

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية  
République Algérienne Démocratique et Populaire  
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

جامعة محمد الصديق بن يحيى-جيجل

Université Med-Seddik Benyahia-Jijel

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie  
Département des Sciences de l'Environnement



كلية علوم الطبيعة و الحياة  
قسم علوم المحيط و العلوم الفلاحية

et des Sciences Agronomiques.

جامعة محمد الصديق بن يحيى  
كلية علوم الطبيعة و الحياة  
المكتبة  
رقم الجرد : 24.02

Mémoire de fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme : **Master Académique en Biologie**

Option : Toxicologie de l'environnement

Thème

**Contribution à l'étude des composés phénoliques des  
extraits de *Pistacia lentiscus* et *Myrtus communis* et  
évaluation *in vitro* de leurs activités biologiques**

Présenté par :

*GHESMOUNE Meryem*

*SIFOUANE Khadidja*

**Jury de soutenance :**

Présidente : Mme MEKIRCHA F.

Examinatrice : Mme CHEBAB S.

Encadrante : Mme BENTERROUCHE .I

Session : Juin 2016

Numéro d'ordre .....



# Remerciements



*En premier lieu, nous tenons à remercier notre DIEU le tout puissant, de nous avoir donné la santé, le courage, la volonté et la force pour l'accomplissement de ce travail et le mener à terme.*

*Nous adressons nos remerciements à notre promotrice consultante « Mme BENTERRACHE I. » pour ses précieux conseils, ses encouragements, sa patience, sa compréhension et sa gentillesse pendant le suivi de ce travail, et nous la remercions également pour la mise à notre disposition tous les moyens pour mener à bien ce projet.*

*Nous remercions également Mme Mekircha d'avoir accepté de présider le jury et Mme Chabab d'avoir accepté de juger ce modeste travail et participer au jury.*

*Nos remerciements vont à l'équipe du laboratoire de la biologie. Nos derniers remerciements vont à tous Ceux qui ont participé de près ou de loin à l'élaboration de ce travail.*

*Khadija et Meryem*



## *Dédicaces*

*Toutes les lettres ne sauraient trouver les mots qu'il faut...*

*Tous les mots ne sauraient exprimer la gratitude, L'amour, le respect,  
la reconnaissance...*

*Aussi, c'est tout simplement que*

*Je dédie ce modeste travail à :*

*À mes très chers parents pour leurs sacrifices et encouragements à  
mon égard que dieu leurs accorde une longue vie, merci pour tout*

*À ma sœur et mes frères*

*A ma grande famille*

*A mes chères amies et cousines*

*À tous mes enseignants du long d'études universitaires*

*À mes chères amies et Co-binôme « Meryem » pour tous les moments  
de joie et de peine qu'on a passé ensemble,*

*Khadija*

## *Dédicaces*

*Je dédie ce mémoire :*

*A mes chers parents mon père et ma mère pour leur  
patience, leur amour, leur soutien et leurs encouragements.*

*A mes chères soeurs :wissame et sara.*

*A mes amies chacune de son nom.*

*A mon binôme khadidja, pour les moments de joie  
et de peine qu'on à partager ensemble durant toute la période de nos  
études.*

*Enfin, je voudrais dédier ce mémoire à toutes personnes  
ayant participé de loin ou de près à la réalisation*

*de ce travail*

*Meryem*

## Sommaire

**Introduction générale.....1**

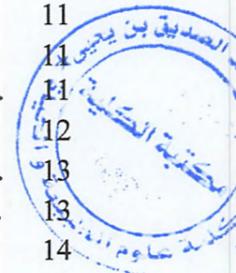
### Partie 1: *Synthèse bibliographique*

#### Chapitre 01 : *Les composés phénoliques*

I.1 Généralités.....	3
I.2 Biosynthèse .....	3
I.3 Classification .....	4
I.3.1 Formes simples.....	4
I.3.1.1 Les acides hydroxy benzoïques.....	5
I.3.1.2 Les acides hydroxy cinnamiques.....	6
I.3.1.3 Les flavonoïdes.....	6
I.3.2 Formes condensées .....	7
I.3.2.1 Les tannins .....	7
I.3.2.2 Les lignines.....	8
I.4 Rôle des composés phénoliques .....	8
I.5 Propriétés pharmacologiques des polyphénols.....	9
I.6 Facteurs de variabilité de la teneur en polyphénols.....	10
I.6.1 Lumière.....	10
I.6.2 Température.....	10
I.6.3 Microorganismes pathogènes.....	10

#### Chapitre 02 : *Activités biologiques des composés phénoliques*

II.1 Activité antioxydante .....	11
II.1.1 Le stress oxydant .....	11
II.1.1.1 Définitions.....	11
II.1.1.2 Les principales espèces réactive de l'oxygène.....	11
II.1.1.3 Les principales sources d'espèces réactives de l'oxygène (ROS).....	12
II.1.1.4 Les cible des ROS .....	13
II.1.1.4.1 Les lipides .....	13
II.1.1.4.1.1 Peroxydation lipidique.....	14
II.1.1.4.2 Les protéines.....	15
II.1.1.4.3 Les acides nucléiques.....	15
II.1.2 Le système antioxydant.....	15
II.1.2.1 Définition.....	15
II.1.2.2 Types des systèmes de défense antioxydant .....	16



II.1.2.2.1 Les systèmes non enzymatiques .....	16
II.1.2.2.1.1 Le glutathion réduit(GSH) .....	16
II.1.2.2.1.2 L'ascorbate (AscH <sup>-</sup> ) : ou vitamine C.....	16
II.1.2.2.1.3 L'α-tocophérol (α-T) : ou vitamine E.....	17
II.1.2.2.2 Les systèmes enzymatiques.....	17
II.2 Activité antibactérienne .....	17
II.2.1 Les antibiotiques.....	17
II.2.2 Mode d'action des antibiotiques.....	18
II.2.3 Les polyphénols comme antibiotiques.....	18

### Chapitre 03 : *Espèces à étudier*

III.1 Etude botanique de <i>Myrtus communis</i> .....	19
III.1.1 La famille des <i>Myrtacées</i> .....	19
III.1.2 Description botanique de <i>Myrtus communis</i> .....	19
III.1.3 Position systématique.....	20
III.1.4 Utilisation médicinale et traditionnelle.....	20
III.1.5 Aspect économique.....	21
III.2 Etude botanique de <i>Pistacia lentiscus</i> .....	21
III.2.1 Famille des lentisques.....	21
III.2.2 Description botanique.....	21
III.2.3 Position systématique.....	22
III.2.4 Utilisation médicale et traditionnelle.....	22
III.2.5 aspect économique.....	22

### Partie II : *Matériel et méthodes*

#### Chapitre 04 : *Matériel et méthodes*

IV.1 Préparation des extraits.....	23
IV.1.1 Récolte du matériel végétal.....	23
IV.1.2 Séchage, broyage et tamisage.....	23
IV.1.3 Extraction.....	23
IV.2 Quantification des composés phénoliques.....	25
IV.2.1 Quantification des phénols totaux.....	25
IV.2.2 Quantification des polyphénols polaires.....	26

IV.2.3 Détermination des polyphénols apolaires.....	27
IV.2.4 Quantification des flavonoïdes.....	29
IV.2.5 Dosage des tannins.....	28
IV.3 Evaluation de l'activité biologique des extraits.....	29
IV.3.1 Evaluation de l'activité antioxydante.....	29
IV.3.1.1 Pouvoir réducteur.....	29
IV.3.1.2 Effet Stavanger du radical DPPH <sup>•</sup> .....	31
IV.3.2 Activité antibactérienne.....	31
IV.3.2.1 Choix des bactéries.....	31
IV.3.2.2 Préparations des précultures.....	32
IV.3.2.3 Préparations des suspensions bactériennes.....	33
IV.3.2.4 Méthode d'étude du pouvoir antibactérien des extraits.....	33

### Chapitre 05 : Résultats et discussion

V.1 Taux d'extraction.....	35
V.2 Quantification des composés phénoliques.....	36
V.2.1 Polyphénols totaux.....	36
V.2.2 Polyphénols polaires et apolaires.....	38
V.2.3 Flavonoïdes.....	39
V.2.4 Tannins.....	40
V.3 Activité antioxydante.....	41
V.3.1 Pouvoir réducteur.....	41
V.3.2 Effet scavenger du radical DPPH <sup>•</sup> .....	45
V.4 Activité antibactérienne.....	48
V.4.1 Pouvoir antibactérienne de la Ciprofloxacine.....	48
V.4.2 Pouvoir antibactérienne des extraits vis-à-vis <i>Escherichia coli</i> .....	49
V.4.3 Pouvoir antibactérienne des extraits vis-à-vis <i>Pseudomonas aeruginosa</i> .....	51
V.4.4 Pouvoir antibactérienne des extraits vis-à-vis <i>Staphylococcus aureus</i> .....	52

V.4.5 Pouvoir antibactérienne des extraits vis-à-vis *Klebsiella pneumoniae*..... 53

**Conclusion générale**..... 57

**Annexes**..... i

## Liste des figures

### Chapitre 01 : Les composés phénoliques

<b>Figure 01 :</b>	Les grandes lignes de la biosynthèse des principaux groupes de composés phénoliques.....	4
<b>Figure 02 :</b>	Quelques dérivés de l'acide hydroxybenzoïques.....	6
<b>Figure 03 :</b>	Quelques dérivés de l'acide hydroxycinnamiques.....	6
<b>Figure 04 :</b>	La structure chimique de certains flavonoïdes.....	7
<b>Figure 05 :</b>	Structure des tannins.....	8
<b>Figure 06 :</b>	Les trois principaux monolignols qui donnent naissance à la lignine : 1alcool <i>p</i> -coumarylique, 2 alcool conéférylique, 3 alcool sinapylique.	8

### Chapitre 02 : Activités biologiques des composés phénoliques

<b>Figure 07 :</b>	Cibles biologiques et endommagement oxydatifs induits par les espèces oxygénées réactives.....	14
<b>Figure 08 :</b>	Les systèmes de défense contre les radicaux libres .....	16

### Chapitre 03 : Espèces à étudié

<b>Figure 09 :</b>	Photo de <i>Myrtus communis</i> .....	20
<b>Figure 10 :</b>	Photo de <i>Pistacia lentiscus</i> .....	22

### Chapitre 04 : Matériels et méthodes

<b>Figure 11:</b>	Carte de situation géographique de la région de Borj T'har.....	23
<b>Figure 12 :</b>	Schéma récapitulatif des étapes suivies pour la préparation des extraits.....	24
<b>Figure 13 :</b>	Protocole de dosage des polyphénols totaux.....	26
<b>Figure 14 :</b>	Protocole de dosage des polyphénols polaires.....	27
<b>Figure 15 :</b>	Protocole de dosage des flavonoïdes.....	28
<b>Figure 16 :</b>	Protocole du dosage des tannins.....	29
<b>Figure 17 :</b>	Protocole d'étude du pouvoir réducteur.....	30
<b>Figure 18 :</b>	Protocole d'étude de l'activité antiradicalaire.....	31

### Chapitre 05 : Résultats et discussion

<b>Figure 19 :</b>	Rendements en extraits obtenus à partir des deux plantes ( <i>Myrtus communis</i> , <i>Pistacia lentiscus</i> ).....	35
<b>Figure 20 :</b>	Teneurs en phénols totaux pour les extraits des deux plantes étudiées.....	37
<b>Figure 21:</b>	Polyphénols polaires et apolaires d'extraits des deux plantes.....	38
<b>Figure 22 :</b>	Flavonoïdes d'extraits des deux plantes.....	39
<b>Figure 23 :</b>	Teneur en tannins d'extraits des deux plantes.....	40
<b>Figure 24 :</b>	pouvoir réducteur du <i>Myrtus communis</i> et de <i>Pistacia lentiscus</i> testées en comparant avec l'acide ascorbique.....	41
<b>Figure 25 :</b>	Pouvoir réducteur en fonction des concentrations en extrait éthanolique de <i>Myrtus communis</i> .....	43
<b>Figure 26 :</b>	Pouvoir réducteur en fonction des concentrations en extrait éthanolique de <i>Pistacia lentiscus</i> .....	43
<b>Figure 27 :</b>	Pouvoir réducteur en fonction des concentrations l'acide ascorbique....	43
<b>Figure 28:</b>	pouvoir réducteur des différents extraits des deux plantes étudiées à 1mg/ml.....	44
<b>Figure 29 :</b>	Pourcentage d'inhibition de radical libre DPPH des deux plantes testées en comparaison avec l'acide ascorbique .....	45
<b>Figure 30 :</b>	Activités antiradicalaires contre le DPPH des différents extraits des deux plantes étudiées à 1mg/ml.....	46
<b>Figure 31:</b>	Pourcentage d'inhibition de radical libre DPPH en fonction des différentes concentrations utilisées pour l'extrait éthanolique de <i>Myrtus communis</i> .....	47
<b>Figure 32 :</b>	Pourcentage d'inhibition de radical libre DPPH en fonction des différentes concentrations utilisées pour l'extrait éthanolique de <i>Pistacia lentiscus</i> .....	47
<b>Figure 33 :</b>	pourcentage d'inhibition de radical libre DPPH en fonction des différentes concentrations utilisées pour l'acide ascorbique.....	47
<b>Figure 34 :</b>	Diamètres des zones d'inhibition des différents extraits de <i>P. lentiscus</i> relatives vis-à-vis de la souche <i>E. coli</i> .....	49
<b>Figure 35 :</b>	Diamètres des zones d'inhibition des différents extraits de <i>M. communis</i> relatives à la souche <i>E. coli</i> .....	50
<b>Figure 36 :</b>	Diamètres des zones d'inhibition des différents extraits de <i>P. lentiscus communis</i> relatives vis-à-vis de la souche <i>Pseudomonace aeruginosa</i> .....	73
<b>Figure 37 :</b>	Moyennes des diamètres des zones d'inhibition des différents extraits de <i>Pistacia lentiscus</i> relatives vis-à-vis de la souche <i>Staphylococcus aureus</i> .....	74
<b>Figure 38 :</b>	Moyennes des diamètres des zones d'inhibition des différents extraits de <i>Myrtus communis</i> relatives vis-à-vis de la souche <i>Staphylococcus</i>	

	aureus.....	74
<b>Figure 39 :</b>	Moyennes des diamètres des zones d'inhibition des différents extraits de <i>Myrtus communis</i> relatives vis-à-vis de la souche <i>Klebsiella pneumoniae</i> .....	75
<b>Figure 40 :</b>	Moyennes des diamètres des zones d'inhibition des différents extraits de <i>Pistacia lentiscus</i> relatives vis-à-vis de la souche <i>Klebsiella pneumoniae</i> .....	76
<b>Figure 41 :</b>	Test négative contre ( <i>Escherichia coli</i> , <i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Pseudomonas aeruginosa</i> ).....	77
<b>Figure 42 :</b>	Teste positives d'antibiotique (Ciprofloxacine 0.5 mg/ml).....	78

---

## Liste des tableaux

### Chapitre 01 : *Les composés phénoliques*

**Tableau 01 :** Les principales classes des composés phénoliques..... 5

### Chapitre 02 : *Activités biologiques des composés phénoliques*

**Tableau 02 :** Les principales espèces oxygénées réactives générées dans les systèmes Biologiques..... 12

### Chapitre 05 : *Résultats et discussion*

**Tableau 03 :** Diamètres des zones d'inhibition d'antibiotique (Ciprofloxacine)..... 49

**Tableau 04 :** Diamètres des zones d'inhibitions des solvants..... 55

**Liste des abréviations :**

- %:** pour cent
- μl :** microlitre
- μg :** microgramme
- ADN:** Acide Désoxyribonucléique
- AlCl<sub>3</sub> :** trichlorure d'aluminium
- ATCC :** américain type culture collection
- BSA :** sérum albumine bovine
- °C:** degré Celsius
- CAT:** catalase
- CMI :** concentration minimale inhibitrice
- CPG-SM :** chromatographie en phase gazeuse
- CR<sub>0.5</sub> :** capacité réductrice qui donne une absorbance 0.5
- Cu :** cuivre
- DO :** densité optique
- DPPH• :** Di-Phényl-Picryl-Hydrazyl
- EB:** extrait brut
- EqAG:** équivalent acide gallique
- Eq Q :** équivalent quercétine
- Eq AT:** équivalent acide tannique
- ERO :** espèce réactive d'oxygène
- FeCl<sub>3</sub>:** chlorure ferrique
- FRAP :** Ferric reducing antioxidant power
- g:** gramme

**GP<sub>x</sub>** glutathion

**GSH-peroxydase:** glutathion peroxydase

**GSH-réductase:** glutathion réductase

**h :** heure

**H :** hydrogène

**HCl:** acide chlorhydrique

**H<sub>2</sub>O :** molécule d'eau

**H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> :** eau oxygénée ou peroxyde d'hydrogène

**IC<sub>50</sub> :** concentration inhibitrice de 50% de radical DPPH•

**M :** molaire

**m :** mètre

**mg :** milligramme

**min :** minute

**ml :** millilitre

**NaCO<sub>3</sub>:** carbonates de sodium

**NaOH :** Hydroxyde de sodium

**nm :** nanomètre

**OH<sup>-</sup> :** radical hydroxyle

**<sup>1</sup>O<sub>2</sub> :** l'oxygène singulet

**O<sub>2</sub><sup>-</sup> :** L'ion superoxyde

**pH :** potentiel Hydrogène

**ROS :** réactive oxygen species

**RL :** radical libre

**SDS:** dodécylsulfate de sodium

**S-H** : groupement thiol

**SOD** : Superoxyde dismutase

**T** : température

**TCA** :trichloroacétique

**tpm**: tours par minute

**TEA** : tréthanolamine

**Zn** : zinc

# *Introduction*

## Introduction

Les plantes médicinales restent encore le premier réservoir de nouveaux médicaments. Elles sont considérées comme source de matière première essentielle pour la découverte de nouvelles molécules nécessaires à la mise au point de futurs médicaments (MAURICE, 1997).

