



N° d'ordre :

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la

Recherche Scientifique

جامعة الشهيد حمه لخضر الوادي

Université Echahid Hamma Lakhdar EL-OUED

كلية علوم الطبيعة والحياة

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

قسم البيولوجيا الخلوية والجزيئية

Département de Biologie Cellulaire et Moléculaire

MEMOIRE DE FIN D'ETUDE

En vue de l'obtention du diplôme de Master Académique

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Toxicologie

THEME

**Contribution à la caractérisation biologique de
Chenopodium murale L. récoltée de la région d'El-Oued**

Présenté par :

M^{elle} SAI Maroua

M^{elle} SOULTANI Hana

Devant le jury composé de :

Président : M. SAADI Hamza

M.A.A

Université El-Oued.

Examinatrice : M.KIRAM Abderazzak

M.A.A

Université El-Oued

Promoteur : M. TLILI M.L.

M.A.A,

Université El-Oued.

Année universitaire 2019/2020

Remerciements

Avant toute chose, je remercie DIEU, le tout puissant, pour m'avoir donné le courage et la patience d'achever ce travail.

Nous exprimons ma profonde gratitude à le maître TLILI Mohammed Laid M.A.A, Université Echahid Hamma Lakhdar D'El-Oued, qui m'a fait l'honneur d'avoir veillé et dirigé ce travail. Ses conseils pertinents, sa compétence scientifique et sa compréhension m'ont permis de mener à terme ce travail.

Que Mesdames et Messieurs les membres de jury trouvent ici l'expression de mon profond respect et de mes remerciements les plus sincères pour l'intérêt qu'ils portent pour juger ce modeste travail.

Nous remercions nos enseignants de faculté science de la nature et de vie.

A tous ceux qui ont contribué à l'avancement et la réalisation de ce mémoire, j'exprime mes profonds remerciements



Dédicace

A l'aide de dieu le tout puissant,

Nous avons pu réaliser ce travail que nous dédions :

*A **mon père** qui ma accorder tant d'Attention, d'Amour, d'Aide et d'Encouragement, tout ce que je peux te dire ne peut jamais te décrire, ni te remercier assez pour tout ce que tu m'apportes en continue, que dieu te protège et te garde pour moi.*

*A **ma mère** qui m'a toujours soutenue dans toutes les situations, tu n'espérer que nous voir réussir et nous ne souhaitons que te faire plaisir je souhaite être à la hauteur de tes espérances. Je T'aime Maman, que dieu te protège et te garde pour moi.*

*A **Lotfi** Pour son aide, son soutien.*

*A mes chers frères : **Abdou, Mahfoud et Chaïma.***

*À mon binôme et mon amie : **Hana***

*A M. **TLILI Mohammed Laid**, pour ses conseils, ses directives, sa patience et sa fidélité à nos côtés dans les circonstances difficiles qui nous ont dépassés.*

A tous les amis sans exception merci pour tous les moments qu'on a partagé ensemble. C'étaient des années spéciales.

Maroua.
MAROUA



Dédicace

*Tout d'abord, je remercie mon « **Dieu** » tout puissant qui m'a donné, la volonté, le courage, la patience et l'endurance et qui a guidé mes pas vers le droit chemin pour réaliser ce travail.*

Je dédie ce modeste travail

*A trois personnes les plus chers à mon cœur : **mon père, ma mère et mon oncle** qui ont sacrifié de leur existante pour bâtir la mienne, Qui par leur précieux conseils et contient ont sa me guider ver la voix de la réussite.*

*A notre encadreur **TLILI Mohammed Laid** et notre jury.*

*A mes adorables frères : **Boutaina, Abde Elnour** et a toutes **mes cousins et cousines** avec qui j'ai passé les plus beaux moments de ma vie et **mes confidentes**.*

*Je le dédie aussi spécialement à mon binôme : **Marwa***

*A mes chers amis : **Marwa, Aicha, Samah, Nahla, Marwa Massouda, Nawal***

*A tous **mes professeurs** d'université et à toutes les personnes qui m'ont aidé de près ou de loin.*

Hana
HANA

Liste des figures

Figure 1 : Photographie du <i>Chenopodium murale</i> (Mosaad et al., 2013).....	7
Figure 2 : <i>Chenopodium murale</i> : rameau en fleurs (1). système racinaire (2). Plantules (3). Abaisse, vue de face (4). partiellement ouverte (5). graine, deux vues (6) (Jerry et al., 1996).....	9
Figure 3: Structure d'acide gallique (Khelfallah.,2013).....	15
Figure 4 : Structures des squelettes de base des flavonoïdes (Havsteen, 2002).....	16
Figure 5 : Structures des tannins hydrolysables (Madi, 2018).....	17
Figure 6 : Structure des tannins condensés. (Madi, 2018).....	18
Figure 7 : Structures des lignanes (Zlatina et al., 2009).	18
Figure 8 : Structure des formes trans- et cis-stilbènes. (Claire, 2013).	19
Figure 9 : Structure de thymoquinone (Heikki et al.,2011).....	20
Figure 10 : Structure de coumarine (Cowan, 1999).....	20
Figure 11 : Structure des alcaloïdes (Julien, 2006).	25
Figure 12 : Structure d'isoprène (Malecky, 2008).....	26
Figure 13 : Structure de squelette de lupane (Zerrouki, 2009).....	27
Figure 14: photographie de la plante de <i>Chenopodium murale</i> L.....	30
Figure 15 : photographie de plante de <i>Chenopodium murale</i> L en poudre.....	30
Figure 16 : Protocol d'extraction des polyphénols à partir des feuilles de <i>Chenopodium murale</i>	36
Figure 17: La courbe d'étalonnage de l'acide gallique.	46
Figure 18 : La courbe d'étalonnage de la quercétine.....	48
Figure 19 : Résultat du pourcentage de l'inhibition de DPPH par l'acide gallique	50
Figure 20 : Résultat du pourcentage d'inhibitions de DPPH par l'acide ascorbique.	50
Figure 21 : Résultat du pourcentage d'inhibitions de DPPH par l'extrait de <i>C. murale</i>	51
Figure 22: Histogramme des résultats de concentrations inhibitrices 50 % de DPPH.....	52
Figure 23: Résultats des zones d'inhibition de <i>S. aureus</i> par l'extrait de <i>Chenopodium murale</i>	55
Figure 24: Résultats des zones d'inhibition de <i>E. coli</i> par l'extrait de <i>Chenopodium murale</i>	56
Figure 25: Résultats des zones d'inhibition de <i>A. carbonarius</i> par l'extrait de <i>Chenopodium murale</i> . 57	

Liste des tableaux

Tableau 1 : Classification botanique de <i>Chenopodium murale</i> (Fuentes et Borsch, 2012).....	7
Tableau 2: Caractères des organes de la plante	8
Tableau 3 : Les principales classes de composés phénoliques dans les plantes (Madi,2018).....	14
Tableau 4: Les souches microbiennes ciblées.....	31
Tableau 5: Liste des matériels de laboratoire utilisé pendant le travail.	33
Tableau 6: Résultats du screening phytochimique de plante étudiée.	44
Tableau 7: Diamètre de la zone d'inhibition d'extrait de feuilles de <i>Chenopodium murale</i> contre les microorganismes pathogènes humaines.	54

SOMMAIRE

Remerciement

Dédicace

Liste des figures

Liste des tableaux

Liste des abréviations

Introduction

Partie 1 : Synthèse bibliographique

Chapitre 1 : Généralité sur l'espèce *Chenopodium murale*

1.1	Famille des Chenopodiaceae	5
1.1.1	Répartition géographique	5
1.1.2	Les propriétés morphologiques	5
1.2	Genre de <i>Chenopodium</i>.....	6
1.2.1	Chimie de <i>Chenopodium</i>	6
1.2.2	Propriétés pharmacologiques des <i>Chenopodium</i>	6
1.3	Espèce <i>Chenopodium murale</i>.....	7
1.4	Position systématique de <i>Chenopodium murale</i>.....	7
1.5	Description botanique et caractères des organes	8
1.6	Origine et répartition géographique.....	9
1.7	Usages traditionnels	10
1.8	Travaux antérieurs sur la plante	10
1.8.1	Contenu de métabolites secondaires.....	10
1.8.2	Activité antioxydante.....	10
1.8.3	Activité antimicrobienne	11

Chapitre 02. Généralités sur Les métabolites secondaires

2.1	Définition des métabolites secondaires.....	13
2.2	Différent composés de métabolites secondaires.....	13
2.2.1	Polyphénols	13
2.2.1.1	Généralité.....	13
2.2.1.2	Structures chimiques et classification.....	13
2.2.1.2.1	Acides phénoliques	15
2.2.1.2.2	Flavonoïdes	15
2.2.1.2.3	Tanins.....	16
2.2.1.2.4	Lignanes	18
2.2.1.2.5	Stilbènes.....	19
2.2.1.2.6	Quinones	19
2.2.1.2.7	Coumarines	20
2.2.1.3	Biosynthèse des composés phénoliques	20
2.2.1.4	Activité biologique de composés phénoliques	21
2.2.1.4.1	Activité antioxydante	21
2.2.1.4.2	Activité antimicrobienne.....	22
2.2.1.4.3	Polyphénols et cancer.....	23
2.2.1.4.4	Polyphénols et maladies cardiovasculaires	23
2.2.1.4.5	Activité l'inflammation.....	24
2.2.1.5	Rôle des composés phénoliques dans les plantes	24
2.2.2	Alcaloïdes	25
2.2.2.1	Activités biologiques pour les alcaloïdes	25
2.2.3	Composés terpéniques	25
2.2.3.1	Saponines.....	26
2.2.3.2	Activité biologique pour les composés terpéniques	27

Partie 2 : Etude expérimentale

Chapitre 1 : Matériel et méthodes

1.1	Matériel	30
1.1.1	Matériels végétaux.....	30
1.1.2	Souches microbiennes testées.....	31
1.1.3	Matériels de Laboratoire.....	33
1.1.4	Réactifs et produits utilisées	33
1.1.5	Milieux de culture.....	33
1.2	Méthodes	34
1.2.1	Extraction des composés phénoliques	34
1.2.2	Détermination de rendement	36
1.2.3	Tests phytochimiques	36
1.2.3.1	Polyphénols	36
1.2.3.2	Tanins	36
1.2.3.3	Flavonoïdes.....	37
1.2.3.4	Saponosides	37
1.2.3.5	Alcaloïdes	37
1.2.3.6	Sucres réducteurs	37
1.2.4	Analyse quantitative	37
1.2.4.1	Dosage de poly phénols totaux (PPT)	37
1.2.4.2	Dosage de Flavonoïdes (FVT).....	38
1.2.5	Evaluation des activités biologiques.....	38
1.2.5.1	Activité antioxydante.....	38
1.2.5.2	Activité antimicrobienne	39
a)	Les milieux de culture	40
c)	Préparation des disques	40
d)	Préparation de l'inoculum	41
e)	Préparation des milieux de culture avec des suspensions bactériennes.....	41

f)	Application	41
----	-------------------	----

Chapitre 2 : Résultats et discussion

2.1	Rendement d'extraction	43
2.2	Tests phytochimiques.....	44
2.3	Analyse quantitative.....	46
2.3.1	Dosage de polyphénols totaux.....	46
2.3.2	Dosage des flavonoïdes	48
2.4	Evaluation des activités biologiques	49
2.4.1	L'activité antioxydante	49
2.4.2	L'activité antibactérienne	54
2.4.2.1	Etude de l'effet d'extrait contre <i>Staphylococcus aureus</i>	55
2.4.2.2	Etude de l'effet d'extrait contre <i>Escherichia coli</i>	56
2.4.2.3	Etude de l'effet d'extrait contre <i>Aspergillus carbonarius</i>	56
	Conclusion	60
	Références Bibliographiques.....	62

Liste des abréviations

Abs : absorbance.

AlCl₃ : Trichlorure d'aluminium.

C° : Degré Celsius

DMSO : Diméthyle sulfoxyde.

DPPH : 2,2-diphényl-1-picryl hydrazyl

FeCl₃ : Trichlorure de fer.

FVT : Flavonoïdes totaux.

g : gramme

Gen 120 : Gentamicine 120 mg

I% : Pourcentage d'inhibition

IC₅₀% : Concentration inhibant 50% de la réaction.

Méch : Masse sèche de l'échantillon végétal en g.

Mext : Masse de l'extrait après évaporation du solvant en g

mg : milligramme.

mg EAG/ g E : Milligramme d'équivalent d'acide gallique par gramme d'extrait.

mg EC/ g E : Milligramme d'équivalent catéchine par gramme d'extrait.

mg EQ/ g E : Milligramme d'équivalent de quercétine par gramme d'extrait.

min : minute

ml : millimètre

Pen 10 : Pénicilline 10 mg

PPT : Polyphénols totaux.

UV : Ultraviolet.

µl : microlitre.

Introduction

Introduction

Depuis des milliers d'années, l'humanité a utilisé diverses ressources trouvées dans son environnement afin de traiter et de soigner toutes sortes de maladies **(Lee, 2004)**. Actuellement et malgré le progrès de la pharmacologie, l'usage thérapeutique des plantes médicinales est très présent, l'organisation mondiale de la santé (OMS) estime que 80% de la population globale dépend notamment de la médecine traditionnelle et de la phytothérapie pour les soins sanitaires, ce qui semble être une solution acceptable **(Naghibi et al., 2005)**.

La flore algérienne est estimée à plus de 3000 espèces de plantes dont 15% sont endémiques et appartiennent à plusieurs familles botaniques **(Bouden, 2018)**. En effet, les molécules bioactives naturelles font l'objet de nombreuses recherches et d'une nouvelle haleine vers l'exploitation des métabolites secondaires d'une manière générale **(Moghtader, 2009)**. A titre indicatif, ces composés font partie et sont, à faibles doses, dotés de propriétés pharmacologiques et toxicologiques remarquables. De même, les polyphénols, forment un groupe très diversifié de molécules dont plusieurs sont largement utilisées en thérapeutique comme antioxydants pour lutter contre les effets néfastes de l'oxygène à l'origine d'un grand nombre de maladie **(Bouden, 2008)**. Les polyphénols jouent un rôle de protection des plantes contre les invasions microbiennes, et présentent d'autres mécanismes d'action de lutte contre les champignons, bactéries et virus. Ces propriétés antifongiques et antivirales trouvent de nombreuses applications en médecine humaine **(Xia et al., 2011)**. Ces substances suscitent beaucoup d'intérêts dans plusieurs domaines, celui de la nutrition par leur caractère préventif, en cosmétologie et surtout dans les industries agroalimentaires **(Janeiro et al., 2008)**.

Actuellement, environ 25 % des médicaments modernes sont développés à partir de plantes (Liu and Wang, 2008). Entre 1983 et 1994, près de 40 % des nouvelles drogues autorisées à être mises sur le marché aux Etats-Unis étaient dérivées de composés naturels **(Simmonds, 2003)**.

Les plantes constituent donc une source intéressante de nouveaux composés dans la recherche de molécules bioactives, dans ce contexte s'inscrit le présent travail de recherche dont l'objectif essentiel consiste à l'étude phytochimique des feuilles de

Introduction

Chenopodium murale L de la région de d'El Oued. Ainsi que sur l'évaluation de l'activité antioxydante et antimicrobienne.

Notre travail qui vise à exploiter les plantes spontanées en médecine traditionnelle.

Cette étude s'envisagé en deux parties, dans la première partie nous présentons une synthèse bibliographique qui regroupe deux chapitres dont le premier concerne la description de plante *Chenopodium murale* L et le deuxième chapitre englobe les généralités sur les composés phénoliques. La deuxième partie est expérimentale consacrée à la présentation des travaux pratiques va divise en deux chapitre, dans le premier chapitre décrit les matériels et les méthodes utilisées dans ce travail qui porte sur : extraction de l'extrait éthanolique par macération et tests phytochimiques et détermination la teneur de polyphénols totaux, de flavonoïdes enfin évaluation d'activité antioxydante par le test de piégeage du radical DPPH, l'activité antimicrobien de extrait phénoliques de *Chenopodium murale* L.

Le deuxième chapitre englobe l'analyse et l'interprétation des résultats obtenus, enfin une conclusion.

Partie I :

Synthèse

bibliographique

Chapitre 01.

Généralité sur l'espèce

Chenopodium murale

1.1 Famille des Chenopodiaceae

les Chenopodiaceae comprennent environ 1250 espèces dans environ 100 genres dans le monde, Les chénopodiacées réussissent particulièrement bien dans les habitats secs, salins ou perturbés des climats tempérés, présente dans de nombreuses régions du monde et contenant de nombreuses espèces d'importance agricole: en tant que plantes cultivées, cultures fourragères potentielles, espèces de mauvaises herbes ou hôtes d'espèces d'insectes ravageurs, Les légumes à feuilles et les pseudo-céréales des familles des Chénopodiacées, à savoir le mangold, l'oseille, la betterave, les épinards, la rhubarbe, l'amarante, le sarrasin et le quinoa, sont de riches sources d'acides aminés essentiels, d'acides gras polyinsaturés, de vitamines, de minéraux et d'oligo-éléments (**Roswitha et al., 2000**).

1.1.1 Répartition géographique

Les Chenopodiaceae sont largement répandues dans les habitats salins tempérés et subtropicaux, en particulier dans les régions littorales de la mer méditerranée, de la mer caspienne et de la mer rouge, dans les steppes arides de l'Asie centrale et orientale, aux marges du désert du Sahara, dans les prairies alcalines des Etats-Unis, dans le Karoo en Afrique méridionale, en Australie et dans les pampas argentines. Elles poussent également comme des herbacées sur les sols riches en sel, surtout en présence d'écoulements d'eau et de terrains accidentés (**Mulas, 2004**)

1.1.2 Les propriétés morphologiques

Les Chenopodiaceae sont caractérisées par des racines profondes et pénétrantes, destinées à absorber la plus grande quantité d'eau possible, et par des feuilles alternées, petites et farineuses ou recouvertes de poils, lobées, parfois épineuses, formées de manière à réduire les pertes en eau dues à la transpiration. Les fleurs, peu visibles et regroupées en inflorescences en épi ou à cyme, sont petites, hermaphrodites ou unisexuelles et sont pollinisées par le vent. Les pétales et les sépales, très semblables, sont généralement constitués par cinq, trois ou deux lobes de couleur marron ou verdâtre (**Bouchouk, 2010**).

1.2 Genre de *Chenopodium*

Le genre *Chenopodium* n'est pas un complexe bien compris et de nombreuses espèces sont hautement polymorphes en ce qui concerne le port, la hauteur, la ramification et la taille des feuilles (**Basset et Crompton, 1982**).

Le genre *Chenopodium* comprend environ 250 espèces (**Giusti, 1970 ; Kadereit et al., 2005**) et appartient aux familles des Chenopodiaceae. À quelques exceptions près, la majorité d'entre elles sont des mauvaises herbes annuelles (**Cole, 1961**). Le genre comprend des plantes vivaces herbacées et arborescentes et est réparti dans toute l'Asie, l'Amérique et l'Europe (**Ruas et al., 1999**).

1.2.1 Chimie de *Chenopodium*

Les études chimiques des membres de ce genre se sont intéressées aux huiles essentielles (**Rustenbekova et al., 1994**) ; une grande variété de flavonoïdes (**Bahrman et al., 1985**) ; stérols et substances analogues aux œstrogènes stéroïdiens (**Abbas et al., 1997**) ; et alcaloïdes et coumarines (**Rizk, 1986**).

1.2.2 Propriétés pharmacologiques des *Chenopodium*

L'importance des espèces de *Chenopodium* est due à leur grande variété de propriétés médicinales. On rapporte que les plantes appartenant à ce genre ont de larges applications dans les médecines traditionnelles ; comme anthelminthique, antispasmodique, diaphorétique, emménagogue, pour la douleur de l'aménorrhée, comme abortif et pour le soulagement de l'asthme, du catarrhe et de la migraine (**Omer et al., 2017 ; Vasishita, 1989**). Au Mexique, le *Chenopodium* est utilisé à des fins médicinales pour traiter différentes maladies, affections ou inconfort, par exemple, la stérilité, les problèmes digestifs, l'anxiété, la dépression, la perte de cheveux et la toux, etc. (**Bashir et al., 2003**). On a signalé que diverses espèces de *Chenopodium* avaient des propriétés anthelminthiques (**Lozoya et Lozoya, 1982**).

1.3 Espèce *Chenopodium murale*

Chenopodium murale est une plante annuelle dressée, il est l'une des annuelles à croissance rapide de la famille Chenopodiaceae. C'est une plante de taille petite à moyenne, il pousse sur les sols riches en sel (**Figure 1**) (Uolita *et al.*, 2012 ; Mosaad *et al.*, 2013).

- Nom Targui : Talekutta
- Nom Français : Chénopode (Mohamed *et al.*, 2012)
- Nom Anglaise: nettle-leaved goosefoot. salt-green (Omar *et al.*, 2017).



Figure 1 : Photographie du *Chenopodium murale* (Mosaad *et al.*, 2013).

1.4 Position systématique de *Chenopodium murale*

Tableau 1 : Classification botanique de *Chenopodium murale* (Fuentes et Borsch, 2012).

Règne	Plantae
Classe	Equisetopsida
Ordre	Caryophyllales
Famille	Chenopodiaceae
Genre	<i>Chenopodium</i>
Espèce	<i>Chenopodium murale</i>

1.5 Description botanique et caractères des organes

Chenopodium murale se propage par graines, c'est une plante de taille petite à moyenne avec des branches assez courtes et peu nombreuses, atteignant 60 cm de hauteur (**Tableau 2 et Figure 2**) (**Bashir et al., 2003**).

