



جمهورية الجزائرية الشعبية الديمقراطية



RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE  
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

قسم الكيمياء الحيوية و البيولوجيا الخلوية و الجزيئية

Université des Frères Mentouri Constantine  
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

جامعة الاخوة منتوري قسنطينة  
كلية علوم الطبيعة و الحياة

**Département de Biochimie et Biologie Cellulaire et Moléculaire**

**Mémoire présenté en vue de l'obtention du Diplôme de Master**

**Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie**

**Filière : Sciences Biologiques**

**Spécialité : *Biochimie moléculaire et santé***

Intitulé :

**Contribution à l'étude phytochimique et à l'effet  
antioxydant de l'extrait méthanolique d'*Eruca vesicaria*.**

**Présenté et soutenu par :**

❖ BENTAFAR Sarra

❖ CHAIB Marwa

**Le : 20-06-2016**

**Jury d'évaluation:**

**Présidente du jury :** Dr. HABIBATNI Zineb, Maitre de conférences à l'université des frères Mentouri Constantine

**Rapporteur :** Dr. HALMI Sihem, Maitre de conférences à l'université des frères Mentouri Constantine

**Examineur :** Mme MADI Aicha, Maitre assistante classe A à l'université des frères Mentouri Constantine.

***Année universitaire 2015-2016***

## ***Remerciement***

*Au début j'adresse par mes remerciement à ALLAH de m'avoir aidé pour accomplir ce modeste travail*

*Aussi. Nous voudrions exprimer notre profonde gratitude à notre encadreur, Dr. Halmi Sihem, maitre de conférences à l'université frères Mentouri Constantine1 pour son soutien et sa compréhension pertinente de ce travail, merci madame de nous avoir guidée et orientée durant l'accomplissement de ce travail avec beaucoup de patience et de savoir-faire.*

*Nous tenons à remercier ainsi la présidente de jury, Madame Habibatni Zeineb, maitre de conférences à l'université constantine1 et l'examinatrice madame Madi Aicha, maitre assistante à l'université constantine1, d'avoir accepté d'évaluer notre travail.*

*Nous adressons nos remerciements aux personnes qui nous ont aidés dans la réalisation de ce mémoire et spécialement au personnel du laboratoire de biochimie en particulier Nabil, yasser et Houssin.*

*Nos vifs remerciement et notre profonde reconnaissance vont à toutes les personnes qui ont contribué à la réalisation de ce petit mémoire nous remercions toute personne de prés et de loin.*

## ***DEDICACE***

*À mes très chers parents qui m'ont soutenue et encouragés durant toute la*

*Période de mes études et à qui je souhaite une long et heureuse vie,*

*À mes chères sœurs Faiza, Hadjer, Safa Sabra*

*À mon cher mari Fateh qui m'a tant soutenu*

*À toute ma famille paternelle Chaib et maternelle Bahloul*

*A mes amies que j'ai vécu avec elles des beaux moments au cours de mon cursus*

*à l'université.*

*A mon camarade de ce travail Sara*

*À tous mes enseignants depuis le primaire Jusqu'à l'université*

*En fin, à tous ceux qui m'aime.*

***Marwa***



## **DEDICACE**

*À ma religion : L'ISLAM, Mon prophète : Mohamed et tous mes frères : Les musulmans*

*J'ai l'honneur de dédie ce modeste travail tous d'abord*

*À mes très chers parents qui m'ont soutenue et encouragés durant toute la période de mes études et à qui je souhaite une long et heureuse vie,*

*À mes chers frères, Raouf, Hocine*

*Et avec très joie a mon petit frère Mouad*

*À toute ma famille paternelle Bentafar et maternelle Benkarit*

*À mes amies d'université, Titi, Sarsoura et ma chère marwa*

*À mon camarade de ce travail marwa*

*À tous mes enseignants depuis le primaire Jusqu'à l'université*

*En fin, à tous ceux qui m'aime.*

**SARRA**



## Liste des abréviations

**AlCl<sub>3</sub>** : Chlorure d'aluminium.

**DO** : Densité optique.

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

**EOR** : Espèces oxygénées réactives.

**ERO** : Espèce réactives de l'oxygène.

**FeCl<sub>3</sub>**: Chlorure de fer.

**Fe<sup>2+</sup>**: Fer ferreux.

**Fe<sup>3+</sup>**: Fer ferrique.

**FRAP**: Ferric Reducing Antioxidant Power.

**HCl** : Acide chlorhydrique.

**K<sub>3</sub>Fe (CN) <sub>6</sub>** : Ferricyanure de potassium.

**KOH** :

**min** : Minute.

**Mg<sup>+2</sup>** : Magnésium.

**mg**: Milligramme.

**ml**: millilitre.

**nm**: Nanomètre.

**ROS** : Reactive oxygen species.

**V/V** : Volume par Volume.

**µg**: Microgramme.

**µgEq/mg d'ext:** Microgramme d'équivalent quercétine par milligramme d'extrait.

**µg/ml :** Microgramme d'équivalent acide gallique par milligramme d'extrait

**% :** Pourcentage

**°C :** Degré Celsius

**T° :** Température

## Liste des figures

<b>Figure 01</b> : <i>Eruca vesicaria</i> .....	4
<b>Figure 02</b> : Classification des polyphénols.....	7
<b>Figure 03</b> : Structure chimique de bases des flavonoïdes.....	10
<b>Figure 04</b> : Structure des deux types de tanins.....	13
<b>Figure 05</b> : Déséquilibre de la balance entre antioxydants et EOA.....	18
<b>Figure06</b> : Origine des différents radicaux libres oxygénés et espèces réactives de l'oxygène impliqué en biologie.....	20
<b>Figure 07</b> : Des antioxydants au cours du métabolisme des dérivés réactifs de l'oxygène.....	21
<b>Figure 08</b> : Acide ascorbique.....	22
<b>Figure 09</b> : Structures chimiques des tocophérols et des tocotriénols.....	23
<b>Figure 10</b> : Deux exemples des structures des caroténoïdes.....	23
<b>Figure 11</b> : La plante <i>Eruca vesicaria</i> .....	25
<b>Figure 12</b> : Préparation de l'extrait méthanolique.....	26
<b>Figure 13</b> : Evaporateur Rotatif.....	27
<b>Figure 14</b> :L'extrait méthanolique.....	27
<b>Figure 15</b> : Schéma d'extraction par les solvants organique.....	28
<b>Figure 16</b> : Résultat du dosage des polyphénols.....	31
<b>Figure17</b> : Résultat du dosage des flavonoïdes.....	32
<b>Figure 18</b> : Réaction d'un antioxydant avec le radical DPPH.....	32
<b>Figure 19</b> : Résultat du DPPH.....	33

<b>Figure20</b> : tubes préparés de dosage de pouvoir réducteur.....	34
<b>Figure 21</b> :L'injection des rats.....	35
<b>Figure 22</b> : Courbe d'étalonnage de l'Acide gallique.....	41
<b>Figure23</b> : Courbe d'étalonnage de la quercétine.....	42
<b>Figure 24</b> : Comparaison des teneurs des polyphénols et des flavonoïdes.....	43
<b>Figure 25</b> : Variation de l'inhibition du DPPH en fonction de la concentration d'acide gallique.....	44
<b>Figure 26</b> : Variation de l'inhibition du DPPH en fonction de la concentration d'extrait.....	44
<b>Figure 27</b> : IC50 de l'acide gallique, de l'extrait méthanolique.....	45
<b>Figure28</b> : Pouvoir réducteur de l'extrait méthanolique et l'acide ascorbique.....	46
<b>Figure 29</b> : Les rats avec les crampes.....	48
<b>Figure 30</b> : Comparaison du pourcentage d'inhibition des crampes.....	49



## Liste des tableaux

<b>Tableau 01</b> : Principales classes des composés phénoliques.....	8
<b>Tableau 02</b> : La structure chimique de certains flavonoïdes représentatifs chaque classe.....	12
<b>Tableau 03</b> : Classes de terpénoïdes avec quelques exemples.....	15
<b>Tableau 04</b> : Résultats des réactions de caractérisation des principaux métabolites secondaires contenus dans l'extrait méthanolique d'Eruca vesicaria.....	38
<b>Tableau 05</b> : Nombres des crampes et le pourcentage d'inhibition.....	48

## Sommaire

<b>Introduction générale.....</b>	<b>1</b>
-----------------------------------	----------

### **Partie Recherche bibliographique**

#### **Chapitre I : Etude botanique de la plante *Eruca vesicaria***

<b>1. Présentation de la famille <i>Brassicaceae</i>.....</b>	<b>3</b>
<b>2. Le genre <i>Eruca</i>.....</b>	<b>3</b>
<b>3. Description de l'espèce <i>Eruca vesicaria</i>.....</b>	<b>3</b>
3.1. Place de la plante dans la systématique.....	3
3.2. Description de la plante .....	4
3.3. Habitat et culture.....	4
3.4. Propriété pharmacologique et thérapeutique du Roquette.....	5

#### **Chapitre II : Les métabolites secondaires**

<b>1. Généralité.....</b>	<b>6</b>
---------------------------	----------

#### **2. Les composés phénoliques**

2.1. Définition .....	6
2.2. Les principales classes des composés phénoliques.....	7
2.2.1 Les flavonoïdes.....	9
2.2.1.1. Localisation, distribution et biodisponibilité des flavonoïdes.....	10
2.2.1.2. Quelques propriétés des flavonoïdes.....	10
2.2.1.3. Les différentes classes des flavonoïdes.....	10
2.2.2. Les tanins.....	12
2.2.2.1. Définition.....	12

2.2.2.2. Classification.....	13
2.2.2.3. Propriétés pharmacologiques des tannins.....	13
2.2.3. Les terpènes.....	13
2.2.3.1. Classification des terpènes.....	13
2.2.4. Les coumarines.....	14
2.2.4.1. Propriété des coumarines.....	14
2.2.5. Les alcaloïdes.....	15
2.2.5.1. Activités biologiques et intérêts pharmacologiques des alcaloïdes.....	15
2.2.6. Les lignines.....	15
2.2.7. Les quinones.....	16

### **Chapitre III : Le stress oxydatif**

1. Définition.....	17
2. Origine du stress.....	17
3. Les radicaux libres.....	17
3.1. Origine de production des ERO.....	18
4. Sources des espèces réactives de l'oxygène dans la cellule végétale.....	19
5. les systèmes de défense (antioxydants).....	20
5.1. Définition.....	20
5.2. Systèmes antioxydants enzymatiques.....	20
5.3. Systèmes antioxydants non-enzymatiques.....	21

### **Partie expérimentale**

#### **Chapitre I : Matériel et méthodes**

1. Matériel.....	24
1.1. Matériel végétal.....	24

<b>1.2. Matériel animal</b> .....	24
<b>2. Méthode</b> .....	25
<b>2.1. Préparation de l'extrait</b> .....	25
<b>2.2. Screening phytochimique</b> .....	28
2.2.1. Test des alcaloïdes.....	28
2.2.2. Test des saponines.....	28
2.2.3. Test des flavonoïdes.....	28
2.2.4. Test des stérols et triterpènes.....	28
2.2.5. Test des tanins.....	29
2.2.6. Test des phénols.....	29
2.2.7. Test de sucres réacteurs.....	29
2.2.8. Test des flavonoïdes glucosides.....	29
2.2.9. Test des quinones libres.....	29
<b>2.3. Dosage spectrophotométrique</b> .....	29
2.3.1. Dosage des polyphénols totaux.....	29
2.3.2. Dosage des flavonoïdes.....	30
<b>2.4. Activité antioxydant (<i>In-vitro</i>)</b> .....	31
2.4.1. Méthode de DPPH.....	31
2.4.2. Pouvoir antioxydant.....	32
<b>2.5. Pouvoir réducteur</b> .....	32
<b>2.6. Etude de l'activité antalgique (Test de torsion)</b> .....	33

## **Chapitre II : Résultat et discussion**

<b>1. Screening phytochimique.....</b>	<b>35</b>
<b>2. Dosage spectrophotométrique.....</b>	<b>38</b>
2.1. Dosage des polyphénols totaux.....	40
2.2. Dosage des flavonoïdes.....	40
<b>3. Evaluation de l'activité antioxydante par diphényle-picryl-hydrazyl (DPPH).....</b>	<b>41</b>
<b>4. Le pouvoir réducteur.....</b>	<b>44</b>
<b>5. L'activité antalgique.....</b>	<b>45</b>
<b>Conclusion .....</b>	<b>48</b>
<b>Annexe .....</b>	<b>49</b>
<b>Références bibliographiques .....</b>	<b>50</b>

# **Partie I : Recherche bibliographique**

# **Chapitre I**

## **Etude botanique de la plante**

*Eruca vesicaria*

## Introduction

La recherche de nouveaux agents pharmacologiques actifs *via* le screening de sources naturelles a conduit à la découverte d'un grand nombre de médicaments utiles qui commencent à jouer un rôle majeur dans le traitement de nombreuses maladies humaines (Gurib-Fakim, 2006).

De nos jours, et surtout dans les pays du tiers monde, la phytothérapie occupe encore une place importante. La flore de ces pays reste assurément riche et prometteuse, tant dans la perspective de découvrir de nouvelles espèces botaniques que de trouver de nouvelles molécules ayant une activité thérapeutique, pour la mise au point de nouveaux médicaments (Ahmed, A.A ; Abou El-Ela, 1990).

Une des originalités majeures de plante médicinales réside dans leur capacité à produire des substances naturelles très diversifiées. En effet, à côté des métabolites primaires classiques (glucides, protides, lipides, acides nucléiques), ils accumulent fréquemment des métabolites dits secondaires dont la fonction physiologique n'est pas toujours évidente mais représente une source importante de molécules utilisables par l'homme dans des domaines aussi différents que la pharmacologie ou l'agroalimentaire (Jeun et Annie, 2005).

Beaucoup de métabolites secondaires sont également important pour notre alimentation (goût, couleur), alors que d'autres comme les alcaloïdes, anthocyanines, flavonoïdes, quinines, lignanes, les stéroïdes et les terpénoïdes ont une application commerciale dans les domaines pharmaceutiques et biomédicaux et font partie des drogues, colorants, arômes, parfums et des insecticides (Teixeira da Silva J-A, 2004)

Les extraits bruts des plantes commencent à avoir beaucoup d'intérêt comme source potentielle de molécules naturelles bioactives. Ils font l'objet d'étude pour leur éventuelle utilisation comme alternative pour le traitement des maladies infectieuses et pour la protection des aliments contre l'oxydation (YakhlefG, 2009).

Une grande partie des recherches actuelles porte sur l'étude de molécules antioxydantes, antimicrobiennes et de valoriser leurs effets thérapeutiques comme les vitamines, les caroténoïdes et les polyphénols.

Il nous semble donc intéressant d'inscrire notre travail dans ce contexte de recherche.



Dans la première partie, nous aborderons les différentes connaissances bibliographiques sur la plante, les métabolites secondaires ainsi que sur le stress oxydant.

Nous développerons dans la deuxième partie le matériel et l'ensemble des techniques et méthodes utilisées pour l'extraction, le dosage colorimétrique (des polyphénols et des flavonoïdes), les activités anti-oxydantes, l'activité antalgique de l'extrait brut de notre plante.

La troisième partie sera consacrée aux résultats obtenus dans notre étude.

Une conclusion générale est donnée à la fin du présent travail en tirant les principaux résultats obtenus. Ces derniers pourraient stimuler d'autres travaux de recherche dans le sens de servir et de valoriser le patrimoine national dans le domaine des plantes médicinales.

## **1. Etude botanique d'*Eruca vesicaria* :**

### **1.1. La famille des *Brassicaceae* :**

Espèces végétales sauvages plus ou moins connus liés à la famille représentent pratiquement sources génétiques inexploitées et illimitées de traits agronomiques et économiques. Cette famille comprend 338 genres et 3709 espèces (Warwick et *al.*, 2006).

### **1.2. Le genre d'*Eruca***

*Eruca* est un genre de la tribu des Brassicacées, il est composé de quatre espèces, son originaires de la région méditerranéenne. Le taxon le plus cultivé est *E. vesicaria spp. Sativa* (souvent appelée *E. sativa*). Subspecies sativa (n = 11), est une plante herbacée annuelle qui a été cultivée depuis l'antiquité comme un légume à feuilles (Rocket ou roquette) (Yaniv et *al.*, 1998 ; Fagbenro, 2004).

