

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou

Faculté des Sciences Biologiques et des Science Agronomiques
Département de Biochimie-Microbiologie

Mémoire de fin d'étude

Présenté en vue de l'obtention d'un diplôme de Master en Microbiologie

Option: Microbiologie Appliquée

Thème

**Etude de l'activité antioxydante et
antibactérienne de l'extrait aqueux de
feuilles de *Malva sylvestris* L.**

Présenté par: LARBI Manel

ZIANI Saïd

Devant le jury composé de:

M^r HOUALI K.	Professeur	UMMTO	Président
M^r MOUALEK I.	MCB	UMMTO	Promoteur
M^{me} IRATNI G.	MCB	UMMTO	Examinatrice

Année universitaire: 2018/2019

Remerciements

Remerciements

Avant tout, nous remercions 'Allah' le tout puissant de nous avoir donné la santé, la force, le courage, la patience, la persistance et nous a permis d'exploiter les moyens disponibles à fin d'accomplir ce modeste travail. Merci de nous avoir éclairé le chemin de la réussite.

*Nous adressons nos plus sincères remerciements à notre encadreur Monsieur **MOUALEK I.**, maitre de conférences à la Faculté des Sciences Biologiques et Agronomiques de l'Université Mouloud MAMMERI de Tizi-Ouzou qui nous a dirigés durant ce travail avec une grande rigueur scientifique, sa patience, ses conseils, sa grande disponibilité tout au long de la réalisation de ce mémoire, ainsi pour le temps qu'il a bien voulu nous consacrer et sans lui ce mémoire n'aurait jamais vu le jour.*

*Nous remercions également **Mr HOUALI K.** professeur au département de Biochimie et de Microbiologie de l'UMMTO et directeur du laboratoire LABAB pour son accueil, pour les conditions techniques mises à notre disposition durant la réalisation de ce présent travail, ainsi que pour l'honneur qu'il nous fait en présidant le jury de notre mémoire.*

*Notre très vifs remerciements vont aussi à **M^{me} IRATNI G.** pour avoir contribué par sa participation à l'examinassions de ce travail.*

Un grand merci à toutes personnes ayant participé de près ou de loin à notre formation et à tous ceux qui nous ont apporté leur soutien et leurs encouragements durant la réalisation de ce travail.

Dédicaces

C'est avec l'aide et la grâce de dieu que j'ai achevé ce modeste travail que je dédie..

A ma très chère mère, Dahbia, tu représente pour moi le symbole de la bonté par excellence, la source de tendresse qui n'a pas cessé de m'encourager et de prier pour moi. Ta prière et la bénédiction m'ont été d'un grand secours pour mener à bien mes études. Aucun dédicace ne serait assez éloquent pour exprimé ce que tu mérites pour tous les sacrifices que tu n'as cessé de me donner depuis ma naissance;

A mon très cher père, Djamel, rien au monde ne vaut les efforts fournis jour et nuit pour mon éducation et mon bien être. Aucun dédicace ne serait exprimer l'amour et le respect que j'ai toujours pour vous. Ce travail est le fruit de tes sacrifices que tu as consentis pour mon éducation et ma formation;

A mon frère Brahim, je te dédie ce travail avec tous vœux de bonheur, de santé et réussite;

A la mémoire de mes grands parents, j'aurais souhaités votre présences en ce moment pour partager ma joie, vous êtes toujours dans mes esprit et dans mon cœur;

A ma sœur de cœur, ma meilleure amie Kahina, en témoignage de l'amitié sincère qui nous a liées et des bons moments passés ensemble, je te dédie ce travail en te souhaitant un avenir radieux et plain de réussite;

A tout mes cousins et cousines plus particulièrement Wassila, Chanez, Amina, Blaid, Mohammed;

A tout les membres de ma famille: oncle et tante maternelle et paternelle en particulier Saïda, Nacira, Ramdhan;

A mes anges Imene, Ritaj, Fella, Mohammed Islem;

A tous mes amis et toute mes amies

Manel

Liste des abréviations

PPT: Polyphénols totaux

AG: Acide Gallique

ATCC: Américain Type Culture Collection

CMI: Concentration minimal inhibitrice

EAG: Equivalent en Acide Gallique

ERO: Espèces Réactives de l'Oxygène

Ext: Extrait

ES: Extrait Sec

pH: potentiel d'hydrogène

FRAP: Ferric Reducing Antioxydant Power

Fe⁺³: ions ferriques

Fe⁺²: ions ferreux

H₂O₂: peroxyde d'hydrogène

K₃Fe(CN)₆: Ferricyanure de potassium

LABAB: Laboratoire de Recherche de Biochimie Analytique et Biotechnologie

TAC: Total Antioxydant Capacity

TCA: Acide trichloracétique

OH[•]: Le radical hydroxyle

O₂⁻: L'anion superoxyde

¹O₂: L'ion singulet

MH: Muller Hinton

Listes des figures et des tableaux

Figure 1: Parties aériennes de <i>Malva sylvestris</i> L.....	3
Figure 2: Les différentes parties de <i>Malva sylvestris</i> L.....	4
Figure3: Structure chimique de groupement phénolique.....	8
Figure 4: Structure chimique des stilbénes.....	11
Figure 5: Structure de base des flavonoïdes.....	12
Figure 6: Structure chimiques d'un tanin hydrolysable.....	13
Figure 7: Structure de tanin condensé.....	14
Figure 8: Représentation des voies de biosynthèse des polyphénols.....	15
Figure 9: Activité biologique des polyphénols.....	16
Figure 10: Les conséquences du stress oxydant.....	18
Figure11: Chélation des métaux de transition par les flavonoïdes.....	19
Figure 12: Schéma récapitulatif des protocoles expérimentaux.....	24
Figure 13: <i>Malva sylvestris</i> L. sous forme séchée (A) et broyée (B).....	26
Figure 14: Schéma récapitulatif de l'extraction aqueuse de <i>Malva sylvestris</i> L.....	27
Figure15: Schéma récapitulatif du protocole de dosage des polyphénols totaux.....	29
Figure 16: Dosage des polyphénols totaux.....	29
Figure 17: Schéma récapitulatif du test de détermination du pouvoir réducteur ferrique (FRAP).....	30
Figure 18: Schéma récapitulatif du test de l'activité antioxydante totale (TAC).....	31
Figure 19: Courbe d'étalonnage de l'acide gallique.....	35
Figure 20: Pouvoir réducteur de l'acide ascorbique et de l'extrait aqueux de <i>Malva Sylvestris</i> L.....	36
Figure 21: Capacité antioxydante totale de l'acide ascorbique et de l'extrait aqueux de <i>Malva sylvestris</i> L.....	37

Liste des tableaux

Tableau I: Classification botanique de <i>Malva sylvestris</i> L.....	4
Tableau II: Composition entière de <i>Malva sylvestris</i> L.....	5
Tableau III: Les principales classes de composés phénoliques.....	9
Tableau IV: Principaux acides hydroxybenzoïques	10
Tableau V: Principaux acides hydroxycinnamiques	11
Tableau VI: Principales classes des flavonoïdes	12
Tableau VII: Les espèces réactives de l'oxygène.....	17
Tableau VIII: Mécanismes d'action de certains composés phénoliques.....	21
Tableau IX: Activités biologiques de quelques composés phénoliques.....	23
Tableau X: Diamètres des zones d'inhibition.....	38
Tableau XI: Les valeurs de la CMI de l'extrait vis-à-vis des souches testées.....	39

Table des matières

Remerciements

Dédicaces

Liste des abréviations

Liste des figures et des tableaux

Introduction 1

Partie 1: synthèse bibliographique

Chapitre 1: *Malva sylvestris* L.

1. Présentation de <i>Malva sylvestris</i> L.....	3
1.1 Description botanique de <i>Malva sylvestris</i> L.....	3
1.2 Classification botanique	4
1.3 Répartition géographique	5
1.4 Composition chimique	5
1.5 Usage traditionnel	6
1.6 Effets biologiques.....	6
1.7 Mode d'utilisation	7

Chapitre 2: les composés phénoliques et activités biologiques

1. Généralités.....	8
1.1 Principales familles des polyphénols	8
1.2 Classification des Polyphénols.....	10
1.2.1 Acide phénolique	10
1.2.2 Stilbénes.....	11
1.2.3 Flavonoïdes.....	11
1.2.4 Tanins	13
1.2.5 Lignines et les lignanes.....	14
1.3 Biosynthèse des Polyphénols	14
1.3.1 Voie de l'acide shikimique.....	14
1.3.2 Voie de l'acétate / melonate.....	14
2. Rôle et fonction biologique des polyphénols	15
2.1 Chez les végétaux.....	15
2.2 Chez l'être humain	16
3. Activités Antioxydantes	16
3.1 Les radicaux libres	16
3.1.1 Définition	16
3.1.2 Les espèces réactives de l'oxygène.....	17
3.2 Stress oxydant	17
3.3 Activités antioxydantes	18
3.3.1 Définition	18
3.3.2 Mécanisme d'action des polyphénols	18
4. L'activité antimicrobienne	19

4.1 Les polyphénols	20
4.1.1 Mode d'action des polyphénols	20
4.1.2 Description des espèces utilisées	21
5. Autres activités biologiques	22
5.1 Propriétés vasculo-protectrices et veinotoniques	22
5.2 Propriétés antiallergiques	22

Partie 2: partie expérimentale

I. Matériels et méthodes	24
1. Matériel	25
1.1 Matériel végétal	25
1.2 Souches bactériennes	25
1.3 Réactifs et solutions	25
1.4 Appareillage	25
2. Méthode	26
2.1 Séchage et broyage du matériel végétal	26
2.2 Préparation de l'extrait aqueux	26
2.3 Détermination du rendement d'extraction	28
2.4 Dosage des phénols totaux (PPT)	28
2.5 Activité antioxydante	30
2.5.1 Détermination du pouvoir réducteur ferrique (FRAP)	30
2.5.2 Evaluation de la capacité antioxydante totale (TAC)	31
2.6 Activité antibactérienne	32
2.6.1 Souches bactériennes	32
2.6.2 Détermination des concentrations minimales inhibitrices (CMI)	32
II. Résultats et discussions	34
1. Rendement de l'extrait	34
2. Résultats de l'étude quantitative	34
2.1 Dosage des polyphénols totaux (PPT)	34
2.2 Réduction du fer (FRAP)	35
2.3 Capacité antioxydante totale (TAC)	36
2.4 Activité antibactérienne	37
Conclusion et perspective	40
Références bibliographiques	41

Annexes

Introduction

L'utilisation des plantes à des fins thérapeutiques est une pratique courante depuis des millénaires. Avec les progrès de la médecine dans le traitement de nombreuses maladies, le recours à ces plantes médicinales a beaucoup régressé.

Néanmoins, l'échec thérapeutique devant certaines pathologies comme le cancer, les infections multi résistantes et les nombreux effets secondaires attribués aux molécules synthétiques ont deux impacts. D'une part, à l'échelle individuelle, nous avons de plus en plus recours à cette médecine traditionnelle. D'autre part, la recherche scientifique montre un regain d'intérêt pour ces plantes riches en biomolécules aux nombreuses vertus thérapeutiques.

Les propriétés médicinales des plantes sont dues à des molécules bioactives synthétisées par celles-ci et connues sous l'appellation de métabolites secondaires (polyphénols, alcaloïdes, terpènes etc.). De nombreux métabolites secondaires, essentiellement les polyphénols, constituent un système de défense élaboré car ils protègent les plantes contre un nombre important d'agressions biotiques et abiotiques. Ces molécules sont d'ailleurs synthétisées dans des conditions de stress.

Les polyphénols sont aussi connus pour leurs nombreuses activités biologiques qui influencent directement la santé humaine via l'alimentation. Ils ont plusieurs utilisations dans l'industrie cosmétique, agroalimentaire et pharmaceutique. Toutefois, ils sont plus connus pour leur importante activité antioxydante et peuvent agir directement par le piégeage des espèces réactives d'oxygène (ERO).

L'Algérie possède une flore riche et diversifiée. Parmi les plantes médicinales qui constituent son couvert végétal, se trouve *Malva sylvestris* L. Cette plante est largement représentée au nord du territoire national et plus particulièrement en Kabylie. Elle est connue sous le nom grande mauve et appartient à la famille des *malvaceae*, elle est utilisée sous divers préparations comme détoxifiant, cicatrisant et pour traiter plusieurs désordres organiques comme les problèmes respiratoires et les problèmes urologiques etc. Ces nombreuses utilisations sont motivées par une richesse en molécules bioactives tels que les composés phénoliques.

C'est dans ce contexte que nous avons jugé intéressant d'étudier l'activité antioxydante et antibactérienne de l'extrait aqueux des feuilles de *Malva sylvestris* L. Pour cela nous avons adopté les démarches suivantes:

- ✓ Détermination de la teneur en Polyphénols totaux de l'extrait aqueux de *Malva sylvestris* L.
- ✓ Evaluation de pouvoir antioxydant de l'extrait aqueux par la détermination du pouvoir réducteur ferrique (FRAP) et l'évaluation de la capacité antioxydante totale (TAC).
- ✓ Etude du pouvoir antibactérien par la méthode de diffusion sur disque et la détermination des CMI.

Partie I

Synthèse bibliographique

Chapitre 1
Malva sylvestris L.

1. Présentation de *Malva sylvestris* L.

Malva sylvestris L. est une plante médicinale de la pharmacopée algérienne, qui appartient à la famille des *malvaceae*, son nom dérive du latin «Malva» signifiant mauve qui lui-même dérive du grec «malasso» voulant dire «adoucir» en référence à ses propriétés émoullientes (Llopis, 2017).

Malva sylvestris L., connue sous le nom commun «grande mauve» et en arabe sous celui de «Khoubeiza» et en kabyle sous le nom de «Amedjir», abondante en Europe, en Afrique du Nord et en Asie (Ait Youssef, 2006). La floraison de la grande mauve se produit entre juin et septembre.



Figure 1: Parties aériennes de *Malva sylvestris* L. (photo personnelle)

1.1 Description botanique

Malva sylvestris L. est une plante herbacée, vivace et bisannuelle, à tige dressée de 30 à 60 cm, possédant une racine pivotante et pulpeuse.

Les feuilles sont pentalobées, crénelées et dentelées sur les bords avec une couleur vert foncée.

Le fruit est une capsule de graines réniformes avec un mode de dissémination barochore (Quezel et Sauta, 1963; Greuter et *al.*, 1989).

Pour se qui est de la fleur celle-ci peut être terminale ou axillaire, portée par des pédicules de couleur rose violacé (mauve) (Ait Youssef, 2006). La figure (2) représente les différentes parties de *Malva sylvestris* L.

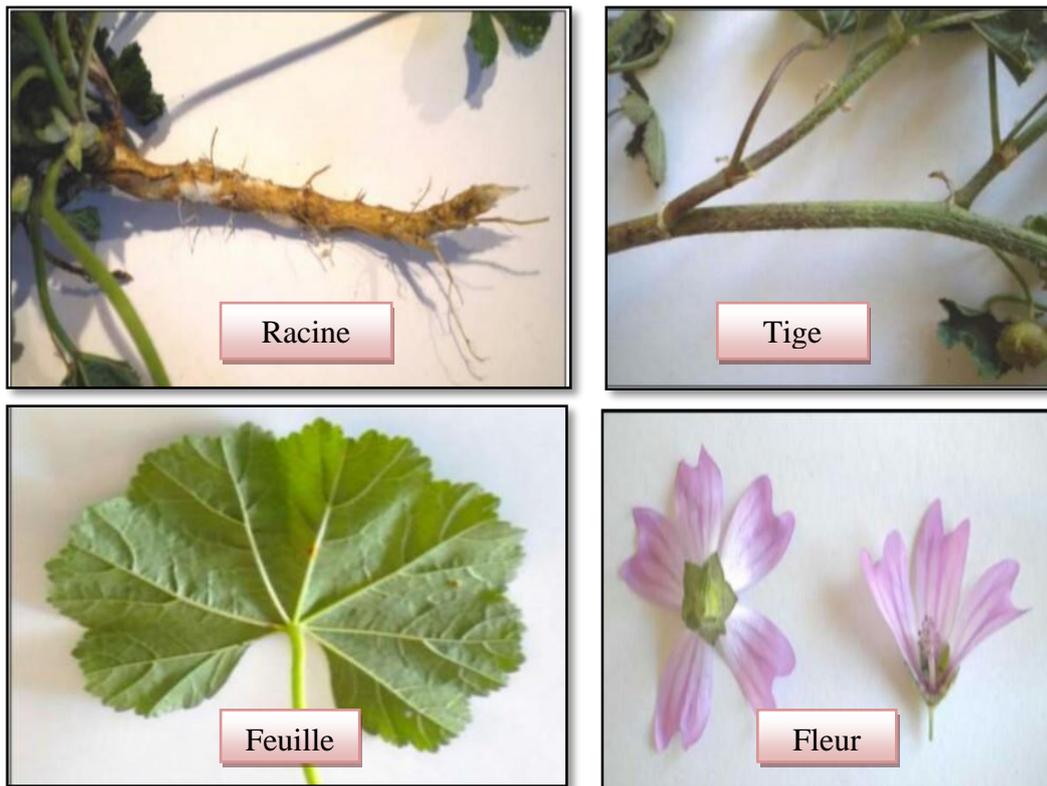


Figure 2: Les différentes parties de *Malva sylvestris* L. (Flore, 2011).

1.2 Classification botanique

Le tableau suivant représente la principale classification botanique de *Malva sylvestris* L., établie par Angiosperm Phylogeny Group, la classification APG III (2009) (Flore, 2011).

Tableau I: Classification botanique de *Malva sylvestris* L.

Règne	Végétal
Embranchement	Spermaphyte
Sous embranchement	Angiosperme
Classe	Dicotylédones
Ordre	Malvales
Famille	Malvacées
Genre	Malva
Espèce	<i>Malva sylvestris</i>

1.3 Répartition géographique

La grande mauve a une aire de répartition eurasiatique. Elle est très répandue dans toute l'Afrique du Nord, dans les pays d'Asie occidentale, d'Asie du Nord et de Sud-ouest, ainsi dans certains pays d'Europe.

Dans la plupart de ces pays, elle se retrouve principalement dans les friches, les lieux non cultivés, les prés et sur les bords des chemins. Elle est très commune dans toute l'Algérie, et pousse surtout dans les décombres, les champs et les cultures (Ait youssef, 2006).