Tableau 2:Caractères des organes de la plante

L'organes	Caractères
Feuilles	Les feuilles mesurent 2-8 x 1-6 cm de large, ovales, côtés anguleux, lobées, fortement dentées, base en forme de coin et pédonculé long ou court (Bashir et al., 2003).
Fleurs	Les fleurs sont en épis minces, formant des grappes axillaires denses, lâches, hermaphrodites, petites, verdâtres. Cinq sépales, à capuchon, verts, carrément carénés, renfermant le fruit (Jerry et al., 1996).
Inflorescences	Les inflorescences axillaires et terminales, paniculées, divariquées, feuillues à la base, avec des clustures denses ou lâches (Jerry et al., 1996).
Racine	Une racine pivotante ramifiée (Jerry et al., 1996).
Tige	Les tiges ramifiées, dressées sauf les branches inférieures un peu décombantes, légèrement striées, lisses, de 30 à 80 cm de haut (Jerry et al., 1996).
Fruit	Le fruit : utricule, graine en forme de lentille, de 1,2 à 1,5 mm de long, de 1 à 1,3 mm de large, finement granuleuse, brun jaunâtre à noir terne avec une marge nettement carénée donnant l'apparence d'un bord d'assiette à tarte (Jerry et al., 1996).



Figure 2 : *Chenopodium murale* : rameau en fleurs (1). système racinaire (2). Plantules (3). Abaisse, vue de face (4). partiellement ouverte (5). graine, deux vues (6) (Jerry *et al.*, 1996).

1.6 Origine et répartition géographique

Cette plante est originaire d'Europe et de certaines régions d'Asie et d'Afrique du Nord, mais elle est répandue dans le monde entier, en particulier dans les zones tropicales et subtropicales en raison de sa facilité d'introduction (Omer *et al.*, 2017).

1.7 Usages traditionnels

Elle possède une large application dans les médecines populaires comme anthelminthique, estomacque, antispasmodique, diaphorétique, emménagogue, pour la douleur de l'aménorrhée comme abortif et pour le soulagement de l'asthme, du catarrhe et de la migraine (**Vasishta, 1989**).

Sa décoction de feuilles est utilisée dans le traitement de la jaunisse (**Bashir, 2003**). Certains flavonoïdes isolés de *C. murale* ont montré une activité antihypertensive (**Gohar et al, 2000**). On a signalé que diverses espèces de *Chenopodium* avaient des propriétés anthelminthiques (**Lozoya et Lozoya, 1982**). Les feuilles de *C. murale* sont une source de vitamines A et C, et le calcium de toutes les Chénopodiacées, *C. murale*, a été trouvé pour avoir les niveaux les plus élevés d'acide oxalique, ce qui conduit certains à recommander qu'il soit consommé avec modération (semblable aux épinards) (**Zhao et al., 2010**), leishmaniose (**Muhammad et al., 2016**).

Les graines, en infusion, sont utilisées comme un produit nutritif. La poudre des feuilles est administrée contre les maux gastriques (**Mohamed et al., 2012**).

1.8 Travaux antérieurs sur la plante

1.8.1 Contenu de métabolites secondaires

Chenopodium murale connu par son contenu en molécules biologiquement actives tels que les polyphénols : flavonoïde, tannins, saponines (**Khan et al., 2019**).

Dans une autre étude sur la composition chimique de *Chenopodium murale* sont données contenait de la saponine, tanin et l'alcaloïdes, flavonoïde (**Verma et Agarwal, 1985**).

1.8.2 Activité antioxydante

Dans les travaux **Mossad et al., (2013)**, Le potentiel antiradicalaire d'extrait éthanolique a été déterminé par le test de DPPH. Cette travail rapportent un antioxydant modéré de feuille *Chenopodium murale*. Selon **Emam, (2011)** a rapporté que les plantes de la

famille des Chenopodiaceae sont riches en composés phénoliques et flavonoïdes et induisent des potentiels antioxydants.

1.8.3 Activité antimicrobienne

Dans travail par **Arshad et Muhammad, (2016)** l'activité antifongique de trois espèces de *Chenopodium* à savoir *Chenopodium album* L., *Chenopodium murale* L. et *Chenopodium ambrosioides* L. ont été étudiée contre *Macrophomina phaseolina*. Tous les extraits des trois espèces de *Chenopodium* ont supprimé de manière significative la croissance fongique testée.

D'autre part, l'étude de **Jain, (2012)** évaluer le potentiel antibactérien de *Chenopodium murale* L. contre cinq bactéries pathogènes humaines importantes, à savoir *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*, *Proteus vulgaris*, *Salmonella typhimurium* et *Pseudomonas aeruginosa*. Le résultat significatif de l'activité antibactérienne a été observé dans l'extrait de feuilles aqueux et méthanolique.

Cette activité peut être due à la présence des principes antibactériens sous forme de métabolites secondaires dans la plante et de leurs parties (**Kannan et al., 2009**). Ces métabolites secondaires des plantes se classent sur la base de leurs fonctions comme chimiothérapeutiques, bactériostatiques et antimicrobiennes (**Suresh et al, 2008**)

Chapitre 02.

Généralités sur Les métabolites secondaires

2.1 Définition des métabolites secondaires

Un métabolite est un composé organique intermédiaire ou issu du métabolisme. Est utilisé pour décrire une vaste gamme de composés chimiques dans les plantes, qui sont responsables des fonctions périphériques indirectement essentielles à la vie des plantes.

Les métabolites secondaires sont présents dans toutes les plantes supérieures, et ayant une répartition limitée dans l'organisme de la plante. Dont plus de 200.000 structures ont été définies et sont d'une variété structurale extraordinaire mais sont produits en faible quantité. Ces molécules marquent de manière originale, une espèce, une famille ou un genre de plante et permettent parfois d'établir une taxonomie chimique. **(Zaarour et Lahlah ,2015).**

2.2 Différent composés de métabolites secondaires

2.2.1 Polyphénols

2.2.1.1 Généralité

Les composés phénoliques ou les polyphénols sont des produits du métabolisme secondaire des plantes, largement distribués possédant plusieurs groupements phénoliques, avec ou non d'autres fonctions et comportant au moins 9000 structures connues différentes **(Bahorun, 1997)**, Ces composés ont tous en commun la présence d'un ou de plusieurs cycles benzéniques portant une ou plusieurs fonctions hydroxyles. La structure des composés phénoliques naturels varie depuis les molécules simples (acides phénoliques simples) vers les molécules les plus hautement polymérisées (tanins condensés). Avec plus de 8000 structures phénoliques identifiées **(Urquiaga et Leighton, 2000).**

2.2.1.2 Structures chimiques et classification

La structure chimique est identique à tous les polyphénols : un ou plusieurs noyaux aromatiques hydroxylés. Les polyphénols sont classés en différents groupes en fonction du nombre de noyaux aromatiques qui les composent et des éléments qui les relient **(Manallah, 2012)**. On distingue les phénols simples (parmi eux les acides phénoliques), les flavonoïdes, les lignanes et les Stilbènes **(Boros, 2010)**. En plus de cette diversité, les phénols sont

présents naturellement sous forme conjuguée : avec des sucres, des acides organiques, entre eux. Les polyphénols sont réparties en plusieurs classes (**Tableau 3**) (**Manallah, 2012**).

Tableau 3 : Les principales classes de composés phénoliques dans les plantes (**Madi,2018**).

Les classes	Exemples	Squelette de base de carbone	Origine
Phénols simples	Catéchol	C6	Nombreuses espèces
Acide hydroxybenzoïques	p-hydroxybenzoïque	C6-C1	Epices, fraise
Acides hydroxycinnamiques, Phenylpropenes Coumarines Isocoumanines Chromones	Acide caféique, acide férulique Myristicin. eugénol Scopolétine Myristicine. eugenol Eugenine	C6-C3	Pomme de terre. Pomme, citrus
Naphtoquinones polyphénols	Juglone plumbagine	C6-C4	Noix
Xanthones	Mangiferine	C6-C1- C6	Mangiférine
Stilbènes Anthraquinones	Resvératrol Anthraquinones	C6- C1-- C6 C6- C2-- C6	Vigne
Flavonoïdes Isoflavonoïdes	Quercétine, cyanidine. daidzeine	C6-C3- C6	Fruit, légumes, fleurs, pois
Tanins condensés		(C6-C 3- C6) n	
Lignines		(C6-C 3)n	Bois, fruits à noyaux raisin,

2.2.1.2.1 Acides phénoliques

Le terme acide- phynol peut s'appliquer à tous les composés organiques possédant au moins une fonction carboxylique et hydroxyl phénolique (**Figure 3**) (**Bruneton, 1999**)

Les acides phénoliques sont présents dans un certain nombre de plantes agricoles et médicinales. Deux sous-groupes peuvent être distingués : les acides hydroxybenzoïques, dont les plus répandus sont l'acide salicylique et les acides hydroxycinnamiques, dont les plus abondants sont l'acide caféique et l'acide férulique (**Djenidi, 2019**).

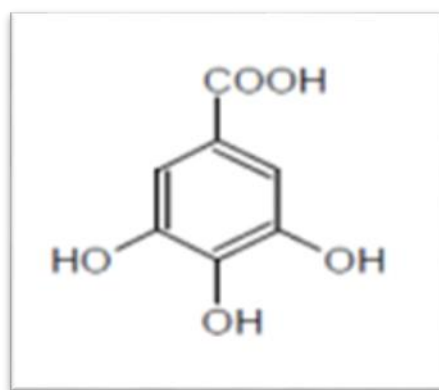
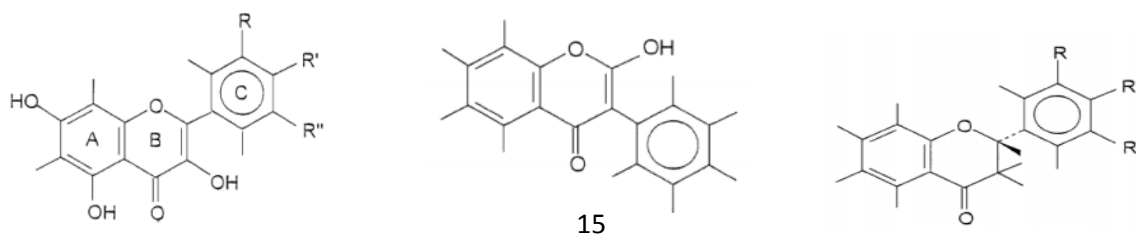


Figure 3: Structure d'acide gallique (**Khelfallah.,2013**)

2.2.1.2.2 Flavonoïdes

C'est le groupe le plus représentatif des composés phénoliques. Ces molécules ont des structures chimiques variées et des caractéristiques propres. Elles sont omniprésentes dans les fruits, les légumes, les graines, le thé et d'autres parties de la plante (**Tsimogiannins et Oreopoulou, 2006**). Les flavonoïdes peuvent être divisés en différentes classes : anthocyanidines ; flavonoles ; isoflavonoles ; flavones ; isoflavones ; flavanes ; isoflavanes ; flavanols ; isoflavanols ; flavanones ; isoflavanones ; auronnes (**Figure 4**) (**Havsteen, 2002**).



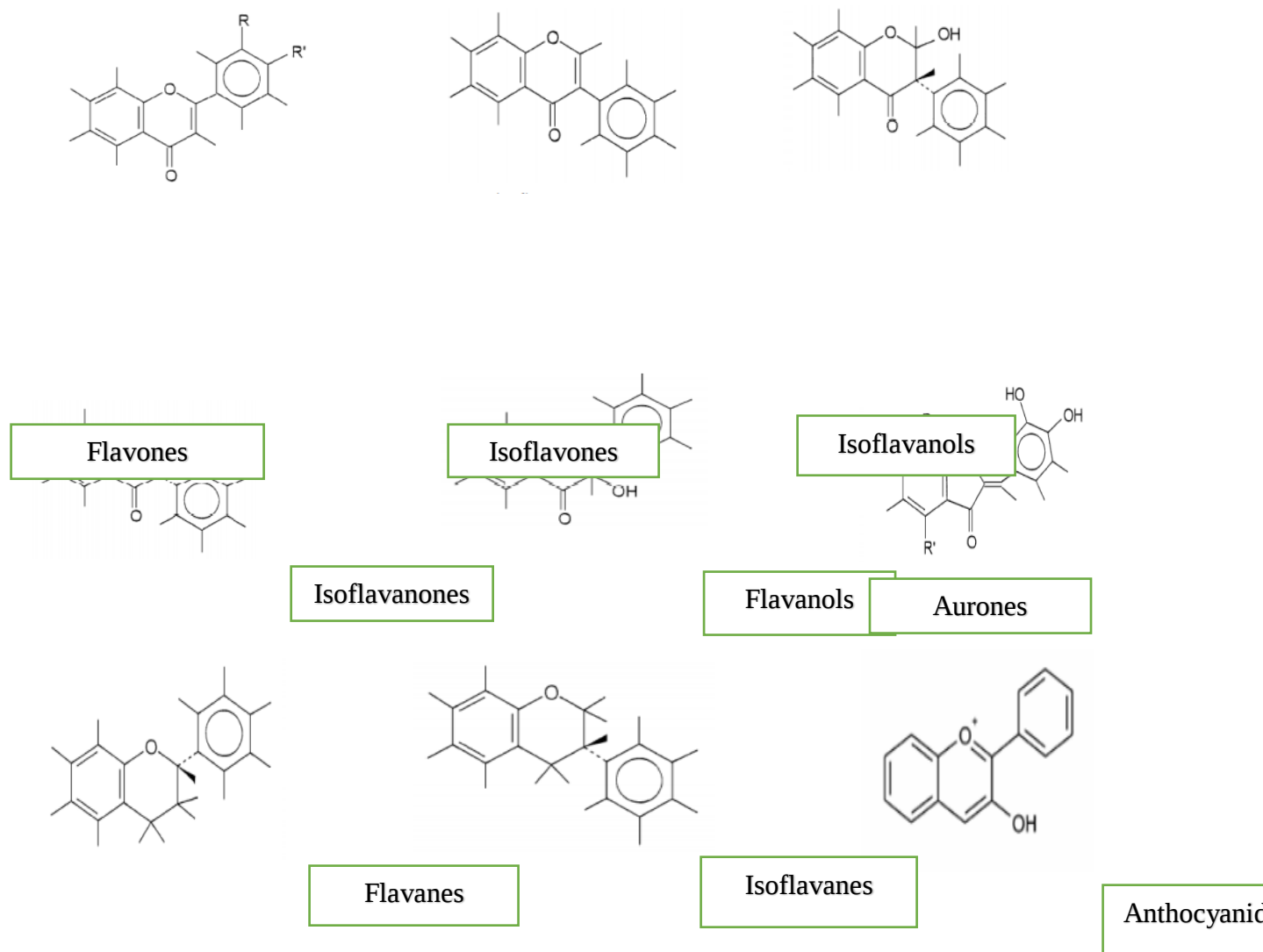


Figure 4 : Structures des squelettes de base des flavonoïdes (**Havsteen, 2002**).

2.2.1.2.3 Tanins

Les tanins sont des composés phénoliques très abondants chez les angiospermes, les gymnospermes et les dicotylédones (**Konig et al., 1994**). Existents dans presque chaque partie de la plante : écorce, bois, feuilles ; fruits et racines. Leurs poids moléculaires s'étendent de 500 à 3000 Da (**Cowan, 1999**). Selon la structure, on distingue : les tanins hydrolysables et les tanins condensés (**Khelfallah, 2013**).

a. Tanins hydrolysables

Les tanins hydrolysables ou acides tanniques sont des polymères de l'acide gallique ou de son produit de condensation ; l'acide ellagique. Ils ont un poids moléculaire plus faible et précipitent beaucoup moins les protéines que les tanins condensés. Ils peuvent diminuer la dégradation des parois dans le rumen et être hydrolysés dans l'intestin en libérant des produits toxiques pour le foie et le rein (**Figure 5**) (**Madi,2018**).

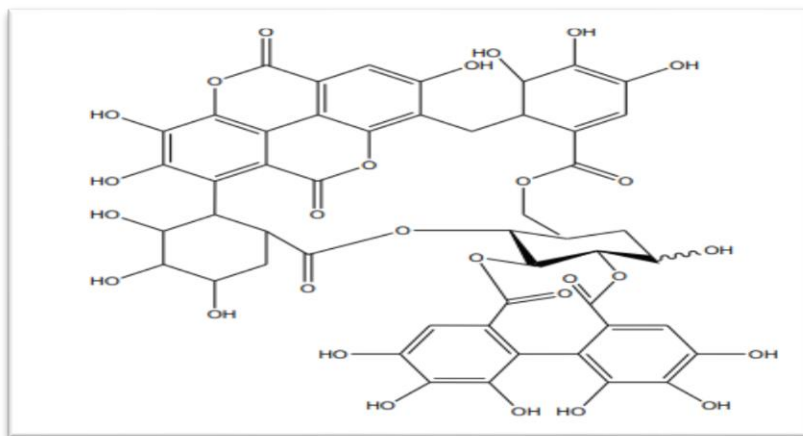


Figure 5 : Structures des tannins hydrolysables (Madi, 2018).

b. Tanins condensés

Les tanins condensés (proanthocyanidines ou procyanidines) sont des polyphénols de masse molaire élevée. Ils résultent de la polymérisation auto oxydative ou enzymatique des unités de flavan-3,4-diol liées majoritairement par les liaisons C4-C8 ou C4-C6 des unités adjacentes, ou bien des liaisons C4-C8 avec une liaison d'éther additionnelle entre C2 et C7 (**Figure 6**) (**Wollgast et Anklam, 2000 ; Madi,2018**).

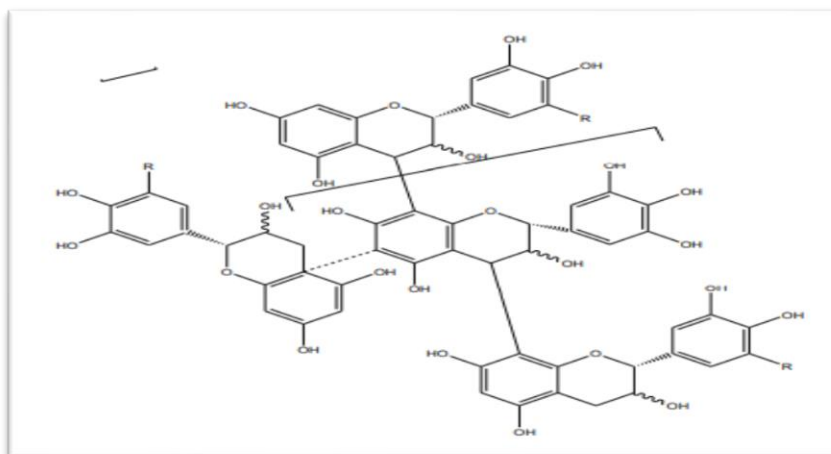


Figure 6 : Structure des tannins condensés. (Madi, 2018).

2.2.1.2.4 Lignanes

Ce sont des composés dont la formation implique la condensation d'unités phénylpropaniques (C6-C3). Leur distribution botanique est large. On compte 8 sous-classes se différenciant par la position de l'oxygène au sein de la structure : les furofuranes ; les furanes ; les dibenzylbutanes ; les dibenzylbutyrolcatones ; les aryltetralines ; les arylnaphtalenes ; les dibenzocyclooctadiènes et les dibenzylbutyrolactols (**Figure 7**) (Suzuki et Umezawa, 2007).

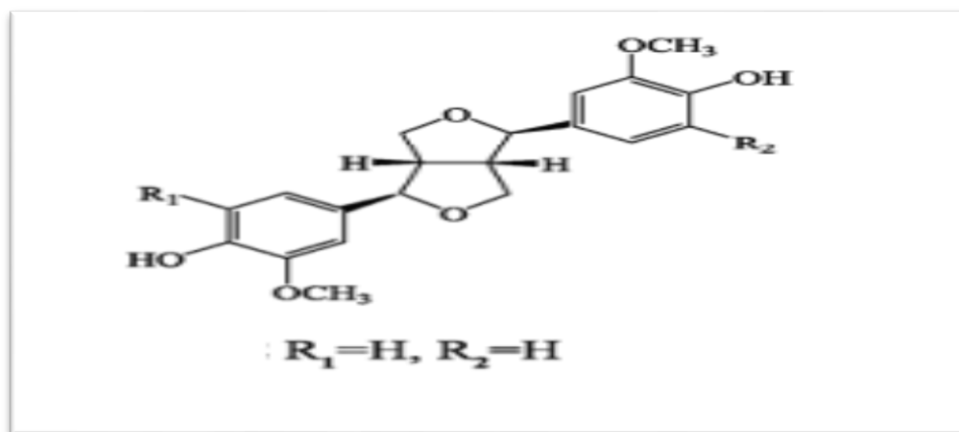


Figure 7 : Structures des lignanes (Zlatina *et al.*, 2009).

2.2.1.2.5 Stilbènes

Les stilbènes sont des composés phénoliques issus du métabolisme secondaire végétal. Ces composés sont en très petite quantité dans notre alimentation. Le plus connu d'entre eux est le resvératrol. (Saffidine, 2015).

Les membres de cette famille possèdent la structure C6-C2-C6 comme les flavonoïdes, ce sont des phytoalexines, composés produits par les plantes en réponse à l'attaque par les microbes pathogènes fongiques, bactériens et viraux. Les sources principales des stilbènes sont les raisins, les vins, le soja et les arachides (Figure 8) (Belyagoubi.,2013).

