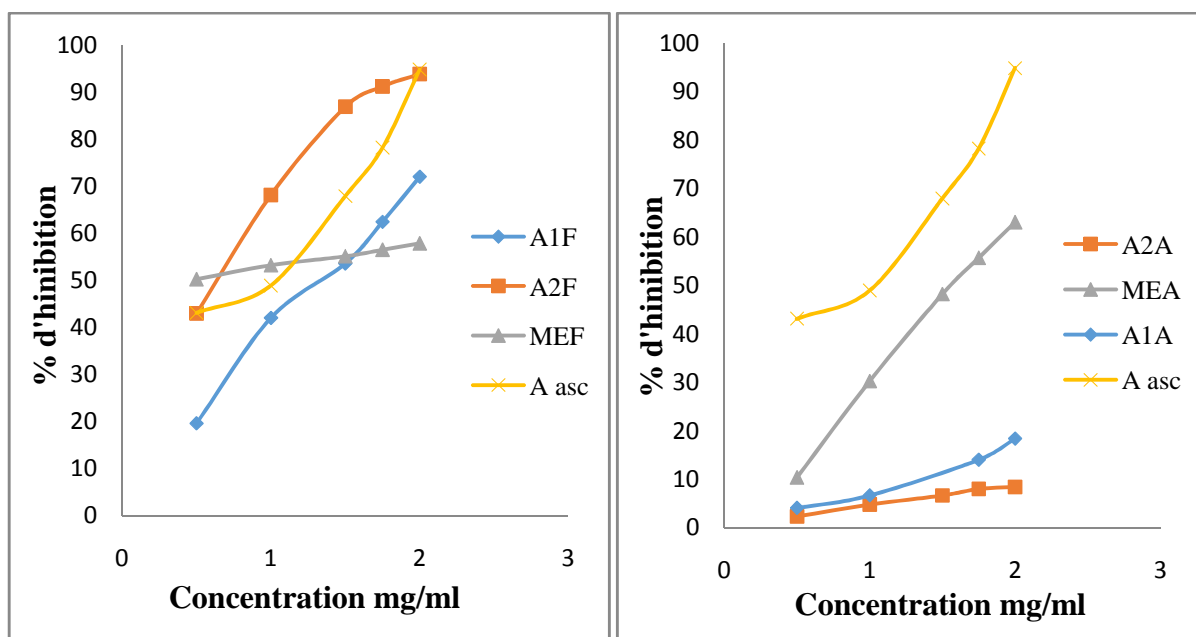
La différence de nos résultats à ceux rapportés par les différents auteurs est liée non seulement à la localisation des matières premières, mais également aux différentes méthodes d'extraction et dosage, l'origine géographique (Barboni *et al.*, 2010), la période de la récolte (Makkar *et al.*, 1988), les facteurs génétiques liés au cultivar, le degré de maturation est de l'âge des graines, composition,...etc), les conditions climatiques et environnementales, méthodes d'extraction et de dosage (type de solvant et sa concentration, méthodes et température d'extraction,...) (Avallone *et al.*, 1997 ; Makkar, 2003 ; Telli *et al.*, 2010).

4. Activités antioxydants

Dans notre travail nous avons étudié l'activité antioxydant des différents extraits des feuilles et des graines de *M. oleifera* afin de préjuger et localiser la fraction possédant le plus fort pouvoir antioxydant.

Les valeurs obtenues ont permis de tracer des courbes à partir desquelles nous pouvons déterminer les pourcentages d'inhibition (I%) obtenus en fonction des concentrations utilisées, ainsi la valeur de la concentration inhibitrice (IC₅₀).

Les pourcentages d'inhibition du radical libre DPPH en fonction des différentes concentrations utilisées pour les différents extraits des feuilles et des amandes sont représentés dans le graphe ci-après (fig 26) :



(a)

(b)

Figure 26 : Pourcentages d'inhibition du DPPH en fonction des différentes concentrations utilisées pour les différents extraits des feuilles (a) et l'acide ascorbique (b)

D'après les résultats ci-dessus, on observe que le pourcentage d'inhibition du radical libre dans la figure 26 est augmenté proportionnellement avec l'augmentation de la concentration, et les taux d'inhibition du DPPH enregistrés en présence des différents extraits des feuilles (a) et des amandes (b) de la plante sont inférieurs à ceux du standard.

Dans la figure (a) qui représente le pourcentage d'inhibition des différents extraits des feuilles et d'acide ascorbique nous avons remarqué que l'extrait A2F présente un pouvoir élevé de piégeage du radical DPPH°, suivi par l'extrait A1F et MEF respectivement.

Alors que dans la figure (b) qui représente le pourcentage d'inhibition des différents extraits des amandes et l'acide ascorbique on observe que l'extrait MEA montrés un pouvoir plus élevé de piégeage du radical DPPH°, ce pouvoir est plus important par rapport aux extraits A1A et A2A respectivement), ceci est démontré graphiquement.

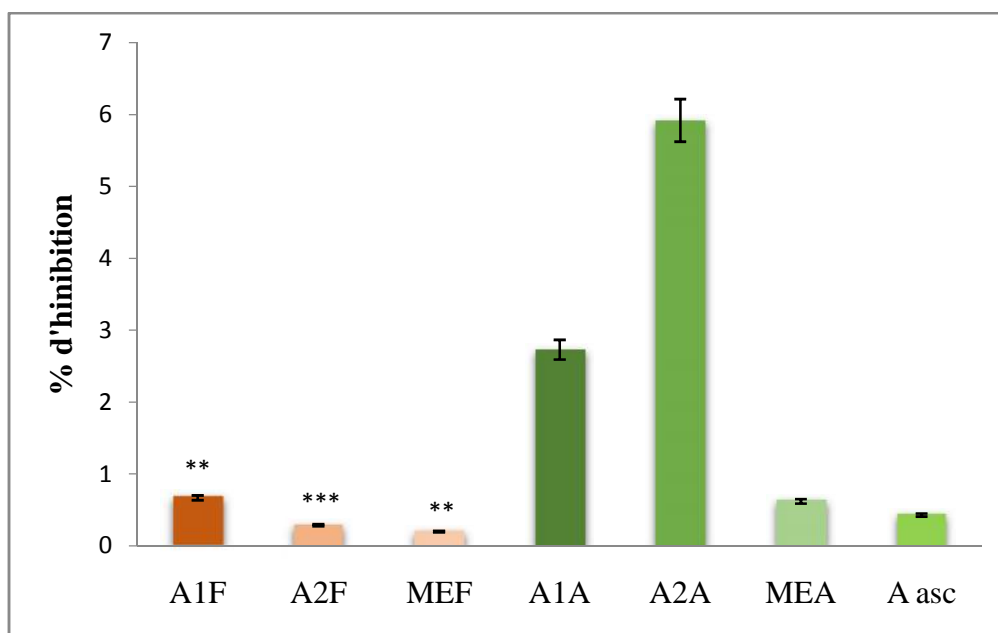


Figure 27 : Activité antiradicalaire du DPPH^o des extraits des feuilles et des amandes de *Moringa Oleifera*.

- * différence significative ($P > 0,05$).
- **différence hautement significative ($P < 0,01$).
- ***différence très hautement significative ($P < 0,001$).

D'après les résultats illustrés dans la figure, nous avons remarqué que l'extraits aqueux (décocté) et méthanolique à 80% des feuilles représentent une activité très hautement significative ($p < 0,001$) à celle de l'acide ascorbique, alors que l'extrait aqueux (infusé) des feuilles représente une activité hautement significative ($p < 0,01$).

Les extraits aqueux (infusé et décocté) et méthanolique à 80% des amandes montre un effet non significatif ($p > 0,05$) à celle de l'acide ascorbique.

➤ Calcul d'IC50

La concentration inhibitrice médiane (IC50) est inversement liée à la capacité antioxydante d'un composé, car elle exprime la quantité d'antioxydant requise pour diminuer la concentration du radical libre à 50%. Plus la valeur d'IC50 est basse, plus l'activité antioxydante d'un composé est élevée (Pokorny *et al.*, 2001).

Les concentrations des échantillons nécessaires pour inhiber 50% du DPPH radicalaire, ont été calculées par régression linéaire des pourcentages d'inhibition calculés en

fonction de différentes concentrations des différents extraits des feuilles et des graines. Les valeurs des IC50 trouvées pour tous les extraits testés sont représentées dans la figure 28 :

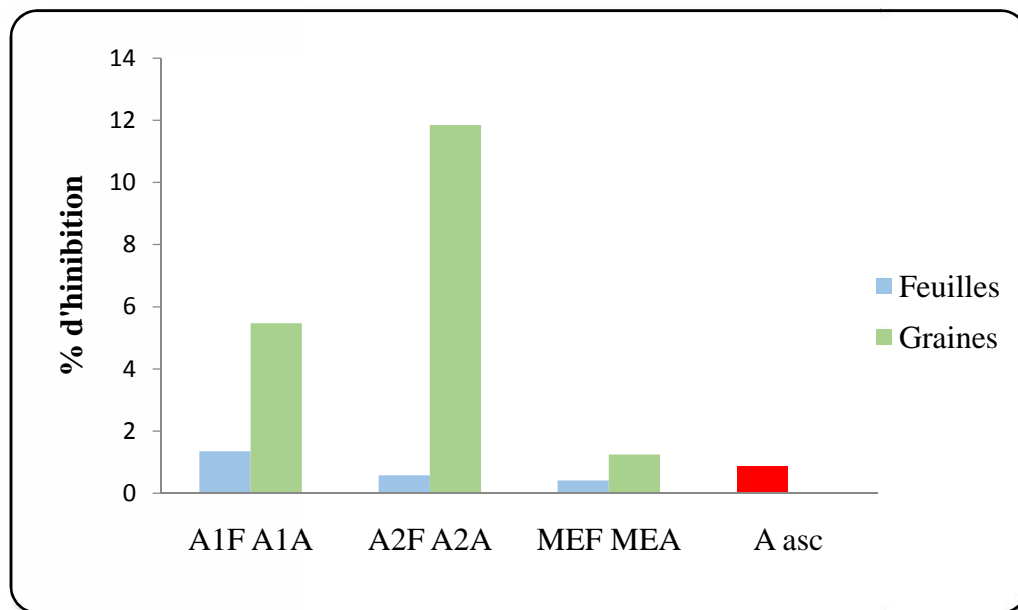


Figure 28 : IC50 des différents extraits des feuilles et d'amandes de la plante contre le radical DPPH°

En comparant les IC50 des différents extraits testés des feuilles et des amandes par rapport à celle de l'acide ascorbique, nous avons remarqué que l'extrait A2F et MEF présente des valeurs des IC50 (0.58 et 0.41 mg/ml respectivement) inférieure à l'acide ascorbique (0.86 mg/ml), ainsi l'extrait A1F et MEA présentent des IC50 rapprochées (1.35 et 1.25 mg/ml) et supérieur à l'acide ascorbique (0.86 mg/ml). Alors que les extraits A1A et A2A avec des valeurs de l'ordre de (5.47 et 11.85 mg/ml) sont largement supérieures à l'acide ascorbique (0,86 mg/ml).

L'activité antioxydant des différents extraits de notre feuilles de *Moringa Oleifera* (0.58 et 0.41 mg/ml respectivement) est largement inférieur aux données des différents auteurs (Anna Baldisserotto *et al.*, 2018) qui travaillé sur les feuilles de la même espèce récolté à partir de la région de Sénégal au mois d'aout 2016 (232.8 ± 0.60 et 305.8 ± 12.15 mg/ml) respectivement pour l'extrait aqueux (décocté) et méthanolique.

Alors que l'activité antioxydant des différents extraits de nos amandes est possèdent des résultats différents au donnée de (Bourai et Guelmani-Ziani, 2015) qui travaillé sur les amandes de la même espèce récolté à partir de la même région de Sud d'Algie dans la période entre septembre et novembre 2014, qui possèdent des valeurs de l'ordre de 0.351, 0.354 et 45.39% pour les extraits aqueux, éthanolique 50% et éthanolique 96%.

Un grand nombre d'études *in vitro* indiquent que les composés phénoliques comme les flavonoïdes, coumarines, acide phénolique, lignanes, hydroxycinnamates et stilbènes, peuvent avoir activité antioxydante considérable (Duthie et Crosier, 2000). L'activité antioxydante des composés phénoliques est due principalement à leurs propriétés redox, ce qui leur permet d'agir comme agents réducteurs, des donneurs d'hydrogène et les désactivateurs d'oxygène singlet (Govindan *et al.*, 2013 ; Farhat *et al.*, 2013 ; Bouaziz *et al.*, 2014).

5. Etude de l'activité antibactérienne :

Le présent travail s'intéresse à l'étude *in vitro* de pouvoir antibactérienne des différents extraits des feuilles et des grains de la plante *Moringa Oleifera* par la méthode de diffusion des disques sur un milieu gélosés solides, Mueller-Hinton. L'activité antibactérienne a été estimée en termes de diamètre de la zone d'inhibition autour des disques contenant les extraits à tester vis-à-vis de trois (3) espèces bactériennes de référence à Gram positif (+) et à Gram négatif (-).

Les résultats obtenus sont récapitulés dans le tableau ci-dessous, le DMSO a été testé comme contrôle négatif, les résultats montrent que le solvant ne présente aucun effet sur la croissance des souches bactériennes.

