



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 الشاذلي بن جديد - الطارف
Université Chadli Bendjedid – El Tarf

كلية العلوم والتكنولوجيا
Faculté des Sciences et de la Technologie

قسم الكيمياء
Département de Chimie

Mémoire de fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme de Master

Domaine : Sciences de la matière

Filière : Chimie

Spécialité: Chimie Analytique

Thème

Extraction d'huile essentiel et étude des
quelques activités biologiques d'une plante
médicinale, *Urtica dioïca*

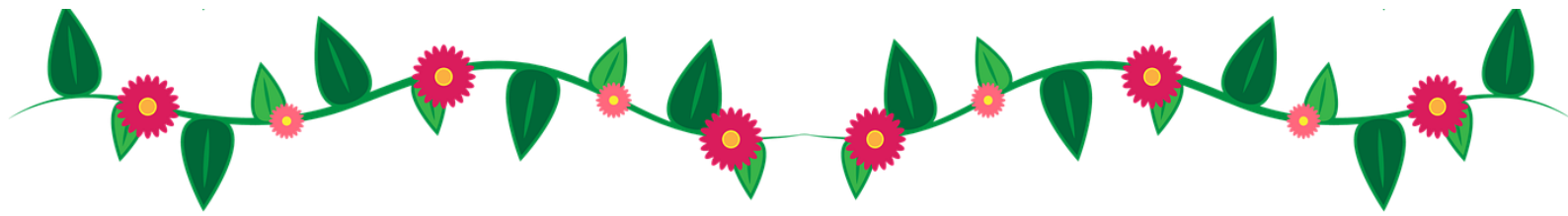
Présenté par:

Badi yahiaouia

Devant le Jury :

Président : Dr boughrara boudjema	MCB	Univ Chadli Bendjedid El Tarf
Rapporteur : Dr Mokrani Karima	MCA	Univ Chadli Bendjedid El Tarf
Examinatrice : Dr Belaid Souraya	MCB	Univ Chadli Bendjedid El Tarf

Année Universitaire 2021-2022



Dédicace

Au nom de Dieu tout puissant maitre de l'univers

Je dédie le fruit de ce modeste travail :

A celui qui m'a appris ces mots.

A mon père qui m'a aidé à achever ce projet de fin d'étude

A ma mère et mon marie qui mon soutenues durant toutes mes études

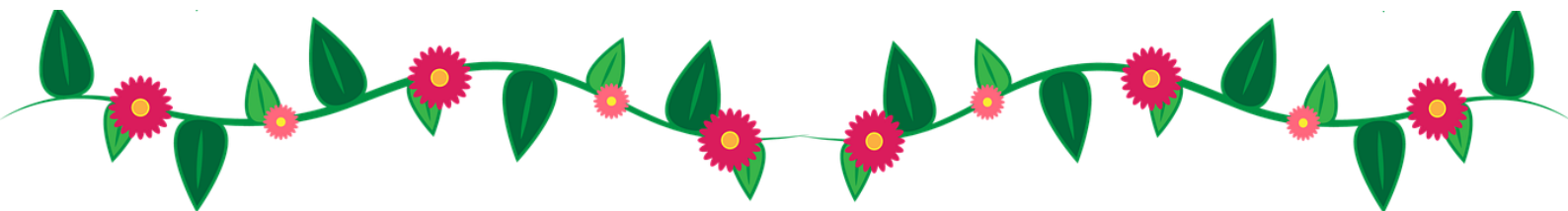
Ainsi à tous mes sœurs et mon frère qui mon soutenus

A mes enfants Mohamed el habib et Abde el mouemen

Sans oublier tous mes amis qui m'ont encouragé.

Je les remercie tous.

BADI.Y





Remerciement

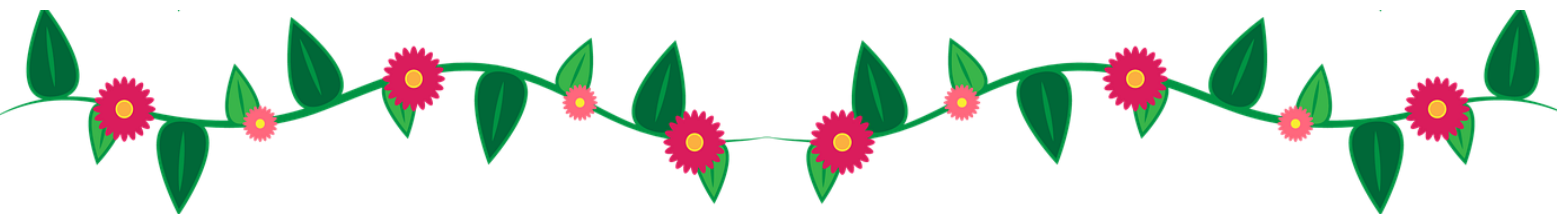
Tous d'abord nous remercions le grand Dieu de nous avoir donné le courage et la patience de terminer notre travail.

*Nous tenons à remercier vivement **Mr BOUGHRARA Boudjemaa** MCB à l'université chadli ben djedid d'avoir accepté de présider ce jury ainsi que **Mme BELAID Souraya** MCB à l'université chadli ben djedid de bien vouloir examiner notre travail*

*Au terme de ce travail, nous tenons à témoigner notre gratitude à **Mme MOKRANI Karima** MCB à l'université chadli ben djedid. Notre encadreur pour nous avoir formées, guidées, conseillées, et critiquées quand c'était nécessaire en nous poussant toujours vers l'avant ainsi que **Mme ZERNIZ Nawel** comme Co encadreur.*

*Nous tenons à remercier Tous ceux qui nous ont donné la main pour la réussite de notre pratique dans laboratoire pédagogique de l'université
Particulièrement : **Mohamadi walid, Laacheb aissa ,Bnoumechiara Zouhir, Boudchiche widad, Bounaadja samia...***

Nous tenons à remercier tous ceux et celles qui ont participé de près ou de loin à l'élaboration de ce travail.



SOMMAIRE	
Introduction	01
PREMIERE PARTIE : ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE	
CHAPITRE I : Les plantes médicinales	
I.1. Définition	03
I.2. Fonctionnement des plantes médicinales	03
I.3. Composantes et principes actifs des plantes médicinales	04
I.3.1. Définition de principe actif	04
I.3.2. Types de principes actifs des plantes médicinales	04
I.3.2.1. Les huiles essentielles	04
I.3.2.2. Les flavonoïdes	04
I.3.2.3. Les alcaloïdes	05
I.3.2.4. Substances amères	05
I.3.2.5. Tanins	05
I.3.2.6. Glucosides	05
I.3.2.7. Les résines	05
I.3.2.8. Les phénols	06
I.3.2.9. Les glucosinolates	06
I.3.2.10. L'amidon	06
I.3.2.11. Les mucilages	06
I.4. Modes de préparation et d'utilisation des plantes médicinales	06
I.4.1. Infusions	06
I.4.2. Décoctions	07
I.4.3. Les huiles essentielles	07
I.4.4. Teintures	07
I.4.5. Poudres médicinales	07
I.4.6. Sirops	07
I.4.7. Huiles médicinales	08
I.4.8. Onguents-pommades	08
I.4.9. Cataplasmes	08
I.4.10. Crèmes	08
I.4.11. Inhalations	08

I.4.12. Macérations	08
I.5. Utilisation des plantes médicinales en thérapeutique	09
Chapitre II: Les métabolites secondaires	
II.1. Définition	10
II.2. Intérêts des métabolites secondaires	10
II.2.1. Rôle pour la plante	10
II.2.2. Rôle pour l'Homme	11
II.3. Utilisations des métabolites secondaires :	12
III.3.1. En médecine	12
II.3.2. En alimentation	13
II.3.3. En cosmétique	13
II.4. Classification des métabolites secondaires	13
II.4.1. Les composés phénoliques	13
II.4.1.1. Généralités	13
II.4.1.2. Localisation	14
II.4.1.3. Classification des composés phénoliques	14
II.4.1.3.1. Polyphénols simples	14
III.4.1.3.2. Polyphénols complexes (tannins)	16
II.4.2. Les alcaloïdes	17
II.4.2.1. Généralités	17
II.4.2.2. Structure	17
II.4.2.3. Classification des alcaloïdes	18
II.4.2.4. Propriétés des alcaloïdes	18
II.4.3. Les terpenoïdes	18
II.4.3.1. Définition	18
II.4.3.2. Structure des terpénoïdes	19
II.4.3.3. Classification des terpenoïdes	19
II.4.3.4. Activités biologiques de composés triterpéniques	19
II.4.3.5. Huiles essentielles	20
II.4.3.5.1. Définition	20
II.4.3.5.2. Effets biologiques	20

Chapitre III : Description de la plante « <i>Urtica dioica</i> »	
III. Description de la plante « <i>Urtica dioica</i> »	21
III .1 Historique	21
III.2. Dénomination de l'ortie	21
III.3. Origine et aire de répartition	22
III.4. Classification et caractères botaniques	22
III.5. Description générales	23
III.5.1. La feuille	24
III.5.2.la tige	24
III.5.3.Les fleurs	25
III.5.4. Le fruit et la graine	26
III.5.5. Les racines	26
III.5.6. Les poils (L'action urticante)	27
Deuxième partie : Etude expérimental	
Chapitre IV : Matériels et méthodes	
IV.1. Matériel végétal	28
IV.2. Collecte du matériel végétal	28
IV.3.Préparation des extraits bruts de la plante	29
IV.3.1. Macération	29
IV.3.1.1 Préparation de l'extrait aqueux	29
IV.3.2. Extraction par soxhlet	30
IV.2.1. Mode opératoire	30
IV.4. Analyse des composés phytochimiques	32
IV.4.1. Dosage des polyphénols totaux	32
IV.4.2. Dosage des flavonoïdes	33
IV.4.3. Dosage des tanins condensés	33
IV.5. Screening phytochimiques	34
III. Evaluation du pouvoir antioxydant	36
IV.6. Activité antibactérienne	38
IV.6.1. Préparation du milieu de culture	38
IV.6.2. Stérilisation du matériel	38

IV.6.3. Préparation des dilutions	38
IV.6.4. Préparation des disques	38
IV.6.5. Préparation des souches testées	39
IV.8.6. Méthode de travail	39
Chapitre V : Résultats et discussion	
V.1. Taux d'humidité	41
V.2. Rendements d'extraction des polyphénols	42
V.3. Tests des compositions phytochimique	43
V.4. Teneur en phénols totaux	45
V.4. Teneur en flavonoides totaux	46
V.5. Teneur des tanins condensés	48
V.6. Evaluation de l'activite antioxydant par DPPH	49
V.7. Evaluation de l'activité antimicrobienne	51
Conclusion	52
Références bibliographies	

Résumé

Ce travail a fait l'objet d'un criblage phytochimique des feuilles d'espèce *Urtica dioïca* et de la famille des *Urticaceae*.

Notre travail expérimental, a permis de faire une approche sur le contenu des métabolites primaires et secondaires de cette espèce par l'application des méthodes de dosage spectrophotométriques, le screening phytochimique, consiste à détecter les différentes familles de composés existantes dans la poudre de feuille de la plante par les réactions qualitatives de caractérisation. Ces réactions sont basées sur des phénomènes de précipitation ou de coloration par des réactifs spécifiques.

Mots-clés:

Criblage Phytochimique ; *Urtica dioïca* ; *Urticaceae* ; spectrophotométriques ; screening phytochimique

ملخص

ان هذا العمل موضوع فحص كيميائي ضوئي لـصنف من نبات الحريقة *Urtica dioïca* من عائلة *Urticaceae* .
سمح لنا العمل التجريبي من اعطاء مقارنة حول المحتوى الايضي الاولي و الثانوي لهذا الصنف من خلال تطبيق طرق
تحليل كيميائي ضوئي امكنتنا من معرفة مختلف المركبات الكيميائية الموجودة في مسحوق هذا الصنف بواسطة التفاعلات
الكمية الوصفية .
تستند هذه التفاعلات على ظاهرة الترسيب او التلوين بواسطة كاشفات خاصة.

الكلمات المفتاحية :

كيميائي ضوئي ; *Urticaceae* ; *Urtica dioïca* ; التفاعلات الكمية الوصفية ; كاشفات خاصة .

Abstract

This work was the subject of a phytochemical screening of the leaves of species, *Urtica dioica* of the family *Urticaceae*. Our experimental work, allowed to make an approach on the content of the primary and secondary metabolites of the species by the application of the spectrophotometric methods, the phytochemical screening, consists of detecting the different families of existing compounds in the powder of the leaves of plants by qualitative characterization reactions. These reactions are based on precipitation or staining phenomena by specific reagents.

Key words:

Phytochemical screening; *Urtica dioica*; *Urticaceae*; phytochemical screening spectrophotometric.

LISTE DES FIGURES

Numéro	Titre	Page
01	Structure chimique de base des flavonoïdes (Krishna et al. 2001)	15
02	La plante originale : <i>Urtica dioica</i>	23
03	Feuille d' <i>Urtica dioica</i> (schaffner, 1992)	24
04	Fleur d' <i>Urtica dioica</i> (moutsie, 2008)	25
05	Racine d' <i>Urtica dioica</i> (moutsie, 2008)	26
06	Poil urticante d' <i>Urtica dioica</i> (fleurentin, 2008)	27
07	Photo original de la plante <i>Urtica dioica L</i>	28
08	Variation de taux d'humidité	41
09	Rendement des différents extraits <i>Urtica dioica L</i>	42
10	Courbe d'étalonnage de l'acide gallique	45
11	Comparaison de la teneur en phénols totaux dans les différents extraits des feuilles <i>Urtica dioica</i>	46
12	Courbe d'étalonnage de la catéchine pour le dosage des flavonoïdes totaux	47
13	Comparaison de la teneur en flavonoïdes dans les différents extraits de feuilles <i>Urtica dioica</i> .	47
14	Courbe d'étalonnage de la catéchine pour le dosage des tanins	48
15	Comparaison de la Teneur en tanins dans les différents extraits <i>Urtica dioica</i>	49

LISTE DES TABLEAUX

Numéro	Titre	Page
1	Propriétés thérapeutiques de quelque métabolite secondaire des plantes (Pell et al., 2002)	11
02	Activités biologiques des composés phénoliques.(M Saliha ,2009).	11
03	Classification d' <i>Urtica dioica</i> (Quezel& Santa .,1963)	22
04	Rendements des extraits aqueux et méthanolique d' <i>Urtica dioica</i>	42
05	Résultats du screening phytochimique de la plante <i>Urtica dioica</i>	44
06	Le pourcentage d'inhibition de DPPH des extraits d' <i>Urtica dioica L</i>	50
07	L'échelle de l'estimation de l'activité antimicrobienne	51
08	Diamètre des zones d'inhibition d'extrait méthanolique d' <i>Urtica dioica</i>	51
09	Diamètre des zones d'inhibition d'extrait aqueux d' <i>Urtica dioica</i>	52

Liste des photos

Numéro	Titre	Page
01	Filtrer puis sécher l'extrait	29
02	Soxhlet utilisé pour l'extraction de l'extrait méthanolique brut de plante	30
03	Rota vapeur utilisé pour concentrer sous vide des extraits méthanolique bruts de plante	31
04	L'extrait méthnolique brut de la plante obtenu	31
05	Dosage des polyphénols de la plante d' <i>Urtica dioica</i> (A) : pour l'extrait aqueux (EA), (B): pour l'extrait méthanol-Eau (EME)	32
06	Dosage des flavonoïdes de la plante d' <i>Urtica dioica</i> (A) : pour l'extrait aqueux (EA),(B) : pour l'extrait méthanol-Eau (EME)	33
07	Dosage des tanins condensés de la plante d' <i>Urtica dioica</i> (A) : pour l'extrait aqueux (EA), (B) : pour l'extrait méthanol-Eau (EM)	34
08	Activité antioxydante par diphenyl-picryl-hydrazyl (DPPH)	37
09	Capacité antioxydante totale	38
10	Les différents extraits obtenus de <i>Urtica dioica</i>	43
11	Photographie des tests de screening phytochimique	44

Introduction

Les plantes médicinales sont utilisées depuis l'antiquité comme remèdes pour le traitement de diverses maladies parce qu'elles contiennent des composants riches en principes thérapeutiques (Khalid et al., 2012). Ils peuvent être impliqués dans le développement de nombreuses maladies comme les maladies cardiovasculaires et pulmonaires, certains types de cancer, maladies immunitaires, l'inflammation et les cataractes (Quasi et al., 2010). Selon l'Organisation mondiale de la Santé (OMS) près de 80% de populations dépendent de la médecine traditionnelle. La plupart des plantes sont utilisées empiriquement et sans validation scientifique de leur efficacité et sécurité (Moutinho, 2013).

On a longtemps employé des remèdes traditionnels à base de plantes sans savoir à quoi étaient dues leurs actions bénéfiques, il reste difficile de définir les molécules responsables de l'action bien que certains effets pharmacologiques prouvés sur l'animal aient été attribués à des composés tels que les alcaloïdes et dérivés, des terpènes, stéroïdes et des composés poly phénoliques (Bahorun T, 1997).

Cependant, l'usage des plantes médicinales peut apporter directement des réponses à certains problèmes de santé, mais avant de pouvoir recommander l'usage de telle ou telle espèce pour une maladie, il est nécessaire de valider l'usage traditionnel qui en est fait. En d'autres termes, il convient d'évaluer scientifiquement l'activité pharmacologique de la plante médicinale retenue, et appréciée si celle-ci confirme sa réputation. De plus, il est impératif de vérifier également l'absence de toxicité des plantes employées. L'usage de plantes médicinales locales, en réponse à des problèmes de santé peut être perçu comme une alternative aux médicaments, en particulier dans les pays du sud où ces médicaments sont souvent chers, peu accessibles et quelquefois contrefaits.

Actuellement l'Organisation mondiale de la Santé (OMS) estime environ 80% des plantes de la planète ont recours à la médecine traditionnelle à la base de plante en tant que soins de santé primaire (Berube., 2006)

Parmi ces dernières l'ortie « *Urtica dioica L* », une plante sauvage présente partout, sur les chemins, les ruines. On peut reconnaître les yeux fermés. Elle fait partie des plantes dont on veut toujours se débarrasser et que l'on néglige trop souvent es pourtant c'est une plante aux mille

vertus, que nos ancêtres savaient apprécier. Considérée comme une « mauvaise herbe », elle est employée en agriculture, en alimentation, cosmétique, teinturerie, l'industrie du textile et à des fins médicinales. **(Bertrand et Jeanne., 2008).**

Dans le présent travail, notre étude est axée sur l'évaluation des composés phénoliques, l'évaluation de l'activité antioxydante et antimicrobienne de l'extrait de la plante *Urtica dioica* L et ses fractions.

Dans le cadre de cette étude, nous avons fixé comme objectifs à atteindre :

- La récolte des tiges d'*Urtica dioica*.
- L'extraction par soxhlet de la plante *Urticadioica*.
- La caractérisation physico-chimique des extraits bruts.
- L'évaluation des activités antioxydante et antibactérienne des extraits bruts.

I. Les plantes médicinales :

I.1. Définition :

La plante, organisme vivant, marque son identité par des spécificités morphologiques, à l'origine de la classification botanique, mais aussi biochimiques, liées à des voies de biosynthèses inédites, représentant l'intérêt de l'usage des plantes médicinales (**Bruneton, 1987**).

Dans le code de la Santé publique, il n'existe pas de définition légale d'une plante médicinale au sens juridique, mais en France « une plante » est dite médicinale lorsqu'elle est inscrite à la pharmacopée et que son usage est exclusivement médical. C'est-à-dire qu'elles sont présentées pour leurs propriétés préventives ou curatives à l'égard des maladies humaines ou animales (**Moreau, 2003**).