### **1.3. L'espèce *Eruca vesicaria* :**

#### **1.3.1. Place de la plante dans la systématique :**

**Règne :** Plante

**Sous-règne :** Tracheobionta

**Classe :** Magnoliopsida

**Sous-classe :** Dilleniidae

**Ordre :** Capparales

**Famille :** *Brassicaceae*

**Genre :** *Eruca*

**Espèce :** *Eruca vesicaria*

### **1.3.2. Description botanique :**

Roquette est une plante herbacée annuelle d'une hauteur allant jusqu'à 80 cm. Les feuilles basales sont en rosette, lyrées-pennatifides (celle qui sont consommées en salade), et les feuilles caulinaires sont lobulées ou dentelées. Les fleurs ont des pétales blancs ou légèrement jaunes. Les siliques peuvent atteindre 40 mm ; elles sont érigées, prenant sur la tige, avec une partie valvaire subcylindrique et une face ensiforme, aussi longue que les valves. Les graines, de 1.5 à 2.5 mm, sont brunes.

La plante fleurit de février à juin sous sa forme sauvage et jusqu'en plein été sous sa forme cultivée. Elle est allogame, avec un système complexe d'auto-incompatibilité, principalement gamétophytique mais avec quelques allèles agissant sporophytiquement. On a démontré l'existence d'androsterilité génique (Hernández Bermejo J.E; León J, 1994).



**Figure 1-***Eruca vesicaria* (Polese J.M, 2006)

### **1.3.3. Habitat et culture:**

La roquette a été cultivée dans presque toute l'Europe et en Amérique, mais c'est surtout dans le sud de notre continent, en Asie mineure et la région méditerranéenne (Debard, 1984 ; Flers, 1989).

La plante s'accommode de divers supports de culture mais donne de meilleurs résultats sur un sol à texture fine riche en matières organiques. Cette espèce étant adaptée aux températures fraîches, le début de printemps est le meilleur moment pour la semer (Derek B. Munro, Ernest Small, 1998).

#### **1.3.4. Propriétés pharmacologiques et thérapeutiques de la roquette :**

*Eruca vesicaria* est utilisée comme plante médicinale contre les infections oculaires et pour soigner les problèmes digestifs et rénaux. Elle est considérée comme un excellent stomachique et stimulant, et elle est également utilisée comme diurétique et antiscorbutique. Les feuilles sont utilisées comme rubéfiant de la peau. La roquette a toujours été considérée comme un puissant aphrodisiaque et les gens l'utilisent toujours à cette fin en région méditerranéenne. Son huile peut être utilisée pour les massages et pour adoucir la peau, la roquette peut provoquer des réactions de brûlure (Grubben G.J.H ; O.A.Denton, 2004).

# **Chapitre II**

## **Les métabolites secondaires**

## **Les métabolites secondaires :**

### **1. Généralité :**

La plante est le siège d'une intense activité métabolique aboutissant à la synthèse de principes actifs les plus divers. Ce processus métabolique est lié aux conditions mêmes de vie de la plante : la plante doit faire face à de multiples agressions de l'environnement dans lequel elle vit : prédateurs, microorganismes pathogènes, etc. On conçoit donc que la plante puisse développer un métabolisme particulier lui permettant de synthétiser des diverses substances pour se défendre. Ces substances prennent la nomenclature des métabolites secondaires (Kansole, 2009).

### **2. Les composés phénoliques :**

#### **2.1. Définition :**

Les composés phénoliques sont des métabolites secondaires végétaux. Ils peuvent être définis comme des molécules indirectement essentielles à la vie des plantes (d'où la dénomination de métabolites secondaires). Par opposition aux métabolites primaires qui alimentent les grandes voies du métabolisme basal, mais ils sont essentiels dans l'interaction de la plante avec son environnement.

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 de molécules simples (acides phénoliques simples) vers les molécules les plus hautement polymérisées (tanins condensés). Avec plus de 8000 structures phénoliques identifiées (Urquiaga et Leighton, 2000).

Les composés phénoliques peuvent constituer 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, D'un point de vue thérapeutique, ces molécules constituent la base des principes actifs que l'on trouve dans les plantes médicinales (Macheix et *al.*, 2005).

## 2.2. Les principales classes des composés phénoliques :

Les composés phénoliques sont classés selon le nombre d'atome de carbone dans le squelette de base, ces structures peuvent être sous forme libres ou liées à l'ester ou hétérosides (Figure 2 et tableau 1) (Bruneton, 1999).

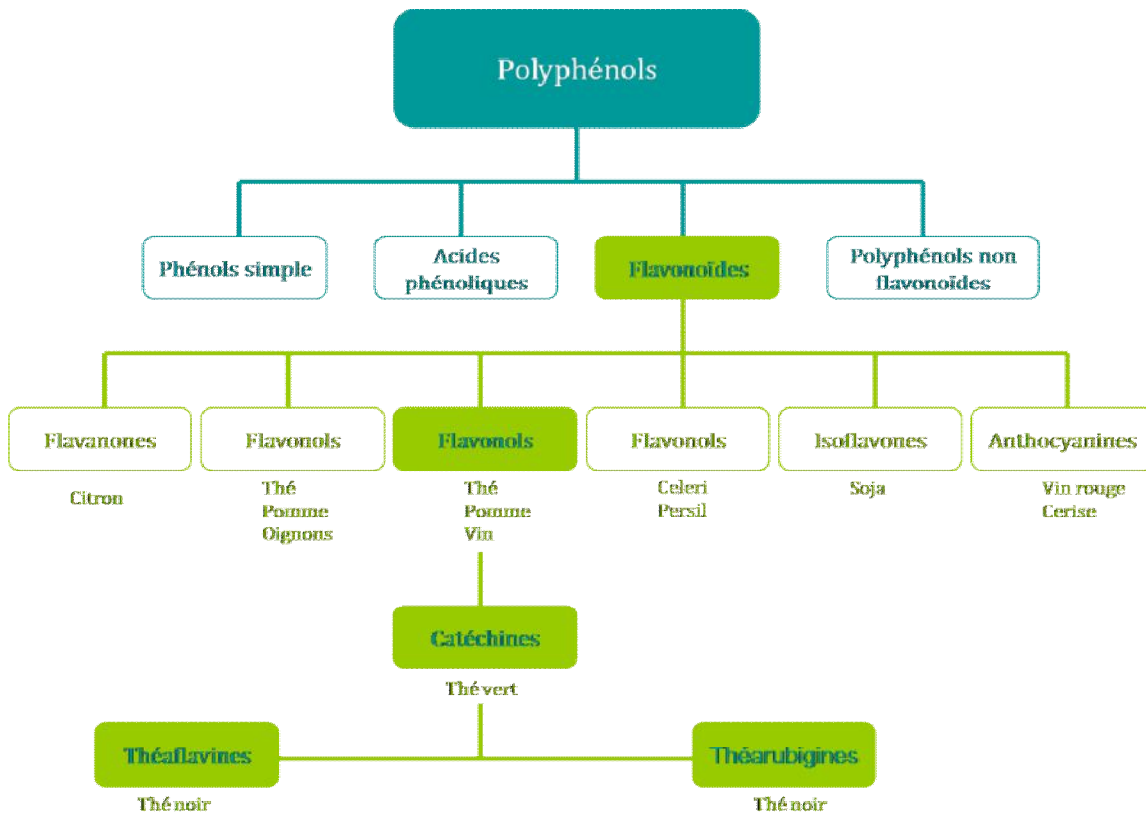

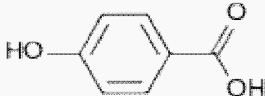
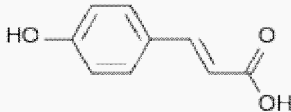
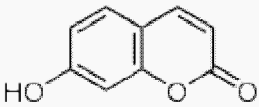
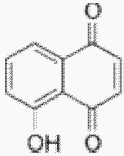
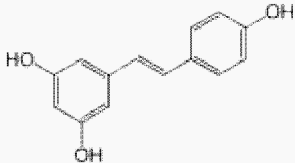
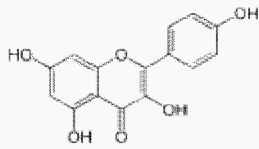
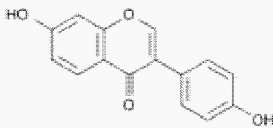


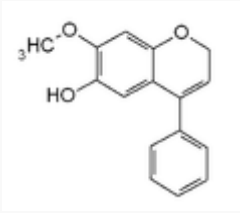
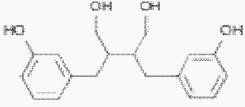
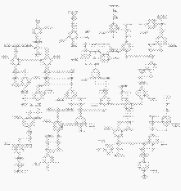
Figure 2- Classification des polyphénols (Manach C, Scalbert A, Morand C et al., 2004)

**Tableau 1-** Principales classes des composés phénoliques (Macheix et *al.*, 2006)

Composés phénoliques				
Squelette carboné	Classe	Exemple	Structure	Origine
C <sub>6</sub>	<a href="#">Phénols simples</a>	<a href="#">hydroquinone</a>		<a href="#">Busserole</a>
C <sub>6</sub> -C <sub>1</sub>	<a href="#">Acides hydroxybenzoïques</a>	<a href="#">acide parahydroxybenzoïque</a>		Épices, fraises
C <sub>6</sub> -C <sub>3</sub>	<a href="#">Acides hydroxycinnamiques</a>	<a href="#">acide paracoumarique</a>		Tomates, ail

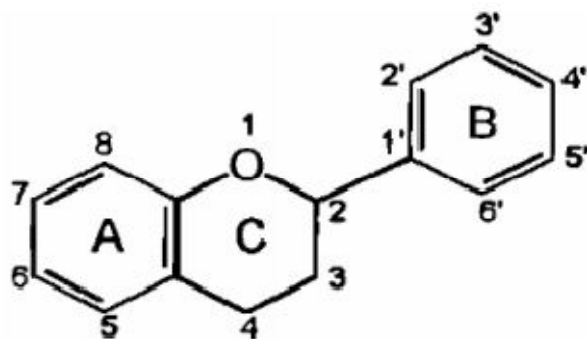
	<a href="#">Coumarines</a>	<a href="#">ombelliférone</a>		Carottes, coriandre
C <sub>6</sub> -C <sub>4</sub>	<a href="#">Naphthoquinones</a>	<a href="#">juglon</a>		Noix
C <sub>6</sub> -C <sub>2</sub> -C <sub>6</sub>	<a href="#">Stilbénoides</a>	<a href="#">trans-resvératrol</a>		Raisin
C <sub>6</sub> -C <sub>3</sub> -C <sub>6</sub>	<a href="#">Flavonoïdes lato sensu</a>	<a href="#">kaempférol</a>		Fraises
	<a href="#">Isoflavonoïdes</a>	<a href="#">daïdzéine</a>		Graines de soja



	<a href="#">Anthocyanes</a>	Dalchiniol		<i>Dalbergiasissoo</i> , petits fruits rouges
(C <sub>6</sub> -C <sub>3</sub> ) <sub>2</sub>	<a href="#">Lignanes</a>	<a href="#">entérodiol</a>		Bactéries intestinales, lin
(C <sub>6</sub> -C <sub>3</sub> ) <sub>n</sub>	<a href="#">Lignines</a>			Bois, fruits à noyaux
(C <sub>6</sub> -C <sub>3</sub> -C <sub>6</sub> ) <sub>n</sub>	<a href="#">Tanins condensés</a>	<a href="#">procyanidine</a>		Raisins, kaki

### 2.2.1. Les flavonoïdes :

Les flavonoïdes représentent une classe de métabolites secondaires largement répandus dans le règne végétal. Ce sont des pigments quasiment universels des végétaux qui sont en partie responsables de la coloration des fleurs, des fruits et parfois des feuilles. On les trouve dissous dans la vacuole des cellules à l'état d'hétérosides ou comme constituants de plastes particuliers, les chromoplastes (Guignard J.L, 1996). Le terme flavonoïde regroupe une très large gamme de composés naturels polyphénoliques. On dénombre près de 6500 flavonoïdes répartis en 12 classes (Stöckigt J, Sheludko Y, Unger M, Gerasimenko I, Warzecha H, Stöckigt D, 2002) et leur nombre ne cesse d'accroître. Par définition, les flavonoïdes sont des composés qui ont en commun la structure du diphenylpropane (C<sub>6</sub>-C<sub>3</sub>-C<sub>6</sub>) (4); les trois carbones servant de jonction entre les deux noyaux benzéniques notés A et B forment généralement un hétérocycle oxygéné C (De Rijke E, Out P, Niessen W M A, Ariese F, Gooijer C, Brinkman U A T, 2006).



**Figure 3-** Structure chimique de bases des flavonoïdes (Krishna et *al.*, 2001)

### 2.2.1.1. Localisation, distribution et biodisponibilité des flavonoïdes :

Les flavonoïdes sont des métabolites secondaires des plantes. Ces molécules ont été identifiées dans presque toutes les parties de la plante : les feuilles, les racines, les tiges, les fleurs, les graines et l'écorce (Lee et *al.*, 1994). Les flavonoïdes sont trouvés dans les fruits, les légumes, les noix, les herbes, les épices, aussi bien que dans le thé et le vin rouge. Ils sont consommés régulièrement avec l'alimentation humaine qui nous apporte environ 75 mg de flavonoïdes par jour. En effet, le thé, les agrumes, les pommes, l'huile d'olive, les oignons, le cacao et plusieurs autres fruits et légumes sont très riches en flavonoïdes, les flavanols et les flavonols y seraient les plus abondants (Schewe et Sies, 2003).

### 2.2.1. 2. Quelques propriétés des flavonoïdes :

Les flavonoïdes protègent les plantes contre les radiations UV, elles sont également impliquées dans les processus de défense de la plante contre les infections bactériennes et virales. Agissent comme des pigments ou des co-pigments. Peuvent moduler la distribution d'auxine, comme elles fonctionnent comme des signaux moléculaires de reconnaissance entre les bactéries symbiotiques et les légumineuses afin de faciliter la fixation de l'azote moléculaire. Agis sur la régulation de l'élongation des tiges et interviennent dans la maturité des fruits. Sont à l'origine des goûts amers et astringents afin de repousser les animaux herbivores (Subramanian et *al.*, 2007).

### 2.2.1.3. Les différentes classes des flavonoïdes :

La nature chimique des flavonoïdes dépend de leur classe structurale, de degré d'hydroxylation et de méthylation, de degré de polymérisation, des substitutions et des conjugaisons sur le cycle C, c'est-à-dire, la présence de double liaison C2-C3, du groupe 3-O

et la fonction 4-oxo (Yao *et al.*, 2004 ; Tsimogiannins et Oreopoulou, 2006). En basant sur leur squelette, les flavonoïdes peuvent être divisés en différentes classes : anthocyanidines, flavonoles, isoflavonoles, flavones, isoflavones, flavanes, isoflavanes, flavanols, isoflavanols, flavanones, isoflavanones et auronés (Medic *et al.*, 2004 ).

**Tableau 2-** La structure chimique de certains flavonoïdes représentatifs chaque classe (Heim et al., 2002)

Classe	structure générale	flavonoïdes typiques	Substituants
Flavanol		(+)-catechin (-)-epicatechin Epigallocatechin gallate	3,5,7,3',4'-OH 3,5,7,3',4'-OH 3,5,7,3',4',5'-OH,3-gallate
Flavone		chrysin apigenin rutin  luteolin luteolin glucosides	5,7-OH 5,7,4'-OH 5,7,3',4'-OH, 3-rutinoses  5,7,3',4'-OH 5,7,3'-OH 4'-glucose 5,4'-OH, 4',7-glucose
Flavanol		kaempferol  quercetin	3,5,7,4'-OH  3,5,7,3',4'-OH
		myricetin tamarixetin	3,5,7,3',4',5'-OH 3,5,7,3'-OH,4'-OMe
Flavanone (dihydroflavon)		naringin naringenin taxifolin eriodictyol hesperidin	5,4'-OH,7-rhamnoglucose 5,7,4'-OH 3,5,7,3',4'-OH 5,7,3',4'-OH 3,5,3'-OH,4'-OMe, 7-rutinoses
Isoflavone		genistin genistein daidzin daidzein	5,4'-OH, 7-glucose 5,7,4'-OH 4'-OH, 7-glucose 7,4'-OH
Anthocyanidin		apigenidin cyanidin	5,7,4'-OH 3,5,7,4'-OH,3,5-OMe

## 2.2.2. Les tanins :

Le terme tanin dérive de la capacité de tannage de la peau animale en la transformant en cuir par le dit composé. Les tanins sont un groupe des polyphénols à haut poids moléculaire. Les tanins sont des molécules fortement hydroxylés et peuvent former des complexes insolubles lorsqu'ils sont associés aux glucides, aux protéines et aux enzymes digestives, réduisant ainsi la digestibilité des aliments. Ils peuvent être liés à la cellulose et aux nombreux éléments minéraux (Alkurd A, Hamed T. R, Al-Sayyed H, 2008). On distingue: les tanins hydrolysables et condensés.