Tableau 7 : Les effets antibactériennes des extraits/ méthanolique 80% et aqueux des feuilles de *Moringa Oleifera* aux différentes concentrations

Extraits des feuilles	A1F			A2F			MEF			
	25	12.5	6.25	25	12.5	6.25	25	12.5	6.25	DMSO
Concentration mg/ml										
Souches										
<i>S .aureus</i>	5±0.40	3.5±0.28	4±0.3	4.5±0.36	-	-	-	4.5±0.36	-	-
<i>E .coli</i>	3.5±0.28	4±0.32	4±0.32	12.5±0.44	9.5±0.77	8±0.65	6±0.48	5±0.40	-	-
<i>K.pneumoniae</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	4.5±0.36	-
Diamètre d'inhibition en mm										

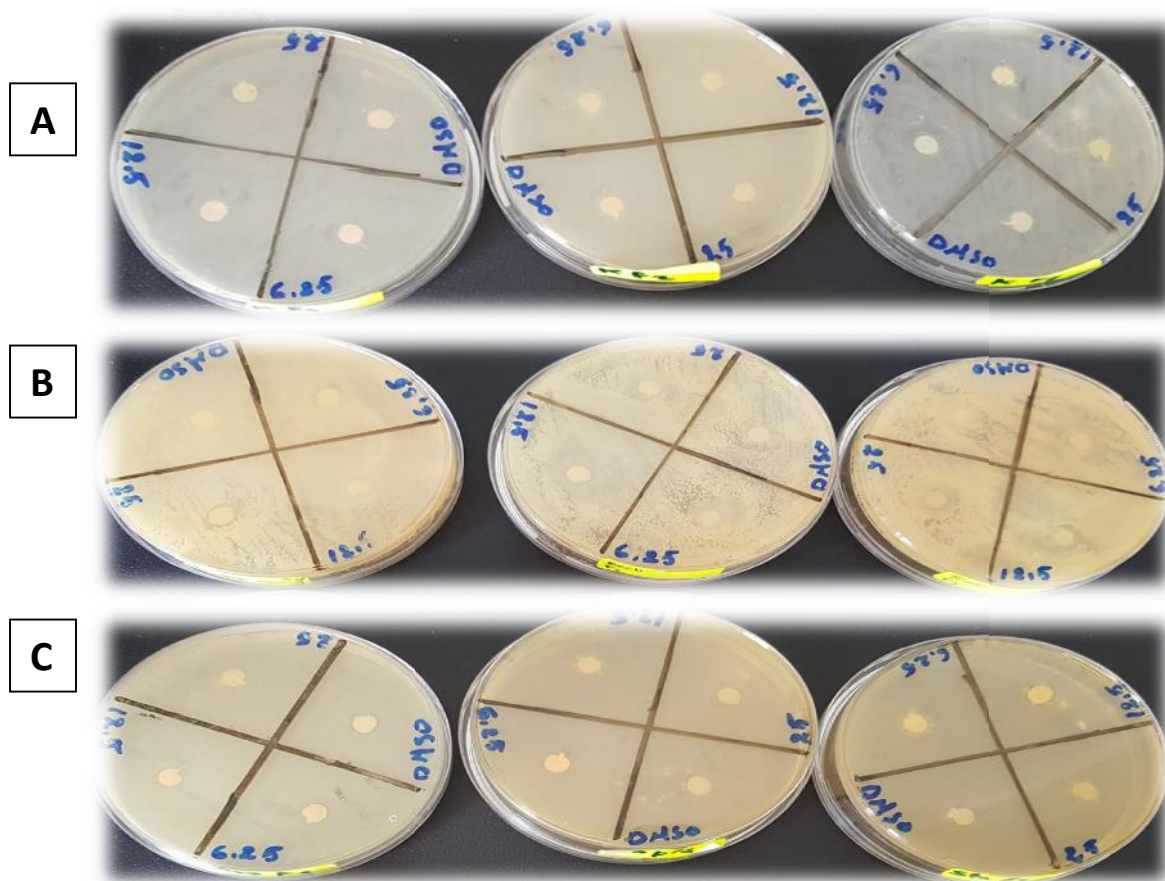


Figure 29 : l'activité antibactérienne des extraits des feuilles à différents concentrations vis-à-vis (A)*K.pneumoniae*,(B) *E.coli*,(C) *S.aureus*

Tableau 8 : Les effets antibactériennes des extraits/ méthanolique 80% et aqueux des amandes de *Moringa Oleifera* aux différentes concentrations

Extraits des amandes	A1A			A2A			MEA			DMSO
	25	12.5	6.25	25	12.5	6.25	25	12.5	6.25	
Concentration mg/ml										
Souches										
<i>S.aureus</i>	8±0.81	-	-	4±0.32	4.5±0.36	-	4±0.32	11.5±0.12	4.5±0.36	-
<i>E.coli</i>	3.5±0.28	6.5±0.53	-	-	4±0.32	-	3.5±0.28	3±0.24	-	-
<i>K.pneumoniae</i>	7.5±0.12	7.5±0.12	15.5±0.20	5±0.40	9	8.5±0.40	3.5±0.28	4±3.26	5±0.40	-
Diamètre d'inhibition en mm										

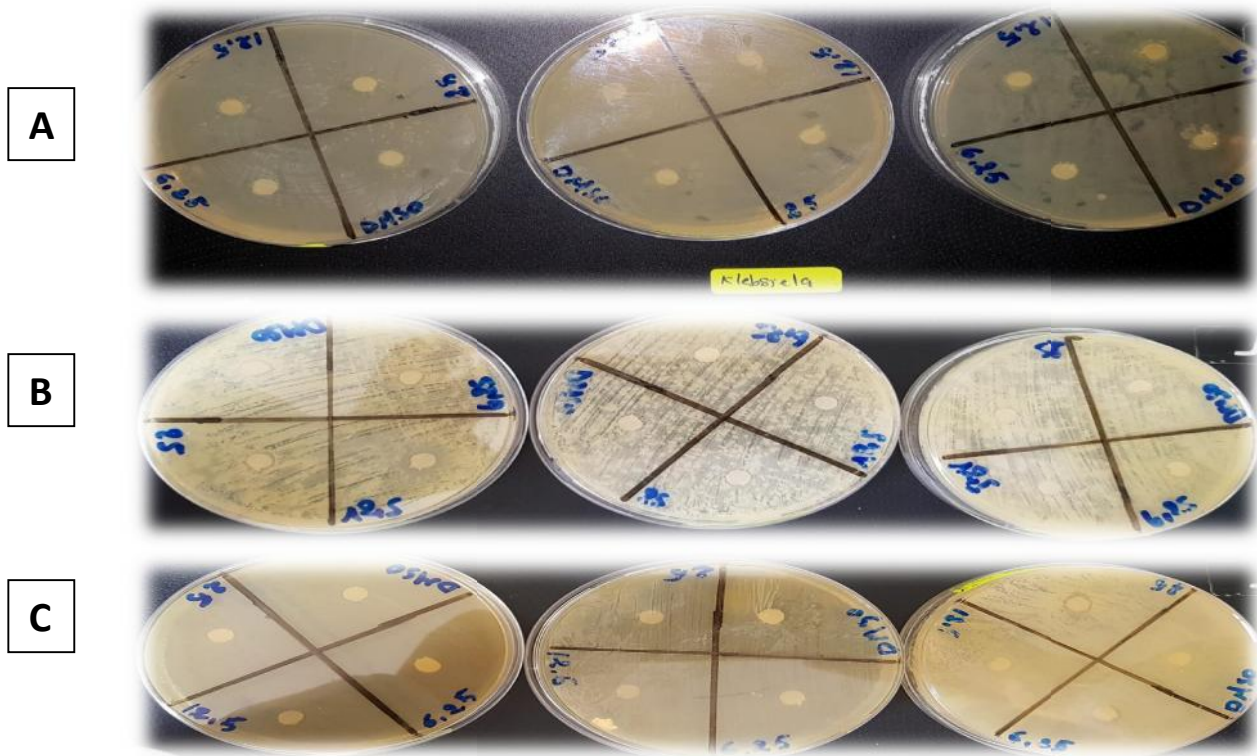


Figure 30 : L'activité antibactérienne des extraits des amandes à différentes concentrations vis-à-vis (A) *K.pneumoniae*, (B) *E.coli*, (C) *S.aureus*

A. Extrait Aqueux (par infusion)

Les activités les plus élevées de l'extrait aqueux des amandes ont été remarquées en *K.pneumoniae* et *E.coli* dont les valeurs moyennes des auréoles d'inhibition sont respectivement 15.5 et 6.5mm.

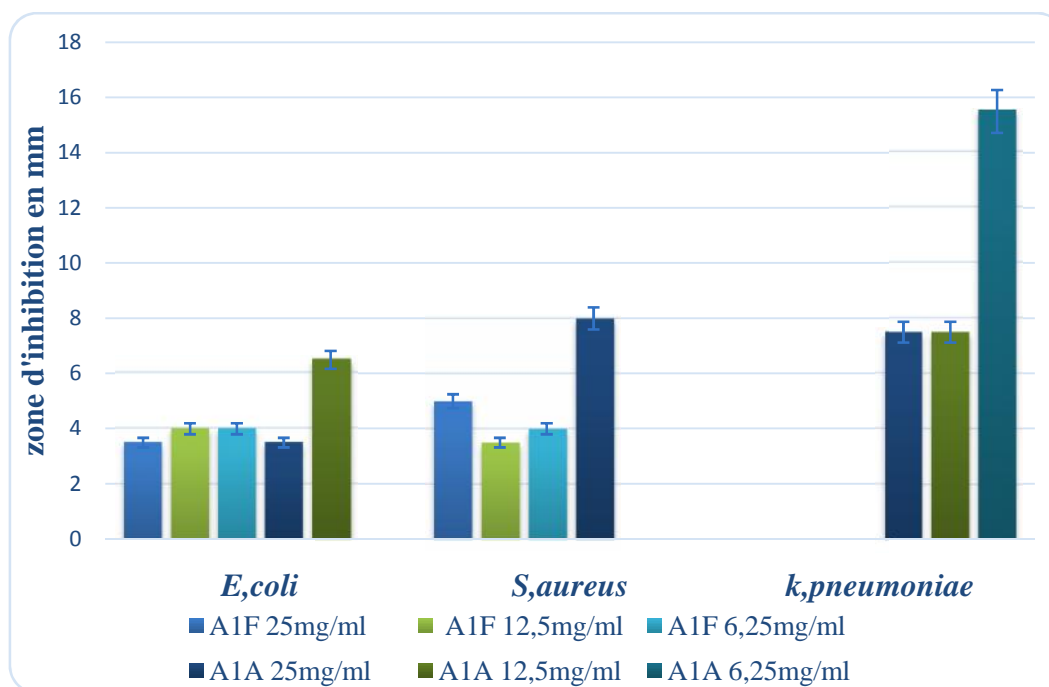


Figure 31: Représentation graphique de l'activité antibactérienne de *M. Oleifera* d'extrait infusé.

Une activité modérée est enregistrée avec les souches *S. aureus* et *E. coli* de l'EAQ des feuilles et des grains. Les diamètres des zones d'inhibition n'ont pas dépassé les 15 mm, et Notant l'absence d'activité sur la souche *S. aureus* et *E. coli* dans les extraits aqueux d'amande à des concentrations 12.5mg/ml et 6.25mg/ml respectivement On peut supposer que l'activité inhibitrice de l'extrait A1F de *Moringa Oleifera* est due à la présence des flavonoïdes, des tanins et des terpènes. Selon Abdulmoneim et al. (2011), l'extrait aqueux des grains (6.25mg/ml) de *Moringa Oleifera* est actif sur *K. pneumoniae* avec une zone d'inhibition de 15.5mm. Notant l'absence d'activité de l'extrait aqueux des feuilles sur cette souche.

B. L'extrait Aqueux (par décoction)

Le pouvoir antibactérien de l'extrait par décoction des feuilles le plus avéré a été observé avec *E. coli* dont le diamètre de la zone d'inhibition est de 12.5mm. La souche *S. aureus* se comportent avec un diamètre 4.5mm et l'absence d'activité sur *K. pneumoniae*. Pour l'extrait par décoction des amandes a présenté une activité moindre que celle des feuilles sur la souche *E. coli* dont le diamètre des zones d'inhibition est 8mm dans la concentration 12.5mg/ml.

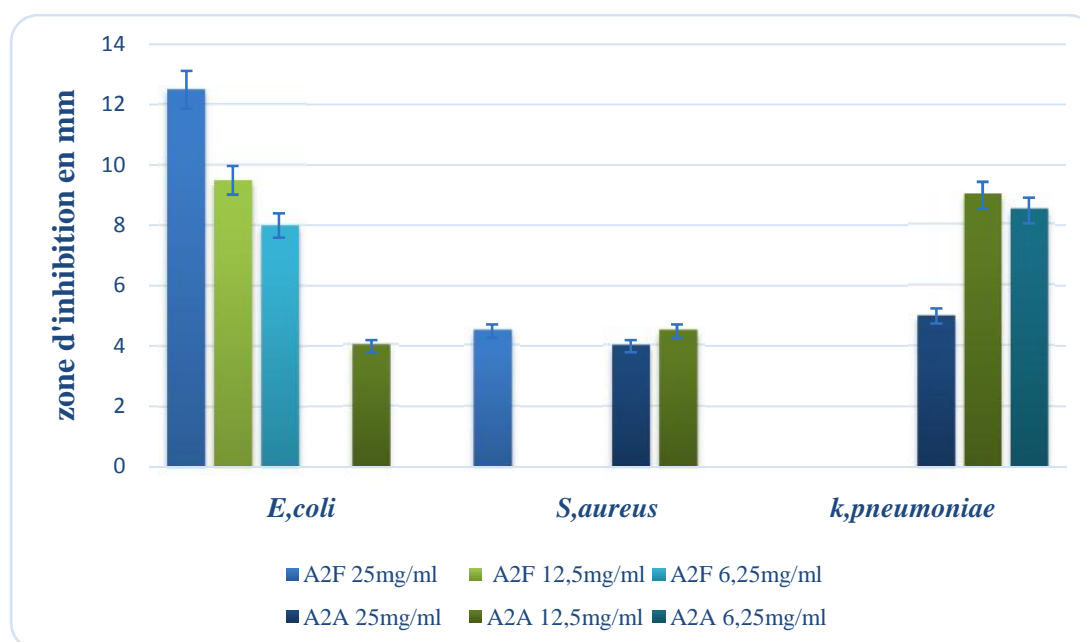


Figure 32 : Représentation graphique de l'activité antibactérienne de *M. Oleifera* d'extrait aqueux par décoction.