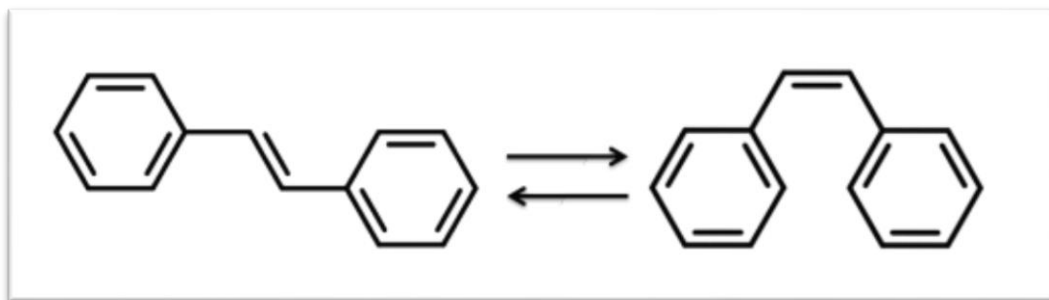


Figure 8 :Structure des formes trans- et cis-stilbènes. (Claire, 2013).

2.2.1.2.6 Quinones

Jusqu'à présent, plus de 1 200 quinones ont été décrites. Ce sont des composés oxygénés qui correspondent à l'oxydation de dérivés aromatiques avec deux substitutions cétoniques. Elles sont caractérisées par un motif 1,4-dicéto cyclohexa-2,5-diénique (para-quinones) ou, éventuellement, par un motif 1,2-dicéto cyclohexa-3,5-diénique (ortho-quinones) (Belyagoubi,2013 ; Heikki et al 2011). Elles sont ubiquitaires dans la nature, principalement dans le règne végétal et sont fortement réactifs (Figure 9) (Cowan, 1999).

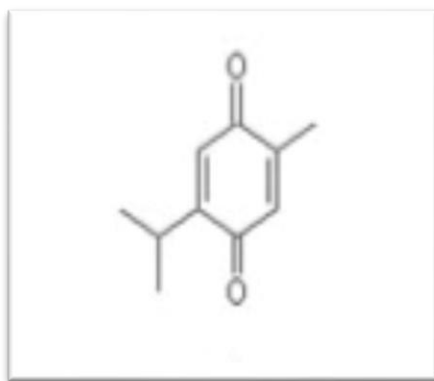


Figure 9 : Structure de thymoquinone (Heikki *et al.*,2011).

2.2.1.2.7 Coumarines

Les coumarines qui sont aussi les dérivés de C6-C3, appartiennent au groupe des composés connus par des benzo-pyroneet toutes sont substituées en 7 par un hydroxyle. Elles se trouvent dans la nature soit à l'état libre ou bien combiné avec des sucres. Elles sont responsables de l'odeur caractéristique du foin (Figure 10) (Belyagoubi,2011).

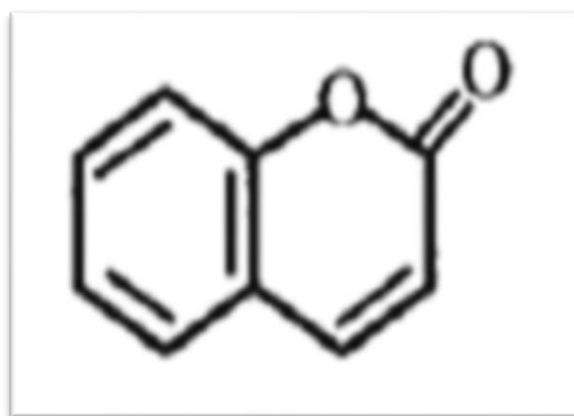


Figure 10 : Structure de coumarine (Cowan, 1999).

2.2.1.3 Biosynthèse des composés phénoliques

a) Voie Shikimate

Cette voie shikimate conduit à la formation des oses aux acides aminés aromatiques (phénylalanine et tyrosine) puis par désamination de ces derniers, aux acides cinnamiques et à

leurs très nombreux dérivés tels que les acide benzoïques ou les phénols simples (**Knaggs, 2003 ; Bruneton, 1999**).

b) Voie d'acétate malonate

Elle conduit par condensations répétées à des systèmes aromatiques ex : les chromones, les isocoumarines, et les quinones. La pluralité structurale des composés phénoliques due à cette origine biosynthétique est encore accrue par la possibilité très fréquente d'une participation simultanée du shikimate et de l'acétate à l'élaboration des composés mixtes comme les flavonoïdes, les stilbènes et les xanthones (**Bruneton, 1999**).

Une seconde voie de biosynthèse, consiste à réaliser un ensemble de noyaux aromatiques (les chromons, les isocoumarines, et les quinones) par cyclisation de chaînes polycétoniques, elles-mêmes obtenues par condensation de groupements acétate. Par exemple, l'éléuthérinol, une chromone provient de la condensation de groupements acétates (**Bruneton, 1999**).

2.2.1.4 Activité biologique de composés phénoliques

2.2.1.4.1 Activité antioxydante

Le rôle des composés phénoliques est largement montré dans la protection contre certaines maladies en raison de leur interaction possible avec de nombreuses enzymes et de leurs propriétés antioxydants (**Muanda, 2010**). Les polyphénols peuvent agir selon ces divers mécanismes : le piégeage direct des espèces réactives d'oxygène ; l'inhibition des enzymes impliquées dans le stress oxydant et la chélation des traces métalliques responsables de la production des espèces réactives d'oxygène et la protection des systèmes de défense antioxydants (**Halliwel, 1994**).

Ces actions sont attribuées à leur effet antioxydant qui est due à leurs propriétés redox en jouant un rôle important dans la destruction oxydative par la neutralisation des radicaux libres, piégeage de l'oxygène, ou décomposition des peroxydes (**Nijveldt et al., 2001**).

L'activité antioxydante assure une meilleure conservation des denrées alimentaires en empêchant la peroxydation lipidique. Dans l'industrie cosmétique, les composés phénoliques

trouvent leur application pratique en luttant contre la production des radicaux libres néfastes dans la santé et la beauté de la peau **(Belyagoubi,2011)**.

Cette relation est souvent attribuée aux puissantes activités anti-oxydantes des flavonoïdes et d'autres polyphénols associées à leurs propriétés redox permettant d'éliminer les effets d'espèces réactives de l'oxygène **(Ketsawatsakul et al., 2000)**.

2.2.1.4.2 Activité antimicrobienne

La thérapeutique des infections bactériennes se base principalement sur l'usage des antibiotiques. La prescription à grande échelle et parfois inappropriée de ces agents peut entraîner la sélection de souches multirésistantes d'où l'importance d'orienter les recherches vers la découverte de nouvelles voies qui constituent une source d'inspiration de nouveaux médicaments à base des plantes **(Billing et Sherman, 1998)**.

Les plantes synthétisent plus de 100000 petites molécules dotées pour la plupart d'une activité antibiotique. En général, cette activité est inférieure à celle exercée par les antibiotiques d'origine microbienne **(Abudunia, 2018)**.

Les plantes produisent également des composés organiques ayant une activité antimicrobienne. Ces composés présentent un intérêt parce que la résistance aux antibiotiques est devenue un problème de santé publique dans le monde entier notamment en termes de maladies d'origine alimentaire et les infections nosocomiales **(Bouchouka, 2016)**.

Les polyphénols sont doués d'activités antimicrobiennes importantes et diverses, probablement due à leurs diversités structurales. Les sites et le nombre des groupes hydroxyles sur les groupes phénoliques sont supposés être reliés à leur relative toxicité envers les microorganismes, avec l'évidence que le taux d'hydroxylation est directement proportionnel à la toxicité **(Cowan, 1999)**.

Les polyphénols notamment les flavonoïdes et les tannins sont reconnus par leur toxicité vis-à-vis des microorganismes. Le mécanisme de toxicité peut être lié à l'inhibition des enzymes hydrolytiques (les protéases et les carbohydrases) ou d'autres interactions pour

inactiver les adhesines microbiennes, les protéines de transport et d'enveloppe cellulaire (Cowan, 1999).

2.2.1.4.3 Polyphénols et cancer

Parmi les propriétés biologiques intéressantes des polyphénols, la prévention du cancer. En effet, un certain nombre de recherches menées *in vitro* et *in vivo* ont montré que les polyphénols pourraient être utilisés comme des agents de prévention des différentes maladies cancéreuses et induit une réduction du nombre de tumeurs et de leur croissance (Scalbert *et al.*, 2005).

Plusieurs mécanismes d'action ont été identifiés activité oestrogénique ou antioestrogénique, effets antiprolifératifs, induction de l'arrêt du cycle cellulaire ou de l'apoptose, prévention du stress oxydant, activité anti-inflammatoire, modification de la signalisation cellulaire (Guillamon *et al.*, 2009).

Polyphénols ont la capacité d'interrompre ou inverser le processus de cancérogenèse en agissant sur les molécules de réseau de signalisation intracellulaires impliquées dans l'initiation et / ou la promotion d'un cancer pour arrêter ou inverser la phase de progression du cancer (Link *et al.*, 2010).

2.2.1.4.4 Polyphénols et maladies cardiovasculaires

Diverses études épidémiologiques ont montré qu'il existe une corrélation inverse entre la consommation d'aliments riches en polyphénols et le risque de développement des maladies cardiovasculaires (Arts et Hollman, 2005).

Les mécanismes d'action des polyphénols, impliqués dans la prévention de ce type de pathologies, incluent l'inhibition de l'oxydation des LDL, l'inhibition de l'agrégation des plaquettes impliquée dans le phénomène de thrombose et l'inhibition de la formation de cellules spumeuses dans les aortes, ces composés limitent les risques d'infarctus du myocarde (Hollman et Katan, 1999).

2.2.1.4.5 Activité l'inflammation

L'inflammation est la réponse principale de l'organisme à une agression et qui est précisément régulée afin de limiter les atteintes possibles des structures de l'organisme. Cependant, une régulation inappropriée de ce phénomène peut conduire à un état inflammatoire chronique (**Bengmark, 2004**). Cependant, de nombreuses études ont pu montrer que les polyphénols et leurs métabolites agissaient également comme des modulateurs des voies de signalisation de l'inflammation (**Ros, 2008**). Les études menées chez l'homme sain ont montré que le suivi d'un régime riche en fruits et légumes était inversement corrélé aux marqueurs de l'inflammation (CRP, IL-6) dans le plasma (**Ros, 2008**).

Des recherches récentes ont démontré que les flavonoïdes, notamment les flavonols, peuvent prévenir de la douleur musculaire en accélérant la réparation des tissus au niveau moléculaire. De manière spécifique, ils inhibent l'enzyme NOS responsable de la synthèse de l'oxyde nitrique, qui est déclencheur chimique de l'inflammation (**Gonzalez-Gallego et al., 2010**).

2.2.1.5 Rôle des composés phénoliques dans les plantes

Les composés phénoliques peuvent intervenir dans certains aspects de la physiologie de la plante (lignification, régulation de la croissance, interactions moléculaires avec certains microorganismes symbiotiques ou parasites...), dans les interactions des plantes avec leur environnement biologique et physique (relations avec les bactéries, les champignons, les insectes, résistance aux UV); soit directement dans la nature soit lors de la conservation après récolte de certains végétaux; dans les critères de qualité (couleur, astringence, amertume, qualités nutritionnelles...) qui orientent les choix de l'homme dans sa consommation des organes végétaux (fruits, légumes, tubercules...) et des produits qui en dérivent par la transformation; dans les variations de certaines caractéristiques des végétaux lors des traitements technologiques (préparation des jus de fruits, des boissons fermentées...) pendant lesquels apparaissent fréquemment des brunissements enzymatiques qui modifient la qualité du produit fini (**Muanda, 2010**).

2.2.2 Alcaloïdes

Les alcaloïdes sont un groupe de composés qui ont la particularité de renfermer au moins un atome d'azote. De ce fait, ce sont des bases qui existent le plus souvent dans la plante sous forme de sels. A l'exception de ceux qu'on appelle parfois des pseudo-alcaloïdes (**Figure 11**) (**Zakkad, 2017**).

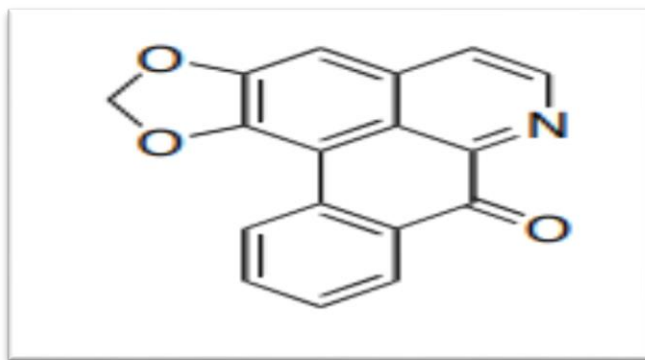


Figure 11 : Structure des alcaloïdes (**Julien, 2006**).

2.2.2.1 Activités biologiques pour les alcaloïdes

Ces alcaloïdes ont montré des propriétés biologiques intéressantes et ont fait l'objet de nombreuses études. Nous pouvons citer :

- L'inhibition de la toxicité du L-glutamate et les propriétés antioxydants pour la lavanduquinocine et les carquinostatines. ; L'inhibition de la peroxydation lipidique pour les carbazoquinocines A et B (**Muriel, 2007**).
- De nombreux autres alcaloïdes sont utilisés à des fins thérapeutiques, comme la quinine pour le traitement du paludisme, la lidocaïne ou la tétracaïne en tant qu'anesthésiques locaux, la nicotine pour le sevrage anti-tabac (**Julien, 2006**).

2.2.3 Composés terpéniques

Les composés terpéniques sont classés dans la catégorie des métabolites secondaires. Plus de 30000 molécules différentes ont été répertoriées, ces composés forment un groupe de produits naturels largement représenté et d'un intérêt chimique considérable, très diversifiés.

Les terpènes constituent un groupe de lipides présentant une grande diversité structurale. Les terpènes se répartissent dans tous les organes : fleurs, feuilles, écorces et fruits ou graines, ils sont en grande partie responsable de l'odeur suave des plantes et des fleurs et dont quelques-unes sont employées en parfumerie (Zakkad, 2017).

Les terpènes sont des hydrocarbures naturels, de structure soit cyclique soit à chaîne ouverte : leur formule brute est (C_5H_n) n est variable en fonction du degré d'insaturation de la molécule et n peut prendre des valeurs (1-8) sauf dans les polyterpènes qui peut atteindre plus de 100 (le caoutchouc). La molécule de base est l'isoprène de formule C_5H_8 (Figure 12) (Malecky, 2008).

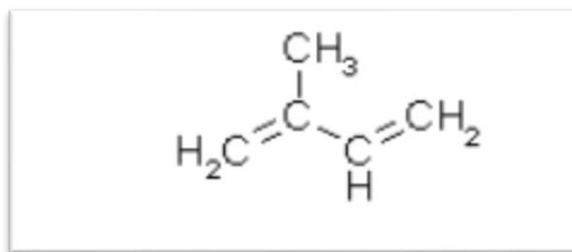


Figure 12 : Structure d'isoprène (Malecky, 2008).

2.2.3.1 Saponines

Les saponines (ou saponine) constituent un vaste groupe d'hétérosides très fréquents chez les végétaux. Ils sont caractérisés par leurs propriétés tensioactives car ils se dissolvent dans l'eau en formant des solutions moussantes (Guy, 2010).

Structuralement, les saponines peuvent être classés en deux groupes selon la nature de la génine : les saponines à génines triterpéniques, de loin les plus nombreux existant chez les angiospermes dicotylédones et chez certains animaux marins et celles à génines stéroïdiques, presque exclusivement présentes chez les angiospermes monocotylédones (Figure 13) (Guy, 2010).

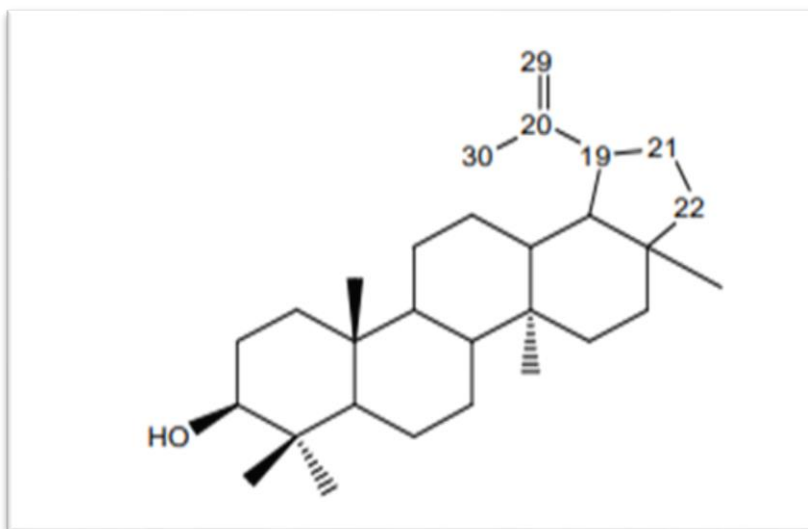


Figure 13 : Structure de squelette de lupane (Zerrouki, 2009).

2.2.3.2 Activité biologique pour les composés terpéniques

Les terpenoides ont plusieurs activités biologiques telles que antimicrobiennes, antifongiques, antiparasitaires, antivirales, antioxydantes, antiallergènes, antispasmodiques, antihyperglycémiques et antiinflammatoires (Paduch, 2007) et aussi des caractéristiques anticancéreuses de certains monoterpènes (Crowell, 2002). Linalol et Cinéol comme antiseptique (Zakkad, 2017).

Partie II.

Etude expérimentale

Chapitre 1.

Matériel et méthodes

1.1 Matériel

1.1.1 Matériels végétaux

Le matériel végétal utilisée correspond à des feuilles de l'espèce *Chenopodium murale* (**Figure 14**). La récolte s'est effectuée en septembre 2019 au niveau de commune de Taghzout (d'El Oued).



Figure 14: photographie de la plante de *Chenopodium murale* L

Le séchage s'est fait à la température ambiante, à l'abri de la lumière et de l'humidité presque de 20 jours en moyenne. Après séchage, les feuilles de la plante ont été broyées et stockées soigneusement dans un endroit sec en vue de leurs analyses

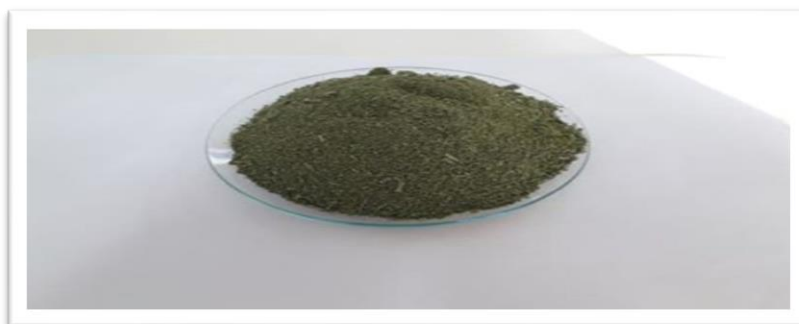


Figure 15 : photographie de plante de *Chenopodium murale* L en poudre

1.1.2 Souches microbiennes testées

Pour tester la capacité antibactérienne d'extrait des feuilles de *Chenopodium murale* un total de six souches microbiennes a été utilisé (4 bactéries et 2 fongique) comme montré dans le **tableau 4**. Les quatre bactéries sont des souches de référence de type ATCC (American Type Culture Collection), Ces souches obtenues de l'Institut de Pasteur en Algérie pour les bactéries, et les deux souches fongiques provenant du laboratoire des Produits Bioactifs et la Valorisation de la Biomasse de l'ENS Alger.