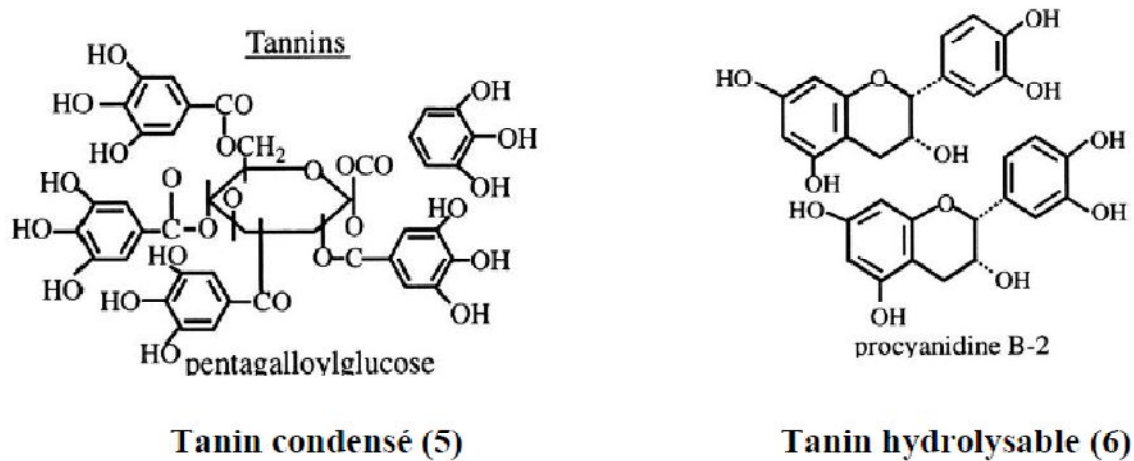


Figure 4-structure des deux types de tanins (Ghestem, 2001).

### 2.2.2.1. Tanins hydrolysables :

Les tanins hydrolysables sont des polyesters de glucides et d'acides phénols, ils sont facilement scindés par les enzymes de tannases en oses et en acide phénol, selon la nature de celui-ci on distingue: les tanins galliques, et les tanins ellagiques (Paris et Hurabielle, 1981).

- **Tanins galliques (Gallo tanins)** : Ils donnent par hydrolyse des oses et de l'acide gallique.

-**Tanins ellagiques (Ellagitanins)** : Ils sont scindés par les enzymes en oses et en acide ellagique (Paris et Hurabielle, 1981).

### **2.2.2.2. Tanins condensés :**

Les tanins condensés sont des molécules non hydrolysables et sont des polymères flavanolique constitués d'unités flavan-3-ols, le plus souvent épicatechine et catéchine (Khanbabaea et Ree, 2001), leur structure voisine de celle des flavonoïdes est caractérisée par l'absence de sucre (Paris et Hurabielle, 1981).

### **2.2.2.3. Propriétés pharmacologiques des tannins :**

Les tannins exhibent un large spectre de propriétés pharmaceutiques, thérapeutiques et chimioprotectrices dues à leur propriété antiradicalaire (Tohge et *al.*, 2005).

En effet, les tannins protègent contre les toxicités induites par différents agents (hydrogène peroxyde, acétaminophène, extraits contenus dans la fumés du tabac...), contre l'hypercholestérolémie et les changements de la formule sanguine (ALT, BUN et CK). Ils jouent aussi un rôle dans la prévention contre les deux formes de mort cellulaire connues, apoptose et nécrose, diminuant ainsi les dommages causés dans l'ADN lors de ces deux dernières. L'action cytoprotectrice des proanthocyanidines est supérieure à celle des vitamines C, B et bêta-carotène (Ray et *al.*, 2000).

### **2.2.3 Les terpènes :**

Le terme de terpène 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 (Benaissa, 2011). L'exploitation de ces composés s'effectuait sous forme d'huiles extraites de plantes (huiles essentielles) par le moyen de la distillation (Klaas, 2002).

#### **2.2.3.1. Classification des terpènes :**

La classification des terpènes est basée sur le nombre de répétitions de l'unité de base isoprène en donnant des hémiterpènes (C5), monoterpènes (C10), sesquiterpènes (C15), diterpènes (C20), sesterpènes (C25), triterpènes (C30), tetraterpènes (C40) et polyterpènes (Mebarki, 2010).

**Tableau 3:** Différents classes de terpénoïdes avec quelques exemples (Loomis et Croteau, 1980)

Nom	no unité 5 x C	Exemple de molécule
EMIterpenes	1	Isoprène
MONOterpenes	2	Aromes volatiles, parfums
SESQUIterpenes	3	Phytoalexines
DIterpenes	4	Phytole, gibberellines, phytoalexines, molécules avec action pharmacologique
TRIterpenes	6	Brassinostéroïdes, steroles de membrane, certains toxines
TETRAterpenes	8	Caroténoïdes
POLIterpenes	>8	Plastoquinones, ubiquinones, polymère (latex)

#### 2.2.4. Les coumarines :

Les coumarines constituent une classe importante de produits naturels, elles donnent une odeur caractéristique semblable à celle du foin fraîchement fauché. A l'exception des algues, ces composés sont les constituants caractéristiques du règne végétal chlorophyllien. Les familles les plus riches en coumarines sont : *Légumineuse*, *Rutacées*, *Apiécées* et *Thymeleacées*. Elles se trouvent dans toutes les parties de la plante et notamment dans les fruits et les huiles essentielles des graines (Deina et al., 2003 ; Booth et al., 2004).

##### 2.2.4.1. Propriétés des coumarines

Les coumarines sont connues par leurs activités cytotoxiques, antivirales, immunostimulantes, tranquillisantes, vasodilatatrices, anticoagulantes (au niveau du coeur), hypotensives, antimicrobienne, anti-agrégation plaquettaire, anti-inflammatoire, anticoagulante, antitumorale, diurétiques, anti-oedémateuses et analgésique (Stefanova et al., 2007). elles sont également bénéfiques en cas d'affections cutanées ( Kayser et al., 1997 ; Resch et al., 1998 ).

### **2.2.5. Les alcaloïdes :**

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 vont transférer vers d'autres parties de la plante où ils peuvent subir des modifications. 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 (Kansole, 2009)

#### **2.2.5.1. Activités biologiques et intérêts pharmacologiques des alcaloïdes :**

Les alcaloïdes sont des substances particulièrement intéressantes pour leurs activités pharmacologiques qui s'exercent dans les domaines les plus variés :

◆Au niveau du système nerveux central comme antidépresseurs (morphine, scopolamine) ou stimulants (strychnine, caféine).

◆Au niveau du système nerveux autonome : sympathomimétiques (éphédrine) ou sympatholytiques, parasymphatomimétiques, anti-cholinergiques et ganglioplégiques.

On notera aussi l'existence de curarisants, d'anesthésiques locaux, d'anti-fibrillants, d'anti-tumoraux, et d'antipaludiques (Bruneton, 1999).

### **2.2.6. Les lignines :**

Bien qu'il soit difficile de considérer les lignines comme un métabolite secondaire compte tenu de leur importance quantitative et biologique de leur signification dans l'évolution des plantes terrestres, elles doivent être logiquement rattachées aux composés phénoliques en raison de leur structure chimique et des voies de biosynthèse phénylpropanoïdes.

La lignine a un caractère hydrophobe marqué et s'accumule au niveau des parois des cellules du bois ou du sclérenchyme. Elles sont mises en évidence par des colorants (phloroglucinol chlorhydrique, réactif de maule...), chacun de ces réactifs révélant des fonctions chimiques bien définies dans la molécule (MONTIES B et Harborne J.B, 1989).



### **2.2.7. Les quinones :**

Les quinones sont les plus souvent des hydroquinones. Elles peuvent être combinées à des sucres (anthroquinones). Elles proviennent de nombreux processus par différentes voies de biosynthèse. Le potentiel redox du couple quinone-hydroquinone est très important dans de nombreux systèmes biologiques.

Les polyprényls quinones (quinones terpénoïdes) dérivent de l'acide 4-hydroxybenzoïque, leur noyau benzoquinone porte des chaînes polyisopréniques. Certains dérivés comme la plastoquinone et l'ubiquinone sont des transporteurs d'électrons. En plus de fournir une source de radicaux libres stables, les quinones sont connues pour complexer irréversiblement avec certains acides aminés, des protéines qu'elles inactivent ou rendent inutilisables. Ceci explique la variété d'effets antimicrobiens potentiels des quinones. Nombre d'entre elles sont anti-appétantes et toxiques. La naphthoquinone juglone de l'écorce de *Carya ovata* inhibe la croissance de différents champignons et bactéries phytopathogènes et est répulsive pour *Scolytus multistriatus* (Gilbert, B. L. et Norris, D. M., 1968).

# **Chapitre III**

## **Le stress oxydatif**

## **Le stress oxydatif :**

### **1. Définition :**

Le stress oxydatif est un déséquilibre entre la génération des EOR et la capacité du corps à les neutraliser et à séparer les dommages oxydatifs (Boy *et al.*, 2003). Il correspond à une perturbation du statut oxydatif intracellulaire (Morel et Barouki, 1999).



**Figure 5 :** Déséquilibre de la balance entre antioxydants et EOA.

### **2. Origine du stress :**

Les radicaux libres sont produits par divers mécanismes physiologiques car ils sont utiles pour l'organisme à dose raisonnable. Cette production physiologique est parfaitement maîtrisée par des systèmes de défense. Dans les circonstances normales, on dit que la balance antioxydants /pro oxydants est en équilibre. Si tel n'est pas le cas, que ce soit par déficit en antioxydants ou par suite d'une surproduction énorme de radicaux, l'excès de ces radicaux est appelé «stress oxydant » (Favier, 2003).

### **3. Les radicaux libres :**

Les radicaux libres peuvent être considérés comme des déchets du métabolisme cellulaire. Ce sont des molécules très réactives qui présente un (des) électron(s) non apparié(s) (état doublet : .OH). L'ensemble des radicaux libres et leurs précurseurs est souvent appelé espèce réactives de l'oxygène (Favier, 2003).

Les radicaux libres sont produits physiologiquement en faibles quantités et sont éliminés par des systèmes d'antioxydants endogènes, les DRO constituent la plus importante classe des espèces à radical libre qui soit formé dans les systèmes vivants (Finaud J *et al.*, 2006).

### **3.1 Origine de production des ERO :**

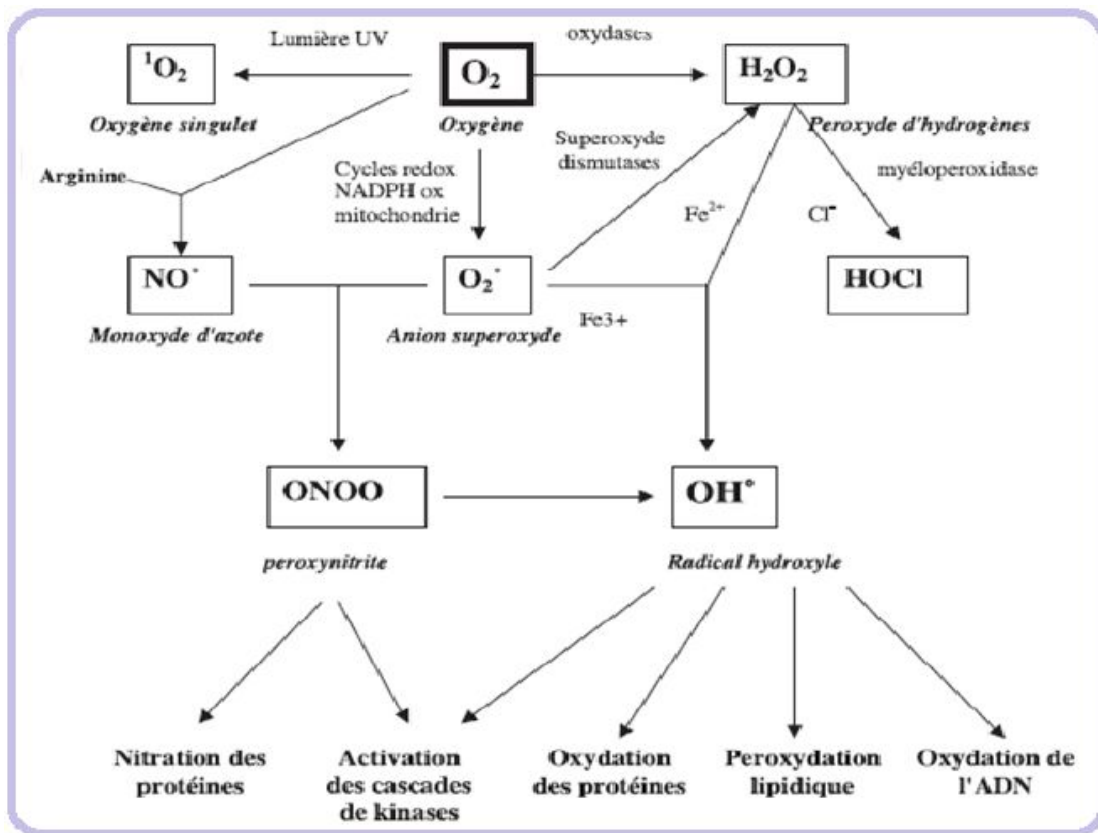
Les radicaux libres nocifs sont produits dans l'organisme au cours du métabolisme normal. Cette production augmente en rapport avec l'élévation de la consommation d'oxygène (Gauche et Hausswirth, 2006). Dans le cas d'un stress oxydatif, tous les ROS ne sont pas extrêmement réactifs, cette réactivité étant très variable selon la nature du radical. Parmi les radicaux formés chez les végétaux on distingue (Smirnoff, 2005) :

- **l'anion super oxyde** : la molécule d'oxygène, mise en présence d'une quantité d'énergie suffisante, peut acquérir un électron supplémentaire et former ainsi l'anion super oxyde  $O_2^-$ . Cet anion comme facteur oxydant dans de nombreuses réactions.

- **le radical hydroxyle** : ( $OH\cdot$ ) Il est très réactif vis-à-vis des structures organiques et joue un rôle initiateur dans l'auto-oxydation lipidique.

- **le radical peroxyde** : ( $ROO\cdot$ ) l'oxygène singulet :  $O$ , forme « excitée » de l'oxygène moléculaire, est souvent assimilé à un radical libre en raison de sa forte réactivité (HADIM, 2004).

- **peroxyde d'hydrogène ( $H_2O_2$ )** : le superoxyde est décomposé en peroxyde d'hydrogène, qui n'est pas un radical libre, mais qui, en présence de fer, peut créer un radical hydroxyle.



**Figure 6:** Origine des différents radicaux libres oxygénés et espèces réactives de l'oxygène impliqués en biologie (Favier A, 2003).

#### 4. Sources des espèces réactives de l'oxygène dans la cellule végétale :

Chez les plantes il existe plusieurs sources cellulaires d'espèces réactives de l'oxygène localisées à divers endroits de la cellule, et qui sont produites de façon permanente durant le métabolisme normale et durant les périodes de stress. Ces sources incluent :

- \*Les chaînes de transport d'électrons (CTE) des chloroplastes.
- \*Les chaînes de transport d'électrons (CTE) des mitochondries.
- \*La photo respiration dans les peroxysomes.
- \*Les molécules photo sensibilisatrices comme la chlorophylle (Smirnoff, 2005).

## 5. les systèmes de défense (antioxydants) :

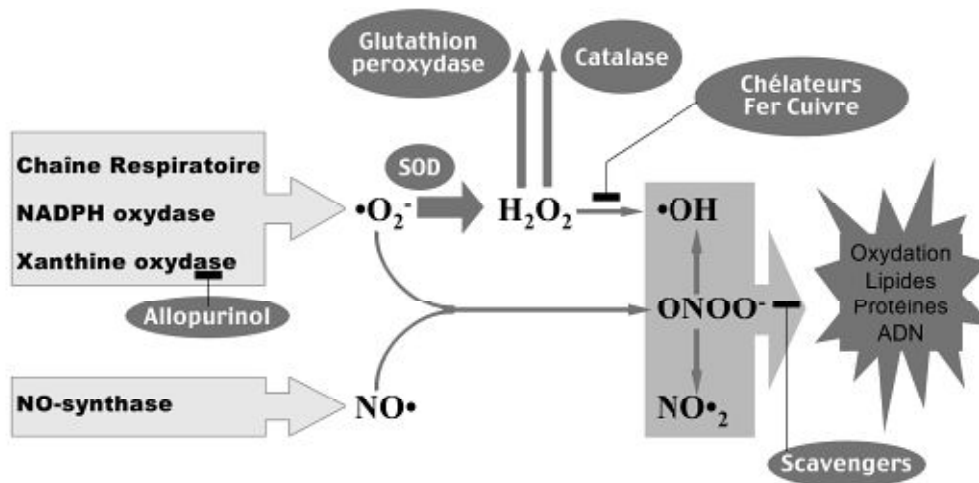
### 5.1. Définition :

Un antioxydant est défini comme étant toute substance qui peut retarder ou empêcher l'oxydation des substrats biologiques (BOYD B ; Ford C ; Koepke Michael et *al.*,2003)ou de réduire les dommages causés par les radicaux libres dans l'organisme et permettent de maintenir au niveau de la cellule des concentrations non cytotoxiques de ROS (Vansant, 2004).