La comparaison des moyennes démontre que l'inhibition est variable d'une bactérie à une autre pour l'ensemble les extraits décoctés analysés. Il apparaît que *E.coli* (gram négative) est la bactérie la plus susceptible par comparaison avec les autres souches; ceci peut être attribué à la différence de la composition d'extrait A1F.

L'extrait décocté des feuilles ont été trouvés contenir une quantité de flavonoïde et des polyphénols plus importants s'accordent avec les résultats de Belhi et al. (2018), donc on peut dire que l'activité antibactérienne de ces extraits est due à la présence de ce type de composés chimiques actifs dans leur composition.

Des résultats ont montré que la consommation des feuilles de *Moringa Oleifera* sous forme de décocté, sont plus efficaces contre les bactéries que quand elles sont consommées à l'état frais. L'avantage de l'état frais est qu'il conserve les vitamines dont la valeur nutritionnelle n'est plus à démontrer (Millogo, 2014).

Généralement, les extraits de feuilles étaient plus efficaces par rapport à la graine. Cette constatation est confirmée par Sankar, (2012).

C. L'extrait hydroalcoolique

Selon la figure ci-dessous on remarque presque toutes les bactéries sont sensibles à l'extrait MEA des amandes la plus grande surface d'inhibition est enregistrée par la souche *S.aureus* (11.5mm), suivie par *K.pneumoniae* (5mm), *E.coli* (3.5mm).

Pour l'extrait hydroalcoolique des feuilles on remarquait l'absence d'activité sur *K.pneumoniae* d'une part et une présence d'activité affirmé sur les autres souches *E.coli* et *S.aureus* successivement.

En revanche. Cette activité antibactérienne de l'extrait hydroalcoolique de *Moringa Oleifera* est peut-être attribuée principalement à son constituant majoritaire (flavonoïdes, tanins...).

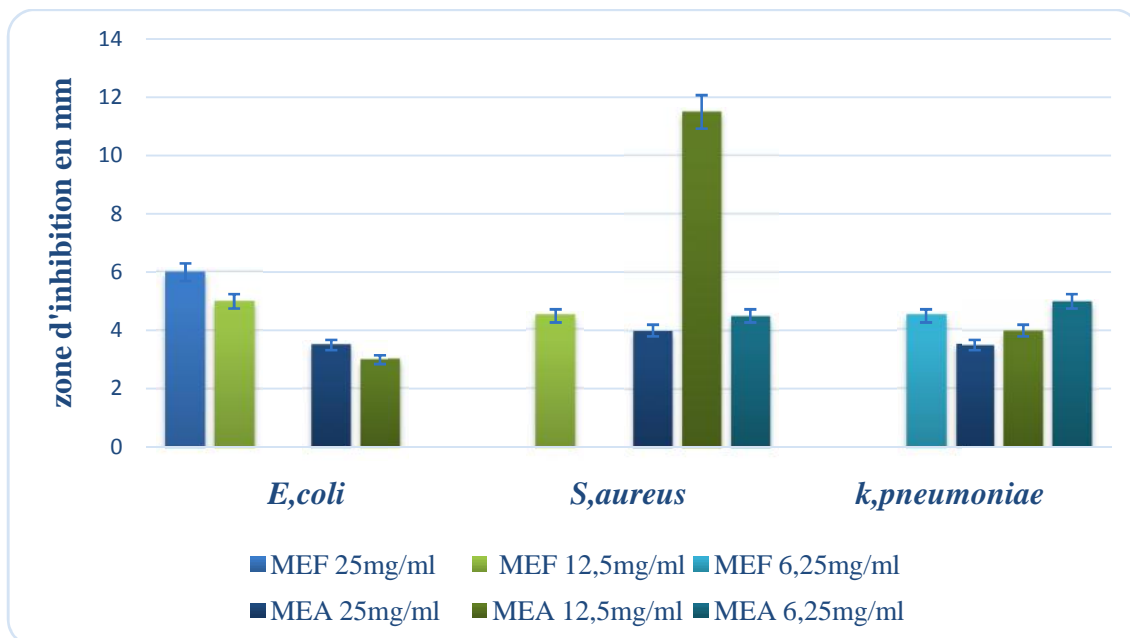


Figure 33: Représentation graphique de l'activité antibactérienne de *M. Oleifera* d'extrait hydroalcoolique

L'activité antibactérienne des extraits de plantes est due aux différents composés chimiques présent dans ces extraits, y compris ; les flavonoïdes, les tannins et les triterpénoïdes ainsi que d'autre composés de nature phénolique ou groupes hydroxyle libre, qui sont classifiés comme composés antibiotiques très actifs (Rojas *et al.*, 1992 ; Marjori, 1999). La variation de la composition chimique explique donc les variations observées dans l'activité antibactérienne des extraits d'une même plante ou de plantes différentes.

D'après les résultats de la présente étude, l'activité antibactérienne des extraits de deux parties de *Moringa Oleifera* vis-à-vis des trois souches varie de 3 à 11.5mm de zone d'inhibition.

Les zones d'inhibition mesurées pour la souche *E.coli* varient de 3 à 6mm. L'effet inhibiteur le plus prononcé est obtenu avec l'extrait aqueux décocté des amandes avec un diamètre de 4mm, 4.5mm, 11.5mm, suivie de l'extrait des feuilles infusé avec un diamètre de 5 mm et 6mm.

Pour la souche *K.pneumoniae* la valeur la plus élevée est obtenue par l'extrait décocté des grains avec un diamètre de 10 et 9 mm, et absolument non sensible dans les extraits des feuilles. Pour la souche *S.aureus*, la valeur la plus élevée est obtenue par l'extrait MEA avec un diamètre de 11.5 mm et 4.5mm, suivie de l'extrait infusé des feuilles avec un diamètre de 4.5mm

D'après les deux tableaux, les résultats de l'activité antibactérienne des six extraits de feuilles et amandes de la plante *Moringa Oleifera* testée à trois concentrations différentes (25, 12.5, 6.25 mg/ml) montrent que l'extrait MEA présente l'activité antibactérienne la plus importante, vis-à-vis de *S.aureus* et *k.pneumoniae* avec des diamètres de 11, 5, 4.5 mm par opposition les deux extraits aqueux des feuilles montrent une activité élevée vis-à-vis d'*E. coli* diamètres 6mm, 5mm successivement, ces deux derniers n'ont présentés aucun effet vis-à-vis de *k.pneumoniae*

Nos résultats sont en accord et supérieurs avec ceux trouvés par (Prasad *et al.*, 2014), qui ont fait l'évaluation *in vitro* des propriétés antibactériennes des *Moringa Oleifera* d'extraits méthanoliques des feuilles avec une concentration initiale 1000mg/ml, et ont trouvé des diamètres d'inhibition variables en fonction des souches : *S. aureus* (11 mm), *E. coli* (12 mm). Abubakar et Usman, (2016) ont fait une recherche phytochimique et antibactérienne de *Moringa oleifera* de la région l'État du Niger avec l'extrait aqueux et méthanolique des feuilles sur des souches pathogènes bactériennes ont trouvés presque les mêmes résultats.

Une autre étude faite par Dorothea et ses collaborateurs, (2016) où l'extrait aqueux et méthanolique des grains de *Moringa oleifera* donné une activité antibactérienne semblable vis-à-vis de bactéries testées, parmi lesquelles *E.coli* de diamètre 10 mm à une concentration de 50 mg/ml.

Aussi (Idris, 2013), lors d'étudiée in vitro l'activité antibactérienne l'extrait de grain dégraissé brute ils ont utilisé les concentrations suivantes : (0.012-25 mg/mL), il montre un effet inhibiteur élevé contre *E. coli* leurs résultats est comparable avec nos résultats.

Ceci s'explique mieux par les résultats (Abdalla *et al.*, 2016), qui ont montré que les extrait méthanoliques des feuilles de *Moringa Oleifera* ont des effets inhibiteurs élevés sur *S. aureus*, *K.pneumoniae* et *E.coli*, et que l'inhibition de la croissance bactérienne était dépendant de la dose utilisé.

En revanche, nos résultats sont différents de ceux trouvés par Basha Chekesa et YelamtsehayMekonnen, (2015) où l'extrait méthanolique des feuilles de *Moringa Oleifera* était inactive sur *Escherichia coli*, et leurs résultats sont semblable où l'extrait méthanolique des grains était active vis-à-vis de *Staphylococcus aureus* et *Escherichia coli*.

La comparaison des résultats est assez difficile pour diverses raisons : les souches bactériennes utilisées ne sont pas toujours les mêmes, les échantillons de plantes utilisés sont d'origines géographiques différentes, les conditions et les méthodes utilisées ne sont pas toujours les mêmes.

Conclusion

Cette étude a fait l'objet d'évaluer deux poudres des feuilles et des amandes de *Moringa Oleifera*. Cette étude nous a permis d'évaluer d'une part la composition chimique globale et la teneur en composés phénoliques et flavonoïdes des deux parties étudiés et d'autre part l'évaluation de l'activité antioxydante, ainsi que l'activité antibactérienne des extraits des deux poudres citer de *Moringa Oleifera* originaire de la wilaya de Tamanrasset, qui diffère l'une de l'autre par les différents solvants utilisés.

Les rendements des extraits réalisés sur les feuilles et les amandes de la plante sont relativement importants, où le rendement le plus élevée est présenté par l'extrait méthanolique à 80% des feuilles suivi par les autres extraits aqueux (infusé et décocté) des feuilles et des amandes.

Le screening phytochimique réalisé, a révélé la richesse de notre plante en métabolites secondaires, où nous avons constaté que les feuilles sont plus riches en métabolite secondaire (alcaloïdes, tanins, flavonoïdes...etc) par apport aux amandes.

D'après l'analyse quantitative, nous avons observé des teneurs des phénols totaux plus élevée est rapprochées dans les extraits méthanolique à 80% et aqueux (infusé et décocté) des feuilles, suivi par les trois extraits (infusé, décocté et méthanolique à 80%) des amandes.

Concernant les flavonoïdes, nous avons remarqué des teneurs plus élevées dans l'extrait aqueux (infusé) et méthanolique à 80% suivi par l'extrait aqueux (décocté) des feuilles. Alors que les trois extraits des amandes (infusé, décocté et méthanolique à 80%) possèdent des teneurs plus faibles en flavonoïdes.

L'analyse chromatographique sur couche mince montre que les feuilles de *Moringa Oleifera* contiennent principalement de flavonoïdes de types flavonol.

Effectivement, le test au DPPH révèle que les trois extraits des feuilles sont les plus actifs comme piègeurs du radical DPPH dont l'extrait (méthanolique à 80%) qui est le plus riche en composés phénoliques et présente l'effet antiradicalaire le plus élevé suivi par l'extrait aqueux (décocté) et l'extrait aqueux (infusé) respectivement, alors que les deux extraits aqueux et l'extrait méthanolique des amandes, ont montré une activité antiradicalaire faible par rapport à l'acide ascorbique.

A l'issu de cette étude, il ressort que l'extrait méthanolique à 80% des amandes est

l'extrait le plus active suivi des extraits aqueux des feuilles. De façon générale, les extraits sont actifs sur les bactéries Gram- que les Gram+. Les résultats montrent également que l'activité de chaque type d'extrait dépend de la polarité des phytomolécules à l'égard des solvants. Il faut retenir que les extraits des deux parties de la plante agissent à faible dose, par conséquent les feuilles et les amandes de la plante étudiée manifeste une activité antibactérienne.

Cette étude montre que les feuilles de *Moringa Oleifera* peuvent être considérées comme une source d'antioxydants naturels pour l'utilisation médicinale.

Cependant, ce travail reste préliminaire. Il serait beaucoup plus intéressant de compléter ce travail pour ;

- Caractériser les constituants de cette plante par des méthodes analytiques plus performantes comme HPLC, GC-SM et le RMN.
- Tester les autres méthodes d'extraction et évaluer le rendement des substances /obtenues
- Déterminer la concentration minimale inhibitrice (CMI) et la concentration minimale bactéricide (CMB) de l'extrait sur une large gamme d'agents pathogènes (virus, parasites, bactéries et champignons).

Références

-A-

Abdulmoneim, M., Saadabi, I.E., Abu Zaid. (2011). An In vitro Antimicrobial Activity of *Moringa Oleifera* L. Seed Extracts Against Different Groups of Microorganisms. Australian Journal of Basic and Applied Sciences, 5(5): 129-134.

Aberra M., Workinesh T., Tegene N. (2011). Effects of feeding *Moringa stenopetala* leaf meal on nutrient intake and growth performance of Rhode Island Red chicks under tropical climate. Trop Subtrop Agroecosyst. 14 : 485-492.

Abubakar, I., Usman, A. (2016). Phytochemical and antibacterial investigations of *moringa (Moringa Oleifera)* leaf extract on selected bacterial pathogens. Journal of Microbiology and Antimicrobials. 8(5) :28-33

Adoui, A., Fartas, H., Mecheri A. (2016). Effet du stress oxydant dans l'apparition de quelques complications du diabète mellitus. Mémoire présenté en vue de l'obtention du Diplôme de Master. Université des Frères Mentouri Constantine.

Agarwal, A., Prabakaran, S. A. (2005). Mechanism, measurement, and prevention of oxidative stress in male reproductive physiology. Indian Journal of Experimental Biology Vol. 43 : 963-974

Aguilera-Carbo, A., Augur, C., Prado-Barragan, L. A., Favela-Torres, E., Aguilar, C.N. (2008). Microbial production of ellagic acid and biodegradation of ellagitannins. Applied microbiology and biotechnology. 78(2):189-199.

Aja, P, Nwachukwu, N., Iblam, U., Igwenyi, I., Offor, C., Orji, U. (2014). Chemical constituents of *Moringa oleifera* leaves and seeds from Abakaliki, Nigeria. Am J Phytomed Clin Ther. 3: 310-321.