L'étude de la chimie des plantes est toujours d'une brûlante actualité malgré son ancienneté. Cela tient principalement du fait que le règne végétal représente une source importante d'une immense variété de molécules bioactives. Cette matière végétale contient un grand nombre de molécules qui ont des intérêts multiples mis à profit dans l'industrie alimentaire, en cosmétologie et en pharmacie. Parmi ces composés on retrouve, les acides phénoliques, les tannins, et les flavonoïdes (BAHORUN ET AL., 1996).

En effet, les polyphénols sont doués de multiples vertus thérapeutiques. Ils jouent un rôle très important, principalement, dans la lutte contre les cancers, les maladies cardiovasculaires et la peroxydation lipidique expliquant de ce fait leur grande utilisation dans la fabrication des médicaments. Ils interviennent aussi dans la protection des plantes contre les différentes attaques microbiennes (surtout fongiques) risquant de causer la perte d'une grande quantité de végétation (BRUNETON, 1999).

Cependant, l'évaluation des propriétés phytopharmaceutiques, antioxydantes et antibactériennes demeure une tâche très intéressante et utile, en particulier pour les plantes d'une utilisation rare ou moins fréquente ou non connue dans la médecine traditionnelle. Ces plantes représentent une nouvelle source de composés actifs (TEIXEIRA DA SILVA, 2004).

Les deux plantes *Pistacia lentiscus* et *Myrtus communis* incluent des espèces végétales médicinales bien connues possédant diverses propriétés biologiques (MAI et al., 2001). Les propriétés thérapeutiques des deux plantes ont été mises en évidence *in vitro*, elles sont dues à des composés actifs tels que les polyphénols (AMMAR et al., 2008).

L'objectif de ce travail vise à extraire les composés phénoliques et à étudier leurs activités biologiques afin de justifier scientifiquement l'utilisation de ces plantes en médecine traditionnelle.

Pour cela notre étude englobe deux aspects, dont le premier est d'ordre phytochimique basé principalement sur la quantification des composés phénoliques. Le second aspect est consacré à une évaluation de l'activité antioxydante vis-à-vis du radical libre DPPH et du pouvoir réducteur du fer et de l'activité antibactérienne par la méthode de diffusion en milieu gélosé afin de déterminer l'efficacité des composés phénoliques vis-à-vis des quatre souches bactérienne *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas aeruginosa* et *Klebsiella pneumoniae* pouvant être pathogène pour l'homme.

*Partie I :*

*Synthèse*

*bibliographique*

*Chapitre I :*  
*Les composés*  
*phénoliques*

### I.1 Généralités

Une des particularités des végétaux est de former de nombreux composés dont le rôle au niveau de la plante n'est pas encore parfaitement élucidé. Le fait que beaucoup de ces composés ne se rencontrent pas chez toutes les espèces, n'exercent aucune fonction directe aux niveaux des activités fondamentales de l'organisme végétale (croissance, reproduction ...), mais peuvent jouer différents rôles pour la survie du végétal lui-même (MERGHEM, 2009).

Les végétaux produisent une grande variété de métabolites secondaires qui appartiennent à des groupes chimiques très variés tels les alcaloïdes, les terpènes, les composés phénoliques, ... etc. (MACHEIX et al., 2005).

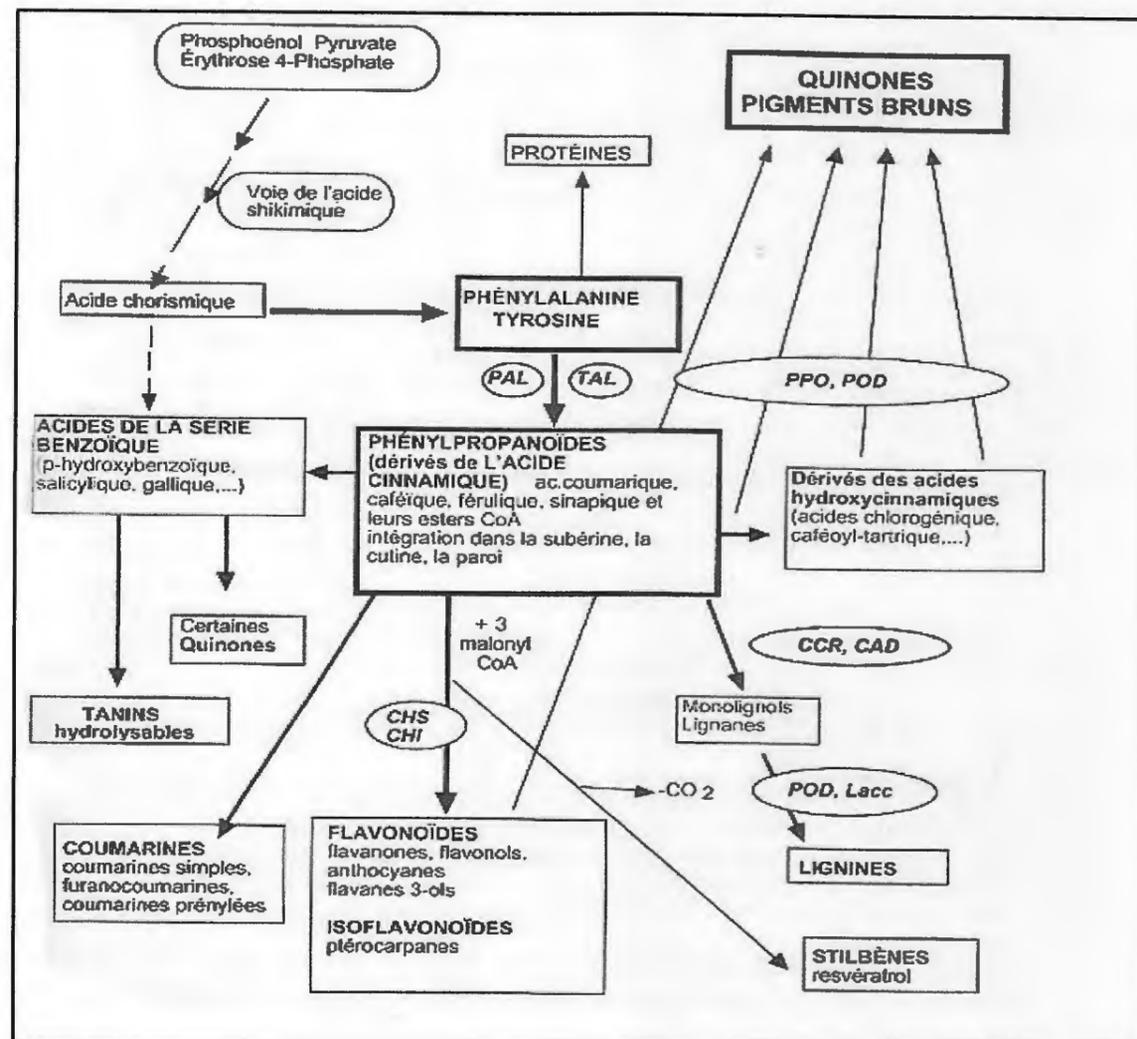
Les composés phénoliques forment un très vaste ensemble de substances qu'il est difficile de définir simplement, l'élément structural fondamental qui les caractérise est la présence d'au moins un noyau benzénique auquel est directement lié au moins un groupe hydroxyle (BRUNETON, 2009). Ils forment une grande famille de composés chimiques très divers depuis les simples acides phénoliques jusqu'aux grands polymères complexes (HOPKINS, 2003).

Une définition purement chimique des phénols est toutefois insuffisante pour caractériser les composés phénoliques des végétaux, elle inclurait des métabolites secondaires possédant ces éléments structuraux alors même qu'ils appartiennent manifestement à des groupes phytochimiques bien différenciés. C'est ainsi que de très nombreux alcaloïdes et d'assez nombreux terpènes possèdent dans leur structure un noyau benzénique et hydroxyle phénolique (BRUNETON, 2009).

### I.2 Biosynthèse

Les grandes lignes des voies de biosynthèse des principaux composés phénoliques sont maintenant bien connues, les deux acides aminés aromatiques phénylalanine et tyrosine, sont à l'origine de la formation de la plupart des molécules phénoliques. Chez les végétaux, ils sont eux-mêmes formés à partir de sucres simples issus du métabolisme primaire par la voie bien connue de l'acide shikimique. Bien que la formation de composés particuliers (alcaloïdes phénoliques, certaines coumarines complexes.....) puisse passer par des voies différentes.

La désamination de la phénylalanine est une première étape primordiale de la biosynthèse de l'immense majorité des composés phénoliques naturels, elle conduit à la formation de l'acide cinnamique, molécule non encore phénolique mais qui est directement à l'origine de la séquence biosynthétique généralement dénommée voie des phénylpropanoïdes qui permet la formation des acides hydroxycinnamiques (figure 1) (MACHEIX et al., 2005).



**Figure 01 :** Les grandes lignes de la biosynthèse des principaux groupes de composés phénoliques (MACHEIX *et al.*, 2005).

### I.3 Classification

Les composés phénoliques peuvent être regroupés en de nombreuses classes (tableau 1) qui se différencient d'abord par la complexité du squelette de base (allant d'un simple C<sub>6</sub> à des formes très polymérisées). Ensuite par le degré de modification de ce squelette (degré d'oxydation, Hydroxylation ....). Enfin par les liaisons possibles de ces molécules de base avec d'autres molécules (glucides, lipides, protéines, etc.) (MACHEIX *et al.*, 2005).

#### I.3.1 Formes simples

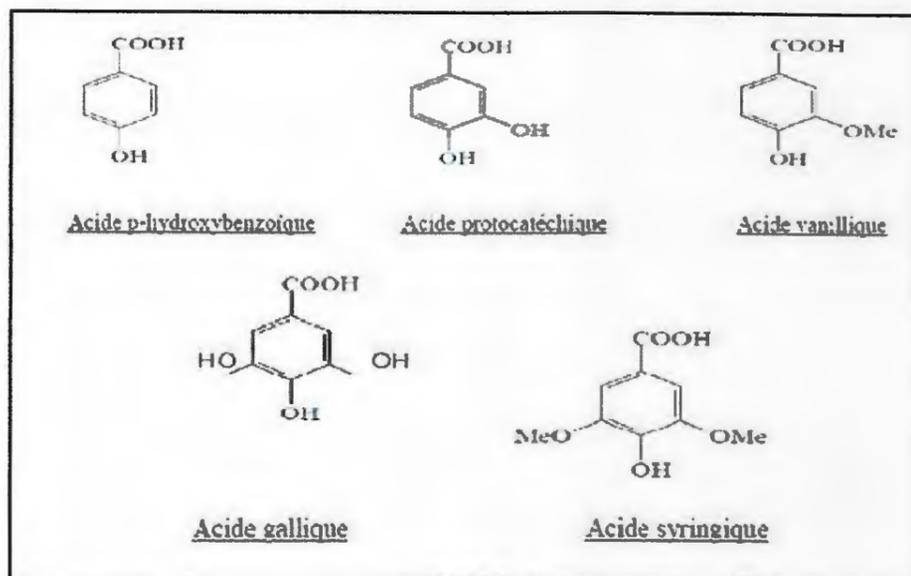
Les formes phénoliques les plus simples présentent des structures chimiques allant du simple phénol en C<sub>6</sub> aux flavonoïdes en C<sub>15</sub> (MACHEIX *et al.*, 2005).

**Tableau 01 : Les principales classes de composés phénoliques (HARBORNE, 1980; MACHEIX *et al.*, 1990)**

Squelette carboné	Classe	Exemple	Origine (exemples)
C <sub>6</sub>	Phénols simples	Catéchol	
C <sub>6</sub> -C <sub>1</sub>	Acides hydroxybenzoïques	p-hydroxybenzoïques	Epices, fraise
C <sub>6</sub> -C <sub>3</sub>	Acides hydroxycinnamiques coumarines	Acides caféique scopolétine	Citrus
C <sub>6</sub> -C <sub>4</sub>	Naphtoquinones	Juglone	Noix
C <sub>6</sub> -C <sub>2</sub> -C <sub>6</sub>	Stilbènes	Resvératrol	Vigne
C <sub>6</sub> -C <sub>3</sub> -C <sub>6</sub>	Flavonoïdes · Flavonols · Anthocyanes · Flavanols · Flavanones Isoflavonoïdes	Kaempférol, quercétine Cyanidine, pélargonidine Catéchine, épicatechine Naringénine Déidzéine	Fruits, légumes, fleurs, fruits rouges Pomme, raisin soja, pois
(C <sub>6</sub> -C <sub>3</sub> ) <sub>2</sub>	Lignages	Pinorésinol	Pin
(C <sub>6</sub> -C <sub>3</sub> ) <sub>n</sub>	Lignines		Bois, noyau de fruits
(C <sub>6</sub> -C <sub>3</sub> -C <sub>6</sub> ) <sub>n</sub>	Tannins condensés		Raisin rouge, kaki

**I.3.1.1 Les acides hydroxybenzoïques**

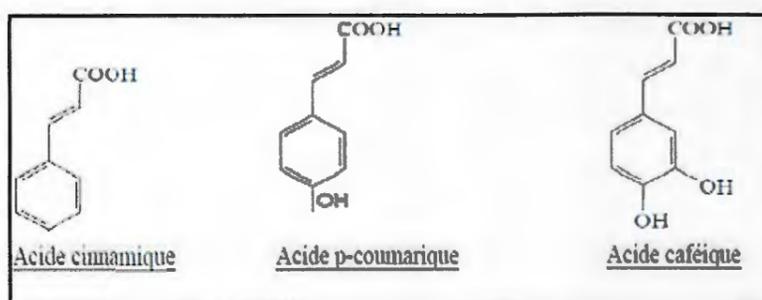
Ces composés sont dérivées de l'acide benzoïque et ont une formule de base de type (C<sub>6</sub>-C<sub>1</sub>), les acides hydroxybenzoïques existent fréquemment sous forme d'ester ou glucosides (MACHEIX *et al.*, 2005).