Ce sont des plantes utilisées en médecine traditionnelle dont au moins une partie possède des propriétés médicamenteuses. Leur action provient de leurs composés chimiques (métabolites primaires ou secondaires) ou de la synergie entre les différents composés présents (**Sanago, 2006**).

D'après **Danton et Baffray (1995)**, une plante médicinale est un végétal dont un des organes, par exemple la feuille ou l'écorce, possède des vertus curatives lorsqu'il est utilisé à un certain dosage et d'une manière précise.

La plante médicinale porte sur deux origines. Les plantes spontanées dites "sauvages" et les plantes cultivées (**Bezanger et al., 1986**).

I.2. Fonctionnement des plantes médicinales :

Au cours des dernières décennies, la recherche pharmaceutique a décrypté la composition chimique des propriétés de nombreuses plantes médicinales. L'industrie pharmaceutique a réussi à reproduire chimiquement un grand nombre de leurs composantes et à découvrir de nouvelles combinaisons, pour le bénéfice de patients et celui de la protection des ressources naturelles (**Kunkele et Lobmeyer, 2007**).

Chaque plante est composée de milliers de substances actives, présentes en quantité variable. Ces principes actifs isolés ne sont pas d'une grande efficacité, mais lorsqu'ils sont prélevés avec d'autres substances de la plante, ils révèlent leur aspect pharmacologique (**Cieur et Carillon, 2012**). On parle alors de synergie, car contrairement aux médicaments

allopathiques qui ne sont composés que d'un seul principe actif, les médicaments phytothérapeutiques utilisent l'ensemble des constituants de la plante (**Donald, 2000**). Ces végétaux auraient des effets curatifs et préventifs chez leurs utilisateurs (**Simon, 2001**).

Les premiers produits de la photosynthèse sont des substances à basse molécularité nommés métabolites primaires : les oses (sucres), les acides gras et les acides aminés. Par la suite sont produits les métabolites spécialisés. Certains possèdent des vertus thérapeutiques (**Bruneton, 1999**).

I.3. Composantes et principes actifs des plantes médicinales :

I.3.1. Définition de principe actif :

C'est une molécule présentant un intérêt thérapeutique curatif ou préventif pour l'homme ou l'animal. Le principe actif est contenu dans une drogue végétale ou une préparation à base de drogue végétale (**Pelt, 1980**).

I.3.2. Types de principes actifs des plantes médicinales :

I.3.2.1. Les huiles essentielles :

Ce sont des molécules à noyau aromatique et caractère volatil offrant à la plante une odeur caractéristique et on trouve ces molécules dans les organes sécréteurs (**Iserin et al., 2001**). Ces huiles jouent un rôle de protection des plantes contre un excès de lumière et attirent les insectes pollinisateurs (**Dunstan et al., 2013**). Ils sont utilisés pour soigner des maladies inflammatoires telles que les allergies, eczéma, et soulagent les problèmes intestinaux (**Iserin et al., 2001**). Leur utilisation est également présente dans l'industrie cosmétique et alimentaire (**Kunkele et Lobmeyer, 2007**).

I.3.2.2. Les flavonoïdes :

Sont un groupe fréquent parmi les substances naturelles. Ils sont à l'origine de la coloration des feuilles, fleur, fruit ainsi que d'autres parties végétales. Les flavonoles, flavonones et flavones sont les trois groupes principaux existants (**Kunkele et Lobmeyer, 2007**). Les flavonoïdes sont des antibactériennes (**Wichtl et Anton, 2009**). Ils peuvent être exploités de plusieurs manières dans l'industrie cosmétique et alimentaire, et de l'industrie pharmaceutique, comme certains flavonoïdes ont aussi des propriétés anti-inflammatoires et antivirales (**Iserin et al., 2001**).

I.3.2.3. Les alcaloïdes :

Sont des substances naturelles azotées à réaction basique fréquente issus d'acides aminés. En général, ils portent le nom du végétal qui les contient (**Kunkele et Lobmeyer, 2007**). Tous les alcaloïdes ont une action physiologique intense, médicamenteuse ou toxique. Très actifs, les alcaloïdes ont donné naissance à de nombreux médicaments (**Delille, 2013**).

I.3.2.4. Substances amères :

Qui forment un groupe très diversifié de composants dont le point commun est l'amertume de leur goût. Cette amertume stimule les sécrétions des glandes salivaires et des organes digestifs, ces sécrétions augmentent l'appétit et améliorent la digestion. Avec une meilleure digestion, et l'absorption des éléments nutritifs adaptés, le corps est mieux nourri (**Iserin et al., 2001**).

I.3.2.5. Tanins :

C'est un terme provient d'une pratique ancienne qui utilisait des extraits de plantes pour tanner les peaux d'animaux (**Hopkins, 2003**). C'est une substance amorphe contenue dans de nombreux végétaux. Elle est employée dans la fabrication des cuirs car elle rend les peaux imputrescibles.

Elle possède en outre des propriétés antiseptiques mais également antibiotiques, astringentes, anti-inflammatoires, anti-diarrhéiques, hémostatiques et vasoconstrictrices (diminution du calibre des vaisseaux sanguins) (**Delille, 2013**). Les plantes contenant du tanin sont par exemple le chêne et la noix (**Kunkele et Lobmeyer, 2007**).

I.3.2.6. Glucosides :

Les glucosides sont des composés organiques très répandus, contenus dans un grand nombre de préparations pharmaceutiques. Outre les sucres (simples et composés) (**Kunkele et Lobmeyer, 2007**).

I.3.2.7. Les résines :

Matières nées d'un fluide dont la fonction est de limiter les pertes en eau du végétal dont elles sont issues. La résine la plus connue est l'ambre, résine fossile provenant de conifères (**Delille, 2013**).

I.3.2.8. Les phénols :

Sont des petites molécules constituées d'un noyau benzénique et au moins d'un groupe hydroxyle, ces phénols sont solubles dans les solvants polaires, leur biosynthèse dérive de l'acide benzoïque et de l'acide cinnamique (**Wichtl et Anton, 2009**). Les phénols possèdent des activités anti-inflammatoires, antiseptiques et analgésiques (**Iserin et al., 2001**).

I.3.2.9. Les glucosinolates :

Provoquent un effet irritant sur la peau, causant inflammation et ampoules. Appliqués comme cataplasme sur les articulations douloureuses, ils augmentent le flux sanguin dans la zone irritée, favorisant ainsi l'évacuation des toxines (**Iserin et al., 2001**).

I.3.2.10. L'amidon :

Est l'élément actif le plus courant du règne végétal et couvre une large proportion des besoins du corps en hydrates de carbone. L'industrie pharmaceutique utilise largement l'amidon dans la fabrication des comprimés, ou comme base pour les poudres et les pommades (**Kunkele et Lobmeyer, 2007**).

I.3.2.11. Les mucilages :

Forment des solutions à l'aspect visqueux et colloïdal qui calment les irritations de la toux et les bronchites. Ils ont une légère action laxative, atténuent les aigreurs d'estomac et ont un effet lubrifiant. Les végétaux qui en contiennent, sont utilisés dans le traitement des maladies infectieuses du tube digestif, comme les ulcères par exemple (**Kunkele et Lobmeyer, 2007**).

I.4. Modes de préparation et d'utilisation des plantes médicinales :

Les plantes médicinales peuvent s'employer de différentes manières. Voici la liste des préparations les plus courantes :

I.4.1. Infusions :

L'infusion est la façon la plus simple d'accommoder les feuilles et les fleurs pour obtenir des remèdes ou des boissons fortifiantes ou calmantes. On la prépare exactement comme le thé, à partir d'une seule plante ou d'un mélange de plusieurs, et on la boit chaude ou froide (**Iserin et al., 2001**).

I.4.2. Décoctions :

Pour extraire les principes actifs des racines, de l'écorce, des tiges et des baies, il faut généralement leur faire subir un traitement plus énergique qu'aux feuilles ou aux fleurs. Une décoction consiste à faire bouillir dans de l'eau les plantes séchées ou fraîches, préalablement coupées en petits morceaux. On peut la consommer chaude ou froide (**Iserin et al., 2001**).

I.4.3. Les huiles essentielles :

Avant d'employer les huiles essentielles, il faut les diluer dans une huile neutre (**Iserin et al., 2001**).

I.4.4. Teintures :

Sont des parties végétales fraîches, séchées, râpées, ou pilées (**Kunkele et Lobmeyer, 2007**). Ce sont des préparations médicinales traditionnelles, et pour obtenir une teinture, il suffit de laisser macérer une plante dans de l'alcool: les substances actives se dissolvant ainsi facilement, les teintures sont plus efficaces que les infusions ou les décoctions. D'un emploi simple, elles se conservent pendant deux ans (**Iserin et al., 2001**).

I.4.5. Poudres médicinales :

Les plantes (feuilles, fleurs, graines écorces) préparées sous forme de poudre obtenue par pulvérisation, dans un mortier ou dans un moulin, peuvent s'utiliser pour un soin interne ou externe. Les poudres sont parfois comprimées en cachets et parfois utilisées telles quelles (**Dellile, 2013**). Les poudres peuvent aussi être saupoudrées sur les aliments ou diluées. On les applique sur la peau, comme du talc, ou, mélangées avec des teintures, en cataplasme (**Iserin et al., 2001**).

I.4.6. Sirops :

Le miel et le sucre non raffiné sont des conservateurs efficaces qui peuvent être mélangés à des infusions et des décoctions pour donner des sirops et des cordiaux. Ils ont en outre des propriétés adoucissantes qui en font d'excellents remèdes pour soulager les maux de gorge. La saveur sucrée des sirops permet de masquer le mauvais goût de certaines plantes, de manière à ce que les enfants les absorbent plus volontiers (**Iserin et al., 2001**).

I.4.7. Huiles médicinales :

L'infusion d'une plante dans de l'huile permet d'extraire les principes actifs solubles dans l'huile. Les huiles médicinales élaborées à chaud sont portées à faible ébullition, tandis que celles élaborées à froid sont chauffées naturellement par le soleil. Les huiles médicinales ne doivent pas être confondues avec les huiles essentielles, constituants naturels des plantes qui ont des propriétés médicinales propres et un arôme distinct. Ces dernières peuvent être ajoutées aux huiles médicinales pour renforcer leur efficacité thérapeutique (**Iserin et al., 2001**).

I.4.8. Onguents-pommades :

Sont des préparations d'aspect crémeux réalisées à base d'huile ou de tout autre corps gras, dans laquelle les principes actifs des plantes sont dissous. Ils comprennent des constituants médicinaux actifs, tels que les huiles essentielles. On les applique sur les plaies pour empêcher l'inflammation (**Iserin et al., 2001**).

I.4.9. Cataplasmes :

Préparations de consistance pâteuse que l'on applique sur la peau. Ils sont particulièrement utiles dans le cas de blessures dont la cicatrisation est difficile, ou dans le cas de contusions profondes (**Delille, 2013**).

I.4.10. Crèmes :

On prépare une crème en associant de l'huile ou un autre corps gras à de l'eau, par un processus d'émulsion (**Iserin et al., 2001**).

I.4.11. Inhalations :

De la vapeur d'infusions à base de plantes médicinales qui contiennent des huiles éthérées (**Kunkele et Lobmeyer, 2007**). Les inhalations sont efficaces contre la bronchite, la sinusite, le rhume des foins et l'asthme. L'action conjuguée de la vapeur d'eau et des substances antiseptiques dégagent les sinus et les voies respiratoires (**Iserin et al., 2001**).

I.4.12. Macérations :

La chaleur détruisant les principes actifs des certaines plantes, une macération à froid est parfois plus indiquée qu'une décoction (**Iserin et al., 2001**). Cette méthode est particulièrement indiquées pour les plantes riches en huiles essentielles et permet de profiter pleinement des vitamines et minéraux qu'elles contiennent (**Delille, 2013**).

I.5. Utilisation des plantes médicinales en thérapeutique :

La plupart des espèces végétales contiennent des substances qui peuvent agir, à un niveau ou un autre, sur l'organisme humain et animal. On les utilise aussi bien en médecine classique qu'en phytothérapie. Elles présentent en effet des avantages dont les médicaments sont souvent dépourvus (**Iserin, 2001**). La raison fondamentale est que les principes actifs végétaux proviennent de processus biotiques répandus dans tout le monde vivant, alors que l'essentiel des médicaments de synthèse sont des xénobiotiques aux effets secondaires très mal maîtrisés (**Bruneton, 2009**).

Les plantes médicinales sont donc importantes pour la recherche pharmaceutique en tant qu'agents thérapeutiques, mais aussi comme matière première pour la synthèse des médicaments (**Decaux, 2002**). La tubocurarine, le relaxant musculaire le plus puissant dérive du curare. La morphine, alcaloïde caractéristique des papavers (*papaver somniferum*) est l'analgésique le plus puissant, utilisé dans la chirurgie lourde et la thérapie anticancéreuse. Il est difficile d'imaginer le monde sans la quinine (dérivée du genre *Cinchona*) qui est un alcaloïde anti-malarique, sans la digoxine (du genre *Digitalis*) qui est cardiotonique, ou encore l'éphédrine du genre (*Ephedra*) que l'on retrouve dans de nombreuses prescriptions contre le rhume, comme stimulateur de l'automatisme cardiaque et du centre respiratoire bulbaire (**Iserin, 2001 ; Bruneton, 2009**).

Les plantes aromatiques constituent une catégorie à part, par le fait qu'elles élaborent des substances volatiles, odorantes, caractéristiques appelées, huiles essentielles (**Iserin, 2001**). Ces plantes, connus depuis l'antiquité, sont généralement utilisées en médecine traditionnelle comme agents antibactériens et antifongiques. Ces propriétés antifongiques ont été confirmées par de nombreux travaux sur les souches de levures, de dermatophytes et d'*Aspergillus* (**Pinto et al., 2003 ; Salgueiro et al., 2003**), et présentent un potentiel thérapeutique, principalement dans les maladies fongiques impliquant les muqueuses, la peau et autres infections des voies respiratoires. Certaines espèces de *Juniperus*, sont aussi utilisées en médecine populaire comme antiseptiques (**Newall et al., 1996**). *Juniperus communis* est traditionnellement utilisée pour le traitement des infections urinaires, *Juniperus oxycedrus* est utilisée comme un remède pour les infections dermatologiques (**Cosentino et al., 2003**) et *Juniperus phoenicea* est considérée comme antimicrobien et antioxydant (**Bouzouita et al., 2008 ; Hayouni et al., 2007**).

II. Les métabolites secondaires :

II.1. Définition :

Ces substances naturelles issues des végétaux ont des intérêts multiples mis à profit en industrie agroalimentaire, en cosmétologie et en pharmacie. Parmi ces composés bioactifs on retrouve les métabolites secondaires. Ces substances font l'objet de nombreuses recherches basées sur les cultures in situ et in vitro de tissus végétaux. Les métabolites secondaires sont des substances dont les fonctions ne sont pas indispensables à la plante; la plupart de ces métabolites jouent un rôle dans la défense contre les prédateurs et les pathogènes. Ils interviennent également dans le but d'attirer les agents chargés de la pollinisation ou de la dissémination des fruits. Ils ont des rôles écologiques (allomone, phéromone...). Ces molécules furent sélectionnées au cours de l'évolution pour l'interaction qu'elles ont avec un récepteur d'un autre organisme (**Bahorun, 1997**).

II.2. Intérêts des métabolites secondaires :

II.2.1. Rôle pour la plante :

Les molécules issues du métabolisme secondaire remplissent des fonctions très importantes différents niveaux de la vie des plantes; on cite comme exemple:

- Co-piégeurs de photons: Lors de la photosynthèse certains pigments captent l'énergie lumineuse dans les mêmes longueurs d'ondes de la chlorophylle (**Bernard et al., 1974 ; Pell et al., 2002**).
- Guides à nectar en lumière visible ou en UV (exemple les flavonoïdes) (**Bernard et al., 1974**).
- Défense de la plante contre les virus, les microorganismes, les insectes, les herbivores et les autres plantes pour éliminer la concurrence (**Pell et al., 2002**). On note aussi que des très nombreuses molécules de métabolisme secondaire ont des propriétés thérapeutiques intéressantes comme les alcaloïdes, les hétérosides, les flavonoïdes, les tannins (**Pell et al., 2002**). Quelques exemples sont cités dans le tableau (03).

Tableau 01: Propriétés thérapeutiques de quelque métabolite secondaire des plantes (**Pell et al., 2002**).

Flavonoïdes	-Couleur et contrôle de la croissance et du développement des plantes, effet attracteur sur les insectes et les oiseaux pollinisateurs, rôle de phytoalexines (Bernard et al ., 1974). -Inhibiteurs d'enzymes, Activité anticancéreuse. -Antibactérienne, antifongique et hypoglycémiant (Pell et al., 2002). -Antioxydants.
Tanins	-Colorants naturels. -Antimicroorganismes(Pell et al., 2002).
Alcaloïdes	-Antitoxiques, défense contre les agressions des insectes et des animaux, control la croissance et la reproduction. Activité analgésique (cocaïne), contre la goutte (colchicine), diurétique (theobromine) excitant cardio- respiratoire (théophylline) (Pell et al., 2002).
Saponosides	-Activités analgésique, antidiabétique, anticancéreuse, cardiovasculaire, diurétique et spasmolytique. Activité hypoglycémiante (Pell et al., 2002).

II.2.2. Rôle pour l'Homme :

Les métabolites secondaires végétaux ont des intérêts multiples mis à profit dans l'industrie : en alimentation, en cosmétologie et en pharmacie. Ces composés sont en grande mesure illustrés en thérapeutique (**Lee et al., 2005**).

Tableau 02: Activités biologiques des composés phénoliques.(**M Saliha ,2009**).

Polyphénols	Activité
Acides Phénols (cinnamiques et benzoïques)	Antibactériennes, Antifongiques, Antioxydants
Coumarines	Protectrices vasculaires et antioedémateuses
Flavonoïdes	Anti tumorales, Anti carcinogènes, Anti-inflammatoires,

	Hypotenseurs et diurétiques Antioxydants
Anthocyanes	Protectrices capillaroveineux
Proanthocyanidines	Effets stabilisants sur le collagène Antioxydants, Anti tumorales, Antifongiques, Anti-inflammatoires
Tannins galliques et catéchiques	Antioxydants

II.3. Utilisations des métabolites secondaires :

III.3.1. En médecine :

Les métabolites secondaires qui font la base des remèdes pour l'Homme :

- En urologie, dermatologie, gastrites aiguës, toux, ulcères d'estomac, laxatifs, sommeil et désordres nerveux.
- Systèmes cardiovasculaires, ex : Flavoce est un médicament constitué par la flavone non substituée en combinaison avec la rutine et isoquercétine est utile dans le traitement de l'athérosclérose.
- Drogues immunostimulantes, antispasmodiques et anti-inflammatoire extraits des plantes.
- Contre le diabète.
- Les maladies du stress, ces métabolites ont une activité antioxydante, tels le thé noir, le thé vert et le cacao sont riches en composé phénoliques, parmi lesquels theaflavine, le resvératrol, le gallate et epigallocatechineprocyanidine (Mohammedi, 2006).
- Activité antimicrobienne, antivirale, antiparasitaire: depuis des périodes très anciennes ces substances naturelles ont joué un rôle important dans la découverte de nouveaux agents thérapeutiques tels : la quinine obtenue à partir du quinquina "Cinchona" a été avec succès employée pour traiter le malaria, Et l'arbre de thé (*Melaleuca alternifolia*) est renommé aussi pour ses propriétés : anti-infectieux, antifongiques, mais aucune plante n'est aussi efficace que les médicaments antirétroviraux pour arrêter la réplication du VIH (Cyril, 2001).