1.4 Composition chimique

Les principales molécules entrant dans la composition de la plante sont: les mucilages responsables des propriétés émoullientes et laxatives, les flavonoïdes et les tanins. De plus elle est aussi riche en sels minéraux et en vitamines (Wichtl et *al.*, 2003). Le tableau suivant illustre la composition de la plante entière.

Tableau II: Composition entière de *Malva sylvestris* L. (Couplen et Stener, 1994).

<i>Malva sylvestris</i>	
Macronutriments	
Eau (g/100g)	80
Protides (g/100g)	5.6
Lipides (g/100g)	1.4
Glucides (g/100g)	9.4
Minéraux	
Potassium (mg/100g)	180
Fer (mg/100g)	5.1
Magnésium (mg/100g)	58
Calcium (mg/100g)	690
Vitamines	
Vitamines A (mg/100g)	4600
Vitamines B1 (mg/100g)	0.2
Vitamines C (mg/100g)	197

1.5 Usage traditionnel

De nombreuses études impliquant l'utilisation de plantes médicinales ont démontrées l'importance de *Malva sylvestris* L. en médecine traditionnelle.

Les feuilles et les fleurs de la plante sont connues pour leurs propriétés anti-inflammatoires, principalement contre la gingivite, les abcès et les douleurs dentaires.

De plus elles sont utilisées dans le traitement des problèmes urologiques comme la cystite et l'élimination des calculs rénaux.

La mauve sylvestre a été consommée comme laxatif doux, détoxifiant pour le foie et contre les brûlures d'estomac. Elle est utilisée également pour traiter:

- Les affections telles que les troubles gastro-intestinaux;
- Les douleurs abdominales;
- Les diarrhées;
- Ulcère gastrique;
- Constipation;
- Problème respiratoire.

En usage externe, la mauve est utilisée en compresse pour calmer, adoucir et assouplir la peau. Elle sert également en bains de bouche et gargarismes (Gasparetto et *al.*, 2012).

1.6 Effets biologiques

Plusieurs activités biologiques ont été déterminées à partir d'extraits issus de l'espèce *Malva sylvestris* L., à savoir l'activité antioxydante, anti-inflammatoire, antimicrobienne, immunomodulatrice et antifongique (Flore, 2011).

En effet, des études ont démontrées que les parties aériennes de la mauve sylvestre ont un effet antibactérien sur *Streptococcus agalactiae*, *staphylococcus aureus*, l'*Enterococcus faecalis* (Razavi, 2011) et *Helicobacter pylori*, germe associé à l'ulcérogénèse gastrique (Abou-Qatouseh et *al.*, 2013).

La plante possède également des propriétés hépatoprotectrices, grâce à son pouvoir antioxydant, cet effet peut s'expliquer par de fortes teneurs en composés phénoliques (Hussain et *al.*, 2014), particulièrement en tanins, qui jouent un rôle protecteur de la muqueuse gastrique, et possèdent ainsi une action antiulcéreuse (Ebadi, 2002).

Il a été démontré que l'extrait de fleurs de *Malva sylvestris* L. contribue dans l'accélération de la cicatrisation des brûlures chez les rats. Il a été observé qu'en plus de diminuer la zone de brûlure, l'extrait induit une augmentation du taux de collagène par rapport aux témoins non traités (Pirbalouti et *al.*, 2009).

Les extraits aqueux obtenus à partir des feuilles de *Malva sylvestris* L. ont montré une action antifongique sur *Aspergillus candidus*, *niger* et *Penicillium Sp.* (Magro et *al.*, 2006).

1.7 Mode d'utilisation

Toutes les parties de la plante sont susceptibles d'être utilisées en phytothérapie. Toutefois, ce sont surtout les feuilles et les fleurs qui rentrent dans la composition de la plupart des préparations.

➤ Usage interne

Infusion: En infusion les fleurs et de feuilles sont utilisées en médecine traditionnelle dans le traitement des affections respiratoires.

Décoction: La décoction des feuilles et de fleurs est couramment utilisée comme traitement de la constipation passagère.

➤ Usage externe

La décoction des feuilles et des fleurs est utilisée en application locale sur la peau (affection cutanées) ou en gargarismes (affection buccales) (Lucienne, 2010).

Chapitre 2
Les composés phénoliques et
activités biologiques

1. Généralités

Les composés phénoliques, ou polyphénols constituent un ensemble de molécules largement répandues dans le règne végétal. Sont des molécules présentes dans toutes les parties de plante mais avec une répartition quantitative qui varie selon l'espèce, les organes de la plante et les différents stades physiologiques.

Ils sont issus de métabolisme secondaire de la plante, ce qui signifie qu'ils n'exercent pas de fonction fondamentale de l'organisme végétale, comme la reproduction ou la croissance, cependant, ils jouent un rôle majeur dans les interactions de la plante avec son environnement, contribuent ainsi à la survie de l'organisme dans son écosystème (Urquiaqa et Leiqhon, 2000).

Ils correspondent à une très large gamme de structures chimique dont plus de 8000 composés naturels ont été identifiés, allant de simples molécules comme les acides phénolique aux substances hautement polymérisées comme les tanins (Dacosta, 2003).

1.1 Principales familles des polyphénols

Les polyphénols sont caractérisés par la présence d'au moins un noyau benzénique (figure 3) auquel est directement lié au moins un groupe hydroxyle (OH) libre ou engagé dans une autre fonction: éther, ester ou hétérosides. Ils sont communément subdivisés en acides phénoliques, coumarines, stilbénes, flavonoïdes, lignanes, lignines et tanins.

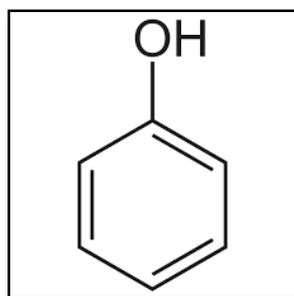
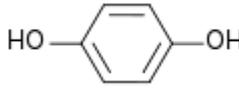
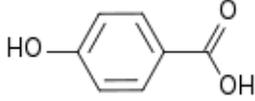
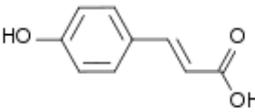
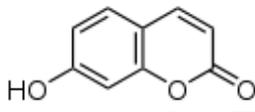
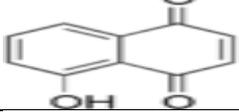
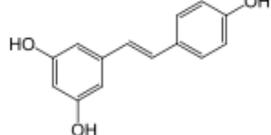
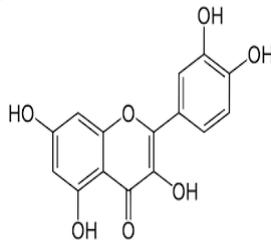
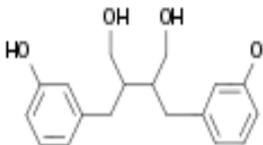
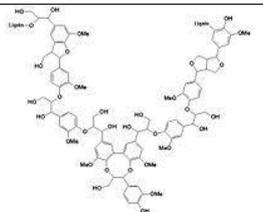


Figure3: Structure chimique de groupement phénolique (Cheynier, 2005).

Le tableau III regroupe les principales classes de polyphénols selon Macheix et *al.*, 2005:

Les composés phénoliques et activités biologiques

Tableau III: Les principales classes de composés phénoliques.

Squelette carboné	Classe	Exemple	Formule	Origine
C ₆	Phénols simple	Hydroquinone		Busserole
C ₆ -C ₁	Acides hydroxybenzoïque	Acide p- hydroxybenzoïque		Epices, fraise
C ₆ -C ₃	Acides hydroxycinamiques	Acide p-coumarique		Pomme de terre, pomme Citrus
	Coumarines	Ombelliférone		Carottes, coriandre
C ₆ -C ₄	Juglone	Naphtoquinone		Noix
C ₆ -C ₂ -C ₆	Stilbénoides	trans-resvératrol		Raisins
C ₆ -C ₃ -C ₆	Flavonoïdes	Quercétine		Oignon
(C ₆ -C ₃) ₂	Lignanes	Entérodiol		Bactéries intestinales
(C ₆ -C ₃) _n	Lignines			Bois, noyau de fruits
(C ₁₅) _n	Tannins	procyanidol		Raisin rouge, kaki

1.2 Classification des Polyphénols

Le nombre, la structure des cycles phénoliques mais aussi les éléments structuraux qui se lient à ces derniers donnent naissance à plusieurs classes et sous-classes de polyphénols, telles que les acides phénoliques, les flavonoïdes, les stilbènes et les lignanes (LI et *al.*, 2014).

1.2.1 Acide phénolique

Ces composés sont universellement rencontrés chez les plantes deux sous-groupes peuvent être distingués :

- **acide hydroxybenzoïque**

Ils sont dérivés de l'acide benzoïque, ils ont une formule de base de type C₆-C₁. Ils existent fréquemment sous forme d'esters ou de glucosides et peuvent être également intégrés dans des structures complexes comme certains tanins, leurs principaux représentants sont l'acide salicylique et l'acide gallique (Sarni-manchado et Cheynier, 2006).

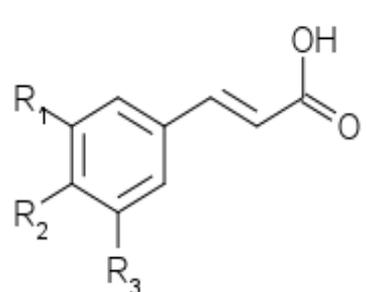
Tableau IV: Principaux acides hydroxybenzoïque (Sarni-manchado et Cheynier, 2006).

Structure	R1	R2	R3	R4	Acides phénoliques
	H	H	H	H	Acide benzoïque
	H	H	OH	H	Acide p hydroxybenzoïque
	H	OH	OH	H	Acide protocatéchique
	H	OCH ₃	OH	H	Acide vanillique
	H	OH	OH	OH	Acide gallique
	H	OCH ₃	OH	OCH ₃	Acide syringique
	OH	H	H	H	Acide salicylique
	OH	H	H	OH	Acide gentisique

- **Acide hydroxycinamiques**

Ils représentent une classe très importante dont la structure de base est C₆-C₃ dérivée de celle de l'acide cinnamique (Sarni-manchado et Cheynier, 2006). Ils sont représentés principalement par: l'acide p-coumarique, l'acide caféique, l'acide férulique et l'acide sinapique. Ces acides sont rarement présents sous forme libres, ils sont en général combinés à d'autre molécule organique, contrairement aux acides hydroxybenzoïque qui se représente majoritairement sous forme libre (Macheix et Fleuriet, 1990). Les principales acides hydroxycinamiques sont présentés dans le tableau V.

Tableau V: Principaux acide hydroxycinnamiques (Sarni-manchado et Cheynier, 2006).

Structure	R1	R2	R3	Acide phénolique
	H	H	H	Acide cinnamique
	H	OH	H	Acide P-coumarique
	OH	OH	H	Acide caféique
	OCH ₃	OH	H	Acide férulique
	OCH ₃	OH	OCH ₃	Acide sinapique

1.2.2 Stilbènes

Les membres de cette famille présentent une structure en C6-C2-C6 dont les deux noyaux aromatiques sont reliés par un double liaison, formant un système conjugué. (Belkheiri, 2010).

Les stilbènes se trouvent en petites quantités dans l'alimentation humaine, parmi ces composés on trouve le resveratrol qui est un anticancéreux présent dans certaines plantes médicinale.

Ils sont des phytoalexines, produits par la plante en réponse à l'attaque d'agents pathogènes fongiques, bactériens et viraux (Crozier et Clifford, 2006).

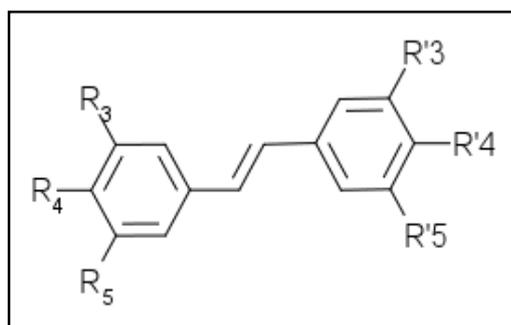


Figure 4: Structure chimique des stilbènes (Tsai et al., 2017).

1.2.3 Flavonoïdes

Constituent un groupe de plus de 6000 composés naturels qui sont quasiment universels chez les plantes vasculaires. Ce sont des pigments responsables des colorations jaunes, oranges, rouges de différents organes de la plante (Ghdira, 2005). Tous les flavonoïdes possèdent la même structure de base (C6-C3-C6), ils contiennent quinze atomes de carbone dans leur structure de base: deux cycles aromatiques A et B à six atomes de carbones reliés entre eux par un hétérocycle oxygéné (cycle C) (Tapas et al., 2008).

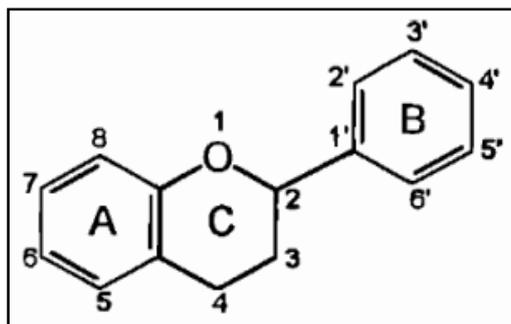
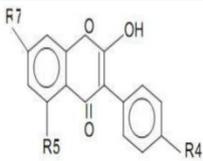


Figure 5: Structure de base des flavonoïdes (Abedini, 2013).

La nature chimique des flavonoïdes dépend de leur classe structurale, de degré d'hydroxylation et de méthylation, de degré de polymérisation des substitutions et des conjugaisons sur le cycle C. en basant sur leur squelette, les flavonoïdes peuvent être divisés en différentes classes: anthocyanidines, flavonols, isoflavonols, flavones, isoflavones, flavanols, isoflavanols, flavanones, isoflavanones, aurones (Havasteen, 2002; Edenharder et Grünhage, 2003). Le tableau suivant représente les principales classes de flavonoïdes.

Tableau VI: Principales classes des flavonoïdes (*in zeghad*, 2009).

Classes	Structures chimiques	R3	R4	R5	Exemple
Flavones		H	OH	H	Apigénine
		OH	OH	H	Lutéoline
		OH	OCH ₃	H	Diosmétine
Flavonols		H	OH	H	Kaempférol
		OH	OH	H	Quercétine
		OH	OH	OH	Myricétine
Flavanols		OH	OH	H	Catéchine
Flavanones		H	OH	H	Naringénine
		OH	OH	H	Eriodictyol
Anthocyanidines		H	OH	H	Pelargonidine
		OH	OH	H	cyanine
		OH	OH	OH	Delphénidine

Isoflavones		R5	R7	R4	
		OH	OH	OH	Genisteine
		H	O-Glu	OH	Daidezine

1.2.4 Tanins

Les tanins sont des substances polyphénoliques de structure variées, ayant en commun la propriété de tanner la peau, c'est-à-dire de la rendre imputrescible. Ces substances ont en effet la propriété de se combiner aux protéines. Sont très répondeu dans le règne végétal ils peuvent existes dans divers organes, mais on note une accumulation plus particulièrement dans les tissus plus âgé, leurs poids moléculaire varie de 500 jusqu'à 3000 Dalton (Roux et Catier, 2007). Sur le plan structural sont divisés en deux groupes:

A. Tanins hydrolysables

Ils sont constitués par une molécule de sucre (le glucose le plus souvent) estérifiée par l'acide gallique ou un de ses dérivés (acide ellagique, chébulique ou valonique). Ils sont facilement hydrolysables par voie chimique ou enzymatique (Hdwin, 1996).

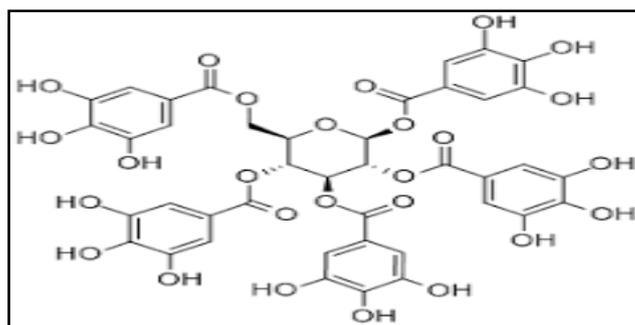


Figure 6: Structure chimiques d'un tanin hydrolysable (Arbenz et al., 2015).

B. Tanins condensés

Ils se différencient fondamentalement des tanins hydrolysables car ils ne possèdent pas de sucre dans leur molécule et leur structure est voisine de celle des flavonoïdes. Il s'agit des polymères flaviniques constitués d'unités de flavan-3-ols liés entre eux par des liaisons carbone-carbone (Bruneton, 1999). Ils sont résistants à l'hydrolyse enzymatique, seuls les attaques chimiques fortes sont capables de les dégrader (Khanbabee et al., 2001).

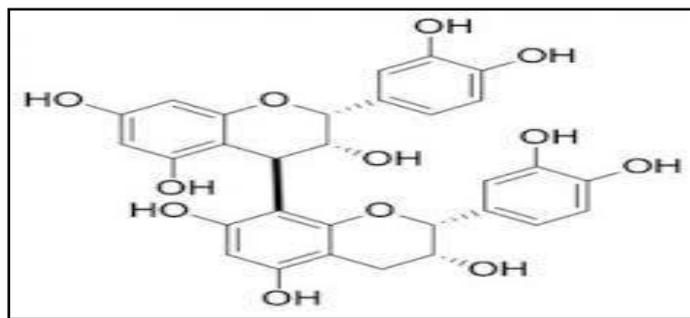


Figure 7: Structure de tanin condensé (procyanidine B2) (Ropiak et *al.*, 2017).

1.2.5 Lignines et les lignanes

Leurs principales fonctions sont d'apporter la rigidité, une imperméabilité à l'eau et une grande résistance à la décomposition (Martone et *al.*, 2009). Ils sont constitués de deux unités de phénylpropane et entrent dans la composition de certaines graines, céréales, fruits et légumes (El Gharras, 2009).

Les lignanes répondent à une représentation structurale de type $(C_6-C_3)_2$, l'unité (C_6-C_3) et considérée comme un propylbenzène. Ce sont des composés phénoliques bioactifs, non nutritifs, non calorique. On les trouve en plus forte concentration dans le lin et les grains de sésame (Peterson et *al.*, 2010).