Tableau 4: Les souches microbiennes ciblées

Souche microbienne		Caractéristiques
Les bactéries		
Gram négatif	<i>Escherichia coli</i> ATCC 8737	Cette espèce appartient à la famille des Enterobacteriaceae. C'est un coccobacille, gram négatif et mobile (ciliature péritriche) (Kayser et al., 2005). C'est une bactérie aérobie ou anaérobie facultative, catalase positif et oxydase négatif (Irving et al., 2005). C'est une bactérie indicatrice de contamination fécale des eaux potables et des aliments (Kayser et al., 2005). <i>E. coli</i> est un groupe important d'agents pathogènes d'origine alimentaire qui peuvent provoquer des maladies gastro-intestinales graves chez l'homme et des complications telles que le syndrome hémolytique et urémique (SHU) (Kobori, 2004)
	<i>Salmonella typhi</i> ATCC 14028	Bacille à Gram négatif, anaérobie facultatif, habituellement mobiles grâce à une ciliature péritriche, mais des mutants immobiles peuvent exister (Bourgeois et Mescle, 1996). <i>Salmonella</i> est une bactérie de la famille des Enterobacteriaceae dont la niche écologique est le tractus intestinal des animaux et de l'homme (Panget al., 1995). Gram négatif causée une toxi-infection alimentaire (fièvre typhoïde) grave et présente dans l'eau et les aliments

		contaminés par des matières fécales (Bolou et al., 2011).
Gram Positives	<i>Bacillus subtilis</i> ATCC 6633	Classées dans le genre Clostridium à des bactéries Gram-positives, mobiles, aérobies strictes ou facultatives, habituellement présentes dans le sol. (Loison, 2013). Elle peut donner lieu à de redoutables d'une intoxication alimentaire.
	<i>Staphylococcus aureus</i> ATCC 6538	L'espèce appartient à la famille des Staphylococcaceae. L'espèce <i>S. aureus</i> est l'une des espèces redoutées du genre Staphylococcus. Ces cellules sont des coques regroupées en amas (grappes de raisin). Ce sont des Gram positif, immobiles, anaérobies facultatifs, non exigeantes (Kayser et al., 2005). Le <i>S. aureus</i> est un germe ubiquitaire et commensal présent en faible quantité dans le tube digestif et parfois au niveau de la fosse nasale d'individus sains. Bien qu'étant commensal, <i>S. aureus</i> est responsable d'un grand nombre d'infections chez l'Homme, notamment des infections cutanées (impétigos, folliculites, furoncles, panaris) et des infections des muqueuses (conjonctivites, otites, salpingites, endométrites, pneumonies) (Couderc, 2015).
Les fongique		
<i>Aspergillus carbonarius</i> M 333	A carbonarius est un champignon filamenteux noir appartenant à cette section qui colonise les grains de céréales, de cacao et de café, les fruits (contaminant majeur des raisins) ainsi que les fruits secs (Battilani et al., 2006). Elle produit L'ochratoxine A, L'ochratoxine A est une mycotoxine néphrotoxique et néphrocarcinogène qui a été détectée dans une variété de produits alimentaires (Pittet et al., 2000).	
<i>Aspergillus</i>	Parmi les champignons toxigènes les plus courants affectant la	

<i>parasiticus</i> CBS 100926	chaîne alimentaire humaine, on trouve <i>Aspergillus parasiticus</i> , Infectant les principaux produits agricoles tels que le maïs, les arachides, le coton, le sorgho et d'autres sources de graines pétrolières. <i>Aspergillus parasiticus</i> produit la mycotoxine polycétide, une aflatoxine (AF) (Trail et al., 1995 ; Payne et al., 1998 ; Sweeney et al., 1999), l'un des composés naturels les plus mutagènes et les plus cancérigènes décrits à ce jour. L'ingestion des aliments pour animaux contaminée par de l'AF a été associée à l'hépatotoxicité, la tératogénicité, l'immunotoxicité et même la mort (Dvorackova et al., 1990 et Trail et al., 1995).
--	--

1.1.3 Matériels de Laboratoire

Tableau 5:Liste des matériels de laboratoire utilisé pendant le travail.

➤ Autoclave	➤ Boîtes de pétri
➤ Etuve	➤ Verreries (bucher, erlenmeyer,
➤ Spectrophotomètre	➤ Hotte chimique
➤ Bain Marie	➤ Rota-vapeur
➤ Balance électronique	➤ Bec benzène prouvette, tubes à essai, Pipette graduée.).

1.1.4 Réactifs et produits utilisées

Ethanol (C_2H_5OH), L'eau distillée, Méthanol (CH_3OH), Acide chlorhydrique concentré, liqueur de Fehling, Solution aqueuse de ($FeCl_3$), Réactif de Mayer, Réactif de Wagner $FeCl_3$ à 2%, Réactif de Folin-Ciocalteu, Trichlorure d'aluminium ($AlCl_3$), l'acide gallique, Quercitine, DPPH, copeaux de magnésium, L'eau physiologique.

1.1.5 Milieux de culture

On utilise gélose Mueller Hinton (MH) et Sabouraud pour l'étude de la sensibilité des souches bactériennes et champignons à différentes concentrations d'extrait éthanolique.

1.2 Méthodes

1.2.1 Extraction des composés phénoliques

Pour extraire les principes actifs de *Chenopodium murale* par macération, nous avons opté pour le protocole décrit par **Romani et al., (2006)**. Elle consiste à laisser la poudre du matériel végétal en contact prolongé avec un solvant pour en extraire les principes actifs. C'est une extraction qui se fait à température ambiante et qui a l'avantage de préserver les substances thermosensibles.

Une quantité de 30 g de plante en poudre est macérée dans 300 ml d'éthanol 80% pendant 24 heures avec agitation à température ambiante et à l'abri de la lumière. Le mélange obtenu est filtré sur papier filtre, la macération est répétée trois fois. Le filtrat est collecté à chaque fois, puis les filtrats sont évaporés à l'aide d'un rotavapeur à 45° C.

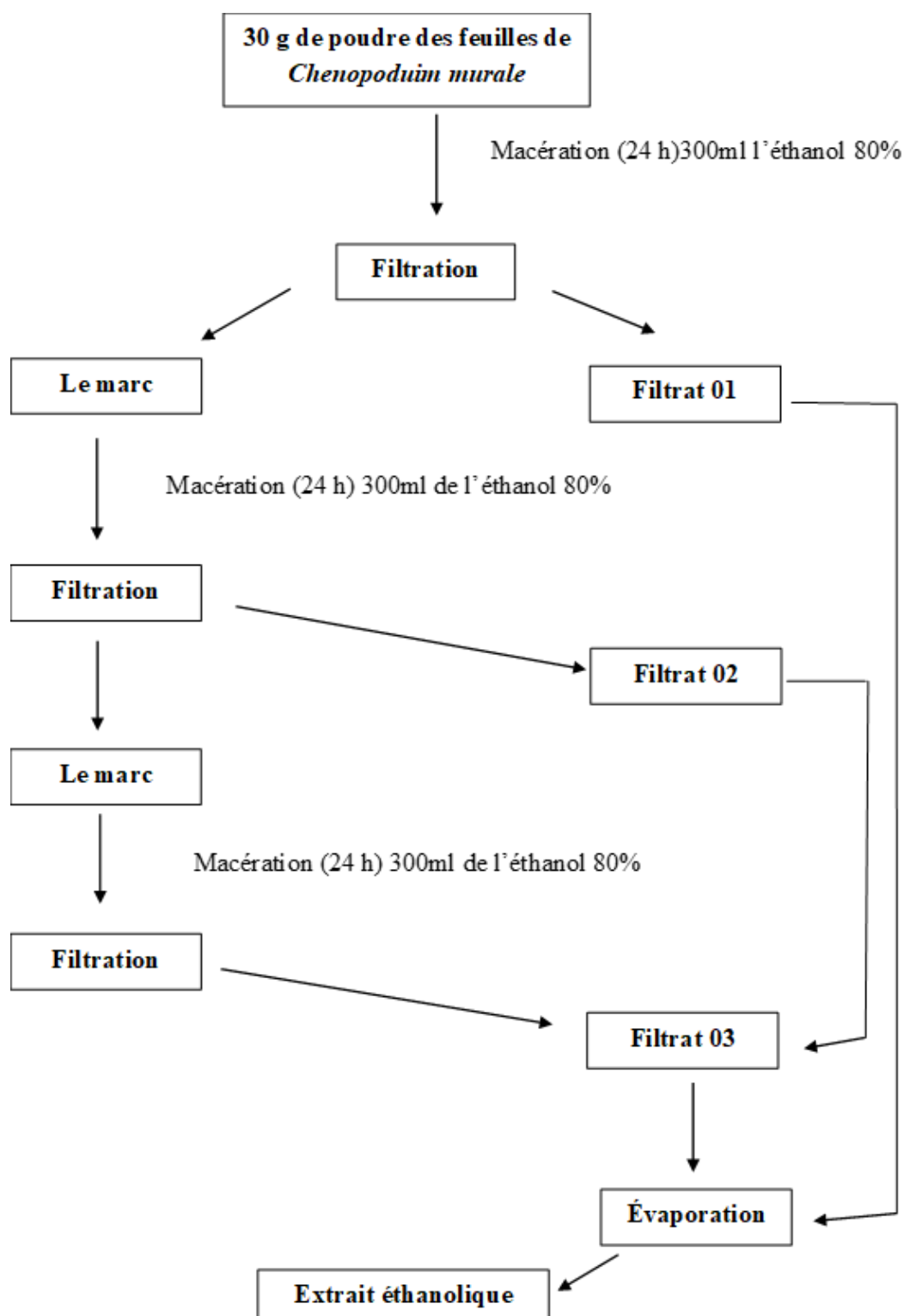


Figure 16 : Protocole d'extraction des polyphénols à partir des feuilles de *Chenopodium murale*

1.2.2 Détermination de rendement

Le rendement des extraits secs des feuilles de *Chenopodium murale* sont calculés par la formule suivante :

$$\text{Rendement (\%)} = [(P1 - P2) / P3] * 100$$

P1 : poids du ballon après évaporation ;

P2 : poids du ballon vide ;

P3 : poids de la matière végétale de départ.

1.2.3 Tests phytochimiques

Les tests phytochimiques ont été réalisés sur l'extrait végétal obtenues par macération, en utilisant des réactifs spécifiques. Le screening phytochimique nous a permis de mettre en évidence la présence de métabolites secondaires au niveau des tissus végétaux. Les tests de caractérisation sont basés en partie sur l'analyse qualitative, soit sur la formation de complexes insolubles en utilisant les réactions de précipitation, soit sur la formation de complexes colorés, en utilisant des réactions de coloration (**Bentabet-lasgaa, 2015 ; Badiaga,2011**).

1.2.3.1 Polyphénols

On ajoute 1 goutte d'une solution aqueuse de (FeCl₃) à 2% à 2 ml d'extrait, la couleur bleu-noirâtre ou noire indique la présence des phénols (**Habibou et al,2018**)

1.2.3.2 Tanins

A un volume de 5 ml d'extrait, 1ml d'une solution aqueuse de FeCl₃ à 2%. Une couleur bleue ou verte indique la présence de tanins (**Dohou et al., 2003**).

1.2.3.3 Flavonoïdes

La détection des flavonoïdes se fait par l'ajout de 1 ml d'acide chlorhydrique concentré (HCl) et 3 copeaux de magnésium à 1 ml l'extrait. La présence de d'une coloration rouge, orange ou jaune indique la présence des flavonoïdes (**Najaa et al., 2011**)

1.2.3.4 Saponosides

À 2 ml d'extrait, sont ajoutés 2 ml d'eau distillée chaude, agiter pendant 15 secondes et laisser le mélange au repos pendant 15 min. L'apparition d'une mousse persistante, d'au moins 1 cm de hauteur pendant 15 minutes indique la présence de saponosides (**Koffi, 2009**)

1.2.3.5 Alcaloïdes

Dans deux tubes à essai, introduire 1ml de l'extrait à analyser. Acidifier le milieu par quelques gouttes de HCl et ajouter quelques gouttes de réactif de Mayer dans le premier tube (**Hakim et al., 2014**) et quelques gouttes de réactif de Wagner dans le second tube. L'apparition d'un précipité blanc ou brun, respectivement révèle la présence d'alcaloïdes (**Habibou et al., 2018**)

1.2.3.6 Sucres réducteurs

A un volume de 5 ml d'extrait, 1 ml de liqueur Fehling, puis on chauffe les tubes contenant les mélanges au bain marie à 40°C, rouge brique indique la présence de sucres réducteurs (**Yves-Alain et al., 2007**)

1.2.4 Analyse quantitative

1.2.4.1 Dosage de poly phénols totaux (PPT)

Le dosage des polyphénols totaux a été effectué selon la méthode de Folin-Ciocalteu (FC) (**Mahmoudi, 2013**). Le réactif utilisé, est constitué d'un mélange d'acide phosphotungstique ($H_3PW_{12}O_{40}$) et d'acide phosphomolybdique ($H_3PMo_{12}O_4$) de couleur jaune. Le principe de la méthode est basé sur l'oxydation des composés phénoliques par ce réactif, qui entraîne la formation d'un nouveau complexe d'oxydes métalliques de tungstène et de molybdène de couleur bleu. L'intensité de la coloration est proportionnelle à la quantité de polyphénols présents dans les extraits végétaux. (**Saffidine, 2015**).

On met 100 µl d'extrait sont mélangés avec 500 µl du réactif FC et 400 µl de Na₂CO₃ à 7,5 % (m/v). Le mélange est agité et incubé à l'obscurité et à température ambiante pendant dix minutes et l'absorbance est mesurée à 760 nm par un spectrophotomètre UV (Perkin Elmer). Les résultats sont exprimés en mg équivalent acide gallique par g de matière végétale sèche en se référant à la courbe d'étalonnage de l'acide gallique.

1.2.4.2 Dosage de Flavonoïdes (FVT)

La méthode du trichlorure d'aluminium est utilisée pour quantifier les flavonoïdes. 1 ml de chaque échantillon ou du standard (quercétine), dilués dans le méthanol, est ajouté à 1 ml de la solution d'AlCl₃ (2% dans le méthanol). Après 10 min d'incubation, l'absorbance est lue à 430 nm par un spectrophotomètre UV-visible.

Les concentrations des flavonoïdes des différents extraits sont déduites à partir de la gamme d'étalonnage (0-40 µg/ml), établie avec la quercétine, et sont exprimées en microgrammes équivalents de quercétine par milligramme d'extrait (µg EQ/mg d'extrait). (Saffidine,2015).

1.2.5 Evaluation des activités biologiques

1.2.5.1 Activité antioxydante

Pour étudier la capacité d'antioxydant d'extrait de *C. murale*, le test au DPPH a été utilisé. Cette méthode permet de suivre spectrophotométriquement la cinétique de décoloration de radical DPPH (2,2'-diphenyl-1-picrylhydrazyl) de couleur violette à 517 nm (Boumarfegue *et al.*, 2012).

Plusieurs facteurs peuvent entrer en jeu lors de la réaction, en particulier les conditions de la réaction (temps, rapport antioxydant/DPPH•, type de solvant, pH). Le test s'effectue à température ambiante afin d'éviter tout risque de dégradation thermique des molécules thermolabiles. (Miller *et al.*,1995).

Une solution de DPPH méthanolique (0.024 mg/ml) est préparée extemporanément. 2,4 mg de DPPH est dans 100 ml de méthanol.

Le test consiste à mélanger, dans un tube à hémolyse en verre, 50 µl de chacune des différentes concentrations d'extrait (8 mg/ml, 6 mg/ml, 4 mg/ml, 2 mg/ml, 1 mg/ml) ou standard (quercétine, vitamine C), avec 1.95 ml de DPPH. L'absorbance est mesurée à 517 nm après avoir laissé incuber la réaction, à l'obscurité, pendant 30 minutes.

Le pourcentage d'inhibition (I %) du radical DPPH par l'extrait a été calculé selon l'équation suivante :

$$\text{Activité antiradicalaire \%} = [(\text{Abs contrôle} - \text{Abs échantillon}) / \text{Abs contrôle}] \times 100$$

Abs contrôle : absorbance en absence de l'inhibiteur (contrôle négative)

Abs échantillon : absorbance en présence de l'inhibiteur (échantillon)

Les concentrations de l'antioxydant standard (vitamine C) est comprises entre 0 et 0,1 mg/ml.

IC50 : Concentration de l'extrait nécessaire pour réduire à 50% la concentration initiale du radical DPPH, les IC50 sont calculés à partir de la partie linéaire des courbes de pourcentage d'inhibition en fonction de la concentration des différents composés à tester. La valeur de la IC50 est exprimée en mg/ml (**Molyneux, 2004**).

1.2.5.2 Activité antimicrobienne

Les souches utilisées pour déceler l'activité antimicrobienne d'extrait de *Chenopodium murale* font partie de quatre bactéries (*Staphylococcus Aureus*, *Escherichia coli*, *Bacillus subtilis*, *Salmonella typhimurium*) et deux champignons (*Aspergillus carbonarius*, *Aspergillus parasiticus*).

Afin d'évaluer l'activité antimicrobienne d'extrait de la *Chenopodium murale*, nous avons utilisé la méthode de diffusion en milieu gélosé (antibiogramme) à partir d'une gamme de concentrations (20mg/ml; 10mg/ml; 5mg/ml, 1mg/ml) d'extrait éthanolique. (**Boudjouref, 2011**) La technique utilisée pour ce test est celle décrite par Marie et al., (1998). Il s'agit de la diffusion sur gélose (méthodes des disques) dont le principe est la détermination de la sensibilité ou la résistance des souches microbiennes vis-à-vis des différents extraits.

Cette méthode s'effectue par un dépôt des disques stériles de 6 mm de diamètre, imbibés de l'extrait à tester, sur une gélose préalablement coulée dans une boîte de Pétri et ensemencée du micro-organisme à tester.

Après incubation l'évaluation du pouvoir antibactérien de l'extrait se fait par la mesure du diamètre de la zone d'inhibition, qui se traduit par un halo clair autour du disque absorbant.

a) Les milieux de culture

Selon les méthodes utilisées dans l'essai et selon les souches, nous avons utilisé les milieux suivants :

- ✓ La gélose nutritive pour l'isolement et l'entretien des souches bactériennes ;
- ✓ La gélose Mueller Hinton pour l'étude de la sensibilité des bactéries aux différents extraits *Chenopodium murale*
- ✓ La gélose Sabouraud : milieu pour l'étude de la sensibilité des souches fongiques (Boudjouref ,2011).

b) Revivification des souches bactériennes

La revivification des souches est une étape nécessaire avant leur utilisation car leur activité biologique est nulle. Donc, elle a pour but l'obtention d'une culture jeune et pure. Elle consiste à ensemencer en stries la surface de la gélose nutritive préalablement coulée et solidifiée dans les boîtes de Pétri quelques colonies des souches conservées. Les boîtes de Pétri renfermant chacune une souche de bactérie sont incubées à 37°C pendant 24 h.

c) Préparation des disques

Des disques de 6 mm de diamètre sont découpés du papier Wattman et stérilisés dans un autoclave pendant 20 min à 120°C, après ils sont séchés dans l'étuve.

d) Préparation de l'inoculum

A partir des cultures jeunes préparées, on prélève quelques colonies des bactéries dans 5 ml d'eau physiologique stérile à 0.9 %. On agite ensuite les tubes au vortex pendant quelques secondes.

e) Préparation des milieux de culture avec des suspensions bactériennes

Cette étape consiste à liquéfier le milieu de culture Mueller-Hilton dans un bain marie, puis, on coule aseptiquement les milieux en surfusion dans des boîtes de Pétri à 4 mm par boîte. On laisse refroidir et solidifier sur la paillasse puis, on réalise l'ensemencement par écouvillonnage à l'aide d'un coton-tige stérile contenant des suspensions microbiennes et on verse en tournant la boîte (**Joly et Reynaud, 2003**).

f) Application

Les disques stériles sont imprégnés de différentes solutions d'extrait préalablement dissouts dans le diméthylsulfoxyde (DMSO).

À l'aide d'une pince stérile les disques sont déposés à la surface d'un milieu ensemencé étalé) par une suspension microbienne.

Après diffusion, les boîtes sont incubées pendant 18 à 24 heures à 37 °C pour les bactéries et pendant 72 heures à 30 °C pour les champignons. Après l'incubation l'effet d'extrait se traduit par l'apparition autour de disque d'une zone circulaire transparente (en mm) correspondant à l'absence de la croissance. Plus le diamètre de cette zone est grand plus la souche est sensible.

Les tests ont été répétés avec des disques imprégnés dans le DMSO sont aussi utilisés (témoins négatifs). Toutes les déterminations sont faites en triplette (**Joly et Reynaud, 2003**).

Chapitre 2.

Résultats et Discussion

Dans notre étude, nous avons déterminés le rendement d'extraction des composés phénoliques des feuilles de l'espèce *Chenopodium murale* L. par macération, nous avons fait un test phytochimique, le dosage des composés phénoliques totaux (PPT), flavonoïdes totaux (FVT). Pour étudier activité biologique d'extrait éthanolique nous avons évalué la capacité antioxydante par test DPPH et l'activité antimicrobienne.

2.1 Rendement d'extraction

Le plante *Chenopodium murale* a été soumise à l'extraction par macération à des feuilles, nous a permis d'obtenir un extrait de couleur vert avec un rendement d'extraction de 14,73 %.

Les travaux **Martinez (2010)** qui trouve de rendement d'extraction d'ordre de 16,1 % à partir de parties aériennes de C. murale, légèrement supérieur par rapporte notre résultat.

D'autre part, **Muhammad et al., (2016)** a trouvé le rendement d'extraction méthanoïque de 7.3% à fruits de *Chenopodium murale* L, c'est moins que nos résultats. Dans une étude par **Negin et al., (2017)** concernant d'autres espèces de mêmes famille Chénopodiacée, le rendement en éthanol d'extrait de parties aériennes *Chenopodium album* 5,15%.

La différence des techniques d'extractions utilisées affecte le taux total en phénols et flavonoïdes (**Lee et al., 2003**).

Le rendement de l'extraction varie en fonction de l'espèce végétale, l'organe utilisé dans l'extraction, les conditions de séchage, le contenu de chaque espèce en métabolites et l'origine géographique de la plante, la nature du solvant, les facteurs climatiques. L'utilisation d'un mélange hydroalcoolique comme solvant donne des résultats satisfaisants dans un processus d'extraction (**Smith et al., 2005 ; Perva-Uzunalic et al., 2006 ; Mohammadi, 2012**).

2.2 Tests phytochimiques

L'analyse qualitative d'extrait qui a pour but la mise en évidence la présence de certains types de métabolites secondaires, a été faite par des réactions de colorations en tubes à essai.

Tableau 6: Résultats du screening phytochimique de plante étudiée.

Métabolites secondaires	Réaction	Résultats
Polyphénols	FeCl ₃	+
Tanins	FeCl ₃	+
Flavonoïdes	Mg ⁺⁺	+
Saponosides	Test de mousse	+
Sucres réducteurs	Liqueur Fehling	-
Alcaloïdes	Wagner	+
	Mayer	

- : absence

+ : présence

Les résultats des tests phytochimiques réalisée sur la plante *Chenopodium murale L* sont confirmés par les travaux de **Khan et al., (2019)** sur l'extrait éthanolique de feuille, à savoir la présence de certaines familles chimiques (phénols, flavonoïde, tannins, saponines).