Akamatsu, S., Watanabe, A., Tamesada, M., Nakamura, R., Hayashi, S., Kodama, D., Kawase M., Yagi, K. (2004). Hepatoprotective effect of extracts from *Lentinusedodes mycelia* on dimethylnitrosamine-induced liver injury. Biological & pharmaceutical bulletin. 27(12) :12.

Akinyeye, E.O., Solakane, I.O., Adebisi. (2014). Phytochemical and antimicrobial evaluation of leaf and seed of *Moringa Oleifera* extracts. International Journal of Research in Medical and Health Sciences. 4(6): 10.

Alhakmani, F., Kumar, S., Alam, K. (2013). Estimation of total phenolic content, in-vitro antioxidant and anti-inflammatory activity of flowers of *Moringa Oleifera*. Asian Pac J Trop Biomed.3(8):623-627.

Alsadig, M., Hanaa, Y., Rasha, A., Hind, I., Mohammed Y. (2016). Evaluation of Antimicrobial Activity of *Moringa Oleifera* leaf extracts against pathogenic Bacteria Isolated from urinary tract infected patients. Journal of Advanced Laboratory Research in Biology.

Amana, K. (2007). Les anacardiaceae du togo : les études botaniques, écologiques et propriétés antifongiques. Thèse de doctorat de l'université de reimschampagneardenne. 182. Antioxydant activity of stem and root of extract of rhubarb (*Rheum ribes*): An edible medicinal plant. Food chemistry. 10: 623-630.

Anwar, F., Ashraf, M., Bhangar, MI (2005). Interprovenance variation in the composition of *Moringa oleifera* oilseeds from Pakistan. J Am Oil Chem Soc. 82:45-51.

Anwar, F., Bhangar, MI (2003). Analytical characterization of *Moringa Oleifera* seed oil grown in temperate regions of Pakistan. J Agric Food Chem. 51:6558-6563.

Arbenz, A., Avérous, L. (2015). Chemical modification of tannins to elaborate aromatic biobased macromolecular architectures. Green chemistry:2626-2646.

Arimboor, R., Arumughan, C. (2011). Sea buckthorn (*Hippophaerhamnoides*) proanthocyanidins inhibit in vitro enzymatic hydrolysis of protein. J Food Sci. 76(6): 130-7.

Atakpama, W., Kponor, E. G. E., Kanda, M., Dourma, M., M'tékounm, N., Batawila, K., and Akpagana, K. (2014). *Moringa Oleifera* Lamarck (Moringaceae) : une ressource phytogénétique à usage multiple. Sciences de la vie, dela terre et agronomie, 2(1).

Atawodi, SE. (2005). Antioxidant potential of african medicinal plants. African Journal of Biotechnology. 4 (2):128 – 133.

Aufrere, J., Theodoridou, K., Baumont, R. (2012). Valeur amaginaire pour les ruminants des légumineuses contenant des tannins condensés en milieux tempérés. Productions Animales. 25(1) : 29.

Avallone, R., Plessi, M., Baraldi, M., Monzani, A. (1997). Determination of chemical composition of carob (*Ceratonia siliqua*): protein, fat, carbohydrates, and tanins. Journal of food composition and analysis. 10: 166–172.

Aziman, N., Abdullah, N., Noor, Z.M., Zulkifli K. S., Kamarudin, W. S. S. W. (2012). Phytochemical constituents and in vitro bioactivity of ethanolic aromatic herb extracts. *SainsMalaysiana*. 41(11): 1437–1444.

-B-

B Yi., Y, Yu., Y.Z Liang.,B,Zeng.(2007). In vitro antioxidant and antimicrobial activities of the extract of *PericarpiumCitriReticulatae* of a new Citrus cultivar and its main flavonoids. *LWT-Food Science and Technology*4: 1000-1016.

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.10 p.

Baldisserotto, A., Buso, P., Radice, M., Dissette, V., Lampronti, I., Gambari, R., Manfredini, S., Vertuani, S.(2018). *Moringa Oleifera* Leaf Extracts as Multi functional Ingredients for Natural and Organic Sunscreens and Photoprotective Preparations. *Journal molecules Molecules*, 23,664; doi: 10.3390

Basha, C., Yelamtseyah, M. (2015). Antibacterial Aactivity of *Moringa stenopetala* against Some Human Pathogenic Bacterial Strains. *Sci. Technol. Arts Res. J.*, April-June 2015, 4(2): 190-198

Baskaran, A., Chua, K.H., Sabaratnam, V., Ram, M.R., Kuppusamy, U.R. (2017). *Pleurotusgiganteus* (Berk. Karun & Hyde), the giant oyster mushroom inhibits NO production in LPS/H₂O₂ stimulated RAW 264.7 cells via STAT 3 and COX-2 pathways/*BMC.ComplementAltern Med*.17: 40.

Basli, A., Chibane, M., Madani, K., Oukil, N. (2012). Activité antibactérienne des polyphénols extraits d'une plante médicinale de la flore d'Algérie : *Origanumglandulosum*Desf. *Phytothérapie*, 10(1) : 2-9.

Bationo, F., Savadogo, A., Kabore, D., Ouattara, L., Ouedraogo, H. G., Savadogo, B., and Traore, A. (2015).Storage influence on beta-carotene and alpha-tocopherol contents of solar-dried *Spirulina platensis* (Spirulina). *African Journal of Food Science*. 9(12) :546-554.

Beddou, F. (2015). Etude phytochimique et activités biologiques de deux plantes médicinales sahariennes *Rumex vesicarius L.* et *Anvillearadiata*Coss. & Dur. Thèse de Doctorat,

Universite Abou BekrBelkaid.Tlemcen, Algerie.

Belge, E. (2016). The importance of antioxidants which play the role in cellular response against oxidative. Nutrition Journal. 15: 71.

Belviranli M., Okudan N. Well-Known Antioxidants and Newcomers in Sport Nutrition. 2015.

Ben Salem, H., Makkar, H. (2009). Defatted *Moringa Oleifera* seed meal as a feed additive for sheep. Animal Feed Science and Technology. 150 : 27-33.

Benkrief, R. (1990). Inventaire ethnobotanique des plantes médicinales de l'Est algérien : étude chimique de " *Hammada articulata*"(Moquin) Iljinssp. *Scoparia Pomel*. Etude chimique de 3 plantes néo-calédonniennes à monoterpénoïdes, Paris 5.

Bessaoud, S. (2015).Evaluation de quelques paramètres de la balance oxydants/antioxydants chez des rats diabétiques recevant de la quercétine. Mémoire de Fin de Cycle En vue de l'obtention du diplôme. Université Abou bekrBelkaid Tlemcen UABT.

Bhat S.V., Nagasampagi B.A. Sivakumar M. (2005). Chemistry of natural products. Ed. Narosa, New Delhi, India, p. 237.

Bhattacharya, S. B., Das, A., K. Banerji., N. (1982). Chemical investigations on the gum exudate from sajna (*Moringa Oleifera*). Carbohydrate Research.102: 253-262.

Birben E., Sahiner U.M., Sackese C, Erzurum S., Kalayci O. (2012).Oxidative Stress et Antioxydant Defense.WAO Journal; 5(1) :9-19.

Blandine, Garait. (2006). Le stress oxydant induit par voie métabolique (régimes alimentaires) ou par voie gazeuse (hyperoxie)et effet de la glisodin R, biologie cellulaire. Université Joseph-Fourier - Grenoble I. Français.

Boizot, N., Charpontier, J. P., (2006).Méthode rapide d'évaluation du contenu en composés phénolique des organes d'un arbre forestier. Le Cahier des Techniques de l'Inra. P : 79-82.

Booth N.L., Dejan N., Richard B., StociE.(2004). New lanthanide complexes of 4 methyl 7 hydroxy coumarin and their pharmacological activity. Clinical Pharmacology and Therapeutics. 50:120-123.

Bouazza, A., Bitam, A., Amiali, M., Bounihi, A., Yargui, L., Koceir, EA. (2015). Effect of fruit vinegars on liver damage and oxidative stress in high-fat-fed rats. *Pharmaceutical Biology*. 53(4) :1–6.

Boubacar, S.A. (2005). Etude de la phytochimie et des activités biologiques de *Combretum glutinosum* Perr.ex DC (Combretaceae), Thèse de doctorat en Pharmacie, Université de Bamako, Mali.

Boudjoureff, M. (2011). Etude de l'activité antioxydante et antimicrobienne d'extraits d'*Artemisia campestris* L. Thèse magister Biochimie appliquée. Université Ferhat Abbas. Sétif. 64p.

Bougandoura, N., Bendimerad, N. (2012). Evaluation de l'activité antioxydante des extraits aqueux et méthanolique de *Satureja calamintha* sp. *Nepeta* (L.) Briq. *Nature & Technologie*. (9) :14 – 19.

Boullard, B. (2001). Plantes médicinales du monde : Réalités et Croyances. Paris : Edition ESTEM, Paris, 636 p.

Brianceau, S. n. (2015). Vers une amélioration quantitative et qualitative de l'extraction des composés phénoliques du marc de raisin rouge à l'aide d'électrotechnologies, Compiègne. Mémoire de fin de cycle en vue de l'obtention du diplôme. École doctorale 71, Sciences pour l'ingénieur (Compiègne).

Broin M. (2005). Compositions nutritionnelles des feuilles de *Moringa oleifera*. CTA, 5p. Disponible sur <http://www.moringanews.org>. consulté le 26/09/2013.

Brooker, N., Windorski, J., and Bluml, E. (2008). Halogenated coumarin derivatives as novel seed protectants. *Commun Agric Appl Biol Sci*. 73(2) :81-9.

Bruneton, J. (2009). Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales. 4ème édition. Lavoisier Tec et Doc., Paris, 1240 p4.

-C-

C. pasquier. (1995). Stress oxydatif et inflammation *Revue française des laboratoires*, N ° 276, p 89.

Cadenas, E., Davies, JA. (2000). *Free Radic. Biol. Med.* 29: 222.

- Cai, L Y., Shi, Fx., Gao, X. (2011).** Preliminary phytochemical analysis of *Acanthopanax trifoliatum*(L) Merr. Journal of Medicinal Plants Research. 5: 4059- 4064.
- Carvalho, O., Botelho, C., Ferreira, C., Ferreira, H., Santos, M., Diaz, M., Oliveira, T., Soares-Martins, J., Almeida, M., and Júnior, A. S. (2013).** In vitro inhibition of canine distemper virus by flavonoids and phenolic acids: implications of structural differences for antiviral design. Research in veterinary science, 95(2), 717-724.
- Castaldo, S.A., Freitas, J.R., Conchinha, N.V., Madureira, P.A. (2016).** The Tumorigenic Roles of the Cellular REDOX Regulatory Systems/Oxidative Medicine *and Cellular Longevity*;2016: 17 pages.
- Chbani, A., Mawiawi, H., Eltahiri, S. (2011).** Antibacterial activity of brown seaweed extracts of *Padina pavonica* from the Mediterranean coast of Lebanon. Phytothérapie, Advances in Environmental Biology, 6(1): 42-48.
- Cheurfa, M., Allem, R. (2015).** Study of hypocholesterolemic activity of Algerian *Pistacialentiscus* leaves extracts in vivo. Revista Brasileira de Farmacognosia, 25(2): 142–144.
- Cheyrier, V. (2005).** Polyphenols in foods are more complex than often thought. Am. J. Clin. Nutr.vol (81): 223-229.
- Choi Y.M., Noh D.O., Cho S.Y., Suh H.J., Kim K.M., and Kim J.M. (2006).** Antioxidant and antimicrobial activities of propolis from several regions of Korea. LWT. 39 :756-761.
- Choi, E.J., Kim, E. K. (2015).** Antioxidation, physicochemical, and sensory characteristics of sulgidduck fortified with water extracts from *Moringa Oleifera* leaf. Korean journal of food and cookery science, 31 (3), 335-343.
- Chollom, SC., Agada, GOA., Gotep, JG., Mwankon, SE., Dus, PC., Bot, YS., et al.** Investigation of aqueous extract of *Moringa Oleifera* Lam. seed for antiviral activity against Newcastle disease virus in ovo. Journal of Medicinal Plant Research. 2010 ; 6(22) :3870-3875.
- Christelle Koechlin-Ramonatxo. (2006).** Oxygène, stress oxydant et suppléments antioxydantes ou un aspect différent de la nutrition dans les maladies respiratoires. Université Montpellier-I, France Page 168.
- Collard J. (2014).** Stress oxydant. (WWW. Labocollard .be J. Collard: Stress oxydant 2014).

Collin S., Crouzet J. (2011). Polyphénols et procédés. En France par EMP. S.S.A., Paris, p 5,,13, 16, 235.

Coppin, JP., Xu, Y., Chen, H., et al. (2013). Determination of flavonoids by LC/MS and anti-inflammatory activity in *Moringa Oleifera*. J FunctFoods. 2013 ;5 :1892–1899.

Csiszár, J., Horváth, E., Bela, K., Gallé, Á. (2016). Glutathione-Related Enzyme System: Glutathione Reductase (GR), Glutathione Transferases (GSTs) and Glutathione Peroxidases (GPXs)/Redox State as a Central Regulator of Plant-Cell Stress Responses. 2016: 137-158.

Cui, XQ., Wang, HQ., Liu, C., Chen, RY. (2008). Study of antioxidant phenolic compounds from stem barks of *Morusyunnanensis* (in Chinese). Zhonggno Zhong Yao Za Zhi, 33 : 1569-1572

Cuong, Ho. (2017). Études des anti-oxydants-antimicrobiens provenant de fruits et légumes, Thèse Doctorat en sciences et technologie des aliments, université laval Québec, Canada.

-D-

D, Seleem, V., Pardi, R., M, Murata. (2017). A diverse group of natural compounds with anti *Candida albicans* activity in vitro. Archives of Oral Biology 76 (2017) 76–83.