Notre organisme réagit de façon constante à cette production permanente de radicauxlibres et on distingue au niveau des cellules deux lignes de défense inégalement puissantes pourdétoxifier la cellule (Favier, 2003).

### 5.2 Systèmes antioxydants enzymatiques :

Ce système de défense repose principalement sur 3 enzymes (Valkoet *al.*, 2006).



**Figure7** : Action des antioxydants au cours du métabolisme des dérivés réactifs de l'oxygène.

#### 5.2.1 superoxydedismutase ou SOD :

Il catalyse la dismutation de l'anion superoxyde en hydrogène peroxyde (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>) et en Oxygène.

**5.2.2 Catalase** : Cette enzyme est localisée essentiellement dans les peroxysomes (Valkoet *al.*, 2006).

Il est capable de transformer le peroxyde d'hydrogène en eau et en oxygène moléculaire.

**5.2.3 Glutathion peroxydase**, ou GPx, est de détoxifier le peroxyde d'hydrogène et d'autres hydroperoxydes d'origine lipidique en couplant la réduction de l'hydroperoxyde avec l'oxydation d'un substrat réducteur(Delattre *et al.*, 2005d).

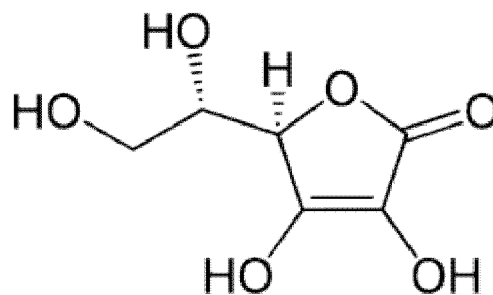
### 5.3. Systèmes antioxydants non-enzymatiques :

Ce sont des molécules exogènes. Contrairement aux enzymes antioxydantes, une molécule d'antioxydant piège un seul radical libre. Pour pouvoir fonctionner à nouveau, cette molécule d'antioxydant doit donc être régénérée par d'autres systèmes (Dacosta, 2003).

Les antioxydants chimiques exogènes, comprennent majoritairement les vitamines C et E, les caroténoïdes et des composés phénoliques (McCall et Frei, 1999).

**5.3.1 La vitamine C ou acide ascorbique**est une molécule hydrosoluble présente dans la plupart des fruits et légumes (non synthétisée par l'Homme). Elle est connue pour son action protectrice contre l'oxydation membranaire (Retskyet *al.*, 1999).

C'est un antioxydant puissant hydrosoluble, capable de piéger ou neutraliser à des concentrations très faibles les espèces réactives de l'oxygène (Carr A ;Frei B,1999 ; Césarini J-P, 2004).



**Figure 8-** Acide ascorbique.

**5.3.2 Vitamine E (tocophérol) :** Elle est considérée comme le principal antioxydant attaché à la membrane utilisé par la cellule pour inhiber la peroxydation lipidique (Pryor, 2000 ; Valko *et al.*, 2006).C'est le terme générique utilisé habituellement pour désigner les différents tocophérols et tocotriénols (ensemble de 8 molécules dont 4 tocophérols et 4 tocotriénols (Kaiser *et al.*, 1990; Yoshida *et al.*, 1993).

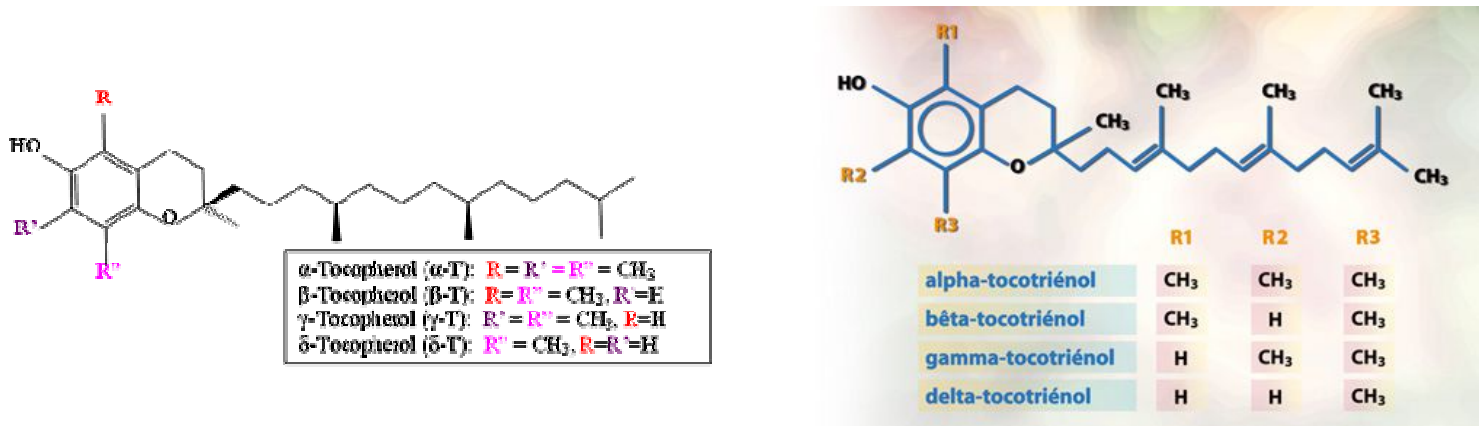
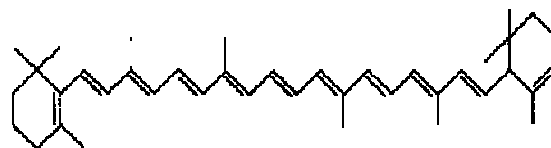
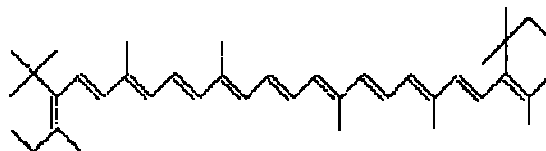


Figure9-Structures chimiques des tocophérols et des tocotriénols.

**5.3.3 Les caroténoïdes :** Les caroténoïdes, sont des pigments fabriqués par les végétaux. Les plus importants sont le bêta-carotène, l'alpha-carotène, la lutéine, la zéaxanthine et le lycopène. Ce sont eux qui donnent aux fruits et légumes des couleurs orange, rouge et jaune. Leur fonctionessentielle est de protéger les plantes. La plupart des caroténoïdes ont une propriété antioxydante(Causse C, 2005).



$\alpha$  - carotene



$\beta$  - carotene

Figure 10: Deux exemples des structures des caroténoïdes.



**5.3.4 Les composés phénoliques :** et en particulier les **flavonoïdes**, sont des métabolites secondaires des plantes caractérisés par une structure commune de type 2-phénylbenzopyrane. Leur capacité antioxydante réside dans leur faculté à « terminer » les chaînes radicalaires par des mécanismes de transfert d'électrons et de protons, et à chélater les ions des métaux de transition capables de catalyser la peroxydation lipidique (Schroeter *al.*, 2002; Leopoldini *al.*, 2011).

## **Partie II : Expérimentale**

# **Chapitre I**

## **Matériels et méthodes**

## **1. Matériel**

### **1.1. Matériel végétal**

Le matériel végétal est constitué des parties aériennes d'*Eruca vesicaria* (feuilles et tiges), ont été cueillies en février 2016. Après séchage à une température ambiante et à l'abri de la lumière solaire, afin de préserver au maximum l'intégrité des molécules, le matériel végétal est broyé grossièrement par un broyeur électrique.



**Figure11**-La plante *Eruca vesicaria*

### **1.2. Matériel animal :**

Les rats femelles Albinos, de la souche Wistar, proviennent de l'Institut Pasteur d'Alger, pesant entre 100 et 200g.

L'élevage a été effectué dans l'animalerie à l'Université de Constantine1, avec un cycle photopériodique naturel. La température dans le laboratoire est de  $20 \pm 1^\circ\text{C}$ . Les animaux sont logés, dans des cages en polypropylène chacun porte 4 animaux, avec un accès libre à la nourriture et à l'eau. La litière utilisée est la sciure, renouvelée trois fois par semaine pour assurer le bon état hygiénique des animaux.

## 2. Méthodes

### 2.1. Préparation des extraits

La méthode d'extraction que nous avons employée est la macération successive par deux solvants de polarité croissante (l'éther de pétrole et le méthanol). L'extraction par l'éther de pétrole a pour but d'entraîner les graisses ainsi que les substances lipophiles. La deuxième extraction a été faite avec le méthanol qui extrait les composés polaires.

250g de poudre ont été extraits avec 750ml d'éther de pétrole et placés sous agitation mécanique pendant 24 heures à température ambiante. Après filtration sur papier, le résidu de l'extraction précédente a été repris par 750ml de méthanol et laissé sous agitation pendant 24 heures dans les mêmes conditions (Figure 12).

Chaque étape d'extraction est refaite trois fois avec renouvellement du solvant.

A la fin de l'extraction, les extraits organiques (EEp, EMet) ont été concentrés sous vide au rotavapor (BÜCHI) aux températures 37 C° et 40C° respectivement. Après la concentration, ces extraits ont été séchés à l'air libre (Figure 14)

Les extraits réalisés sont ensuite stockés à température -4°C, à l'abri de la lumière jusqu'à leur utilisation.



**Figure 12-** Préparation de l'extrait méthanolique



**Figure 13-** Evaporateur Rotatif



**Figure 14-** L'extrait méthanolique

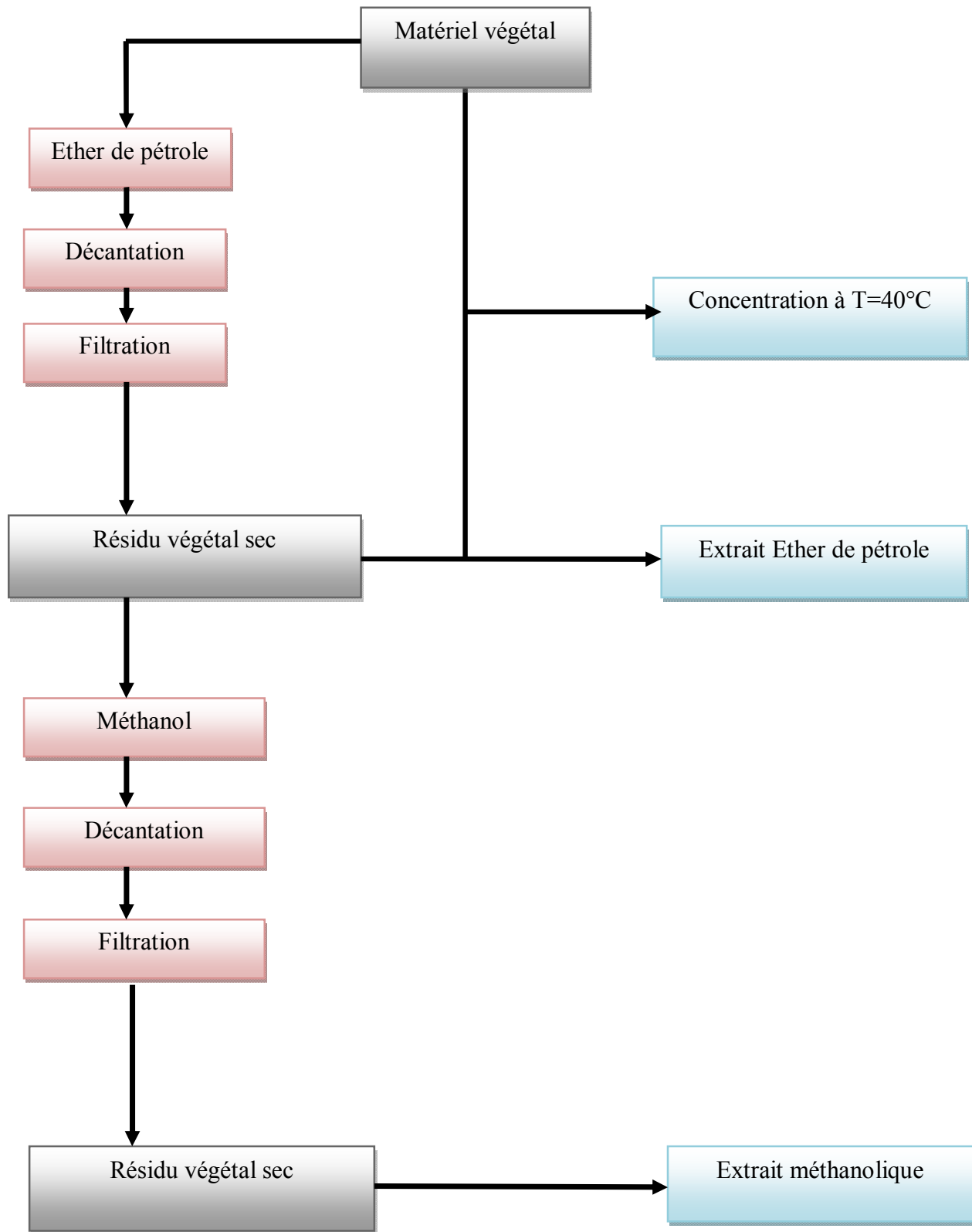


Figure 15- Schéma d'extraction par les solvants organique

## **2.2 Le screening phytochimique :**

Ce sont des techniques qui permettent de déterminer les différents groupes chimiques contenus dans un organe végétal. Ce sont des réactions physicochimiques qui permettent d'identifier la présence des substances chimiques (Hamidi, 2012).

Les groupes phytochimiques sont nombreux, les plus principaux sont les polyphénols totaux y compris les flavonoïdes, les anthocyanes, les tannins, les coumarines, les alcaloïdes, les saponosides, les stéroïdes, les stérols, les terpènes...etc (Lendvai *et al.*, 2002).

Le screening phytochimique a été réalisé tant sur les phases aqueuses qu'organiques par des réactions usuelles à l'aide des réactifs de caractérisations classiques (Bruneton, 2009 ; Kolling *et al.*, 2010).

### **2.2.1 Test des alcaloïdes :**

Dans des tubes à essai nous avons introduit 2 ml de l'extrait méthanolique ensuite, nous avons ajouté quelques ml d'HCL à 50%, la formation d'un précipité jaune après l'ajout de quelques gouttes de réactif de Mayer indique la présence d'alcaloïdes (N.Dohou *et al.*, 2003).

### **2.2.2 Test des saponines :**

l'extrait est repris dans 5 ml d'eau distillée, puis introduit dans un tube à essai, puis la solution est fortement agitée, la formation d'une mousse (hauteur supérieur de 1 ml) stable, persistante pendant 15 min, indique la présence de saponines (Yres-Alain Bekro *et al.*, 2007).

### **2.2.3 Test des flavonoïdes ( cyaninidine) :**

Un mélange de quelques copeaux de Mg<sup>+2</sup> et de gouttes d'HCl concentré, placé dans un tube, est ajouté à 2ml d'extrait. L'apparition d'une coloration orange ou rouge pourpre indique la présence des flavonoïdes (Hanen Najjaa *et al.* , 2002).

### **2.2.4 Test des stérols et triterpènes :**

Quelques gouttes de l'acide sulfurique concentré sont ajoutés à 2 ml de l'extrait d'éther de pétrole, l'apparition de coloration violette montre la présence de triterpène, et l'apparition d'une coloration verte montre la présence de stérols (Yves-Alain Bekro *et al.*, 2007).



### **2.2.5 Teste des Tanins :**

L'ajout de quelques gouttes de  $\text{FeCl}_3$  à 2% aux tubes à essais avec 2ml d'extrait permet de détecter la présence ou non des tanins. L'apparition d'une coloration bleu noire indique la présence de tanins galliques ou brun verdâtre indique la présence de tanins cathéchiques ( N.Dohou *et al.*, 2003 ).

### **2.2.6 Test des phénols :**

2 ml de l'extrait méthanolique ont été mélangés avec 2 ml de l'éthanol à 96%. L'ajout de quelques gouttes de  $\text{FeCl}_3$  permet l'apparition d'une coloration qui indique la présence de phénols ( Hanen Najjaa *et al.*, 2011).