II.3.2. En alimentation :

Les épices et les herbes aromatiques contenant des diverses métabolites sont utilisées dans l'alimentation sont pour une bonne part responsables des plaisirs de la table, considérées comme condiments et aromates, ont été et reste très liée à leurs propriétés organoleptiques. Mais également ces métabolites trouvent leur utilisation comme suppléments diététiques (Cyril, 2001).

II.3.3. En cosmétique :

Des produits de beauté, parfums et articles de toilette, produits d'hygiène (Cyril, 2001).

II.4. Classification des métabolites secondaires :

Les métabolites secondaires sont produits en très faible quantité, il existe plus de deux cent mille (200 000) métabolites secondaires classés selon leur appartenance chimique en l'occurrence, les terpènes, les alcaloïdes, les composés acétyléniques, les cires, et les composés phénoliques (Cuendet, 1999 ; Vermerris, 2006). On distingue trois classes principales: (Bellaw ,2012).

- Les composés aromatiques ou polyphénols (acides phénoliques flavonoïdes, anthocyanines tannins) et les quinones.
- Les alcaloïdes.
- Les terpénoïdes et leurs dérivés.

II.4.1. Les composés phénoliques :

II.4.1.1. Généralités :

Les composés phénoliques également dénommés les polyphénols, sont des métabolites secondaires présents chez toutes les plantes vasculaires (Lebham, 2005), ce qui signifie qu'ils n'exercent pas de fonction directe au niveau des activités fondamentales de l'organisme végétal, comme la croissance ou la reproduction (Guignard, 2001).

Ils constituent un des groupes les plus nombreux et largement distribué des substances dans le royaume des végétaux, avec plus de 8000 structures phénoliques connues (Mohammedi, 2006).

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 I. N. E. S. and Leighton F. E. D. E, 2000**).

Les composés phénoliques participent activement aux interactions de la plante avec son environnement en jouant soit le rôle des signaux de reconnaissance entre les plantes, ou bien lui permettant de résister aux diverses agressions vis-à-vis des organismes pathogènes. Ils participent de manière très efficace à la tolérance des végétaux à des stress variés, donc ces composés jouent un rôle essentiel dans l'équilibre et l'adaptation de la plante au sein de son milieu naturel (**Macheix et al., 2005**).

II.4.1.2. Localisation :

Ils sont présents dans toutes les parties des végétaux (racines, tiges, feuilles, fleurs, pollens, fruits, graines et bois) (**Bessas et al., 2008**). Ils sont présents aussi dans diverses substances naturelles comme les fruits rouges, le raisinetc. (**Laraoui, 2007**). Parmi les composés phénoliques, dont 8000 sont connus : les flavonoïdes, les quinones phénoliques, ligands, les xanthones, les coumarines et d'autres classes existent en nombre considérable (**Bessas et al., 2008**).

II.4.1.3. Classification des composés phénoliques :

La classification des polyphénols est basée essentiellement sur la structure, le nombre de noyaux aromatiques et les éléments structuraux qui lient ces noyaux. On peut distinguer deux catégories: les composés phénoliques simples et les composés phénoliques complexes. (**Gibbs, 1976 ; Pascual-Reguera et al., 1997**).

II.4.1.3.1. Polyphénols simples :

➤ Acides phénoliques :

Ce sont des composés possédant une fonction acide en plus de la fonction phénol (**Hennebelle et al., 2004**), représentés par deux groupes essentiels: les acides hydroxybenzoïques et les acides hydroxy cinnamiques. Ils sont constitués d'un noyau phénolique et d'une chaîne latérale insaturée en C3 (**Bruneton, 1999**). Ces acides abondant dans les aliments se présentent sous forme d'esters, soit solubles s'accumulant dans les

vacuoles, ou bien insolubles comme constituants de la paroi cellulaire (Manach et al., 2004).

➤ **Flavonoïdes :**

Du latin flavus, jaune, sont des substances généralement colorées très répandues chez les végétaux: on les trouve dissoutes dans les vacuoles à l'état d'hétérosides ou comme constituant des plastes particuliers, les chromoplastes (Guignard, 2001).

les flavonoïdes ont tous la même structure chimique de base, ils possèdent un squelette carboné de quinze atomes de carbones constitué de deux cycles aromatiques (A) et (B) qui sont reliés entre eux par une chaîne en C3 en formant ainsi l'hétérocycle (C)(W, Erdman et al., 2007).

Généralement, la structure des flavonoïdes est représentée selon le système C6-C3-C6 (Emerencianoetal., 2007) en formant une structure de type diphenyle propane dont des groupements hydroxyles, oxygènes, méthyles, ou des sucres peuvent être attachés sur les noyaux de cette molécule (Narayanaetal., 2001 ; Malešev et al., 2007).

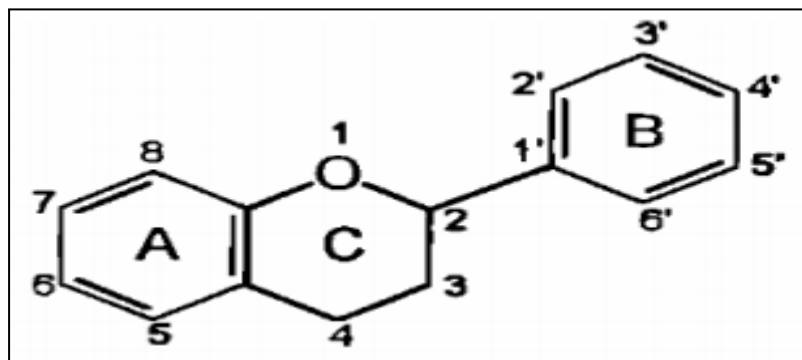


Figure 01: Structure chimique de base des flavonoïdes (Krishna et al., 2001).

Les flavonoïdes sont présents dans une grande variété d'aliments (fruits, légumes, céréales, jus de fruits, thé et vin ...).

Il existe plusieurs classes de flavonoïdes, dont les principales sont les flavones, les flavonols, les flavan-3-ols, les isoflavones, les flavanones et les anthocyanidines. La structure de base de ces différents flavonoïdes peut subir de nombreuses substitutions, les groupements hydroxyles étant généralement en positions 4, 5 et 7. Ces substances existent généralement sous forme de glycosides (Afanas'eva et al., 2001).

➤ **Alcools phénoliques :**

Un alcool phénolique est un composé organique possédant au moins un alcool aliphatique et un hydroxyle phénolique. Le tyrosol (4-hydroxyphenylethanol) et hydroxytyrosol (3,4 dihydroxyphenylethanol) sont les principales molécules de cette classe.

Ces composés sont très abondants dans l'olive (fruit et feuille), libres ou associés à l'acide élénolique (**Moridani et al., 2003 ; Fukuzawa et al., 2005**).

III.4.1.3.2. Polyphénols complexes (tannins) :

Les tannins sont des composés phénoliques très abondants chez les angiospermes, les gymnospermes (tannins condensés) et les dicotylédones (tannins hydrolysables). Ces composés ont la capacité de se combiner et de précipiter les protéines. Ces combinaisons varient d'une protéine à une autre selon les degrés d'affinités.

Le terme tannin vient de la source de tanins utilisée pour le tannage des peaux d'animaux en cuir. Dans ce processus, les molécules de tanins se lient aux protéines par des liaisons résistantes aux attaques fongiques et bactériennes.

Selon la structure, on a deux types de tannins: les tannins hydrolysables et les tannins condensés, dits aussi: pro anthocyanidines (**Harborne 1997**).

➤ **Les tannins hydrolysables :**

Sont formés par liaison de plusieurs acides galliques à un carbohydrate (généralement le glucose). On parle de gallotannins, aussi des unités galloyles peuvent être ajoutées par liaisons esters, généralement en position C3 de l'acide gallique. Et les unités d'acide gallique voisines s'accouplent formant les esters d'acide hexahydroxydiphénique, dits : ellagitannins. Ces deux groupes, les gallotannins et les ellagitannins sont appelés tannins hydrolysables. Comme leur nom l'indique, ces composés peuvent être dégradés en fragments simples (acides phénols et sucres).

L'acide gallique provient de la β -oxydation des composés C6 -C3, comme l'acide coumarique ou les acides oxygénés correspondants. Mais, l'acide shikimique est considéré comme le meilleur précurseur (**Seigler, 1998**).

➤ **Les tannins condensés :**

Les tanins condensés, appelés aussi les pro anthocyanidines sont des polymères formés d'unités répétitives monomériques qui varient par leur centre asymétrique et leur degré d'oxydation. Les formes naturelles monomériques des flavan-3-ols se différencient par la stéréochimie des carbones asymétriques C2 et C3 et par le niveau d'hydroxylation du noyau B. On distingue ainsi les catéchines (di hydroxylées) des gallocatéchines (trihydroxylées)(**Ben Abbes, 2011**).

II.4.2. Les alcaloïdes :

II.4.2.1. Généralités :

Le terme «alcaloïde» a été introduit par W. Meisner au début du XIX^{ème}. La définition admise des alcaloïdes est celle donnée par Winterstein et Trier en 1910. Un alcaloïde est une substance organique azotée d'origine végétale à caractère alcalin et présentant une structure moléculaire hétérocyclique complexe(**Badiaga, 2011**).

Généralement, les alcaloïdes sont produits dans les tissus en croissance : jeunes feuilles, jeunes racines. Puis, ils gagnent ensuite des lieux différents et, lors de ces transferts, ils peuvent subir des modifications. Ainsi, la nicotine, produite dans les racines, migre vers les feuilles où elle est diméthyle. Chez de nombreuses plantes, les alcaloïdes se localisent dans les pièces florales, les fruits ou les graines, ces substances sont trouvées concentrées dans les vacuoles (**Krief, 2003**). Ce sont des composés relativement stables qui sont stockés dans les plantes en tant que produits de différentes voies biosynthétiques (**Mauro, 2006**).

Le plus souvent, la synthèse de ces alcaloïdes s'effectue au niveau de site précis (racine en croissance, cellules spécialisées de laticifères, chloroplastes); ils sont ensuite transportés dans leur site de stockage (**Rakotonanahary, 2012**).

II.4.2.2. Structure :

Un alcaloïde est un composé organique hétérocyclique avec l'azote comme hétéroatome, sa structure moléculaire est complexe plus ou moins basique et doué de propriétés physiologiques prononcées même à faible dose (**Bruneton, 1999**).

L'atome de l'azote provient, en général, d'un acide aminé dont la structure carbonée reste souvent intacte dans la structure finale de l'alcaloïde (**Bruneton, 1999**).

II.4.2.3. Classification des alcaloïdes :

Les alcaloïdes vrais représentent le plus grand nombre d'alcaloïdes, sont toxiques et disposent d'un large spectre d'activités biologiques. Ils dérivent d'acides aminés et comportent un atome d'azote dans un système hétérocyclique. Ils sont présents dans les plantes, soit sous forme libre, soit sous forme de sel, soit comme N-Oxyde (**Badiaga, 2011**).

Les pseudo-alcaloïdes présentent le plus souvent toutes les caractéristiques des alcaloïdes vrais, mais ne sont pas des dérivés des acides aminés (**Badiaga, 2011**). Dans la majorité des cas connus, ce sont des dérivés d'isoprénoïdes (alcaloïdes terpéniques) et du métabolisme de l'acétate (**Cyril, 2001**).

Les proto-alcaloïdes sont des amines simples dont l'azote n'est pas inclus dans un hétérocycle, ils ont un caractère basique et sont élaborés in vivo à partir d'acide aminé. Ils sont souvent appelés « amines biologiques » et sont soluble dans l'eau (**Badiaga, 2011**).

II.4.2.4. Propriétés des alcaloïdes :

Les alcaloïdes sont caractérisés par une solubilité faible dans l'eau, facilement soluble dans l'alcool et peuvent donner des colorations spécifiques avec certains réactifs (réactifs de Mayer, de Dragendorf, de Wasicky, de Bouchardat), ils exercent en générale de puissantes action pharmacologique.

Les alcaloïdes ayant des masses moléculaires très variables de 100 à 900 g/mol. La plupart des bases non oxygénées sont liquides à température ordinaire celles qui comportent dans leur formule de l'oxygène sont des solides cristallisables, rarement colorés(**Rakotonanahary, 2012**).

II.4.3. Les terpenoïdes :

II.4.3.1. Définition :

Le terme terpène inventé par Kekulé, vient de leur origine historique de l'arbre de terebinth: « Pistacia Terebinthus » (**Ayad, 2008**)

Le terme de terpénoïdes est attribué à tous les composés possédant une structure moléculaire construite d'un monomère à 5 carbones appelé isoprène, ces composés sont majoritairement d'origine végétale (Malecky, 2005). Synthétisés par les plantes, organismes marins, les champignons et même les animaux (Benaïssa, 2011).

L'exploitation de ces composés s'effectuait sous forme d'huiles extraites de plantes (huiles essentielles) par le moyen de la distillation (Malecky, 2005).

II.4.3.2. Structure des terpénoïdes :

Les terpènes sont des hydrocarbures naturels, de structure soit cyclique soit à chaîne ouverte : leur formule brute est $(C_5H_X)_n$ dont le X est variable en fonction du degré d'insaturation de la molécule et n peut prendre des valeurs (1-8) sauf dans les poly terpènes qui peut atteindre plus de 100 (le caoutchouc). La molécule de base est l'isoprène de formule C_5H_8 .

Le terme terpénoïdes désigne un ensemble de substances présentant le squelette des terpènes avec une ou plusieurs fonctions chimiques (alcool, aldéhyde, cétone, acide, lactone, etc.) (Malecky, 2005 ; Benaïssa, 2011).

II.4.3.3. Classification des terpenoïdes :

La classification des terpenoïdes est basée sur le nombre de répétitions de l'unité de base isoprène en donnant des hémiterpènes (C_5), monoterpènes (C_{10}), sesquiterpènes (C_{15}), diterpènes (C_{20}), sesterpènes (C_{25}), triterpènes (C_{30}), tetraterpènes (C_{40}) et polyterpènes (Mebarki, 2010).

Le terpénoïde le plus simple est un hydrocarbure, l'isoprène (C_5H_8). On peut classer tous les terpénoïdes en fonction du nombre de leurs unités isoprène (Raven et al, 2000).

II.4.3.4. Activités biologiques de composés triterpéniques :

Les activités biologiques des triterpènes sont diverses, ces composés étant reconnus comme antimicrobiens, antimycotiques, virostatiques, toniques, hémolytiques, cytostatiques immun modulateurs, hépatoprotecteurs, ce qui peut les rendre favorables à l'usage pharmacologique (Muffler et al, 2011), mais la plus importante des activités biologiques des triterpènes, est celle d'anti-inflammatoire non-stéroïdienne (Grigoraș, 2012).

II.4.3.5. Huiles essentielles :

II.4.3.5.1. Définition :

Les huiles essentielles sont des composants liquides et hautement volatiles des plantes, marqués par, un forte et caractéristique odeur, les terpènes (principalement les monoterpènes) représentent la majeure partie (environ 90%) de ces composants (**Hamdani, 2012**). Ils constituent entre autre le principe odoriférant des végétaux. Ces molécules sont employées comme condiment (girofle) ou comme parfum (rose, lavande)(**Belbache, 2003**).

Les huiles essentielles ne contiennent pas de corps gras (lipides) (**Khenaka, 2011 ;Hamdani, 2012**) Usuellement, sont obtenues par hydro-distillation, et elles sont plus ou moins modifiés au cours de la préparation (**Rakotonanahary, 2012**).

II.4.3.5.2. Effets biologiques :

Plusieurs activités sont attribuées aux huiles essentielles: cholérétique, cicatrisante, neurosédative, spasmolytique, digestive, stomachique, antimicrobienne, anti-inflammatoire, désinfectante du système respiratoire (**Inouyeetal., 2001**), acidifiante, tonicardiaque, fluidifiante du sang, antivenimeuse, antispasmodique, pour la conservation tissulaire, sédation épidermique locale, revitalisation par oxygénation et défloculation du sang...etc (**Bernad, 2000**).

III. Description de la plante « *Urtica dioica* » :

III .1 Historique :

Vénérée par les anciens peuples indo-européens des milliers d'années avant l'ère Chrétienne, mais souvent méprisée par le citadin, cette plante pourtant exceptionnelle de par la qualité de ses protéines, de sa richesse en vitamines et en minéraux, a été largement utilisée dans le monde rural et principalement dans les pays froids tels que la Scandinavie, l'Ecosse, la Prusse. Elle occupe une place particulière dans la culture allemande, notamment au nord de l'Allemagne où on l'a cultivée jusqu'à la seconde guerre mondiale et commercialisée comme n'importe quel légume. En ce XXI siècle, la tendance est le retour au « naturel » plutôt que de produire des substances de synthèse. (Bernard B .,2010).

On s'intéresse de nouveau aux éléments issus directement de notre environnement. C'est pourquoi des études se multiplient notamment sur des plantes indigènes. Certaines de ces plantes ont la réputation d'être une panacée et d'autres un « produit miracle » : l'ortie dioïque ou (*Urtica dioica* L.) a l'originalité de correspondre à ces deux catégories donc il ne faut surtout pas s'arrêter à la première impression liée au contact de cette plante qui provoque une piqûre douloureuse. (Bertrand et Jeanne.,2000).

C'est sans doute ce qui explique que l'ortie est tombée un peu dans l'oubli. On redécouvre actuellement ses qualités ainsi que ses nombreuses applications dans des domaines aussi variés que thérapeutiques, textiles, culinaires ou agricoles. Toutes raisons suffisantes pour l'étudier afin de découvrir ou redécouvrir ce que cette plante sauvage peut nous apporter. (valerie2010).

III.2. Dénomination de l'ortie :

a. Nom vernaculaire arabe :

Plusieurs appellations en arabe ont été citées par Beloued (2001) dont parmi : *Horaig, Bent ennar, Bou zegdouf*.

b. Nom vernaculaire français :

Ortie se disait *Urtica* en latin, mot venant lui-même du verbe *urere* signifiant le verbe brûler faisant allusion aux piqûres brûlantes des poils (Beloued,2001) .

Le nom d'espèce *dioïca*, dioïque en français concerne un végétal dont les fleurs mâles et femelles sont portées par des pieds différents (Valnet, 1992 ; Bertrand, 2008). Ortie dioïque, grande ortie (ortie commune, ortie vivace, ortie majeur, ortie féminine ou ortiefemelle, ortie de grain, ortie a tige rouge) (Bertrand, 2008 ; Fleurtin, 2008).

III.3. Origine et aire de répartition :

Originnaire d'Eurasie, l'ortie s'est répandue dans toutes les régions tempérées du monde. On la rencontre plus en Europe du sud, en Afrique du nord, en Asie et largement distribuée en Amérique du nord et du sud (Brisse et al., 2003).

III.4. Classification et caractères botaniques :

L'ortie dioïque, genre *urtica* espèce *dioïca*, appartient à la famille des Urticacées. Cette famille comprend près d'une cinquantaine de genres et plus de 700 espèces, elle est présente partout dans le monde. On distingue les Urticacées avec poils urticants (genre *urtica*) ou sans (genres *Parietaria* et *Boehmeria*) (Apgil, 2003). Une trentaine d'espèces présentes dans le monde sauf à Madagascar et en Afrique du Sud où l'ortie est absente. (Bombardelli, Morazzoni, 1997). *Urtica dioïca* (grande ortie) la plus commune en France ; *Urtica urens* (ortie brûlante) ; *urtica Pilulifera* (ortie à pilule, ortie romaine) ; *Urtica membranacea* (ortie à membrane) (Valnet, 1992; Tessier, 1994 ; Diederiches, 2005 ; Moutsie, 2008).