D.M. Van der heijde., M.A. Van'thof., P.L. Van riel. (1990). Judging disease activity in clinical practice in rheumatoid arthritis: first step in the development of a disease activity. Annals of Rheumatic Diseases. 49(11), 916-20.

Da Sliva, SL., De Silva, A., Homorio, KM., Marangoni, S., Toyama, MH., Da, Silva ABF. (2004). The influence of electronic, steric and hydrophobic properties of flavonoid Compounds

Das, K., Roychoudhury, A. Reactive oxygen species (ROS) and response of antioxidants as ROS-scavengers during environmental stress in plants/Front. Environ. Sci. 2014.

De Saint Sauveur, A., Broin, M. (2010). Produire et transformer les feuilles de *Moringa*.

Debnath, S., Biswas, D., Ray, K., Guha, D. (2011). *Moringa Oleifera* induced potentiation of serotonin release by 5-HT 3 receptors in experimental ulcer model. Phytomedicine, 18(2), 91-95.

Debray, M., Jacquemin H., Razafindrambo, R., (1971). Phytochemical Screening of *Pentadesmabutyracea* Sabine (Clusiaceae) Acclimated in Benin by GC/MS. Travaux et documents de l'Orstom, Paris. France. (2013) : 8.

Delpha, ISIS. (2011). Moringa (*Moringa oleifera* lam): current uses and pharmacological interest.

Di Meo, M.T.S., Reed, T.T., Venditti, P., Victor, V.M. (2016). Role of ROS and RNS Sources in Physiological and Pathological Conditions /Oxidative Medicine and Cellular Longevity. 2016:44 pages

Diallo, D., Sanogo, R., Yasambou, H., Traré, A., Coulibaly, K., Maïga, A. (2004). Etude des constituants des feuilles de *Ziziphus mauritiana* lam. (Rhamnaceae). Utilisées traditionnellement dans le traitement du diabète au Mali. C.R. Chimie, 7 :1073-1080.

Dibong, S.D., Ottou, P. B. M., Vandi, D., Ndjib, R. C., Tchamaha, F. M., and Mpondo, E. M. (2015). Ethnobotanique des plantes médicinales anti hémorroïdaires des marchés et villages du Centre et du Littoral Cameroun. Journal of Applied Biosciences, 96, 9072-9093.

Dinzedi, MR, (2015). Activités antibactériennes de extraits de *Terminalia catappa* et *Thonningiasanguinea* sur *Escherichia coli*, *Klebsiella pneumoniae* et *Staphylococcus aureus* multiresistantes d'origine humaine. Thèse de Doctorat de l'Université Félix Houphouët-Boigny, Abidjan, Côte d'Ivoire, 133 p.

Djouahra, D. (2012). Alcaloïdes et polyphénols d'*Haplophyllum tuberculatum* (Forssk) : effet antimicrobien. Mémoire de magister : Biochimie appliqué et microbiologie. Université M'Hamed Boguera Boumerdes. 98p.

-E-

E. S. Attakpa, G. A. Bertin, N. W. Chabi, J.-M. Atégbo, B. seri, N. A. Khan. (2017). *Moringa Oleifera*-Rich Diet and T Cell Calcium Signaling in Spontaneously Hypertensive Rats. *Physiol. Res.* 66: 753-767.

Edeaga, H.O., Okwu, D. E., Mbaebie BO. (2005). Phytochemical constituents of some Nigerian medicinal plants. *African journal of biotechnology.* 4 (7), pp 685-688.

I. E.H, Elgailani., C.Y, Ishak. (2014). Determination of Tannins of Three Common Acacia Species of Sudan. *Armando Zarrelli.* 2014; 5:1.

Enoiu, M. (2001). Rôle pro-oxydant de la gamma-glutamyltransférase et de la gamma-glutamyltransférase « related » dans la peroxydation lipidique. 2. Thèse Université Henri Poincaré Nancy.

-F-

Falleh, H., Ksouri, R., Chaieb, K., Karray-Bouraoui, N., Trabelsi, N., Boulaaba, M., Abdely, C. (2008). Phenolic composition of *Cynara cardunculus* L. organs, and their biological activities. *Comptes Rendus Biologies*, 331, 372-379.

Favier, A. (2003). Le stress oxydant-Intérêt conceptuel et expérimental dans la compréhension des mécanismes des maladies et potentiel thérapeutique/*L'actualité chimique*. 2003. 109 :8p

Favier, M., Hininger-Favier, I. (2005). Zinc et grossesse. *Gynécologie Obstétrique & Fertilité*. Vol. 33(4) :253-258.

Flora, S.J.S. (2009). Aspects chimiques et biologiques des antioxydants pour les stratégies contre l'exposition aux métaux et métalloïdes/*Oxid Med cellulaire Longev*. 2009 ; 2 (4) : 191-206.

Foidl, N., Makkar, H.P.S., Becker, K. (2001). Potentiel De *Moringa Oleifera* En Agriculture Et Dans L'industrie. Potentiel de développement des produits du Moringa. Dar es Salaam, Tanzanie.

Fraga, C. J., Oteiza, P. I. (2011). Dietary flavonoides : Role of (-) – epicatechin and related procyanidins in cell signaling. *Free Radical Biology&Medicine*, 51, 813 – 823.

Fuglie, Lowell J. (2002). ed. The Miracle Tree: *Moringa oleifera*: Natural Nutrition for the Tropics. Training Manual.2001.Church World Service, Dakar, Senegal. <www.moringatrees.org/moringa/miracle_tree.html>, May 2002.

-G-

Ganesan, K., Xu, B.(2017). A critical review on polyphenols and health benefits of black soybeans. *Nutrients*. Pages 1-17.

Gazengel, J. M., & Orecchioni, A. M. (2013). Le préparateur en pharmacie, Guide théorique et pratique. 2ème édition. Edition Lavoisier TEC & DOC, Paris, p 1174.

Genoux, E. (2011). Dérivés de flavonoïdes et de vérapamil comme ligands des transporteurs MRP1 et ABCG2 : de la conception à l'activité anticancéreuse, Université de Grenoble.

Gerber, M., Boutron-Ruault, M.-C., Hercberg, S., Riboli, E., Scalbert, A., and Siess, M.-H. (2002). Actualités en cancérologie : fruits, légumes et cancers. Une synthèse du réseau Nacre. Bulletin du cancer, 89(3), 293-312.

Ghedjati, N. (2015). Toxicité aigüe et subaigüe des alcaloïdes naturels et synthétiques des graines du *Datura stramonium*.

Gonzalez-Vicente, A., Garvin J.L. (2017). Effects of Reactive Oxygen Species on Tubular Transport along the Nephron/Antioxidants (Basel). 2017; 23; 6 (2).

Green, D.R., Reed, J.C. (1998). Mitochondria and apoptosis. Science 281, 1309- 1312

Guerrah, M., Segueni, M. (2015). Contribution à l'étude biochimique de quelques plantes médicinales dans le Sahara Septentrional algérien. Mémoire de master. Biochimie appliquée. El-oued. Université Echahid Hamma Lakhdar. Algérie page :10.

Guha, S.R.D., Negi J.S. (1965). Wrapping, printing, and writing paper from *Moringa pterygasperma*. Indian Pulp. (6) :377-379.

Guillon, Y. (2010). Diversité des composés terpéniques volatils au sein du genre *Lavandula* : aspects évolutifs et physiologiques, Université Jean Monnet-Saint-Etienne.

-H-

Hafiz, IM., Mohd, ZA., Nurzalina, AKK. (2016). promising phytochemical, nutritional and glycemic control studies on *Moringa oleifera* Lam. in tropical and sub-tropical regions Asian Pac J Trop Biomed 2016; 6(10) :896–902.

Halliwell, B., Gutteridge, J. (1986). oxygen free radicals and iron in relation to biology and medicine: some problems and concepts. Arch. Biochem. Biophys. 246:501-514

Hayat, K., Hussain, S., Abbas, S., Farook, U., Ding, B., Xias, S., Jia, C., Zhang, X., Xia, W. (2009). Optimized microwave-assisted extraction of phenolic acids from *citrus mandarin* peels and evaluation of antioxidant activity in vitro. sept. sci. technol. 70 :63-70. A. J.

He, Z., Xia, W. et Chen, J. (2008). Isolation and structure elucidation of phenolic compounds in Chinese olive (*Cnarium album* L.) fruit. European Food Research and Technology. 226: 1191-1196.

Hedji, CC., Gangbazo, D.N.S.K., Houinato, M.R., Fiogbén, E.D. (2014). Valorisation de Azollaspp, Moringa oleifera, son de riz, et de co-produits de volaille et de poisson en alimentation animale : synthèse bibliographique. Journal of Applied Biosciences, 81 :7277_7289.

Hellal, Z. (2011). Contribution à l'étude des propriétés antibactériennes et antioxydantes de certaines huiles essentielles extraites des citrus. Application sur la sardine (*Sardina pilchardus*). Mémoire de Magister en biologie, université Mouloud Mammeri, Tizi-Ouzou. Algérie. 78p.

Hopkins, W.G. (2003). Physiologie végétale. Ed. De Boeck université. Paris. 514p.

Hosseini, R., Moosavi, F., Rajaian, F.H., Silva, T., Magalhães, D., Saso, L., Miri, R., Borges, F., Firuzi, O. (2016). Discovery of neurotrophic agents based on hydroxycinnamic acid scaffold. Medicinal and natural products chemistry research center, page 1-39.

Hrycay, E.G., Bandiera, S.M. (2015). Involvement of Cytochrome P450 in Reactive Oxygen Species Formation and Cancer/Adv Pharmacol. 2015 ;74: 35-84.

Huang, M.T et Ferraro T. (1991). Phenolic compound in food and cancer prevention. Phenolic compounds in food and their effects on health. 3. 83P.

Hunt, J., Wolf S. (1991). Oxidative glycation and free radical production: a causal mechanism of diabetic complication. Free Rad Res Comm. Vol.12(1):115-123.

-J-

Idris, S.B., Adamu, R.U. (2018). Phytochemicals and uses of *Moringa Oleifera* leaves in humans and animals in Sokoto. Journal of Animal Science and Veterinary Medicine Volume 3. Page 30-34.

Ijarotimi, O.S., Adeoti O. A., Ariyo, O. (2013). Comparative study on nutrient Composition, phytochemical, and functional characteristics of raw, germinated, and fermented *Moringa Oleifera* seed flour. Food Science & Nutrition.

Ijeomah, A. U., Ugwuona, F. U. and Abdullahi, H. (2012). phytochemical composition and antioxidant properties of hibiscus sabdariffa and *Moringa Oleifera*. Nigerian Journal of Agriculture, Food and Environment. 8(1) :10-16.

-J-

- Jacob R.A. (1995).** The integrated antioxidant system. *Nutrition Research*, 15 (5), 755-66.
- Jaiswa., Rai P.K., Mehta Sh., Chatterji S., Shukla S., Rai D.K., Sharma, G., Sharma, B., Khair, Sh., Wata, I.G. (2013).** Role of *Moringa Oleifera* in regulation of diabetes-induced Oxidative stress. *Asian Pacific Journal of Tropical Medicine*. 426-432.
- Jose, S ; Dalbolena et al. (2016).** Terpènes: Natural Products for Controlling Insects of Importance to Human Health—A Structure-Activity Relationship Study. Hindawi Publishing Corporation. 2016 ; 17 : 2-3-5.

-K-

- K.J.P, Etobo., W.R, Oleko., S.M, Nshimb. (2017).** Activité antibactérienne des extraits bruts aqueux et concentrés de quelques plantes médicinales sur les staphylocoques résistants aux antibiotiques courants akisangani (RD CONGO). *International Journal of Innovation and Scientific Research* ISSN 2351-8014 Vol. 30 No. 2 May. 2017, pp. 259-268.
- Kabel, A.M. (2014).** Free Radicals and Antioxidants: Role of Enzymes and Nutrition/World Journal of Nutrition and Health. 2014; 2 (3): 35-38.
- Kabera, J.N., Semana, E., Mussa, A.R. He, X. (2014).** Plant secondary metabolite: biosynthesis, classification, function and pharmacy and pharmacology 2.377-392.
- Kang, S., Lee, Y.H., Lee, J.E. (2017).** Metabolism-Centric Overview of the Pathogenesis of Alzheimer's Disease/Yonsei Med J. 2017; 58(3):479-488.
- Kanoun, K. (2011).** Contribution à l'étude phytochimique et activité antioxydante des extraits de *Myrtus communis L.* (Rayhane) de la région de Tlemcen (Honaine). Mémoire de magistère en Biologie. Université de Tlemcen.
- Kasolo, JN., Bimenya, GS., Ojok, L., et al (2010).** Phytochemicals and uses of *Moringa oleifera* leaves in Ugandan rural communities. *J Med Plants Res*, 4, 753-7.
- Kim GW, (2014).** Lin JE, Blomain ES, Waldman SA. Antiobesity Pharmacotherapy: New Drugs and Emerging Targets *Clinical pharmacology and therapeutics* 2014; 95:53-66.
- Kirkwood, J.S., Lebold, K.M., Miranda, C.L., Wright, C.L., Miller, G.W., et al. (2012)** Vitamin C deficiency activates the purine nucleotide cycle in zebrafish/*J Biol Chem*. 2012;

287(6) :3833-41.

Klongsiriwet, C., Quijada, J., Williams, A.R., Mueller-Harvey, L., Williamson, E.M., Hoste, H. (2015). Synergistic inhibition of *Haemonchus contortus* exsheathment by flavonoid monomers and condensed tannins. *International journal for Parasitology: Drugs and Drug resistance*. Page 127e134.

Kothe, H. (2007). 1000 plantes aromatiques et médicinales. Ed: Terre édition. P 7- 13

Ksouri, R., Megdiche, W., Debez, A., Falleh, H., Grignon, C., Abdely, C. (2007). Salinity effects on polyphenol content and antioxidant activities in leaves of the halophyte *Cakile maritime*. *Plant Physiology and Biochemistry*, 45, 244-249.