### **2.2.7 Test de sucres réducteurs :**

Leur détection consiste à traiter 5 ml de l'extrait avec 5 ml de la liqueur de Fehling, la formation d'un précipité rouge brique après 2 à 3 min de chauffage au bain-marie à 70°C indique une réaction positive (Yves-Alain Bekro *et al.*, 2007).

### **2.2.8 Test des flavonoïdes glycosides :**

Ils ont mis en évidence par l'ajout de 1 ml de KOH à 1 % à 2 ml de l'extrait méthanolique. L'apparition d'une coloration jaune indique la présence des flavonoïdes glycosides (Saima H *et al.*, 2014).

### **2.2.9 Test des quinones libres :**

La présence de quinone libre est confirmée par l'ajout de quelques gouttes de NaOH (1/10) à l'extrait d'éther de pétrole, lorsque la phase aqueuse vire au jaune, rouge ou violet (N.Dohou *et al.*, 2003).

## **2.3. Dosage spectrophotométrique**

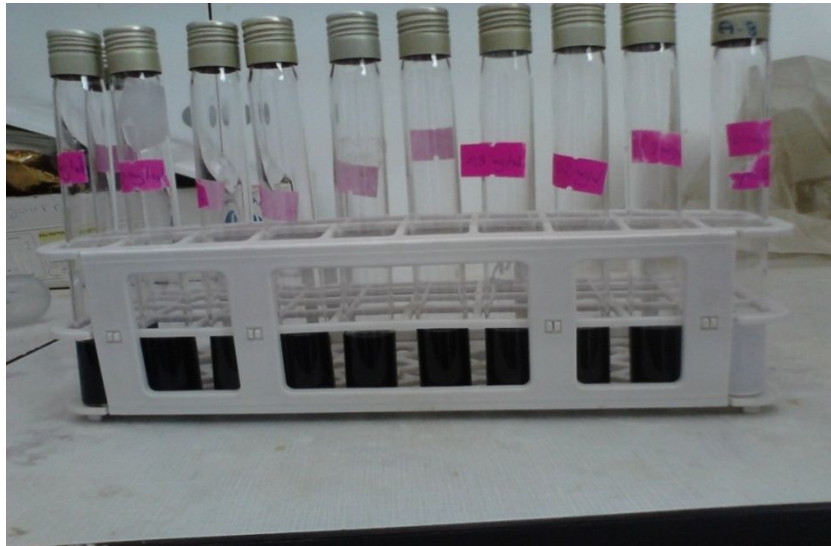
### **2.3.1. Dosage des polyphénols totaux:**

Le dosage des polyphénols totaux a été effectué avec le réactif colorimétrique de Folin-Ciocalteu selon la méthode décrite par (Hua-Binli *et al.*, 2007).

200 $\mu$ l de l'extrait (avec dilution convenable) ont été mélangés avec 1ml de réactif de Folin-Ciocalteu (Dilué 10 fois). Après 4 minutes d'incubation, 1ml de carbonate de sodium

$\text{Na}_2\text{CO}_3$  (75g/l) a été ajouté. Le mélange final a été incubé pendant 2h dans l'obscurité à température  $37^\circ\text{C}$ , l'absorbance de l'extrait a été mesuré par spectrophotomètre à 760 nm.

La concentration des polyphénols totaux est calculée à partir d'une équation de la régression linéaire déduite de la courbe d'étalonnage établie avec l'acide gallique (0-160 $\mu\text{g}/\text{ml}$ ) et est exprimée en  $\mu\text{g}$  d'équivalent d'acide gallique par milligramme d'extrait ( $\mu\text{g}$  EAG/mg d'extrait).



**Figure 16-** résultat du dosage des polyphénols.

### **2.3.2. Dosage des flavonoïdes :**

La méthode du trichlorure d'aluminium ( $\text{AlCl}_3$ ) (Yi *et al.*; 2007) est utilisée pour déterminer la teneur en flavonoïdes totaux dans l'extrait méthanolique d'*Eruca vesicaria*. 1 ml de l'échantillon (préparé dans le méthanol et avec dilution convenable) est ajouté à 1 ml de la solution d' $\text{AlCl}_3$  (2% dans le méthanol), le mélange est vigoureusement agité. Après 10 min d'incubation à  $37^\circ\text{C}$  et à l'obscurité, l'absorbance est lue à 430 nm.

Une courbe d'étalonnage établie par la quercétine (0-1 $\mu\text{g}/\text{ml}$ ), réalisée dans les mêmes conditions opératoires que les échantillons, servira à la quantification des flavonoïdes, la teneur en flavonoïdes est exprimée en microgramme d'équivalent de quercétine par milligramme d'extrait ( $\mu\text{gEq}/\text{mg}$  d'extrait).



Figure 17- résultat du dosage des flavonoïdes.

## 2.4. Activités anti-oxydantes (*In-vitro*)

### 2.4.1. Evaluation de l'activité antioxydant par diphényl-picryl-hydrazyl (DPPH) :

Le test au 2,2-diphényl-2-picryl-hydrazyle (DPPH) est réalisé par la méthode décrite par (Brand-Williams W., 1995), qui permet de mesurer le pouvoir réducteur par le calcul de la  $CI_{50}$  des substances antioxydantes contenues dans un extrait. Le DPPH est un radical libre de couleur violette qui devient jaune quand il est réduit par un donneur de proton  $H^+$ .

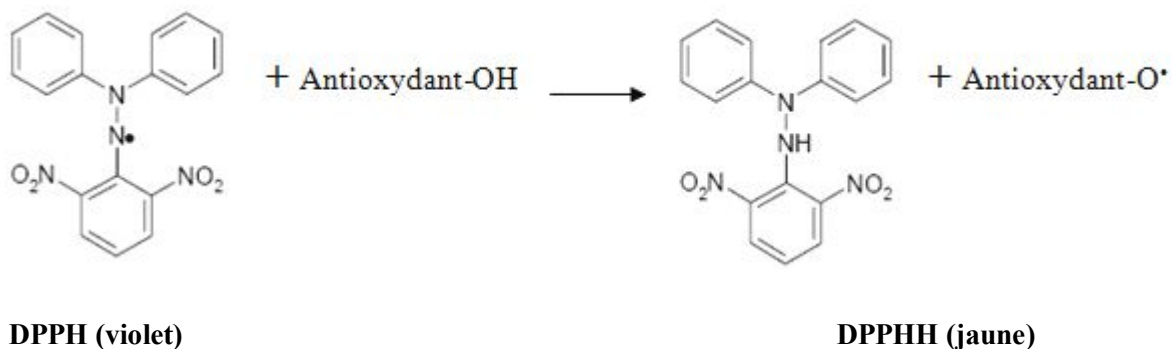


Figure 18- Réaction d'un antioxydant avec le radical DPPH

La solution de DPPH a été préparée par la solubilisation de 2,4mg de DPPH dans 100ml de méthanol (elle ne se conserve pas plus de 2jours à -5C° et à l'obscurité). Un volume de 100µl de l'extrait (à différentes concentrations) a été ajouté à 2ml de la solution de DPPH. Le mélange réactionnel a été agité vigoureusement et incubé 30 min à l'obscurité.

Les absorbances ont été mesurées à 517nm contre le blanc (solution DPPH/méthanol).

L'Acide ascorbique a été utilisé comme antioxydant de référence.

La capacité de l'antioxydant à piéger le radical libre est estimée en pourcentage de décoloration du DPPH en solution dans le méthanol. Le pourcentage d'activité antioxydante a été déterminé selon l'équation suivante :

$$I\% = [(Abs\ contrôle - Abs\ échantillon) / Abs\ contrôle] \times 100$$



**Figure 19-** Résultat du DPPH

#### **4.2. Le pouvoir réducteur (PR):**

L'activité réductrice du fer FRAP (Ferric Reducing Antioxidant Power) de notre extrait est déterminée selon la méthode décrite par Oyaizu M en 1986 basée sur la réduction du Fe<sup>3+</sup> présent dans le complexe K<sub>3</sub>Fe(CN)<sub>6</sub> en Fe<sup>2+</sup>.

1ml de l'extrait à différentes concentrations (de 0 à 0,5 mg/ml) est mélangé avec 2ml d'une solution tampon phosphate à 0,2 M (PH 6,6) et 2ml d'une solution de ferricyanure de potassium K<sub>3</sub>Fe(CN)<sub>6</sub> à 1%. L'ensemble est incubé au bain marie à 50°C pendant 20 min

puis refroidit à la température ambiante, ensuite, 2ml d'acide trichloracétique (TCA) à 10% sont ajoutés pour stopper la réaction, les tubes sont centrifugés à 3000 rpm pendant 10 min, 2ml de surnageant sont mélangés à 2,5ml de l'eau distillée et 2ml d'une solution de chlorure ferrique à 0,1%.

La lecture de l'absorbance du milieu réactionnel se fait à 700 nm contre un blanc semblablement préparé, en remplaçant l'extrait par de l'eau distillée qui permet de calibrer l'appareil (UV-VIS spectrophotomètre). Le contrôle positif est représenté par une solution d'un antioxydant standard ; l'acide ascorbique dont l'absorbance a été mesurée dans les mêmes conditions que les échantillons. Une augmentation de l'absorbance correspond à une augmentation du pouvoir réducteur des extraits testés (Hubert J, 2006).



**Figure 20-** tubes préparés de dosage de pouvoir réducteur.

## **5.2. Etude de l'activité antalgique (Test de torsion) :**

Cette étude a été réalisée selon la méthode de Sy *et al.*, 2009. Elle consiste à induire une action algogène par l'administration à des rats de l'acide acétique (1%), par voie intra-péritonéale. Cette injection induit une sensation de douleur qui se manifeste chez le rat par un mouvement d'étirement des pattes postérieures et de torsion de la musculature dorso-abdominale, appelés crampes abdominales. L'effet analgésique est apprécié par le dénombrement de ces crampes pendant 20 min après l'injection de l'agent algogène.

Pour chaque essai de l'activité analgésique, cinq lots de trois rats ont été utilisés. Ces rats sont de même sexe (femelle) et ont été mise à jeun 16 heures avant l'essai.

- Lot témoin : Les trois rats de ce lot reçoivent la solution véhicule (eau physiologique) 30 minutes avant l'injection de l'acide acétique (1%) par voie *ip*.
- Lot référence : Les animaux de ce lot ont été traités par voie intra-péritonéale avec un analgésique utilisé en thérapeutique (paracétamol) 30 minutes avant l'injection *ip* de l'acide acétique. L'administration de l'analgésique de référence se fait à raison de 200 mg/ Kg.
- Lot essai, 2 et 3 : Les rats de ces lots reçoivent, par voie *ip* l'extrait méthanolique d'*Eruca vesicaria* à raison de 100, 200 et 300 mg/kg respectivement et ceci 30 minutes avant l'injection de l'acide acétique.

Le pourcentage d'inhibition des crampes est calculé selon la formule suivante :

$$\% \text{ d'inhibition des crampes} = \frac{\text{NCTe} - \text{NCTr}}{\text{NCTe}} \times 100$$

Avec :

NCTe : nombre moyen des contorsions dans le lot témoin.

NCTr : nombre moyen des contorsions dans le lot traité.



**Figure 21-** L'injection des rats

# **Chapitre II**

## **Résultats et discussions**

### **Screening phytochimique :**




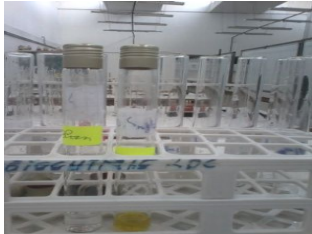
Les tests phytochimiques consistent à détecter les différents composés existants dans les feuilles et les tiges d'*Eruca vesicaria* par des réactions qualitatives. La détection de ces composés chimiques est basée sur des essais de solubilités des constituants, des réactions de précipitation et de turbidité, un changement de couleur spécifique ou un examen sous la lumière ultraviolette.

Les tests de caractérisation phytochimique, réalisés sur l'extrait méthanolique contenant des substances naturelles, ont donné les résultats que nous présentons dans le tableau ci-dessous.

**Tableau 4-** Résultats des réactions de caractérisation des principaux métabolites secondaires contenus dans l'extrait méthanolique d'*Eruca vesicaria*.



Famille chimique	Présence/absence	Coloration	Photographie de résultat
<b>Alcaloïdes (test de mayer)</b>	++	Précipité jaune	
<b>Flavonoïdes</b>	++	Rose	
<b>Tanins</b>	++	brun verdâtre	
<b>Phénols</b>	+	Vert claire	
<b>Stérols</b>	++	Verte	

<b>Saponine</b>	+	Une mousse de 0.5 cm	
<b>Sucres réducteurs</b>	+	Rouge brique claire	
<b>Flavonoïdes glycosides</b>	+++	Jaune	
<b>Quinones</b>	-	/	

(-) Résultat négatif, (+) Résultat faiblement positif, (++) Résultat positif, (+++) Résultat fortement positif.

Les tests de la caractérisation chimique montrent la présence des composés phénoliques : les flavonoïdes, Alcaloïdes, tanins (catéchiques), stérols, saponine et sucre réducteurs avec une quantité qui diffère d'un composé à un autre et l'absence des quinones.

Les résultats que nous avons obtenus sont conformes avec ceux trouvés par Saima H *et al.*, en 2014 sur les différents extraits d'*Eruca sativa*.

. Une étude sur la composition chimique de la plante d'*Eruca sativa* faite par Nassrula-Malik en 2015 montre l'absence des tanins et ceci ne concorde pas avec les résultats obtenus dans notre travail.

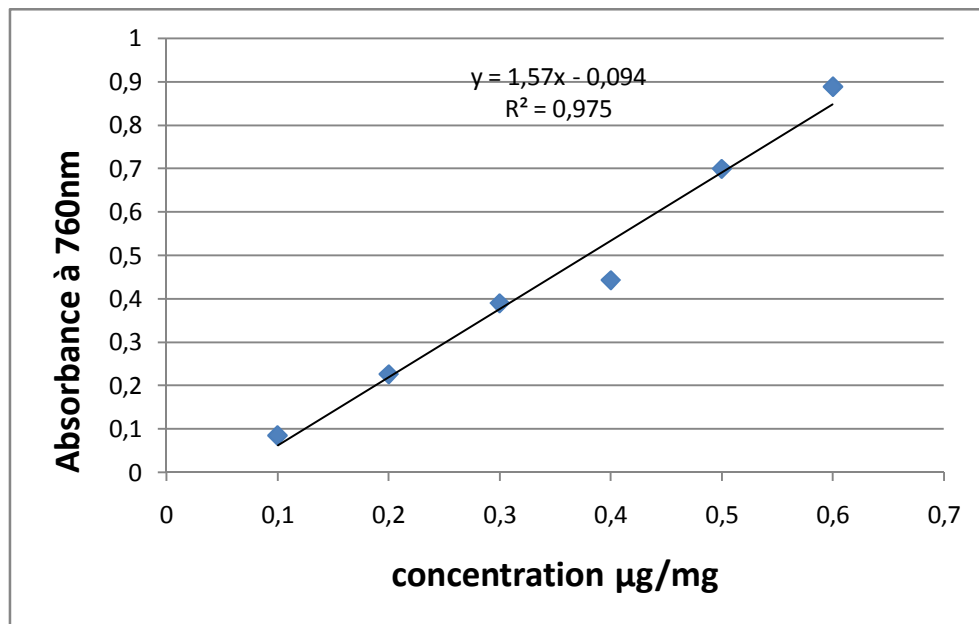
Les plantes peuvent produire des substances phénoliques (tannoïdes) en réponse à un stress environnemental, suscité par différents facteurs : déficience en éléments nutritifs, sécheresse, sur chauffage (températures élevées) et l'intensité lumineuse. De même que le taux de tanins condensés dans le grand trèfle est supérieur quand il est cultivé dans un sol acide de basse fertilité par rapport à un sol fertile (Leinmüller E *et al.*, 1991).

Le taux des tanins dans une plante dépend de deux facteurs principaux : le stade de développement végétatif et les conditions environnementales. Leur concentration varie considérablement entre les différentes espèces végétales et au sein de la même espèce où elle dépend du degré de maturité, de l'âge des feuilles, des fleurs et de la saison (Skadhauge B *et al.*, 1997).

## **2. Dosage spectrophotométrique**

### **2.1. Dosage des polyphénols totaux**

Le dosage des polyphénols totaux de l'extrait méthanolique d'*Eruca vesicaria* a été effectué par la méthode spectrophotométrique adaptée avec le réactif de Folin-Ciocalteu. Les résultats obtenus sont exprimés en  $\mu$ g équivalent d'acide gallique par mg d'extrait sec. On utilisant l'équation de la régression linéaire de la courbe d'étalonnage tracée par l'acide gallique (Figure 22).