**Figure 02 :** Quelques dérivés de l'acide hydroxybenzoïque (MACHEIX et *al.*, 2005; LIU, 2007).

### I.3.1.2 Les acides hydroxycinnamiques

Les acides hydroxycinnamiques représentent une classe très importante dont la structure de base (C<sub>6</sub>-C<sub>3</sub>) dérive de celle de l'acide cinnamique. Les molécules de base de la série hydroxycinnamiques sont : l'acide p-coumarique (et ses isomères), l'acide caféique et l'acide feruliques (figure 03). Ces acides sont rarement présents à l'état libre et ils sont en général combinés à d'autres molécules organiques (HERRMANN et *al.*, 1989).



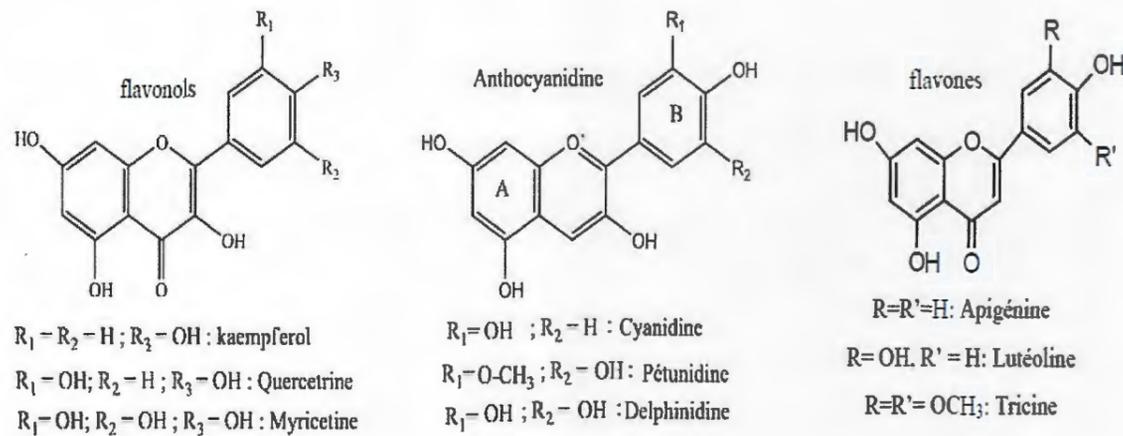
**Figure 03 :** Quelques dérivés de l'acide hydroxycinnamiques (MACHEIX et *al.*, 2005; LIU, 2007).

### I.3.1.3 Les flavonoïdes

De nos jours, plus de 4000 flavonoïdes ont été identifiés (HEIM et *al.*, 2002), ils ont une origine biosynthétique commune et par conséquent, possèdent tous un même squelette de base à

quinze atomes de carbones, constitué de deux unités aromatiques, deux cycles en C6 (A et B), reliés par une chaîne en C3, (BRUNETON, 1999).

Les flavonoïdes se répartissent en plusieurs classes des molécules dont les plus importants sont les flavones, les flavonols, les flavanones, les dihydroflavonols, les chalcones, les aurones et les anthocyanes (Figure04), (BRUNETON, 1999; HENDRICH, 2006). Ces divers composés se rencontrent à la fois sous forme libre ou sous forme de glycosides.



**Figure 04:** La structure chimique de certains flavonoïdes (BRUNETON, 1993; CHIRA *et al.*, 2008).

### I.3.2 Formes condensées

On distingue deux grands groupes de formes condensées phénoliques (les tannins et les lignines):

#### I.3.2.1 Les tannins

Le terme tannin provient d'une pratique ancienne qui utilisait des extraits de plantes pour « tanner » les peaux d'animaux, autrement dit pour transformer une peau en cuir (HOPKINS, 2003).

Les tannins naturels sont des molécules polyphénoliques hydrosolubles de masse moléculaire comprise en 500 et 3000, qui outre les réactions habituelles des phénols, provoquent la précipitation des protéines (MERGHEM, 2009).

Les tannins condensés sont très abondant dans certains organes végétaux consommés ou utilisés par l'homme, par exemple de nombreux fruits (pomme, prune, fraise...) (MACHEIX,

2005).

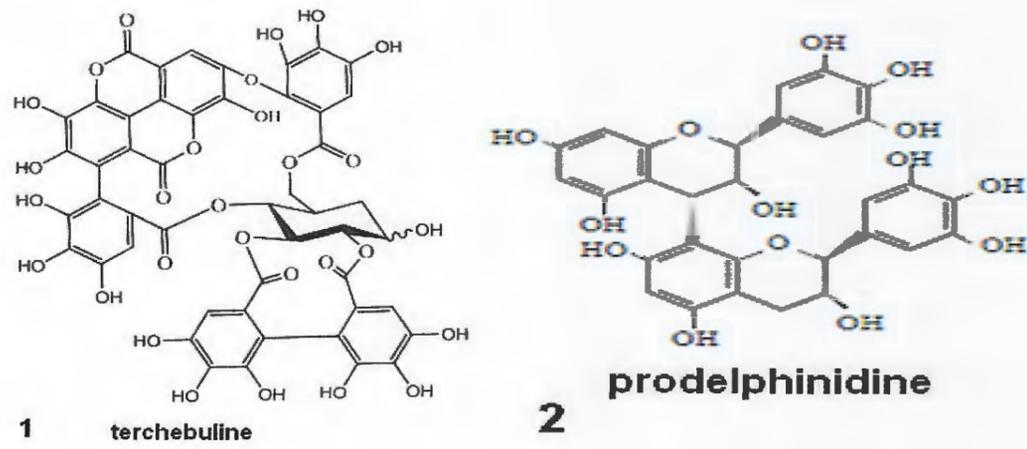


Figure 05 : Structure des tannins (OLATUNJI, 2000; MAIGA *et al.*, 2005).

3.2.2) Les lignines

La lignine est un polymère fortement ramifié, formé par trois alcools phénoliques simples. Elle est localisée dans les parois cellulaires et plus spécialement dans les parois secondaires des éléments conducteurs, contribuant à la résistance mécanique et la rigidité des tiges (HOPKINS, 2003).

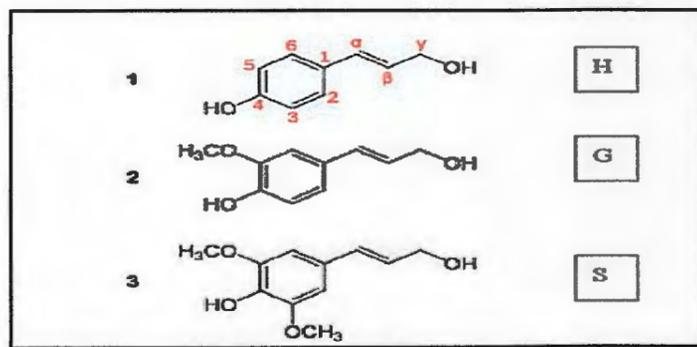


Figure 06 : Les trois principaux monolignols qui donnent naissance à la lignine : 1 alcool *p*-coumarylique, 2 alcool conéférylique, 3 alcool sinapylique (HOPKINS, 2003).

#### I.4 Rôle des composés phénoliques

Selon **MACHEIX (2005)**, le rôle des composés phénoliques est maintenant reconnu dans différents aspects de la vie de la plante et dans l'utilisation que fait l'homme des végétaux, ils peuvent en effet intervenir :

- dans certains aspects de la physiologie de la plante (régulation de la croissance, Lignification ... etc.).
- dans les critères de qualité (couleur, qualité nutritionnelles... etc.) qui orientent le choix de l'homme dans la consommation des organes de végétaux et des produits qui en dérivent par transformation.
- dans la protection de l'homme vis-à-vis de certaines maladies en raison de leur interaction possible avec de nombreuses enzymes et de leurs propriétés antioxydantes.

#### I.5 Propriétés pharmacologiques des polyphénols

Les métabolites secondaires sont reconnus par leurs activités biologiques nombreuses : activités antibactériennes, anticancéreuses, antifongiques, analgésiques, anti-inflammatoires, diurétiques gastro-intestinales, anti oxydantes... (**HARBORNE, 1998; BRUNETON, 1999**).

Parmi les principaux métabolites secondaires, on peut citer les flavonoïdes qui sont des composés qui possèdent de fortes propriétés anti-oxydantes. Ils sont synthétisés par les plantes lors de l'invasion microbienne. Il est par conséquent logique qu'ils agissent comme substances antimicrobiennes efficaces in vitro contre les microorganismes (**COWAN, 1999 ; RECIO et al., 1989**).

Les acides phénols sont des anti-inflammatoires, antiseptiques urinaires, antiradicalaires, cholagogues, hépatoprotecteurs, cholérétiques, immunostimulants (**BRUNETON, 1999**).

Les tannins sont des substances d'origine organique que l'on trouve dans pratiquement tous les végétaux et dans toutes leurs parties (écorces, racines, feuilles, etc.), caractérisées par leur astringence, ont la propriété de précipiter les protéines (fongiques ou virales) et les métaux lourds. Ils favorisent la régénération des tissus et la régulation de la circulation veineuse, tonifient la peau dans le cas des rides (**KANSOLE, 2009**).

## I.6 Facteurs de variabilité de la teneur en polyphénols

Le métabolisme phénolique est particulièrement sensible à l'action des facteurs externes comme la lumière, la température, les microorganismes pathogènes (BRUNETON, 1993).

### I.6.1 Lumière

L'importance de la lumière (spectre visible mais aussi UV contenus dans le rayonnement solaire) sur l'accumulation des anthocyanes se résume par l'intervention de deux paramètres: d'une part l'intensité du flux lumineux et d'autre part la nature des radiations constitutives. Elle agit directement, par l'intermédiaire des radiations bleues et rouges et du pigment végétal phytochrome sur l'activation du promoteur des gènes phénylalanine ammonia lyase (*PAL*), ce qui se traduit alors par la transcription des ARNm puis la formation de la protéine enzymatique (BRUNETON, 1993).

### I.6.2 Température

La température est également un facteur de régulation de l'expression du métabolisme phénolique, souvent en interaction avec la lumière. Ainsi, un abaissement de la température associé à un traitement lumineux adéquat induit fréquemment une accumulation des anthocyanes. Là encore, la régulation pourrait intervenir au niveau de *PAL* elle-même, des inhibiteurs de l'enzyme pouvant être mis en place sous l'effet des températures élevées. Des perturbations du métabolisme phénolique peuvent quelques fois apparaître à la suite des traitements d'organes végétaux au froid, conduisant alors à des brunissements (BRUNETON, 1993).

### I.6.3 Microorganismes pathogènes

La contamination du végétal par des microorganismes pathogènes entraîne également une forte augmentation des teneurs en composés phénoliques, correspondant à la mise en place de mécanismes de défense de la plante (DIXON et PAVIA, 1995).

*Chapitre II :*  
*Activités*  
*biologiques*

## II.1 Activité antioxydante

### II.1.1 Le stress oxydant

#### II.1.1.1 Définitions

Le stress oxydant a été défini par **SIES (1991)**, comme un « déséquilibre entre les systèmes prooxydants et antioxydants en faveur des premiers, et source d'effets toxiques potentiels ». Pour **HELLIWELL (1987)**, « Le stress oxydant implique la production d'espèces réactives de l'oxygène et est synonyme de dommages ».

Le terme d'espèces réactives de l'oxygène (ROS) inclut les différentes formes actives de l'oxygène et les hydroperoxydes, ainsi que les espèces radicalaires. Leur réactivité peuvent être à l'origine d'effets biologiques néfastes (inflammation, cancérogenèses et vieillissement cellulaire).

Un radical libre (RL) est une espèce chimique (atome ou molécule, neutre ou chargée) possédant un électron célibataire (ou électron non apparié) sur sa couche périphérique.

Un radical libre oxygéné (RLO) possède un électron célibataire sur la couche périphérique d'un atome d'oxygène (**LAGADIC et al., 1997**)

#### II.1.1.2 Les principales espèces réactive de l'oxygène:

D'après **MOUSSARD (2006)**, les principales espèces réactives de l'oxygène sont les suivants (tableau 02) :

- **Le radical superoxyde  $O_2^{\cdot -}$**

Le premier RLO de la chaîne de réduction monovalente de l'oxygène est le radical superoxyde  $O_2^{\cdot -}$ . Il est issu de réactions enzymatiques (le plus souvent) ou non enzymatiques, il est à l'origine de la plupart des RLO et des RL en général.

- **Le peroxyde d'hydrogène  $H_2O_2$**

Le peroxyde de d'hydrogène a deux origines principales :

- la réaction de dismutation enzymatique du radical  $O_2^{\cdot -}$ .
- des réactions catalysées par des oxydases (aminoacides oxydases, urate oxydase...etc.).

$H_2O_2$  est très diffusible, mais peu réactif en l'absence de métaux de transition.

- **Le radical hydroxyle OH<sup>•</sup>**

En présence de traces de métaux de transitions (Fe<sup>++</sup>, Cu<sup>+</sup>) le peroxyde d'hydrogène H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> est converti par la réaction de Fenton en radical hydroxyle. Ce dernier est celui des RLO qui a la réactivité la plus forte et il peut réagir avec un grand nombre de molécules (lipides, protéines, acides nucléiques...etc.).

- **Le radical peroxy RO<sub>2</sub><sup>•</sup>**

Il est issu de l'addition d'O<sub>2</sub> sur des radicaux libres carbonés R<sup>•</sup> précédemment formés. Bien que moins réactif que OH<sup>•</sup>, RO<sub>2</sub><sup>•</sup>. Il est en particulier au cœur du processus de peroxydation lipidiques qui dégrade les membranes biologiques.

**Tableau 02 :** Les principales espèces oxygénées réactives générées dans les systèmes biologiques (BARTOSZ, 2003).

Nom	Symbole
Radical superoxyde	O <sub>2</sub> <sup>•-</sup>
Radical hydroxyle	OH <sup>•</sup>
Monoxyde d'azote	NO <sup>•</sup>
Peroxyde d'hydrogène	H <sub>2</sub> O <sub>2</sub>
Acide hypochlorique	HOCl
Oxygène singulier	<sup>1</sup> O <sub>2</sub>
Peroxynitrite	ONOO <sup>-</sup>
Radical alcoxy	RO
Radical peroxy	ROO

### II.1.1.3 Les principales sources d'espèces réactives de l'oxygène (ROS)

Outre les antioxydants produits par l'organisme pour sa défense, les sources sont diverses: médicamenteuses, alimentaires...

#### Les médicaments

Utilisé pour lutter contre un taux sanguin de cholestérol élevé, le Probucol\_ agirait comme un antioxydant en supprimant l'oxydation des lipoprotéines de basse densité.

La N-acétylcystéine agirait de manière significative dans la régénération d'un antioxydant connu: le glutathion (CALVIN, 2001).

Des chercheurs se sont rendu compte que le Captopril, L'hydralazine, et le Terazosin

médicaments utilisés contre l'hypertension artérielle, favoriseraient dans certaines conditions la production d'enzymes antioxydantes (cyberscience.com)

En somme, plusieurs agents thérapeutiques notamment les anti hypertensifs, les bêta bloquants, les antiinflammatoires non stéroïdiens, ont été évalués pour leurs propriétés antioxydantes.

#### **La source alimentaire**

Notre nourriture contient beaucoup d'antioxydants que l'organisme utilise. Il s'agit notamment de la vitamine E, des caroténoïdes, de la vitamine C. Ils contribueraient de manière très significative à la prévention des maladies comme le cancer et les maladies cardiaques.

#### **Une source particulière d'antioxydantes naturelle : La plante**

La plante constitue une source importante d'antioxydants. Les chercheurs s'intéressent en effet très particulièrement aux composés naturels aux propriétés antioxydantes (POTTERAT, 1997). Les mécanismes d'action sont divers: captage de l'oxygène singulet, désactivation des radicaux par réaction d'addition covalente, réduction des radicaux ou peroxydes, complexation d'ions et de métaux de transition (LARSON, 1995).