1.3 Biosynthèse des Polyphénols

Les composés phénoliques sont issus par deux grandes voies métaboliques:

1.3.1 Voie de l'acide shikimique

C'est la voie majeure de biosynthèse des composés aromatiques chez les plantes et les microorganismes, incluant les acides aminés (phénylalanine, la tyrosine et le tryptophane) qui servent des précurseurs de nombreuses métabolites secondaire tels que les acides phénoliques, les flavonoïdes, coumarines, les alcaloïdes...etc. (Ghasemzadeh et *al.*, 2011)

1.3.2 Voie de l'acétate / melonate

Principale voie de formation de l'acétyl-CoA par la glycolyse et la β -oxydation.

Elle est à l'origine de la cyclisation des chaînes polycétonique, elles mêmes obtenues par condensation répétée d'unités «Acétate» qui se fait par carboxylation de l'acétyl-CoA. Cette réaction est catalysée par l'enzyme acétyl-CoA carboxylase (Akroum, 2010).

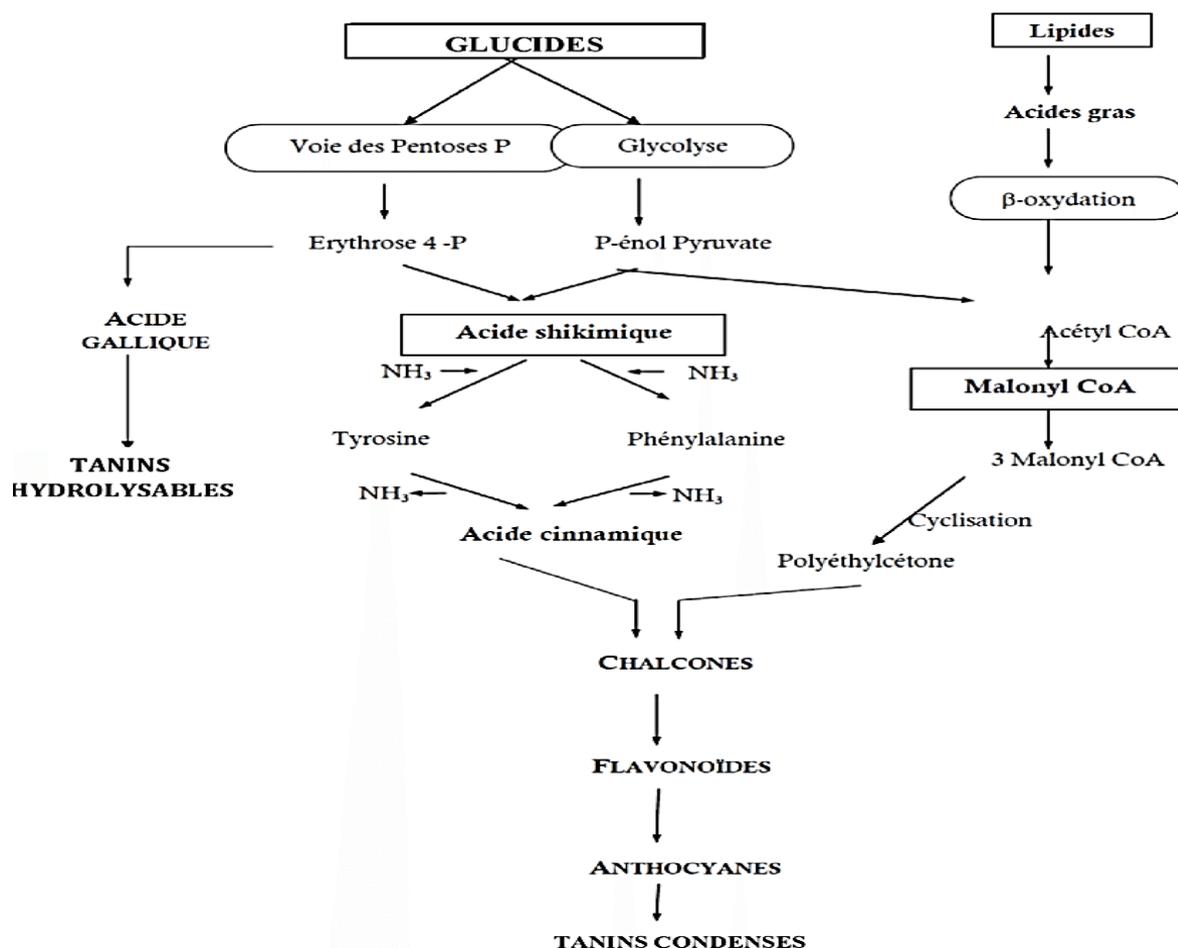


Figure 8: Représentation des voies de biosynthèse des polyphénols (Chaouche, 2014).

2. Rôle et fonction biologique des polyphénols

Les polyphénols attirent de plus en plus l'attention des chercheurs en raison de leurs nombreuses propriétés et effets bénéfiques sur la santé humaine:

2.1 Chez les végétaux

Les composés phénoliques, sont généralement des pigments responsables des teintes automnales des feuilles et des couleurs des fleurs et fruits (Edeas, 2007).

Ces composés peuvent intervenir dans certains aspects de la physiologie de la plante comme la lignification, la régulation de la croissance, l'interaction avec certains microorganismes symbiotique ou parasitaires.

De plus, ils jouent un rôle important dans l'interaction de la plante avec son environnement biologique (attaques microbiennes) et physique (les radiations UV) (Moneb et al., 2011).

2.2 Chez l'être humain

De nombreuses composés phénoliques sont de plus en plus utilisés en thérapeutique (Crozier et *al.*, 2006). De nombreuses études suggèrent que les polyphénols réduisent l'incidence de nombreuses maladies telles que le cancer, les maladies cardiovasculaires et le diabète (Hanhineva, 2010).

Cela peut être expliqué par le fait que ces composés ont la capacité d'inhiber de nombreux facteurs impliqués dans la genèse de ces maladies.

Ces molécules sont décrites dans la littérature scientifique comme étant des antioxydants, anti-inflammatoires, des antimicrobiens, des allergènes, des neuroprotecteurs, antiviral (Hanhineva, 2010).

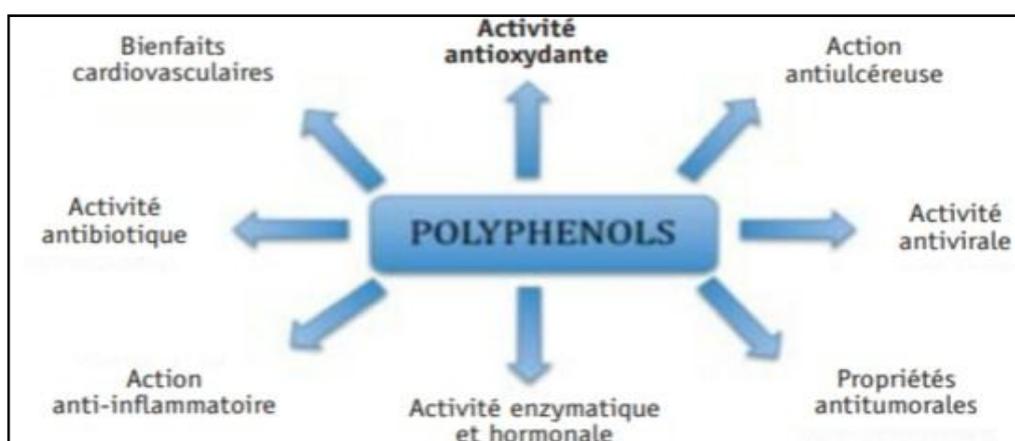


Figure 9: Activité biologique des polyphénols (Hanhineva, 2010)

En biotechnologie alimentaire, les composés phénoliques sont étudiés pour être incorporé dans les matrices alimentaires et améliorés leurs stabilités de l'oxydation (Shahidi et Naczk, 2004).

3. Activités Antioxydantes

3.1 Les radicaux libres

3.1.1 Définition

Les radicaux libres sont des espèces chimiques, atomes ou molécules, possédant un ou plusieurs électrons non appariés sur leur orbital externe (Afonso et *al.*, 2007).

La présence des électrons confère souvent à ces molécules une grande instabilité, elles ont la possibilité de réagir avec de nombreux composés. Elles peuvent entraîner des lésions tissulaires en captant des électrons d'une molécule stable pour essayer d'apparier leurs propres électrons, laissant ainsi la molécule originale dans un état instable (Filaire et Tomi, 2012).

3.1.2 Les espèces réactives de l'oxygène

L'oxygène est un élément essentiel pour les organismes multicellulaires parce qu'il permet de produire de l'énergie en oxydant la matière organique, mais nos cellules convertissent une partie de cet oxygène en métabolites toxique, nommés radicaux libres organiques (Meziti, 2007). En biologie les radicaux libres sont formés le plus souvent à partir de l'oxygène d'où leurs appellation: les espèces réactives de l'oxygène (EROs) qui désignent à la fois des espèces radicalaires de l'oxygène et des espèces non radicalaires (Boeck et Larcier, 2006).

Tableau VII: Les espèces réactives de l'oxygène.

ERO	Symbole chimique	Propriétés
L'anion Superoxyde	O_2^{\cdot}	Il est considéré comme le type le moins réactif des ERO et le radical le plus fréquemment produit dans l'organisme (Scheibmeir et <i>al.</i> , 2005). Il est chargé négativement et généré par la réduction monovalente de l'oxygène moléculaire (Lacolley et <i>al.</i> , 2007).
Le radical hydroxyle	OH^{\cdot}	L'espèce radicalaire la plus réactive de l'oxygène vis-à-vis des structures organiques et joue un rôle initiateur dans l'auto-oxydation lipidique (Bartosz, 2003).
L'oxygène Singulet	1O_2	C'est une forme excitée de l'oxygène moléculaire, souvent assimilé à un radical libre en raison de sa forte réactivité (Hadi, 2004).
Le peroxyde d'hydrogène	H_2O_2	C'est une molécule non radicalaire, a la capacité de générer des radicaux hautement réactifs. En présence de métaux de transition (fer et cuivre), l' H_2O_2 donne naissance via la réaction de Fenton à un radical hydroxyle OH^{\cdot} hautement réactif (Wardman et Candeias, 1996).

3.2 Stress oxydant

Dans certaines conditions normales, les cellules des êtres aérobies produisent en permanence et en faible quantité des espèces réactives d'oxygène (EROs) à l'issu de nombreux procécus cellulaire (Favier, 2003). Dans ces circonstance, les défenses antioxydantes sont capables de neutraliser les EROs produites pour maintenir leur flux cellulaire au niveau utile, on dit que la balance antioxydant/prooxydants est en équilibre (Favier, 2003).

Quand cet équilibre est rompu par déficit en antioxydant ou une surproduction incontrôlée d'espèces radicalaires et leurs dérivées secondaires, il survient un stress oxydant (Hennibelle, 2004).

Le principal danger des radicaux libres vient des dommages qu'ils peuvent provoquer lorsqu'ils réagissent avec des composants cellulaires importants, tels que l'ADN (Hadj Salem, 2009) les lipides (peroxydation), les protéines etc (Jacob, 2007).

Cette oxydation provoque des dommages sur tout l'organisme, accélérant le vieillissement (maladies cardiovasculaires et neuro-dégénératives, cancer, diabète) (Pincemail et al., 2003) et la dégradation des cellules et des tissus (Bonnet et al., 2010).

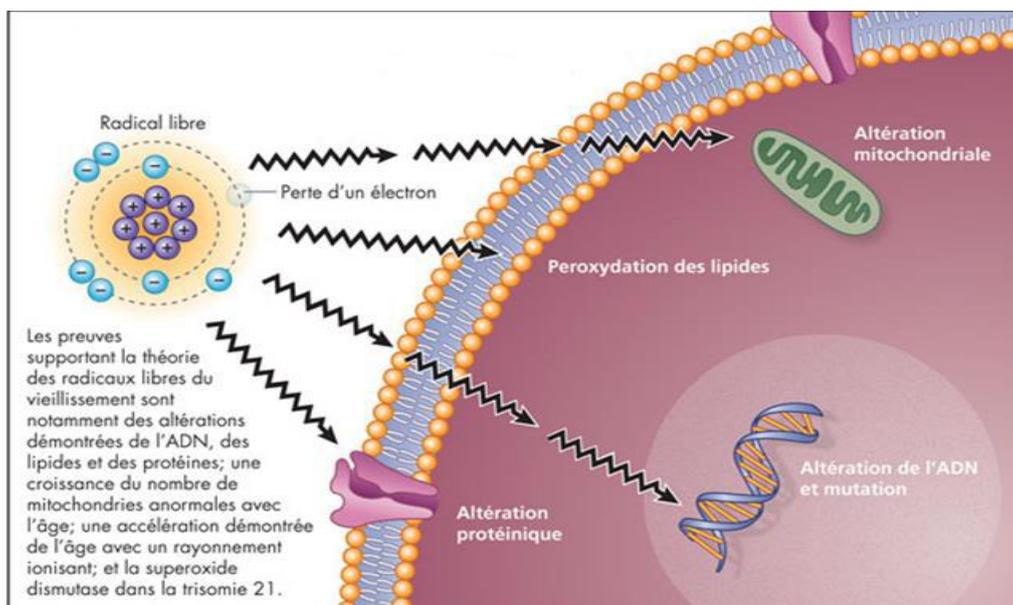


Figure 10: Les conséquences du stress oxydant (Bonnet et al., 2010).

3.3 Activités antioxydantes

3.3.1 Définition

L'activité antioxydante consiste à l'inhibition des réactions en chaînes de production de radicaux libres et limitant ainsi leurs actions. Cette propriété est souvent exprimée dans les nombreuses familles de polyphénols.

Bien que les réactions d'oxydations soient nécessaires à la vie, elles peuvent aussi être destructrices (Popovici, 2009).

3.3.2 Mécanisme d'action des polyphénols

➤ Piégeage des radicaux libres

Les composés phénoliques sont des piègeurs efficaces des radicaux libres, et ceci grâce à leur groupement hydroxyle fortement réactif contre l'anion superoxyde, le radical hydroxyle et l'oxygène singulet selon la réaction suivante (Heim et al., 2002):



Les composés phénoliques et activités biologiques

Les flavonoïdes préviennent la peroxydation lipidique en réagissant avec les radicaux libres, qui sont susceptibles d'arracher un hydrogène sur le groupement CH_2 situé entre deux doubles liaisons des acides gras polyinsaturés, et protège ainsi les membranes cellulaires (Havsteen, 2002).

➤ Inhibition enzymatique

Les composés phénoliques affectent l'activité de nombreux systèmes enzymatiques impliqués dans le stress oxydant. Certains flavonoïdes comme l'apigénine, la quercétine inhibent la xanthine oxydase, qui est considérée comme une source biologique importante du radical superoxyde lors d'oxydation de l'hypoxanthine en acide urique (Nijveldt et al., 2001; Da Silva et al., 2004).

➤ chélation des ions métalliques

Les composés phénoliques sont des piègeurs efficaces des radicaux libres par la chélation des métaux tels que: le cuivre, le fer et l'aluminium. Ces ions métalliques renforcent les effets nocifs du stress oxydant, en stimulant la production des radicaux hydroxyles ($\text{OH}\cdot$).

Ces composés en chélatant les ions métalliques, forment des complexes de coordination avec ces métaux, en occupant tous les emplacements et peuvent ainsi convertir les ions métalliques en complexes insolubles, empêchant leurs interactions avec les intermédiaires lipidiques (Virgili et al., 2001 ; Lee et al., 2004).

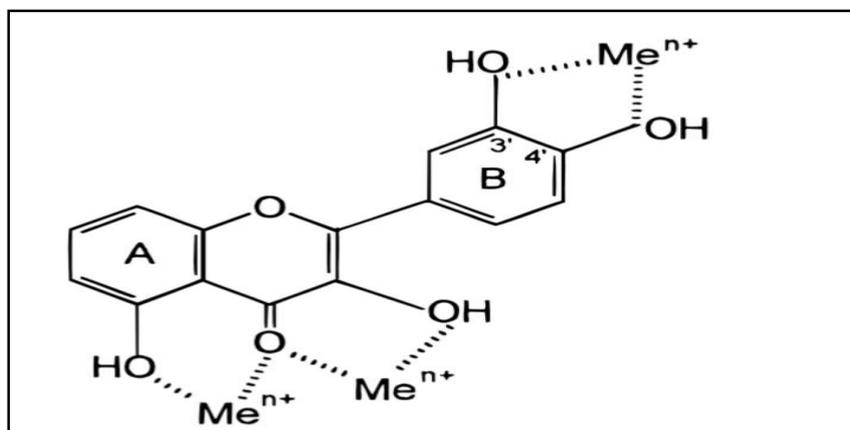


Figure 11: Chélation des métaux de transition par les flavonoïdes (Pietta, 2000).

4. L'activité antimicrobienne

Le terme «agent antimicrobien» désigne toute substance utilisée pour détruire les microorganismes ou empêcher leur croissance, y compris les antibiotiques et autres agents antiviraux, antifongiques et antiparasitaires (Yala et al., 2001).

La prescription à grande échelle et parfois inappropriée des antibiotiques pour traiter les infections microbiennes a entraîné la sélection de souches multi-résistantes d'où l'importance d'orienter les recherches vers la découverte de nouvelles voies qui constituent une source de nouveaux médicaments à base d'extraits de plante (Cowan, 1999).

4.1 Les polyphénols

Les recherches récentes sur les composés phénoliques en général et les flavonoïdes en particulier sont très poussées en raison de leurs diverses propriétés biologiques notamment l'activité antimicrobienne (Middleton et *al.*, 2000; Ksouri et *al.*, 2007).

L'activité de ces substances vis-à-vis des microorganismes peut s'exercer selon diverse voies. Certaines exercent leurs activités en oxydant ou en dénaturant les protéines bactériennes (Shiota et *al.*, 2004); d'autres ont un pouvoir plus spécifique en altérant des structures membranaires ou en inactivant des composés clés ou des fonctions essentielles de la cellule. De ce fait ces biomolécules sont bactéricides ou bactériostatiques selon leurs nature et leurs concentration (Alcaraz et *al.*, 2000).

4.1.1 Mode d'action des polyphénols

Les polyphénols sont les principaux composés antimicrobiens des plantes, possédants des modes d'action divers et des activités inhibitrices et létales vis-à-vis d'un nombre important de microorganismes. La force et le spectre d'activité antimicrobienne varient selon le type d'extrait et le type de bactéries (Djenane et *al.*, 2012).