Kumar, K., Pandey, A.K. (2013). Chemistry and Biological Activities of Flavonoids: An Overview/*The Scientific World Journal*. 2013: 16 pages

Kumar, R.S., Narasingappa, R.B., Joshi, C.G., Girish, T.K., Prasada, Rao, U.J., Danagoudar, A. (2017). Evaluation of *Cassia tora* Linn. against Oxidative Stress-induced DNA and Cell Membrane Damage/*J Pharm Bioallied Sci*. 2017 ;9(1) :33-43.

-L-

Laleye, O.A.F., Ahissou, H., Olounlade, AP., Azando, E V B., Laleye, A. (2015). Etude bibliographique de trois plantes antidiabétiques de la flore béninoise : *Khayasenegalensis* (Desr) A. Juss (Meliaceae), *Momordica charantia* Linn (Cucurbitaceae) et *Moringa Oleifera* Lam (Moringaceae). *International journal of Biological and Chemical sciences*. 9 (5) : 2682-2700.

Laouini S. (2014). Scavenging Effect, Anti-Inflammatory and Diabetes Related Enzyme Inhibition Properties of Leaves Extract from Selected Varieties of *Phoenix dactylifera* L. *International Journal of Pharmacognosy and Phytochemical Research*, 6(1) : 66–73.

Laraoui, H. (2007). Etude Phytochimique L'Extrait Chloroformique de *Bupleurum Atlanticum*. Docteur de l'université Louis Pasteur (Chimie Organique, UV El Hadj Lakhdar Batna).

Late Komal Mehta ; R. Balaraman ; A.H. Amin ; P.A. Bafna ; O.D. Gulati. (2003). Effect of fruits of *Moringa Oleifera* on the lipid profile of normal and hypercholesterolaemic rabbits.

Journal of Ethnopharmacology. (2003). Volume 86, Issues 2–3, June 2003, Pages 191-195

Laurnet.B, (2012) : initiation à la botanique et découverte des petits secrets du monde vert
Interactions végétales conservation du jardin botanique de la ville paris science végétales.

Lee, K.W., Kim Y.J., Lee H.J., Lee C.Y. (2003).Cocoa has more phenolic phytochemicals and a higher antioxidant capacity than teas and red wine. Food chemistry., 51 : 7292-7295.

Lenzi, F. (2011). Contribution à l'étude du stress oxydant cellulaire chez le chien de traineau en course de sprint. Thèse Méd. Vét., Lyon

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.

Levasseur-Garcia, C., Kleiber, D., and Surel, O. (2013). Utilisation de la spectroscopie infrarouge comme élément d'aide à la décision pour la gestion du risque fongique et mycotoxique. Cahiers Agricultures, 22(3), 216-227 (1).

Lim, T.K., (2012). Edible Medicinal and Non-Medicinal Plants: Vol. 3, page. 453-485.

Lobo V., Patil A., Phatak A., Chandra N. (2010). Free radicals, antioxidants and functional foods: Impact on human health /Pharmacogn rev. 2010; 4 (8): 118-126.

-M-

M. Belhi, H. Selmi, G. Tibaoui, F. Aloui, S. Jedidi and H. Rouissi. (2018).Chemical properties and anti nutritional factors of *Moringa Oleifera*.Journal of new sciences, Agriculture and Biotechnology, CIRS (11), 3338-3342

Mabile,L.,Meilhac, O.,Escargueil-Blanc, I.,Troly, M.,Pieraggi, MT.,Salvayre, R.,Nègre-Salvayre, A. (1997). Arterioscler.Thromb. Vasc. Biol., 17, 1575-1582.

Macheix J.J., Fleuriet A., et Jay- Allemand C. (2005). Les composés phénoliques des végétaux : un exemple de métabolites secondaires d'importance économique. Ed presses polytechnologiques et universitaires Romande. (67) :101-121.

Madio, P., Bourou, S., Noé, W. (2012). Utilisation et importances socio-économiques du *Moringa Oleifera*Lam. En zone de savanes d'Afrique central.cas de la ville de Moribga au Nord-Cameroun. Journal of Applied Biosciences, 60 :4421-4432.

- Magalhães, L., Ramos, I., Reis, S., Segundo, M. (2014).** Antioxidant profile of commercial oenological tannins determined by multiple chemical assays. *Australian Journal of Grape and Wine Research*, 20(1), 72-79.
- Maghzal, G.J., Krause, K.H., Stocker, R., Jaquet, V. (2012).** Detection of reactive oxygen species derived from the family of NOX NADPH oxidases. *Free Radic Biol Med.* 53 :1903-1918.
- Mahmoudi, S., Khali, M., Mahmoudi, N. (2013).** Etude de l'extraction des composés phénoliques de différentes parties de la fleur d'artichaut (*Cynarascolymus L.*). *Nature&Technology* (9), 35.
- Main, P.A.E., Angley, M.T., O'Doherty, C.E., Thomas, O., Fenech, M. (2012).** The potential role of the antioxidant and detoxification properties of glutathione in autism spectrum disorders: a systematic review and meta-analysis /*Nutrition & Metabolism*: 35.
- Makhloufi, A. (2013).** Etude des activités antimicrobienne et antioxydante de deux plantes médicinales poussant à l'état spontané dans la région de bechar (*Matricaria pubescens* (Desf.) et *Rosmarinus officinalis L*) et leur impact sur la conservation des dattes et du beurre cru.
- Makkar H. P. S. (2003).** Effects and fate of tannins in ruminant animals, adaptation to tannins and strategies to overcome detrimental effects of feeding tannin-rich feeds. *Small Ruminant Research*. 49: 241-256.
- Makkar H.P.S et Becker. (1996).** Nutritional value and antinutritional components of whole and ethanol extracted *Moringa oleifera* leaves. *Animals feed and sciences technology* 63: 211-228.
- Makkar, H.P.S., Dawra Rajinder, K., Singh, B. (1988).** Changes in tannin content, polymerisation and protein capacity in oak (*Quercus incana*) leaves with maturity. *J. Sci. Food Agr.*, 44 : 301-307.
- Malecky, M. (2005).** Métabolisme des terpenoïdes chez les caprins, thèse Pour obtenir le grade de docteur de l'Institut des Sciences et Industries du Vivant et de l'Environnement, Agro Paris Tech. p9,13-19,20,27.
- Malešev, D., Kunti, V. (2007).** Investigation of metal-flavonoid chelates and the determination of flavonoids via metal-flavonoid complexing reactions. *Journal of the serbian chemical society.*, 72 (10) : 921-939.

- Mamadou, B. (2011).** Etude ethnobotanique, phytochimique et activités biologiques de *Nauclea latifolia* Smith, une plante médicinale africaine récoltée au Mali. Other. Université Blaise Pascal - Clermont Ferrand II, France.
- Manolaraki, F. (2011).** Propriétés anthelminthiques du sainfoin (*Onobrychisviciifoliae*) : Analyse des facteurs de variations et du rôle des composés phénoliques impliqués, Institut National Polytechnique de Toulouse.
- Manzoor, M., F. Anwar, T. Iqbal, M.I. Bhnager. (2007).** Physico-chemical characterization of *Moringa concanensis* seeds and seed oil. J. Am. Oil Chem. Soc., 84: 413-419.
- Marjorie, M.C. (1999).** Plant Products as Antimicrobial Agents. Clinical Microbiology Reviews. 564-582.
- Markham, K. R. (1982).** Techniques of flavonoids identification, Academic press, London. Chap. 1 and 2: 1-113.
- Mayer A.M. (2004).** Resistance to herbivores and fungal pathogens: Variations on a common theme? A review comparing the effect of secondary metabolites, induced and constitutive, on herbivores and fungal pathogens. Isrel Journal of Plant Sciences. Vol. (52): 279-292.
- Mazid, M., Khan, T.A., F, M. (2011).** Role of Secondary metabolites in defense mechanisms of plants. Biology and Medicine 3, 232-249.
- Mebarki, N. (2010).** Extraction de l'huile essentielle de *Thymus fontanesii* et application à la formulation d'une forme médicamenteuse-antimicrobienne, magister en génie des procédés chimique et pharmaceutiques, université M'Hamed Bougara Boumerdes. 11p.
- Meddour, A., Yahia, M., Benkiki, N., Ayachi, A. (2013).** Etude de l'activité antioxydante et antibactérienne des extraits d'un ensemble des parties de la fleur du *Capparis spinosa*. Lebanese Science Journal. 14(1): 49-60.
- Mehta, S.K., Joghi S., Gowde, T. (2015).** Members of Antioxidant Machinery and Their Functions.
- Melesse, A., Steingass, H., Boguhn, J., Schollenberger, M., and Rodehutschord, M. (2012).** Effects of elevation and season on nutrient composition of leaves and green pods of *Moringa stenopetala* and *Moringa Oleifera*. Agroforestry systems, 86(3), 505-518.

Merzougui, I., Tadj, H. (2015). Etude de l'effet antibactérien et antioxydant d'*Ammoidesverticillata* De la région de Tlemcen. Mémoire de Fin d'Etudes Pour l'obtention du Diplôme d'Ingénieur d'Etat en Agronomie. Université Abou-Bakr Belkaid – Tlemcen.

Mezouar, D. (2013). Recherche d'activités biologiques de *Berberis vulgaris*.

Michel, P. (2011). Les bienfaits des huiles végétales. Pris France. 320 p.

Millogo-Koné, H., Kini, B. F., Yougbaré, Z., Yaro, M. B., Sawadogo, M. (2014). Etudes de la phytochimie et de l'activité antimicrobienne in vitro des feuilles de *Moringa Oleifera* (Moringaceae).

Mohammedi, Z. (2013). Etude Phytochimique et Activités Biologiques de quelques Plantes médicinales de la Région Nord et Sud-Ouest de l'Algérie. P 84.

Monique, G.A., Dominique, BR., Zohreh, A., Daniel, J. (2003). Espèces réactives de l'oxygène. L'actualité chimique : 91-95

Moreira, R.R., Ramatis, B. O., Jenifer, S., Antônio, L., Rafael, R., Felipe, D., José Cláudio Fonseca, M., Martin, B., João, Antonio, P. (2005). Pro-oxidant action of diphenyl diselenide in the yeast *Saccharomyces cerevisiae* exposed to ROS-generating conditions. Life Sci 77(19) :2398-411

Morton, JF. (1991). The horseradish tree, *Moringa Pterygosperma* (Moringaceae) –A Boon to Arid Lands. Economic Botany, 45: 318-333.

Mouffok, S. (2011). Etude des métabolites secondaires de *Centaurea pubescens* ssp. *Omphalotricha* (Asteraceae) Mémoire de Magister Université de Batna. p 125-134.

Moussa, M. H. (2011). Etude Analytique et Biologique des Flavonoïdes Naturels, Université Badji Mokhtar de Annaba. 5p

Muanda, FN., (2010). Identification de polyphénols, évaluation de leur activité antioxydante et étude de leurs propriétés biologiques. Thèse de doctorat en chimie organique. Université Paul Verlaine-Metz : 55p.

Munirat, A., Idris, Suleyman A., Muyibi, Mohd I, Parveen J and Mohammed S. (2013). In-Vitro Antibacterial Activity of Crude Defatted *Moringa Oleifera* Seed Extract: Kill time study. Australian Journal of Basic and Applied Sciences, 7(6): 149-153.

Mustapha Hassan Bichi, Ph.D. (2013). A review of the applications of *Moringa Oleifera* seeds extract in water treatment. Civil and environmentalresearch. 3 (8).

-N-

Nacoulma, AP. (2012). Reprogrammation métabolique induite dans les tissus hyperplasiques formés chez le tabac infecté par *Rhodococcus fascians* : aspects fondamentaux et applications potentielles. Thèse de Doctorat en Sciences Pharmaceutiques. Université Libre de Bruxelles Europe. Belgique. 92 p.

Naskar, S., Islam, A., Mazumder, UK., Saha, P., Haldar, PK., Gupta M. (2010). In Vitro and In Vivo antioxidant potential of hydromethanolic extract of *Phoenix dactylifera* fruits. Journal of Scientific Research, 2(1): 144–157.

Newman,d.J., Craggg, M. (2012). Natural Products as Sources of New Drugs over the 30 Years from 1981 to 2010. J. Nat.Prod.Vol.(75) :311-335.

Nimse, S.B., Pal, D. (2015). Free radicals, natural antioxidants, and their reaction mechanisms / RSC Adv.

Noori, S. (2012). An Overview of Oxidative Stress and Antioxidant Defensive System/Open Access ScientificReports .2012 1 :413.

Nour El-HoudaDaira., M.C, MAAZI., A, CHEFROUR. (2016).Contribution à l'étude phytochimique d'une plante médicinale (*Ammoidesverticillata*Desf. Briq.) de l'Est Algérien.Bulletin de la Société Royale des Sciences de Liège, Vol. 85, 2016, p. 276 – 290.

-O-

Okerulu, I. O., &Aina, J. C. (2001). The Phytochemical analysis and antibacterial screening of extracts of *Tetracarpiumconophorum*. Journal of Chemistry Society of Nigeria, 26(1), 53-55.

Oloyede, O. I. (2005). Chemical profile of unripe pulp of *Carica papaya*. Pakistan Journal of Nutrition, 4(6), 379-381.

Olson, M.E., Carlquist, S. (2001). Stem and root anatomical correlations with life form diversity, ecology, and systematics in *Moringa* (Moringaceae). Botanical Journal of the Linnean Society 135(4): 315–348.

Omodanisi, E.I., Aboua, Y.G., Oguntibeju, O. (2017). Assessment of the Anti-Hyperglycaemic, Anti-Inflammatory and Antioxidant Activities of the Methanol Extract of *Moringa Oleifera* in Diabetes-Induced Nephrotoxic Male Wistar Rats/Molecules. 22(4).

-P-

P.K, Jain., H, Joshi. (2012).Coumarin: Chemical and Pharmacological Profile.Journal of Applied Pharmaceutical Science 02 (06): 236-240.