Des données sur la composition chimique de *Chenopodium murale L* sont données contenait de la saponine, tanin et l'alcaloïdes, flavonoïde (**Verma et Agarwal, 1985**).

Dans travaux **Abbas et al., (1997)**, les alcaloïdes ont été trouvés dans *Chenopodium murale*. Également confirmé par **Omer et al., (2017)** la présence phénol, flavonoïdes dans les feuilles de *Chenopodium murale L*.

Les polyphénols ont été montré réduisent la progression de l'athérosclérose en améliorant le profil lipidique en augmentant le HDL, en réduisant le LDL et le cholestérol total. En plus, ils ont un effet sur la pression sanguine, la rigidité artérielle, le cholestérol sanguin et l'agrégation plaquettaire (**Forbes-Hernandez et al., 2017**).

Les alcaloïdes occupent une place très importante parmi les métabolites secondaires. Ces composées possèdent un large panel de propriétés médicinales. Certains alcaloïdes sont antimicrobiens (**Omulokoli et al., 1997**) ou/et employés pour traiter certains cancers.

Les applications des drogues à tanins sont assez restreintes et découlent de leur affinité pour les molécules protéiques. Par voie externe, elles imperméabilisent les couches les plus externes de la peau et des muqueuses, protégeant ainsi les couches sous-jacentes ; elles ont aussi un effet vasoconstricteur sur les petits vaisseaux superficiels. Par voie interne, ils exercent un effet anti-diarrhéique certain. Quelle que soit la voie d'administration, l'effet antiseptique, antibactérien et antifongique clairement démontré de ces molécules est intéressant (diarrhée infectieuses, dermatites) (**Bruneton, 2009**).

Les flavonoïdes souvent présentés comme anti-inflammatoire, antiallergique, hépatoprotecteur, antispasmodique, hypocholestérolémiant, diurétique, antibactérien, antiviraux in vitro (**Bruneton, 2009**). Ce sont des pigments quasiment universels des végétaux. Ils interviennent aussi dans les processus de défense contre le rayonnement UV, les herbivores et les attaques microbiennes (**Sahli, 2017**).

Les saponosides sont habituellement hémolytiques. Cette propriété est attribuée à leur interaction avec les stérols de la membrane érythrocytaire. Il est également assez fréquent que ces molécules aient une très forte activité spermicide, logiquement corrélée avec l'activité hémolytique. In vivo, bon nombre de saponosides assurent la défense du végétal contre l'attaque microbienne ou fongique. Quasiment dépourvus d'activité antibactérienne, les saponosides sont parfois actifs, in vitro, sur des virus (**Bruneton, 2009**).

2.3 Analyse quantitative

2.3.1 Dosage de polyphénols totaux

La détermination de la teneur en phénols totaux dans l'extrait de *Chenopodium murale* est estimée par la méthode de Folin- Ciocalteu (**Li et al., 2007**). La mesure de l'absorbance d'une solution d'acide gallique, pris comme standard, à différentes concentrations, nous a permis de tracer une courbe d'étalonnage dans **figure 01**.

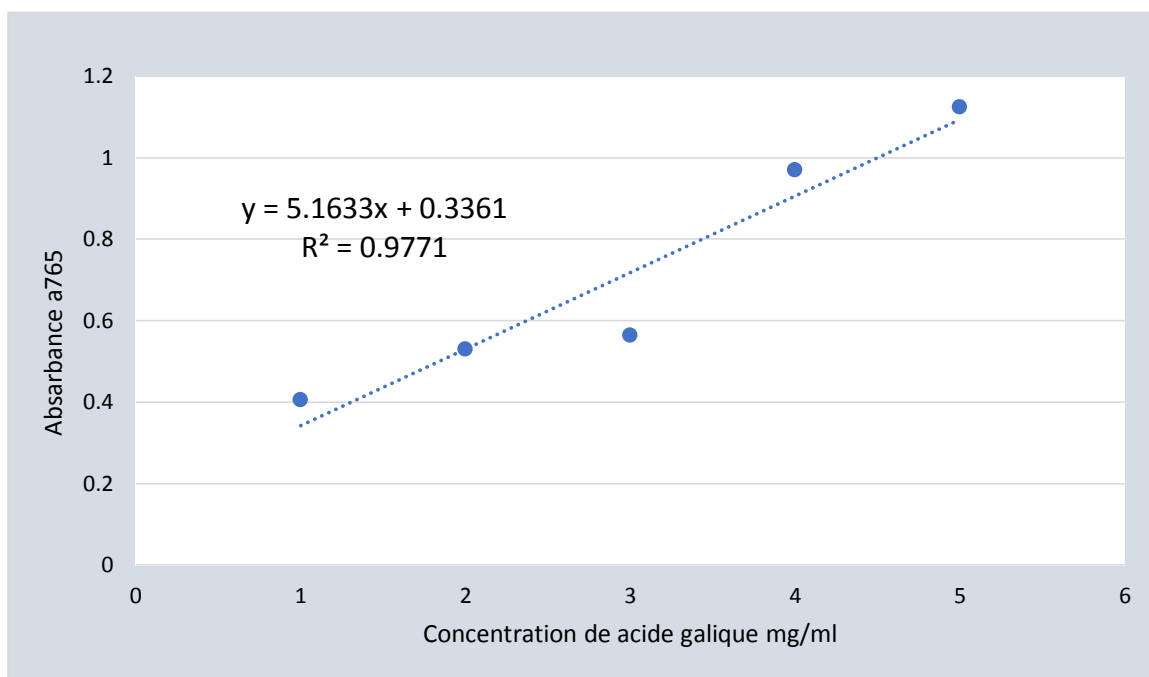


Figure 17: La courbe d'étalonnage de l'acide gallique.

Les résultats de dosage des polyphénols révèlent que les feuilles de *Chenopodium murale* possèdent une quantité d'ordre de $33,68 \pm 1,53$ mg EAG/g d'extrait. Ces résultats sont en accord avec les valeurs de **Martinez et al., (2010)** sur la partie aérienne de *Chenopodium murale* ($30,6 \pm 0,9$ mg EAG /g). Par contre les résultats de **Mosaad et al., (2013)** est très élevé ($74,9 \pm 0,23$ mg EAG /g MS) par rapport notre résultat.

Les résultats trouvés par **Khan et al., (2019)** pour l'extrait de tige, l'acétate d'éthyle présent un taux de polyphénols de $69,7 \pm 0,2$ mg EAG /mg MS par rapport le cyclohexane qui extrait faiblement les polyphénols $16,7 \pm 0,2$ mg EAG /g MS dans *Chenopodium murale L.*

Dans une étude concernant d'autres espèces de mêmes famille Chénopodiacee menée par **Laghari et al., (2011)** sur le dosage de polyphénol, ils ont été notés que l'extrait méthanoïque de *C. album* donne le résultats ($3,160 \pm 0,2$ mg EAG/g MS) est faible par rapport notre résultat.

La méthode de Folin-Ciocalteu a été choisie pour doser les polyphénols pour plusieurs raisons : c'est une méthode qui satisfait aux critères de faisabilité et de reproductibilité, la disponibilité du réactif de Folin et la méthode est bien standardisée, la grande longueur d'onde d'absorption du chromophore qui permet de minimiser les interférences avec la matrice d'échantillon qui est souvent coloré, c'est un test largement pratiqué dans les laboratoires de recherche d'antioxydants alimentaires à travers le monde (**Huang et al., 2005**).

Les plantes de la même espèce qui se développent dans des environnements différents peuvent avoir des concentrations en métabolites secondaires différentes (**Radušienė et al., 2012**). On peut dire que les facteurs environnementaux : la température, la géographie, la durée du jour et les éléments nutritifs, sont des facteurs décisifs dans la biosynthèse des métabolites secondaires (**Zhi-lin et al., 2007 ; Raigón et al., 2008 ; Chatterjee et al., 2013**).

La variabilité des teneurs en polyphénols chez ces espèces végétales est du probablement à la composition phénolique des extraits (**Hayouni et al., 2007**), aux facteurs génotypiques (**El-Waziry, 2007**), les conditions biotiques : espèce, organe et l'étape physiologique. Également le degré de maturation de la plante et la dure de stockage ont une forte influence sur le contenu en polyphénols (**Agang et Mosae, 2001**). Les molécules synthétisées en réponse à une attaque par des agents pathogènes peuvent être des éliciteurs qui ont un rôle d'activation de gènes (**Zabetakis et al., 1999**).

Selon **Rhazi et al., (2015)** la progression de temps d'extraction peut diminuer le rendement de l'extrait et cela peut être dû à la dégradation de certaines substances naturelles comme les polyphénols.

La méthode de macération est influencée par une série de facteurs incluant la nature du matériel végétal, la concentration en solutés de l'échantillon, la nature du solvant, la durée

d'extraction. La macération commence avec le choix d'un solvant d'extraction adéquat. Après une étape de diffusion du solvant à l'intérieur des cellules végétales le processus continue avec la solubilisation de composés bioactifs qui vont migrer de la matrice végétale vers le solvant environnant jusqu'à ce que l'équilibre de partage de concentration soit atteint Cette méthode a plusieurs avantages : utilisation de mélange de solvants, contrôle de la température d'extraction et maintien des molécules thermosensibles (Handa, 2008 ; Azmir *et al.*, 2013).

L'éthanol et l'eau sont les solvants les plus utilisés pour des raisons d'innocuité, de toxicité, de qualité et d'abondance. De plus, l'éthanol est un bio-solvant qui peut être généré par la fermentation de plusieurs matières premières contenant du sucre ou de l'amidon, avec des possibilités de recyclage. (Hichri, 2019).

2.3.2 Dosage des flavonoïdes

Le dosage de flavonoïdes déterminée par la méthode au trichlorure d'aluminium (AlCl_3) pour l'extrait a été rapportée en mg équivalent de quercétine par g d'extrait.

Les résultats de la courbe d'étalonnage de quercétine sont représentés dans la **Figure 02**.

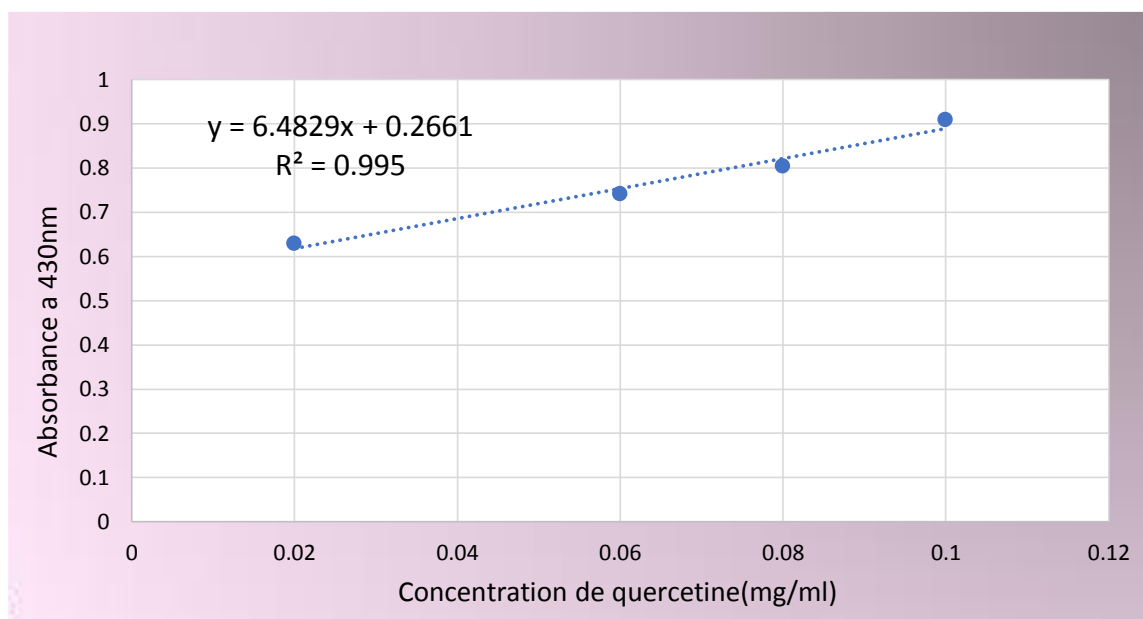


Figure 18 : La courbe d'étalonnage de la quercétine

Les résultats de dosage montrent que les feuilles de *Chenopodium murale* contiennent un taux de flavonoïdes de moyenne de $5,57 \pm 0,54$ mg EQ/g E. Ces résultats sont moins importants par rapport aux résultats publiés par **Mosaad et al., (2013)** des extraits éthanoliques des feuilles ($12,77 \pm 0,07$ mg ER/mg).

Le résultat trouvé par **Martínez et al., (2010)** est très élevé par rapport à notre résultat ($15,8 \pm 0,1$ Mg EQ/g MS).

La teneur en flavanol et en flavone des aliments végétaux est fortement influencée par des facteurs tels que la variation du type de croissance, la saison, le climat et le degré de maturité (**Lugasi et al., 2003**).

La solubilité des composés phénoliques est influencée par le type de solvant (polarité) utilisé, le degré de polymérisation des composés phénoliques et l'interaction des composés phénoliques avec d'autres constituants alimentaires et la formation de complexes insolubles. Ainsi, il n'existe pas de procédure uniforme ou totalement satisfaisante convenant à l'extraction de tous les polyphénols ou d'une classe spécifique de composés phénoliques dans les matériaux végétaux (**Naczek et Shahidi, 2004 ; Djenidi, 2019**).

L'extraction des composés phénoliques à des températures élevées (valeur supérieure 80 °C) affecte la stabilité des composés en raison de la dégradation chimique et enzymatique et/ou des pertes par décomposition thermique (**Moure et al., 2001 ; Kiassos et al., 2009**).

2.4 Evaluation des activités biologiques

2.4.1 L'activité antioxydante

Test de piégeage du radical libre DPPH : L'activité antioxydante de l'extrait éthanolique de *Chenopodium murale* L., et de l'antioxydant standard (acide gallique) vis-à-vis du radical DPPH, qui possède une bande d'absorbance à 517 nm selon la méthode de **Brand-Williams et al., (1995)**.

Les résultats des pourcentages d'inhibitions d'acide gallique, d'acide ascorbique et d'extrait sont représentés dans la **figure 03, 04 et 05**, respectivement.

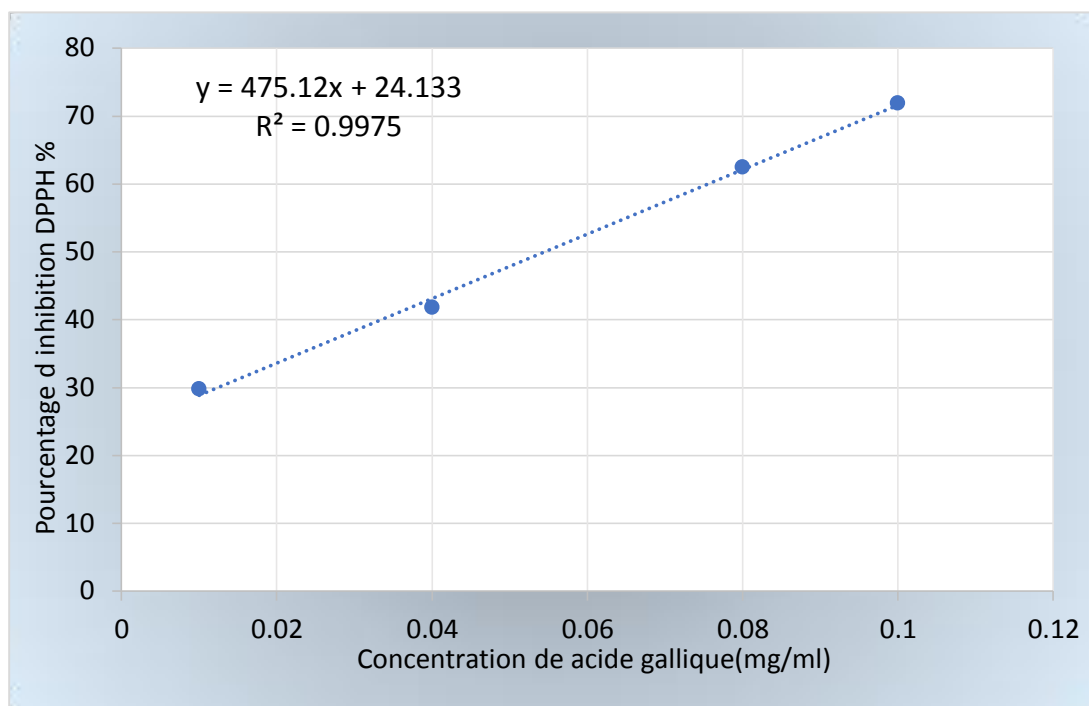


Figure 19 : Résultat du pourcentage de l'inhibition de DPPH par l'acide gallique

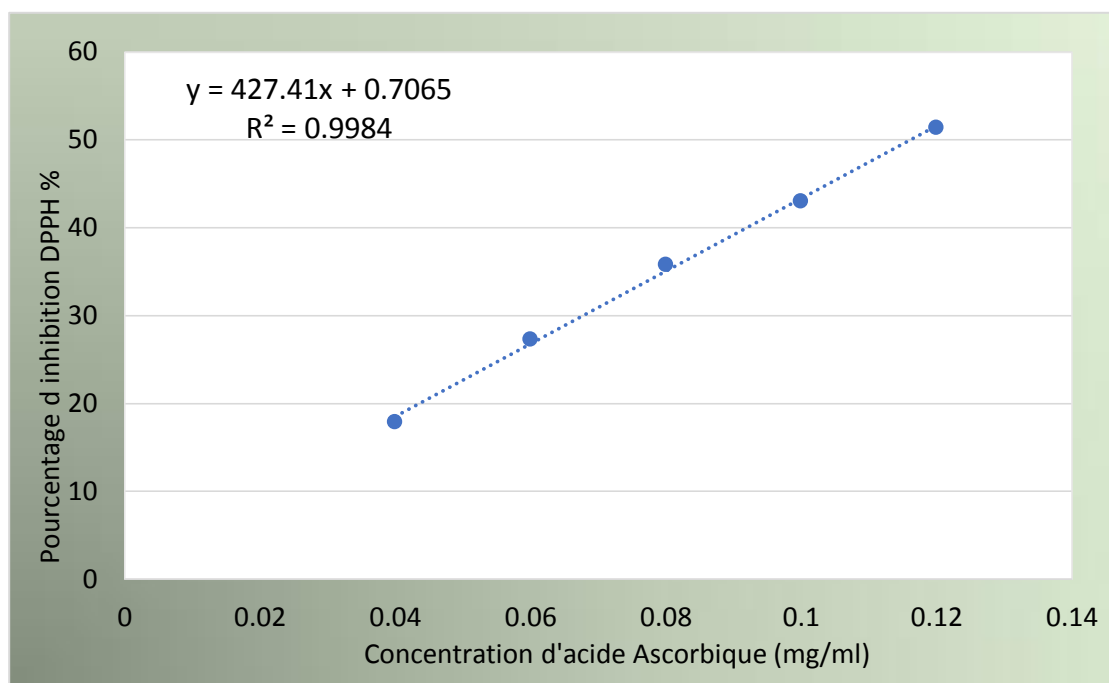


Figure 20 : Résultat du pourcentage d'inhibitions de DPPH par l'acide ascorbique.

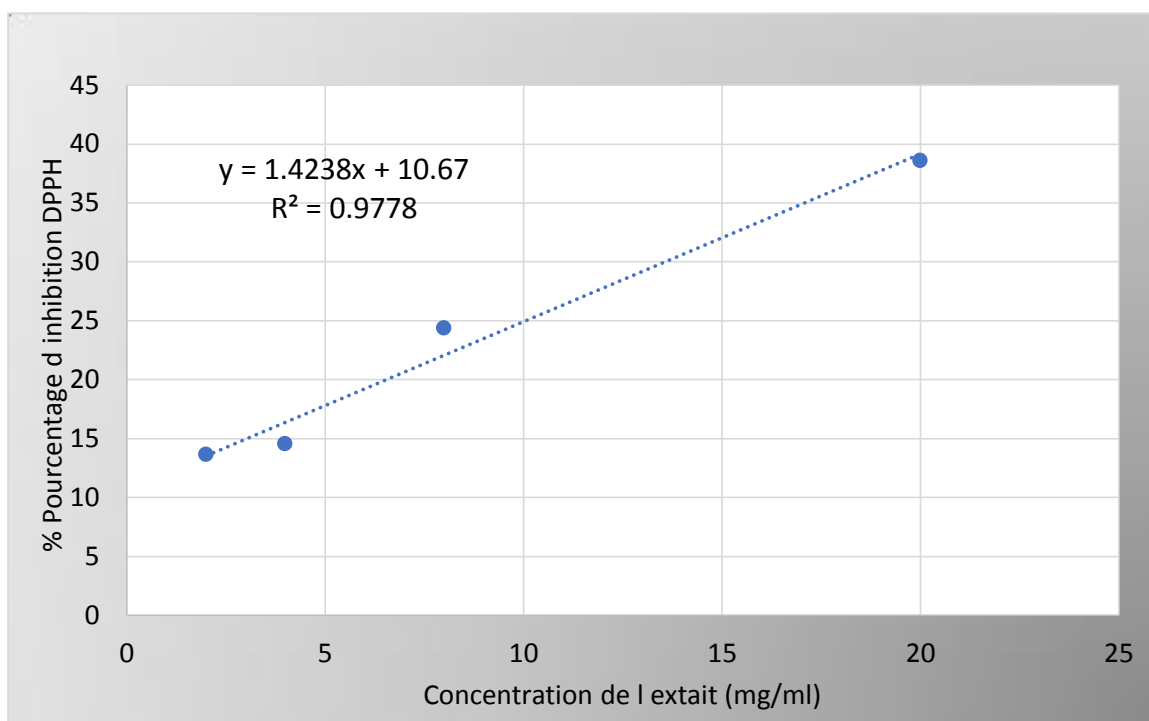


Figure 21 : Résultat du pourcentage d'inhibitions de DPPH par l'extrait de *C. murale*.