➤ Action sur la membrane cellulaire

Les composés phénoliques peuvent agir à deux niveaux différents: la membrane cellulaire et la paroi de la cellule des microorganismes. Ils peuvent réagir avec les protéines membranaires des bactéries par une liaison d'hydrogène à travers leurs groupements hydroxyles et comme résultats ils entraînent une modification de la perméabilité membranaire jusqu'à la destruction cellulaire.

Ils peuvent pénétrer aussi dans les cellules bactériennes et coaguler le contenu cellulaire (Boulekbacheet *al.*, 2013). Cependant, les bactéries à Gram positif sont généralement les plus sensibles aux effets de ces extraits polyphénoliques (Djenane et *al.*, 2012). La raison, qui rend ces bactéries plus sensibles aux extraits phénoliques par rapport à celle à gram négatif, peut être attribuée à la différence entre la composition de leur paroi cellulaire (Negi et Jayaprakasha, 2001) ; Où chez les bactéries à Gram positif il y a un contact direct des constituants hydrophobes des extraits avec la bicouche phospholipidique de la membrane cellulaire bactérienne, entraînant une augmentation de la perméabilité aux ions et la fuite des constituants intracellulaires vitaux ou l'altération des systèmes enzymatiques bactériens (Djenane et *al.*, 2012).

➤ Action sur les enzymes et privation de substrat

Le mécanisme responsable à la toxicité des polyphénols sur les microorganismes inclue l'inhibition des enzymes par les composés oxydés, probablement à travers l'interaction des polyphénols, en particulier les quinones et les tannins, avec les protéines enzymatiques en se fixant sur leurs sites actifs, induisant l'inhibition de son activité (Cowan, 1999).

Les composés phénoliques et activités biologiques

En outre, Les flavonoïdes ont montré une grande activité antimicrobienne, la quercétine et d'autres composés réagissent essentiellement par l'inhibition de l'enzyme ADN-gyrase (Pereira, 2007). D'autres parts, les composés phénoliques peuvent aussi se lier aux molécules du substrat rendant ces dernières moins accessibles aux enzymes (Al-Zoreky, 2009).

Tableau VIII: Mécanismes d'action de certains composés phénoliques (Cowan, 1999).

Classes de polyphénols	Mécanismes d'action
Phénols simples	<ul style="list-style-type: none">✓ Arrestation des substrats nécessaires à la croissance bactérienne.✓ Interaction avec les lipides et protéines membranaires entraînant ainsi la déstabilisation de la membrane menant à la mort cellulaire
Flavonoïdes	<ul style="list-style-type: none">✓ Perturbation de la membrane✓ Inactive les enzymes✓ Inhibition de l'ADN et de l'ARN ainsi la synthèse protéique✓ Inhibition des facteurs de virulence tel que les adhésines
Tanins	<ul style="list-style-type: none">✓ Perturbation de la membrane✓ Inhibition des enzymes microbienne extracellulaires✓ Liaison aux protéines✓ Liaisons aux adhésines
Les coumarines	<ul style="list-style-type: none">✓ Interaction avec l'ADN eucaryote (activité antivirale)

4.1.2 Description des espèces bactériennes utilisées

➤ *Escherichia coli*

Bactérie à Gram négatif, de forme non sporulée, de type aérobie facultative, généralement mobile, sa longueur varie de 2 à 6 μm , alors que sa largeur est de 1,1 à 1,5 μm (Steven et al., 2004).

Les bactéries appartenant à l'espèce *E. coli* constituent la majeure partie de la flore microbienne aérobie du tube digestif de l'homme et de nombreux animaux. Certains souches sont virulentes, capables de déclencher des infections spontanées des voies digestifs et urinaire ou bien des méningites néo-natales (Parcival, 2004).

➤ *Staphylococcus aureus*

Ce sont des cocci à Gram positif avec un diamètre de 0,5 à 1,5 μm . Elles sont regroupées en diplocoques ou en petits amas (grappe de raisin). Ce type de bactéries sont immobiles, asporulés habituellement sans capsules.

Staphylococcus aureus représente l'agent commun des infections postopératoires de blessures, endocardites aigue, intoxication alimentaire (Dworkin et Falkow, 2006).

➤ *Pseudomonas aeruginosa*

Ce sont des bacilles à Gram négatif, de forme non sporulée, ces bacilles sont de 1,5 à 3 µm de long et 0,5 à 0,8 µm de large. Elles sont mobiles grâce à une ciliature de type polaire monotriche.

p. aeruginosa est responsable de 10% de l'ensemble des infections nosocomiales, occupent le 3^{ème} rang après *E. coli* et *S. aureus*, mais le 1^{er} rang pour les infections pulmonaires basses et le 3^{ème} rang pour les infections urinaires (Richard et Kiredjian, 1995).

➤ *Bacillus cereus*

Ce sont des bacilles à Gram positif, aérobies ou anaérobies facultatifs et sporulent. Les espèces du groupe *Bacillus cereus* sont caractérisées par une température optimale de croissance de 30-37°C mais elles sont capables de croître de 4°C à 50°C selon les espèces. Ces caractéristiques les rendent particulièrement résistantes à la chaleur, le froid, la déshydratation et l'action des désinfectants.

Les souches du groupe *Bacillus Cereus* peuvent être à l'origine de maladies humaines. Les produits alimentaires contaminés par cette souche est plus précisément par leur toxines, ont été incriminées dans des toxi-infections alimentaires (Guiebretiere et *al.*, 2013).

5. Autres activités biologiques

5.1 Propriétés vasculo-protectrices et veinotoniques

Les flavonoïdes agissent sur les vaisseaux sanguins en diminuant leur perméabilité et en renforçant leur résistance, ce qui permet de maintenir une perméabilité vasculaire normale (Bruneton., 2009).

5.2 Propriétés antiallergiques

Les flavonoïdes peuvent inhiber les enzymes qui favorisent la libération d'histamine à partir des mastocytes et des basophiles (Bruneton., 2009).

Le tableau récapitule les effets biologiques des polyphénols rapportés par la littérature

Les composés phénoliques et activités biologiques

Tableau IX: Activités biologiques de quelques composés phénoliques.

Composés phénoliques	Activité biologique
Acides phénols	Antioxydante, antifongique, antibactérienne (Robertis., 1989).
Flavonoïdes	Antioxydante, anti-inflammatoire, antiallergique, antitumorale, anticarcinogène, antiulcéreuse, antivirale, antimicrobienne et effet hypotenseur et diurétique (Link et <i>al.</i> , 2010).
Coumarines	Antioxydante, anticoagulante, protectrice vasculaire (Akroum., 2011).
Tanins	Antioxydante, antidiarrhéique, antiseptique, vasoconstricteur et effet stabilisant sur le collagène (Dadi P K., 2009).
Lignanes	Anti-inflammatoire et analgésique (Lenor., 2011).
Anthocyanes	Antioxydante et protectrice capillaro-veineuse (Bruneton., 2009).

Parties II

Partie expérimental

Matériels et méthodes

I. Matériels et méthodes

La partie expérimentale de notre étude a été réalisée au sein du laboratoire de recherche de biochimie analytique et biotechnologie (LABAB) du département de biologie, faculté des sciences biologiques et agronomiques de l'université Mouloud Mammeri, Tizi Ouzou. Elle s'est déroulée entre mars et mai 2019. L'objectif de notre travail expérimental est la détermination de la teneur en polyphénols totaux de l'extrait aqueux de *Malva sylvestris* L. ainsi que la mise en évidence de son activité antioxydante et antibactérienne.

Le Protocol de notre expérience est schématisé dans la figure suivante:

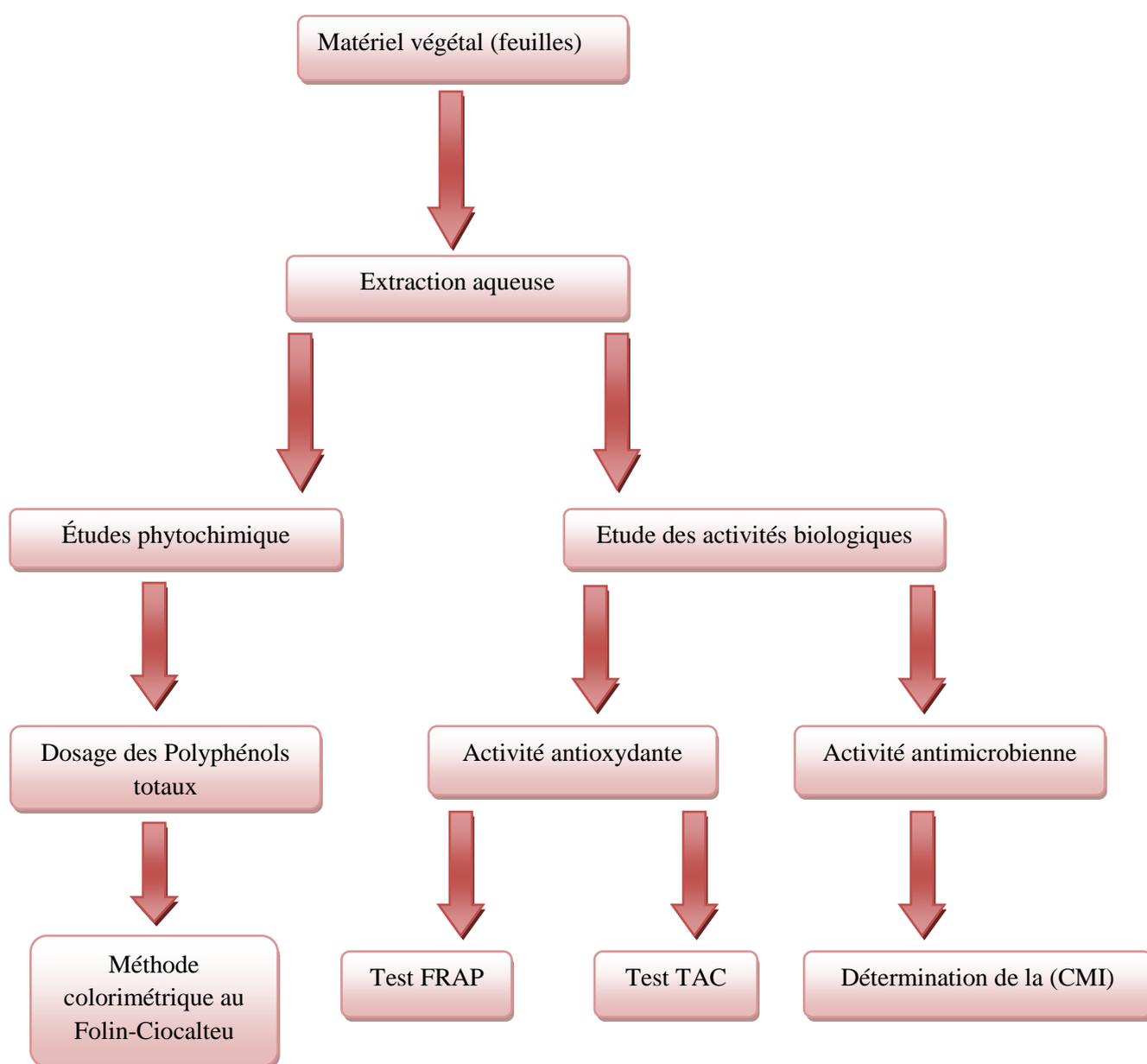


Figure 12: Schéma récapitulatif des protocoles expérimentaux. FRAP (pouvoir réducteur ferrique), TAC (capacité antioxydante total), CMI (concentration minimale inhibitrice).

1. Matériel

1.1 Matériel végétal

Le matériel végétal est constitué de feuilles de *Malva sylvestris* L. qui ont été récoltées au mois de février 2019 dans la région de Larbaa Nath Irathen, dans la Wilaya de tizi-Ouzou. Le choix de la zone d'échantillonnage est justifié par son éloignement de la pollution et ceci pour écarter toute modification dans la composition chimique de l'extrait.

1.2 Souches bactériennes

Les souches utilisées sont des souches de référence de l'American type collection (ATCC), fournies par Mr Moualek.

1.3 Réactifs et solutions

- Eau distillée;
- Folin Ciocalteu;
- Tampon Phosphate (0.2M, pH 6.6);
- ferricyanure de potassium à 1%;
- Chlorure Ferrique;
- Acide Trichloracétique (TCA) à 10%;
- Acide sulfurique à 0.6mM;
- Phosphate de Sodium 28mM;
- Molybdate d'Ammonium;
- Acide Gallique; et acide ascorbique
- Milieu Mueller Hinton;
- Bouillon BHIB;
- Antibiotique (Gentamicine 10µg).

1.4 Appareillage

- Spectrophotomètre UV-visible (UV-9200) (Royaume unie);
- Centrifugeuse réfrigérée (Sigma 4-16 K) (Allemagne);
- Bain marie
- Etuve (Mammert) (Allemagne);
- Balance de précision (KERN & Sohn) (Allemagne);
- Lyophilisateur (CHRIST alpha 1-2) (Allemagne);
- Agitateur magnétique (Stuart);
- Congélateur à -80° C (nive bath) (Turquie).
- Autoclave (Wisd) (Allemagne).

2. Méthodes

2.1 Séchage et broyage du matériel végétal

Après la récolte, les feuilles sont triées puis lavées à l'eau distillée et enfin séchées à l'air libre pendant environ 10 jours, jusqu'à obtention d'un poids sec constant. Par la suite celles-ci sont broyées à l'aide d'un broyeur électrique jusqu'à obtention d'une poudre fine (figure 13).

La poudre a été conservée dans des flacons et stockée à l'abri de la lumière et de l'humidité jusqu'à utilisation ultérieure.

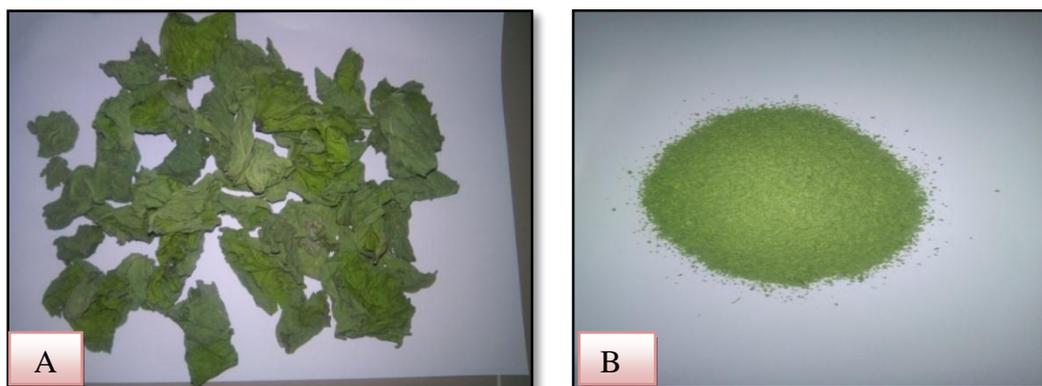


Figure 13: *Malva sylvestris* L. sous forme séchée (A) et broyée (B) (Photo personnelle).

2.2 Préparation de l'extrait aqueux

L'extraction se fait par macération qui consiste à laisser la poudre des feuilles de *Malva sylvestris* L. en contact avec le solvant (eau distillée) pendant 24 heures afin d'extraire les composés biologiques actifs.

Dans ce travail, nous avons procédé à une extraction aqueuse où Vingt grammes (20gr) de poudre fine ont été ajoutés à 280mL d'eau distillée pendant 24 heures à température ambiante sous agitation continue.

Par la suite, le macéra obtenu est filtré plusieurs fois à l'aide d'une passoire et papier Wattman n°1 puis centrifugé à 2000 tours/min à 4° C afin d'éliminer la matière végétale et obtenir un liquide clair et homogène.

Le filtrat obtenu a été réparti dans cinq cristallisoirs destinés à la congélation à -80°C pendant 24 heures. Après congélation le filtrat est lyophilisé.

Le lyophilisat collecté est stocké dans des flacons hermétiquement scellés à +4°C à l'abri de la lumière et de l'humidité. La figure suivante illustre les différentes étapes de l'extraction aqueuse de la plante étudiée.

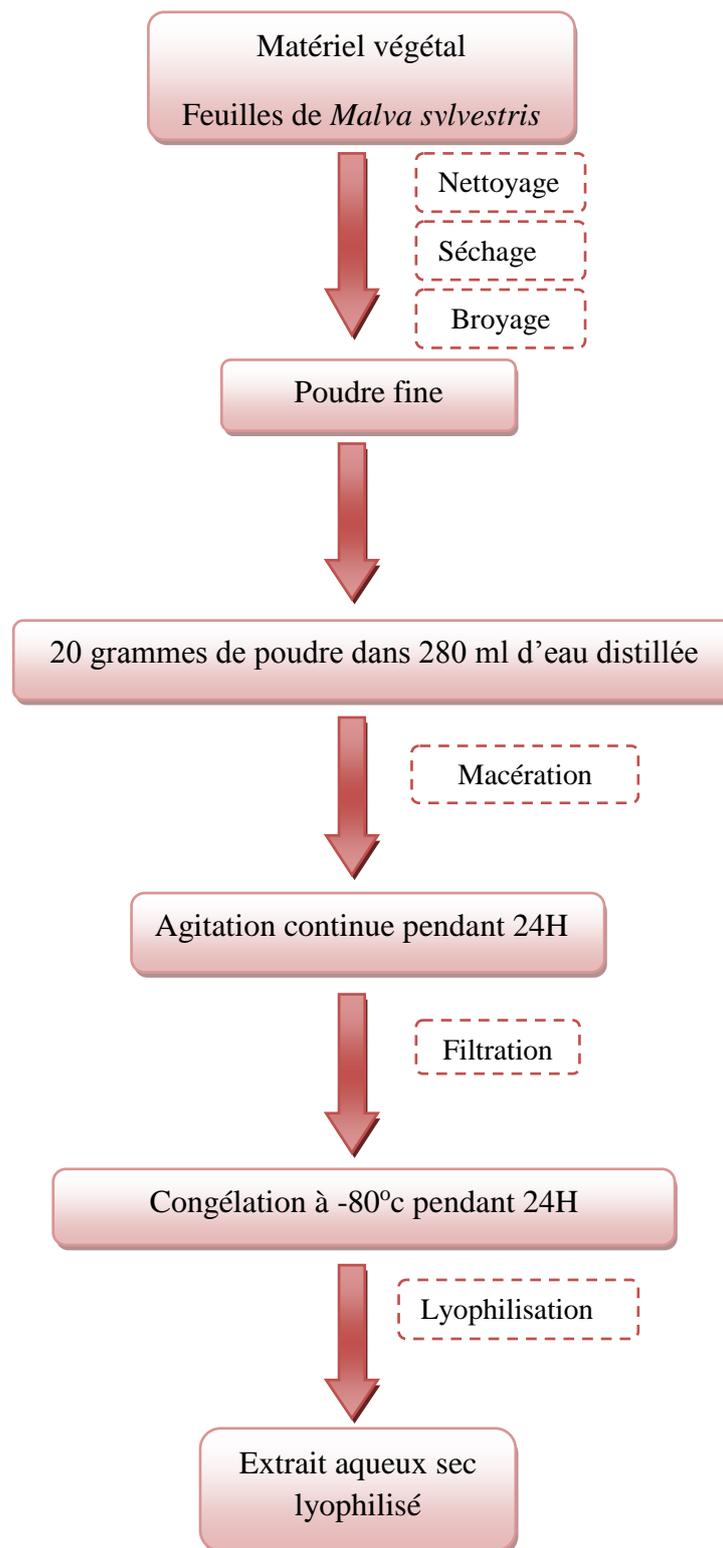


Figure 14: Schéma récapitulatif de l'extraction aqueuse de *Malva sylvestris* L.