**Figure 22**-Courbe d'étalonnage de l'Acide gallique

Selon les résultats obtenus, la teneur en polyphénols totaux dans l'extrait méthanolique d'*Eruca vesicaria* est de l'ordre de 1.63 $\mu\text{g}$  GAE/mg d'extrait.

La grande majorité des polyphénols ne sont pas hydrosolubles. Par conséquent, pour obtenir des fractions riches en polyphénols, il est préférable d'employer des mélanges du solvant organique approprié avec de l'eau.

L'addition de l'eau aux solvants organiques augmente la solubilité des polyphénols. Cette augmentation est peut être due à l'affaiblissement des liaisons d'hydrogène dans les solutions aqueuses. Elle pourrait également être due à l'augmentation de la basicité et de l'ionisation des polyphénols dans telles solutions. La solubilité des polyphénols dépend principalement du nombre de groupements hydroxyles, de poids moléculaire et de la longueur de la chaîne carbonique de squelette de base.

Le résultat que nous avons obtenu est inférieur à cet obtenu par (Sarwar Alam.M *et al.*, 2007). Cette différence observée peut s'expliquer par la provenance géographique, le cultivar, la variété et surtout le degré de maturité et la durée de stockage.

## 2.2. Dosage des flavonoïdes :

Le dosage des flavonoïdes a été réalisé par la méthode colorimétrique décrite par (Yi et al., 2007). La Quercétine considérée comme contrôle positif a permis de réaliser une courbe d'étalonnage, d'où on a calculé la teneur en flavonoïdes de l'extrait méthanolique de la plante qui est exprimée en  $\mu\text{g}$  équivalent de la Quercétine par mg d'extrait. (Figure 23).

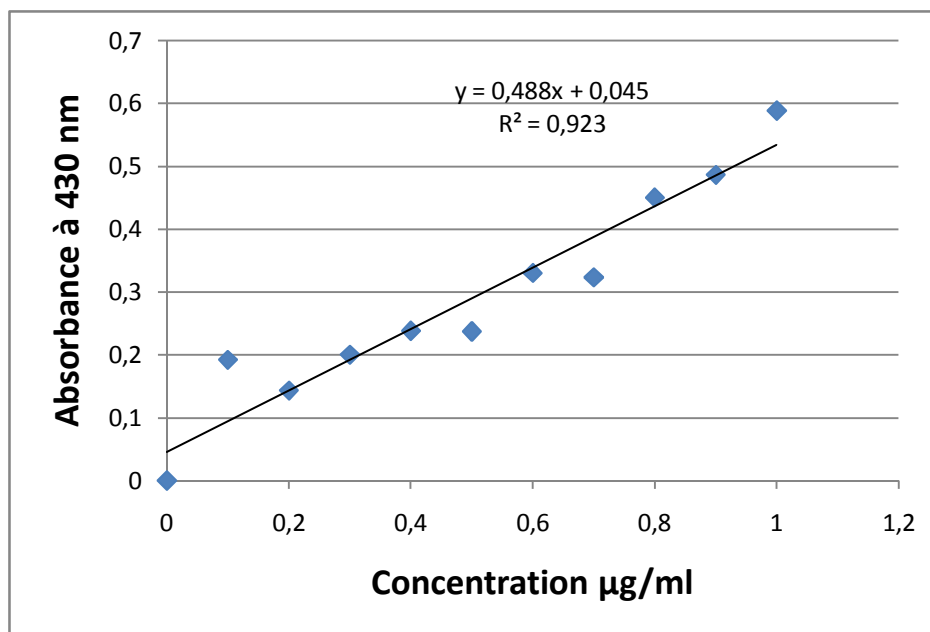


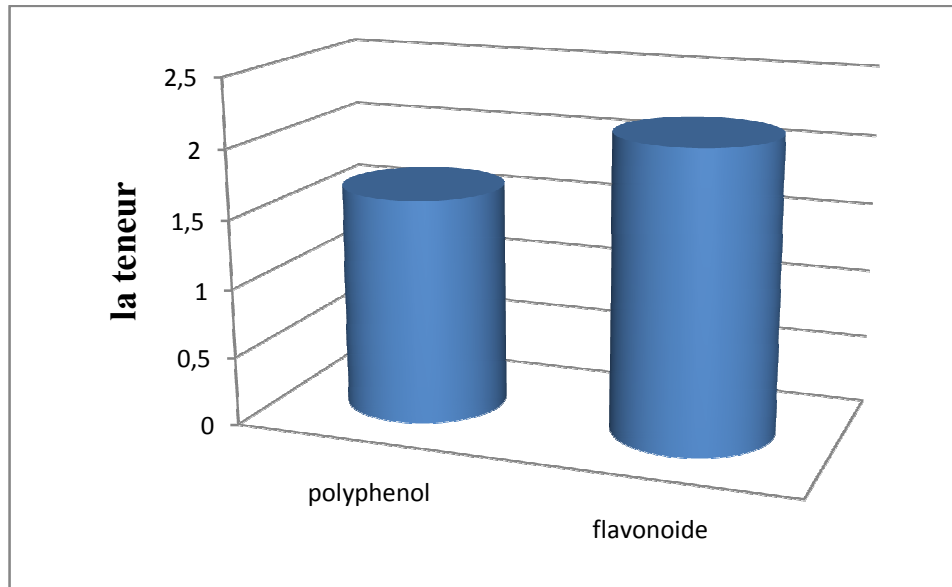
Figure 23-Courbe d'étalonnage de la quercétine.

La teneur en flavonoïdes de l'extrait d'*Eruca vesicaria* étudié est égale à  $2.14\mu\text{g EQ/mg}$  d'extrait.

La raison principale pour laquelle on a choisi cette classe de polyphénols, réside dans le fait que les flavonoïdes constituent la classe polyphénolique la plus importante, avec plus de 5000 composés déjà décrits (Gomez-Caravaca et al., 2006).

Les teneurs rapportées par Saima H et al., 2014, sur les extraits d'*Eruca sativa*, sont très élevées par rapport à nos résultats, cette différence trouve probablement son explication dans la différence du standard utilisé pour le dosage des flavonoïdes.

D'après les résultats précédents, on constate que dans l'extrait méthanolique, la teneur en flavonoïdes est supérieure que celle des polyphénols.



**Figure 24-**Comparaison des teneurs des polyphénols et des flavonoïdes

### **3. Evaluation de l'activité antioxydante par diphényle-picryl-hydrazyl (DPPH) :**

La mesure de l'absorbance (ou densité optique DO) a été effectuée par spectrophotométrie à 517 nm. A partir des valeurs obtenues, nous avons calculé les pourcentages d'inhibition en utilisant la formule donnée auparavant. Les valeurs obtenues ont permis de tracer les courbes de la (figure 26), qui représentent la variation du pourcentage d'inhibition en fonction des concentrations de l'extrait de la plante. Nous avons déterminé la concentration correspondante à 50 % d'inhibition (IC<sub>50</sub>), qui constitue l'activité antioxydante de l'extrait étudié en utilisant la courbe de régression linéaire :  $y = ax + b$ .

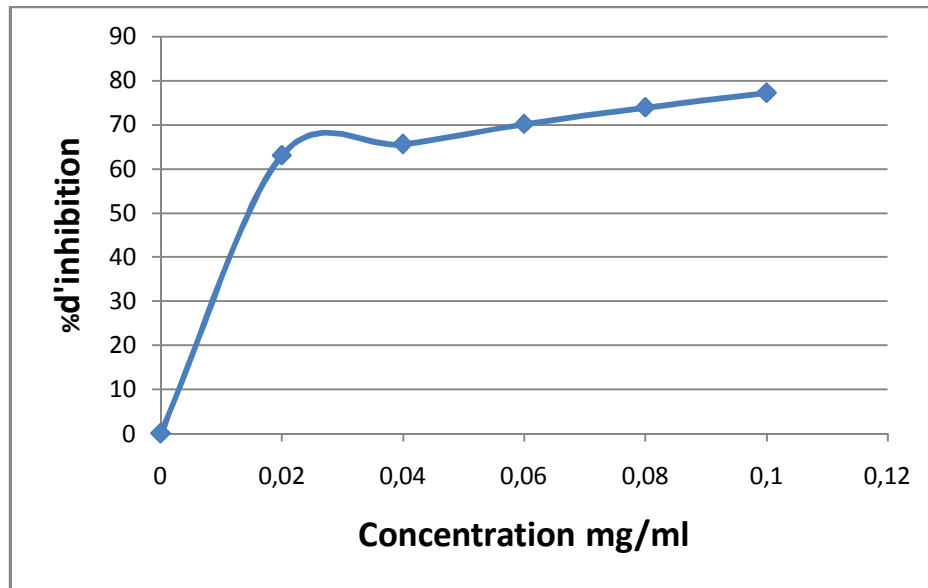


Figure 25-Variation de l'inhibition du DPPH en fonction de la concentration de l'acide ascorbique.

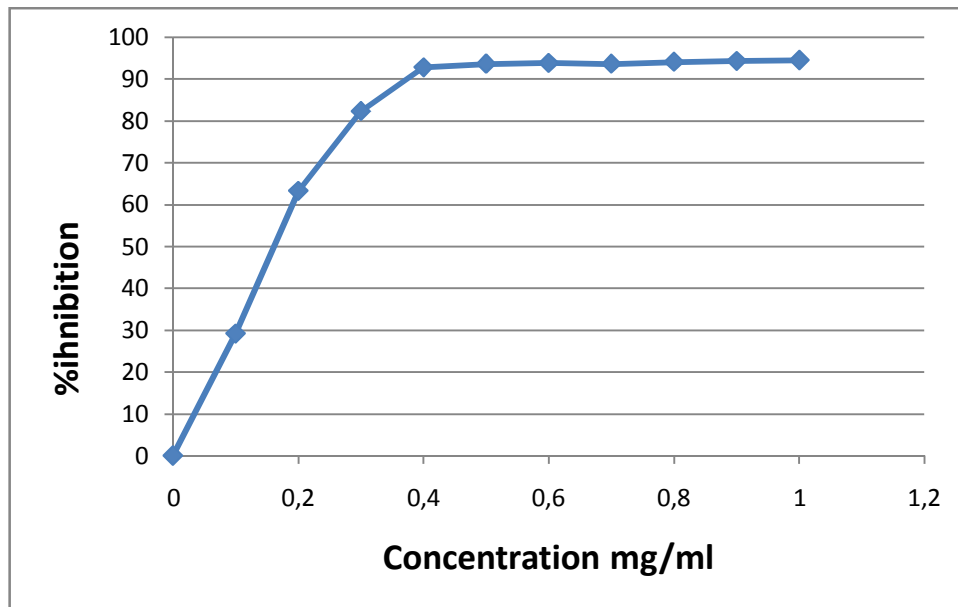
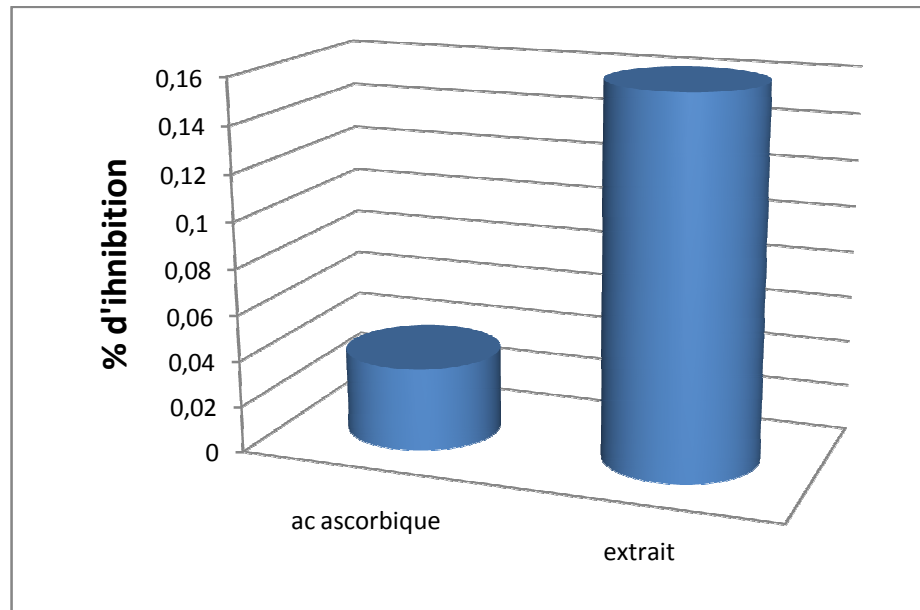


Figure 26- Variation de l'inhibition du DPPH en fonction de la concentration d'extrait



**Figure 27-** IC50 de l'acide ascorbique, de l'extrait méthanolique

Le pourcentage d'inhibition augmente graduellement ou progressivement jusqu'à arriver à un plateau qui correspond à l'enrayement presque total du DPPH présent dans le milieu.

A partir des courbes des taux d'inhibition, nous avons pu déduire graphiquement les valeurs d'IC50 de l'Ac ascorbique et de l'extrait méthanolique de la plante étudiée; représentées dans la (figure 27) La valeur de L'IC50 est inversement proportionnelle à la capacité antioxydante (taux d'inhibition I%) d'un composé, car elle reflète la quantité d'antioxydant requise pour neutraliser 50% de la concentration initiale du radical libre dans le milieu. Plus la valeur d'IC50 est faible, plus l'activité antiradicalaire d'un composé est appréciable.

Selon les résultats enregistrés, l'extrait de la plante est doté d'un pouvoir antioxydant important, leur IC50 est : 0,16 mg/ml mais relativement faible que celle d'acide ascorbique dont la valeur est de l'ordre de 0,036 mg/ml. Il a été démontré que les molécules antioxydantes telles que l'acide ascorbique, tocophérol, flavonoïdes et les tanins réduisent et décolorent le DPPH en raison de leur capacité à céder l'hydrogène (De Pooter H.L. et *al.*, 1986). Les polyphénols contenus dans l'extrait méthanolique d'*Eruca vesicaria* sont probablement responsables de l'activité antioxydante de cet extrait. Cela est en accord avec



les travaux menés sur les extraits de *S. montana*, espèce riche en composés phénoliques qui sont responsables de nombreuses activités biologiques notamment l'activité antioxydante et antimicrobienne (Ćetković G.S et al., 2007).

Comparativement à d'autres études, nos résultats concordent avec ceux obtenus par (Koubaa M en 2015 et saïma H et ses collaborateurs en 2014) sur les différents extraits d'*Eruca sativa*.

#### 4. Le pouvoir réducteur :

L'activité antioxydante d'extrait de la plante étudiée *Eruca vesicaria* a été évalué en utilisant la méthode de FRAP (Ferric reducing antioxydant power). Cette dernière est un essai simple, rapide et reproductible (Benzie I.F.F., Strain J.J., 1996) . Il est universel peut être appliquer aussi bien chez les plantes et que les plasmas et dans les extraits organique et aqueux (Li H-B ; Wong C-C et al ., 2008) . La présence des réducteurs dans les extraits de la plante provoque la réduction de  $Fe^{3+}$  complexe ferricyanide à la forme ferreux. par conséquent,  $Fe^{2+}$  peut être évaluer en mesurant et en surveillant l'augmentation de la densité de la couleur bleu dans le milieu réactionnel à 700 nm (Chung Y-C ; Chang C-T, 2002).

La figure 28 représente le pouvoir réducteur de l'acide ascorbique, l'extrait méthanolique de la plante à différentes concentrations.

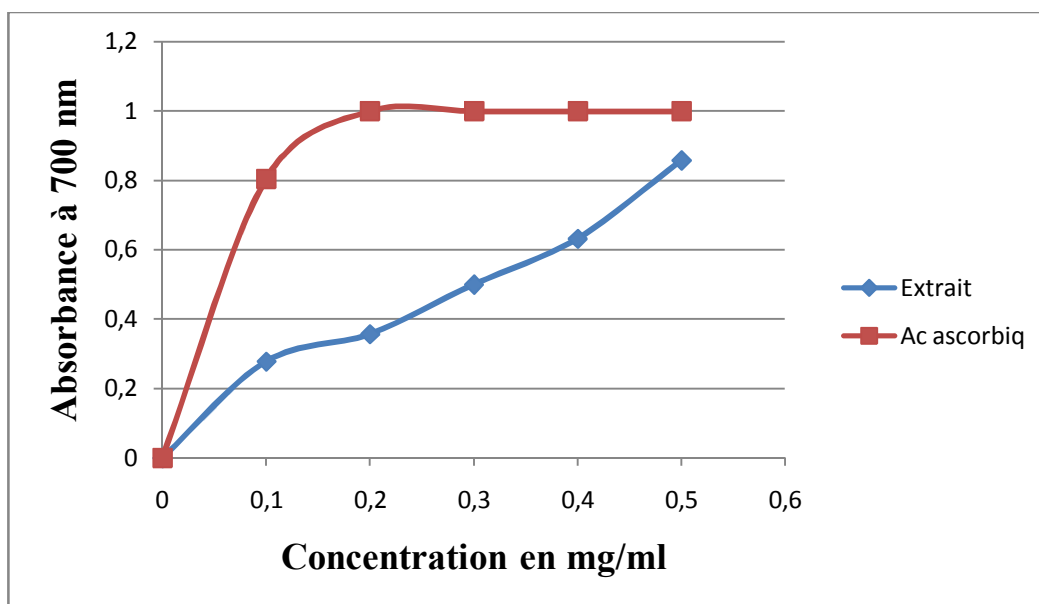


Figure 28- Pouvoir réducteur de l'extrait méthanolique et l'acide ascorbique.