P.M. Aja., U.A. Ibiam., B.U. Nwali., O.U. Orji., N. Edwin., C.A. Afiukwa. (2015). Evaluation of Effect of Ethanol Extracts of *Moringa Ooleifera* and *Cajanuscajan* Leaves on Lipid Profiles in Alloxan Induced Diabetic Albino Rats. Global J. Biotech. &Biochem., 10 (2) : 71-76. PacJTrop Biomed.3(8) :623-627.

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

Palada, M.,Chang, L. (2003).Suggested cultural practices for jute mallow. International Cooperator Guide, 2(14), 1-4.

Panchal, M. A., Murti, K., Lambole, V., Gajera, V. (2010).Pharmacological properties of *Moringa Oliefera* lam. A review. Pharmacologyonline. 2: 768-775.

Pham-Huy, L.A., He, H., Pham-Huy, C. (2008). Free Radicals, Antioxidants in Disease and Health /Int J Biomed Sei.2008; 4 (2): 89 -96.

Phaniendra A., Jestadi D.B., Periyasamy L. (2015). Free radicals: properties, sources, targets, and their implication in various diseases / Indian J Clin Biochem .2015; 30 (1): 11 à 26.

Pieme, C.A., Tatangmo, J.A., Sismo, G., Nya, P.C.B., Moor, V.J.A., etal. (2017).Relationship between hyperglycemia, antioxidant capacity and some enzymatic and non-enzymatic antioxidants in African patients with type 2 diabetes/BMC Res Notes. 10(1):141. Doi: 10.1186/s13104-017-2463-6.

Pietta, P. (2000).Flavonoids as Antioxidants. J Nat Prod.63(7):1035-1042.

Ponce, A.G., Fritz, R., Delvalle,C.,Roura, S.I. (2003). Antimicrobial activity of essential oils on the native microflora of organic Swiss chard. *LebensmittelWissenschaft and Technologic* 36: 679-684.

Poumaye, N., Mabingui, J., Lutgen, P., and Bigan, 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(12), 2346-2352.

Powers, S.K., Jackson, M.J. (2008). Exercise-Induced Oxidative Stress: Cellular Mechanisms and Impact on Muscle Force Production/ *Physiological Reviews*.88 (4) :1243-1276.

Prabhu, K., Murugan, K., Nareshkumar, A., Ramasubramanian, N., Bragadeeswaran, S (2011). Larvicidal and repellent potential of *Moringa Oleifera* against malarial vector, *Anopheles stephensi* Liston (Insecta: Diptera: Culicidae). *Asian Pacif. J. Trop. Biomed.*, 124-129.

Prasad, N., Dipika, N., Surabhi, A., Amit, P. (2014). In Vitro Evaluation of Antibacterial Properties of *Moringa Oleifera*, *Dalbergia sissoo* and *Alstoniascholaris*. *Journal of Biology, Agriculture and Healthcare*, Vol.4, No.15.

Price, M. L. et Équipe ECHO. (2007). *Le Moringa - ECHO Note Technique* ; Publié en 1985 ; Révision 2000, 2002 et 2007 par le personnel d'ECHO ; 22p.

Procházková, D., Boušová, I., Wilhelmová, N. Antioxidant and prooxidant properties of flavonoids/*fitoterapia*.2011 ;82(4) :513-523

-Q-

Qaisar, M. (1973).Moringaceae. In: Nasir E., Ali, S.I. (eds) *Flora of West Pakistan*, Univ. Karachi Press, Karachi, 38:1-5

-R-

R.S,Shawai., R, Singh. (2016).Phytochemical screening, antioxidant and antimicrobial activity of *Moringa Oleifera* leaf extract.*International Journal of Innovation Sciences and Research* Vol.5, No, 06, pp. 778-785.

Rakotonanahary, M. (2012).Thèse présentée pour l'obtention du titre de docteur en pharmacie diplôme d'état, université Joseph Fourier. p16, 19, 27, 28.

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

Ramawat, J., Merillon, J.M., (2008).Bioactives molecules and medicinal plant. Edition Springer, Berlin Heidelberg. Verlag, ISBN 978-3-540-74603-4.

Rao, B.G., Rao, P.U., Rao, E.S., Rao, T.M., Praneeth, V.S. (2012). Evaluation of in-vitro antibacterial activity and anti-inflammatory activity for different extracts of *Rauvolfia tetraphylla* L. root bark. Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine, 2(10) :818–821.

Ray-Yu Yang, Lien-Chung Chang, Jenn-Chung Hsu, Brian B. C. Weng, Manuel C. Palada, M. L. Chadha and Virginie Levasseur. (2006). Nutritional and Functional Properties of *Moringa Leaves* – From Germplasm, to Plant, to Food, to Health

Reyes, S.N. (2006). *Moringa Oleifera* and *Cratylia argentea*: potential fodder species for ruminants in Nicaragua. Thèse pour obtenir le grade de docteur.

Rioux, C. (2009). Thèse : Stress oxydatif et prévention des maladies chroniques.

Rojas, A., Hernandez, L., Pereda-Miranda, R., Mata, R. (1992). Screening for antimicrobial activity of crude drug extracts and pure natural products from Mexican medicinal plants. J. Ethnopharmacology. 35: 275-283

Roloff, H., Weisgerber, U., Lang, B., Stimm Moringa Oleifera LAM., (1785). *Guilandina moringa* LAM.; *Hyperanthera moringa* WILLD.; *Moringa nux-ben* PERR.; *Moringa pterygosperma* GAERTN., 1791.

Ropiak, H.M., Peter Lachmann, P., Aina Ramsay, A., Rebecca J. Green, R.J., Mueller-Harvey, I. (2017). Identification of structural features of condensed tannins that affect protein aggregation. PLOS ONE journal. 1-36.

Rosine, C., et Momo, D. (2009). Évaluation de l'activité antidermatophytique des extraits au méthanol et fractions d'*Acalyphammahirtum* (melastomatacees). Université de Dschang – Master en biochimie clinique et pharmacologie.

Royer, M., Houde, R., Viano, Y., and Stevanovic, T. (2012). Non-wood Forest Products Based on Extractives-A New Opportunity for the Canadian Forest Industry Part 1: Hardwood Forest Species. *Journal of Food Research*, 1(3), 8.

Rwandaises. (1977). Médecine traditionnelle et pharmacopée rwandaise, Butare, UNR, 19 pages.

Ryan, D., Antholovich, M., Prenzler, P.D., Robard, K., Lavee, S. (2002). Biotransformation of phenolic compound in *Olea europia* L. *Scientia Horticulturae*. 92: 147-176.

-S-

Saha, P., Jena, R., Sahoo, B., Sahoo, K., Lenka, A., Adanson, A. (2012). Sufficing nutraceutical rich multipurpose leafy vegetable on earth: Moringa. *Odisha Rev*, 72-80.

Saini, R. K., Sivanesan, I., Keum, Y.S. (2016). Phytochemicals of *Moringa Oleifera*: a review of their nutritional, therapeutic and industrial significance." *3 Biotech*, 6(2), 203.

Saint-sauveur A., Broin, M. (2010). Produire et transformer les feuilles de *Moringa* In *Moringa*.

Salvayre, R., Auge, N., Nègre-Salvayre, A., Toussaint, MP., Jacob, L., Lagrost, J. (2003). Rôle de l'oxydation dans la genèse et la progression de l'athérosclérose. *L'athérosclérose : Physiopathologie, Diagnostics, Thérapeutiques.*, Chapman, Eds. Masson: Paris, 14, 269-290.

Sankar, N. (2012). Phytochemical Analysis and Antibacterial Potential of *Moringa Oleifera* lam. *International Journal of Science Innovations and Discoveries*, 2(4): 401-407.

Santo A., Zhu H., Li Y. R. (2016). *Reactive Oxygen Species/Cell Med Press*. 2(4) :245–263,ros.2016.847.

Sarma A.D., Mallick R.A., Ghosh A.K. (2010). Free Radicals and Their Role in Different Clinical Conditions/*International Journal of Pharma Sciences et Recherche (IJPSR)*. 2010; 1 (3) :185-192.

Sarni-Manchado, P., Cheynier, J.J. (2006). Composés phénoliques dans la plantes—structure, biosynthèse, répartition et rôle. « Les polyphénols en agroalimentaire ». Edition : Lavoisier, Paris. P1-27.

Schmitter, MG. (2016). Université de Picardie Jules Verne les propriétés anticancéreuses des catéchines issues du thé vert. Thèse présentée en vue de l'obtention du diplôme d'état de docteur en pharmacie.

Seenivasan, P. (2006). In vitro antibacterial activity of som plant essential oils. Journal of complementary and alternative medicine. Vol. (9) : 6-39.

Servais, S.(2004). Altérations mitochondriales et stress oxydant pulmonaire en réponse à l'ozone : effets de l'âge et d'une supplémentation en oméga-3, Université Claude Bernard-Lyon I.

Shah, D., Mahajan, N., Sah, S., Nath, S.K., Paudyal, B. (2014). Oxidative stress and its biomarkers in systemic lupus erythematosus/J Biomed Sci. 2014; 21(1): 23.

Shailemo, D.H.P., Kwaambwa, H.M., Kandawa-Schulz, M., Msagati, T.A.M. (2016) Antibacterial Activity of *Moringa ovalifolia* and *Moringa Oleifera* Methanol, N-Hexane and Water Seeds and Bark Extracts against Patho-gens That Are Implicated in Water Borne Diseases. Green and Sustainable Chemistry, 6, 71-77.

Sharma, P., Jha, A.B., Dubey, R.S., Pessaraki, M. (2012). Reactive Oxygen Species, Oxidative Damage, and Antioxidative Defense Mechanism in Plants under Stressful Conditions / Journal of Botany.2012.

Sharma, S., Sheehy, T., Kolahdooz, F., &Barasi, M. (2015). Nutrition at a Glance. Second Edition Wiley Backwell, p 162.

Shazia, Q., Mohammad, Z. H., Rahman, T., Shekhar, H.U. (2012). Correlation of Oxidative Stress with Serum Trace Element Levels and Antioxidant Enzyme Status in Beta Thalassemia Major Patients: A Review of the Literature/Anemia. (2012):7p.

Siddhuraju, P., Becker, K. (2003). Antioxidant Properties of Various Solvent Extracts of Total Phenolic Constituents from Three Different Agroclimatic Origins of Drumstick Tree (*Moringa Oleifera* Lam.) Leaves. Universität Hohenheim (480b), D-70593 Stuttgart, Germany

Sine, J. P. (2003).Séparation et analyse des biomolécules : méthodes physicochimiques cours et exercices. Ellipses editions marketing S A. p 99-101.

Singh A, Navneet.(2018).Ethnomedicinal, Pharmacological and Antimicrobial Aspects of *Moringa oleifera* Lam.: A review. J Phytopharmacol; 7(1) :45-50.

Singh, A., Onsare, J. (2014). Antimicrobial Potential of *Moringa oleifera* seed coat and Its Bioactive Phytoconstituents, Korean J. Microbiol. Biotechnol, 42(2), 152–161

Škerget, M., Kotnik, P., Hadolin, M., Hraš, A. R., Simoni, M., and Knez, Ž. (2005). Phenols, proanthocyanidins, flavones and flavonols in some plant materials and their antioxidant activities. Food Chemistry, 89(2), 191-198.

Solène, J. (2012). La qualité des huiles essentielles et son influence sur leur efficacité et sur leur toxicité. Thèse de diplôme d'état de docteur en pharmacie, faculté de pharmacie, Université de Lorraine. soybeans. Nutrients. Pages 1-17.

Soulama, S., Sanon, H.O., Meda, R.N.T., Boussim, J.I. (2014). Teneur en Tanins de 15 ligneux fourragers de Burkina Faso. Afrique Science, 10(4) :180-190.

Stompor, M., Podgórski, R., Kubrak, T. (2017). Combined effect of flavonoid compounds and cytostatics in cancer treatment. Eur J Clin Exp Med.;15(2):157–164.

Svobodová, A., Psotová, J., Walterová, D. (2003). Natural phenolics in the prevention of UV-induced skin damage. Biomedical Papers, 147(2), 137-145.

-T-

Tahir Mahmood, k., Mugal Tand Haq, IU. (2010). *Moringa Oleifera*: a natural gift - A review. Journal of pharmaceutical sciences and Research. 2(11):775-781.

Tapiero, H., Tew, K.D., Nguyen, B.G., Mathé, G., (2002). Polyphenol: do they play a role in the prevention of human pathologies? Biomed Pharmacother, 56 : 200-207.

Telli, M., Guiral, E., Martínez, J. A., Almela, M., Bosch, J., Vila, J., Soto, S.M. (2010). Prevalence of enterotoxins among *Escherichia coli* isolates causing bacteraemia. FEMS Microbiology Letters 306 (2): 117–121.

Thati, B., Noble, A., Rowan, R., Creaven, S.B., Walsh, M., Egan, D., Kavanagh, K. (2007). Mechanism of action of coumarin and silver coumarin complexes against the pathogenic yeast *Candida albicans*. Toxicology in vitro, 21, 801-808.

Thilza, IB., Sanni, S., Zakari, AI., Sanni, FS., Muhammed, T., Musa, BJ. (2010). In vitro antimicrobial activity of water extract of *Moringa Oleifera* leaf stalk on bacteria normally implicated in eye diseases. Acad. Arena. 2(6) :80-82.

Toussaint, J.F., Jacob, M.P., Lagrost, L., Chapman, J. (2003). L'athérosclérose : physiopathologie, diagnostics, thérapeutiques. Ed. Elsevier Masson, Paris. 776 p.

Trees for Life (2013). [Accès le 02/10/13]. (Www.treesforlife.org).

Treki A, S., Merghem, R., Dehimat., L. (2009). Etude phytochimique et évaluation de l'activité antibactérienne d'une Labiée : *Thymus hirtus*. Sciences et Technologie 29, 25-29.