Selon Quezel & Santa (1963), la classification qu'occupe *Urtica dioïca* dans la systématique est la suivante:

Tableau 03 : Classification d'*Urtica dioïca* (Quezel & Santa, 1963),

Règne	Plantae
Embranchement	Spermaphytes
Sous-embranchement	Angiospermes.
Classe	Eudicots.
Ordre	Rosales.
Famille	Urticaceae.
Genre	<i>Urtica</i> .
Espèce	<i>Urtica dioïca</i> .

III.5. Description générales :

L'ortie est une plante herbacées vivace, vigoureuse et à longue durée de vie par un rhizome jaune rampant, nitrophile, couverte de poils crochus irritants elle peut atteindre 1,50mètre de haut (Beloued,2001).



Figure 02 : La plante originale : *Urtica dioica*

III.5.1. La feuille :

Urtica dioica est constituée de feuilles simples charnues, tombantes dentelées, grossièrement en forme de coeur, et la tige sont recouverts de poils urticants blanc (**Alternative medicine review,2007**). Les feuilles simples à long pétiole sont opposées deux à deux, de couleur vert foncé en raison de leur richesse en chlorophylle (**schaffner,1992 ; moutsie,2008**).



Figure 03 : Feuille d'*Urtica dioica*(**schaffner,1992**).

III.5.2.la tige :

Dressée, velue, non ramifiée et quadrangulaire portant des poils urticantes et des poils courts, très fibreuse porte des feuilles opposées ovales, acuminées fortement dentées sur les bords, à grossedents ovales- triangulaires (**Schaffner, 1992**).

III.5.3. Les fleurs :

Sont déposées en grappes ramifiées, allongées et pendentes, les grappes se situent à l'aisselle des feuilles comme déjà dit, la *grande ortie* est dioïque car elle porte les fleurs femelles et mâles sur des plants différents, alors que l'ortie brûlante est monoïque (Boullard, 2001 ; Fleurentin, 2008).

- **Fleurs femelles** : Elles ont 4 sépales et un ovaire velu de couleur verdâtre, les grappes qui les portent pendent, en particulier lorsque les graines se forment, elles sont dépourvues de nectar (Moutsie, 2008).
- **Fleurs mâles** : Elles ont 4 sépales et 4 étamines, elles sont portées par longues grappes serrées très rameuses, développées par paires, à l'aisselle des feuilles. Chaque étamine libère environ 15000 grains de pollen jaune, à la réputation allergisante (Moutsie, 2008).
- **La floraison** est estivale, soit du printemps jusqu'au début d'automne (Fletcher, 2007).



Figure 04 : Fleur d'*Urtica dioica* (Moutsie, 2008).

III.5.4. Le fruit et la graine :

Le fruit d'*Urtica dioica* est constitué d'un akène ,formé dans un calice persistant, contient une graine provenant des panicules à maturité,leur couleur sable à jaune – brun, de forme aplatie,ovoïde et pointue,mesure 1.0 à 1.5 mm de long sur 0.7 à 1.0 mm de large. Son extrémité pointue porte des restes de stigmates pénicillés. Ces fruits sont très souvent entourés de deux petites feuilles extérieurs, étroites,et de deux feuilles intérieurs plus grandes,larges et de couleurs vertes ou de leurs restes (**wichtl et anton,2003**).

III.5.5. Les racines :

Ce sont des rhizomes – tiges souterraines, jaunâtres, traçants et abondamment ramifiés qui développent chaque année de nouvelles pousses, d'où le caractère par fois envahissant de l'ortie ils fixent l'azote de l'air grâce à l'action de micro – organismes (*Rhizobium frankia*) qui vivent en symbiose avec l'ortie (**moutsie,2008**).



Figure 05 : Racine d'*Urtica dioica* (**moutsie,2008**).

III.5.6. Les poils (L'action urticante) :

L'action urticante est due au liquide contenu dans les poils et qui est libéré au moindre choc qui casse leur extrémité, les transformant ainsi en une véritable aiguille hypodermique. Ce liquide contient de l'acétylcholine, de l'histamine et d'après des travaux publiés en 1990. Les poils urticants contiennent de l'histamine, de l'acide formique, de l'acide acétique, de l'acétylcholine, de l'acide butyrique, que des leucotriènes, de la 5-hydroxytryptamine (sérotonine) ainsi que d'autres substances irritantes (fleurentin, 2008).



Figure 06: Poil urticante d'*Urtica dioica* (fleurentin, 2008).

IV. Matériels et méthodes :

IV.1. Matériel végétal :

L'intérêt de ce travail est la valorisation d'une plante médicinale (*Urtica dioica*) poussant à l'état spontané dans la région de Bouhajar de la willaya d'El tarf.

La plante étudiée été choisie essentiellement sur la base de leur intérêt et leur fréquence d'emploi grâce à l'enquête ethno-pharmacologique effectuée au cours de cette étude auprès des tradi-thérapeutes, des herboristes et des personnes utilisant ou vendant les plantes médicinales.

IV.2. Collecte du matériel végétal :

Le matériel végétal utilise est constitué des feuilles et tiges d'*Urtica dioica* récoltée dans la région de Bouhajar de la willaya d'El tarf en février 2022.

Le séchage s'est fait à la température ambiante, à l'abri de la lumière et de l'humidité afin d'éviter la dégradation des principes actifs et le développement des moisissures (**Catier et Roux, 2007**).

Après séchage, la plante a été broyée et stockées soigneusement dans un endroit sec en vue de leur analyse.



Figure 07 : Photo original de la plante *Urtica dioica* L.

IV.3. Préparation des extraits bruts de la plante :

IV.3.1. Macération :

L'extrait brut des échantillons étudiés est obtenu par macération. Ce type d'extraction est un simple contact entre le support solide et le solvant.

IV.3.1.1 Préparation de l'extrait aqueux :

La macération consiste à émerger 5g de poudre d'*Urtica dioica* dans 100ml de l'eau distillée, pendant 24 heures.

Ensuite, la filtration est réalisée sur papier filtre, la solution obtenue est séchée dans l'étuve ventilée (60°C) pendant 24H pour obtenir une poudre ou pâte qui est conservée à 4°C jusqu'à son utilisation. (Khosravi et al., 2013).



Photo 01 : Filtrer puis sécher l'extrait (Badi Y, 2022)

Les rendements des extraits ont été calculés en utilisant la formule suivante :

$$\text{Rendement (\%)} = m_0/m_1 \times 100$$

m₀ : Masse en gramme de l'extrait brut évaporé.

m₁ : Masse en gramme de la matière végétale initiale sèche (5 g).

IV.3.2. Extraction par soxhlet :

IV.2.1. Mode opératoire :

(20g) des feuilles et tiges ont été placés dans une cartouche de cellulose, celle-ci est placée à son tour dans l'appareil de Soxhlet et chauffé à 37°C.

Ce dernier est monté sur un ballon contenant 150ml méthanol, l'extrait de feuille et tiges en première étape est extraite à chaud pendant 05 heures (au moins 06 cycles sont nécessaires pour un équipement total de la plante).



Photo 02: Soxhlet utilisé pour l'extraction de l'extrait méthanolique brut de plante (Badi Y, 2022).

L'extrait est ensuite filtré puis évaporé sous pression réduite à sec ($T^{\circ}=40\text{à}50^{\circ}\text{C}$) par un évaporateur rotatif.



Photo 03 : Rota vapeur utilisé pour concentrer sous vide des extraits méthanolique bruts de plante (**Badi Y, 2022**).



Photo 04: L'extract méthnolique brut de la plante obtenu (**Badi Y, 2022**).

Les rendements des extraits ont été calculés en utilisant la formule suivante :

$$\text{Rendement (\%)} = m_0/m_1 \times 100$$

m0 : Masse en gramme de l'extract brut évaporé.

m1 : Masse en gramme de la matière végétale initiale sèche (5 g).

IV.4. Analyse des composés phytochimiques :

IV.4.1. Dosage des polyphénols totaux :

a/ Principe :

Une réaction d'oxydoréduction est à la base de ce dosage. Le réactif de Folin-ciocalteu est un acide de couleur jaune constitué par un mélange d'acides phosphotungstique ($H_3PW_{12}O_{40}$) et d'acide phosphomolybdique ($H_3PMO_{12}O_{40}$). Il est réduit au cours de l'oxydation des phénols en un mélange d'oxydes bleus de tungstène (W_8O_{23}) et de molybdène (Mo_8O_{23}). Cette coloration bleue dont l'intensité est proportionnelle aux taux de composés phénoliques présents dans le milieu donne un maximum d'absorption entre 700 et 750 nm.

b/ Protocole :

Le dosage des polyphénols est réalisé selon la méthode de **Dewanto et al., (2002)** reprise et modifiée par **Medjeldi et al., (2018)**. A 100 μ l d'extrait (dilution appropriée) ou de standard, on ajoute 400 μ l du réactif de Folin-ciocalteu (dilué 10 fois dans de l'eau ultra pure). Le mélange réactionnel est agité, puis après 5 mn, la couleur bleue apparue est intensifiée et stabilisée par l'ajout de 500 μ l de sodium (Na_2CO_3) à 7.5 %. Après agitation au vortex, le mélange est incubé pendant 1h à l'obscurité et à température ambiante. La densité optique (DO) est mesurée à $\lambda=725$ nm, à l'aide d'un spectrophotomètre (JENWAY 6300). Le tube « blanc » ne contenant pas d'extrait, sert à ajuster le zéro de l'appareil.

La quantification des polyphénols est réalisée à partir d'une gamme étalon d'acide gallique en concentrations finales (0.031 à 0.5 mg/ml) en milieu aqueux.

Les teneurs en polyphénols sont exprimées en mg d'équivalent d'acide gallique par gramme de matière fraîche (mg EAG/g MF).

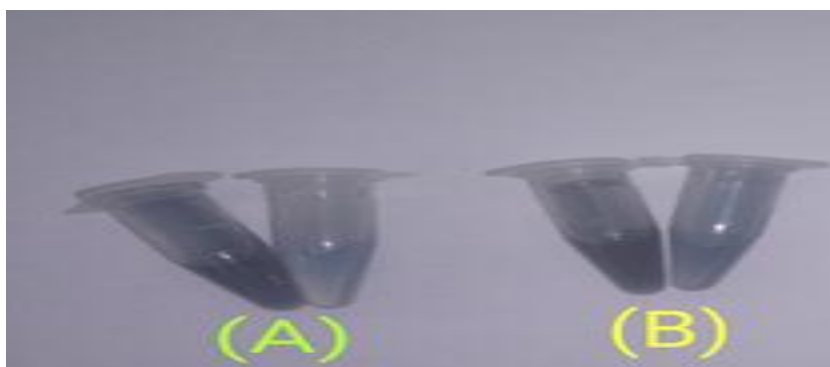


Photo 05 : Dosage des polyphénols de la plante d'*Urtica dioica*

(A) : pour l'extrait aqueux (EA), (B): pour l'extrait méthanol-Eau (EME) (**Badi Y, 2022**)

VI.4.2. Dosage des flavonoïdes :

a/ Principe :

La formation d'un complexe entre les flavonoïdes et le chlorure d'aluminium est à la base de ce dosage spectrophotométrique

b/ Protocole :

Le dosage des flavonoïdes est effectué selon la méthode rapportée par **Medjeldi et al., (2018)**. Une prise de 100 μl d'échantillon convenablement dilué est mélangée à 400 μl d'eau distillée et 30 μl de NaNO_2 (5%). Après 5 mn de repos, on ajoute 60 μl d'une solution d' $\text{AlCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ (10%) fraîchement préparée puis après 6 mn d'incubation, on ajoute 200 μl de NaOH (1M). le mélange réactionnel est ajusté à 1 ml avec de l'eau distillé. Après une incubation de 1 h à l'obscurité, la lecture de l'absorbance est faite à 510 nm contre le tube « blanc » dans lequel l'extrait est remplacé par le solvant d'extraction.

Une gamme étalon de catéchine à des concentrations finales allant de 0 à 60 $\mu\text{g/ml}$ est utilisée pour la quantification des flavonoïdes. Les teneurs en flavonoïdes sont exprimés en milligramme d'équivalent de catéchine par gramme de matière fraîche (mg EC/g MF).



Photo 06 : Dosage des flavonoïdes de la plante d'*Urtica dioica*

(A) : pour l'extrait aqueux (EA), (B) : pour l'extrait méthanol-Eau (EM) (**Badi Y, 2022**)

VI.4.3. Dosage des tanins condensés :

a/ Principe :

En présence d'acide concentré, les tanins condensés se dépolymérisent et en réagissant avec la vanilline, se transforment en anthocyanidols de couleur rouge spécifique, mesurable par spectrophotométrie.

b/ Protocole :

Les tanins condensés sont analysés par la méthode colorimétrique (**Medjeldi et al., 2018**). Une prise de 100 μ l de l'extrait convenablement dilué est mélangée avec 600 μ l de vanilline (4%) fraîchement préparé et 300 μ l de HCL concentré. La solution obtenue est homogénéisée par agitation, puis maintenue au repos pendant 30 mn à l'obscurité. L'absorbance est mesurée à 500 nm.

La gamme étalon est préparée avec à des concentrations finales de catéchine allant de 0 à 60 μ g/ml. Les teneurs en tanins sont exprimées en milligramme d'équivalent de catéchine par gramme de matière sèche (mg EC/g MF).

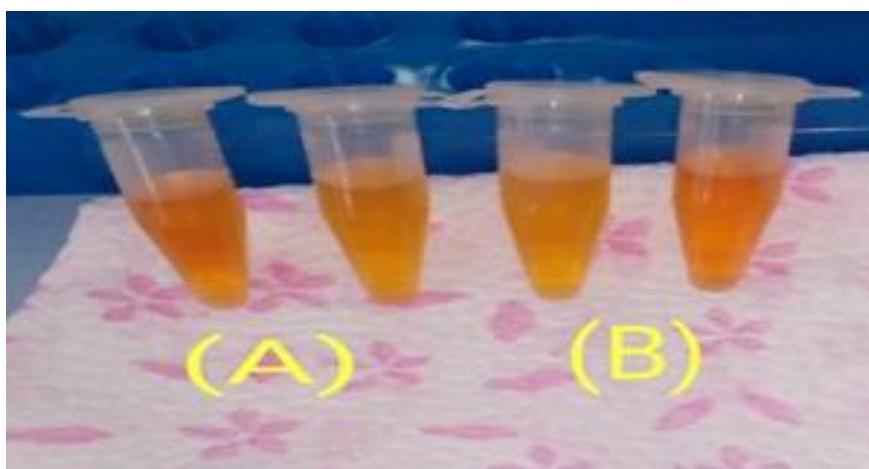


Photo 07 : Dosage des tanins condensés de la plante d'*Urtica dioica*

(A) : pour l'extrait aqueux (EA), (B) : pour l'extrait méthanol-Eau (EM) (**Badi Y, 2022**).

IV.5. Screening phytochimiques :

- **Les alcaloïdes :** 1g de la poudre de la plante séchée et broyée sont mélangés avec 10ml d'HCl à 5% dans un récipient. Après une demi-heure de macération. On filtre le mélange on additionne ou filtrat quelque gouttes de réactif de Mayer, l'apparition d'un précipité blanc jaunâtre indique la présence d'alcaloïdes (**Harborne J, 1998**).
- **Les saponosides (test de mousse) :** 1g de la poudre sèche est pesé dans une fiole dans laquelle 10ml d'eau distillée sont ajoutés et bouillis pendant 5mn, le mélange est filtré, 2,5ml du filtrat sont ajoutés à 10ml d'eau distillée dans un tube à essai. Le tube est secoué vigoureusement pendant 30s puis on laisse reposer une demi-heure. Une mousse alvéolaire révèle la présence des saponines (**Sofowora E, 1994**).
- **Les flavonoïdes :** 10g de la poudre sont macérés dans 150ml d'HCl à 1% pendant 24h. Après avoir filtré le mélange, on procède au test suivant :

On prend 10ml du filtrat, on le rend basique par l'ajout du NH_4OH , après trois heures, l'apparition d'une couleur jaune clair dans la partie supérieure du tube à essai indique la présence des flavonoïdes (**Harborne J, 1984**).

- **Les tannins** : 10g de poudre sèche, sont placés dans 100ml de MeOH à 80%. Après 15mn d'agitation les extraits sont filtrés et mis dans des tubes. L'ajout de gouttes d'une solution de FeCl_3 à 1% permet de détecter la présence ou non des tannins. La couleur bleu ou vert indique la présence des tannins (**Sofowora E, 1994**).
- **Les coumarines** : 1g de la matière végétale est placé dans un tube, en présence de quelques gouttes d'eau distillée. Le tube est recouvert avec de papier imbibé de NaOH dilué et porté à ébullition toute fluorescence jaune témoigne de la présence de coumarines après examens sous UV (**Harborne J, 1998**).
- **Les cardénolides** : 1g de poudre sèche est macéré dans 20ml d'eau distillée pendant 3h, après filtration, on prélève 10ml de filtrat et on l'extrait avec un mélange de 10ml de CHCl_3 et de $\text{C}_2\text{H}_5\text{OH}$. On évapore la phase organique, puis dissout le précipité dans 3ml de CH_3COOH glacial, en ajoutant quelques gouttes de FeCl_3 et 1ml de H_2SO_4 concentré sur les parois du tube à essai, l'apparition d'une couleur vert-bleu dans la phase acide indique la présence des cardénolides (**Harborne J, 1984**).
- **Les stérols** : macérer 1g de poudre sèche dans 20ml d'éther pendant 24h, filtrer puis évaporer, le résidu obtenu est dissous dans l'anhydride acétique, l'addition d'acide sulfurique pur développe en présence des produits stérolique, une coloration mauve vire ou vert (**Bouquet.A,1972**).
- **Les huiles volatiles** : macérer 10g de la poudre dans 40ml d'eau distillée avec agitation constante 30mn, l'extrait est filtré. 2ml du filtrat sont secoués avec 0,1ml de NaOH dilué et une petite quantité de HCl dilué, un précipité blanc est formé avec les huiles volatiles (**Sofowora.E,1994**).
- **Anthocyanes** : repose sur le changement de couleur de l'infusé à 10% avec changement de pH. On ajoute à l'infusé quelque goutte de HCl pur, on a changement de couleur, puis on rajoute quelque goutte de NH_4OH . On a un autre changement de couleur, cela indique la présence des anthocyanes (**Razafindrambao.R, 1973**).
- **Quinones** : 1g de poudre broyée est placé dans un tube avec 15 à 30ml d'éther de pétrole, Après agitation et un repos de 24h, l'extrait est filtré puis concentré au rotavapeur, la présence des quinones est confirmée par l'ajout de quelque goutte de NaOH 1/10 lorsque la phase aqueuse vire au jaune rouge ou violet (**Harborne J, 1984**).