2.3 Détermination du rendement d'extraction

Le rendement désigne la masse de l'extrait déterminée après évaporation du solvant, il est exprimé en pourcentage (%) par rapport à la masse initiale de la plante soumise à l'extraction. Il est calculé suivant la formule présentée ci-dessous :

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

R est le rendement en %

M ext est la masse de l'extrait après évaporation en mg.

M éch est la masse de la matière sèche végétale en mg.

2.4 Dosage des Polyphénols totaux (PPT)

La teneur en polyphénols de notre extrait est déterminée par spectrophotométrie selon la méthode colorimétrique au Folin Ciocalteu mise au point par Singleton et Rossi en 1965.

On mélange 200 µl de notre extrait ou d'acide gallique à une concentration de 100 µl/mg à 1ml du réactif Folin Ciocalteu dilué au dixième (1/10). Après 4min, 800 µl de carbonate de sodium (Na_2CO_3) sont ajoutées a fin de stabilisé la réaction. Enfin le mélange réactionnel est mis à incuber à l'abri de la lumière pendant 45min.

Une réaction d'oxydoréduction se fait entre le réactif de Folin et les polyphénols présents dans le milieu réactionnel, cette réaction se traduit par une coloration bleue qui est proportionnelle à la quantité des polyphénols totaux présents dans cet extrait.

Le complexe coloré est alors quantifié par la lecture de son absorbance (DO) à une longueur d'onde de 760nm.

La teneur en polyphénols est déduite par extrapolation à partir de la droite d'étalonnage établie à l'aide d'une solution référence (Acide Gallique) à des concentrations allant de 10 à 100 µg/ml. Les résultats sont exprimés en milligramme équivalent d'acide gallique par gramme d'extrait (mg EAG/g).

La figure (15) récapitule les différentes étapes du protocole appliqué pour le dosage des polyphénols totaux.

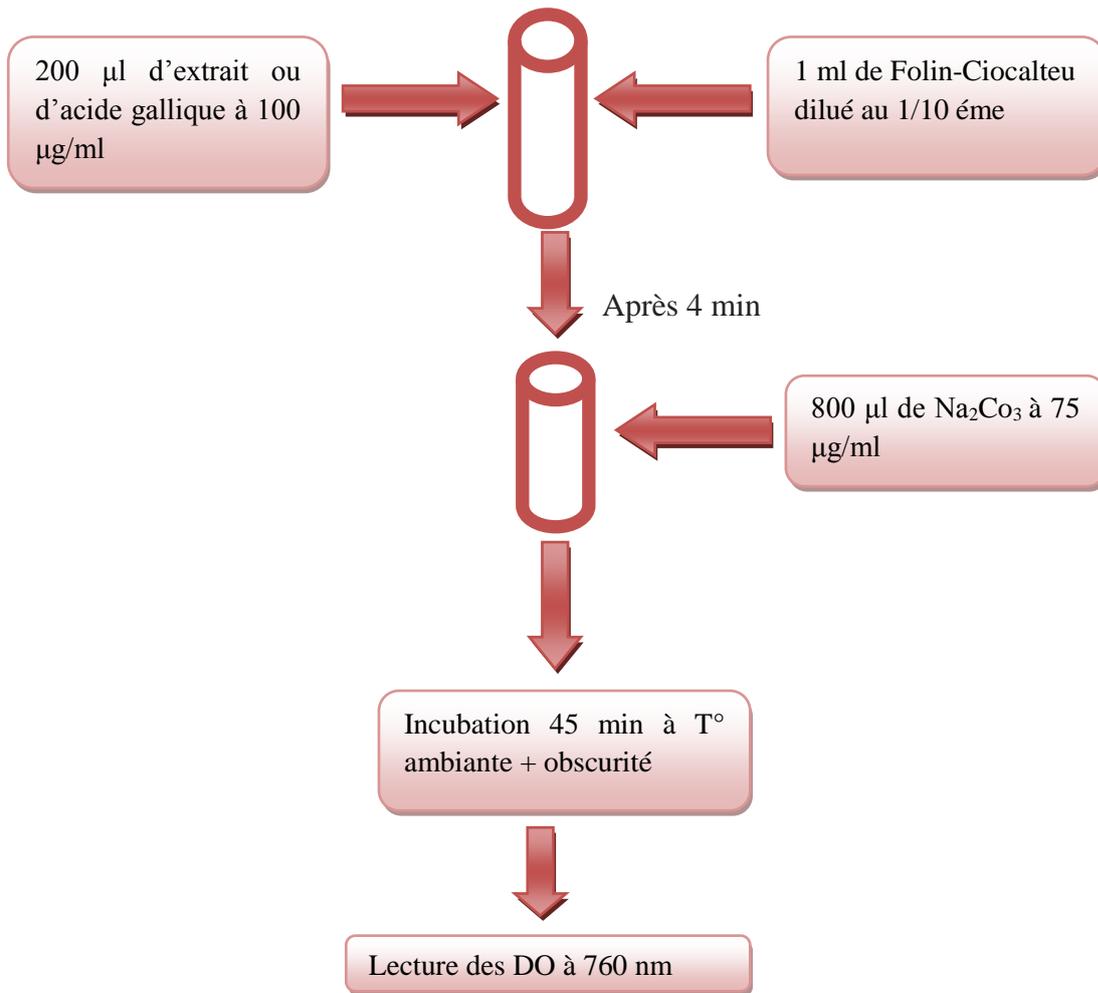


Figure15: Schéma récapitulatif du protocole de dosage des polyphénols totaux

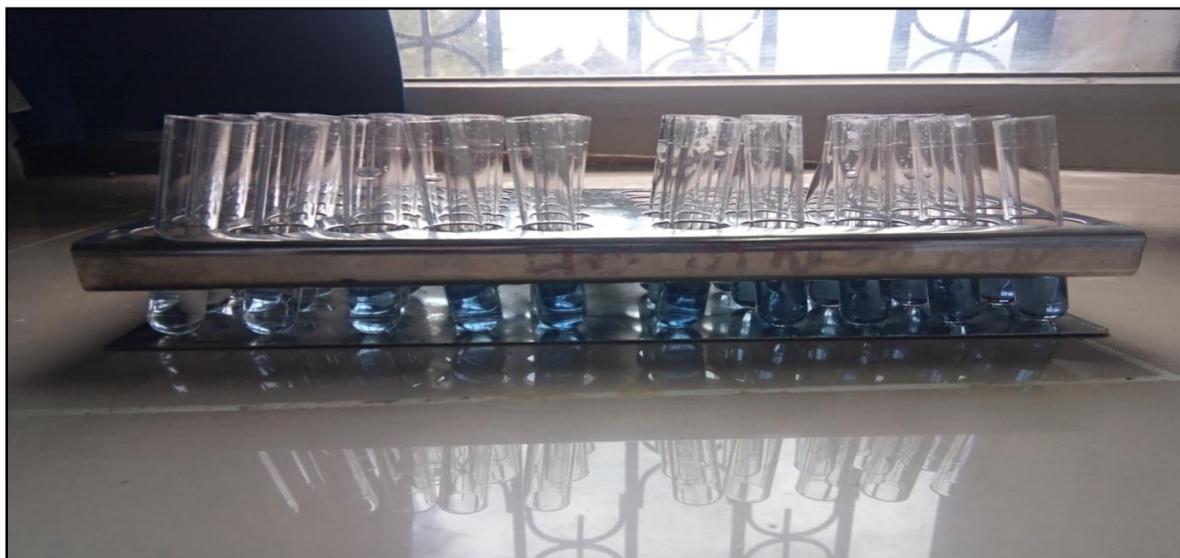


Figure 16: Gamme de dosage des polyphénols totaux (photo personnelle)

2.5 Activité antioxydante

2.5.1 Détermination du pouvoir réducteur ferrique (FRAP)

La détermination du pouvoir réducteur de l'extrait est réalisée selon la méthode décrite par Chew et *al* (2009). Ce test est basé sur la réduction des ions ferriques (Fe^{+3}) qui sont présents dans le composé $\text{K}_3\text{Fe}(\text{CN})_6$ en ions ferreux (Fe^{+2}) en présence d'un antioxydant qui possède le pouvoir de céder des électrons.

Pour cela, une gamme de concentrations de l'extrait ou de la vitamine C est réalisée (37.5 $\mu\text{g}/\text{ml}$, 75 $\mu\text{g}/\text{ml}$, 150 $\mu\text{g}/\text{ml}$, 300 $\mu\text{g}/\text{ml}$, 600 $\mu\text{g}/\text{ml}$) à chaque concentration est ajouté 400 μl de tampon phosphate (0.2M, pH 6.6) et 400 μl de ferricyanure de potassium à 1%. Après agitation le milieu réactionnel est incubé à 50°C.

Après incubation 400 μl d'acide trichloracétique (TCA) à 10% sont ajoutés au milieu réactionnel précédent. Le mélange est centrifugé à 3000tr/m pendant 10 minutes après centrifugation une quantité de 400 μl du surnageant de chaque dilution est mélangé avec 400 μl d'eau distillée et 80 μl de chlorure ferrique à 1%. L'acide ascorbique est utilisé comme standard. L'absorbance est mesurée à une longueur d'onde de 700nm.

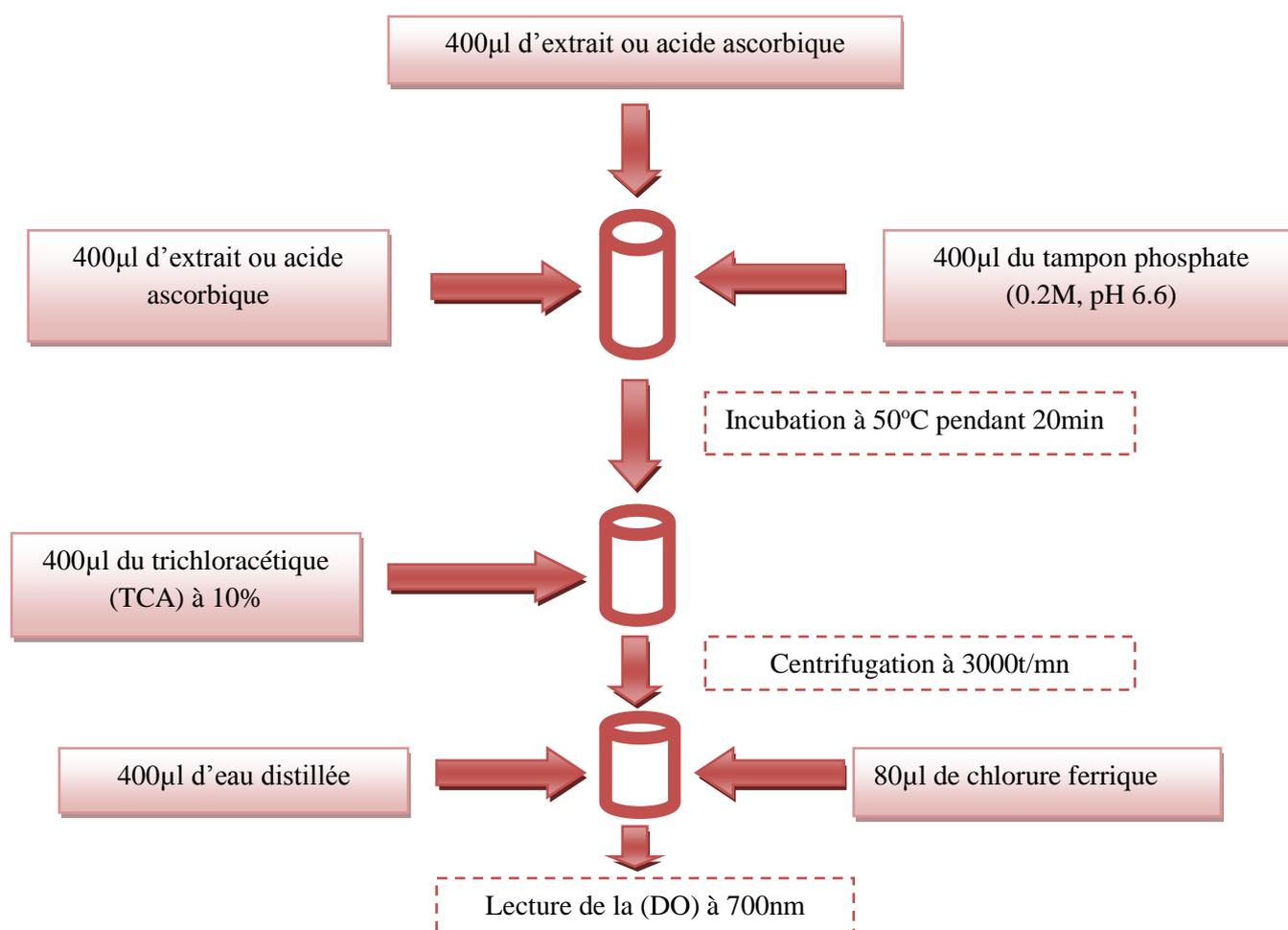


Figure 17: Schéma récapitulatif du test de détermination du pouvoir réducteur (FRAP)

(Chew et *al.*, 2009)

2.5.2 Evaluation de la capacité antioxydante totale (TAC)

La détermination du pouvoir antioxydant de notre extrait est réalisée par la méthode de réduction du phosphomolybdate selon le protocole de Prieto et al (1999). La réaction est caractérisée par la formation d'un complexe vert.

Pour cela, une gamme de concentration allant de 37.5 $\mu\text{g/ml}$ à 1200 $\mu\text{g/ml}$ est réalisée. Par la suite on prépare une solution réactionnelle (0.6mM de l'acide sulfurique, 28mM de phosphate de sodium et 4mM de molybdate d'ammonium) dont 1ml est mélangé avec 0.1ml de chacune des dilutions précédentes.

Le mélange est incubé à 95°C pendant 90min. L'absorbance est mesurée à une longueur d'onde de 695nm après refroidissement à température ambiante et à l'abri de la lumière.

Dans ce test nous avons utilisé l'acide ascorbique comme molécule de référence.

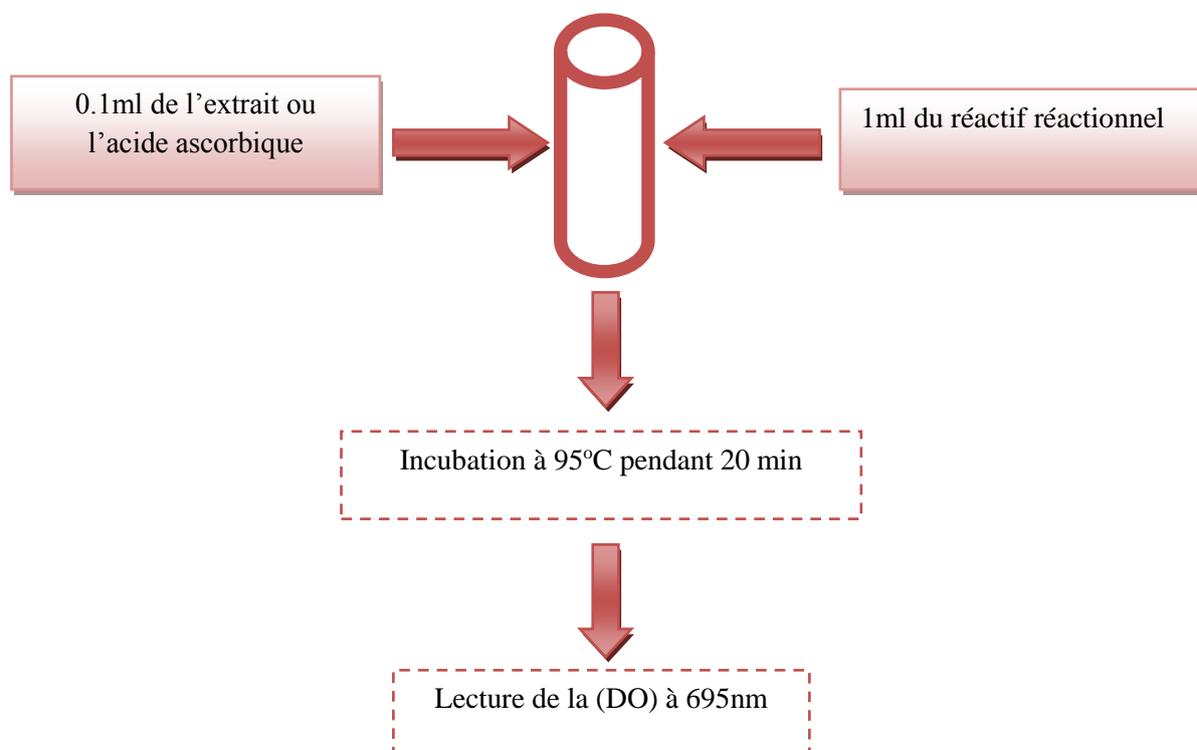


Figure 18: Schéma récapitulatif du test de l'activité antioxydante totale (TAC)

(Prieto et *al.*, 1999)

2.6 Activité antibactérienne

2.6.1 Souches bactériennes

L'activité antibactérienne de l'extrait aqueux de *Malva Sylvestris* L. a été évaluée et décrite par Fallah et al (2008) vis-à-vis les souches suivantes:

- ◆ *Escherichia coli* ATTC 25922
 - ◆ *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853
- } Gram⁻
-
- ◆ *Bacillus cereus* ATCC 10876
 - ◆ *Staphylococcus aureus* ATCC 43300
- } Gram⁺

Les souches bactériennes sont préalablement revivifiées en milieu BHIB pendant 24 heures à 37°C. Puis isolées en colonies sur milieu Mueller Hinton par la méthode des stries; suivie d'une incubation pendant 24 heures à 37°C sur ce même milieu.