D'après nos résultats, nous avons remarqué chez les extraits testés l'augmentation de la réduction du fer est proportionnelle aux concentrations utilisées.

A la concentration de 0,5mg/ml, le pouvoir réducteur de l'extrait méthanolique d'*Eruca vesicaria* est égale à DO= 0.858 Et cette valeur, elle est nettement inférieure à celui de l'acide ascorbique (Figure 28), pour ce dernier la réduction est presque totale à partir d'une concentration de 0.2mg/ml.

Le pouvoir réducteur de l'espèce *Eruca vesicaria* est probablement dû à la présence de groupement hydroxyle dans les composés phénoliques qui peuvent servir comme donneur d'électron. Par conséquent, les antioxydants sont considérés comme des réducteurs et inactivateurs des oxydants (Siddhuraju P et Becker K, 2007).

Nos résultats ne sont en accord avec ceux trouvés par (Saima.H et *al.*, 2014) sur les différents extraits d'*Eruca sativa*.

## **5. L'activité antalgique :**

Cette activité a été mise en évidence grâce au test des crampes abdominale (R.Chatter et Coll, 2011). Ainsi, une injection ip à un lot de rats, d'un produit algogène: l'acide acétique, provoque une lésion tissulaire responsable de la libération d'un certain nombre de médiateurs chimiques tels que la bradykinine, l'histamine, la sérotonine, l'acétylcholine et les prostaglandines. Ces dernières sensibilisent les nocicepteurs aux stimuli douloureux et en résulte une douleur plus tardive et diffuse. Cette douleur se manifeste chez les rats par un mouvement d'étirement des pattes postérieures et de torsion de la musculature dorso-abdominale.

Le groupe témoin ayant reçu de l'eau physiologique présente après injection intrapéritonéale de l'acide acétique à 1%, une moyenne de contorsions de  $74 \pm 4$  sur une durée de 20 minutes. Le temps de latence d'apparition de ces contorsions est de 5 minutes (Tableau 5).

L'administration par voie *ip* de paracétamol à la dose de 200 mg/kg, prévient de façon significative l'apparition de contorsions liées à l'administration de l'acide acétique ( $28 \pm 1$  vs  $74 \pm 4$ ) (Tableau 5).

L'administration par voie *ip* de l'extrait méthanolique d'*Eruca vesicaria* prévient de façon dose dépendante, l'apparition de contorsions chez les rats.

Avec les doses 100, 200 et 300 mg/kg de l'extrait méthanolique, les contorsions observées sont différentes de celles observées avec le groupe témoin  $70 \pm 1.5$  ;  $48 \pm 6$  et  $30 \pm 7$  Respectivement (Tableau 5).

**Tableau 5**-Résultat l'activité antalgique de l'extrait méthanolique d'*Eruca vesicaria* à l'acide acétique

Lots	Nombre des crampes (NC)	Pourcentage d'inhibition (PI)
Lot <i>témoins</i>	$74 \pm 4$	-
Lot 2 : <i>paracétamol</i>	$28 \pm 1$	64.55
Lot 3 : <i>100mg/kg</i>	$70 \pm 1.5$	11.39
Lot 4 : <i>200mg/kg</i>	$48 \pm 6$	39.20
Lot 5 : <i>300mg/kg</i>	$30 \pm 7$	62.02

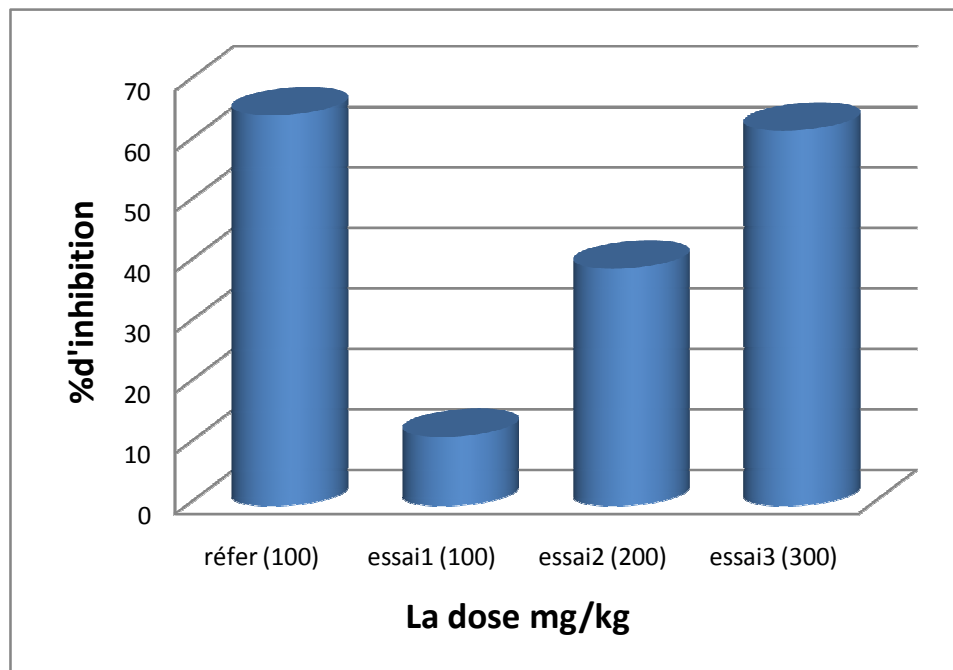


**Figure 29**- Photos des rats avec les crampes

Selon des études antérieures, l'activité antalgique des extraits serait due à la présence de stérols (campestérol, B-sitostérol, lupéol), saponines, composés phénoliques ou alcaloïdes. L'effet antalgique de ces composés est confirmé dans plusieurs plantes médicinales comme *Aloe vera* , *Jatropha curcas* , *Jasminum amplexicaule*, *Ficus glome rata*, *Stylosanthes fruticosa*, *Elephantopus tomentosus* et *Citrullus colocynthis*.

L'extrait méthanolique présente une activité antalgique selon le test de torsion aux doses de 100 mg/kg, 200 mg/kg et 300 mg/Kg de poids corporel. La dose 300mg/ml a donné un résultat comparable à celui de l'effet antalgique de l'Aspirine administré à la dose de 200 mg/kg.

Le test à l'acide acétique permet la mise en évidence des effets analgésiques de faibles intensités, mais ce potentiel analgésique est non spécifique (Vogel et Vogel, 1997) car, il n'est pas possible d'indiquer si ce potentiel analgésique résulte d'une action périphérique ou centrale (Asongalem et *al.*, 2004).



**Figure 30-**Comparaison du pourcentage d'inhibition des crampes.

## **Conclusion générale**

## Conclusion

La découverte de ressources naturels du règne végétal reste capitale pour la mise au point de nouveaux remèdes thérapeutiques.

Notre travail porte sur l'étude de l'espèce *Eruca vesicaria*, qui appartient à la famille des *brassicaceae*. C'est l'une des familles les plus importantes dans la région méditerranéenne, et le plus utilisé dans la médecine traditionnelle.

Nous avons réalisé cette étude à partir des feuilles et des tiges de la roquette. Le criblage phytochimique mis en évidence la présence des tanins, des flavonoïdes, des stérols, des flavonoïdes glucoside, des saponines, des phénols et des alcaloïdes.

Le dosage des phénols totaux d'extrait méthanolique par la méthode du Folin-ciocalteu a montré un teneur égale à 1.63µgGAEpar mg d'extrait.

D'autre part, le dosage des flavonoïdes par la méthode d'AlCl<sub>3</sub> a révélé un teneur égale à 2.14µg EQ/mg d'extrait. On conclue que la plante est plus riche par les flavonoïdes que les polyphénols.

L'étude de l'activité antioxydante de l'extrait selon la méthode du radical libre DPPH a montré que l'extrait possède une activité antioxydante modérée dont la valeur d'IC50est 0.16 mg/ml.

D'autre part, l'activité antioxydante par la méthode de réduction de fer a montré que l'extrait méthanolique possède un pouvoir réducteur élevé.

Les deux tests ont montré que le pouvoir antioxydant est proportionnel à l'augmentation de la concentration de l'extrait.

Nous avons également évalué l'activité antalgique de ce même extrait sur un modèle animal. Cette étude a permis de démontrer une activité antalgique importante de l'extrait chez les rats dès la dose de 100mg/kg, en utilisant les modèles des douleurs induites par des stimuli chimiques. Ce résultat pourrait être expliqué par la présence de molécules bioactives avec des mécanismes d'action différents.

Nous pensons montrer à travers ce travail que les plantes constituent un réservoir très intéressent pour la recherche dans le futur.

# **Annexe**

**Annexe :**



**Figure :** Spectrophotomètre



**Figure :** Balance analytique





**Figure :** Etuve

**Annexe 1 :** Quelques Matériels de laboratoire.

**Le réactif de Mayer :**

(Iodure de potassium 5 g, chlorure de mercure 1,36 g, eau distillée 100 ml). (**Annexe : 02**).

**Préparation de la liqueur de Fehling :**

Solution A : on dissout à chaud 40 g de sulfate de cuivre ( $\text{CuSO}_4$ ) dans 100 ml d'eau distillée.

Solution B : 200 g de tartrate de sodium et de potassium, 150 g d'hydroxyde de sodium ( $\text{NaOH}$ ) et on les met dans 100 ml d'eau distillée.

Solution finale : A+B (v/v). (**Annexe : 03**).

## **Référence bibliographique**

## Référence bibliographique

**Ahmed, A.A., Abou El-Ela, M., Jakupovic, J., Seif El-Din, A.A., Sabri, N. (1990)** :Phytochemistry ,29, 3661–3663.

**Alkurd A., Hamed T. R., Al-Sayyed H., 2008**:Tannin Contents of Selected Plants Used inJordan. *Jordan Journal of Agricultural Sciences* 4: 265 - 274.

**Asongalem E.A., Foyet H.S., Folefoc G.N., Dimo T., Ngongang J., Kamtchouing P., 2004** :Analgesic and anti-inflammatory activities of *Erigeron floribundus*. *J. Ethnopharmacol.* Pp 301-308

**BEDIAGA M., 2011** :Etude ethnobotanique, phytochimique et activités biologiques de *Nauclea Latifolia* smith une plante médicinale africaine récoltée au Mali. thésede doctora. Universit de bamako. p: 10.

**Benzie I.F.F., Strain J.J. ; 1996** : The ferric reducing ability of plasma as a measure of “antioxidant power” the FRAP assay. *Analytical Biochemistry*, 239, 70–76.

**Bruneton.J, 1999** :Pharmiognosie, phytochimie, plantes médicinales, 2eme édition, Paris : *Editions médicales internationales, Tec et Doc Lavoisier*, p:1120.

**Bruneton J, 1999** :Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales. 3ème édition, éd. TEC et DOC, Paris.

**BRUNETON J., 2009** :*Pharmacognosie - Phytochimie, plantes médicinales*, 4e éd., revue et augmentée, Paris, Tec & Doc - Éditions médicales internationales. p 128.

**BOOTH, N.L., DEJAN, N., RICHARD, B., STOCI, E. (2004)**:New lanthanide complexes of 4 methyl 7 hydroxy coumarin and their pharmacological activity. *Clinical Pharmacology and Therapeutics*, p50, 120-123.

**BOYD B., Ford C., Koepke Michael C., Gary K., Horn E., McAnalley S. et McAnalley B. (2003) :** Étude pilote ouverte de l'effet antioxydant d'Ambrotose AOTM sur des personnes en bonne santé. *GlycoScience & Nutrition*.4 (6), 7p.

**Carr, A. Frei, B. (1999) :**Does vitamin C act as pro-oxidant under physiological conditions? *FASEB J.* 13(9), 1007-1024.

**Causse, C. (2005) :**Les secrets de santé des antioxydants : C'est naturel, c'est ma santé. *Alpen éditions s.a.m.*, p 30.

**Césarini, J.-P. (2004) :**Le sélénium : actualités. *John Libbey Eurotext Edition*, p 14.

**Ćetković G.S., Čanadanović-Brunet J., Djilas S.M., Tumbas V.T., Markov S.L., Cetković D.D., 2007:**Atioxidant Potential, Lipid Peroxidation Inhibition and AntimicrobialActivities of Satureja Montana L. subsp. Kitaibelii Extracts. *International Journal of Molecular Sciences*.Pp1013-1027.

**Chung Y-C., Chang C-T., Chao W-W., Lin C-F., Chou S-T. ; 2002.** Antioxidative activity and safety of the 50% ethanolic extract from red bean fermented by *Bacillus subtilis* IMR-NK1. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50, 2454-2458.

**Dacosta Y. (2003) :**Les phytonutriments bioactifs. Ed Yves Dacosta. Paris. 317p.

**Debard, 1984 et Flers, 1989 :** Le régal végétal (paris), p: 312.

**DEINA, M., ROSA, A., CASU, V., COTTIGLIA, F., BONSIGNORE, L. (2003):** Natural product: their chemistry and biological significance. *Journal of the American Oil Chemistry Society*. 80:65-70.

**Delattre, J., J.-L. Beaudoux et D. Bonnefont- Rousselot (2005d):**"Radicaux libres et stress oxydant, Aspects biologiques et pathologiques." 87-108.

**De Pooter H.L., Schamp N., 1986** :Comparaison of the volatils composition of some Calamintha satureja species. In : Progress in essential oil research. Edition E-J. Brunk, Walter De Gruyter. Berlin. Pp139-150.

**Derek B. Munro et Ernest Small, 1998** : Les légumes du canada (canada), p: 207.

**De Rijke E., Out P., Niessen W M A., Ariese F., Gooijer C., Brinkman U A T., 2006**:Analytical separation and detection methods for flavonoids. Journal of Chromatography A 1112: 31 – 63.

**DOHOU .N , K. YAMNI ,S. TAHROUCH , L.M. IDRISSE HASSANI ,A. BADOUC , N. GMIRA Thymelae, 2003**: SCREENING PHYTOCHIMIQUE D'UNEENDÉMIQUE IBÉRO-MAROCAINE,*THYMELAEA LYTHROIDES*, 142, 61-78.

**Fagbenro OA, 2004**:Soybean meal replacement by roquette (*Eruca sativa* Miller) seed meal as protein feedstuff in diets for African catfish, *Clarias gariepinus* (Burchell 1822), fingerlings. Aquac Res 35:917–923.

**Favier, 2003** :Le stress oxydant. Intérêt conceptuel et expérimental dans la compréhension des mécanismes des maladies et potentiel thérapeutique. l'actualité chimique. 108-115.

**Finaud J, Lac G, 2006**:Filaire E. Oxidative stress: Relationship with exercise and training. Sports Medicine; 36:327–58.

**.G.J.H Grubben et O.A.Denton, 2004** : Légumes Ressources végétales de l'Afrique tropicale 2, p: 331.

**GHESTEM .A., SEGUIN .E., PARIS .M., ORECCHIONI AM., 2001**:Le préparateur en pharmacie. Dossier 2, Botanique-Pharmacognosie-Phytothérapie-homeopathie. Tec et Doc (Ed), p 272.

**Gilbert, B. L. and Norris, D. M., 1968**: Achemical basis for bark beetle (scolytus) distinction between host and non-host trees. J. Insect physiol. vol. 14, p. 1063-1068

**Guignard J.L., 1996** : Abrégé de biochimie végétale, Ed. Masson, Paris, p: 160.

**Gurib-Fakim, 2006**.*Molecular Aspects of Medicine* 27, 1-93.

**H-B.Li et al, 2007:** I Food chemistry, p: 771-776.

**HADI M ,2004 :**La quercétine et ses dérivés: molécules à caractère pro-oxydant ou capteurs de radicaux libres; études et applications thérapeutiques. Thèse Présentée en vue de l'obtention du grade de Docteur en Sciences de l'Université Louis Pasteur Domaine : Pharmaco chimie. 155p.