III. Evaluation du pouvoir antioxydant :

➤ Piégeage du radical libre DPPH :

Cette méthode est décrite par plusieurs auteurs entre autres, (Iwashima et al., 2005 ; Rigane et al., 2011 ; Medjeldi et al., 2018). C'est une technique avantageuse du fait qu'elle soit indépendante, simple et rapide.

a/ Principe

Le DPPH^{*} (2,2 diphényl-1 picrylhydrazyl) est un radical stable qui absorbe dans le visible entre 515 à 520 nm. Le test consiste à faire réagir le DPPH de coloration violette avec des molécules dites « antioxydantes » afin de mesurer leur capacité à le réduire en DPPH-H de coloration jaune. Ce changement de couleur reflète le pouvoir de l'extrait végétal à piéger ce radical. Le phénomène peut donc être suivi par spectrophotométrie visible.

b/ Protocole:

L'estimation de l'activité antiradicalaire est déterminée selon la méthode décrite par El-Haci et al., (2011) avec quelques modifications. A 975 µl d'une solution méthanolique de DPPH à (4%) sont ajoutés 25 µl de l'extrait à différentes concentrations ou standards. Après agitation vigoureuse, le mélange est gardé à l'obscurité pendant 1h. L'absorbance est mesurée à 517 nm en se référant à un témoin sans extrait. Le méthanol est utilisé comme blanc.

Expression de l'activité antiradicalaire :

Elle est exprimée en pourcentage d'inhibition qui est calculé selon la formule suivante :

$$PI\% = [(DO_{\text{témoin}} - DO_{\text{extrait}}) / DO_{\text{témoin}}] \times 100$$

PI% : **pourcentage** d'inhibition

DO_{témoin} : Absorbance de la solution témoin (DPPH)

DO_{extrait} : Absorbance de la solution antioxydante (extrait)

La régression linéaire de la courbe : $PI\% = f [C_{\text{extrait}}]$ permet de déterminer l'IC₅₀ qui correspond à la concentration en extrait responsable de l'inhibition de 50% de radical DPPH*. L'IC₅₀ est exprimée en unités de concentration de l'extrait.



Photo 08 : Activité antioxydante par diphenyl-picryl-hydrazyl (DPPH) (Badi Y, 2022).

➤ **Capacité antioxydante totale**

Ce test est basé sur la réduction du molybdène (VI) en molybdène (V) par l'extrait végétal à pH acide. Le complexe phosphate/molybdène (V) formé est de couleur verte. La capacité antioxydante totale (% TAC) a été déterminée par le test phospho-molybdène (Prieto et al., 1999 ; Uchôa et al., 2015). Brièvement, 0,1 ml d'échantillon convenablement dilué a été ajouté à 1 ml de solution réactionnelle (600 Mm d'acide sulfurique, 28 mM de phosphate de sodium (Na₃PO₄) et 4 mM de molybdate d'ammonium). Le mélange est ensuite incubé dans un bain d'eau bouillante pendant 60 mn. L'absorbance est mesurée à 695 nm par rapport à un tube « à blanc » contenant 1 ml de solution réactive et 0,1 ml de solvant. L'activité antioxydante totale a été exprimée par rapport à l'acide ascorbique.

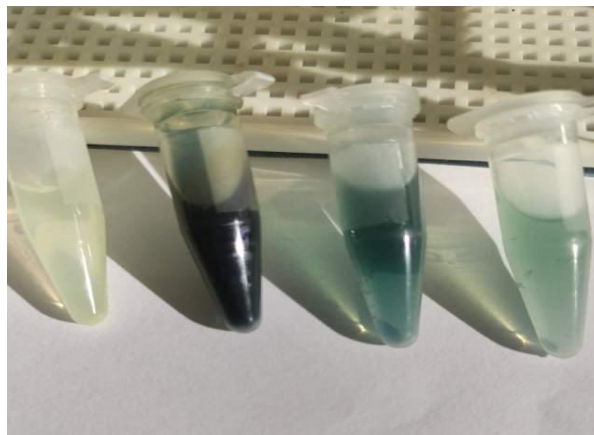


Photo 09 : Capacité antioxydante totale (Badi Y, 2022).

IV.6. Activité antibactérienne :

IV.6.1. Préparation du milieu de culture :

Le milieu de culture approprié à cette étude est le milieu Muller-Hinton préparé comme suit : Dissoudre 38 g de la gélose Muller-Hinton dans un litre d'eau distillée.

Faire bouillir avec agitation jusqu'à dissolution complète, puis auto-claver pendant 15 minutes à 121°C et finalement couler le milieu dans les boîtes de Pétri (**Harrar, 2012**).

IV.6.2. Stérilisation du matériel :

L'eau distillée, le milieu de culture, les tubes à essai utilisés dans la préparation des solutions bactériennes et les disques en papier Wattman (06 mm de diamètre) enrobés dans du papier aluminium ont été stérilisés à l'autoclave à 121°C pendant 15 minutes (**Harrar, 2012**).

IV.6.3. Préparation des dilutions :

Les dilutions des extraits méthanoliques et de différents extraits bruts de la plantes ont été préparées selon (**Zellaguietal, 2012**):

Les extraits méthanoliques ont été dissouts dans le diméthyle sulfoxyde (DMSO) pour obtenir une solution mère de 500 mg/ml. L'extrait métanolique a été dissoute dans le même solvant pour préparer les différents dilutions (1/2, 1/5, 1/10.....).

IV.6.4. Préparation des disques :

Les disques sont fabriqués à partir du papier Wattman N°4 à l'aide de l'emporte-pièce avec un diamètre de 06 mm selon les mesures des disques d'antibiotiques actuelles, ensuite

ils sont imprégnés par quelques millilitres de l'eau distillé stérile et stérilisés dans un tube à vis ou une boîte de pétri en verre à l'autoclave à une température de 134°C pendant 20min.

IV.6.5. Préparation des souches testées :

Les souches bactériennes :

Les souches utilisées dans les tests font parties de microorganismes, qui sont des pathogènes et des contaminants.

Les microorganismes utilisées ont été fournis par le laboratoire de microbiologie de l'hôpital Chadli Benjedid El aref. Ils sont isolés cliniquement, ils correspondent aux espèces suivantes :

Catégorie Genre et espèce :

Bactéries Gram- : - *Streptococcus aureus*,
- *Klebsiella Pneumoniae*,
- *Escherichia coli*,

Bactéries Gram+ : - *Portus mirabilis*.

IV.8.6. Méthode de travail :

La méthode de diffusion à partir d'un disque a été utilisée pour mettre en évidence l'activité antimicrobienne (Zellaguietal, 2012).

- Des disques de papier Wattman n°1 de (6 mm) de diamètre sont stérilisés dans des tubes à essai contenant de l'eau distillée puis séchés à l'étuve. Ces disques sont ensuite imbibés de 20µl d'extrait à tester.
- Par ailleurs, la gélose de Mueller-Hinton stérile est coulée dans des boîtes de Pétri de 90 mm de diamètre jusqu'à une épaisseur de 4 mm puis laissées refroidir.
- Une suspension bactérienne de 18 à 24h est préparée avec le bouillon nutritif.
- l'ensemencement est réalisé par écouvillonnage à l'aide d'un coton-tige stérile en tournant la boîte d'environ 60°.
- La dernière étape consiste à déposer à l'aide d'une pince stérile à la surface de la gélose ensemencée par la souche à tester d'une boîte de pétri des disques imbibés de 20 µl d'extrait à tester.

- Les disques sont déposés dans chaque boîte. L'incubation dure de 18 à 24h. Durant cette période, les substances diffusent dans la gélose à partir des disques selon un gradient de concentration jusqu'à une limite où sa concentration est la plus faible, déterminant ainsi des zones d'inhibition.
- Après incubation, le diamètre d'inhibition autour des disques est mesuré et les valeurs sont exprimées en mm

L'effet du produit antimicrobien sur la cible est apprécié par la mesure d'une zone d'inhibition, et en fonction du diamètre d'inhibition. La souche sera qualifiée de sensible, très sensible, extrêmement sensible ou résistante.

La lecture se fait par la mesure du diamètre de la zone d'inhibition autour de chaque disque à l'aide d'un pied de coulisse ou une règle en (mm).

Non sensible (-) ou résistante : diamètre < 8mm.

Sensible (+) : diamètre compris entre 9 à 14 mm.

Très sensible (++) : diamètre compris entre 15 à 19 mm.

Extrêmement sensible (+++) : diamètre > 20 mm.

V. Résultat et discussion :

V.1. Taux d'humidité :

Selon Paris et Moyse (1965) les végétaux sont riches en eau, les plantes fraîches renferment 60 à 80 % d'eau. Pour assurer une bonne conservation, la teneur en eau doit être inférieure ou égale à 10 %. Le taux élevé en humidité des plantes peut être lié au climat de leurs habitats. En plus, la teneur faible en eau peut être expliquée par la stratégie adaptative de l'espèce.

Le taux d'humidité prélevé sur l'espèce *Urtica dioica* L en provenance de la région de Bouhadjar (EL Taref) a été de **13.41%**.

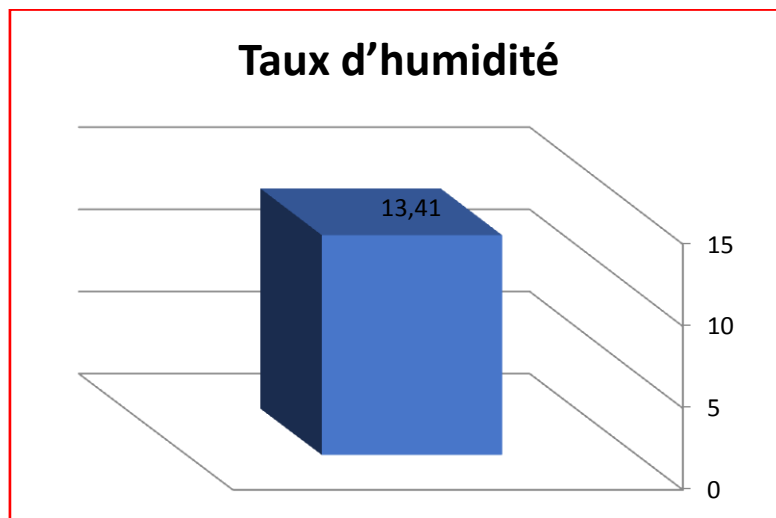


Figure 08 : Variation de taux d'humidite.

La variabilité de taux d'humidité élevée peut être en partie attribuée aux conditions climatiques et surtout le moment de la récolte, le type de sol.

Selon Houerou (1980), les variations rencontrées dans la teneur en eau, la matière minérale et organique, peuvent être dues à certains facteurs climatiques, écologiques, l'âge de la plante, le stade de maturité, lieux de récolte ou même à des facteurs génétiques.

V.2. Rendements d'extraction des polyphénols :

Le rendement d'extraction est le rapport entre le poids de l'extrait et celui du matériel végétal initial. Les résultats des rendements d'extraction des différents extraits sont mentionnés en tableau 04.

Tableau 04. Rendements des extraits aqueux et méthanolique d'*Urtica dioica*.

Matériel végétale	Extrait	Rendement
<i>Urtica dioica</i>	Aqueux (EA)	20.6
	Méthanol à 70% (EM)	08

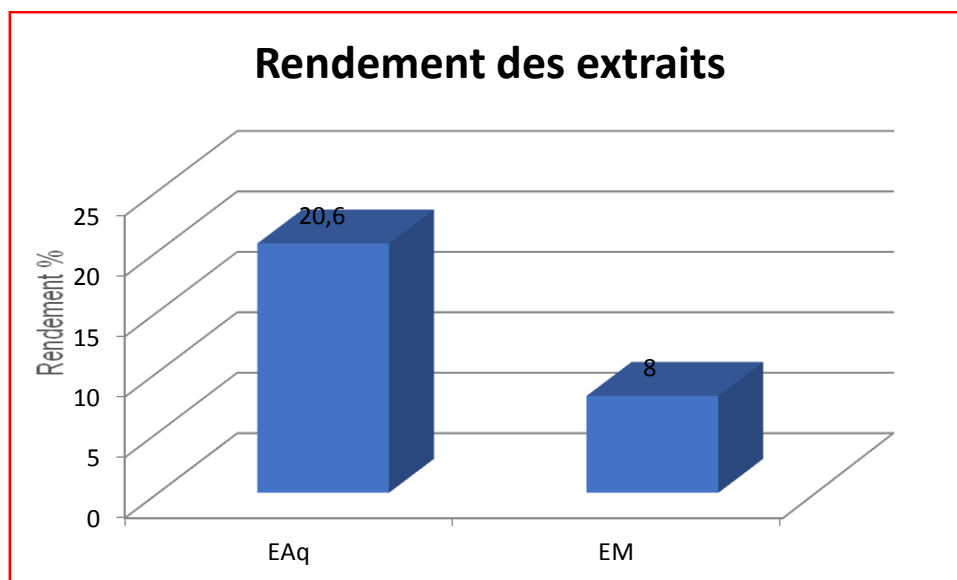


Figure 09 : Rendement des différents extraits *Urtica dioica* L.



Photo 10 : Les différents extraits obtenus de *Urtica dioica* (Badi y, 2022)

Les résultats obtenus montrent que le rendement d'extraction en mélange **méthanol-eau** est faible que celui avec **l'eau**.

Le rendement d'extraction est sans doute influencé par le degré de polarité du solvant, ainsi que par le degré de polarité des divers composants de l'extrait tels que les constituants phénoliques. ainsi que Le rendement est dans la dépendance de l'origine géographique, le stade phénologique et les facteurs environnementaux tels que la température, et la qualité du sol (Bruneton,1993).

Selon une étude menée par (Mansour et al.,1990) sur la même espèce *Urtica dioica*, le rendement en extrait méthanolique de la partie aérienne est de **3.75%** Rendement nettement inférieur à celui obtenu dans nos études. Cela est peut être dû à l'utilisation de la température élevée pendant plusieurs heures qui peut dégrader certains constituants sensibles (tels les polyphénols...)(Andersen et Markham, 2006)

Cette constatation est conforme à certaines études qui démontrent que les taux de rendement de l'extraction des polyphénols réalisée avec de l'eau sont supérieurs à ceux obtenus avec des solvants (D. Khalifa et al., 2011).

V.3. Tests des compositions phytochimique :

Les tests phytochimiques ont été réalisés sur les feuilles broyées d'*Urtica dioica*, en utilisant des réactifs spécifiques de révélation. Le screening phytochimique a permis de mettre en évidence la présence des métabolites secondaires au niveau des tissus végétaux de notre plante. La détection de ces composés chimiques est basée sur des réactions de précipitation et de complexations avec formation de complexes insolubles et colorés (mousse). La coloration observée provoquée par l'utilisation d'un réactif approprié est due généralement à la

formation d'une conjugaison ou d'une instauration dans une molécule ou un examen sous la lumière ultraviolette, les résultats sont exprimés dans le tableau suivant :

Tableau 05 : Résultats du screening phytochimique de la plante *Urtica dioica*

Composés	Abondance
Saponosides	+++
Alcaloïdes	++
Coumarines	-
Huile volatile	-
Flavonoïdes	+++
Tanins	++

Ces essais phytochimiques indiquent que la plante *Urtica dioica* est riche en Flavonoïdes, Saponoside, tannins, une quantité moyenne des alcaloïdes avec une absence totale coumarine et huile volatile

Des travaux effectués sur *Urtica dioica L* nous ont confirmé la présence des flavonoïdes, des stérols et aussi des tannins (Basaran., 2001 ; Chaurasia et Wichtl., 1987 ; Tita., 1993). Les feuilles de la plante *Urtica dioica* est riche en divers métabolites secondaires ce qui explique l'intérêt et l'attention particulière porté par les chercheurs à travers les études scientifiques sur cette plante. (Naghbi et al., 2005).

Nos résultats s'accordent avec ceux enregistrés par Afif- Chaouche (2015) pour quelques paramètres phytochimiques.

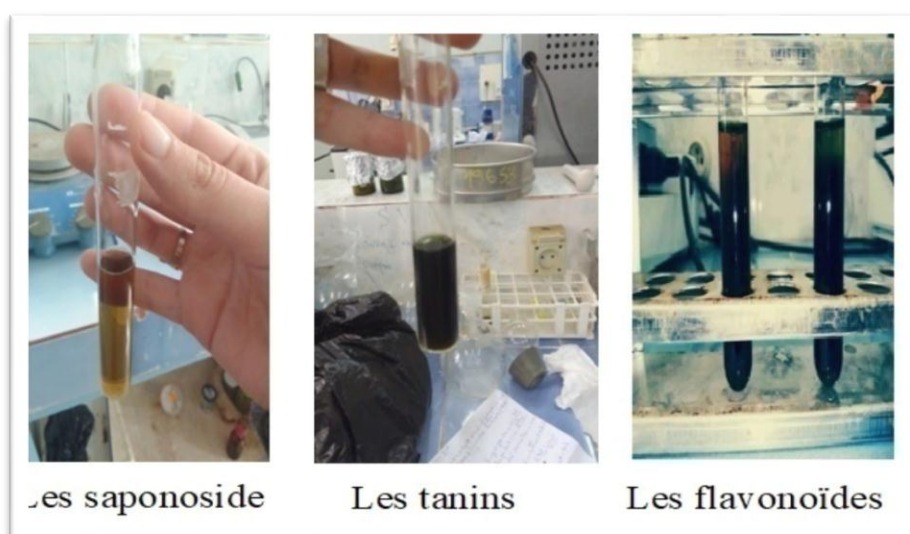


Photo 11 : Photographie des tests de screening phytochimique (Badi y ,2022)

V.4. Teneur en phénols totaux :

La teneur en phénols totaux est déterminée à partir de l'équation de la régression linéaire de la courbe d'étalonnage de l'acide gallique : $y = 2.1034x$ (**Figure18**) avec un coefficient de régression de la droite ($R^2 = 0.9839$) proche de 1 prouvant ainsi la fiabilité de cette courbe dans la détermination des phénols totaux

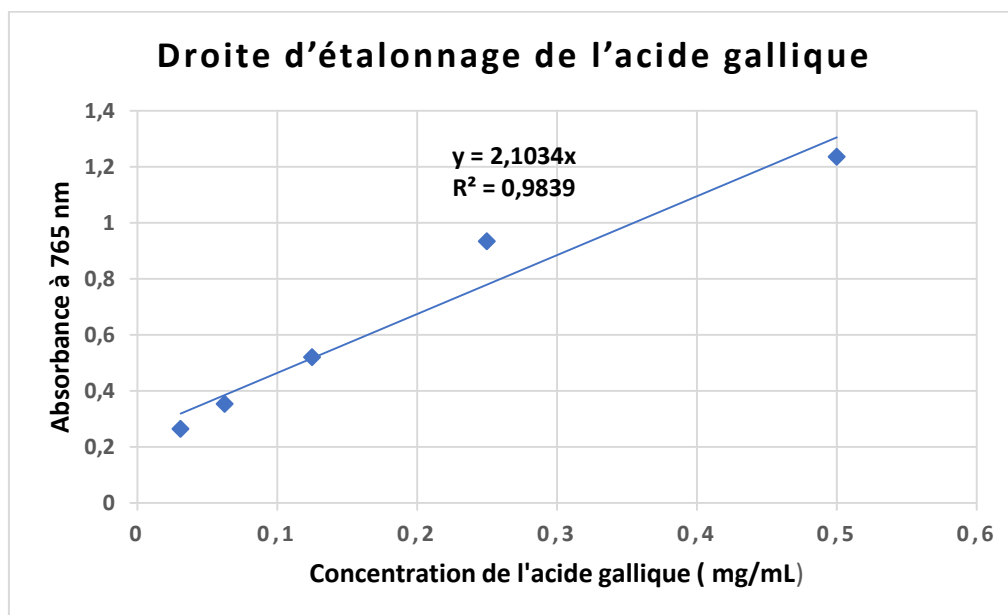


Figure 10 : Courbe d'étalonnage de l'acide gallique

Le résultat est exprimé en milligramme équivalent acide gallique par résidu sec (mg EAG/g RS).