La **Figure 6** présente les résultats de l'activité antiradicalaire de l'extrait éthanolique des feuilles de *Chenopodium murale*, montrent que cet extrait possède un IC_{50} d'ordre de $23,43 \pm 0,288$ mg/ml, cette valeur est plus élevée que celle enregistrée par l'acide gallique ($0,054 \pm 0,010$ mg/ml) et l'acide ascorbique ($0,11 \pm 0,001$ mg/ml).

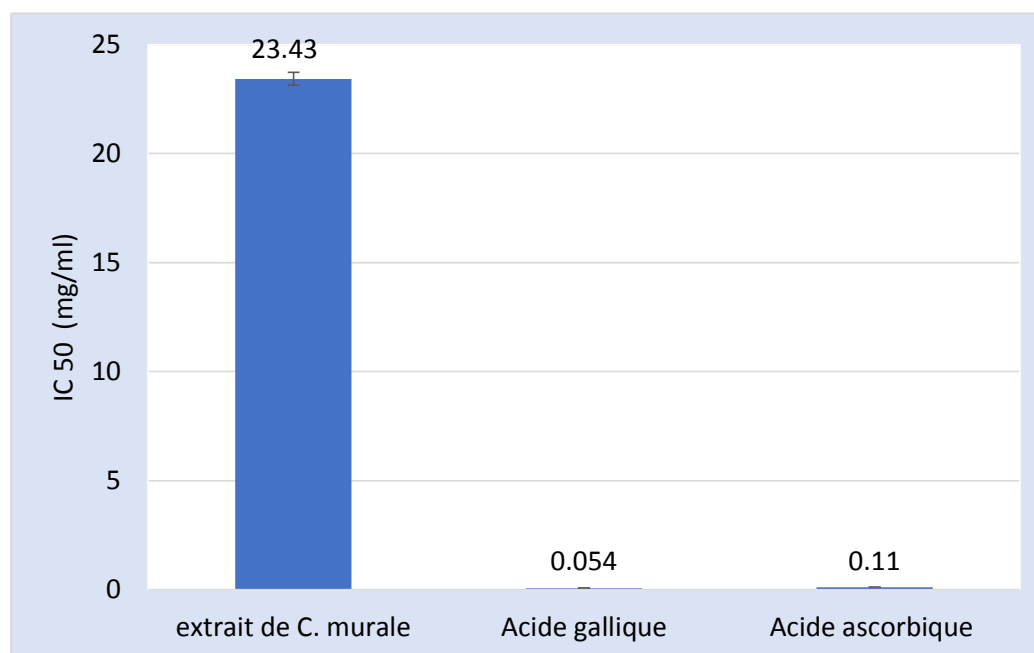


Figure 22: Histogramme des résultats de concentrations inhibitrices 50 % de DPPH.

La méthode d'inhibition radical DPPH est très utilisée dans l'évaluation de la capacité des extraits de plantes à réduire l'effet des substances oxydantes (**Gabriela *et al.*, 2013**). Selon **Kasangana *et al.*, (2015)**, la capacité antioxydante du piègeur du radical libre DPPH est attribué à sa capacité à fournir de l'hydrogène à ce radical afin de le stabiliser.

Les extraits présentent un potentiel antiradicalaire qui leur permettrait de jouer un rôle bénéfique en termes d'action préventive très importante pour la santé humaine et animale (**Sabu et Kattan, 2002**).

L'activité antiradicalaire de l'acide ascorbique et l'acide gallique est significativement supérieure à celle obtenues par les feuilles de *Chenopodium murale*. On compare nos résultats avec celle trouvée par **Mosaad *et al.*, (2013)** qui montre l'IC₅₀ d'extrait méthanoïque de cette plante est de l'ordre de $12,63 \pm 0,15$ mg/ml.

Notre extrait, présentent une activité inférieure, malgré que le contenu en composés phénoliques est important, cela est due généralement à la synergie entre les différents composés antioxydants existants (**Attou, 2011**).

La structure chimique, le nombre et la distribution des groupements hydroxyles de ces composés phénoliques peuvent piéger et neutraliser les radicaux libres, inhiber les enzymes responsables de la formation des radicaux libres ou chélater les ions métalliques (**Perron et Brumaghin, 2009 ; Spridon et al., 2011**).

Emam, (2011) a rapporté que les plantes de la famille des Chénopodiacée sont des composés phénoliques et flavonoïdes riches et induisent des potentiels antioxydants. (**Nsimba et al., 2008**) ont rapporté une activité antioxydante plus élevée à d'autres épices de la famille des Chénopodiacée, à savoir le *chenopodium quinoa* et le *chenopodium album*.

Le radical DPPH est souvent utilisé comme un indicateur pour tester la capacité de l'extrait à donner un atome d'hydrogène ou un électron et donc l'activité antioxydante (**Rice-Evans et al., 1995 ; Koleva et al., 2002 ; Tepe et al., 2005**). Les polyphénols et flavonoïdes sont des excellents antioxydants dont la propriété oxydo-réductrice permet d'agir comme agent réducteur, donateur d'hydrogène et inhibiteurs de l'oxygène (**Pietta, 2000 ; Médart, 2009**).

Récemment, l'intérêt pour de nouvelles sources végétales d'antioxydants naturels (**Suhaj, 2004**). Tandis que L'utilisation des molécules antioxydantes de synthèse est actuellement remise en cause en raison des risques toxicologiques potentiels (**Bougandoura et Bendimerad, 2013**)

En effet, les antioxydants naturels font l'objet de nombreuses recherches et une nouvelle haleine vers l'exploitation des métabolites secondaires généralement et les polyphénols particulièrement tant dans la santé et vis-à-vis des maladies comme cancer, des maladies inflammatoires et cardiovasculaires, ils sont également utilisés comme additifs en industrie agroalimentaire, pharmaceutique et cosmétique (**Suhaj 2004 ; Vârban et al., 2009**).

2.4.2 L'activité antibactérienne

L'activité antimicrobienne de l'extrait éthanolique de *Chenopodium murale*, est testée vis-à-vis de quatre souches bactériennes et deux souche fongique via la méthode de diffusion sur disque.

Bacillus subtilis, *Salmonella typhi* et *A. parasiticusn* ont montré aucun effet inhibiteur à la croissance microbienne par l'extrait de *Chenopodium murale* L., mais qu'elles ont montré la sensibilité vis-à-vis de la Gen120, Pen 10, les résultats sont démontrés dans le **tableau (6)**.

Tableau 7: Diamètre de la zone d'inhibition d'extrait de feuilles de *Chenopodium murale* contre les microorganismes pathogènes humaines.

Extrait	Dose (mg/ml)	Diamètre de la zone d'inhibition (mm)		
		<i>Bacillus subtilis</i>	<i>Salmonella typhi</i>	<i>A. parasiticusn</i>
Chenopodium murale	1	6	6	6
	5	6	6	6
	10	6	6	6
	20	6	6	6
Gen120	/	27,33	26	6
Pen 10	/	6,66	8	6
DMSO	/	6	6	6

2.4.2.1 Etude de l'effet d'extrait contre *Staphylococcus aureus*

Les diamètres des zones d'inhibition contre *Staphylococcus aureus* sont indiqués dans la figure 23.

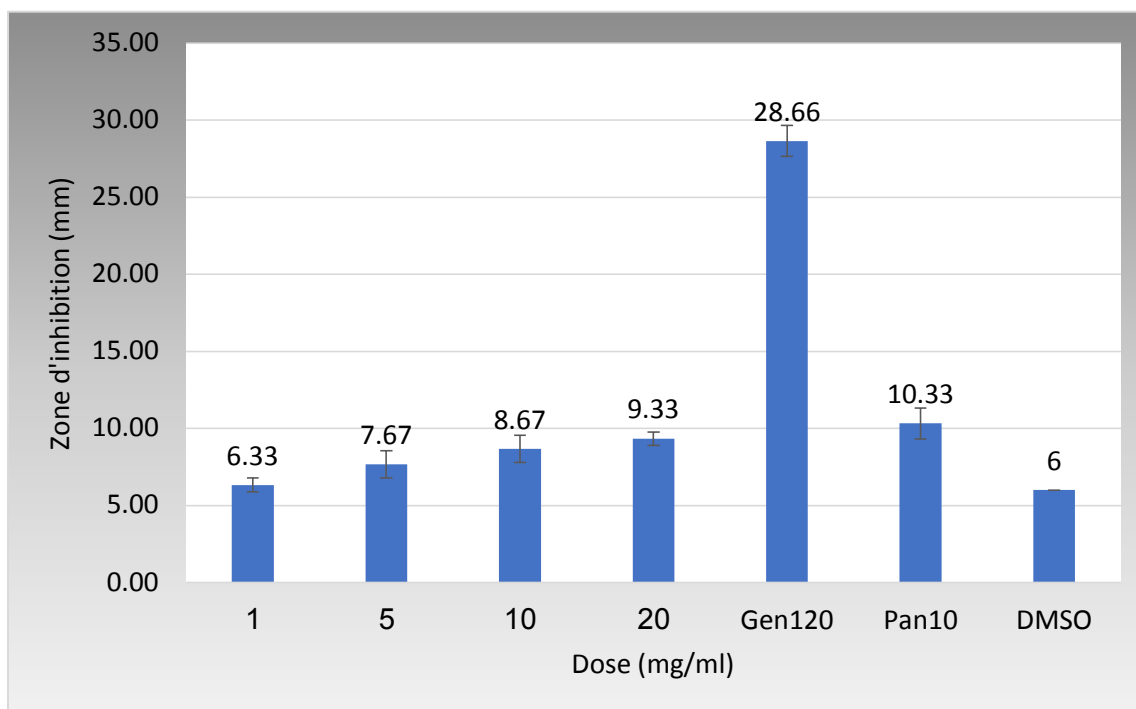


Figure 23: Résultats des zones d'inhibition de *S. aureus* par l'extrait de *Chenopodium murale*.

D'après la figure 23, *Staphylococcus aureus* est très sensible à la Gen120 et Pen10 avec des diamètres de zones d'inhibition de $28,66 \pm 1,33$ et $10,33 \pm 1,66$ mm, respectivement. L'extrait présente un pouvoir antibactérien remarquable avec des zones d'inhibitions de $6,33 \pm 0,44$ mm jusqu'à $9,33 \pm 0,44$ mm.

2.4.2.2 Etude de l'effet d'extrait contre *Escherichia coli*

Les diamètres des zones d'inhibition de *Escherichia coli* sont représentés dans la **figure 24**.

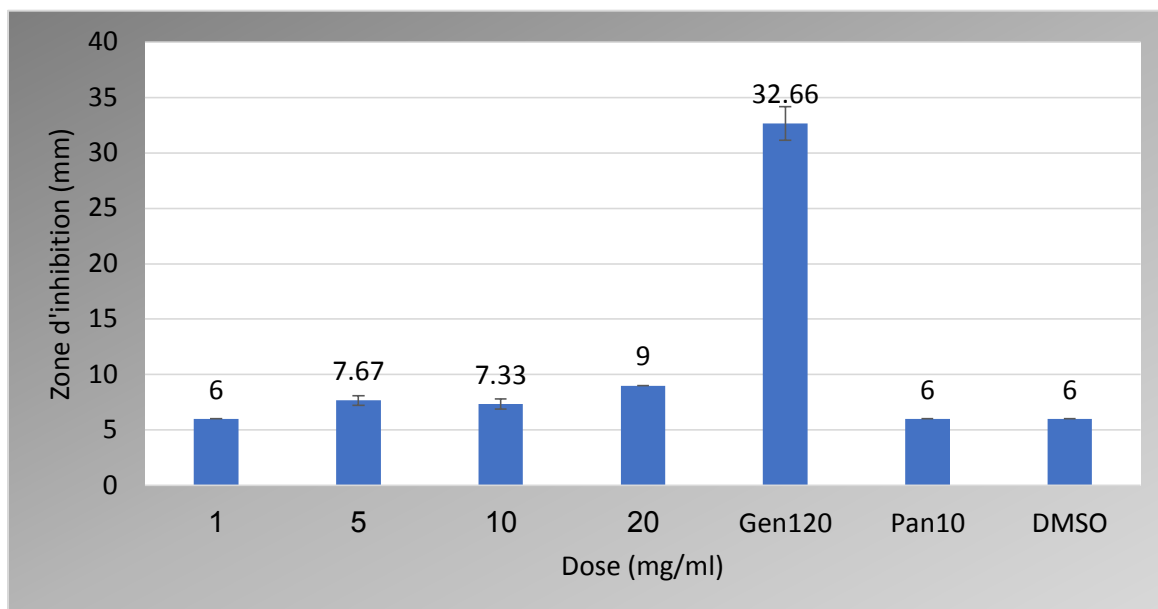


Figure 24: Résultats des zones d'inhibition de *E. coli* par l'extrait de *Chenopodium murale*.

D'après la figure 24, *Escherichia coli* est très sensible à la Gen120 avec de diamètre de zone d'inhibition de $32,66 \pm 2$ mm et résistante à l'effet de Pen10, Ces résultats montrent que l'extrait de *Chenopodium murale* présente un bon pouvoir antimicrobien avec des zones d'inhibitions de 6 ± 00 mm à 9 ± 00 mm, par rapport l'antibiotique de référence (Pen10).

2.4.2.3 Etude de l'effet d'extrait contre *Aspergillus carbonarius*

Les diamètres des zones d'inhibition de *Aspergillus carbonarius* sont représentés dans la **figure 25**

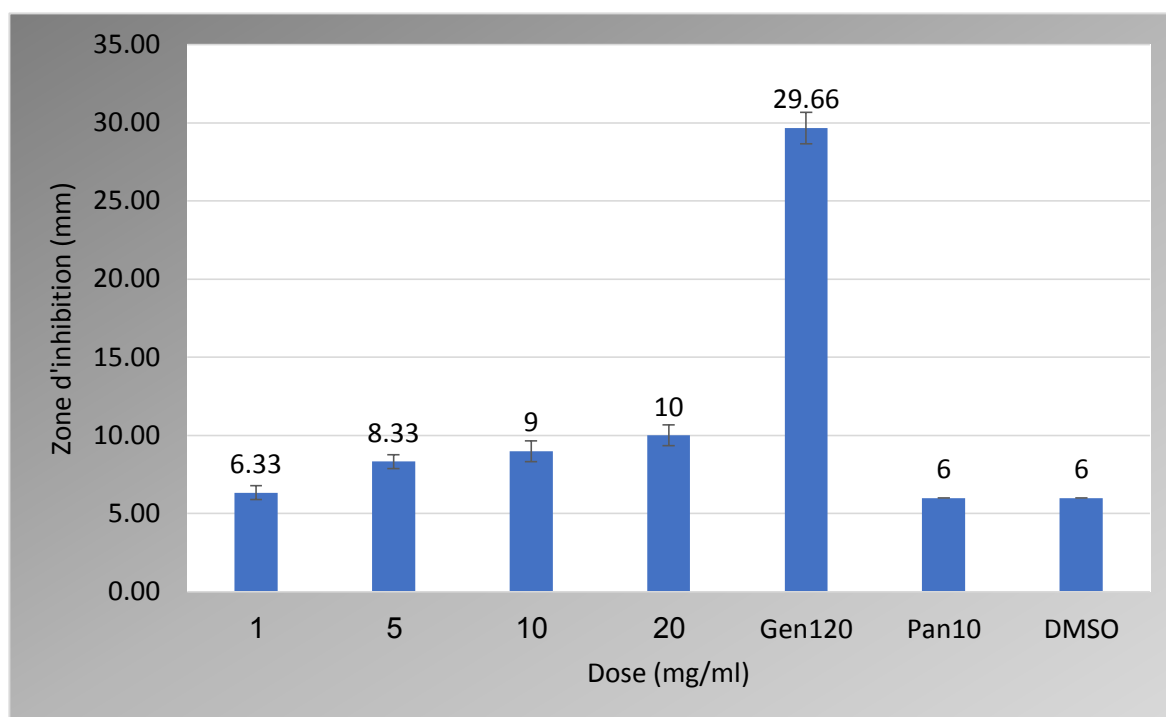


Figure 25: Résultats des zones d'inhibition de *A. carbonarius* par l'extrait de *Chenopodium murale L.*

D'après la **figure 25** ce dessus la Gen120 ont une activité antimicrobienne très puissant par rapport l'extrait de *Chenopodium murale*, qui présent une activité moyenne de l'ordre de 10 ± 1 mm pour la dose de 20 mg/ml, et la Pen10 ne présente aucun effet antifongique.

Les travaux de **Jain et al., (2012)** montrent une sensibilité *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus* et *Salmonella typhimurium* de l'ordre de 23 mm, 26 mm et 22 mm, respectivement, pour l'extrait méthanoïque de feuilles de *Chenopodium murale L.* Par contre Aucune activité antibactérienne *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli* n'a pu être trouvée pour les extraits éthanoliques préparés à partir de *Chenopodium murale* (feuilles) (**Awadh et al., 2000**). Aussi dans travaux **Abbas et al., (1997)**, les extraits de *Chenopodium murale* aucune activité contre les organismes *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*

Il a été rapporté par **Muhammad et al., (2016)** que l'extrait méthanol de *Chenopodium murale* présente un effet plus important que l'effet induit par notre extrait contre *Escherichia coli*.

D'autres études réalisées par **Singh et al., (2011)** sur l'extrait méthanolique de feuilles de *Chenopodium album* montre que les souches sont plus sensibles : *Staphylococcus aureus* (25 mm comme zone d'inhibition), *Escherichia coli* (21 mm) et *S. typhimurium* (17,5 mm).

Ahmed et al., (2003), montre que l'extrait méthanol présentait des activités inhibitrices modérées contre *E. coli*, alors qu'il était dépourvu de toute activité antibactérienne contre *Staphylococcus aureus*, *Salmonella typhimurium*.

Selon **Lall et Meyer, (1999)**, rapporté que l'extrait aqueux du membre des chénopodiacées a montré dans une large mesure une activité antibactérienne significative surtout *Chenopodium ambrosoides*.

Les composés phytochimiques spécifiques, tels que les tanins, ont en outre la capacité de se lier aux protéines, puis de les dénaturer ou de les perturber, et si ces protéines sont des protéines structurelles ou cataboliques vitales, cela entraînerait la mort de l'organisme (**Mathew et al., 2000 ; Jackson et al., 2001**). Il existe évidemment de nombreux autres mécanismes et modes d'action possibles associés à la pléthore de composés phytochimiques trouvés dans ces plantes.

Selon **Burt, (2004)** les composés phénoliques peuvent aussi perturber le rôle des protéines membranaires en interagissant avec elles, notamment les enzymes telles que l'ATPase, ce qui perturberait le métabolisme énergétique. La présence de ces composés dans la membrane pourrait également modifier les interactions lipides-protéines.

Le test antifongique réalisé sur *Chenopodium murale L* a révélé que l'extrait éthanolique de feuilles à un effet antifongique remarquable sur *Aspergillus carbonarius* et aucun l'effet d'inhibition sur *Aspergillus parasiticus*.

Dans une étude réalisée par **Arshad et Muhammad, (2016)** sur différentes parties des trois espèces de *Chenopodium* contiennent des constituants antifongiques efficaces pour le contrôle de *Macrophomina phaseolina*. L'extrait de méthanol de feuilles de *C. murale* a montré une activité antifongique importante. Des études supplémentaires sont nécessaires pour isoler et identifier ces composés antifongiques. Une fois identifiés, ces composés peuvent être utilisés comme pistes structurelles pour la préparation de fongicides naturels qui seront non seulement efficaces dans la gestion du pathogène de la pourriture du charbon, mais seront également respectueux de l'environnement en raison de leurs origines biologiques.

Les extraits de plantes exercent souvent leurs effets létaux par la perturbation de la perméabilité de la membrane cellulaire des organismes qui entrent en contact avec eux par **Mukhtar et al., (2013)**. Dans ce contexte, les variations observées dans l'efficacité des extraits pour tuer les bactéries, champignons peuvent en effet s'expliquer par les différences biologiques qui existent entre les organismes, par exemple des différences de structure et de composition de la paroi cellulaire. En fait, il a été rapporté dans d'autres études, que les extraits de plantes montrent souvent une activité plus élevée contre les bactéries que les champignons, ce qui peut, en partie, être dû à des différences dans la synthèse et la structure de la paroi cellulaire (**Avato et al., 1997 ; Zavala et al., 1997 ; Tekwu et al., 2012**)

Conclusion

Conclusion

Afin valoriser davantage les ressources naturelles. Notre travail a porté sur l'étude phytochimique et l'activité biologiques de *Chenopodium murale L* qui pousse à l'état spontané dans la région d'El-Oued.

L'extrait éthanolique préparés par méthode d'extraction (macération) de feuille de *Chenopodium murale L* a donné un rendement de 14,73 %.

Le screening phytochimique a montré la présence des alcaloïdes, des flavonoïdes, des tanins, des Saponosides. La présence métabolites secondaires due à leur rôle important pour assurer un mécanisme de défense aux agressions provoquant des maladies chez les plantes. La teneur en composés phénoliques de plante estimée par la méthode de Folin-Ciocalteu est $33,68 \pm 1,53$ Mg EAG/g d'extrait, le dosage des flavonoïdes par la méthode d' $AlCl_3$ a révélé une tenure $5,57 \pm 0,54$ mg EQ/g d'extrait.