-V-

V.L, Singleton., R, Orthofer., R.M. Lamuela-Raventos., (1999). Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of Folin–Ciocalteu reagent. Method. Enzymol. 299 :152–178.

Vergely, C., Rochette, L. (2003). Stress oxydant dans le domaine cardiovasculaire/médecine thérapeutique cardiologique. 1 (1) :131-9

Verykokidou-Vitsaropoulou, E., Vajias, C. (1986). Methylated flavones from *Teucrium polium*. Plantamedica, 52(05), 401-402.

Von Sonntag, C. (1987). Enzymes (chap. 14), the Chemical Basis of Radiation Biology, Taylor & Francis, Londres 429.

Vongsak, B., Sithisarn, P., Gritsanapan, W. (2013). Bioactive contents and free radical Scavenging activity of *Moringa Oleifera* leaf extract under different storage conditions. Industrial Crops and Products. 49 :419–421.

-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, p81-82.

Waston, R. R., Preedy, V. R., & Zibadi, S. (2013). Polyphenol in Human Health and Disease. Edition Academic Press is an Imprint of Elsevier, p 643.

Wink, M. (2013). Evolution of secondary metabolites in legumes (Fabaceae). South African Journal of Botany 89, 164-175.

-Y-

Yadav,R., Agarwala,M. (2011). Phytochemical analysis of some medicinal plants. Journal of Phytology,3(12):10-14.

Y, Li., P, Lai., J, Chen., H, Shen., B, Tang., L, Wu., M, Weng. (2016). Extraction optimization of polyphenols, antioxidant and xanthine oxidase inhibitory activities from *Prunus salicina*Lindl.Food Sci. Technol, Campinas, 36(3): 520-5250.

-Z-

Zeeshan, H.M.A. (2016).Endoplasmic Reticulum Stress and Associated ROS/Int J Mol Sci. 17 (3): 327.

Annexe

Annexe n°1 : préparation des solutions

Solution	Réactifs
Réactif de Bouchardat	2g de l'iode bisubliné(I ₂) +2gdeKI Ajusté a 100ml de l'eau distillée.
Méthanol 80%	100ml du méthanol pur+20ml d'eau distillée.
Chlorure d'Aluminium ALCl₃ à 2%	2gd' ALCl ₃ dans 100ml d'eau distillée.
McFarland Standards (standards de turbidité)	Formule approximative par 100ml d'eau pure Acidesulfurique ,0.8M 99.5ml+chlorure de baryum ,0.048M 0.5 ml
Liqueur de Fehling	<ul style="list-style-type: none"> • Solution A 35 g CuSO₄+ 500 ml Eau distillée + 5 ml H₂SO₄. Laisser refroidir et compléter à un litre avec l'eau distillée. • Solution B 150 g Sel de Seignette + 500 ml Eau distillée. Refroidir et ajouter 300 ml de lessive non carbonaté et compléter à un litre avec l'eau distillée.
Solution Ninhydrine	0.2g de ninhydrine verser dans 99.5ml éthanol + 0.5 ml acide acétique
Mueller Hinton	Dissoudre 15g dans un litre d'eau distillée et répartir en récipients appropriés. Stériliser 15 minutes à 121°C à l'autoclave

Annexe n°2 : Droites d'étalonnages

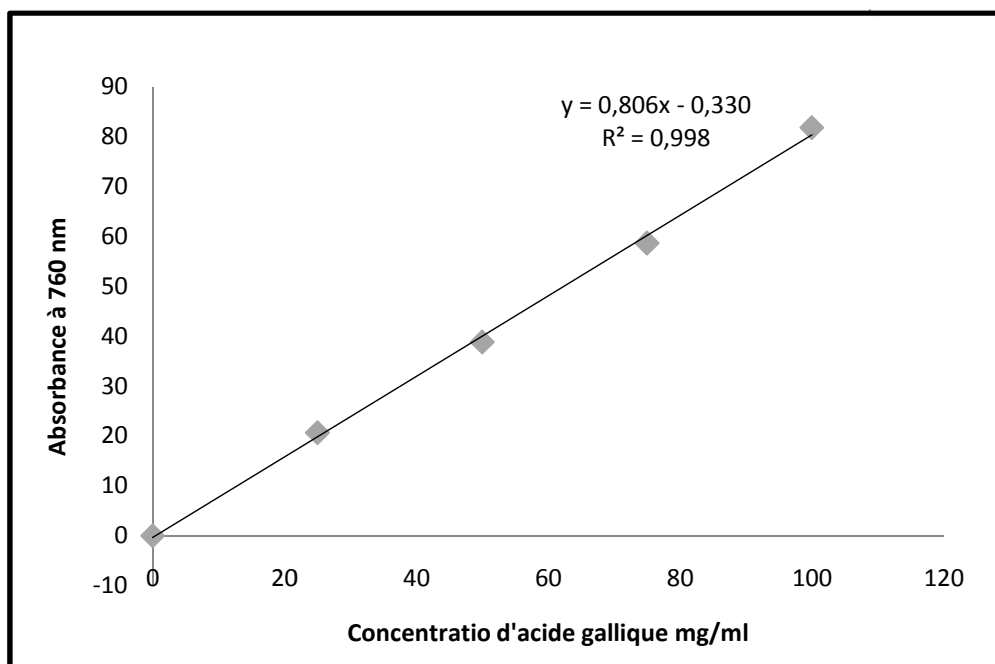


Figure 35 : Droite d'étalonnage d'Acide gallique

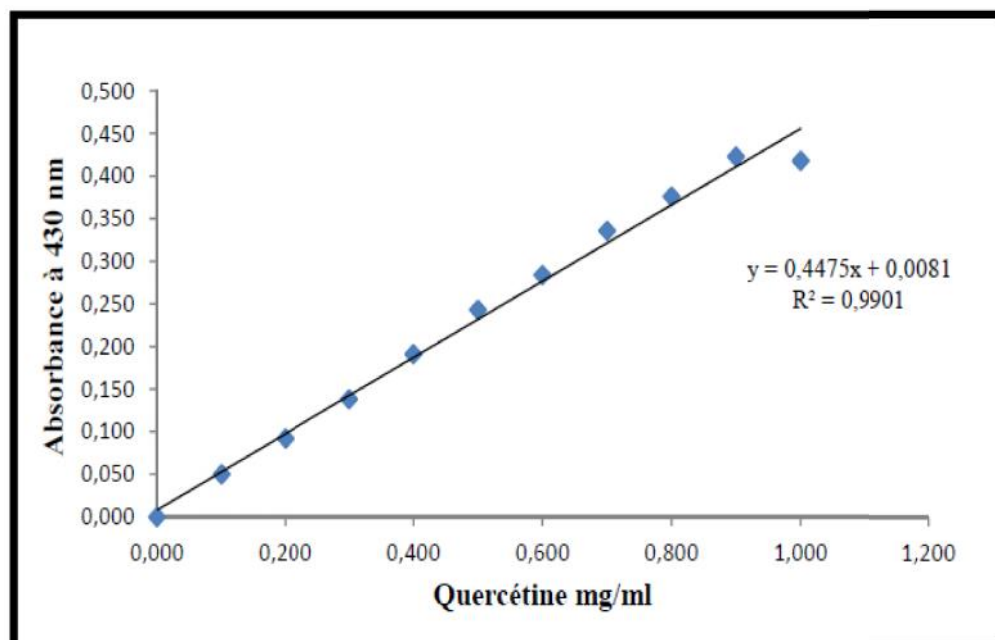


Figure 36 : Droite d'étalonnage de la quercétine

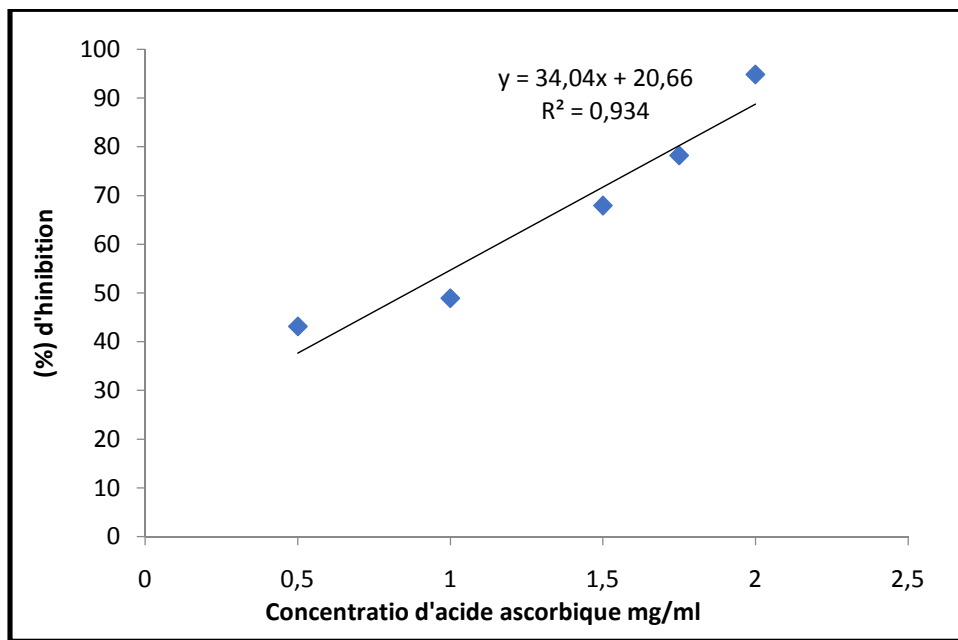


Figure 37 : Droite d'étalonnage de l'acide ascorbique.

Annexe n°3 : Caractéristiques des souches bactériennes utilisées

Souche	Description
<p data-bbox="236 338 453 371"><i>Escherichia coli</i></p> 	<p data-bbox="794 338 1375 869">C'est une bactérie à Gram négatif, commensal du tube digestif de l'homme et de l'animal, non sporulé, aérobie facultative, généralement mobile grâce aux flagelles. Certaines souches sont virulentes, capables de déclencher spécifiquement chez l'homme ou chez certaines espèces animales des infections spontanées des voies digestives ou urinaires ou bien encore des méningites néo-natales.</p>
<p data-bbox="188 1032 491 1066"><i>Klebsiella pneumoniae</i></p> 	<p data-bbox="794 999 1375 1249">Les bactéries appartenant à l'espèce <i>Klebsiella pneumoniae</i> sont des bacilles à Gram négatif, immobiles, anaérobies facultatifs et appartiennent à la famille des Enterobacteriaceae.</p>
<p data-bbox="188 1384 496 1417"><i>Staphylocoques aureus</i></p> 	<p data-bbox="794 1384 1375 1910">Ce sont des cocci à Gram positif très fréquent chez l'homme l'état commensal ou pathogène. Ils sont immobiles, non sporulé, et se caractérisent par leur regroupement rappelant celui des grains d'une grappe de raisins. Sont des bactéries qui colonisent très largement la peau et les muqueuses. Cependant, ces bactéries sont fréquemment retrouvées dans l'environnement (eaux non-traitées, sols, objets souillés).</p>

Anée universitaire :

2017/2018

Présenté par : BETTACHE Nabila

ARDJOUNE Imène

Mémoire présenté en vue de l'obtention du diplôme de master en Biochimie Appliquée

Etude phytochimique de la plante *Moringa Oleifera* et évaluation des activités antioxydantes et antibactérienne des extraits aqueux et méthanoliques

Résumé

Moringa Oleifera arbuste appartient à la famille des *Moringacées*. C'est une plante médicinale largement utilisée en médecine traditionnelle à des fins thérapeutiques à cause de sa richesse en composés actifs. Dans la présente étude on a tenté d'évaluer l'activité antioxydante et antibactérienne *in vitro* et la caractérisation phytochimique des extraits des feuilles et des amandes de *Moringa Oleifera*.

Le criblage phytochimique a montré que les six extraits contiennent des différents métabolites secondaires à différentes qualités, comme les flavonoïdes, les tanins, les alcaloïdes, les quinones, et les terpénoïdes. L'analyse qualitative de ces extraits par la CCM a révélé la richesse des extraits méthanoliques en composés phénoliques; ceci est confirmé par une analyse quantitative basée sur le dosage des composés phénoliques et des flavonoïdes dont les valeurs les plus élevés pour les extraits méthanoliques MEF, MEA sont: pour les composés phénoliques ($16,49 \pm 0,02$ et $10,23 \pm 0,04$ mg EAG/g d'extrait) respectivement et pour les flavonoïdes ($0,27 \pm 0,09$ et $0,2 \pm 0,03$ mgEQ/g d'extrait) suivi par les extraits des feuilles A1F, A2F: pour les composés phénoliques ($15,84 \pm 0,09$ et $14,69 \pm 0,12$ mgEAG/g d'extrait) et pour les flavonoïdes ($0,26 \pm 0,002$ et $0,24 \pm 0,01$ mgEQ/g d'extrait) alors que les extraits aqueux d'amande A1A, A2A présentent une faible quantité. Les taux d'inhibition du DPPH varient de $6,03 \pm 0,80\%$ à $76,64 \pm 1,49\%$. L'extrait méthanolique à 80% et l'extrait aqueux (décocté) des feuilles de ont présenté la plus grande activité antioxydante.

L'activité antibactérienne a été déterminée sur trois souches bactériennes ;*S.aureus*, *K.pneumoniae* et *E.coli* employant la méthode de diffusion sur disque solide. Les résultats montrent qu'il y a une zone d'inhibition au tour des disques des extraits aqueux des feuilles et des amandes ce qui explique la sensibilité des espèces testés à cet extrait

A partir des résultats obtenus on dire que les feuilles et les amandes de *Moringa Oleifera* constituent une source d'activité antioxydante et antibactérienne grâce à leur richesse en composés phénoliques.

Mots clés : *Moringa Oleifera*, Activité antioxydante, activité antibactérienne, polyphénols, flavonoïdes, DPPH.

Le travail a été réalisé aux laboratoires pédagogiques, Université de Khenchela.

Date de soutenance : 19/06/2018