Les teneurs en polyphénols totaux (mg EAG/g RS) dans les deux extraits sont de l'ordre de : 26,02(EM) ; 19,26 (EAQ) .

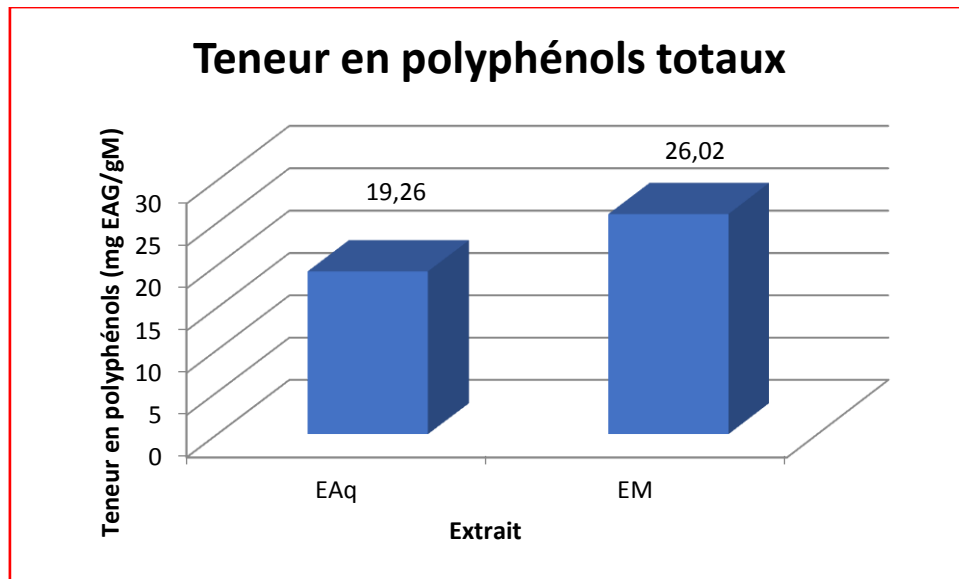


Figure 11: Comparaison de la teneur en phénols totaux dans les différents extraits des feuilles *Urtica dioica*.

A la lumière de ces résultats, il paraît que l'extrait méthanolique de la plante *Urtica dioica* est plus en polyphénols que celle d'extrait aqueuse.

En comparant nos résultats avec les valeurs trouvées par **(Boullioua et Ferraguena, 2018)** qui a travaillé sur les feuilles d'*Urtica dioica* provenant de la wilaya Constantinenous constatons que les teneurs sont similaires aux notre, avec des concentrations de 28 ± 0.148 mg GAE/g d'extrait méthanoïque respectivement.

En effet, le contenu polyphénolique varie qualitativement et quantitativement d'une plante à une autre, cela peut être attribué à plusieurs facteurs :

- Facteurs climatiques et environnementaux: la zone géographique, sécheresse, agressions et maladies...etc **(Miliauskas et al., 2004)**.
- Le patrimoine génétique, la période de la récolte et le stade de développement de la plante **(Lee et al., 2003)**.
- La méthode d'extraction et la méthode de quantification peuvent également influencer l'estimation de la teneur des phénols totaux **(Morais et al., 2011)**.

V.4. Teneur en flavonoïdes totaux :

La teneur en flavonoïdes est déterminée à partir de l'équation de la régression linéaire de la courbe d'étalonnage de la catéchine : $y = 0.0115x$ (Figure 19) avec un coefficient de

régression de la droite ($R^2 = 0.9967$) proche de 1 prouvant ainsi la fiabilité de cette courbe dans la détermination des flavonoïdes.

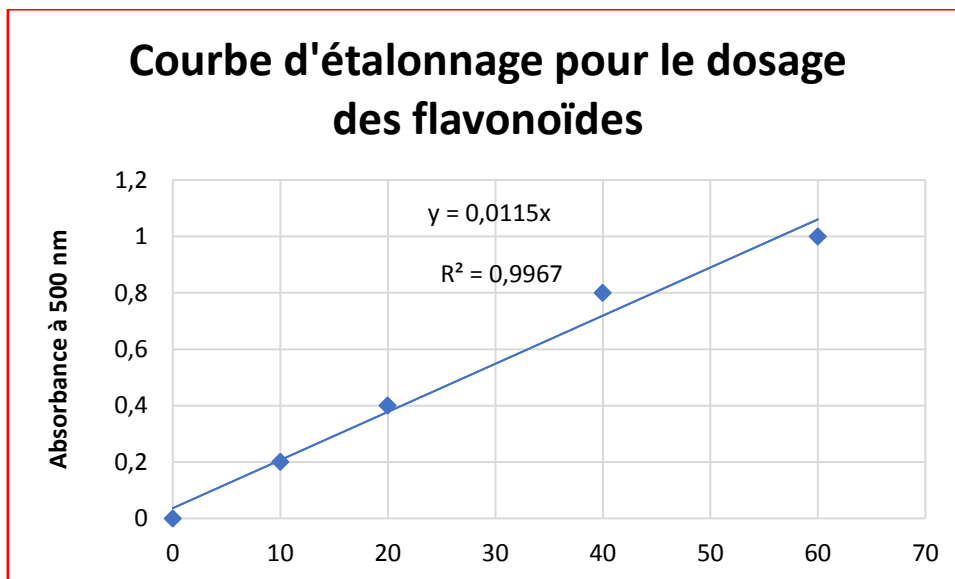


Figure 12: Courbe d'étalonnage de la catéchine pour le dosage des flavonoïdes totaux.

Les résultats obtenus, exprimés en mg équivalent de catéchine par g de l'extrait (mg ECT/g extrait), dans les deux extraits sont de l'ordre de 86.43 (EAq) ; 10.26 (EM).

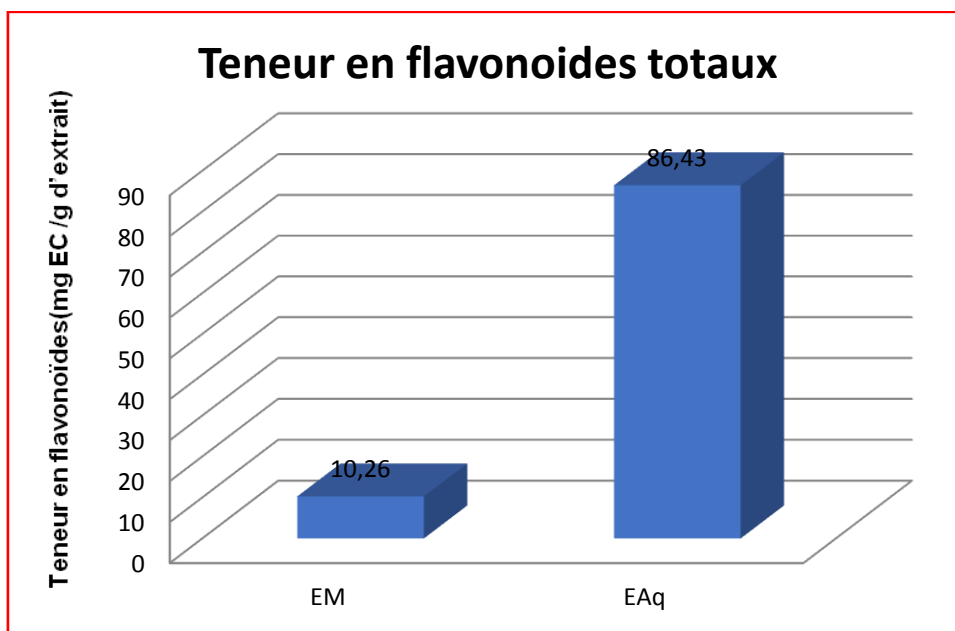


Figure 13. Comparaison de la teneur en flavonoïdes dans les différents extraits de feuilles *Urtica dioica*.

D'après l'histogramme la concentration en flavonoïde est inférieure dans l'extrait du méthanol à celle indiquée pour l'extrait aqueux.

D'autres résultats du dosage des flavonoïdes totaux dans les extraits de *Urtica dioica* indiquent que l'extrait méthanolique renferme la plus grande quantité des flavonoïdes. Il contient 83.63 ± 3.48 mg d'équivalent de la catéchine /g d'extrait, par contre l'extrait aqueux contient 12.96 ± 0.51 mg d'équivalent de la catéchine /g d'extrait (Ghazel, 2014).

Il est connu que les flavonoïdes responsables de la coloration des plantes sont facilement ingérés par les humains et semblent présenter d'importantes activités anti-allergiques, anti-inflammatoires et anticancéreuses.

V.5. Teneur des tanins condensés :

La teneur en tanins est déterminée à partir de l'équation de la régression linéaire de la courbe catéchine : $y = 0.0177x$ (Figure 22) avec un coefficient de régression de la droite ($R^2 = 0.9966$) proche de 1 prouvant ainsi la fiabilité de cette courbe dans la détermination des tanins

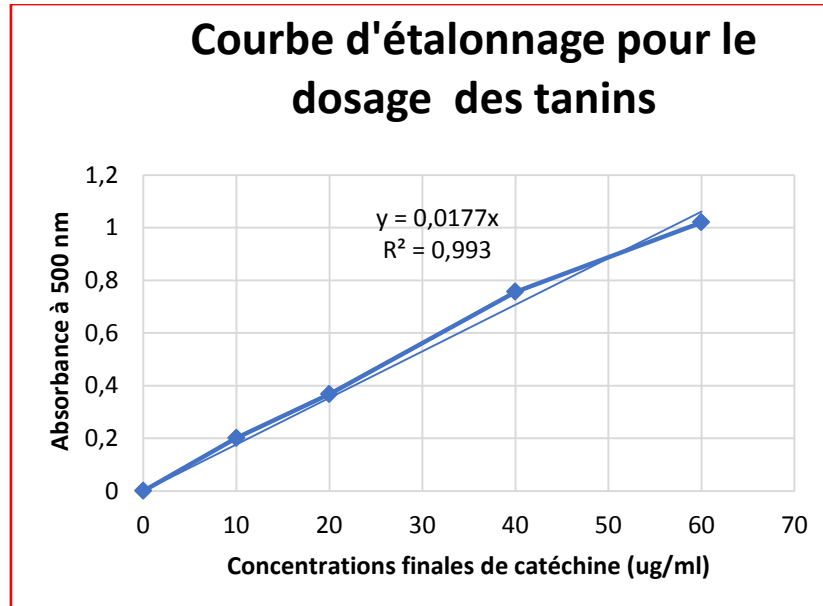


Figure 14. Courbe d'étalonnage de la catéchine pour le dosage des tanins.

Les résultats obtenus, exprimés en mg équivalent de catéchine par g de l'extrait (mg ECT/g extrait), dans les deux extraits sont de l'ordre de 22.29 (EAq) ; 26.17 (EM). (Figure 23)

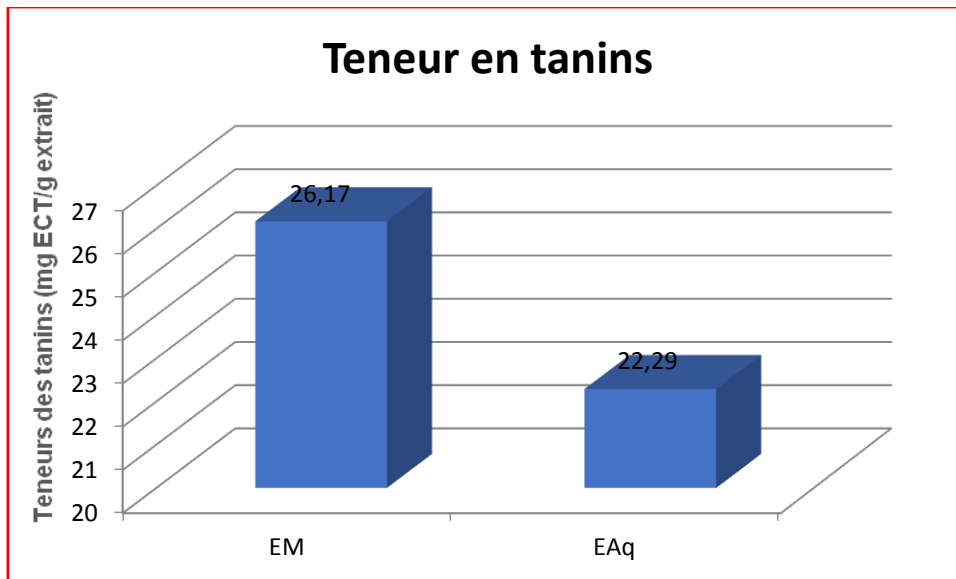


Figure 15: Comparaison de la Teneur en tanins dans les différents extraits *Urtica dioica*.

Nos résultats sont conformes par des données de teneurs en tanins d'extrait aqueux *Urtica dioica* présentée par **(Boudlioua et Ferraguena, 2018)** à 18,06 mg/g d'extrait sec.

Généralement dans le régime alimentaire peut être bénéfique pour la santé humaine et induire une sensation plus astringente au goût, bien qu'à plus forte concentration, ils inhibent les enzymes digestives et réduisent la biodisponibilité des enzymes, fer et vitamine B12 **(King-Thom, 1998)**. Sinon, les tanins ont montré des effets potentiels antiviraux, antibactériens, antiparasitaires et anticancérogènes **(Lu, 2014)**. En fin, tout ces différences ne sont que le résultat de l'influence des facteurs biotiques et abiotiques sur la synthèse de ces métabolites secondaires.

En effet, les facteurs environnementaux, à savoir la température, l'humidité, l'intensité de la lumière, la fourniture d'eau, de minéraux et de CO₂ influent sur la croissance d'une production de métabolisme végétal et secondaire. **(Ramakrishna et Ravishankar, 2011)**.

V.6. Evaluation de l'activité antioxydant par DPPH :

🚩 Le pourcentage d'inhibition du radical de DPPH

La diminution de l'absorbance du radical DPPH provoqué par des antioxydants est due à la réaction entre les molécules anti oxydantes et du radical, qui a comme conséquence le balayage du radical par donation d'hydrogène. Ceci est visualisé comme décoloration de

pourpre au jaune (Duh et al., 1999; Chang et al., 2002; Gülçin et al., ; Ebrahimzadeh et al., 2015).

La mesure de l'absorbance a été effectuée par spectrophotomètre à 517 nm, à partir des valeurs obtenues, nous avons calculé les pourcentages d'inhibition en utilisant la formule donnée auparavant.

IC₅₀ est défini comme étant la concentration de l'extrait brut des métabolites secondaires nécessaire pour la réduction de 50% de radical DPPH.

Le tableau 08 mentionne le pourcentage d'inhibition du radical de DPPH des différents extraits de *Urtica dioica L*

Tableau 06 : le pourcentage d'inhibition de DPPH des extraits d'*Urtica dioica L*

	Extrait methanolique	Extrait aqueuse
PI	19.03	05.26

Dès le premier constat, il apparait clairement que nos résultats ne présentent aucune valeur d'IC₅₀ pour les concentrations étudiées. Donc aune dilution de 1/8 d'extrait aqueuse on Remarque que l'activité inhibitrice du radical DPPH n'aatteintque05 % d'inhibition et même pour l'extrait methanolique a une dilution de 1/8 d'extrait l'activité n'a pas dépasse les 19% d'inhibition du radical DPPH.

Selon **Gordon(1990)**, le pourcentage d'inhibition augmente avec la substitution des mono-phénols avec le groupe menthydroxyle en position ortho.

En étudiant la décoction et l'infusion de l'ortie **Albayrak et al. (2012)** ont enregistré une non efficacité avec des taux maximaux ne dépassant les 40% d'inhibition du radical DPPH avec des concentrations allant jusqu'a 2 mg/ml ce qui concorde avec les résultats enregistrés dans notre étude. De même l'extrait methanolique de cette plante n'a pas donné une satisfaction en enregistrant un pourcentage d'inhibition du radical DPPH de l'ordre de21,18%.

Le même constat a été fait par **Deliorman-Orhan et al. (2012)** car la décoction de l'ortie d'origine de Turquie s'est révèle inefficace vis-à-vis du radical DPPH avec un pourcentage maximal de 21,4 ± 0,2%.

V.7. Evaluation de l'activité antimicrobienne :

L'évaluation de l'activité antibactérienne des extraits de la plante *Urtica dioica* et ses fractions a été réalisée par la méthode de diffusion sur disque, en se référant à l'échelle de l'estimation de l'activité antimicrobienne donnée par **Ponce et al., (2003) (Tab 3)**

Tableau 07 : L'échelle de l'estimation de l'activité antimicrobienne (**Fontanay, 2015**).

Activité antimicrobienne	Degré de sensibilité	Le diamètre de la zone d'inhibition
Extrêmement sensible	+++	Plus de 20mm
Très sensible	++	15mm à 19mm
Sensible	+	8 mm à 14mm
Non sensible	-	Moins de 8 mm

D'après les résultats du **tableau**, l'extrait de *Urtica dioica* agit différemment sur les souches testées. L'activité des extraits est plus importante contre *Escherichia coli* à 13mm, et moindre contre *Klebsiella pneumoniae* et *Staphylococcus aureus* à 08mm on remarque une absence de l'activité antibactérienne chez la souche *Proteus mirabilis*.

Tableau 08 : Diamètre des zones d'inhibition d'extrait méthanolique d'*Urtica dioica*

	<i>Staphylococcus aureus</i>	<i>Escherichia coli</i>	<i>Proteus mirabilis</i>	<i>Klebsiella pneumoniae</i>
Pur	8	13	6	8
1/2	8	9	6	8
1/4	8	8	6	8
1/8	8	8	6	8
1/16	8	8	6	8

Les travaux d'**Albayrak et al. (2012)** ont montré que l'extrait hydro-méthanolique exerce un effet inhibiteur se traduisant par des zones d'inhibitions de l'ordre de (9 mm) vis-à-vis *S. aureus* et *E. coli* ATCC 25922.

La sensibilité d'*E. Coli* et de *S. aureus* a été également signalée par **Farhan et al. (2012)**. Ces auteurs ont indiqué que les différentes concentrations de l'extrait hydrométhanolique ont montré des effets antimicrobiens différents selon le microorganisme testé.

Tableau 09 : Diamètre des zones d'inhibition d'extrait aqueux d'*Urtica dioica*

	<i>Staphylococcus aureus</i>	<i>Escherichia coli</i>	<i>Proteus mirabilis</i>	<i>Klebsiella pneumoniae</i>
Pur	8	8	6	6
1/2	8	8	6	6
1/4	8	8	6	6
1/8	8	8	6	6
1/16	8	8	6	6

D'après les résultats du **tableau**, l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* agissent différemment sur les souches testées. L'activité des extraits est moindre contre *Staphylococcus aureus* 8mm, et *Escherichia coli* 8mm .

Les travaux **Manseur Amina, 2021** ont montré que *Escherichia coli* ATCC 25922 et *Staphylococcus aureus* ATCC 33962 décèlent une sensibilité vis-à-vis différentes concentrations des dilutions de l'extrait aqueux avec des zones d'inhibition qui varient entre 5 et 12 mm.

Conclusion

Les plantes médicinales restent toujours la source fiable des principes actifs connus par leurs propriétés thérapeutiques. Ce travail a été mené dans le cadre de l'étude phytochimique et l'activité biologique (anti oxydante et anti bactérienne) des huiles essentielles et d'extraits bruts, de la plante utilisée en médecine traditionnelle c'est *Urtica dioica* la région de bouhadjar de la wilaya d'El Taref.