Le potentiel antiradicalaire des extraits du feuilles du *Chenopodium murale L* a été déterminé par la méthode de DPPH, en comparant les IC₅₀ de l'extrait par rapport de l'acide ascorbique, nous avons remarqué que l'extrait éthanolique totaux présente une activité antioxydant modéré de l'ordre d'IC₅₀ $23,43 \pm 0,288$ mg/ml avec l'IC₅₀ de l'acide ascorbique, acide gallique est égal $0,11 \pm 0,001$, $0,054 \pm 0,010$ mg/ml a respectivement.

Les résultats de l'activité antimicrobien indiquent que l'extrait possède une activité antimicrobienne remarquable sur les souches (*E. coli*, *Staphylococcus aureus*, *Aspergillus carbonarius*) Les diamètres de zones d'inhibition variant entre 6.5 à 11 mm, alors que les souches (*Bacillus subtilis*, *Salmonella typhi*, *A. parasiticus*) n'ont montré aucune inhibition, les résultats indiquent que l'extrait possèdent une activité antimicrobienne intéressante sur certain les souches testées.

Les résultats obtenus in vitro ne constituent qu'une première étape dans la recherche de substances d'origine naturelle biologiquement active. Donc Ce travail nécessite d'être poursuivi par une étude in vivo, pour obtenir une vue plus approfondie sur l'activité antimicrobienne de plante, car le problème de la résistance bactérienne se pose de plus en plus ainsi que les effets négatifs sur la santé humaine des additifs de synthèse

Références

Bibliographiques

Références Bibliographiques

1. **Abudunia, A. (2018).** Etude phytochimique, screening biologique et pharmacologique des fleurs de calendula arvensis. Thèses de Docteur en science du médicament. Université Mohammed V- Rabat, Maroc. 13p.
2. **Aharoni, A., Galili, G. (2011).** Metabolic engineering of the plant primary–secondary metabolism interface. *Current Opinion in Biotechnology*, 22 : 239–244.
3. **Arts, I, C., Hollman, P, C. (2005).** Polyphenols and disease risk in epidemiologic studies. *The American journal of clinical nutrition*, 81(1):317S-325S.
4. **Avato, P., Vitali, C., Mongelli, P., Tava, A. (1997).** Antimicrobial activity of polyacetylenes from *Bellis perennis* and their synthetic derivatives. *Planta Med.*, 63 : 503- 507.
5. **Awadh-Ali, A., Julich, W D., Kusnick, C., Lindequist, U. (2000).** Screening of Yemeni medicinal plants for antibacterial and cytotoxic activities. *Journal of Ethnopharmacology*, 74: 173–179.
6. **Azmir, J., Zaidul, I.S.M., Rahman, M.M., Sharif, K.M., Mohamed, A., Sahena, F., Jahurul, M.H.A., Ghafoor, K., Norulaini, N.A.N., Omar, A.K.M. (2013).** Techniques for extraction of bioactive compounds from plant materials. *J Food Eng.*, 117 : 426-436.
7. **Badiaga, M. (2011).** Etude ethnobotanique, phytochimique et activités biologiques de *Nauclea latifolia* Smith, une plante médicinale africaine récoltée au Mali. Thèse de doctorat. Université Blaise Pascal, France. 74p.
8. **Bahorun, T. (1997).** Substances Naturelles actives. La flore Mauricienne. une source d’approvisionnement potentielle. *Food and Agricultural Research council Mauritis*, p83 94.
9. **Bahrman, N., Jay, M., Gorenflot, R. (1985).** Contribution to the chemosystematic knowledge of some species of genus *Chenopodium*. *Lett Bot*,2:107-13.
10. **Bashir, A., Qassim, J., Shumaila, B., Muhammad, I, C., Muhammad, N. (2003).** Phytochemical Evaluation of *Chenopodium murale* Linn. *Asian Journal of Plant Sciences*, 2: 1072-1078.
11. **Basset, I, J., Crompton, C, W. (1982).** The genus *Chenopodium* in Canada. *Canadian Journal of Botany*, 60(5): 586-610.

Références Bibliographiques

12. **Battilani, P., Barbano, C., Marin, S., Sanchis, V., Kozakiewicz, Z., Magan, N. (2006).** Mapping of *Aspergillus* section *Nigri* in Southern Europe and Israel based on geostatistical analysis. *International Journal of Food Microbiology* 111: 72-82.
13. **Belyagoubi, N. N. (2012).** Activité antioxydante des extraits des composés phénoliques de dix plantes médicinales de l'Ouest du Sud-Ouest Algérien. Thèse de Doctorat en Biologie. Université Aboubakar Belkadi, Tlemcen .13-14p.
14. **Bensegueni, A., Belkhiri, A., Boulebda, N., Keck, G. (2007).** Evaluation de l'activité cicatrisante d'un onguent traditionnel de la région de Constantine sur les plaies d'excision chez le rat. *Sciences & Technologie C*, (26), 83-87.
15. **Bentabet-lasgaa, N. (2015).** Etude phytochimique et évaluation des activités biologiques de deux plantes *Fredolia aretioides* et *Echium vulgare* de l'ouest Algérien. Thèse de doctorat en Biologie Cellulaire et Biochimie. Université Aboubekr Belkaïd, Tlemcen. 20p.
16. **Bolou, G., Attioua, B., Guessan, A., Coulibaly, A., Guessan, J., Djaman, A. (2011).** Évaluation *in vitro* de l'activité antibactérienne des extraits de *Terminalia glaucescens* planch. sur *Salmonella typhi* et *Salmonella typhimurium*. *Bulletin de la Société Royale des Sciences de Liège*, 80 :772-790.
17. **Boros, B., Jakabova, S., Dornyei, A., Horvath, G., Pluhare, Z., Kilar, F., Felinger, A. (2010).** Determination of polyphenolic compounds by liquid chromatography–mass spectrometry in *Thymus* species. *Journal of Chromatography A*, 1217: 7972–7980
18. **Bouchouk, I. (2010).** Comportement écophysiolgique de deux *Chénopodiacées* des genres *Atriplex* et *Spinacia* soumises au stress salin, Thèse de magister. Université Mentouri, Constantine.12p.
19. **Bouchouka, E. (2016).** Extraction des polyphénols et étude des activités antioxydante et antibactérienne de quelques plantes Sahariennes. Thèse de doctorat en science. Université Badji mokhtar, Annaba .2p.
20. **Bouden, I. (2018).** Etude de l'activité antiarthritique, antioxydante et antimicrobienne des extraits de *Matricaria pubescens*. Doctorat en science. Université Ferhat Abbas 1, Sétif.1-2p
21. **Bougandoura, N., Bendimerad, N. (2012).** Evaluation de l'activité antioxydante des extraits aqueux et méthanolique de *Satureja calamintha* ssp. *Nepeta* (L.) Briq.9 : 14- 19.

Références Bibliographiques

22. **Boumerfeg, S., Baghiani, A., Djarmouni, M., Ameni, D., Adjadj, M., Belkhiri, F., Charef, N., Khennouf, S., Arrar, L. (2012).** Inhibitory activity on xanthine oxidase and antioxidant properties of *Teucrium polium* L. extracts. *Chinese Medicine*, 3: 30-41.
23. **Bourgeois, C.M., Mescle, J.F., (1996).** Microbiologie alimentaire : aspect microbiologique de la sécurité et de la qualité des aliments. *Edition Lavoisier*; pp 5- 6.
24. **Brand-Williams, W., Cuvelier, M.E., Berset, C. (1995).** Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *LWT-Food science and technology*, 28(1): 25-30.
25. **Bruneton, J. (2009).** Pharmacognosie. Phytochimie. Plantes médicinales. Quatrième *Edition Lavoisier. Techniques et documentations*. Paris, pp 1288.
26. **Burt, S. (2004).** Essential oils: their antibacterial properties and potential applications in foods. *International Journal of Food Microbiology*, 94(3):223–253.
27. **Chatterjee, D., Jadhav, N. T., Bhattacharjee, P. (2013).** Solvent and supercritical carbon dioxide extraction of color from eggplants: Characterization and food applications. *Food Science and Technology* 51, 319-324.
28. **Chira, K., Such, J., Saucier, C., Teissèdre, L. (2008).** Les polyphénols du raisin. *Phytothérapie* ,6 :75-82.
29. **Claire, P. (2013).** Génomique fonctionnelle de la biosynthèse des stilbènes chez la vigne (*Vitis vinifera*). Thèse de Docteur en Sciences du vivant. Université de Strasbourg, France .2p.
30. **Cole, M, J. (1961).** Interspecific relationships and intraspecific variation of *Chenopodium album* L. in Britain. *Watsonia* 5(2):47-58.
31. **Couderc, C. (2015).** Impact des antibiotiques sur l'histoire naturelle de la colonisation nasale par *Staphylococcus aureus*. Thèse de doctorat. Université Pierre et Marie Curie, France .6-19-20p.
32. **Cowan, (1999).** Plant products as antimicrobial agents. *Clinicalmicrobioloyreviews.*, 12(4):564-570.
33. **Crowell, A.L., Williams, D.C. (2002).** Molecular cloning and characterization of a new linaloolsynthase. *Arch. Biochem. Biophys.*, 405, 112-121.

Références Bibliographiques

34. **Djenidi, H. (2019).** Activité antioxydante et antiradicalaire des aliments d'origine végétale consommés dans les régions de biskra et Sétif. Thèses de Doctorat en sciences. Université Ferhat Abbas, Sétif .33p.
35. **Djenidi, H. (2019).** Activité antioxydante et antiradicalaire des aliments d'origine végétale consommés dans les régions de biskra et sétif. Thèse de Doctorat en sciences. Université Ferhat Abbas, Sétif. 68p
36. **Dohou, N., Yamni, K., Gmira, N., Idrissi Hassani, L.M. (2003).** Screening phytochimique d'une endémique ibéro-marocaine *Thymelaealythroides*, Bull. Soc. Bordeaux. p142
37. **Dvorackova, I., Kusak, V. (1990).** Hepatocellular carcinoma (a 28-year necropsy review). J. Environ. Pathol. Toxicol. Oncol. 10 :220–224.
38. **El-Waziry, A.M. (2007).** Nutritive value assessment of ensiling or mixing Acacia and Atriplex using in vitro gas production technique, Research Journal of Agriculture and Biological Sciences, 3(6): 605-614.
39. **Emam, S. (2011).** Bioactive constituents of *Arriples halimus* plant. Journal of Natural Products, 4 :25-41.
40. **Farnsworth, N, R., Akerele, O., Bingel, A, S., Soejarto, D, D., Guo, Z. (1986).** Places des plantes médicinales dans la thérapeutique. Bulletin de l'organisation mondiale de la santé. 64 (2) : 159-164.
41. **Forbes-Hernandez, T.Y., Giampieri, F., Gasparrini, M., Afrin, S., Mazzoni, L., Cordero, M.D., Mezzetti, B., Quiles, J.L., Battino, M. (2017).** Lipid Accumulation in HepG2 Cells Is Attenuated by Strawberry Extract through AMPK Activation. Nutrients, 9(6) : 621.
42. **Fuentes-Bazan S, Uotila P, Borsch T. (2012).** A novel phylogeny-based generic classification for *Chenopodium sensu lato*, and a tribal rearrangement of *Chenopodioideae* (*Chenopodiaceae*). Willdenowia ,1(42) :14.
43. **Gabriela, P., Zrira, S., Boutakiout, A., Ungureanu, O., Simion, D., Chelaru, C. et Gabriel, L. (2013).** chemical composition, antioxidant and antibacterial activity of essential oils from moroccan aromatic herbs, revue roumaine de chimie. 58 (11-12): 891-897.

Références Bibliographiques

44. **Giusti L (1970).** El genero *Chenopodium* in Argentina I. Numero de cromosomos. *Darwiniana*. Journal Article, 16 :98-105.
45. **Gohar, A, A., Maatooq, G, T., Niwa, M. (2000).** Two flavonoid glycosides from *Chenopodium murale*. *Phytochemistry*, 53(2) :299-303.
46. **Gonzalez-Gallego, J., Garcia-Mediavilla, M.V., Sanchez-Campos, S., Tunon, M.J. (2010).** Fruit polyphenols, immunity and inflammation. *British Journal of Nutrition*, 104, S15-S27.
47. **Guillamon, E., Villares, A., Garcia-Lafuente, A., Mauricio, A, R., José, A, M. (2009).** Flavonoids as anti-inflammatory agents: implications in cancer and cardiovascular disease. *Inflammation Research*. 58 : 537-552.
48. **Guy, B, K, N. (2010).** Isolement et caractérisation des saponosides de trois plantes de la famille des araliaceae et dracaenaceae et évaluation de leurs activités cytotoxiques sur cellules tumorales. Thèses de Doctorat en Biologie. Université de Bourgogne. France. 2-15p.
49. **Habibou, H. Moutari, S. K., Lawaly-Maman, M., Idrissa, M., Rabani, A., Khalid, I. (2018).** Criblage phytochimique et dosage des polyphénols du *Detarium microcarpum* Guill. et Perr. Utilisé dans le traitement des maladies parasitaires au Niger. *Frique SCIENCE* 14(5): 390 – 399.
50. **Hakim, A., Bouchaib, B., Hassani, L., Barka, N. (2014).** Screening phytochimique et identification spectroscopique des flavonoïdes d'*Asteriscus graveolens* subsp. *Odoru*. *Afrique SCIENCE*, 10(3) : 316-328
51. **Halliwell, B. (1994).** Free radicals and antioxidants: a personal view. *Nutrition reviews*, 52(8), 253-265.
52. **Handa, S.S., Khanuja, S.P.S., Longo, G., Rakesh, D.D. (2008).** Extraction Technologies, for Medicinal and Aromatic Plants. International Centre For Science and High Technology, Trieste, Italy, p :21-54.
53. **Harrar, A. (2012).** Activités antioxydante et antimicrobienne d'extraits de *Rhamnus alaternus* L. Thèses de Magister en Biochimie et physiologie expérimentale. Université Ferhat Abbas, Sétif. 17p.
54. **Havsteen, B, H. (2002).** The biochemistry and medical significance of the flavonoids. *Pharmacology & Therapeutics*, 96 : 67– 202.

Références Bibliographiques

55. **Hayouni, E., Abedrabba, M., Bouix, M., Hamdi, M. (2007).** The effects of solvent and extraction method on the phenolic contents and biological activities in vitro of Tunisian *Quecus coccifera* L. and *Juniperus phoenicea* L. fruit extracts, *Food Chemistry*.105: 1126-1134.
56. **Heikki, V., Nahed, E., Hala, Ga., Raimo, A, K., Pia, V., Arto, U. (2011).** The chemical and biological activities of quinones: overview and implications in analytical detection. *Phytochem Rev*, 10 :353–370
57. **Hichri, I. (2019).** Optimisation de l'extraction des polyphénols sans pesticides ainsi que leurs caractérisations dans les extraits d'oignon jaune et rouge. Maître ès sciences. Université Québec, Canada.69p.
58. **Hollman P.C., Katan M.B. (1999).** Dietary flavonoids: intake, health effects and bioavailability. *Food and Chemical Toxicology*. 37 : 937-942.
59. **Huang, D., Boxin, O., Ronald, P. (2005).** The Chemistry behind Antioxidant Capacity, *Assays Agric Food Chem*. 53(6): 1841–1856.
60. **Irving, W., Ala'Aldeen, D., Boswell, T. (2005).** Medical Microbiology. Collection Instant Notes. *Taylor et Francis*. 350p
61. **Jackson, F., Athanasiadou., S, Kyriazakis I. (2001).** Direct anthelmintic effects of condensed tannins towards different gastrointestinal nematodes of sheep: *In vitro* and *in vivo* studies. *Vet Parasitol*, 99 : 205- 219.
62. **Jain, C. (2012).** The antibacterial potential of *Chenopodium murale* L. against resistant human pathogenic bacteria. *Journal of Institutional Pharmacy and Life Sciences*, 2(3): 2249-6807
63. **Japon-Lujan, R., Janeiro, P., Luque, M.D. (2008).** Solid-liquid transfer of biophenols from olive leaves for the enrichment of edible oils by a dynamic ultrasound assisted approach. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. 56: 7231–7235.
64. **Jerry, D., Leroy, H., Eric, H., Juan, P., Names, H. (1996).** Natural Histories and Distribution. *John Wiley & Sons Inc*. New York.p178-180.
65. **Julien, C. (2006).** Synthèse Totale d'Alcaloïdes Polyhydroxylés : la (–) -Swainsonine, la (+) -6-Épicastanospermine, la (+) -Castanospermine et la (–) -Détoxinine. Thèses de Doctorat en chimie organique de l'Université Joseph Fourier grenoble 1, France. 4-5p.

Références Bibliographiques

66. **Kadereit, G., Gotzek, D., Jacobs, S., Freitag, H. (2005).** Origin and age of Australian Chenopodiaceae. *Organisms, Diversity and Evolution*, 5(1) :59-80.
67. **Kannan, P., Ramadevi, S, R., Waheeta, H. (2009).** Antibacterial activity of Terminalia chebula fruit extract. *African Journal of Microbiology Research*. 3 (4) : 180-184
68. **Kayser, M.D. F. H., Bienz, K. A., Eckert, Ph.D. J. et Zinkernagel, M.D. M. R. (2005).** *Medical Microbiology*. Edition Thieme. 698p.
69. **Ketsawatsakul, U., Whiteman, M., Halliwell, B (2000).** A reevaluation of the peroxynitrite scavenging activity of some dietary phenolics. *Biochemical and Biophysical Research Communications*, 279, 692-699.
70. **Khan, N., Mushtaq A., Rahmat A., Sana G.(2019) .** Antioxidant, Cytotoxicity activities and phytochemical analysis of *Chenopodium murale* (Linn.), *International Journal of Botany Studies*, 4(4): 25-28
71. **Khelfallah, A. (2013).** Etude comparative du contenu phénolique et du pouvoir antioxydant de quelques plantes médicinales et des céréales alimentaires. Thèses de de Magister en Biologie. Université Constantine 1, Constantine. 4- 6p.
72. **Knaggs, A, R. (2003).** The biosynthesis of shikimate metabolites. *Natural Product Reports*, 20 : 119–36.
73. **Kobori, D., Rigobelo, E.C., Macedo, C., J.M. Marin, J.M., Avila, F.A. (2004).** Virulence Properties of Shiga Toxin-Producing *Escherichia coli* Isolated from Cases of Bovine Mastitis in Brazil. *Revue Élev. Méd. vét. Pays trop*, 57 (1-2): 15-20.
74. **Koffi, N., Beugré, K., Guédé, N. Z., Dossahoua, T., Laurent, A (2009).** Screening phytochimique de quelques plantes médicinales ivoiriennes utilisées en pays Krobou (Agboville, Côte-d'Ivoire). *Sciences & Nature*, 6 (1): 1 – 15
75. **Koleva. I., Van Beek, T., Linssen, J., Evstatieva, L. N. (2002).** Screening of plant extracts for antioxidant activity: a comparative study on three testing methods. *Phytochemical Analysis* 13: 8-17.
76. **Konig, M., Seholz, E., Hartmann, R., Lehmann, W., Rimpler, H. (1994).** Ellagitannins and complex tannins from *Quercus patrae* bark. *Journal of Natural Product*, 57 : 1411-1415.

Références Bibliographiques

77. **Ksouri, R., Megdiche, W., Falleh, H., Trabelsi, N., Boulaaba, M., Smaoui, A., Abdelly, C. (2008).** Influence of biological, environmental and technical factors on phenolic content and antioxidant activities of Tunisian halophytes, *Comptes Rendus Biologies*, 331(11): 865- 873.
78. **Laghari, A., Memon, S., Nelofar, A., Khan, K, Arfa Y. (2011).** Determination of free phenolic acids and antioxidant activity of methanolic extracts obtained from fruits and leaves of *Chenopodium album*, *Food Chemistry* ,126(4): 1850-1855
79. **Lall, N., Meyer, J.(1999).** In vitro inhibition of drug –resistant and drug –sensitive strains of *Mycobacterium tuberculosis* by ethno botanically selected South African Plants, *J.Ethnopharmacol*, 66: 347-354.
80. **Lambert, J. D., & Elias, R.J. (2010).** The antioxidant and pro-oxidant activities of green tea polyphenols: A role in cancer prevention. *Archives of Biochemistry and Biophysics*, 501, 65–72.
81. **Lee KH. (2004).** Current developments in the discovery and design of new drug candidates from plant natural product lead, *Journal of Natural Products* 67: 273-283.
82. **Lee, E.H., Hyoungh, J.K., Song, Y.S., Changbae, J., Kyung-Tae, L., Cho, J., Lee, Y.S., (2003).** Constituents of the stems and fruits of *Opuntia ficus-indica* var. *saboten*, *Archives of Pharmacal Research* ,26: 1018–1023.
83. **Leopoldini ,M., Russo N., Toscano, M. (2011).** The molecular basis of working mechanism of natural polyphenolic antioxidants. *Food Chemistry*. 125: 288-306.
84. **Li, H. B., Cheng, K. W., Wong, C. C., Fan, K. W., Chen, F., Jiang, Y. (2007).** Evaluation of antioxidant capacity and total phenolic content of different fractions of selected microalgae. *Food chemistry*, 102(3):771-776.
85. **Link, A., Balaguer, F. & Goel, A. (2010).** Cancer chemoprevention by dietary polyphenols: Promising role for epigenetics. *Biochemical Pharmacology*, 80, 1771-1792.
86. **Loison, P. (2013).** Etude de la spore de *Bacillus subtilis* : caractérisation des structures impliquées dans sa résistance. Thèse de Doctorat en Environnement – Santé. Université de Bourgogne, Français.1-2p
87. **Lozoya J, Lozoya M. (1982).** Flora Medicinal de Mexico, Primera Part : Plantas in Digenas. *Instituto Mexicano del Seguro Social*. Mexico. p 31.