**Hamidi, 2012 :**Etude phytochimique et activité biologique de la plante *Limoniastrum guyonianum*,48.

**Hanen Najjaa, Sami Zouari, Ingrid Arnault, Jacques Auger, Emna**

**Ammar et Mohamed Neffati, 2011 :** Différences et similitudes des métabolites secondaires chez deux espèces du genre *Allium*, *Allium roseum* L. et *Allium ampeloprasum* L. 158 (1), 111-123.

**Heim, E.K., Tagliaferro, A.R., Bobilya, D.J., 2002:** Flavonoid antioxidants: chemistry, metabolism and structure-activity relationships. The Journal of Nutritional Biochemistry, 13: 572-584.

**Hubert J, 2006 :** Caractérisation biochimique et propriétés biologiques des micronutriments du germe de soja. Etude des voies de sa valorisation en nutrition et santé humaines, Thèse pour l'obtention du Diplôme de Doctorat à l'Institut Nationale Polytechnique de Toulouse, Ecole Doctorale des Sciences Ecologiques, Vétérinaires, Agronomiques et Bioingénieries.

**JEAUN, J. M., ANNIE. F., CHRYSTIAN. J. L. (2005) :**les composés phénoliques des végétaux, p203- 204.

**Jean-Marie Polese, 2006 :** La culture des plantes aromatiques, p: 75.

**J.E. Hernández Bermejo et J. León, 1994 :** CULTURES MARGINALISEES 1492 : une autre perspective (Espagne), p: 316.

**Kaiser, S., P. Di Mascio, M. E. Murphy et H. Sies (1990) :**"Physical and chemical scavenging of singlet molecular oxygen by tocopherols." *Archives of Biochemistry and Biophysics* **277**(1): 101-108.

**KANSOLE M., 2009.** Etude ethnobotanique, phytocchimique et activités biologiques de quelques lamiaceae du Burkina Faso: cas de *Leucas martinicensis* (Jacquin) R. Brown, *Hoslundia opposita* vahl et *Orthosiphon pallidus* royle ex benth. Mémoire pour obtenir un diplôme Diplôme d'Etudes Approfondies (D.E.A) en Sciences Biologiques Appliquées, Burkina Faso.

**KAYSER O; KOLODZIEJ H.,1997:** Antibacterial activity of extrats and constituents of *Pelargonium sidoides* and *Plelargonium reniforme*. *Planta Med.*, 63, 509-510.

**Khanbabae K and Ree T.R., 2001:**Tannins:Classification and Defenition. *Journal of Royal Society of Chemistry.*18: 641-649. (citedin Djemai Zoueglache S, 2008).

**KOLLING M; WINKLEY K; VON DEDEDEN M., 2010:**"For someone who's rich, it's not a problem." Insights from Tanzania on diabetes health-seeking and medical pluralism among Dar es Salam's urban poor.*Globalization and Health*, 6:8.

**KRIEF, S. (2003) :**Métabolites secondaires des plantes et comportement animal, thèse doctorat, muséum national d'histoire naturelle. P: 32.

**Krishna D., Chaluvadi M., Raj N. and Sripal R, 2001:**Bioflavonoidsclassification, pharmacological, biochemical effects and therapeutic potential. *Indian J. Pharmacol.*33: 2-16.

**Lee, Y.J., Erdos, G., Hou, Z., Kim, S.H., Kim, J.H., Cho, J.M., Corry, P.M.,1994:**Mechanism of quercetin-induced suppression and delay of heat shock gene expression and thermotolerance development in HT-29 cells. *Molecular and cellular biochemistry.***137**: 141-154.

**Lendvai B, Zelles T, Rozsa B, Vizi ES, 2002** : Vinca alkaloid enchanges morphological dynamics of dentric neocortical Layer 2/3 pyramidal cells. *Brain Research Bulletin*, 59 (4) : 257-260.

**Leopoldini, M., N. Russo et M. Toscano (2011):**"The molecular basis of working mechanism of natural polyphenolic antioxidants." *Food Chemistry* **125**(2): 288-306.

**Li H-B. , Wong C-C., Cheng K-W., Feng C., 2008:** Antioxidant properties in vitro and total phenolic contents in methanol extracts from medicinal plants. *Lebensmittel-Wissenschaft and Technology*, 41(3), 385–390.

**LOOMIS D; CROTEAU R., 1980:** Biochemistry of Terpenoids: A Comprehensive Treatise. In: P. K. Stumpf and E. E. Conn (eds.).*The Biochemistry of Plants. Lipids: Structure and Function* No. 4. P: 364-410. Academic Press, San Francisco.

**Macheix JJ, Fleuriet A and Jay-Allemand C 2005** :Les composés phénoliques des végétaux : un exemple de métabolites secondaires d'importance économique. Ed. Presses polytechniques et universitaires romandes, Lausanne, p : 4-5.

**Manach C, Scalbert A, Morand C et al. Am J Clin Nutr, 2004:**Polyphenols: food sources and bioavailability79:727-747.

**McCall, M. R. et B. Frei (1999):**"Can antioxidant vitamins materially reduce oxidative damage in humans?" *Free Radical Biology and Medicine* **26**(7-8): 1034-1053.

**MEDIC SANIC M; JASPRICA I; SMOLCIC BUBALO A; ET MORNAR A., 2004:**Optimization of chromatographic conditions in thin layer chromatography of flavonoides and phenolic acids, *Croatica Chemica Acta*, p 361-366.

**MONTIES B et Harborne JB, 1989** : Lignins. In: *Plant phenolics, Methods in plant biochemistry*. vol. 1, Ed, Academic press, London p: 113-157.

**Morel Y. et Barouki R.1999** :Repression of gene expression by oxidative stress. *Biochem J*. 342 (3), 481-496.

**Mohamed Koubaa, Dorra Driss, Fatma Bouaziz, Raoudha Ellouz Ghorbel, Semia Ellouz Chaabouni.2015:**Antioxidant and antimicrobial activities of solvent



extract obtained from rocket (*Eruca sativa* L.) flowers. *Free Radicals and Antioxidants*. Pp29-34.

**OMULOKOLI E; KHAN B; CHHABRA S.C., 1997:**Antiplasmodial activity of four Kenyan medicinal plants. *Journal of Ethnopharmacology*. 56 p 133-137.

**Oyaizu M, 1986:** Studies on products of browning reaction-Antioxidative activities of Products of browning reaction prepared from glucosamine. *Japanese Journal of Nutrition*, **44**, 307-315.

**Paris M. et Hurabielle M., 1980 :**Abrégé de Matière Médicale (Pharmacognosie), *Tome 1 Paris*.

**P. Sarni-Manchado, V. Cheynier, 2006 :**Les polyphénols en agroalimentaire, *Lavoisier, Editions Tec & Doc, 398 p*.

**Ray S. D., Wong V., Rinkovsky A., Bagchi M., Raje R. R. and Bagchi D, 2000:** Unique organoprotective properties of a novel IH636 grape seed proanthocyanidin extract on cadmium chloride-induced nephrotoxicity, dimethylnitrosamine (DMN)-induced splenotoxicity and mocap-induced neurotoxicity in mice. *Res. Commun. Mol. Pathol. Pharmacol.* 107:105-128.

**R.CATTER et Coll, 2011:** Arcbs, Inst Pasteur tunis.

**RESCH M; STEIGEL A; CHEM Z.L; BAUER R., 1998:**5-Lipoxygenase and cyclooxygenase- 1 inhibitory active compounds from *Atractylodes lancea*, *J. Nat. Prod.*, 61 : 347-350.

**Retsky, K. L., K. Chen, J. Zeind et B. Frei (1999):**"Inhibition of copper-induced LDL oxidation by vitamin C is associated with decreased copper-binding to LDL and 2-oxo-histidine formation." *Free Radical Biology and Medicine* **26**(1-2): 90-98.

**Saima Hamid, Adila Sahar, Farnaz Malik, Shahzad Hussain, Rashid Mahmood<sup>3</sup>, Kazi Muhammad Ashfaq, Tanveer Akhtar Malik, Abbas**

**Hassan and Asif Hanif Chaudhry, 2014:** Physico- chemical investigation and antioxidant activity studies on extracts of *Eruca sativa* seed 161.

**Saima Hamid, Adila Sahar, Farnaz Malik, Shahzad Hussain, Rashid Mahmood, Kazi Muhammad Ashfaq, Tanveer Akhtar Malik, Abbas Hassan and Asif Hanif Chaudhry. 2014:** Physico- chemical investigation and antioxidant activity studies on extracts of *Eruca sativa* seed. *International Journal of Pharmaceutical Chemistry*. Pp 160-165.

**Sarwar Alam.M , Gurpreet Kaur , Zoobi Jabbar , Kaleem Javed , Mohammad Athar .2007:** *Eruca sativa* seeds possess antioxidant activity and exert a protective effect on mercuric chloride induced renal toxicity. *Food and Chemical Toxicology*. Pp 910–920.

**Siddhuraju P., Becker K.; 2007:** The antioxidant and free radical scavenging activities of processed cowpea (*Vigna unguiculata* (L.) Walp.) Seed extracts. *Food Chemistry*, 101(1), 10-19.

**Schewe, T., Sies, H, 2003:** Flavonoids as protectants against prooxidant enzymes. *Biologie médicale*.34: 243-253.

**Schoeb, T.R et R.J., 1978:** Panciera : Blister beetle poisoning in horses. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 173 (1), 8-11.

**Schroeter, H., C. Boyd, J. P. E. Spencer, R. J. Williams, E. Cadenas et C. Rice-Evans (2002):** "MAPK signaling in neurodegeneration: Influences of flavonoids and of nitric oxide." *Neurobiology of Aging* 23(5): 861-880.

**SMIRNOFF N.; 2005:** *Antioxidants and Reactive Oxygen Species in Plants*; Ed 1: BLACKWELL; p: 141-210.

**STEFANOVA T; NIKOLOVA N; MICHAILOVA A; MITOV I; IANCOVIL., ZLABINGER GI; NEYCHEV H., 2007:** Enhanced resistance to Salmonella enteric sero var typhimurium infection in mice after coumarin treatment. *Microbes and infection.* 9 p 7-14.

**Stöckigt J., Sheludko Y., Unger M., Gerasimenko I., Warzecha H., Stöckigt D., 2002:** Highperformance liquid chromatographic, capillary electrophoretic and capillary electrophoretic-electrospray ionization mass spectrometric analysis of selected alkaloid groups. *Journal of chromatography A* 967: 85-113.

**Subramanian S., Stacey G. and Yu O, 2007:** Distinct, crucial roles of flavonoids during legume nodulation. *Trends Plant Sci.* 12: 282-285.

**Sy G.Y., Fall A.D., Diatta W., Gueye M., Badji Bassène E., Faye B., 2009:** Analgesic and anti-inflammatory activity of aqueous root extract of *Cassia sieberiana* D. C. (Caesalpiniaceae) *Afr. J. Pharm. Pharmacol.* Pp651-653.

**Teixeira da Silva J-A. (2004):** Mining the essential oils of the Anthemideae. *African Journal of Biotechnology.* 3 (12), 706-720.

**Tohge T., Matsui K., Ohme-Takagi M., Yamazaki M. and Saito K, 2005:** Enhanced radical scavenging activity of genetically modified *Arabidopsis* seeds. *Biotechnol. Lett.* 27: 297-303.

**TSIMOGIANNINS, D.I., OREOPOULOU, V. (2006):** The contribution of flavonoid C-ring on DPPH free radical scavenging efficiency. A kinetic approach for the 3', 4'-hydroxy substituted members. *Innovat Food Sci Emerg Tech.* p7, 140-146.

**.Urquiaga I. N. E. S. and Leighton F. E. D. E, 2000:** Plant Polyphenol Antioxidants and Oxidative Stress. *Biol. Res;* 33: 55-64.

**Valko, M., C. J. Rhodes, J. Moncol, M. Izakovic et M. Mazur (2006) :** "Free radicals, metals and antioxidants in oxidative stress-induced cancer." *Chemico-Biological Interactions* 160(1): 1-40.

**Vansant, 2004** : Radicaux libres et antioxydants : principes de base. Symposium « Antioxydants et alimentation ».

**Vogel G.H. et Vogel W.H., 1997** : Analgesic, anti-inflammatory and antipyretic activities in: during discovery and evaluation pharmacological assay. Springer. Pp 360-418.

**Warwick SI, Al-Shehbaz IA, 2006**: Brassicaceae: chromosome number index and database on CD-Rom. *Pl Syst Evol* 259:237–248.

**YAKHLEF G, 2009** : ETUDE DE L'ACTIVITE BIOLOGIQUE DES EXTRAITS DE FEUILLES DE *Thymus vulgaris* L. ET *Laurus nobilis* L, 1.

**Yaniv Z, Schafferman D, Amar Z, 1998**: Tradition, uses and biodiversity of rocket (*Eruca sativa*, Brassicaceae in Israel). *Econ Bot* 52:394–400.

**YAO, L.H., JIANG, Y.M., SHI, J., TOMAS-BARBERAN, F.A., DATTA, N., SINGANUSONG, R., CHEN, S.S. (2004)**: Flavonoids in Food and their health benefits. *Plant. Food Hum. Nutr.*, 59: 113-122.

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

**Yoshida, H., G. Kajimoto et S. Emura (1993)**: "Antioxidant effects of d-tocopherols at different concentrations in oils during microwave heating." *Journal of the American Oil Chemists' Society* **70**(10): 989-995.

**Yves-Alain Bekro, Boua B. BOUA, Fézan H. TRA BI et Ehouan E. ÉHILÉ, 2007**: Étude ethnobotanique et screening phytochimique de *Caesalpinia benthamiana* (Baill.) Herend. et Zarucchi (Caesalpinaceae), 217 – 225.

## Résumé

Notre travail est basé principalement sur l'étude phytochimique et l'évaluation de l'activité antioxydante de la roquette (*Eruca vesicaria*). C'est une plante qui pousse dans la région méditerranéenne, utilisée en thérapie. Les tests phytochimiques ont révélé que cette plante est riche en flavonoïdes, alcaloïdes, tanins, stérols, flavonoïdes glycosides, phénols et saponines.

L'estimation quantitative des polyphénols totaux et des flavonoïdes totaux a montré la richesse des feuilles et des tiges d'*Eruca vesicaria* par ces composés.

Les activités antiradicalaires ont été évaluées à travers des tests chimiques tels que : DPPH et FRAP. Les résultats obtenus montrent une activité réductrice élevée.

L'extrait méthanolique d'*Eruca vesicaria* possède une propriété analgésique importante; utilisant un modèle de douleur induite par un stimulus chimique.

**Mots clés :** *Eruca vesicaria*, polyphénols, flavonoïdes, activité antioxydante, DPPH, FRAP, antalgique.

## **Abstract**

Our work is mainly based on the phytochemical study and evolution of the antioxidant activity of the rocket (*Eruca vesicaria*), which is a plant that grows in the Mediterranean region, used in therapy. Phytochemical tests revealed that this plant is rich in flavonoids, alkaloids, tannins, sterols, flavonoids glycosides, phenols and saponins.

The quantitative estimation of total polyphenols and total flavonoids showed the wealth of leaves and stems of *Eruca vesicaria* par these compounds.

The radical scavenging activities were evaluated through chemical tests such as DPPH and FRAP. The results show a high reducing activity.

The *Eruca vesicaria* methanol extract that has significant analgesic property; Using a pain model induced by a chemical stimulus.

**Keywords:** *Eruca vesicaria*, polyphenols, flavonoids, antioxidant activity, DPPH, FRAP, analgesic.

## ملخص

يستند عملنا في المقام الأول على الدراسة الكيميائية النباتية وتقييم النشاط المضاد لأكسدة الجرجير (*Eruca vesicaria*). وهذا النبات ينمو في منطقة البحر الأبيض المتوسط، ويستخدم في العلاج. وكشفت الاختبارات الكيميائية النباتية أنه غني بمركبات الفلافونويد، قلويدات والعفص، الجامدة، الفلافونويد جليكوسيدات وفينول والصابونين. أظهر التقدير الكمي للبوليفينول الاجمالي والفلافونويد ان أوراق وسيقان *Eruca vesicaria* غني بهذه المركبات. تم تقييم الأنشطة ضد الجذرية من خلال الاختبارات الكيميائية مثل DPPH و FRAP و النتائج المتحصل عليها توضح نشاط مرجعي عالي . مستخلص الميثانول *Eruca vesicaria* لديه خاصية مسكنة كبيرة. باستخدام نموذج الألم الناجم عن التحفيز الكيميائي.

**كلمات البحث:** *Eruca vesicaria*، البوليفينول، الفلافونويد، النشاط المضاد للأكسدة، DPPH، FRAP، مسكن.