L'étude de screening phytochimiques de la partie aériennes de la plante a permis de confirmer la présence des alcaloïdes, des tanins, des saponosides, des flavonoïdes. Et l'absence des Coumarines et d'Huile volatile.

Les résultats obtenus montrent que la teneur en eau de la plante étudiée a été observée avec 13.74 %. Le rendement d'extraction en mélange méthanol-eau est faible que celui avec l'eau à 20.8 %.

Les résultats obtenus de teneurs en polyphénols totaux (mg EAG/g RS) dans les deux extraits sont de l'ordre de : 26,02(EM) ; 19,26 (EAQ). La teneur en flavonoïdes sont de l'ordre de 86.43 (EAQ) ; 10.26 (EM). Teneur des tanins condensés sont de l'ordre de 22.29 (EAQ) ; 26.17 (EM).

Le pourcentage d'inhibition du radical de DPPH n'a atteint que 05 % d'inhibition avec l'extrait aqueuse et même pour l'extrait méthanolique l'activité n'a pas dépassé les 19% d'inhibition du radical DPPH.

L'activité antimicrobienne a été déterminée sur quatre souches bactériennes, selon la méthode sur diffusion de disque, les quatre souches étudiées présentent une sensibilité vis-à-vis à l'extraits de la plante, les résultats indiquent que les deux extraits possèdent une bonne activité antimicrobienne contre les souches testées (*Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*, *Klebsiella pneumoniae*, *proteus mirabilis*) et qui agissent différemment sur les souches testées. L'activité des extraits est plus importante contre *Escherichia coli* à 13mm, et moindre contre *Klebsiella pneumoniae* et *Staphylococcus aureus* à 08mm on remarque une absence de l'activité antibactérienne chez la souche *Proteus mirabilis*.

En perspective, il serait fort intéressant de compléter cette étude *in vitro* par une expérience *In vivo* et de s'en assurer de l'innocuité totale chez un modèle animal de choix, à même capable de vérifier les autres propriétés biologiques de cet extrait et des autres types d'extraits à savoir la macération et les extraits par autres solvants organiques.

Références bibliographique

A

1. **Abad, M.J., J.A. Geurra, P. Bermejo, A. Iruruzum and L. Carrasco,(2000).** Search for antiviral activity in higher plant extracts. *Phytother. Res.*, 14: 604–607
Abraham.
2. **Abraham E, (2006).** Bio-raffinage de plantes aromatiques et médicinales appliqué à l'*Hibiscus sabdarif* L. et à l'*Artemisia annua*, L'INSTITUT NATIONAL POLYTECHNIQUE DE TOULOUSE :P 180.
3. **AFNOR (Association Française de Normalisation) ., 1982.** Recueil de normes
4. **Ahmed A.A., Zain U., Abjuluziz M.A., Rius U., Iubul H.& Muhammad T. (2012):** Evaluation of the chemical composition and element analysis of *Urticadioica*. *African Journal of Pharmacy*, **6(21)**: 1555- 1558 Françaises des produits dérivés des fruits et légumes jus de Fruits. Ed. AFNOR, 325 p.
5. **Akpan, U. G., Jimoh, A., Mohammed, A. D. (2006).** Extraction, Characterization and Modification of Castor Seed Oil. *Leonardo J. Sci.* 8: 43-52
6. **Alba, Noël ; (2014).** cardénolides : passé et future. Isolement et étude de l'activité biologique de cardénolides isolés de fruits d'une plante endémique des Mascareignes *cassine orientalis*, UFR Sciences pharmaceutique et biologiques, université Nantes, France.
7. **Al-Dissi, N.M.; Salhab, kS.; A1-Hajj, HA (2001).** Effect of *Inula viscosa* le afextracts on abortion and implantation in rats. *Journal of Ethnopharmacologj'* 117-121.
8. **Alexander Noiriél ; (2004).** Étude d'une famille de gènes d'*Arabidosis thaliana* homologues de la lécithine cholestérol acyltransférase humaine. Caractérisation d'une nouvelle phospholipase A1 et étude d'un stérol acyltransférase, université Louis pasteur- Strasbourg, France
9. **Aljabre, S.H.M; (2005).** In vitro antifungal activity of thymoquinone against *scopulariopsis brevicaulis*. *Arab j. pharm.sci.* 3, pp, 27-33
10. **Anonyme, 2007:** phytothérapie (AURL//<http://WWW.aromalve.com/html>.)
11. **Ammar Bader, 2007,** étude de l'effet de thym (décoction) et son huile essentielle sur l'évolution de la flore microbienne et quelques paramètres chimique de smen au cours de son évolution, Thèse de doctorat 3èmecycle en microbiologie, université

- cadi ayed, faculté des sciences, Marrakech.
12. **Aitguenissaid et Elharani, 2008, encyclopédie des Plantes Utiles, Flore d'Algérie et du Maghreb, Ed : librairie Moderne Rouiba, p 243 - 244.**
 13. **Attou. , 2013, Contribution à l'étude phytochimique et activités biologiques des extraits de la plante *Achillea milfoliuom.L*, p50**
 14. **Akbay P., Basaran A.A., Undeger U., Basaran N. (2003).** In vitro immunomodulatory activity of flavonoid glycosides from *Urtica dioica* L. *Phytother. Res.* 17 : 34–37.
 15. **Alam Md. N., Bristi N. J. & Rafiquzzaman Md. (2013).** Review on *in vivo* and *in vitro* methodsevaluation of antioxidant activity. *Saudi Pharmaceutical Journal*, **21**: 143–152
 16. **Albayrak S., Aksoy A., Sagdic O. & Albayrak S. (2012):** Antioxidant and antimicrobial activities of different extracts of some medicinal herbs consumed as tea and spices inturkey. *Journal of Food Biochemistry***36**: 547–554
 17. **Alilou H,2012** Etude phytochimique et antifongique de deux plantes du Sud du Maroc *Asteriscus graveolens subsp. Odorus (Schousb.) Greuter et Asteriscus imbricatus (Cav.) DC.P*
 18. **Alternative Médecine Review, (2007).** Volume12, Number3.
 19. **Amason, T., Hebda, R.J., Johns, T., 1981.** Use of plants for food and medicine by Native Peoples of eastern Canada. *Canadian Journal of Botany* 59,2189-2325.
 20. **Angus S., Amstrong B., de Reuck K. M., (1976).** "International thermodynamic table of the fluid state: carbon dioxide", vol. 3, IUPAC, Pergamon Press, Oxford
 21. **Apgil. (2003).** An update of the Angiosperm Phylogeny Group Classification for the orders and families of flowering plants: APGII. *Bot. J Linn. Soc.*, 2003, 141,4,399-436
 22. **Assiniwi, B., (1988).** La médecine des Indiens d'Amérique. Guérin littérature : Montréal.
 23. **Atamer A et al., (2008).** The importance of paraoxanose 1 activity, nitric oxide and lipid peroxidation in hepatosteatosis.*J.Int.Med.Res*36,771-776.
 24. **Avissar N., WhitinJ.C., and Allen P.Z. (1989).** Plasma selenium-dependent glutathione peroxidase.*J. Biol. Chem.* **2**: 15850-15855
 25. **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: A Review, *Journal of Food Engineering*, 117, 426-436.

B

26. **Baba-Aïssa F. (2000)**, Encyclopédie des Plantes Utiles, Flore d'Algérie et du Maghreb, Substances Végétales d'Afrique, d'Orient et d'Occident. EDAS Algérie.
27. **Bakkara F.A Benhammou N et panoskaTk (2008)** .biologicalactivitis of the essential oil and ethanolicextract of inula viscosa form the Tlemcen region of Algeriaadvances in food sciences ;30 ;3(132-139)
28. **Benyahia ; A(2014)** Contribution à l'étude photochimique et activités biologique de deux plantes médicinales *Inulaviscosa et Inula montana* Master en chimie ;Molécule Bioactive synthèses et application Tlemcen ;UniversitéAboubakrBelkaid 2014 ,53p.
29. **Bensegueni-Tounsi L. (2001)** -Etude *in vitro* de l'effet antibactérien et antiphangique de : *Inulaviscosa-Lawsoniainernis- Asphodelusmicrocarpus- Aloevera- Juniperusoxydrus*, Thèse de Magistère en médecine vétérinaire. Option Biologie Animale, Département de vétérinaire, Faculté des sciences, Université de Constantine.
30. **Benhammou N et AtikBekkara F. (2005)** -Contribution à l'étude du pouvoir antifongique de l'huile essentielle d'*Inulaviscosa*, Laboratoire de produits naturels, Département de Biologie, Université Abou BekrBelkaid BP 19, Imama Tlemcen.
31. **Benzeggouta N. (2005)** Etude de l'Activité Antibactérienne des Huiles Infusées de Quatre Plantes Médicinales Connues Comme Aliments. Mémoire de Magister, Université Mentouri- Constantine.
32. **Bégin D., Gérin M. (2002)** Les Grandes Familles de Solvants Organiques, Utilisation et Aspects Physico-Chimiques. *In: Gérin M. (Ed) Solvants industriels: Santé, Sécurité, Substitution. Masson, Paris. p13-38.*
33. **Beloued A, 1998:** Plantes médicinales d'Algérie Ed D.P.U, p : 6, 3,4
34. **Besombes C., (2008)**. Contribution à l'étude des phénomènes d'extraction hydrothermomécanique d'herbes aromatiques. Applications généralisées. Thèse de doctorat.Université de La Rochelle, 289p.
35. **Benakmoum A., Abbedou S., Ammouche A., Panagiotis K., Dimitrios G.,2008.** Valorisation of low quality edible oil with tomato peels waste. *Food Chemistry*.

110: 684- 690.

36. **Benamor B. (2008)** Maitrise de l'Aptitude Technologique de la Matière Végétale dans les Opérations d'Extraction de Principes Actifs; Texturation par Détente Instantanée Contrôlée DIC. Thèse de Doctorat, Université de La Rochelle, France.
37. **Bouchelta A., Boughdad A. & Blenzar A. 2005** - Effets biocides des alcaloïdes; des saponosides, et des flavonoïdes extraits de *Capsicum frutescens* L. (Solanaceae) sur *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera : Aleyrodidae). *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.*, 259.
38. **Bernard T, 1988**, "Extraction des huiles essentielles, chimie et technologie", *Information chimie*, p 289.
39. **Bourouis N., Merazka F, 2013** ,Etude des huiles essentielles de *Ruta Chalepensis* et *Achillea ligustica* et évaluation de leur activité biologique p24.
40. **Bruneton, J ; (1999)**. *Pharmacognosie- phytochimie, plantes médicinales*, 3ème édition, 11-20 P.
41. **Bssaibis F., Gmira N., Meziane., (2009)-** Activité antibactérienne de *Ditrichia viscosa* (L.) W Greuter. *Rev. Microbial. Ind. San et Environn.* Vol3, N° 1, pp.44-45.
42. **Balansard G., (2007)** Analyse critique des protocoles pharmacologiques utilisés pour la recherche d'extraits et de substances pures d'origine végétale à propriétés Antibactérienne ou antiparasitaire. *Revue ethnopharmacologie*.42
43. **Beloued A. (2001)** *Plantes médicinales d'Algérie. Office des publications universitaires Alger.* Pp : 124
44. **Ben Sassi A., Harzallah-Skhiri F., and Aouni M. (2007)**. Investigation of some medicinal plants from Tunisia for antimicrobial activities. *J. Pharmaco. Bio.* **45 (5):** 421–428.
45. **Benavente-Garcia, O., Castillo J. & Lorente J. (2000)**. Antioxidant activity of phenolics extracted from *olea europaea* L leaves, *Food Chem*, **68:** 457-462.
46. **Bergogne-Bérézin E. & Brognard J. M. (1999)**. Bases biologiques de l'antibiothérapie. *Ed. Masson*, pp 27.
47. **Bertrand B. (2002)**. *Les secrets de l'Ortie.- 7ème édition.* Editions de Terran (Collection Le Compagnon Végétal; N : 01) : 128.
48. **Bertrand B.(2010)**. *Les secrets de l'Ortie.- 7ème édition.* Editions de Terran

(Collection Le Compagnon Végétal; N : 01) : 128

49. **Bertrand B., Collaert J-P., Petiot E. (2004).** *Purin d'ortie*. 3^{ème} Ed. Terrain Editions
50. **Bertrand B., Jeanne A. (2000).** « Saveurs d'ortie », legume de demain, 2^{ème} Ed. Editions de Terran : 61-97
51. **Bertrand B., Jeanne A. (2008)** : “Les secrets de l’Ortie”, 10^{ème} Ed. du Terran : 45-95.
52. **Berube-Gagnon J., 2006.** Isolation et identification de composés antibiotique des écorces de *Picea Mariana*, memoire de l’universite de Quebec.
53. **Biesiada A., Kucharska A., Sokół-Łętowska A., Kuoe A. (2010):** Effect of the Age of Plantation and Harvest Term on Chemical Composition and Antioxidant Activity of Stinging Nettle (*Urticadioica*L.). *Ecological Chemistry and Engineering*; **17 (9)**: 1061-1066
54. **Blois M.S. (1958).** Antioxydant determination by the use of stable free radical, *Nature*. 181.
55. **Blumenthal M., Godberg A., Brinkman J. (2000).** Editors herbal Medecine expanded commission E monographs. Boston MA: intragative medecine communication.
56. **Boizot N., and Charpentier .J.P. (2006).** Methode rapide d’évaluation du contenu en composes phenoliques des organes d’un arbre foustier. *Le cahier des techniques de l’Inra*. Pp 79-82. (cited in DjemaiZoueglache S, 2008).
57. **Bolton J. L. Trush M.A (2000) Penning T.M. Dryhust G. et Monks T.J. 2000** Role of quinines in toxicology. *Chem. Res. Toxicol*, 13:135.
58. **Bombardelli E., Morazzani P. (1997),** *Urtica dioica* L. *Fitoterapia*, 1997, 68, 5,387-402
59. **Boudjouref M. (2011).** Etude de l’activite antioxydante et antimicrobienne d’extraits d’*Artemisia campestris* L. P-51.
60. **Boullard B. (2001).** Dictionnaire des plantes médicinales du monde. *Estem. Paris* :
61. **Brisse H, Grandjouan G, Hoff M, De Ruffray P et Garbolino E. 2003.** « Répartition d’*Urtica Dioica* ». *Sophy-banque de données phytosociologiques* 122-131.
62. **Broadasky T. F., Lewis C. & Eble T.E. (1976).** Bioautographic thin layer

chromatographic analysis of antibiotics and their metabolites in the whole animal. I Clindamycin in the rat. *J. Chromatogr.*, **123**: 33-44.

- 63. Broer J., Behnke B. (2002).** Immunosuppressant effect of IDS₃₀, a stinging nettle leaf extract, on myeloid dendritic cells in vitro. *J Rheumatol* 29(4) : 659-666.
- 64. Broncano F.J., et al. 1983.** Etude de l'effet sur le centre cardiovasculaire de quelques préparations de *Urtica dioica* L. *Planta Med.* 17 : 222-229.
- 65. Bruneton J. (1999).** Pharmacognosie, Phytochimie, Plantes médicinales. Tec & Doc, Editions médicales internationales. 3^{ème} Edition. p.1120

C

- 66. Camila Gomez ; (2009).** étude des mécanismes de stockage des anthocyanes dans la baie de raisin : caractérisation fonctionnelle des genes impliqués dans ces mécanismes. Thèse doctorat, MONTPELLIER SUPAGRO. France, 14-15P.
- 67. Chevallier A. (2001)** Encyclopédie des plantes médicinales. Larousse. pp: 61, 293.
- 68. Cowan M ; (1999).** Plant Products as Antimicrobial Agents; clinical microbiology Reviews, Oct.p. 564
- 69. Çam, M., His, il, Y., & Durmaz, G. (2009).** Classification of eight pomegranate juices based on volatile constituents: a review. *Phytother. Res.*, **21**: 308–323.
- 70. Capasso F., et al. (2003).** Phytotherapy : a quick reference to herbal medicine. Berlin: 48 Springer
- 71. Carillon E. (2000).** La phytothérapie face à l'évolution médicinale. Ed :Phyto . 10-15
- 72. Çaucir, S., Ozcan, M., Haciseferoullari , H., Uour Yildiz M.,(2005).** Study on some physico-chemical properties of Turkey okra (*Hibiscus esculenta* L.).
- 73. Cazau-Beyret , N.,(2013)** Prise en charges des douleurs articulaires par aromathérapie et phytothérapie. p195.
- 74. Cazin H . (1997).** Traité pratique et raisonné des plantes médicinales indigènes. 3^{ème} édition. Paris: éd. de l'Envol :1251.
- 75. Cetinus E., Kilinc M., Inanc F., Kurutas E.B., Buzkan N.,(2005).** The role of *Urtica dioica* in the prevention of oxidative stress caused by tourniquet application in rats. *Tohoku J. EXP. Med.* 205, 215-221.
- 76. Chahardehi A.M., Ibranim D., Sulaimani S.F. & Mousavi L. (2012):** Screening antimicrobial activity of various extracts of *Urtica dioica*. *Int J Trop Biol*, **60(4)**:

- 1567.
- 77. Chaibi, A., Ababouch, L.H., Belasri, K., Boucetta, S., Busta, F.F., (1997).** Inhibition of germination and vegetative growth of *Bacillus cereus* T and *Clostridium botulinum* 62A spores by essential oils. *Food Microbiology* 14, 161–174.
- 78. Chang, L.W., Yen, W.J., Huang, S.C., Duh, P.D., (2002).** Antioxidant activity of sesame coat. *Food Chemistry* 78, 347–354.
- 79. Chaouche T. M. (2014).** Contribution à l'étude des activités antioxydantes et antimicrobiennes des extraits de quelques plantes médicinales. Thèse de Doctorat En Biologie Option : Biochimie. *Université de Tlemcen*. 122 pages.
- 80. Colette-Keller D. (2004).** Les plantes médicinales. **ALS** (séance du 25 Avril 2004). P 58.
- 81. Cornillot P., Antoine P., Balansard G. et al. (1993).** Encyclopédie des Médecines Naturelles. Editions Techniques, 1993, sections D1 p.7, D3 p.20, D4 p.9.
- 82. Cox, Paul A and Michel J. Balick. (1994).** "The Ethnobotanical Approach to drug Discovery". *Scientific American* : 82-87.
- 83. Clifford A.A. (2002)** Extraction of Natural Products with Superheated Water. *In*: Clark J., Macquarrie D. (Eds) *Handbook of Green Chemistry and Technology*. Blackwell Science Ltd. p524-531.
- 84. Ciccarelli D., Garbari F., Pagni A.M., (2007)** Glandular hairs of the ovary, a helpful character for Asteroideae (Asteraceae) taxonomy *Ann. Bot. Fennici* 44:1-

D

- 85. Diallo D., Sanogo R., Yasambou H., Traoré A., Coulibaly K., Maïga A., 2004.** Étude des constituants des feuilles de *Ziziphus mauritiana* Lam. (Rhamnaceae), utilisées Traditionnellement dans le traitement du diabète au Mali. *C. R. Chimie* 7, pp 1073–1080.
- 86. Dacosta Y. (2003).** Les phytonutriments bioactifs. Ed Yves Dacosta. Paris. 317p.
- 87. Dall'Acqua S., Cervellati R., Loi M. C., Innocenti G. (2008):** Evaluation of in vitro antioxidant properties of some traditional Sardinian medicinal plants: Investigation of the high antioxidant capacity of *Rubus ulmifolius*. *Food Chemistry*, **106**: 745–749.
- 88. Dandlen A. S., Lima A. S., Mendes M. D., Miguel M. G., Faleiro M. L., Sousa**

- M. J., Pedro L. G., Barroso J. G. & Figueiredo A. C., (2010). Antioxidant activity of six Portuguese thyme species essential oils. *Flavour and fragrance journal*. **25**: 150–155.
- 89. Dar S.A., Yousuf A.R., Ganai F.A., Sharma P., Kumar N. & Singh R. (2012):** Bioassay guided isolation and identification of anti-inflammatory and anti-microbial compounds from *Urtica dioica* L. (Urticaceae) leaves. *African J Biotechnol*, **11(65)**: 12410-12420.
- 90. Debuigne G.** Larousse des plantes qui guérissent, Ed. Larousse, 1974.
- 91. Decaux I. (2002). *Phytothérapie : Mode d'emploi*.** Ed : Le bien public. Pp 6
- 92. Delaveau P. (1990).** Les Actualités Pharmaceutiques. Février 1990, n° 273.
- 93. Deliorman-Orhan D., Ozcelik B., Hoşbaş S., Vural M. (2012):** Assessment of antioxidant, antibacterial, antimycobacterial, and antifungal activities of some plants used as folk remedies in Turkey against dermatophytes and yeast-like fungi. *Turk. J. Biol.*, **36**: 672-686.
- 94. Dfraise J.O. Pincemail J. (2008)** Stress oxydant et antioxydant : mythes et réalités , Rev Med Liège ;63 : Synthèse :10-19
- 95. Dinis, T.C.P., Madeira, V.M.C., Almeida, L.M., (1994).** Action of phenolic derivates (acetoaminophen, salicylate, and 5-aminosalicylate) as inhibitors of membrane lipid peroxidation and as peroxyradical scavengers. *Archives of Biochemistry & Biophysics*, 161-169.
- 96. Dogruoz N., Zeybek Z., Karagoz A. (2008):** Antibacterial Activity of Some Plant Extracts. *IUFS J Biol*, **67(1)**: 17-21.
- Draghi F. (2005).** L'Ortie dioïque (*Urtica dioica* L.) étude bibliographique. Thèse de Doctorat. Université Henri Poincaré Nancy 1. Faculté de Pharmacie.
- 97. Duh, P.D., Tu, Y.Y., Yen, G.C., (1999).** Antioxidant activity of water extract of Harugjyur (*Chrysanthemum morifolium* Ramat). *Lebensmittel-Wissenschaft und Technologie* 32, 269–277.