Pour réaliser une suspension standardisée dans l'eau physiologique; plusieurs colonies sont prélevées et mises en suspension dans de l'eau physiologique avec une densité optique comprise entre 0.08 et 0.1 à 620 nm.

A partir de cet inoculum, de nouvelles boîtes sont ensemencées par écouvillonnage sur milieu (MH). Par la suite des disques stériles de papier wattman sont déposés à la surface des boîtes puis chargés par 15µl d'extrait aqueux avec la concentration de 600mg/ml.

Dans cette étape nous avons utilisé deux contrôles, l'un est un contrôle négatif (disque imprégné d'eau distillée), l'autre est un contrôle positif (gentamicine 10µg / disque).

Les boîtes de pétris sont prés incubées sur la paille à température ambiante pendant environs 20 minutes pour la diffusion de l'extrait, puis l'incubation proprement dite se fait à 37°C pendant 24 heures.

Les résultats enregistrés exprimés en millimètre, correspondent aux diamètres des zones d'inhibition produites autour des disques (Annexe 1).

2.6.2 Détermination des concentrations minimales inhibitrices (CMI)

La détermination des concentrations minimales inhibitrices est réalisée sur milieu solide (MH) (Dzomba et Mchanyereyi, 2012) pour les souches bactériennes sensibles à l'extrait.

L'inoculum bactérien est réalisé dans l'eau physiologique avec une densité optique entre 0.08 et 0.10 à 620nm; une série de délutions de l'extrait est réalisée dans l'eau distillée stérile.

Une série de disque imbibé par des concentrations décroissantes de l'extrait (15µl/disque) sont disposés à la surface des boites de pétri préalablementensemencées par l'inoculum bactérien, laissées environ 20 minutes sur pailleasse pour une prédifusion de l'extrait puis incubé à 37°C pendant 24 heures.

La concentration minimale inhibitrice correspond à la plus petite concentration d'extrait qui inhibe la croissance de la culture bactérienne.

Résultats et discussions

II. Résultats et discussions

1. Rendement de l'extrait

L'extraction aqueuse nous a permis d'extraire des molécules à haute valeur biologique. Ces dernières se trouvent dissoutes dans l'eau (solvant) et sont récupérées par lyophilisation

Le rendement correspond à la masse d'extrait après lyophilisation. Il se rapporte à la masse initiale de l'échantillon soumis à l'extraction et est exprimé en pourcentage.

Dans notre travail le rendement a été déterminé à 13.67%. Ce résultat est inférieur à celui obtenu par Jardat et al (2015) qui ont obtenus par macération de la même plante un rendement de l'ordre de 42%. Par contre il est supérieur à celui de l'extrait hexanique qui estimé à 1.64%.

Les variations des rendements au sein d'une plante, semblent être liées a différents facteurs, comme les propriétés génétiques de la plante et son origine géographique, aux conditions et à la durée de stockage, à la période de la récolte et aussi aux méthodes d'extraction appliquées.

2. Résultats de l'étude quantitative

2.1 dosage des polyphénols totaux (PPT)

La détermination de la teneur en polyphénols totaux de l'extrait aqueux des feuilles de *Malva Sylvestris* L. a été réalisée selon la méthode décrite par Singleton et Rossi en 1965 utilisant le réactif de Folin-Ciocalteu. La coloration bleue obtenue est proportionnelle à la quantité de PPT présents dans l'extrait végétal. Celle-ci est appréciée par la lecture à la longueur d'onde à 760 nm. La courbe ci-dessous montre une linéarité de l'absorbance en fonction des concentrations.

La quantité des polyphénols totaux de l'extrait de l'espèce *Malva Sylvestris* L. est calculée à partir de l'équation de régression de la courbe d'étalonnage ($y=0.007x+0.009$, $R^2=0.998$) (figure 18). Celle-ci est exprimée en mg équivalent d'acide gallique (EAG)/g d'extrait sec (ES) (mg EAG/g ES).

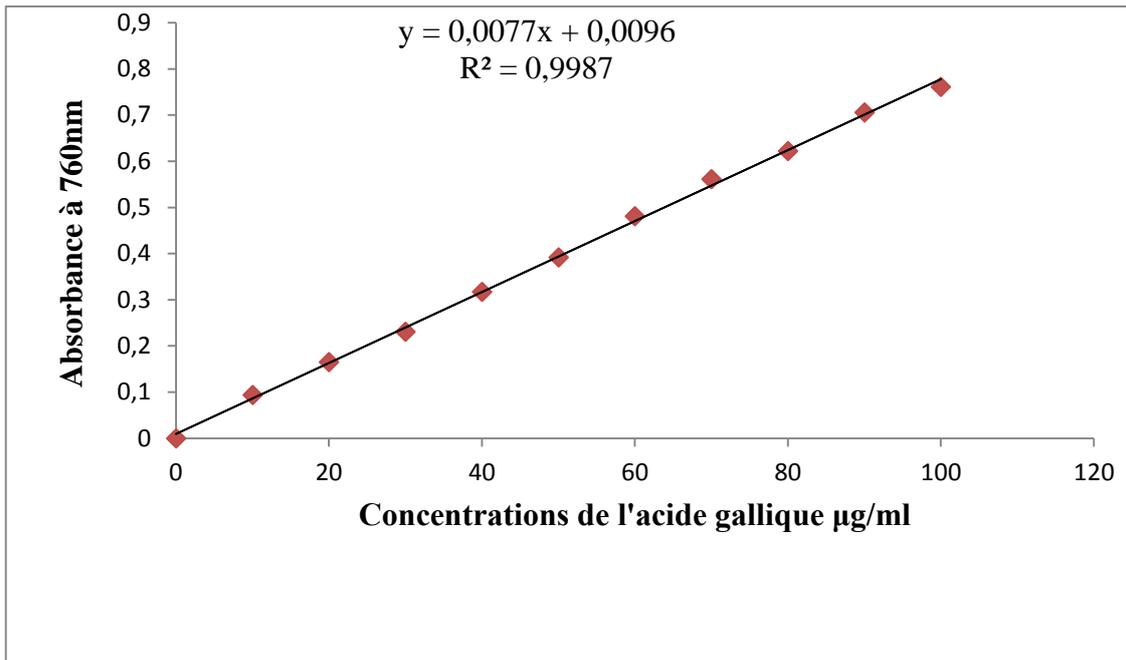


Figure 19: Courbe d'étalonnage de l'acide gallique.

L'extrait aqueux de feuilles de *Malva sylvestris* L. se caractérise par une teneur en polyphénols totaux de 153.02 ± 2.88 mg EAG/g MS. Ce résultat est plus important que celui obtenu par Baghdad et al. (2014) qui ont trouvés un taux de 24.123 ± 0.718 mg EAG/g d'extrait.

Le profil phénolique des extraits des plantes peut varier sous l'influence de divers facteurs parmi lesquels: la variété, le climat, la localisation géographique, les différentes maladies qui peuvent affecter la plante, la maturité ainsi que la température et la nature du solvant d'extraction (Conde et al., 2009; Sousa et al., 2008).

2.2 Réduction du fer (FRAP)

La détermination du pouvoir réducteur de l'extrait des feuilles de *Malva sylvestris* L. se fait selon la méthode de CHEW et al (2009). Elle consiste en la mesure de l'augmentation de la DO de la couleur bleue vert issue de la réduction du complexe Fe^{3+} dans le milieu réactionnel à 700 nm.

Les résultats obtenus illustrés en (figure 19) montrent que le pouvoir réducteur présente une augmentation proportionnelle à la concentration de l'extrait. En comparant les résultats obtenus pour l'extrait à ceux de l'acide ascorbique qui est un composé réducteur par excellence, utilisé comme standard, nous remarquons que ce dernier présente un pouvoir réducteur plus important.

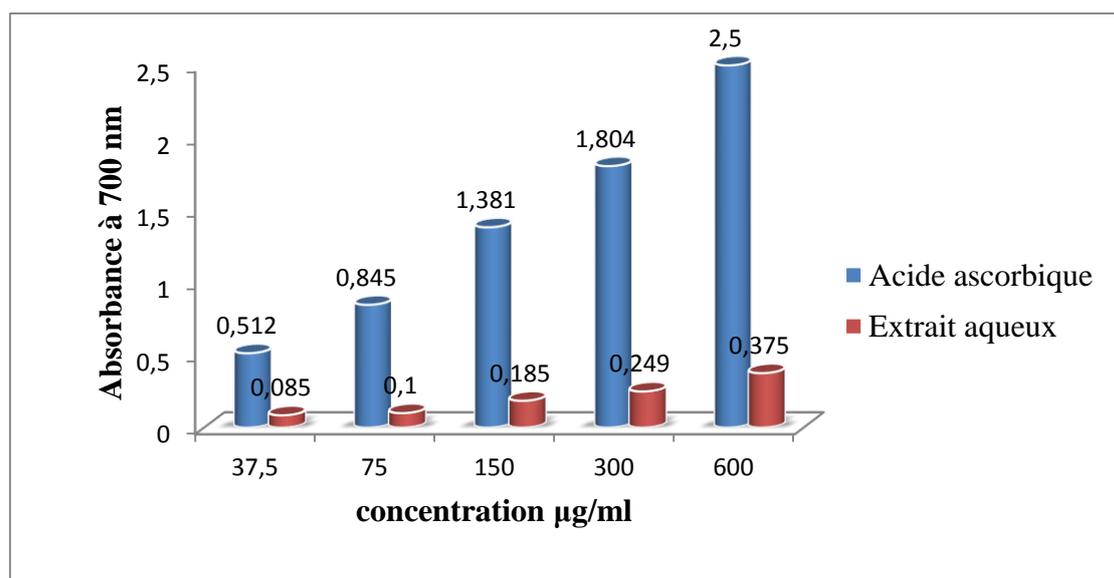


Figure 20: Pouvoir réducteur de l'acide ascorbique et de l'extrait aqueux de *Malva Sylvestris* L.

Les résultats obtenus indiquent une variation dose dépendante de l'absorbance donc du pouvoir réducteur de l'échantillon et du standard. Celle-ci passe respectivement de 0.512 à 2.5 (20.48% à 100%) et de 0.085 à 0.375 (3.4 à 15%) pour l'acide ascorbique et l'extrait de feuilles de *Malva sylvestris* L.

Les résultats obtenus montrent également que le pouvoir réducteurs de l'extrait aqueux des feuilles de *Malva sylvestris* L. reste nettement inférieur à celui obtenu avec l'acide ascorbique. Selon Gilgun et al., (2004) le pouvoir réducteur d'un composé peut servir comme indicateur significatif de son potentiel antioxydant et justifie ainsi son étude dans de nombreuses études.

Le pouvoir réducteur de cet extrait est probablement dû à la présence de groupement hydroxyle dans les composés phénoliques qui peuvent servir comme donneur d'électron. Par conséquent, les antioxydants sont considérés comme des réducteurs et inactivateurs des oxydants.

Les résultats du test FRAP de la présente étude (15%) à la concentration de 600 µg/ ml est supérieur à celui obtenus par Bougandoura et Bendimerad en 2013 ont utilisant l'extrait méthanolique de feuilles de *Satureja calamintha ssp.* ayant révélé un pouvoir réducteur (4.64%) à la même concentration relativement faible comparativement à celui de l'acide ascorbique.

2.3 Capacité antioxydante totale (TAC)

Les histogrammes de la figure 20 représentent les variations de la capacité antioxydante totale exprimée en pourcentage de l'extrait aqueux de *Malva sylvestris* L. ainsi que celle de l'acide ascorbique qui a été utilisé comme composé de référence, l'activité antioxydante totale de ce dernier varie de 6.4% à 100% pour les concentrations allant de 37.5 µg/ml à 600 µg/ml.

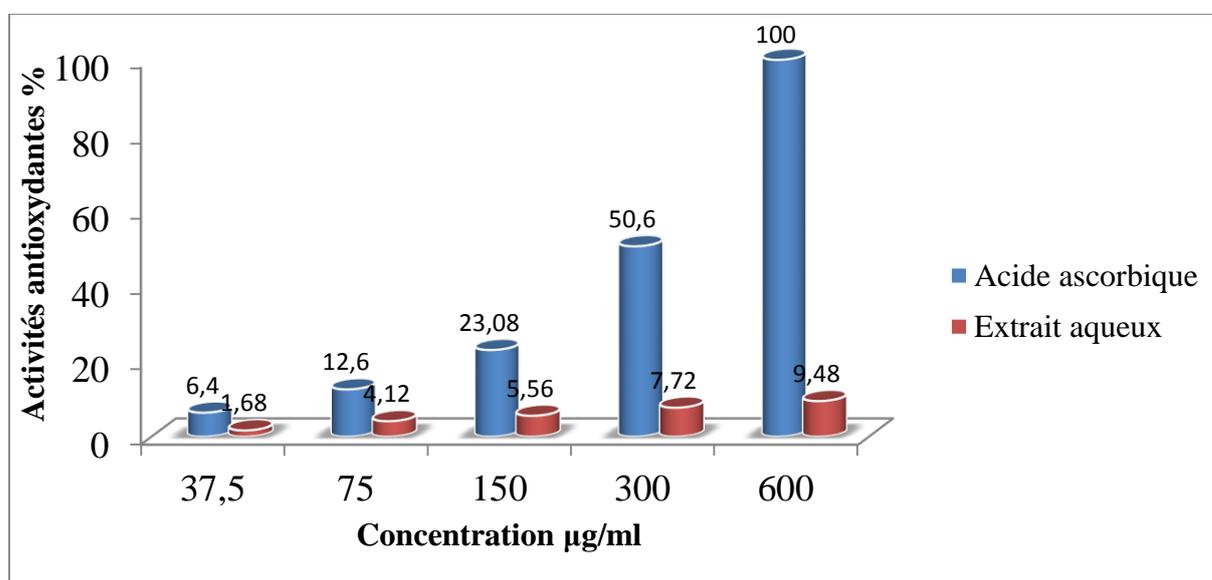


Figure 21: Capacité antioxydante totale de l'acide ascorbique et de l'extrait aqueux de *Malva sylvestris* L.

Les résultats obtenus montrent que l'activité antioxydante totale de l'extrait aqueux de *Malva sylvestris* L. passe de 2% à 9%.

Il ressort de nos résultats que l'activité antioxydante de notre extrait aqueux est faible par rapport à celle exprimée par l'acide ascorbique.

La capacité antioxydante totale de notre extrait aqueux de *Malva sylvestris* L. est nettement plus faible comparativement à l'IC50 enregistré pour les feuilles de *Ficus Benghalensis* (31.48 ± 0.12 µg/ml) (Yadav et al., 2011).

A notre connaissance et selon les articles consultés, aucune étude n'a été réalisée sur l'activité antioxydante totale de l'extrait aqueux des feuilles de *Malva sylvestris* L. Pour cela, il est difficile de comparer nos résultats.

2.4 Activité antibactérienne

De nombreuses études *in vitro* menées sur le potentiel antibactérien des composés phénolique les ont confirmés comme agent antimicrobiennes contre un grand nombre de microorganismes pathogènes avec des spectres d'activité différents.

L'activité antimicrobienne de l'extrait aqueux des feuilles de *Malva sylvestris* L. a été évaluée à l'aide de la méthode de diffusion sur gélose (MH). La sensibilité des souches qu'on a testées se traduit par l'apparition de zones d'inhibition.

Dans notre étude nous pouvons scinder les bactéries de références en deux groupes égaux en nombre. Les bactéries à Gram négatif dont fait partie: *Escherichia coli* ATCC 25922 et *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853 et les bactéries à Gram positifs dont fait partie: *Bacillus cereus* ATCC 10876 et *Staphylococcus aureus* ATCC 43300.

La lecture de ces résultats se fait par la mesure de diamètre des zones d'inhibition autour de chaque disque imprégné par 15µl de l'extrait aqueux.

Tableau X: Diamètres des zones d'inhibition.

	Souches	Antibiotique Gentamycine 10ug	Extrait aqueux
Gram(-)	<i>Escherichia coli</i> ATCC 25922	34.1 ± 0.05	0
	<i>Pseudomonas aeruginosa</i> ATCC 27853	30.5 ± 0.1	15 ± 0.6
Gram(+)	<i>Bacillus cereus</i> ATCC 10876	29.3 ± 0.4	14.3 ± 0,5
	<i>Staphylococcus aureus</i> ATCC 43300	31.3 ± 0.26	12.3± 0,6

D'après les résultats illustrés dans le tableau X, l'extrait aqueux de feuilles de *Malva sylvestris* L. présente une activité antibactérienne vis-à-vis de la majorité des bactéries testées. L'analyse de ces résultats montre un effet de cet extrait sur *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853, *Bacillus cereus* ATCC 10876 et *Staphylococcus aureus* ATCC 43300 avec des diamètres des zones d'inhibition qui varient de 12.3±0.6 à 15±0.5mm. En effet, l'absence d'une zone d'inhibition dans les boîtes ensemencées avec *Escherichia coli* ATCC 25922 traduit leur résistance à l'extrait étudié.

- Le diamètre d'inhibition de 14.3mm obtenu pour *Bacillus cereus* ATCC 10876 est supérieur à celui obtenu par Moualek et al en 2016 qui ont trouvé un diamètre d'inhibition de 13.8mm pour la même souche en utilisant l'extrait aqueux des feuilles de *Arbutus unedo*.
- Pour *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853 le diamètre d'inhibition qu'on a obtenu 15mm est proche de celui obtenu par Mahasneh en 2002 pour l'extrait aqueux de *Capparis spinosa* avec un diamètre d'inhibition de 13 mm mais reste supérieur de résultat obtenu par Miguel et al., 2014 sur l'extrait aqueux de *Arbutus unedo* avec un diamètre de 11 mm.
- En ce qui concerne *Staphylococcus aureus* ATCC 43300 les résultats qu'on a obtenus 12.3 mm est supérieur par rapport aux résultats obtenus en 2011 par Orak et al sur l'extrait aqueux des feuilles d'*arbutus unedo* (10.5mm) et avec l'extrait aqueux de feuilles de *Morinda morindoides*, Ouattara et al., 2013 ont trouvées un diamètre de 13 mm.