#### **II.1.1.4 Les cible des ROS**

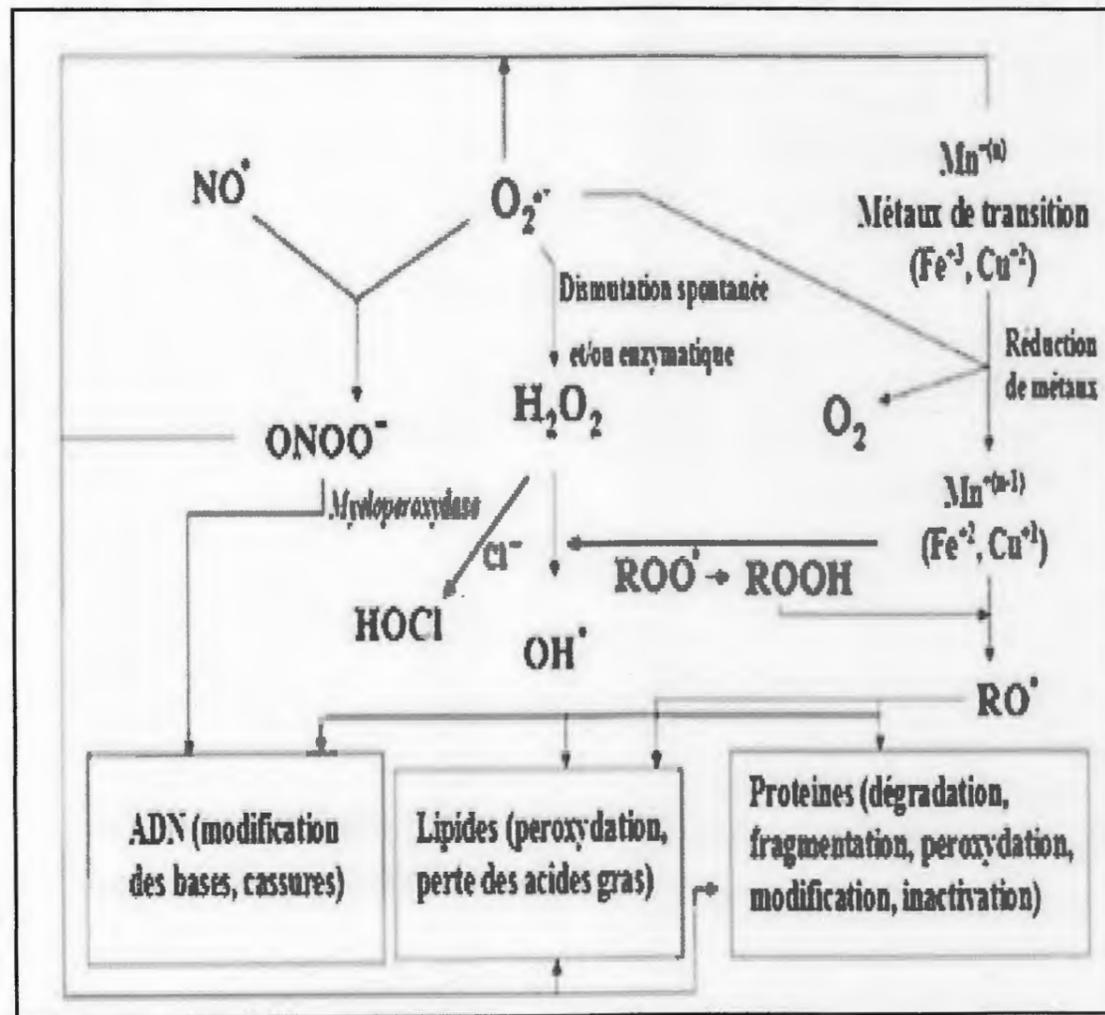
Dans les milieux biologiques, les ERO peuvent attaquer les constituants cellulaires (protéines, lipides, polysaccharides, acides nucléiques) et entraîner une déstructuration et un dysfonctionnement des systèmes au niveau desquels ils interviennent (figure 7) (LAGADIC et al., 1997).

La production excessive de RL provoque des lésions directes de molécules biologiques (oxydation de l'ADN, des protéines, des lipides, des glucides), mais aussi des lésions secondaires dues au caractère cytotoxique et mutagène des métabolites libérés notamment lors de l'oxydation des lipides. L'organisme peut aussi réagir contre ces composés anormaux par production d'anticorps, qui malheureusement peuvent aussi être des auto-anticorps créant une troisième vague d'attaque chimique (FAVIER, 2003).

##### **II.1.1.4.1 Les lipides**

Les deux principales cibles lipidiques des RLO ( $\text{OH}^\cdot$  surtout) sont les acides gras polyinsaturés (AGPI) présents dans les phospholipides et le cholestérol. Comme ce sont les lipides majeurs des membranes cellulaires et des lipoprotéines, on comprend que ces derniers soient particulièrement

vulnérables. Les produits d'oxydation formés peuvent participer, en tant que seconds messagers, à la régulation de fonction métaboliques, de l'expression de gènes et de la prolifération cellulaire (DELATTRE et al., 2005).



**Figure 07 :** Cibles biologiques et endommagement oxydatifs induits par les espèces oxygénées réactives (KOHEN et NYSKA, 2002).

#### II.1.1.4.1 Peroxydation lipidique

La peroxydation lipidique a été définie comme la détérioration oxydative des acides gras polyinsaturés tels que les acides linoléique, linoléinique, arachidonique. Elle comporte trois étapes : l'initiation, la propagation et la terminaison (DELATTRE et al., 2003).

#### II.1.1.4.2 Les protéines

Les protéines les plus sensibles aux attaques radicalaires sont surtout celles qui comportent un groupement sulfhydryle (SH). C'est le cas de nombreuses enzymes cellulaires et protéines de transport qui vont ainsi être oxydées et inactivées. D'autres lésions irréversibles conduisent à la formation d'un intermédiaire radicalaire. Les protéines peuvent alors soit subir des réticulations par formation notamment de ponts bi-tyrosine détectables par leur fluorescence, soit subir des coupures en cas d'agression forte, soit des modifications de certains acides aminés en cas d'agressions modérées (FAVIER, 2003).

#### II.1.1.4.3 Les acides nucléiques

Les bases et le désoxyribose de l'ADN sont la cible privilégiée des RLO. Leur oxydation modifie la base si bien qu'elle ne peut plus s'apparier avec la base adéquate : les RLO sont mutagènes. Ils peuvent également provoquer des cassures simples ou double-brin de l'ADN. L'ADN mitochondriale est 10 fois plus vulnérable que l'ADN nucléaire, en raison d'un métabolisme de l'oxygène très actif et de l'absence d'histones protectrices (MOUSSARD, 2006).

### II.1.2 Le système antioxydant

#### II.1.2.1 Définition

Ce sont des systèmes de défense antioxydant neutralisant les radicaux libres oxygénés (ROL) par plusieurs manières (figure 8) :

- en inhibant leur formation
- en les métabolisant grâce à des enzymes
- en les « piégeant » : composés endogènes comme le glutathion ou exogènes comme l'ascorbate .
- Des systèmes de maintenance antioxydant réparent les molécules endommagées (MOUSSARD,2006).

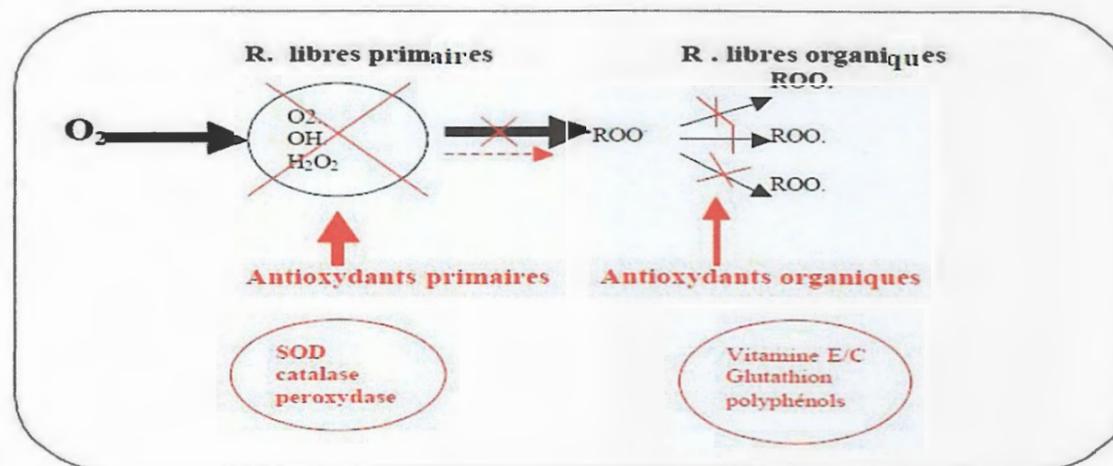


Figure 08 : Les systèmes de défense contre les radicaux libres (BINOVA, 2001).

## II.1.2.2 Types des systèmes de défense antioxydant

### II.1.2.2.1 Les systèmes non enzymatiques

Un antioxydant est une molécule qui piège les radicaux libres, encore faut-il que cet « éboueur » soit régénéré in vivo et que les nouveaux radicaux formés ne soient pas délétères. (MOUSSARD, 2006).

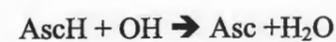
#### II.1.2.2.1.1 Le glutathion réduit (GSH)

Le glutathion réduit (GSH) est un antioxydant vis-à-vis des radicaux  $OH^\cdot$  et  $RO_2^\cdot$  et du Radical R:



#### II.1.2.2.1.2 L'ascorbate (AscH) : ou vitamine C

C'est un antioxydant vis-à-vis des radicaux  $O_2^\cdot$ ,  $OH^\cdot$ , et  $RO_2^\cdot$ .



Le radical ascorbyle formé est très réactif

### II.1.2.2.1.3 L' $\alpha$ -tocophérol ( $\alpha$ -T) : ou vitamine E

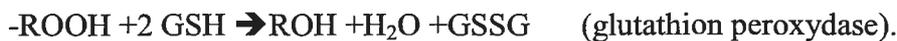
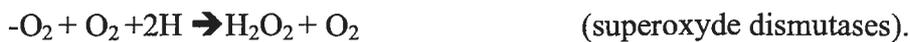
La vitamine E est antioxydant vis-à-vis du radical  $RO_2\cdot$



### II.1.2.2.2 Les systèmes enzymatiques

Selon LAGADIC et al., (1997). On détermine Trois types d'enzymes anti oxydantes majeures qui sont mis œuvre pour la destruction des espèces réactives de l'oxygène :

Les superoxydes dismutases (SOD) : les peroxydases, ces enzymes agissent de manière coordonnée selon les réactions suivantes :



## II.2 Activité antibactérienne

Les bactéries sont des organismes vivants unicellulaires procaryotes, caractérisés par une absence de noyau et d'organites. La plupart des bactéries possèdent une paroi glucidique, le peptidoglycane. Il existe cependant de nombreuses espèces pathogènes à l'origine de beaucoup de maladies infectieuses comme le choléra, la syphilis, la tuberculose... etc. Les bactéries peuvent être divisées en deux groupes (gram positif et gram négatif) basés sur la différence de la structure de la composition chimique de la paroi cellulaire (NAUCIEL, 2000).

Les polyphénols sont des composés principaux antimicrobiens des plantes, ayant des modes d'action diverses et des activités inhibitrices et létales vis-à-vis d'une grande catégorie de microorganismes procaryotes et eucaryotes (bactéries et champignons) (COWAN, 1999). Le mécanisme des effets antimicrobiens des polyphénols est sans doute très complexe (HADI, 2004).

### II.2.1 Les antibiotiques

Les antibiotiques sont définis comme toute substance antibactérienne d'origine biologique, synthétique ou semi synthétique (LAVIGNE, 2007), capable d'inhiber sélectivement certaines voies métaboliques des bactéries, sans exercer habituellement d'effets toxiques pour les organismes supérieurs (PERRONNE, 1999).

### II.2.2 Mode d'action des antibiotiques

Les antibiotiques se différencient des antiseptiques par leur mécanismes d'action, ils agissent à un niveau précis des structures bactériennes, dénommé site d'action. L'action d'un antibiotique est le résultat des interactions organisme-antibiotique d'une part et antibiotique-bactéries d'autre part. Pour résumer ces dernières, on peut dire que pour être actif, un antibiotique doit :

- Pénétrer jusqu'à sa cible bactérienne.
- Ne pas être inactivé.
- Être capable de se lier à sa cible.

Ce sont les conditions nécessaires à l'activité antibactérienne. L'antibiotique exercera son action qui pourra être de deux types de modalité:

- Bactériostatique, s'il n'y a qu'une simple inhibition de la croissance bactérienne.
- Bactéricide, s'il y a mort de la bactérie (**GAUDY et BUXERAUD, 2005**).

### II.2.3 Les polyphénols comme antibiotiques

Des substances telles que les flavonoïdes et les tanins possèdent une activité antibactérienne confirmée.

Les tanins ont montré un grand spectre d'activité antibactérienne. Par ailleurs, l'activité bactériostatique de ces molécules a été également rapportée sur différentes bactéries ; *Bacillus anthracis*, *B.subtilis*, *Staphylococcus aureus*, *Clostridium bolulinum* (**CHUNG et al., 1998**).

D'après **HADI(2004)**, Les flavonoïdes pourraient exercer des effets antibactériens. Puisqu'ils sont de puissants inhibiteurs in vitro de l'ADN gyrase, l'activité antibactérienne des plantes médicinales est due à la présence d'un flavonoïde Epigallocatechine qui a une forte activité sur les bactéries *Staphylococcus aureus* et *Proteus vulgaris* (**MORI et al., 1987**).

*Chapitre III :*  
*plantes à étudier*

### III.1 Etude botanique de *Myrtus communis*

#### III.1.1 La famille des Myrtacées

La famille des Myrtacées est une famille de plantes dicotylédones qui comprend plus de 5650 espèces réparties en 48 à 134 genres environ. Ce sont des arbres et des arbustes, souvent producteurs d'huiles aromatiques (CARLO et al., 2007).

Selon QUEZEL et SANTA, (1963). Les Myrtacées sont des plantes à feuilles entières, opposées, avec des fleurs axillaires hermaphrodites ; le calice est cupuliforme ; les étamines sont très nombreux, insérées avec les pétales au sommet du tube calycinal ; le gynécée est infère ou semi- infère à 5 carpelles uniloculaires, à ovules nombreux, à placentation axile ; les fruits sont bacciformes bleuâtres globuleux, de 5-8 mm de diamètre.

#### III.1.2 Description botanique de *Myrtus communis*

C'est un arbuste de un à deux mètres de hauteur ; en buissons denses d'un vert brillant. Il se remarque par ses fleurs blanches très ouvertes et ses nombreuses étamines en touffe ébouriffée. Son odeur aromatique forte et particulière est l'un de ses traits de caractère.

La plante renferme de nombreuses poches sécrétrices surtout au niveau des feuilles. Ces dernières sont ovoïdes lancéolées, 2 à 3 fois plus longue que larges, à nervations pennées persistantes, opposées, à très court pétiole, coriaces et d'un vert brillant.

Les fleurs apparaissent au début de l'été, elles sont grandes (10-15 mm), solitaires sur un long pédoncule à l'aisselle des feuilles, très odorantes et pourvues à leur base de bractées très petites, rapidement caduques.

Les fruits sortent à l'automne, ce sont des baies ovoïdes 6-8 mm noires bleuâtres à peau charnue, conservant à leur partie supérieure les restes du calice. Ces fruits sont comestibles mais âpres et astringents.

Les rameaux sont de taille fine de couleur verte qui se transforme rapidement en brun orangé, pubescents dans leur jeunesse (QUEZEL et SANTA, 1963).