Références Bibliographiques

88. **Lugasi A., Hóvári J., Sági K.V., Biról. (2003).** The role of antioxidant phytonutrients in the prevention of diseases. *Acta. Biol. Szeged.*, 47: 119-125.
89. **Madi, A. (2018).** Caractérisation phytochimique et évaluation des activités biologiques de *Cleome arabica*, Thèse de Doctorat en Sciences. Université Des Frères Mentouri, Constantine, 15-16p.
90. **Mahmoudi, S., Khali, M. & Mahmoudi, N. (2012).** Etude de l'extraction des composés phénoliques de différentes parties de la fleur d'artichaut (*Cynara scolymus* L.). « Nature & Technologie ». B- Sciences Agronomiques ET Biologiques. PP .35-40.
91. **Malecky, M. (2008).** The metabolism of terpenoids in caprins. L. Thèses de Doctorat en Science. AgroParisTech, France. 13p.
92. **Manallh, A. (2000).** Activités antioxydante et anticoagulante des polyphénols de la pulpe d'olive *Olea europaea* L. Thèse de magister. Université Ferhat Abbas, Sétif, 22p.
93. **Martínez, M., Mendoza, S., Bah, M., Gutiérrez ,M ., Ibarra-Alvarado ,C ., Hernández-Sandoval, L .(2010) .** Vasoactive and antioxidant activities of plants used in Mexican traditional medicine for the treatment of cardiovascular diseases, *Pharmaceutical Biology*, 48(7): 732-739
94. **Médart, J. (2009).** Manuel pratique de nutrition: l'alimentation préventive et curative. 2ème édition. Edition de Boeck Université, p 51 , 52.
95. **Miller, N., Salah, N., Paganga, G., Tijburge, L., Bolwoll, G. and Riceevan, C. (1995).** Polyphenolic Flavanols as Scavengers of Aqueous Phase Radicals and as ChainBreaking Antioxidants. *Archives of Biochemistry and Biophysics*, 322(2):339-346
96. **Mohamed S., Mohamed S., Aziza A., Mosaad ,A .(2013) .**Antioxidant and antibacterial activity of silver nanoparticles biosynthesized using *Chenopodium murale* leaf extract, *Journal of Saudi Chemical Society*,18(4): 356-363.
97. **Mohamed, G., Lahcen Z., El Yacoubi, H., Atmane, R., Mohamed, F., Allal, D. (2012).** Etude floristique et ethnobotanique des plantes médicinales de la ville d'El Ouatia (Maroc Saharien). *Journal of Forestry Faculty*,12 (2) : 218-235.
98. **Molyneux, P., Songklanakarin, J.(2004).**The use of the stable free radical diphenyl picrylhydrazyl (DPPH) for estimating antioxidant activity. *SciencesTechnology*, 26(2) :211-219.

Références Bibliographiques

99. **Moure, A., Cruz, J.M., Franco, D., Dominguez, J.M., Sineiro, J., Dominguez, H., Nunez, M.J., Parajo, J.C. (2001).** Natural antioxidants from residual sources. Food Chemistry ,72: 145-171.
100. **Muanda, N. (2010).** Identification de polyphénols, évaluation de leur activité antioxydante et étude de leurs propriétés biologiques. Thèses de Docteur. Université Paul Verlaine-Metz, France.77p.
101. **Muhammad, J. N., Al- Marby,A., Chukwunonso ,E., Nasser,A ., Al- badani,R., Alghamdi, G.,Claus, J.(2016).** Nematicidal and antimicrobial activities of methanol extracts of 17 plants, of importance in ethnopharmacology, obtained from the Arabian Peninsula. Journal of Intercultural Ethnopharmacology,5(2):114-121.
102. **Mukhtar, T., Kayani, M., Hussain, M. (2013).** Nematicidal activities of Cannabissativa L. and Zanthoxylum alatum Roxb. Against Meloidogyne incognita. Ind Crops Prod ,42:447- 53
103. **Mulas, M. (2004).** Potentialité d'utilisation stratégique des plantes des genres Atriplex et Opuntia dans la lutte contre la desertification. Short and Medium, Term Priority Environmental Action Programme (SMAP). p91.
104. **Muriel, C. (2007).** Synthèses de nouvelles quinones heterocycliques par application des reactions de cycloadditions de diels-alder et 1,3-dipolaire. Evalution in vitro de leur activite sur toxoplasma gondii. Thèses de Doctorat en chimie. Université Claude Bernard, France. 31p.
105. **Naghibi ,F., Mosaddegh M., Mohammadi ,M. S et Ghorbani ,A. (2005).** Labiatae family in folk medicine in Iran: from ethnobotany to pharmacology. Iranian Journal of Pharmaceutical Research, 2: 63-79.
106. **Najjaa, N.,Zouari, S., Arnault, I., Auger, J.,Emna, A.,Neffati,M. (2011).**Différences et similitudes des métabolites secondaires chez deux espèces du genreAllium Alliumroseum L. et Allium ampeloprasum L, Acta Bot. Gallica, 158(1), 111-123
107. **Negin , K., Parviz ,A ., Ardalan , P., Hakakian , A , Reza ,R ., Ayatollahi ,S.A(2017).** Evaluation of antibacterial activity against multidrug - resistant bacteria (MDR) and the antioxidant effects of the ethylene extract and parts of the album Shinopodium (SUB

Références Bibliographiques

- SP STRIATUM). International Journal of Pharmaceutical Sciences and Research, 8(9): 3696-3708
108. **Nijveldt, R. J., Nood, E., Hoorn, D. E., Boelens, P. G., Norren, K., Leeuwen, P. (2001).** Flavonoids: A review of probable mechanisms of action and potential applications. *Am.J. Clin Nutr*, 74 : 418–425.
109. **Nsimba ,R ., Kikuzaki ,H ., Konishi.Y .(2008).** Antioxidant activity of various extracts and fractions of Chenopochon quinoa and Imaranthus spp , seeds , *Food Chem .* 106 (2) :760-766 .
110. **Omer,H.A .,Hamad ,M.N, Jaafar ,N.S.(2017).** PHYTOCHEMICAL investigation of *Chenopodium murale* (family: Chenopodiaceae) Cultivated in Iraq, isolation and identification of scopoletin and gallic acid. *Asian Journal Pharmaceutical and Clinical* ,10(11):70-77
111. **Omulokoli E., Khan B., Chhabra S.C. (1997).** Antiplasmodial activity of four Kenyan medicinal plants. *Journal of Ethnopharmacology*.,56: 133-137.
112. **Paduch, R., Kandefer-Szerszeń, M., Trytek, M., Fiedurek, J. (2007).** Terpenes: substances useful in human healthcare. *Arch. Immunol. Ther. Exp.*, 55, 315-327.
113. **Pang, T., Z. A. Bhutta, B. B. Finlay, and M. Altwegg. (1995).** Typhoid fever and other salmonellosis: a continuing challenge. *Trends Microbiol* ,3:253-255.
114. **Payne, G. A., and M. P. Brown. (1998).** Genetics and physiology of aflatoxin biosynthesis. *Annu. Rev. Phytopathol.* 36:329–362.
115. **Perron N. R.,Brumaghim J. L. (2009)** A review of the antioxidant mechanisms of polyphenol compounds related to iron binding. *Cell Biochem. Biophys*, 53 : 75 – 100.
116. **Pietta , P.G.(2000).** Flavonoids as antioxidants. *Journal of Natural products*,63: 1035-1042
117. **Pitter, J.I., Basílico, J.C. Abarca, M.L. López ,C.(2000) .** Mycotoxins and toxigenic fungi, *Medical Mycology*,38 (1):. 41-46.
118. **Raigón, M. D., Prohens, J., Muñoz-Falcón, J. E.,Nuez , F. (2008).** Comparison of eggplant landraces and commercial varieties for fruit content of phenolics, minerals, dry matter and protein. *Journal of Food Composition and Analysis* 21: 370– 376.

Références Bibliographiques

119. **Rhazi, N., Oumama, M., Hannachea, H., Sesboue, A., Charrier, B .. Pizzi, A., Charrier-El Bouhtour, F. (2015).** Comparison of the impact of different extraction methods on polyphenols yields and tannins extracted from Moroccan Acacia millesimal barks , Industrial Crops and Products.70: 245-252.
120. **Rice-Evans, C.A., Miller, N.J., Bolwell, P.G., Bramley, P.M., Pridham, J.B. (1995).** The relative antioxidant activities of plant derived polyphenolic flavonoids. Free Radical Research 22 : 375-383.
121. **Rizk, A, M. (1989).** Constituents of plants growing in Qatar. Fitoterapia ,57:3-9.
122. **Romani, A., Pinelli, P., Cantini, C., Cimato, A., Heimler, D. (2006).** Characterization of Violetto di Toscana, a typical Italian variety of artichoke (*Cynara scolymus* L.). J. Food Chem, 95:221-225.
123. **Ros E., Fernando A, M., Gemma, M., José, L., et al. (2008).** Effect of a Mediterranean diet supplemented with nuts on metabolic syndrome status: one-year results of the PREDIMED randomized trial. Archives of Internal Medicine. 168 (22): 2449-2458.
124. **Roswitha, S., Ruth.H., Seidler, A., Voss, S, Albrecht, H. (2006).** Oxalate contents of species of the Polygonaceae, Amaranthaceae and Chenopodiaceae families. Food Chemistry ,98 :220–224.
125. **Rustenbekova, G, B., Goryaev, M, I., Nizhinskaya, G, A. (1974).** Flavonoids of *Chenopodium botrys*. Chemistry of Natural Compounds 10:406.
126. **Sabu, M., Kattan, R. (2002).** Antidiabetic activity of medicinal plants and. its relationship with their antioxidant property. Journal of Ethnopharmacology., 81 (2):155–60.
127. **Saffidine, K. (2015).** Etude analytique et biologique des flavonoïdes extraits de *Carthamus caeruleus* L. et de *Plantago major* L. Thèse de Doctorat en Sciences. Université Ferhat Abbas, Sétif .8p.
128. **Sahli, R. (2017).** Etude phytochimique de quelque plants extrêmophiles tunisiennes et exploration de leurs activités biologiques. Thèse de Doctorat en sciences. Université du Droit et de la Santé -Lille 2, Français. 61p.
129. **Scalbert, A., Manach, C., Morand, C., Remesy, C., Jimenez, L. (2005).** Dietary polyphenols and the prevention of diseases. Critical Reviews in Food Science and Nutrition.45: 287-306.

Références Bibliographiques

130. **Simmonds, M.S.J. (2003).** Novel drugs from botanical sources. *Drug Discovery Today*,8: 721-722.
131. **Singh, K.P., Abishek ,K .D., Gunjan, D.(2011)** .Evaluation of antibacterial activities *Chenopodium album* L. *International Journal of Applied Biology and Pharmaceutical Technology*,2(3):398-401
132. **Smith, R. I., Cohen, S. M., Doull, J., Feron, V. J., Googman, J. I., Marnett, L. J., Portoghesi, P. S., Waddell, W. J., Wagner, B. M. et al. (2005).** A procedure for the safety evaluation of natural complexes used as ingredients in food: essential oils, *Food Chem. Toxicol.*, 43 ; 345-363.
133. **Spiridon, I., Bodirlau, R., Teaca, C. (2011).** Total phenolic content and antioxidant activity of plants used in traditional Romanian herbal medicine. *Cent.Eur J Biol* , 6: 388-396.
134. **Stavri, M., Mathew, K.T., Gordon, A., Shnyder, S.D., Falconer, R.A., Gibbons, S. (2008).** Guaianolide sesquiterpenes from *Pulicaria crispa* (Forssk.) Oliv. *Phytochemistry*, 69 : 1915- 1918.
135. **Suhaj, M. (2006).** Spice antioxidants isolation and their antiradical activity: a review . *Journal of Food Composition and Analysis* 19:531–537
136. **Suresh, K, S., Saravana, B., Harisaranraj, R. (2008).** Studies on In Vitro Antimicrobial Activity of Ethanol Extract of *Rauvolfia tetraphylla*. *Ethnobotanical Leaflets* 12: 586-90.
137. **Suzuki, S., & Umezawa, T. (2007).** Biosynthesis of lignans and norlignans. *Journal of wood science*, 53(4), 273-28.
138. **Sweeney, M.J., Dobson, A.D. (1999).** Molecular biology of mycotoxin biosynthesis. *FEMS Microbiol. Lett.* 175:149–16
139. **Tekwu, E.M., Pieme, A.C., Beng, V.P. (2012).** Investigations of antimicrobial activity of some Cameroonian medicinal plant extracts against bacteria and yeast with gastrointestinal relevance. *J. Ethnopharmacol.*, 142 : 265 - 273.
140. **Tepe, B., Daferera, D., Sokmen, A., Sokmen, M., Polissiou, M. (2005).** Antimicrobial and antioxidant activities of the essential oil and various extracts of *Salvia tomentosa* Miller (Lamiaceae). *Food Chemistry*, 90 : 333-340.

Références Bibliographiques

141. **Trail, F., Mahanti, N., Linz, J. (1995).** Molecular biology of aflatoxin biosynthesis. Microbiology, 141 : 755–765.
142. **Tsimogiannins, D. I., Oreopoulou, V. (2006).** The contribution of flavonoid C-ring on DPPH free radical scavenging efficiency. A kinetic approach for the 3', 4'-hydroxy substituted members. Innovat Food Sci Emerg Tech, 7: 140-146.
143. **Umesalma, S., Sudhandiran, G. (2010).** Differential inhibitory effects of the polyphenol ellagic acid on inflammatory mediators NF- κ B, iNOS, COX-2, TNF- α , and IL-6 in 1,2-dimethylhydrazine-induced rat colon carcinogenesis. Basic Clinical Pharmacology and Toxicology. 107: 650-655.
144. **Urquiaga I., Leighton, F. (2000).** Plant Polyphenol Antioxidants and Oxidative Stress. Biol. Res, 33(2): 55-64.
145. **Vârbănuș D.I., Duda M., Vârbănuș R., et Muntean S. (2009).** Research Concerning the Organic Technology for *Satureja Hortensis* L. Culture. Bulletin UASVM Agriculture. 66(2) : 225-229.
146. **Vasishita, P. C. (1989).** Taxonomy of Angiosperms. India: Ram Chand.p 648.
147. **Verma, S., Agarwal, P. (1985).** Phytochemical investigation of *Chenopodium album* Linn. and *C. murale* Linn. National Academy of Sciences, Science Letters, 8(5) : 137-138.
148. **Verma, S., Agarwal, P. (1985).** Phytochemical investigation of *Chenopodium album* Linn. and *C. murale* Linn. National Academy of Sciences, Science Letters .8(5):137-138.
149. **Wink, M. (2003).** Evolution of secondary metabolites from an ecological and molecular phylogenetic perspective. Phytochemistry, 64:3-19.
150. **Wollgast, J., Anklam, E. (2000).** Review on polyphenols in *Theobroma cacao*: changes in composition during the manufacture of chocolate and methodology for identification and quantification. Food Research International, 33:423 - 447.
151. **Xia, E.Q., Deng, G.F., Guo, Y.J., Li, H.B. (2011).** Biological activities of polyphenols from grapes. International Journal of Molecular Sciences. 11(2) : 622 -646.
152. **Yao, L.H., Jiang, Y.M., Shi, J., Tomas-Barberan, F.A., Datta, N., Singanusong, R., Chen, S.S. (2004).** Flavonoids in food and their health benefits. Plant Foods for Human Nutrition 59: 113-122.

Références Bibliographiques

153. **Yves-Alain, B., Janat, A., Mamyrbekova, B., Boua, B., Fézan, H., Trabi-Ehouan, E. (2007).** Étude ethnobotanique et screening phytochimique de *Caesalpinia benthamiana* (Baill.) Herend. And Zarucchi (Caesalpiniaceae), Sciences & Nature, 4 (2) : 217-225.
154. **Zaarour, N., Lahlah, E. (2015).** Etude phytochimique et évaluation de l'activité antioxydante de l'espèce *Phlomis purpurea* L. these de Master en Sciences de la Nature et de la Vie. Université des Frères Mentouri, Constantine.22p
155. **Zakkad, F. (2017).** Etude phytochimique et évaluation de quelques propriétés biologiques de trois espèces de l'Euphorbia. Thèses de Doctorat en Synthèse et développement des molécules bioactives. Université bodji mokhtar, Annaba .22p.
156. **Zavala, S.M., Perez, G.M., Perez, G.R. (1997).** Antimicrobial screening of some medicinal plants. *Phytother Res.*, 11: 368- 371.
157. **Zhao, Y., Liu, F., Lou, H, X. (2010).** Studies on the chemical constituents of *Solanumnigrum*. *Zhong Yao Cai* ,33(4) :555-6.
158. **Zlatina, K., Paraskev, T, N., Stefan, D, N. (2009).** The Genus *Chenopodium*: Phytochemistry, Ethnopharmacology and Pharmacology. *Phcog Rev*, 3(6) :280-306.

Résumé

L'objectif de cette étude est l'évaluation l'activité biologique de l'extrait de feuille de *Chenopodium murale* L, l'extrait ont été obtenus par macération dans le solvant polaire (l'éthanol). Le rendement d'extraction de *Chenopodium murale* L'est d'environ 14,73%.

Les analyses qualitatives de l'extrait du *Chenopodium murale* par les tests phytochimiques a révélé la présence des flavonoïdes, alcaloïdes, tanins, saponines.

Concernant le dosage quantitatif des polyphénols, on remarque la quantité chez la plante de *Chenopodium murale* L 33,68 Mg EAG/g d'extrait. Par ailleurs, le dosage des flavonoïdes le dosage des flavonoïdes par la méthode d'AlCl₃ a révélé une tenure 5,57 Mg EQ /g d'extrait.

Les résultats de l'activité antioxydante en utilisant le test DPPH, présentant la valeur d'IC₅₀ 23,43 mg/ml.

En parallèle, l'activité antimicrobienne a été déterminée sur six souches, les résultats obtenus montrent que les souches (*E. coli*, *Staphylococcus aureus*, *Aspergillus carbonarius*) possèdent une intéressante sensibilité avec différentes concentrations de nos extraits. Mais que les souches (*Bacillus subtilis*, *Salmonella typhi*, *A. parasiticus*) n'ont montré aucune inhibition.

Mots-clés : *Chenopodium murale* L, DPPH, tests phytochimiques, macération, antioxydant, antimicrobienne.

Abstract

The objective of this study is to evaluate the biological activity of *Chenopodium mural L* leaf extract, the extract was obtained by maceration in the polar solvent (ethanol). The extraction yield of *Chenopodium mural L* is approximately 14.73%.

The qualitative analyze of the *Chenopodium mural* extract by phytochemical tests revealed the presence of flavonoids, alkaloids, tannins, saponins.

Regarding the quantitative dosage of polyphenols, we note the quantity in the plant of *Chenopodium mural L* 33.68 Mg EAG / g of extract. In addition, the flavonoids assay the flavonoid assay by the AlCl₃ method revealed a tenure of 5.57 Mg EQ / g of extract.

Antioxidant activity results using the DPPH test, showing the IC₅₀ value of 23.43 mg / ml.

In parallel, the antimicrobial activity was determined on six strains, the results obtained show that the strains (*E. coli*, *Staphylococcus aureus*, *Aspergillus carbonarius*) have an interesting sensitivity with different concentrations of our extracts. But that the strains (*Bacillus subtilis*, *Salmonella typhi*, *A. parasiticus*) showed no inhibition.

Keywords: *Chenopodium mural L*, DPPH, phytochemical tests, maceration, antioxidant, antimicrobial.

ملخص

الهدف من هذه الدراسة هو تقييم النشاط البيولوجي لمستخلص أوراق *Chenopodium mural L* ، تم الحصول على المستخلص بالنقع في المذيب القطبي (الإيثانول). يبلغ مردود الاستخلاص حوالي 14.73٪.

كشفت التحليلات النوعية للمستخلص *Chenopodium mural L* عن طريق الاختبارات الكيميائية النباتية عن وجود مركبات الفلافونويد والقلويدات والعفص والصابونين.

فيما يتعلق بالجرعة الكمية من البوليفينول، نلاحظ الكمية الموجودة 33.68 مغ مكافئ من حمض الغاليك/غ من مستخلص، بالإضافة إلى ذلك، أظهرت مقايضة الفلافونويد بطريقة $AlCl_3$ فترة 5.57 مغ مكافئ من الكرسيتين/غ من المستخلص.

نتائج نشاط مضادات الأكسدة باستخدام اختبار DPPH ، تظهر قيمة IC_{50} البالغة 23.43 مجم / مل.

تم تحديد نشاط مضادات الميكروبات على ست سلالات، وأظهرت النتائج التي تم الحصول عليها أن السلالات (*E. coli* ، *Staphylococcus aureus* ، *Aspergillus carbonarius*) لديها حساسية مثيرة للاهتمام مع تراكيز مختلفة من مستخلصاتنا. لكن السلالات (*Bacillus subtilis* ، *Salmonella typhi* ، *A. parasiticus*) لم تظهر أي تثبيط.

الكلمات الرئيسية: *Chenopodium Mural L*, DPPH الاختبارات الكيميائية النباتية، النقع، مضادات الأكسدة، مضادات الميكروبات.