La variation des diamètres des zones d'inhibitions est peut être impactée par les microorganisme, la plante et le potentiel antibactérien des substances bioactif de l'extrait dont plusieurs étude affirment que l'activité antimicrobiennes est fortement liée aux teneurs et à la composition de l'extrait en composés phénoliques, elle l'est aussi influencer par la capacité de diffusion dans le milieu gélosé (Carneiro et *al.*, 2008).

2.4.1 Détermination de la CMI

La concentration minimal inhibitrice ou CMI est la plus petite concentration de l'agent antibactérien suffisante pour inhiber, *in vitro*, la croissance d'une souche bactérienne. Elle renseigne sur le potentiel bactériostatique de l'agent antibactérien utilisé. La CMI de l'extrait vis-à-vis d'une souche donnée sera donc la plus petite des concentrations ne montrant aucune croissance visible de germes.

Tableau XI: Les valeurs de la CMI de l'extrait vis-à-vis des souches testées.

	Souche	CMI mg/ml
Gram-	<i>Escherichia coli</i> ATCC 25922	0
	<i>Pseudomonas aeruginosa</i> ATCC 27853	1.4 ± 0.3
Gram+	<i>Bacillus cereus</i> ATCC 10876	1.7 ± 0,6
	<i>Staphylococcus aureus</i> ATCC 43300	2.9 ± 0,3

La comparaison de nos résultats avec ceux rapportés par la littérature reste difficile en raison de plusieurs variables comme la technique utilisée, la quantité et la concentration d'extrait appliquée sur les disques. De plus, l'évaluation de ces derniers en termes de sensibilité et de résistance des souches reste impossible, car il n'existe pas de norme à l'image de celle utilisé pour les antibiogrammes.

Conclusion et perspectives

L'évaluation des plantes médicinales pour leurs activités biologiques a augmenté considérablement en Algérie. Ceci montre que les molécules isolées à partir des plantes médicinales sont certainement intéressantes pour être utilisées comme thérapie alternative ou comme modèle pour la synthèse de nouvelles substances bioactives.

Dans cet axe l'objectif de notre étude est l'évaluation des propriétés antioxydante et antibactérienne de l'extrait aqueux des feuilles de *Malva sylvestris* L. utilisées dans la pharmacopée traditionnelle pour traitement de plusieurs maladies.

Dans la première partie, la quantification des polyphénols totaux (PPT) de l'extrait aqueux des feuilles de *Malva sylvestris* L. par le test colorimétrique de Folin- Ciocalteu nous montre que cet extrait est caractérisé par des teneurs élevées en PPT, évalués à un taux de 153.02 ± 2.88 mg EAG/g de matière sèche.

Dans la deuxième partie, nous sommes intéressés par l'étude des propriétés antioxydante et antibactérienne de l'extrait aqueux de la grande mauve.

Le potentiel antioxydant a été confirmé par les méthodes de réduction de phosphomolybdate (TAC: Total Antioxidant Capacity) et celle de réduction des ions ferriques (FRAP: Ferric ion Reducting Antioxydant Parameter), ces testes ont montré que l'extrait aqueux de l'espèce *Malva sylvestris* L. présente une activité antioxydante à la concentration de 600 µg/ml et qui estimée à 9% par rapport a celle de l'acide ascorbique qui est de 100% à la même concentration.

Au cours de cette étude nous avons réalisé un test antibactérien vis-à-vis 4 bactéries à Gram – et Gram +, selon la méthode de diffusion sur gélose Muller Hinton. Les résultats d'évaluation de l'effet antibactérien des polyphénols totaux de feuilles de *Malva sylvestris* L. a permis d'affirmer que l'extrait a un effet inhibiteur vis-à-vis de trois souches *Pseudomonas aeruginosa* (ATCC 27853), *Bacillus cereus* (ATCC 10876), *Staphylococcus aureus* (ATCC 43300), avec des diamètres des zones d'inhibition qui varient de 12.3 ± 0.6 à 15 ± 0.5 mm.

Pour mieux cerner l'effet thérapeutique de cette plante, de nombreuses perspectives peuvent être envisagées:

- ✓ Identifier les classes de composés phénoliques impliquées dans les activités étudiées.
- ✓ Appliquer d'autres tests antioxydants tels que le test de piégeage des radicaux libres (DPPH) pour avoir une indication plus affinée sur la capacité antioxydante de cette plante.
- ✓ Orienter la recherche vers d'autre parties de la plante (tiges, feuilles, etc.).
- ✓ Evaluer la toxicité de l'extrait natif et traité.
- ✓ Elargir la gamme des microorganismes cibles.
- ✓ Evaluer les doses minimales bioactives pour chaque fraction de l'extrait étudié.

Références
Bibliographiques

A

1. **Abderrazak M. et Joël R. (1983)**. La botanique de A à Z. Ed: Dunod. Paris. p177.
2. **Abedini A. (2013)**. Evaluation biologique et phytochimique des substances naturelles d'*Hyptis atrorubens* Poit. (lamiaceae), sélectionnée par un criblage d'extrait de 42 plantes. Thèse de Doctorat: Université Lille Nord de France. P54.
3. **Abu-Qatouseh L.F., Boutennone H., Boussof L., Madani K., Shihab P. et Al-Qaoud K. (2013)**. In vitro anti-Helicobacter pylori and urease inhibitory effects of polyphenolic extracts of local herbs from Algeria. *Int. Arab. J. antimicrob. Agents*2013; 3(4): 4.
4. **Afonson V., Champy R., Mitrovic D., Collan P. et Lomri A. (2007)**. Radicaux libres dérivés de l'oxygène et superoxyde dismutases: rôle dans les maladies rhumatismales. *Revue du rhumatisme*, 74(7) :636-643.
5. **Akroum S. (2010)**. Etude Analytique et Biologique des Flavonoïdes Naturels. Thèse de Doctorat : Université Mentouri de Constantine-Algerie.
6. **Ait Youssef M. (2006)**. Plantes médicinales de Kabylie. Edition: Ibis Press. Paris. P 199-200.
7. **Al-Zoreky N.S. (2009)**. Antimicrobial activity of pomegranate (*Punica granatum L.*) fruit peels. *International Journal of Food Microbiology*, 134:244–248.

B

8. **Bartosz G. (2003)**. Generation of reactive oxygen species in biological systems. *Comments on Toxicology*, 9: 5-21.
9. **Beghdad M.C., Benammar C., Bensalah F., Sabri F.Z., Belarbi M. et Chemat F. (2014)**. Antioxidant activity, phenolic and flavonoid content in leaves, flowers, stems and seeds of mallow (*Malva sylvestris L.*) from North Western of Algeria. *African Journal of Biotechnology*, 13 (3): 486-491.
10. **Belkheiri N. (2010)**. Dérivés phénoliques à activités antiathérogènes. Thèse de Doctorat: Université de TOULOUSE
11. **Boek D. et Larcier, S.A. (2006)**. *Biochimie structurale et métabolique*. Bruxelles. 3eme éd. p327.
12. **Bougandoura N. et Bendimerad N. (2013)**. Evaluation de l'activité antioxydante des extraits aqueux et méthanolique de *Satureja calamintha ssp. Nepeta (L.) Briq.* *Nature & Technologie. B- Sciences Agronomiques et Biologiques*. N° 09, P 14-19.
13. **Boulekbache-Makhlouf L., Slimani S. et Madani K. (2013)**. Total phenolic content, antioxidant and antibacterial activities of fruits of *Eucalyptus globulus* cultivated in Algeria. *Industrial Crops and Products*, 41: 85– 89.
14. **Bonnet C., Alamigeon F. et Micheels P. (2010)**. Guide complet des soins esthétiques: du coté de ma vie. *Edition Eyrolles*, p 14
15. **Bruneton, J. (1999)**. Pharmacognosie: Phytochimie, Plantes Médicinales. 3ème édition. Lavoisier Techniques & Documentation, Paris.

- 16. Bruneton J. (2009).** Pharmacognosie: Phytochimie, Plantes médicinales. 4e éd. Cachan: Tec & Doc. Lavoisier.

C

- 17. Carneiro A.I.B., Teixeira M.F.S., Oliveira V.M.A.D., Fernandes O.C.C., Cauper G.S.D.B. et Pohlit A.M. (2008).** Screening of Amazonian plants from the Adolpho Ducke forest reserve, Manaus, state of Amazonas, Brazil, for antimicrobial activity, *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*, 103(1), 31-38.
- 18. Chaouche T. M. (2014)** Contribution à l'étude des activités biologiques des métabolites secondaire de quelque plantes médicinales. Doctoral dissertation, Université Aboubeker Belkaid de Tlemcen.
- 19. Chew Y.L., Goh J.K et Lim Y.Y. (2009).** Assessment of in vitro antioxydant capacity and polyphenolic composition of selected medicinal herbs from leguminosae family in Peninsulæ Malaysia. *Food chemistry*, 116, 13-18.
- 20. Cheynier V. (2005).** Polyphenols in foods are more complex than often thought. *Am J Clin Nutr*, 81(1). 223S-229S.
- 21. Conde E., Cara C., Moure A., Ruiz E., Castro E. et Dominguez, H. (2009).** Antioxidant activity of the phenolic compounds released by hydrothermal treatments of olive tree pruning. *Food Chemistry*, 114 (3), 806 – 812.
- 22. Couplen F. et Styner E. (1994).** Guide des plantes sauvage comestibles et toxique. Delachaux et Neistlé.

- 23. Crosier A., Clifford M.N. et Ashihara H. (2006).** Plant secondary Metabolites: occurrence, structure and role in the human Diet. Edt Blackwell publishing Ltd.

- 24. Cowan M.M. (1999).** Plant Products as Antimicrobial Agents. *Clinical Microbiology Reviews*, 564–582.

D

- 25. Dacosta Y. (2003).** Les phytonutriments bioactifs. Ed Yves Dacosta. Paris. 317p. (cited in DjemaiZoueglache S, 2008).
- 26. Dadi P.K., Ahmad M. et Ahmad Z. (2009).** Inhibition of ATPase activity of Escherichia coli ATP synthase by polyphenols. *Int J Biol Macromol*, 45(1):72-9.
- 27. Da Silva S.L., Da Silva A., Honório K.M., Marangoni S., Toyama M.H. et Da Silva A.B.F. (2004).** The influence of electronic, steric and hydrophobic properties of flavonoid compounds in the inhibition of the xanthine oxidase. *Journal of Molecular Structure*, 684:1-7.
- 28. Djenane D., Yangüela J., Derriche F., Bouarab L. et Roncales P. (2012).** Utilisation des composés de feuilles d'olivier comme agents antimicrobiens; application pour la conservation de la viande fraîche de dinde. *Revue « Nature et Technologie », (07). 53 – 61.*

29. **Dworkin M.M. et Falkow S. (2006).** Proteobacteria: Gamma subclass. Ed. Springer, New York, NY. p. 1248.
30. **Dzomba P. et Muchanyreyi N. (2012).** Potential antimicrobial plants extract based therapeutic from temnocalyxobovatus roots. *European Journal of Medicinal Plants*, 2(3), 209-215

E

31. **Ebadi M. (2002).** Pharmacodynamic Basis of Herbal Medicine. 2002. p. 666.
32. **Edenharder R. et Grunhage D. (2003).** Free radical scavenging abilities of flavonoids as mechanism of protection against mutagenicity induced by tert-butyl hydroperoxide or cumene hydroperoxide in *Salmonella typhimurium* TA 102. *Mutat. Res*, 540: 1-18.
33. **El Gharras H. (2009).** Polyphenols: Food sources, properties and applications. *International Journal of Food Science and technology*, 44(12): 2512-2518.

F

34. **Fallah H., ksouri R., chaieb K., Karray-Bouraoui N., Trabelsi N., Boulaaba M. et Abdelly C. (2008).** Phenolic composition of *Cynara cardunculus* L. organs, and their biological activities. *Comptes Rendus Biologies*, 331(5), 372-379.
35. **Favier A. (2003).** Le stress oxydant: intérêt conceptuel et expérimental dans la compréhension des mécanismes des maladies et potentiel thérapeutique. *l'Actualité chimique*. 11:108-115.
36. **Filaire E. et Toumi H. (2012).** Rôle de dérives réactives de l'oxygène et de l'exercice physique sur le métabolisme osseux: *Revue du Rhumatisme* 79(5), 341-346.
37. **Flores M. (2011).** *Malva sylvestris* L. et autres mauve de France. Thèse de doctorat. p30, 77, 79, 80, 81.

G

38. **Gasparetto J.C., Martins C.A., Hayashi S.S., Otuky M.F. et Pontarolo R. (2012).** Ethanobotanical and scientific aspects of *Malva sylvestris* L. a millennial herbal medicine. *J. Pharm.* 64 (2): 172-89.
39. **Ghasemzadeh A. et Ghasemzadeh N. (2011).** Flavonoids and phenolic acids: Role and biochemical activity in plants and human. *Journal of Medicinal Plants Research* 5 (31), 6697-6703.
40. **Ghedira K. (2005).** Les flavonoïdes: structure, propriétés biologiques, rôle prophylactique et emplois en thérapeutique. *Phytotherapie* 3(4), 162-169.
41. **Greuter W., Burdet I.I.M. et Long G. (1989).** Checkiist. Tome 3 et 4 : Dicotylédones. Ed. Conservatoire et Jardin Botanique. Genève. p 71-239.
42. **Gilgun-Sherki Y., Melamed E. et Offen D. (2004).** The role of oxidative stress in the pathogenesis of multiple sclerosis: the need for effective antioxidant therapy. *J Neurol*, 251(3), 261-8.

H

43. **Hadi M. (2004).** la quercétine et ses dérivés: molécule à caractère pro-oxydant ou capteur de radicaux libre; étude et application thérapeutique. Thèse de doctorat. Université Luis pasteur (Strasbourg).
44. **Hadj Salem J. (2009).** Extraction, identification, caractérisation des activités biologiques de flavonoides de *Nitraria retusa* et synthèse de dérivés acyle de ses molécules par voie enzymatique. Thèse de doctorat en Procédés Biotechnologiques et Alimentaires, Université Nancy de l'Institut National Polytechnique de Lorraine, France: 270.
45. **Hanhineva K., Törrönen R., Bondia-Pons I., Pekkinen J., Kolehmainen M., Mykkänen H. et Poutanen H. (2010).** Impact of Dietary Polyphenols on Carbohydrate Metabolism. *Int. J. Mol. Sci*, 11: 1365-1402.
46. **Havsteen B.H. (2002).** The biochemistry and medical significance of the flavonoids. *Pharmacol. Therapeut*, 96: 67-202.
47. **Heim E.K., Tagliaferro A.R. et Bobilya D.J. (2002).** Flavonoïds antioxydants.
48. **Hennebelle T., Sahpaz S. et Bailleul F. (2004).** Polyphénols végétaux, sources, utilisations et potentiel dans la lutte contre le stress oxydatif. *Phytothérapie*, 1: 3-6.
49. **Herbert R.B. (1989).** The biosynthesis of secondary metabolites. 2^{ème} édition chapman and hall. London. p2.
50. **Hussain L., Ikram J., Rehman K., Tariq M., Ibrahim M. et Akash M.S.H. (2014).** Hepatoprotective effects of *Malva sylvestris* L. against paracetamol-induced hepatotoxicity. *Turkish J. of Biology* 2014; 38: 396-402.

J

51. **Jacob, L. (2007).** L'insuffisance rénale aiguë. *Edition Springer*, p 88.
52. **Jaradat N., Abualhassan M. et Ali I. (2015).** Comparaison of Antioxydant Activities and Exhaustive Extraction Yields between Wild and Cultivated *Cyclamen persium*, *Malva sylvestris* and *Urtica pilulifera* Leaves. *Journal of Applied Pharmaceutical Science*, 5(04): 101-106.

K

53. **Kabrane G.R., Mamyrbekova-Bekro J.A., Pirat J.L., Bekro Y.A., Sommerer N., Verbaere A. et Meudec E. (2014).** Identification de composés phénoliques de deux plantes de pharmacopée ivoirienne. *J. Soc. Ouest-Afr. Chim.* (2014), 038 : 57-63.
54. **Khanbabae K. et Ree T.R. (2001).** Tannins: Classification and Defenition. *Journal of Royal Society of Chemistry*, 18: 641-649.
55. **Kolev M. (1976).** La culture maraîchère en Algérie. Légumes feuilles. Tome II. 1. D.C.M.
56. **Ksouri R., Megdiche W., Debez, A., Falleh H., Grignon C. et Abdelly C. (2007).** Salinity effects on polyphenol content and antioxidant activities in leaves of the halophyte *Cakil emaritima*. *Plant.Physiol Bioch*, 45: 244-249.

L

57. **Lacolley P., Babuty D., Boulanger C., Ghaleh B., Loirand G., Pinet F. et Samuel J.L. (2007).** Biologie et pathologie du cœur et des vaisseaux. Edition *John Libbey Euro text*, Paris, p312, 316, 317.

58. Lenoir L. (2011). Effet protecteur des polyphénols de la verveine odorante dans un modèle d'inflammation colique chez le rat. Thèse doctorat. Université d'Auvergne - Clermont-Ferrand I; France. Disponible sur: <https://tel.archives-ouvertes.fr/tel-00719693/document>.
59. Lee J., Koo N. et Min D.B. (2004). Reactive oxygen species, aging, and antioxidative nutraceuticals. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 3: 21-33.
60. Li A., Li S., Zhang Y.J., XU X.R., Chen Y.M. et Li H.B. (2014). Resources and biological activities of natural polyphénols, (6)12: 6020-6047.
61. Link A., Balaguer F. et Goel A. (2010). Cancer chemoprevention by dietary polyphenols: Promising role for epigenetics. *Biochem Pharmacol*, 80(12):1771-92.
62. Llopis L. (2017). Les plantes médicinales pyrénéennes et leur utilisation thérapeutiques dans les pathologies bénignes, thèse doctorat. p52.
63. Lucienne A.D. (2010). Les plantes médicinales d'Algérie. 2^{ème} Ed. BERTI. Algérie. p239.
64. Lutge U., Kluge M. et Bauer G. (2002). Botanique 3^{ème} Ed: Technique et documentation. Lavoisier. Paris. p211.