**Figure 09:** Photo de *Myrtus communis*.

### III.1.3 Position systématique

La classification botanique de *Myrtus communis* est la suivante :

<b>Règne :</b>	Plante
<b>Sous-règne :</b>	Eucaryotes
<b>Embranchement :</b>	Spermaphytes
<b>Sous-embranchement :</b>	Angiospermes
<b>Classe :</b>	Dicotylédones
<b>Ordre :</b>	Myrtales
<b>Famille :</b>	Myrtaceae
<b>Genre :</b>	<i>Myrtus</i>
<b>Espèce :</b>	<i>Myrtus Communis</i> L.
<b>Nom vernaculaire :</b>	Rayhan, Mersin

### III.1.4) Utilisation médicinale et traditionnelle

Le Myrte commun est doté de vertus médicinales notamment utilisé comme antiseptique et désinfectant mais également pour ses propriétés balsamiques (BARBONI et al., 2006). Il est utilisé pour lutter contre les bronchites et les dilatations bronchiques, les catarrhes muco-purulentes des voies respiratoires et urinaires, la tuberculose pulmonaire, la rhinorrhée, la sinusite, les otites, les diarrhées, les prostatites, et les hémorroïdes. Elle est connu également par leur effet hypoglycémique (ROMANI et al., 2004)

### III.1.5) Aspect économique

Ce sont les qualités aromatiques et médicinales du myrte qui favorisent son utilisation dans les industries pharmaceutique, cosmétique et agroalimentaire. Dans les régions méditerranéennes, on fait fermenter et macérer les baies pour obtenir de la liqueur et du vin (BARBONI et al., 2006).

### III.2) Etude botanique de *Pistacia lentiscus*

#### III.2.1) Famille des lentisques :

La famille des Anacardiaceae sont des arbres, des arbustes (exceptionnellement plantes grimpantes), à canaux résinifères schizogènes, à feuilles composées pennées ou trifoliolées, généralement alternes, dépourvues de glandes ponctiformes (QUEZEL et SANTA, 1963).

La composition de cette famille en genres et espèces diffère selon les auteurs. D'après (KOKWARO ,1986 ; et GUYOT ,1992), elle compte 60 genres et 600 espèces..

KOKWARO (1986), signale non seulement la présence des Anacardiaceae en région tropicale mais aussi dans la région méditerranéenne, dans l'Est de l'Asie et en Amérique .

En Algérie, le genre *Pistacia* est représenté par quatre espèces : *Pistacia lentiscus*, *Pistacia terebinthus*, *Pistacia vera* et *Pistacia atlantica* (QUEZEL ET SANTA, 1963).

Parmi les espèces du genre *Pistacia*, le *Pistacia lentiscus* est un arbrisseau très commun dans les pays méditerranéennes (MITCHEH, 1986 ; BAUDIERE et al., 2002).

#### III.2.2) Description botanique

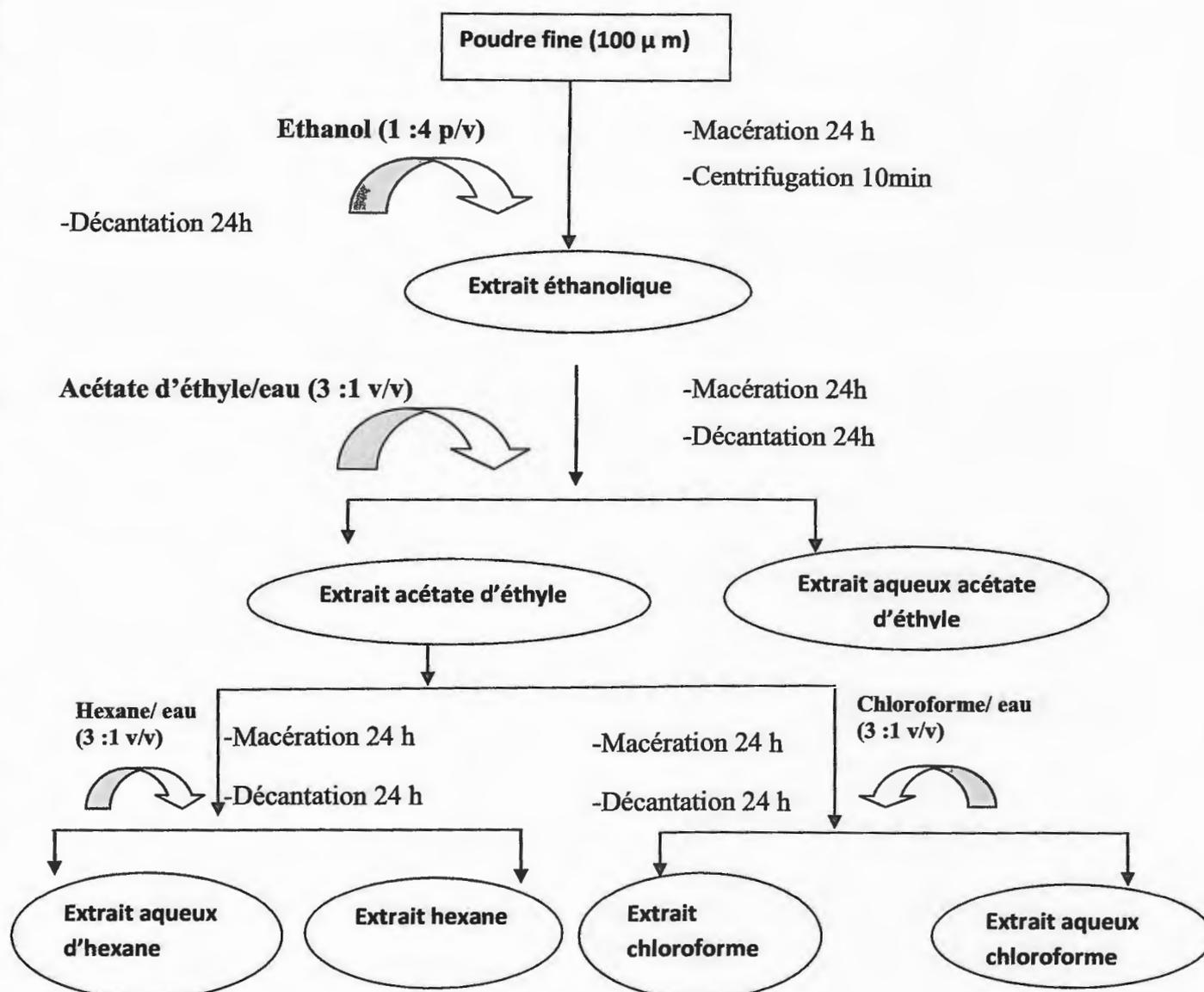
*Pistacia lentiscus* est un arbrisseau dioïque thermophile de 1 à 3 mètres, à odeur résineuse forte et à écorce lisse et gris; les feuilles persistantes, composées, alternes pourvues d'un pétiole ailé, paripennées à 4-10 petites folioles elliptiques-obtuses, mucronulées, coriaces, luisantes en dessus, mates et pâles en dessous.

Les fleurs en grappes spiciformes denses, naissant 1 ou 2 à l'aisselle d'une feuille et égalant au plus la longueur d'une foliole. Le fruit petit, subglobuleux, apiculé, rouge, puis noir à maturité (YAHIA, 1992 ; ISERIN, 2001 ; MORE et WHITE, 2005).

*Partie II :*  
*Partie pratique*

*Chapitre IV :*  
*Matériel et*  
*méthodes*





**Figure 12:** Schéma récapitulatif des étapes suivies pour la préparation des extraits.

La première étape de l'extraction des composés phénoliques est la macération de la poudre fine dans de l'éthanol 95% avec un rapport masse /volume de 1:4 (P:V) pendant 24h. Par la suite, une agitation pendant deux heures, suivie d'une décantation de 24h, donnant naissance à deux phases bien distinctes dont le surnageant représente l'extrait éthanologique. Ce dernier est versé dans des cristallisoirs et soumis à un séchage à l'air libre et à l'abri de la lumière, jusqu' à stabilisation de son poids sec.

La deuxième étape de l'extraction est la macération de l'extrait éthanologique, dans un mélange d'acétate d'éthyle/eau avec un rapport volumique de 3:1 (V:V). Après 24h de macération, la décantation suivante a donné naissance à deux phases non miscibles (une phase aqueuse et une

phase organique d'acétate d'éthyle). Ces dernières ont été séparées et laissées sécher dans les mêmes conditions précédemment citées.

La troisième et dernière étape de l'extraction est la macération d'une partie de l'extrait organique d'acétate d'éthyle, qui est divisé en deux parties: une est transférée dans un mélange hexane /eau et l'autre dans un mélange chloroforme/eau, avec un rapport volumique de 3 :1 (V:V). Après 24h de macération, suivie d'une décantation, les quatre phases résultantes ont été séparées et laissées sécher jusqu'à stabilisation de leur poids.

Les extraits secs obtenus ont été pesés pour estimer le rendement d'extraction par l'expression suivante:

$$\text{Rendement d'extraction(\%)} = [(P_1 - P_0)]/E \times 100.$$

$P_1$ : Poids de l'extrait après évaporation.

$P_0$ : Poids initial du cristalliseur ou de la boîte de Pétri.

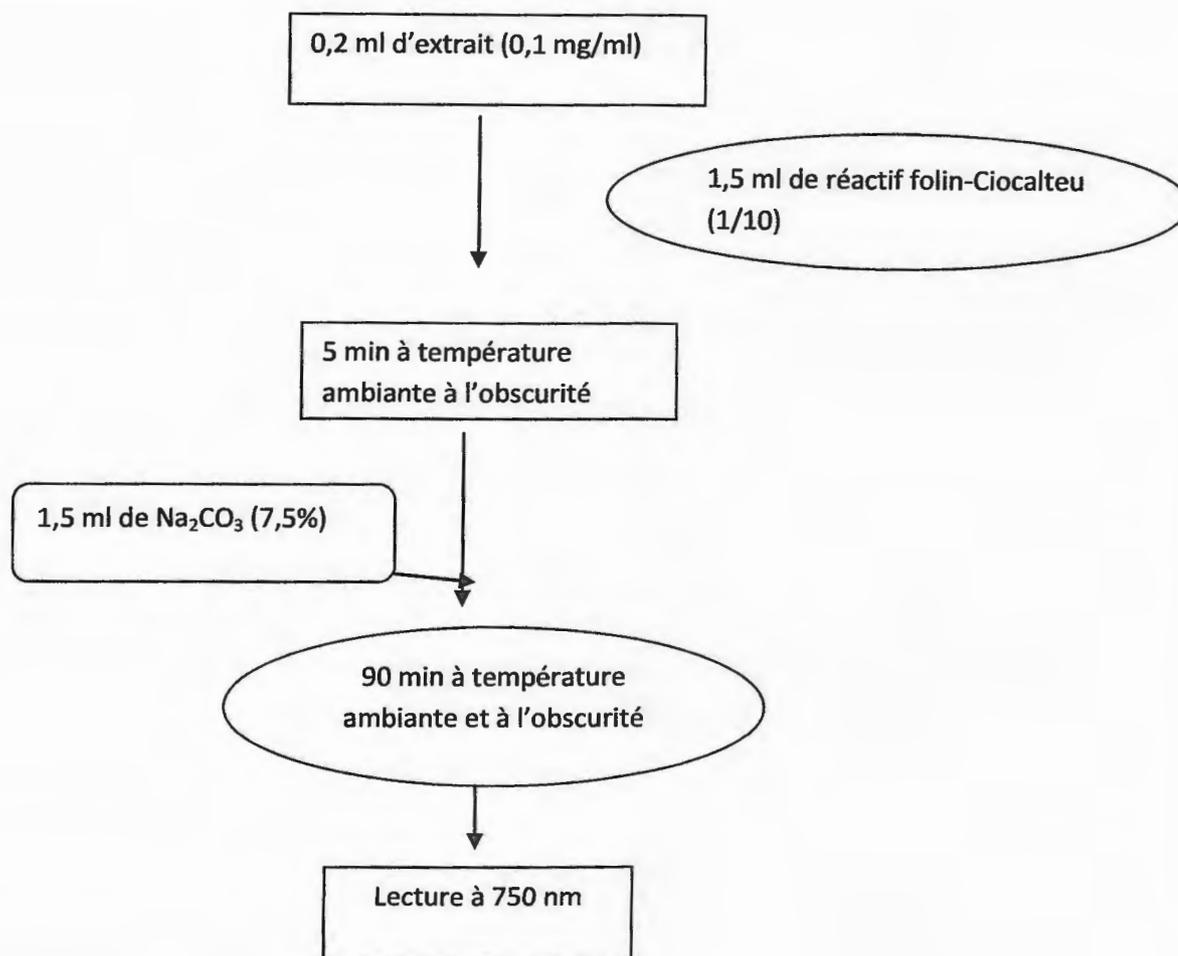
$E$ : Poids de l'échantillon initial (Poudre ou extrait sec de la phase précédente).

## IV.2. Quantification des composés phénoliques:

### IV.2. 1. Quantification des phénols totaux

Le dosage des polyphénols totaux est réalisé par la méthode de Folin-Ciocalteu. Ce dernier est constitué par un mélange d'acide phosphotungstique ( $H_3PW_{12}O_{40}$ ) et d'acide phosphomolybdique ( $H_3PMo_{12}O_{40}$ ) qui est réduit lors de l'oxydation des phénols en mélange d'oxydes bleus de tungstène et de molybdène. La coloration bleue produite est proportionnelle au taux de composés phénoliques. La coloration bleue produite possède une absorption maximale aux environs de 750 nm (GAYON et al., 1982).

Le taux de composés phénoliques des deux extraits a été estimé par le réactif de Folin-Ciocalteu selon la procédure d'OTHMAN et ses collaborateurs (2007) avec quelques modifications. Le mode opératoire est schématisé sur la figure 13 :



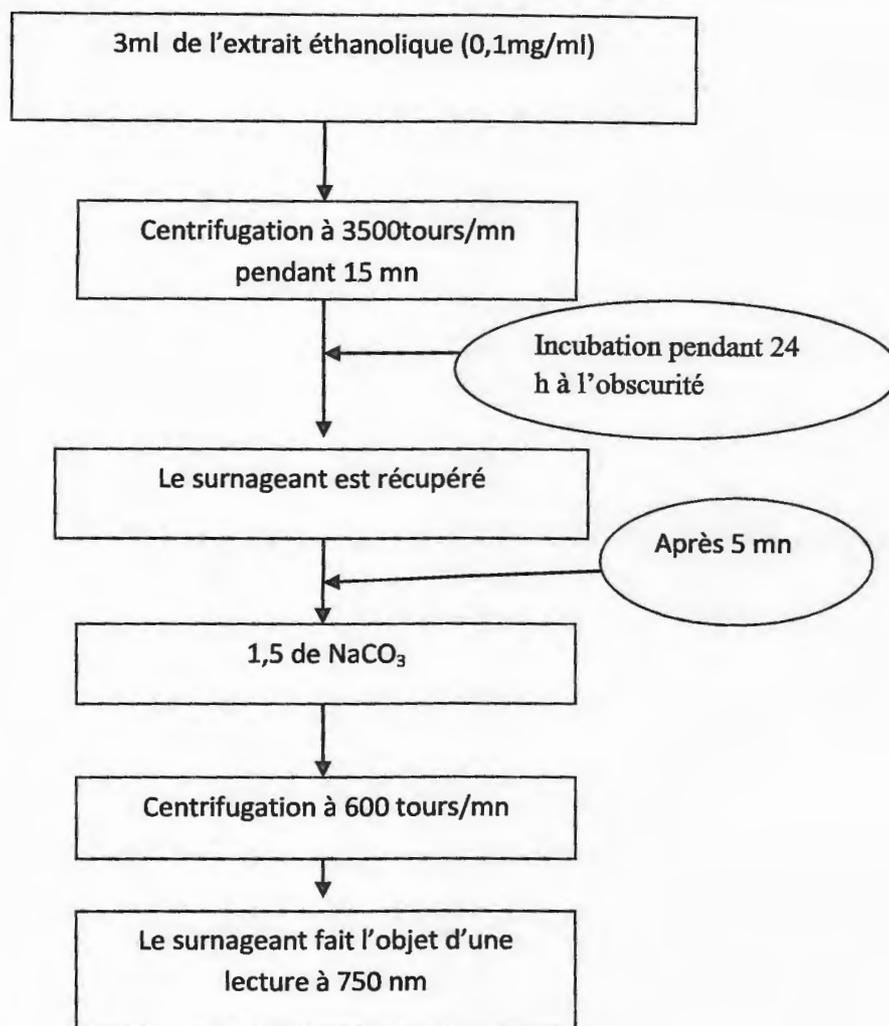
**Figure13** : Protocole de dosage des polyphénols totaux.