E

- 98. Evans W.C. (2002)** Trease and Evans Pharmacognosy. Saunders, Edinburgh, UK. p137, 138.
- 99. Ebrahimzadeh M. A., Gharekhani M., Ghorbani M. & Dargany P. (2015):** Effect of Extract of Aerial Parts of *Urtica dioica* (Urticaceae) on the Stability of Soybean Oil. *Trop. J. Pharm. Res.*, **14 (1)**: 125-131

100. **Eckert C. A., Knutson B. L.(1997)**. Electrochemical reduction of carbon dioxide on flat metallic cathodes , *Journal of Applied Electrochemistry*, 27,1997,875-989.
101. **Edris A. E. (2007)**. Pharmaceutical and therapeutic potentials of essential oils and their individual activities of Pericarpium Citri Reticulatae of a new Citrus Cultivar and its main antioxidant capacity measured by four methods. *Food Chemistry*, **112(3)**: 721-726
102. **El Haouari M, Bnouham M, Bendahou M, Aziz M, Ziyat A, Legssyer A, Mekhfi H, (2006)**. Inhibition of rat platelet aggregation by *Urtica dioica* leaves extracts. *Phytother. Res.* 20:568–572.
103. **Elmastas,M.,Gulcin,I.,Isildak,O.,Kufrevioglu,O.I.,Ibaoglu,K.,Aboul-enein,H,Y,(2006)**; Radical scavenging activity and antioxidant capacity of bay leaf extract. *Journal of the Iranian Chemical Society*,2006,vol3,n3,pp258-266.
104. **Epifano F.,Genovese S.,Menghini L.,Curini M.,(2007)**.Chemistry and pharmacology of oxyprenylated secondary plant metabolites. *Phytochemistry* 68:939 - 953.

F

105. **Ferhat M.A., Meklati B. Y., Chemat F. (2010)** Citrus d'Algérie, Les Huiles Essentielles et leurs Procédés d'Extractions. O.P.U. Algérie.
106. **Fort G., 1976** – Guide de traitement par les plantes médicinales et phytocosmétologiques. Ed. Heures de France. Paris, pp : 10-25.
107. **Fournier P. (1947)** -Livre des plantes médicinales et vénéneuses de France. Ed. LE chevalier. Tome 1, pp. 176-178.
108. **FarhanH, Rammal H, HijaziA, Hamad H, DaherA, RedaM, BadranB.(2012)**; In Vitro Antioxidant Activity of Ethanolic and Aqueous Extracts from Crude *Malva parviflora* L. Grown in Lebanon; *Asian J Pharm Clin Res*; 5(3); 234-238 .
109. **Farombi D. (2003)**; African indigenous plants with chemotherapeutic potentials and biotechnological approach to the production of bioactive prophylactic agent. *African journal of biotechnology*. 2 (12) : 662 – 671
110. **Favier A. (2003)**. Le stress oxydant. Intérêt conceptuel et expérimental dans la compréhension des mécanismes des maladies et potentiel thérapeutique. *L'actualité chimique*. pp: 108-115.

111. **Favier A., (2006).** Oxidative stress in human diseases. *Ann. Pharm. Fr.* 64:390-396.
112. **Fazeli F., Ghorbanli M., Niknam V. (2007):** Effect of drought on biomass, protein content, lipid peroxidation and antioxidant enzymes in two sesame cultivars. *Biologia Plantarum*, 51: 98–103.
113. **Ferrari J., (2002) ;.** Contribution à la connaissance du métabolisme secondaires des Thymelaceae et investigation phytochimique de l'une d'elle: *Gnidia involucrata* *tend. ex A. Rich.* Thèse de doctorat. Lausanne. 242p.
114. **Fletcher N. (2007).** Guide nature, reconnaître la nature comestible et savoureuse sans peine, Edition Nathan : P26-27.
115. **Fleurentin J.,(2008),,** Plantes médicinales tradition et thérapeutique, éditions Ouest- France, France B.U.Santé Nantes :p 104-105.
116. **Fouché GP. , Marquet A. et Hambuckers A. (2000).** Les plantes médicinales de la plante au médicament. Exposition temporaire de 19.09 au 30.09.2000.

G

117. **Goetz P., Busser C. (2007)** La Phytocosmétologie Thérapeutique. Springer-Verlag France, Paris. p53-54.
118. **Goetz P. (2004)** Plaidoyer pour la tisane médicinale, *Phytothérapie*, 1, 8-15.
119. **Goodwin H. (1925)** Autoclaves and High Pressure Work. London: Ernest Benn Ltd.
120. **Gérin M. (2002)** Solvants et Prévention : Nouvelles Perspectives. *In: Gérin M.*
121. **Gahbiche S ;,(2009).** L'aromathérapie Ecole Supérieure Des Sciences et Technique de la Santé de SOUSSE Section : hydro-thermo-thalassothérapie .3ème Année Thalassothérapie
122. **Garcia-Ruiz A., Bartolomé B., Martinez-Rodriguez A.J., Pueyo E., Martin-Alvarez**
123. **Ghaima K. K., Hashim N. M. & Ali S. A. (2013):** Antibacterial and antioxidant activities of ethyl acetate extract of nettle (*Urtica dioica*) and dandelion (*Taraxacum officinale*). *Journal of Applied Pharmaceutical Science*, 3(05): 096-099.
124. **Ghestem A., Seguin E., Paris M., and Orecchioni A.M. (2001).** Le

- préparateur en pharmacie dossier 2ème Ed TEC&DOC. Paris. pp275. (Cited in Djemai Zoueglache S, 2008).
125. **Girard V, E., & Samdja, J. (2006)** . Aspects historiques et sociaux de la médecine traditionnelle à la Réunion. *Revue ETHNOPHARMACOLOGIA* (37), pp. 24-31.
126. **Glusker J.P., Rossi M. 1986:** Molecular aspects of chemical carcinogens and bio-flavonoids. *Progress in Clinical and Biological Research* 21: 95–410.
127. **Gordon M.H. (1990):** The mechanism of the antioxidant action *in vitro*. In: Hudson, B.J.F.(Ed.), *Food Antioxidants*. Elsevier, London, pp. 1–18.
128. **Guinebert E., Durand P., Prost M., Grinand R., Bernigault R. (2005)** Mesure de la résistance aux radicaux libres. *Sixièmes Journées de la Recherche Avicole*. Pp : 554-558
129. **Gulcin I, Kufrevioglu OI, Oktay M, Buyukokuroglu ME. 2004.** Antioxidant, antimicrobial, antiulcer and analgesic activities of nettle (*Urtica Dioica L.*). *J Ethnopharmacol* 90 (2-3): 205-215
130. **Gulcin I. (2012).** Antioxidant activity of food constituents: an overview. *Arch. Toxicol*, **86**: 345-391.
131. **Gülçin, I., Buyukokuroğlu, M.E., Kufrevioğlu, O.İ., (2003);** . Metal chelating and hydrogen peroxide scavenging effects of melatonin. *Journal of Pineal Research* 34, 278–281
132. **Gulcin, I., Uğuz, M.T., Oktay, M., Beydemir, S., Kufrevioğlu, O. İ. (2003)** .Antioxidant and antimicrobial activities of *Teucrium polium L.* *Journal of Food Technology* 1, 9–17.
133. **Güler E. R. (2013):** Investigation of Chemopreventif Properties of *Urtica Dioica L.*, in MCF-7 and MDA 231 Breast Cancer Cell Lines. *The New Journal of Medicine*, **30(1)**: 50-53.

H

134. **Halimi A, (1997).** Les plantes médicinales en Algérie. P .158-159.
135. **Hannay J.B., Hogarth J. (1880)** On the Solubility of Solids in Gases. *Proceedings of the Royal Society of London*, 30, 178-188.
136. **HAMIDI ABDELRAZAG., 2013,** Etude phytochimique et activité biologique de la plante *Limoniastrum guyonianum* p 50.

137. **Halliwell, B.; Gutleridge, M.(1984).** Review article. Oxygen toxicity, oxygen radicals, transition metals and disease. *Biochem. J.*, ,219, 1-4.
138. **Hayouni EA., Abedrabba M., Bouix M., Hamdi M. (2007).** The effects of solvents and extraction method on the phenolic contents and biological activities in vitro of Tunisian
139. **Hazzit M., Baalioumer A., Verissimo A. R., Faleiro M. L. & Miguel M. G. (2009).** Chemical composition and biological activities of Algerian Thymus oils. *Food chemistry*,116: 741-721
140. **Hoffman D.(2006).** Medical Herbalism. Rochester (VT): Healing Arts Press.
141. **Horde P .,(2014).** « Ortie - Vertus » issu de Sante-Medecine (sante-medecine.comment ca marche.net) , « Health On the Net » (HONcode) destinée aux sites Web médicaux et de santé juin2014).
142. **Hostettmann, K. (1997).** Tout savoir sur le pouvoir des plantes sources de médicaments.Lausanne, édition Favre S A, vol. 01, 239p.
143. **Huang G ., Jiang J .,and Dai D . (2008).** Antioxidative and antibacterial activity of the methanol extract of *Artemisia anomala S. Moore*. *African Journal of Biotechnol.*7 (9): 1335-1338.
144. **Handa S.S. (2008)** an Overview of Extraction Techniques for Medicinal and Aromatic Plants. *In: Handa S.S., Khanuja S.P.S., Longo G., Rakesh D.D. (Eds) Extraction Technologies for Medicinal and Aromatic Plants. International Centre For Science and High Technology, Trieste, Italy. p 21-54.*

K

145. **Kraft K., Hobbs C. (2004)** Pocket Guide to Herbal Medicine. Thieme, Stuttgart, New York. p16.
146. **Kazmi. MA, Sakmar. T, Ostrer H; (1997).** Mutation of a conserved cysteine in the X- linked cone opsins causes color vision deficiencies by disrupting protein folding and stability investigative ophthalmol and vis sci, 38: 1074-1081.
147. **Kaneria M., Bhavana K , Sumitra C (2012)** Phytochemical, Pharmacological and Microbiological Laboratory, Department of Biosciences, Saurashtra University, Rajkot- 360 005, Gujarat, India.
148. **Kaufmann S. H. E. (1997)** Host response to intracellular pathogens. *New*

York. 345 p.

149. **Kempf S. Zeitouni. (2009).** Coût biologique de la résistance aux antibiotiques: analyse et conséquences Pathologie Biologie : article in press.
150. **conséquences Pathologie Biologie : article in press.**
151. **Khaldi D., 2007.** Etude chimique et nutritionnelle d'Argania spinosa de la région de Tindouf. Mémoire de Magister en Biologie. Université Abou Bekr Belkaid. Tlemcen.
152. **King A., and Young G. (1999).** characteristics and occurrence of phenolic phytochemicals *Jof the American dietetic association*.**99**:213-218. (cited in DjemaiZoueglache S, 2008
153. **Krief, S.(2003)** Métabolites secondaires des plantes et comportement animal, surveillance sanitaire et observations de l'alimentation de chimpanzés(*Pan troglodytes schweinfurthii*) en ouganda activités biologiques et étude chimique de plantes
154. **Lancaster M. (2002)** Green Chemistry: An Introductory Text. The Royal Society of Chemistry. p225, 226.
155. **Leonelli C., Veronesi P., Cravotto G. (2013)** Microwave-Assisted Extraction: An Introduction to Dielectric Heating. *In*: Chemat F., Cravotto G. (Eds.), Microwave-assisted Extraction for Bioactive Compounds: Theory and Practice. Springer. p1-14.
156. **Langlade, V.(2010),** l'ortie dioïque, *Urtica dioica*, etude bibliographique p142
157. **Laouer H., Zerroug M. M., Sahli F., Chaker A. N. Valentini G., Ferretti G., Grande M. & Anaya J. (2003).** Composition and Antimicrobial activity of *Ammoides pusilla* (Brot.) Breistr. essential oil. *Journal of Essential oil Research*, **15**: 135-138.
158. **Legssyer A., Ziyat A., Mekhfi H., Bnouham M., Tahri A., Serhrouchni M. (2002).** Cardiovascular effects of *Urtica dioica L.* in isolated rat heart and aorta. *Phytother. Res.* 16 : 503–507

M

159. **Marfak A. (2003).** Thèse de doctorat Radiolyse Gamma des flavonoïdes ;

Etude de leur réactivité avec des radicaux issus des alcools. pp: 6-7-10-

- 160. Mohammed Z. (2006).** Etude du pouvoir antimicrobien et antioxydant des Huiles essentielle et Flavonoïdes de quelques Plants de la région de Tlemcen. Thèse de Magistère. Université de Tlemcen.140p.
- 161. Mohammedi, 2013 :** Etude Phytochimique et Activités Biologiques de quelques Plantes medicinales de la Region Nord et Sud-Ouest de l'Algerie. P 84.
- 162. Melero C. P., Medarde M, and Feliciano A.S, (2000).** A Short Review on Cardiotonic Steroids and Their Aminoguanidine Analogues, *Molecules*, Vol 5 : 51-81.
- 163. Messkgue M., 1975.** Mon herbier de sante, Edition Robert Laffont S.A., Paris, pp 1-50.
- 164. Nadiarid Jiménez Elizondo ; (2011).** Impact des opérations thermiques agroalimentaires à hautes température sur la dégradation des anthocyanes : caractérisation et modélisation des cinétiques réactionnelles. Thèse doctorat Montpellier Supagro. France, 18P.
- 165. Moreau B.,(2003).** Maître de conférences de pharmacognosie à la faculté de Pharmacie de Nancy.Travaux dirigés et travaux pratiques de pharmacognosie de 3ème année de doctorat de pharmacie, 2003.
- 166. Moutsie,(2008),** L'ortie, une amie qui vous veut du bien , l'encyclopédie d'utovie, Edition d'utovie

N

- 167. Nogaret-Ehrhart AS., (2003).** La phytothérapie Se soigner par les plantes., Edition Eyrolles,p19-36

O

- 168. Oka y., Ben-Daniel BH et cohen Y(2006)** control of meloidogynejavanica by formulations of inulaviscosaLeafExtracts la Mondia ; *Journal of Nematology* 38,1(46- 51).

P

- 169. Pangarkar V.G. (2008)** Microdistillation,Thermomicrodistillation and Molecular Distillation Techniques. *In:* Handa S.S., Khanuja S.P.S., Longo G., Rakesh D.D. (Eds) *Extraction Technologies for Medicinal and Aromatic Plants.* International Centre For Science and High Technology, Trieste, Italy. p 129-143.
- 170. ParolinP ;scotta M1et Bresch C(2014)**Biology of Dittrichiaviscosa a

Mediterranean, ruderal plant ;international Journal of experimental Botany ;83(251-261).

Q

- 171. Quezel P, Santa S. (1963).** Nouvelle flore de l'Algérie et des Régions Désertiques Méridionales. Paris: Tome II, Editions CNRS.

S

- 172. Stern J.L, Hagerman. A.E, Steinberg. P.D, Mason. P.K; (1996).** Phlorotannin- protein interactions. Journal of chemical ecology. 22 P 1887-1899.
- 173. Scherrmann M.-C., Malacria M., Goddard J.-P., Ollivier C. (2008)** Chimie dans l'Eau (K1210). Editions Techniques de l'Ingénieur, Paris, France
- 174. Smith R.M. (2002)** Extraction with Superheated Water, Journal of Chromatography A, 975, 31-46.
- 175. Shakeel A.J. (1999)** L'Industrie du Parfum dans la Civilisation Islamique, Afaq Magazine, 25/26, 153-167. (Article en Arabe)

T

- 176. Turley S.D. and Dietschy, J.M; (2003).** Sterol absorption by the small intestine. Curr. Opin. Lipidol. 14

V

- 177. Vercauteren J., Cheze C., Triau J., 1996.** Polyphenols 96. Edition : INRA, Paris : pp31-43

W

- 178. Wagner, H., Bladt.S.Zgainski, E .M; (1984).** Plant drug analysis. Springer-verlog Ed. Berlin
- 179. Wang L., Weller C.L. (2006)** Recent Advances in Extraction of Nutraceuticals from Plants, Trends in Food Science and Technology, 17, 300-312.
- 180. Waller, K.L., R.A. Muhle, L.M. Ursos, P. Horrocks, D. Verdier-Pinard, A.B.S. Sidhu, H. Fujioka, P.D. Roepe and D.A. Fidock,(2003).** Chloroquine resistance modulated in vitro by expression levels of the Plasmodium falciparum chloroquine resistance transporter. J. Biol. Chem., 278(35): 33593-

33601

Z

- 181. Zancan K.C., Marques M.O.M., Petenate A.J., Meireles M.A.A. (2002)**
Extraction of Ginger (*Zingiber officinale* Roscoe) Oleoresin with CO₂ and Co-solvents: A Study of the Antioxidant Action of the Extracts, *The Journal of Supercritical Fluids*, 24, 57-76.
- 182. Zeggwagh N-A., M-L. Ouahidi, A. Lemhadri et M. Eddouks.J.**
Ethno. (2006) *Journal of Ethnopharmacologie* .Vol.108. p223–227.