M

65. Macheix J.J., Fleuriet A. et Jay-Allemand C. (2005). Les composés phénoliques des végétaux: un exemple de métabolite secondaires d'importance économique. Ed: 9 presses polytechnologiques et universitaires romandes. p4-5.
66. Macheix J.J. et Fleuriet A. (1990). Fruit phenolics. Boca Roton, FL, CRC. Press.
67. Magro A., Carolino M., Bastos M. et Mexia A. (2006). Efficacy of plant extracts against stored products fungi. *Rev Iberoam Micol* 23: 176-178.
68. Mahasneh A.M. (2002). Screening of some indigenous Qatari medicinal plants for antimicrobial activity. *Phytother. Res.*, (16): 751-753.
69. Martone P., Estevez J., Lu F., Ruel K., Denny M., Somerville C. et Raphel J. (2009). Discovery of lignin. *Current biology*, 19(2): 169-75.
70. Meziti A. (2007) Activité antioxydante des extraits des graines de *Nigella sativa* L Etude *in vitro* et *in vivo*. Mémoire de Magister Université de Batna. 30-35p.
71. Middleton E., Kandaswami C. et Theoharides T.C. (2000). The effects of plant flavonoids on mammalian cells: implications for inflammation, heart disease and cancer. *Pharmacol Rev*, 52: 673-839.
72. Moneb A., Ibrahim R.K., Roy R. et Sarhan F. (2011). Changes in wheat leaf phenolome in response to cold acclimation. *Photochemistry*, 72: 2294-2307.
73. Moualek I., Iratni A.G., Mestar G.N., Lahcene S., Houali K. (2016). Antioxidant anti-inflammatory activities of *Arbutus unedo* aqueous extract. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, 6 (11): 937-944.

N

74. Naczk M. et Shahidi F. (2004). Extraction and analysis of phenolics in food. *Journal of Chromatography*, 1054: 095-111.

75. Negi P.S., Jayaprakasha G.K. (2001). Antibacterial activity of grapefruit (Citrus paradisi) peel extracts. *European Food Res Technology*. 213: 484–487.

O

76. Orak H.H., Yagar H., Isbilir S.S., Demirci A.S., Gümüs T. et Ekinci N. (2011). Evaluation of antioxydant and antimicrobiel potential of strawberry tree (Arbutus Unedo) leaf. *Food Science and Biotechnology*, 20 (5), 1249-1256.
77. Ouattara K., Dombia I., Touré A., Djaman A. J. et Coulibaly A. (2013). Activité antibactérienne des extraits des feuilles de *Morinda morindoides* (*Morinda*, *Rubiaceae*) sur *Staphylococcus aureus* et *Pseudomonas aeruginosa*. *Phytothérapie*, 11(3):172–177.
78. Ozenda P. (1983). Flore de Sahara. Ed. C.N.R.S. Paris. p250, 356, 416.

P

79. Pereira J. A., Oliveira I., Sousa A, Valenta P.C., Andrade PB., Ferreira I C.F.R., Ferreres F. , Bento A., Seabra R. et Estevinho L.C. (2007). Walnut (*Juglans regia L*) leaves: Phenolic compounds, antibacterial activity and antioxidant potential of different cultivars *Food and Chemical Toxicology*. 45: 2287–2295.
80. Percival SL. (2004). Microbiology of waterborne diseases. Ed. Elsevier Academic Press, Amsterdam; Boston. p. 480.
81. Popovici C., Saykova I., Tylkowski B. (2009). Evaluation de l'activité antioxydant des composés phénoliques par la réactivité avec le radical libre DPPH. *Revue de génie industriel* 4: 25-39
82. Peterson J., Dweyer J., Adlercreutz H., Scalbert A., Jacques P. et McCullough M. L. (2010). Dietary lignans: physiology and potentiel for cardiovascular disease risk reduction. *Nutr. Rev* 68(10), 571-603.
83. Pietta, P.G. (2000). Flavonoids as antioxidants. *Journal of Natural Products*, 63(7): 1035-1042.
84. Pirbalotti AG., Yousefi M., Nazari H., Karimi I. et koohpayeh A. (2009). Evaluation of Burn Healing properties of *Arrebia euchroma* et *Malva sylvestris*. *Electronic Journal of Biology* 5(3), 62-66.
85. Prieto P., Pineda M. et Aguilar M.M. (1999). Spectrophotometric quantitation of antioxidant capacity through the formation of a phosphomolybdenum complex: specific application to the determination of vitamin E, *Anal Biochem*. 269. 337-34.

Q

86. Quezel P., Santa S. (1963). Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales. Tome I et II. Ed. C.N.R.S. Paris. 1170.

R

87. Ravazi S.M., Zarrini G. et Ghasemi G. (2011). Bioactivity of *Malva sylvestris L.*, a medicinal plant from Iran. *Iran J. Basic. Med. Sci.* 2011 Nov-Dec; 14(6): 574-79.

88. **Robertis E.D.P. et Robertis E.M.F. (1983).** Biologie cellulaire et moléculaire. Laval Presse Univers. Québec. P758.
89. **Ropiak H.M., Peter Lachmann P., Aina Ramsay A., Rebecca J. Green, R.J. et Mueller-Harvey I. (2017).** Identification of structural features of condensed tannins that affect protein aggregation. *PLOS ONE journal*. 5:1-36.
90. **Roux D. et Catier O. (2007).** Botanique, pharmacognosie et phytothérapie. Wolters Kluwer France édition. p74.

S

91. **Sarni- manchado P. et Cheynier V. (2006).** Les polyphenols en agroalimentaire. Ed: lavoisier. p3.
92. **Scheibmeir H.D., Christensen K., Whitaker S.H., Jegaethesan J., Clancy R. et Pierce J.D. (2005).** A review of free radicals and antioxidants for critical care nurses. *Intensive CritCare Nurs*, 21 (1), 8 – 24.
93. **Sarikurkcü C., Uren M.C., Tepe B., Cengiz M. et Kocak M.S. (2015).** *Phlomis armeniaca*: Phenolic compounds, enzyme inhibitory and antioxidant activities. *Industrial Crops and Products*, 78, 95–101.
94. **Singleton V.L. et Rossi J.A. (1965).** Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid attributes of minced meat stored in air and modified atmospheres. *J. Applied Microbiol.* 91: 1011-1022.
95. **Sousa R., Dias S. et Antunes C. (2006).** Spatial subtidal macrobenthic distribution in relation to abiotic conditions in the Lima estuary, NW of Portugal. *Hydrobiologia*, 559, 135-148.
96. **Steven P., Rachel C., Martha E., Paul H., Jane. S. et Peter W.J. (2004).** Microbiology of Waterborne Diseases. Ed Elsevier Academic Press. Pp 71-132

T

97. **Tapas A.R., Sakarkar D.M. et Kakde R.B. (2008).** Flavonoids as Nutraceuticals: A Review. *Tropical Journal of Pharmaceutical Research* 7 (3), 1089-1099.
98. **Tsai C.R., Anderson A.E., Burra S., Jo J. et Galko M.J. (2017).** Yorkie regulates epidermal wound healing in *Drosophila* larvae independently of cell proliferation and apoptosis. *Dev. Biol.* 427(1): 61-71.

U

99. **Urquiaga I.N.E.S. et Leighon F.E.D.E. (2000).** Plant polyphenol antioxidants and oxidative stress. *Biol. Res.* 2000; 33: 55-64.

V

100. **Virgili F., Scaccini C., Packer L. et Rimbach G. (2001).** Antioxidants and health: Cardiovascular disease and nutritional phenolics. In «Antioxidants in Food Practical Application ». Ed. *CRC Press LLC, North and South America*. p p: 87-96

W

- 101. Wardman P. et Candeias L.P. (1996).** Fenton chemistry: an introduction. *Radiat Res*, 145, 523 – 531.
- 102. Wichtl M., Anton R., Czygan F. C., Frohne D., Hiller K., Holtzel C., Nagell A., Pachaly P., Pfander H.J., Willuhn G. et Buff W. (2003).** Plantes thérapeutiques. 2^{ème} édition. Edition *Lavoisier Tec & DocMédicales Internationales*, Paris, p XXVI.

Y

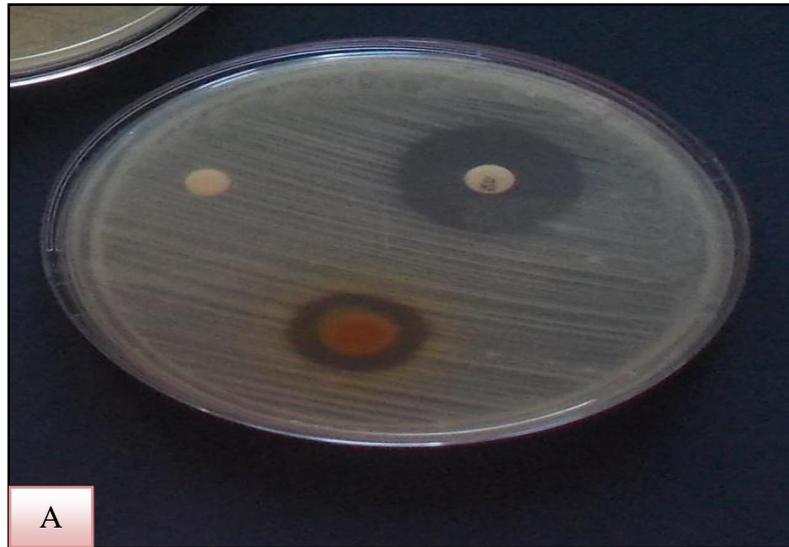
- 103. Yala D., Merad A.S., Mohamed D., Ouar Korich M.N. (2001).** Classification et mode d'action des antibiotiques. *Médecine de Maghreb*. N° 91.
- 104. Yadav Y C., Srivastava D N., Saini V., Singhal S., Seth A K. et Kumar, S. (2011).** In-vitro antioxidant activity of methanolic extraction of *Ficus Benghalensis* L. latex. *Pharmacologyonline*, 1, 140-148

Z

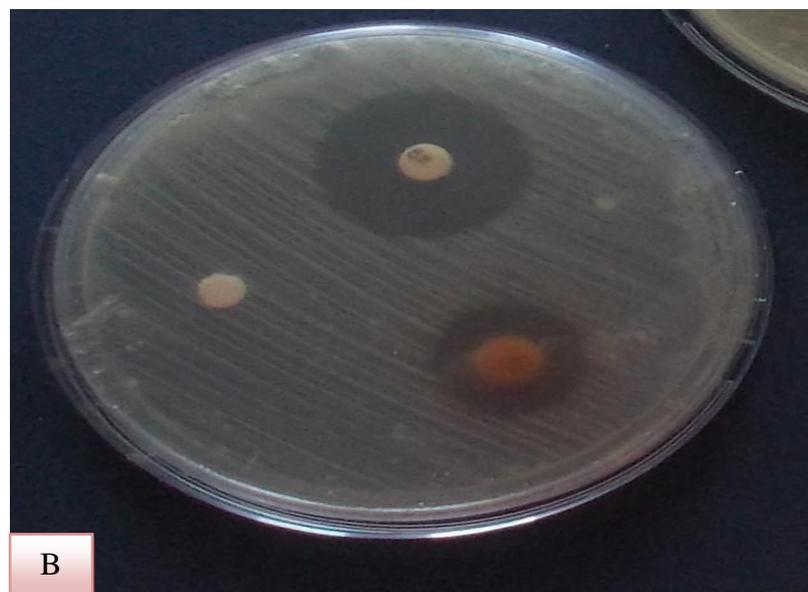
- 105. Zeghad N. (2009).** Etude du contenu polyphénolique de deux plantes médicinales d'intérêt économique (*Thymus vulgaris*, *Rosmarinus officinalis*) et évaluation de leur activité antibactérienne. mémoire de magister de l'université de Constantine. P: 12-18-19-36-37.

Annexes

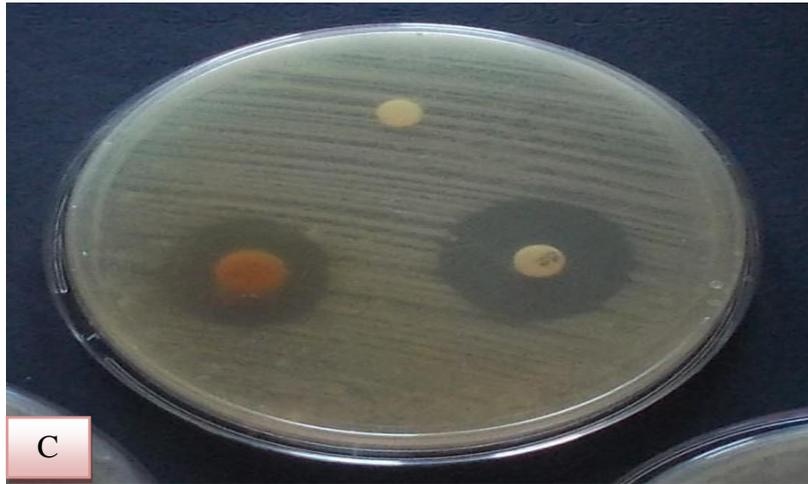
Annexe 1: Photographie des zones d'inhibitions obtenues par l'extraits aqueux de *Malva sylvestris* L. vis-à-vis (A): *Staphylococcus aureus*, (B): *Pseudomonas aeruginosa*, (C): *Bacillus cereus*, (D): *Escherichia coli*.



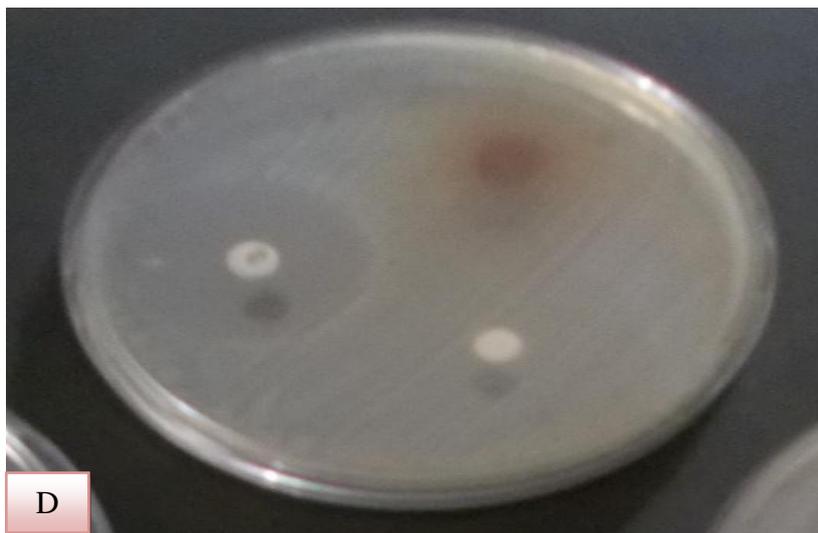
Staphylococcus aureus



Pseudomonas aeruginosa



Bacillus cereus



Escherichia coli

Résumé

Malva sylvestris L. appartenant à la famille des malvaceae, cette espèce connue sous le nom «grande mauve», est très répandue en Algérie largement utilisées en médecine traditionnelle pour le traitement de plusieurs pathologies. Dans le cadre de la découverte de nouvelles substances bioactives, nous nous sommes intéressés dans ce travail à l'évaluation de l'activité antioxydante et antimicrobienne de l'extrait aqueux des feuilles de *Malva sylvestris*

L'estimation quantitative des polyphénols totaux (PPT) par la méthode colorimétrique a montré que l'extrait aqueux est caractérisé par des teneurs remarquablement élevées en PTT (153.02 ± 2.88 mg EAG/mg MS). L'évaluation de l'activité antioxydante par la méthode de FRAP et TAC a montré que l'extrait aqueux de feuilles de *Malva sylvestris* L. présente une activité maximale à la concentration de $600 \mu\text{g/ml}$, et qui est estimé de 15% comparativement à celle de l'acide ascorbique qui est de 100% à la même concentration.

L'activité antimicrobienne a été déterminée sur quatre souches bactériennes (deux Gram + et deux Gram-) selon la méthode de diffusion sur milieu solide. L'extrait a manifesté un effet inhibiteur sur 3 souches bactériennes. Les concentrations minimales inhibitrices (CMI) pour *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853 est de 1.4 ± 0.3 mg/ ml, $1.7 \pm 0,6$ mg/ml pour *Bacillus cereus* ATCC 10876, et $2.9 \pm 0,3$ mg/ ml pour *Staphylococcus aureus* ATCC 43300.

Mots clés: *Malva sylvestris* L., extrait aqueux, polyphénols totaux, activité antioxydante, activité antibactérienne.

Abstract

Malva sylvestris L. belonging to the family Malvaceae, this species known under the name "great mauve", is very responsive in Algeria widely used in traditional medicine for the treatment of several pathologies. In the context of the discovery of new bioactive substances, we are interested in this work to evaluate the antioxidant and antimicrobial activity of the aqueous extract of *Malva sylvestris* leaves.

Quantitative estimation of total polyphenols (PPT) by the colorimetric method showed that the aqueous extract is characterized by remarkably high levels of PTT (153.02 ± 2.88 mg EAG / mg MS). The evaluation of the antioxidant activity by the method of FRAP and TAC has shown that the aqueous leaf extract of *Malva sylvestris* L. has a maximum activity at a concentration of $600 \mu\text{g} / \text{ml}$, which is estimated at 15% compared to that of ascorbic acid which is 100% at the same concentration.

The antimicrobial activity was determined on four bacterial strains (two Gram + and two Gram-) according to the solid medium diffusion method. The extract showed an inhibitory effect on 3 bacterial strains. The minimum inhibitory concentrations (MIC) for *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853 are 1.4 ± 0.3 mg / ml, 1.7 ± 0.6 mg / ml for *Bacillus cereus* ATCC 10876, and 2.9 ± 0.3 mg / ml for *Staphylococcus aurous* ATCC 43300

Key words: *Malva sylvestris* L., aqueous extract, total polyphenols, antioxidant activity, antibacterial activity