La concentration en polyphénols a été déterminée en se référant à la courbe d'étalonnage établie avec de l'acide gallique (**figure 1, annexe1**).

La teneur moyenne en polyphénols est exprimée en mg équivalent acide gallique par gramme d'extrait (mg EqAG/g d'extrait).

#### **IV.2. 2 Quantification des polyphénols polaires :**

La méthode utilisée est celle rapportée par (**OWEN et JOHNS ,1999**). 3 ml de chaque extrait éthanolique (0,1mg/ml) est soumis à une centrifugation à 3500 tours/mn pendant 15 mn. Après incubation à température ambiante pendant 24 heures le surnageant est récupéré, ce dernier est additionné de 0,5 ml du réactif de Folin-Ciocalteu à 2N. Après 5 mn, 1,5 ml de carbonate de sodium monohydrate sont ajoutés. Le mélange est soumis à une centrifugation à 600 tours/min est indispensable pour éliminer la turbidité, le surnageant ainsi obtenu, fait l'objet d'une lecture à 750nm. Le protocole est présenté dans la figure14.



**Figure14** : Protocole de dosage des polyphénols polaires.

La concentration en polyphénols polaires a été déterminée en se référant à la courbe d'étalonnage établie avec de l'acide gallique (**figure 2, annexe 1**).

La teneur moyenne en polyphénols apolaires est exprimée en mg équivalent acide gallique par gramme d'extrait (mg EqAG/g d'extrait).

#### IV.2.3. Détermination des polyphénols apolaires :

La quantité de polyphénols apolaires contenus dans les extraits de plantes est obtenue par soustraction du taux de polyphénols polaires de celui des polyphénols totaux selon OWEN et JOHNS(1999) :

$$T_{ap} = T_t - T_p$$

Où :

**T<sub>ap</sub>** : Taux de polyphénols apolaires.

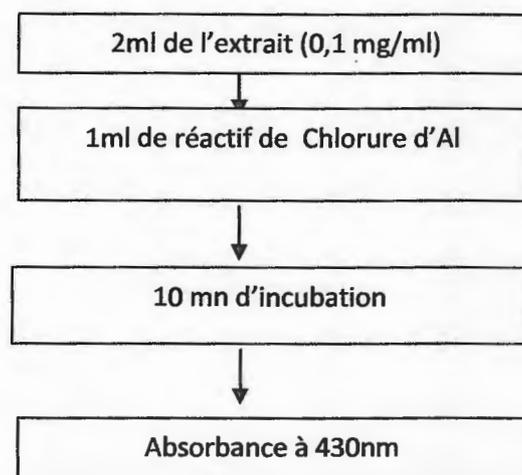
**Tt** : Taux de polyphénols totaux.

**Tp** : Taux de polyphénols polaires.

#### IV.2. 4. Quantification des flavonoïdes:

Les flavonoïdes sont déterminés par la méthode de chlorure d'aluminium décrite par **MAKSIMOVIE et ses collaborateurs (2004)**.

2ml de l'extrait (100 $\mu$ g/ml) sont ajoutés à 1ml du réactif de chlorure d'aluminium (133mg de chlorure d'aluminium et 400mg d'acétate de sodium-cristalline dans 100ml d'eau distillée). Après 10min d'incubation, l'absorbance est lue à 430nm. Le protocole est présenté dans la figure15.



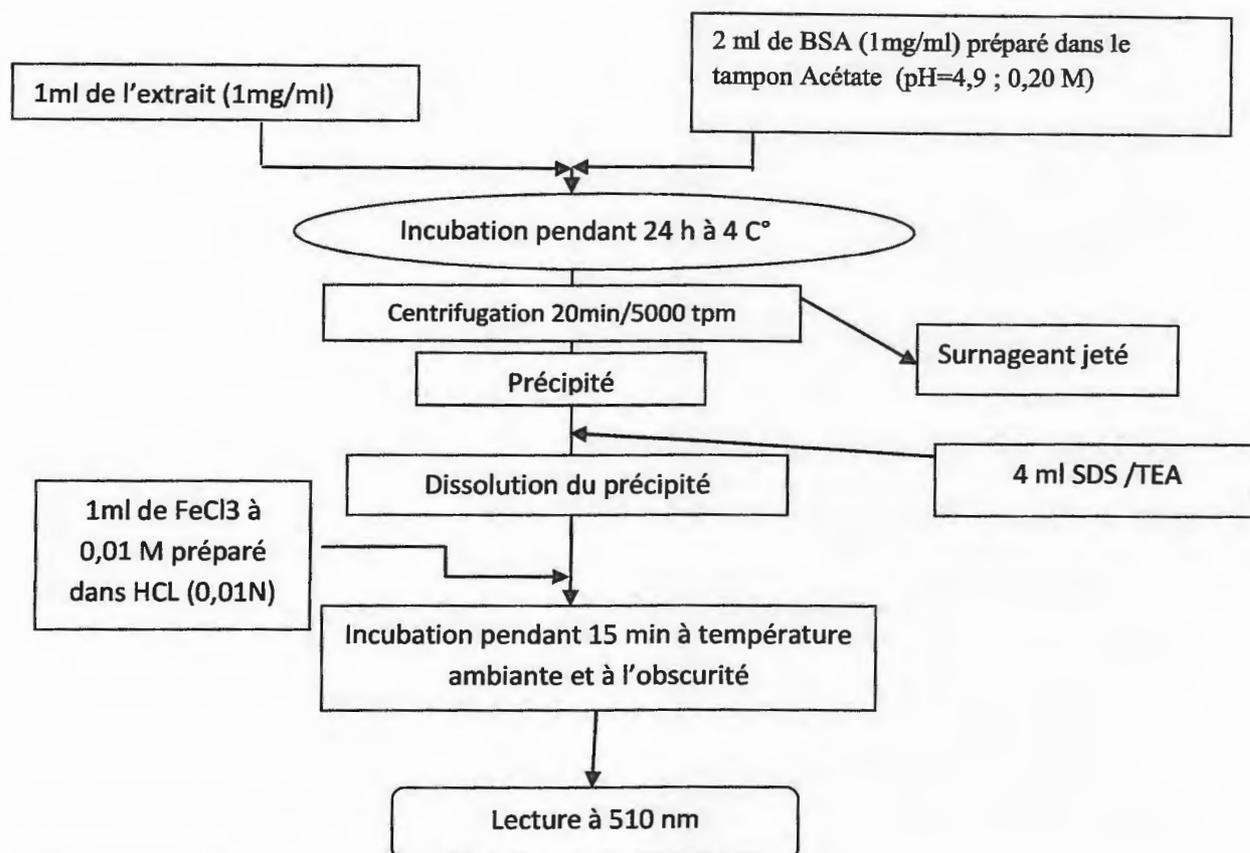
**Figure15:** Protocole de dosage des flavonoïdes.

La concentration des flavonoïdes est déduite à partir de la courbe d'étalonnage établie avec la Quercétine (**figure3, annexe1**) et sont exprimés en mg équivalent Quercétine/g d'extrait (mg EqQ/g d'extrait).

#### IV.2. 5. Dosage des tannins :

Les teneurs en tannins ont été déterminées selon le protocole de (**HAGERMAN et BUTLER ,1978**). Le protocole détaillé du dosage est schématisé sur la figure 16.

En se référant à la courbe d'étalonnage obtenue avec l'acide tannique (**figure 4, annexe1**), les concentrations sont exprimées en mg équivalent d'acide tannique par g d'extrait (mg EqAT/g d'extrait).



**Figure 16:** Protocole du dosage des tannins.

**Tampon A :** le tampon A est préparé par une solution de 0,2M d'acide acétique avec 0,17MM de NaCl, ajusté à pH 4,9. **SDS/TEA :** 5% (v/v) triéthanolamine avec 1% (p/v) SDS (50 ml triéthanolamine, 10g de SDS ajusté à 1litre d'eau distillée. **FeCl<sub>3</sub> :** 1,62g est dissout dans 0,01M de HCl (la solution est filtrée).

### IV.3. Evaluation de l'activité biologique des extraits :

#### IV.3.1. Evaluation de l'activité antioxydante:

Les méthodes évaluant l'activité antioxydante ont connu un intérêt important vue la recherche de substances antioxydantes naturelles. Les activités étudiées dans le présent travail sont le pouvoir réducteur et le pouvoir antiradicalaire de DPPH°.

##### IV.3.1.1. Pouvoir réducteur :

Le pouvoir réducteur est l'aptitude des antioxydants présents dans l'extrait à réduire le fer ferrique en fer ferreux en présence d'un agent chromogène, le ferricyanure de potassium [K<sub>3</sub>Fe(CN)<sub>6</sub>] et de l'acide trichloracétique (milieu acide) (GULÇIN et al., 2004).

La forme réduite donne une couleur verte qui est proportionnelle au pouvoir réducteur de l'extrait.

Le pouvoir réducteur des extraits de plantes est déterminé selon la méthode décrite par (KARAGOZLER et al.,2008). Le protocole d'évaluation du pouvoir antiradicalaire est illustré sur la figure suivante :

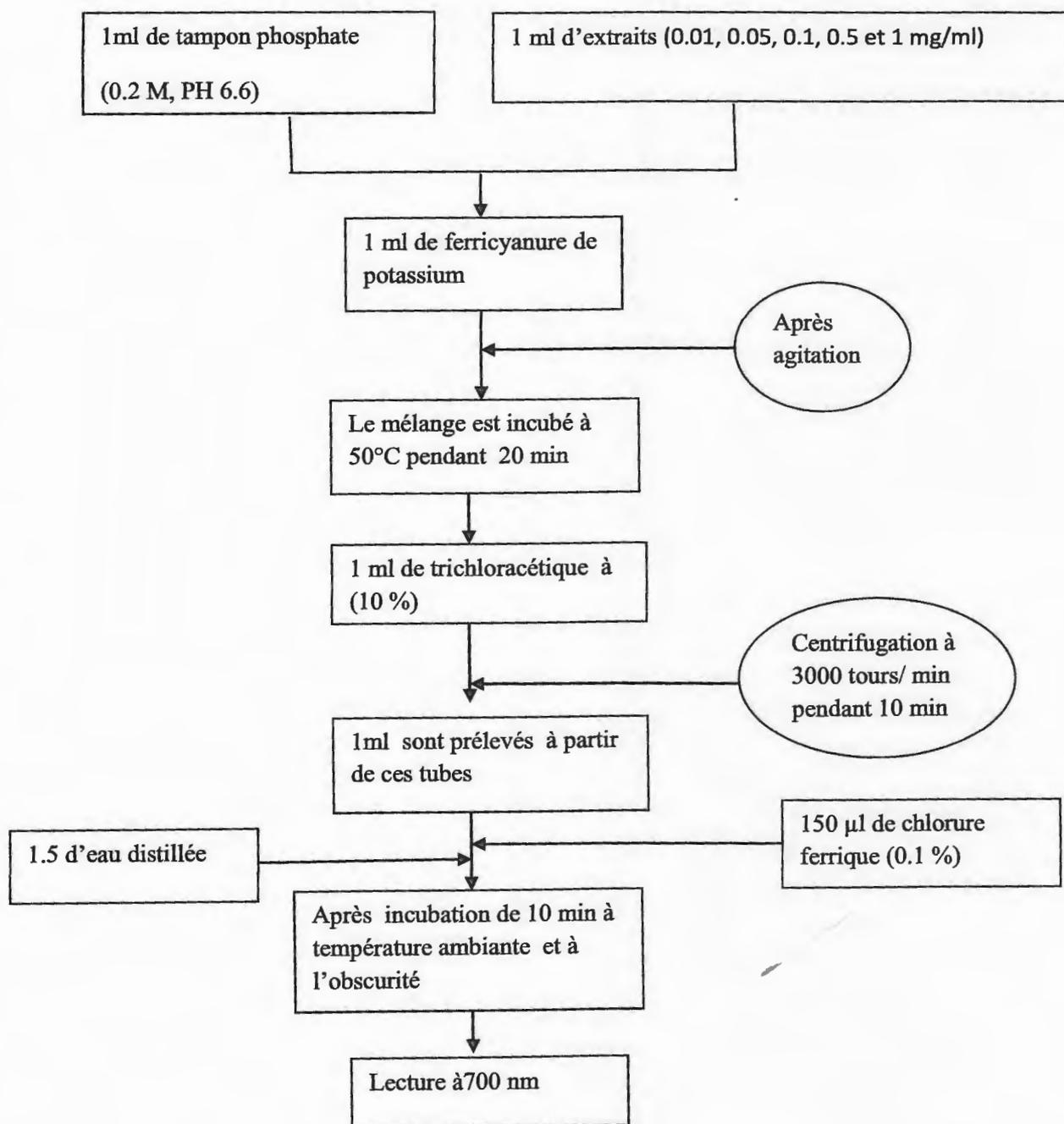
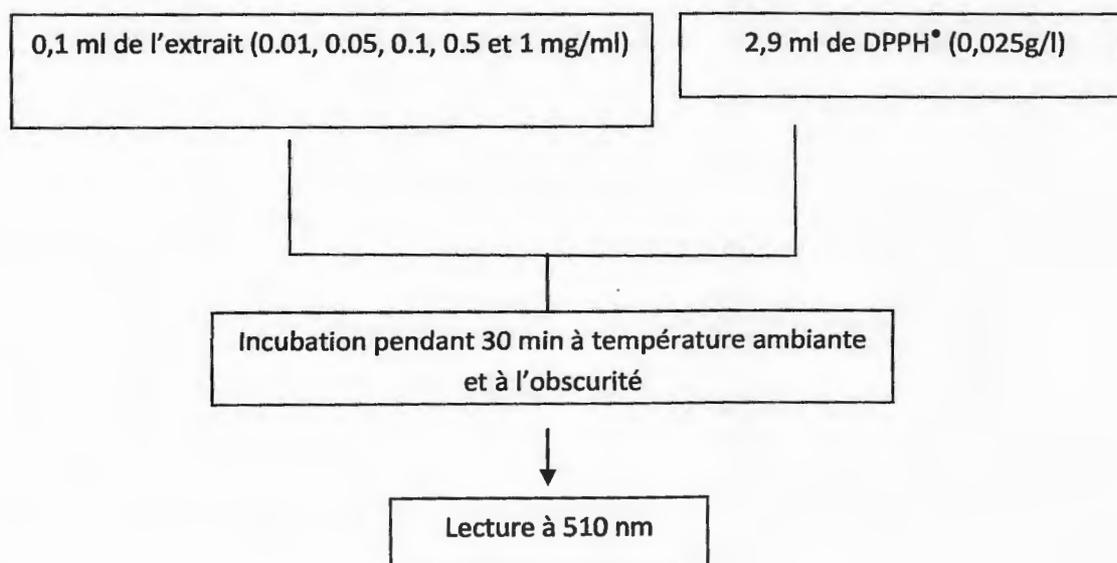


Figure 17 : Protocole d'étude du pouvoir réducteur.

L'augmentation de l'absorbance correspond à une augmentation du pouvoir réducteur des extraits testés.

### IV.3.1.2. Effet Stavanger du radical DPPH° :

L'effet scavenger du radical DPPH° des extraits, ainsi que les standards est estimé selon la méthode de Brand Williams et ses collaborateurs décrite par **BA et ses collaborateurs (2010)**. Le protocole d'évaluation du pouvoir antiradicalaire est illustré par la figure suivante :



**Figure 18:** Protocole d'étude de l'activité antiradicalaire.

Le pourcentage de réduction du radical DPPH° est donné par l'équation suivante :

$$\text{Pourcentage de réduction du DPPH} = [(A_t - A_e)/A_t] \times 100$$

$A_t$  : Absorbance du témoin ;

$A_e$  : Absorbance de l'échantillon

### IV.3.2. Activité antibactérienne

#### IV.3.2.1 Choix des bactéries

Les germes qui ont été testés pour mettre en évidence l'activité antimicrobienne des extraits de *Pistacia lentiscus* et *Myrtus communis* sont les suivants :

Trois souches de collection internationale ATCC (American type culture collection) :

- *Escherichia coli* ATCC 25922 (Gram négative).
- *Staphylococcus aureus* ATCC 25923 (Gram positive).

– *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853 (Gram négative).

Une souche clinique isolée de patients hospitalisés (au Centre Hospitalier Universitaire de Jijel "CHU")

– *Klebsiella pneumoniae* :

Les quatre espèces bactériennes sont responsables souvent d'infections nosocomiales qui constituent un problème majeur de santé publique (KALOUSTIANA, 2008).

-*Escherichia coli* : C'est une bactérie qui s'établit dans le tube digestif de l'homme ou des animaux à sang chaud. La majorité des souches d'*E. Coli* sont inoffensives, quelques-unes seulement sont pathogènes. C'est le cas des souches d'*E. Coli* dites entérohémorragiques. Ces derniers provoquent des diarrhées sanglantes et produisent une puissante toxine(ANDRIAMIHAJA.2014).

-*Staphylococcus aureus* (*Staphylococcus* doré) est l'espèce la plus pathogène du genre *Staphylococcus* et en tout milieu. Elle possède un pouvoir invasif par une forte capacité à se multiplier et à se disperser dans l'organisme. En outre, elle est dotée d'un pouvoir toxigène et antigéniques chez le sujet infecté (ALLANE TAOUS, 2008).

-*Pseudomonas aeruginosa* :) est une bactérie à Gram négatif environnementale présente, dans les sols, les plantes, les habitats aqueux et les environnements humides. L'acquisition du pathogène, fréquente dans les structures de soins, est due à sa présence dans les sources d'eaux mais aussi potentiellement dans les solutions aqueuses, les équipements de ventilation mécanique, les nébuliseurs réutilisables (FAURE et al 2008).

-*Klebsiella pneumoniae* : les espèces du genre *Klebsiella* sont des bactéries Gram négatif en forme de bâtonnet, non mobiles et généralement encapsulées, qui appartiennent à la famille des Enterobacteriaceae. Les membres de la famille des Enterobacteriaceae sont habituellement des anaérobies facultatifs, et leur taille varie de 0,3 à 1,0 µm de largeur et de 0,6 à 6,0 µm de longueur. Les espèces du genre *Klebsiella* forment souvent des colonies mucoïdes (EI FERTAS AISSANI et al 2012).

#### IV.3.2.2 Préparations des précultures

Les souches bactériennes à tester (*Escherichia Coli*, *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas aeruginosa* et *Klebsiella pneumoniae*) ont été cultivées dans des boîtes de pétrie contenant de la

gélose nutritive et incubé à l'étuve pendant 24 heures à 37°C afin d'obtenir une culture jeune des bactéries et des colonies isolées.

#### IV.3.2.3. Préparations des suspensions bactériennes

A l'aide d'une pipette pasteur, nous avons prélevé quelques colonies bien isolées et parfaitement identiques, elles ont été mises dans 10 ml d'eau physiologique stérile à 0,9% de sel (Na Cl). La suspension bactérienne est bien homogénéisée et a une concentration de  $10^7$  à  $10^8$  germes /ml. Les concentrations des inocula sont évaluées et exprimées par la mesure de la densité optique à une longueur d'onde à 625 nm (des suspensions microbiennes d'une densité optique de 1 McFarland), (SCRIBAN R. 1993)

#### IV.3.2.4. Méthode d'étude du pouvoir antibactérien des extraits

La méthode employée pour l'évaluation de l'effet antibactérien des différents extraits est la méthode de diffusion sur disque : **Aromatogramme**

L'étude est réalisée par la méthode de diffusion empiré d'une vieille, méthode de datant de (PIBIRI, 2005), l'aromatogramme consiste à :

##### ✓ **préparation des disques**

Les disques sont fabriqués à partir du papier Wattman, avec un diamètre de 6 mm. A l'aide d'un perforateur. Ensuite, ces disques sont placés dans un tube à essais et stérilisés à l'autoclave pendant 20 minutes à 120°C, puis stockés à une température ambiante dans un tube à essai hermétiquement fermé.

##### ✓ **préparation des boîtes de pétri**

La gélose de Muller-Hinton stérile prête à l'usage a été coulée dans des boîtes de pétrie stériles. L'épaisseur de la gélose est de 4-5mm répartie uniformément dans les boîtes, ces derniers sont placés à côté du bec bunsen jusqu'à solidification de la gélose.

##### ✓ **Ensemencement des souches :**

L'ensemencement est effectué par des cotons tiges, à partir de suspension fraîchement préparée. Il consiste à tremper un coton tige stérile dans la suspension puis le frotter sur la totalité

de la surface gélosée de façon à former des stries serrées en tournant la boîte à environ 60° après chaque application pour obtenir une distribution uniforme de la suspension.

Pour chaque souche le test est répété 2 fois.

✓ **Dépôt des disques :**

Dans des conditions aseptiques et à l'aide d'une pince stérile, des disques du papier Wattman imbibé par 10 µl de l'extrait éthanolique des deux plantes à différentes concentrations (5 à 6 disques par boîtes) sont déposés sur la gélose, précédemment inoculé avec le microorganisme choisi. Les boîtes sont maintenues à 4C° pendant 1 heure pour assurer une bonne diffusion de l'extrait dans la gélose.

✓ **Incubation des boîtes :**

Les boîtes sont ensuite incubées à l'étuve pendant 17-24h à 37C°.

✓ **lecture :**

La lecture des résultats s'effectuant par mesure des diamètres d'inhibitions autour des disques.

*Chapitre V :*  
*Résultats et*  
*discussion*

### V.1. Taux d'extraction

La préparation des extraits à partir des feuilles de *Pistacia lentiscus* et *Myrtus communis* a été effectuée selon la méthode de CHIANG et al. (1994), légèrement modifiée. Les deux plantes ont été soumises à une extraction par l'éthanol pour obtenir initialement l'extrait brut. Ce dernier a subi un fractionnement par une série de solvants à polarité décroissante (Acétate d'éthyle/eau, Hexane/ eau et Chloroforme/eau). La procédure suivie a permis d'obtenir sept extraits pour chaque plante : extrait éthanolique (ET), extrait acétate d'éthyle (AE), extrait aqueux acétate d'éthyle (AQAE), extrait chloroforme (CHL), extrait aqueux chloroforme (AQCHL), extrait hexane (HEX) et extrait aqueux hexane (AQHEX).

Le matériel végétal a été séché à une température ambiante à l'abri de la lumière afin de préserver son contenu en composés phénolique et d'éviter sa dégradation. Dans le but d'optimiser l'extraction, le broyage et le tamisage ont été réalisés pour pouvoir récupérer la poudre la plus fine possible.

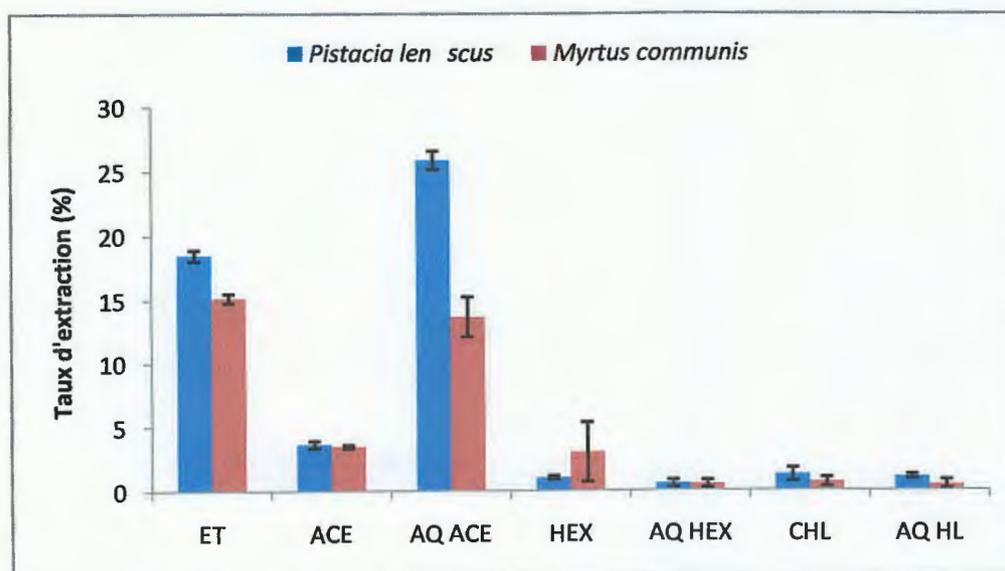


Figure 19 : Rendements en extraits obtenus à partir des deux plantes.

Les résultats de la figure 19 représentent le rendement d'extraction des extraits des deux plantes étudiées. On remarque que le rendement le plus élevé est celui de l'extrait aqueux acétate d'éthyle pour *P. lentiscus* (25.90%) et de l'extrait éthanolique pour *M. communis* (15.5%) et le plus faible rendement est constaté dans l'extrait aqueux chloroforme avec (1.07%) pour *P. lentiscus* et (0.45%) pour *M. communis*.

Cependant, nous avons remarqué que le rendement d'extraction de *P. lentiscus* est plus élevé par rapport à *M. communis*. Tandis que dans l'extrait hexane le rendement de *M. communis* (3.09%) est supérieur au rendement de *P. lentiscus* (1.3%).

Selon une étude effectuée par **BENHAMOU et al. (2009)**, le rendement de l'extrait éthanolique de *P. Lentiscus* est de (33.43%) qui est supérieur à notre résultat (18.50%). La même étude montre que le rendement de l'extrait acétate d'éthyle (9.855%) est toujours supérieur à notre résultat (3,67%). Dans le travail de **CHAOUCH (2014)**, un extrait éthanolique a été préparé à partir des feuilles de *M. communis*, le rendement en extrait brut est de (11,12%) ce qui est en accord avec le nôtre (15,5%).

Cette différence peut être expliquée par le diamètre des particules de la matière végétale, le mode de séchage et le solvant d'extraction. En effet, selon **CHAOUCH (2014)**, les teneurs en extraits sec varient non seulement d'une plante à une autre, mais également en fonction des paramètres de l'extraction des polyphénols : la température, la taille des particules et les solvants d'extraction.

A partir de ces résultats on peut conclure que l'éthanol et l'acétate d'éthyle possèdent une polarité plus élevée que les autres solvants ce qui a conduit à un taux d'extraction plus important. L'utilisation de solvants à polarités différentes permet de séparer les composés de la poudre selon leur degré de solubilité dans le solvant d'extraction. Selon la variabilité du taux d'extraction entre solvant d'extraction et phase (organique et aqueuse), on peut dire que les extraits des deux espèces contiennent des composés de polarités variables.

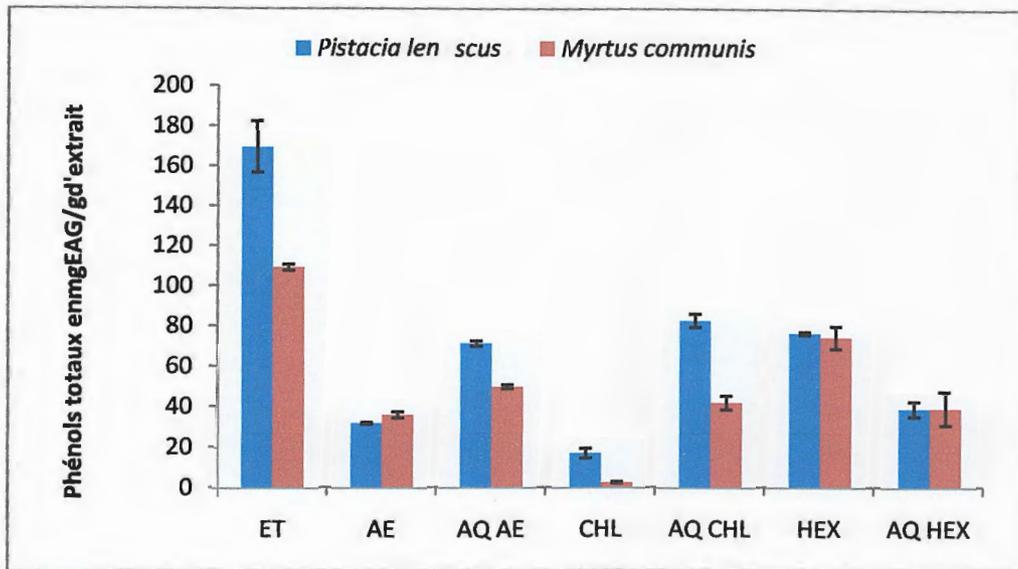
Toutefois, le critère taux d'extraction n'est pas suffisant pour préconiser la richesse d'un extrait en composés phénoliques car les extraits de plantes contiennent d'autres pigments. Cet état de fait est montré dans l'étude de la quantification des phénols totaux, des flavonoïdes et des tannins discutés ci-dessous.

## **V.2. Quantification des composés phénoliques**

### **V.2.1. Polyphénols totaux**

Le dosage des polyphénols totaux a été effectué par la méthode spectrophotométrique. Les résultats obtenus sont exprimés en mg équivalent d'acide gallique par gramme

d'extrait(mg EAG/g d'extrait) en utilisant l'équation de la régression linéaire de la courbe d'étalonnage tracée avec l'acide gallique. Les résultats sont représentés dans la figure 20.



**Figure 20:** Teneurs en phénols totaux pour les extraits des deux plantes.

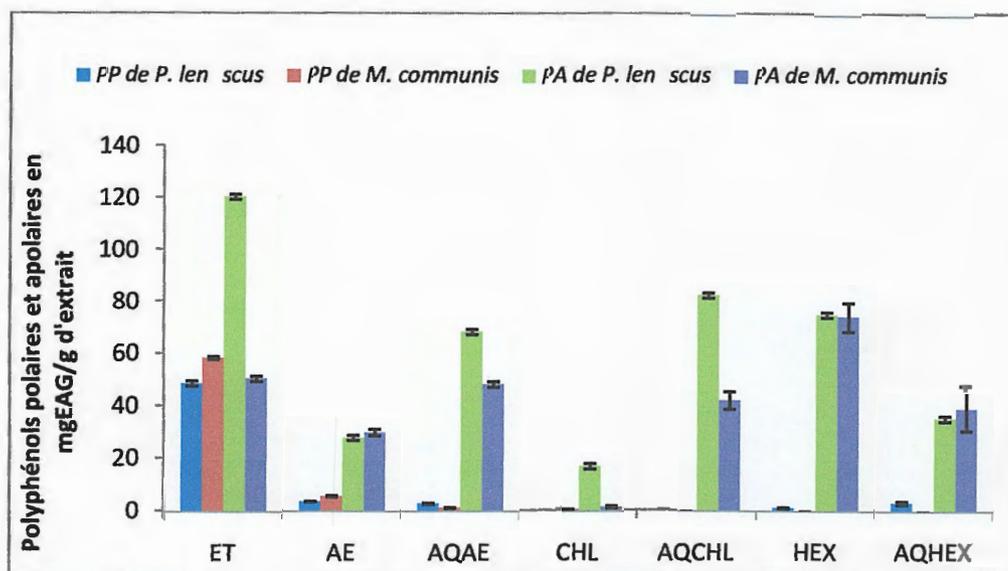
A la première lecture des résultats, nous constatons que les teneurs en polyphénols des extraits varient selon l'espèce et selon le type de solvant employé. En effet, la teneur la plus élevée est constatée dans l'extrait éthanolique de *P. lentiscus* (169,834 mg EAG/g d'extrait) et de *M. communis* (109,743 mg EAG/g d'extrait). La plus faible teneur est celle de l'extrait chloroforme des deux plantes ou on a enregistré des teneurs de 2,864 et 17,318 mg EAG/g d'extrait pour respectivement *Communis* et *P. lentiscus*. Donc *P. lentiscus* est plus riche en polyphénols totaux par rapport à *M. communis*.

Si on compare nos résultats avec d'autres travaux, on remarque que la teneur en polyphénols totaux de l'extrait éthanolique de *M. communis* de Jijel (109,73 mg EAG/g d'extrait) est largement supérieure à celle trouvée par WANNES ET al.,(2010) travaillant sur *M. communis* de la Tunisie (33,67 mg EAG/g) et AMENSOUR et al.,(2009) travaillant sur *M. communis* du Portugal (31,2 mg EAG/g).

Par contre, la teneur des polyphénols totaux de l'extrait éthanolique de *M. communis* de la Grèce (373 mg EAG/g) obtenu par CHRYSYSSAVGI et al.,(2008) est supérieure à notre résultat.

## V.2.2. Polyphénols polaires et apolaires

D'après la figure ci-dessous, il ressort que la plupart des teneurs en polyphénols polaires et apolaires des deux plantes possèdent une répartition hétérogène dans les deux phases organiques et aqueuses.



**Figure 21** : Teneurs en polyphénols polaires et apolaires pour les extraits des deux plantes.

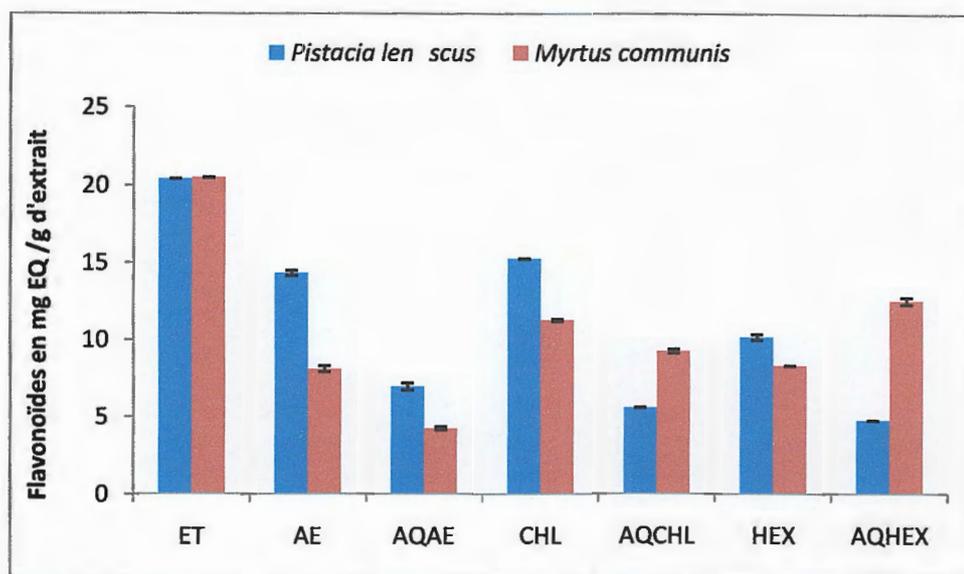
D'après la figure 21, on constate que les teneurs en polyphénols apolaires sont supérieures à celles des polyphénols polaires pour les deux plantes pour tous les extraits, mis à part l'extrait éthanolique de *M. communis* qui présente une répartition presque équitable entre les deux type de polyphénols (58,6 et 49,06 mg EAG/g d'extract pour respectivement polyphénols polaires et apolaires).

Aussi, les deux plantes possèdent une meilleure teneur en polyphénols polaires dans l'extrait éthanolique (58,60 et 49,06 mg EAG /g d'extraits pour respectivement *M. communis* et *P. lentiscus*)

Pour les polyphénols apolaires, *P. lentiscus* contient une forte teneur pour l'extrait éthanolique qui est de 120,74 mg EAG/g d'extract suivi par l'extrait aqueux chloroforme (82,87 mg EAG/g d'extract) et hexane (75,37 mg EAG/g d'extract). Tandis que pour *M. communis*, on constate une teneur importante dans l'extrait hexane (74,61 mg EAG/g d'extract) suivi par l'extrait éthanolique (50,95 mg EAG/g d'extract).

### V.2.3. Flavonoïdes

Dans notre étude, l'évaluation des teneurs des extraits des deux plantes en flavonoïdes a été déduite de la courbe d'étalonnage réalisée avec la quercétine et les valeurs sont exprimées en mg EQ /g d'extrait. Les résultats sont représentés dans la Figure 22.



**Figure 22** : Teneurs en flavonoïdes pour les extraits des deux plantes.

A partir de ces résultats, on remarque que l'extrait éthanolique de *P. lentiscus* et de *M. communis* affiche les teneurs les plus élevées avec 20,45 mg EQ /g d'extrait et 20,52 mg EQ /g d'extrait respectivement. Les plus faibles teneurs sont constatées dans l'extrait aqueux hexane de *P. lentiscus* (4,77 mg EQ/g d'extrait) et l'extrait aqueux acétate d'éthyle de *M. communis* (4,26 mg EQ/g d'extrait).

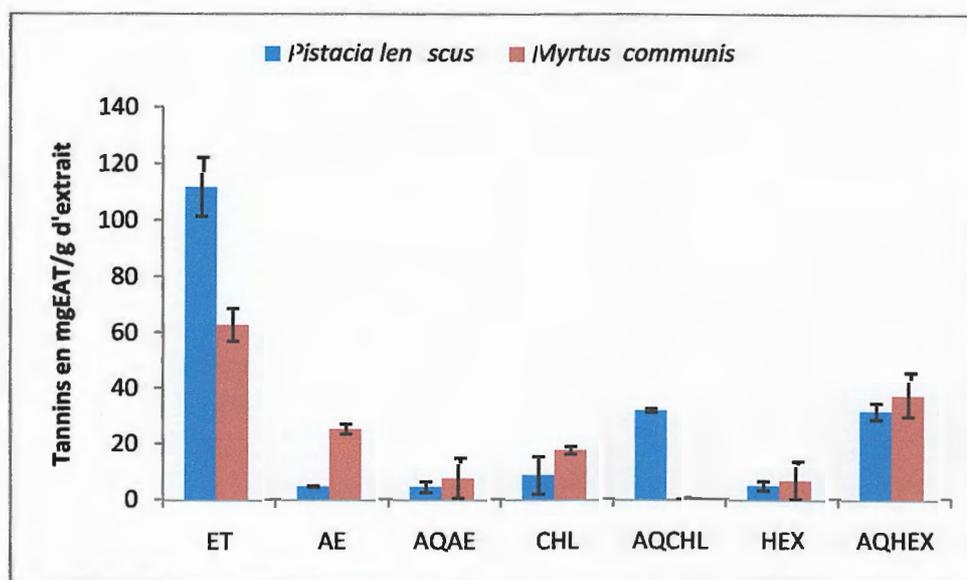
Par rapport aux résultats d'autres travaux comme ceux de **KANOUN (2011)**, qui ont obtenu des teneurs de 6,56 mg EQ/g d'extrait éthanolique de *M. communis*, notre résultat est largement supérieur (20,52 mg/g d'extrait éthanolique).

**BENHAMOU et ses collaborateurs (2009)**, ont trouvé des teneurs de l'ordre de 124mgEQ/g d'extrait méthanolique de *P. lentiscus* et qui restent supérieurs à nos résultats

La répartition hétérogène de ces composés entre les différents solvants d'extraction explique la diversité moléculaire des flavonoïdes (**BENHAMOU et al., 2009**).

### V.2.4. Tannins

La teneur en tannins des deux espèces étudiées a été déterminée par la méthode de précipitation des protéines (BSA). La concentration a été déterminée à partir des valeurs des absorbances à une longueur d'onde de 510 nm en utilisant la courbe d'étalonnage. Les teneurs sont exprimés en mg équivalent de l'acide tannique par g d'extrait. Les résultats sont représentés dans la figure 23.



**Figure 23 :** Teneurs en tannins pour les extraits des deux plantes.

On constate que la plupart des teneurs en tannins des deux espèces possèdent une répartition hétérogène dans les deux phases organiques et aqueuses ce qui explique la diversité moléculaire de ces composés.

En effet, *P. lentiscus* possède une forte teneur en tannins dans l'extrait éthanolique avec une teneur de 111,99mg EAT /g d'extrait. Des teneurs moyennes dans l'extrait aqueux chloroforme et aqueux hexane avec respectivement 32,386 et 32,178 mg EAT /g d'extrait. Les taux les plus faibles sont observés au niveau des autres extraits. Tandis que *M. communis* possède une forte teneur en tannins dans l'extrait éthanolique avec une teneur de 63,06 mg EAT /g d'extrait. Les taux les plus faibles sont observés au niveau des extraits aqueux chloroforme, hexane et aqueux acétate d'éthyle avec respectivement 0,56, 7,09 et 7,92 mg EAT /g d'extrait.

La teneur en tannins de *M. communis* retrouvée dans notre étude pour l'extrait éthanolique est largement supérieure à celle apportée par WANNES *et al.*, (2010) qui ont trouvé une valeur de 26,55mg EAG/g d'extrait.

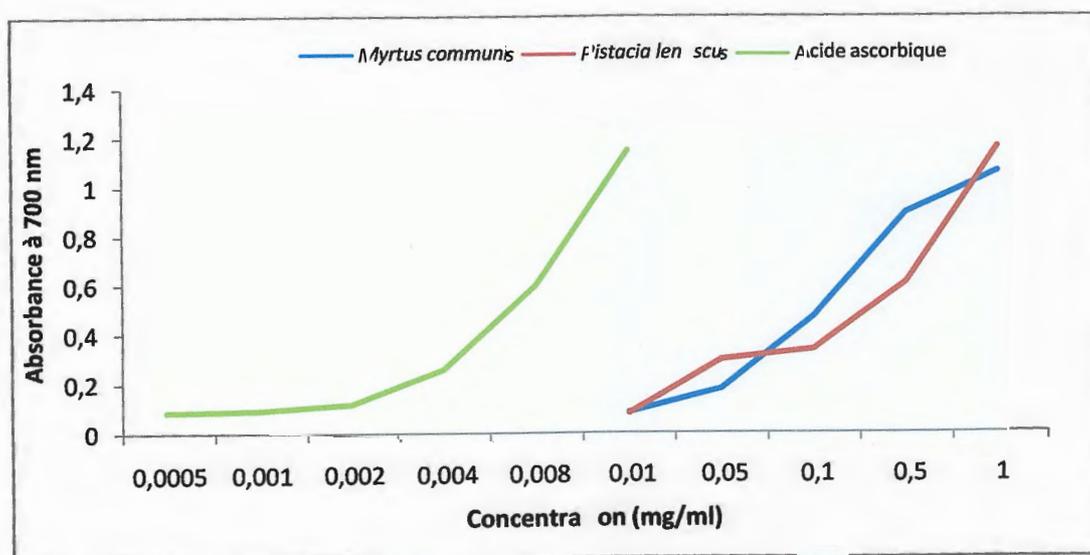
### V.3. Activité antioxydante

Il n'existe pas de test *in vitro* de référence pour évaluer l'activité antioxydante d'un extrait. Pour cela, la combinaison de différents tests est un indicateur de la capacité antioxydante des échantillons à tester. Dans la présente étude, cette activité a été déterminée en utilisant deux méthodes différentes :

- le pouvoir réducteur, qui mesure la capacité des extraits à réduire les ions métalliques ( $Fe^{3+}$  en  $Fe^{2+}$ ).
- l'activité antiradicalaire en mesurant le pourcentage de neutralisation du radical DPPH<sup>•</sup> par les antioxydants présents dans les extrais étudiés.

#### V.3.1. Pouvoir réducteur

Le pouvoir réducteur est basé sur la réduction de l'ion ferrique ( $Fe^{3+}$ ) en ion ferreux ( $Fe^{2+}$ ) par les composés antioxydants. Une augmentation de l'absorbance est l'indice d'un pouvoir réducteur élevé.



**Figure 24 :** Pouvoir réducteur de l'extrait brut à différentes concentrations des deux plantes testées en comparaison avec l'acide ascorbique.

Les résultats de la capacité réductrice des extraits éthanoliques des deux plantes sont représentés dans la figure 24. On remarque que plus la concentration des extraits est élevée,

plus le pouvoir réducteur est meilleur. Aussi, tous nos extraits ont des activités moins importantes que la substance de référence (l'acide ascorbique), pour ce dernier le pouvoir réducteur est déjà de 0,6 (réduction de plus de la moitié du  $\text{Fe}^{3+}$ ) à la concentration de 0,008 mg/ml. Les absorbances des extraits éthanolique de *P. lentiscus* oscillent entre 0,08 et 1,165 pour des concentrations en extrait brut allant de 0.01 mg/ml à 1 mg/ml. Par contre, les absorbances des extraits éthanolique de *M. communis* oscillent entre 0,084. et 1,064. pour les mêmes concentrations. Donc l'acide ascorbique présente de fortes absorbances à des faibles concentrations, ce qui relève de son fort pouvoir réducteur comparativement aux extraits éthanoliques de *P. lentiscus* et de *M. communis*.

- **Calcul des  $\text{CR}_{0.5}$  :**

Afin de comparer l'activité antioxydante des extraits nous avons calculé  $\text{CR}_{0.5}$  qui est défini comme étant la concentration du substrat qui donne une absorbance de 0.5 à 700 nm (c'est la réduction de 50 % du fer). La  $\text{CR}_{0.5}$  de chaque espèce et du standard est déduite à partir des équations représentées dans les figures 26, 27 et 28.

Nous remarquons que la capacité à réduire le fer est variable est beaucoup plus importante pour l'acide ascorbique (0,00726 mg/ml) suivi par *M. communis* (0.14 mg/ml). *P. lentiscus* présente le plus faible pouvoir réducteur (0.35 mg/ml).

Nous pouvons classer la puissance de réduction de fer des différents extraits comme suit : acide ascorbique > *M. communis* > *P. lentiscus*.

Si on compare nos résultats avec ceux de **TOUAIBIA M et CHAOUCH FZ (2014)**, qui ont rapporté que l'extrait éthanolique d *M. communis* exerce un important effet réducteur avec un pourcentage de réduction des ions  $\text{Fe}^{2+}$  estimer entre 66.71 % à une concentration à 0.17 mg/ml , on peut dire que nos extraits sont moins actifs (50%% à une concentration de 0,14 mg/ml). Ces résultats sont aussi moins importants qu'à ceux d'**ATIK-BEKKARA (2012)**, qui ont rapporté que tous les extraits du *P. lentiscus* présentent des propriétés antioxydants à différents niveaux. La fraction acétate d'éthyle fruits possède une meilleure capacité réductrice ( $\text{CR}_{0.5}$  est de 0.002 mg/ml).

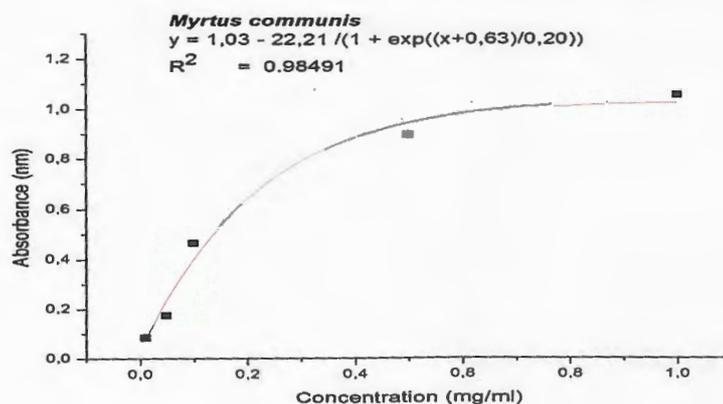


Figure26 : Pouvoir réducteur en fonction des concentrations en extrait éthanolique de *M. communis*

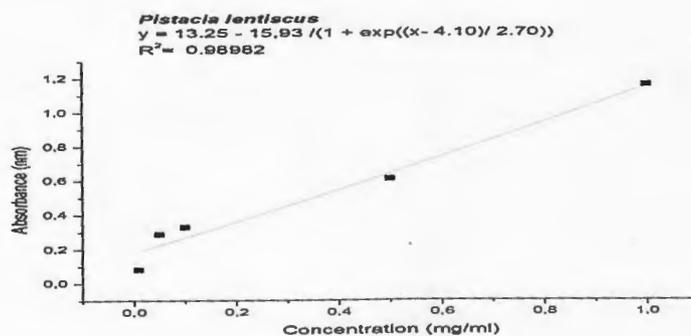


Figure27 : Pouvoir réducteur en fonction des concentrations en extrait éthanolique de *P. lentiscus*.

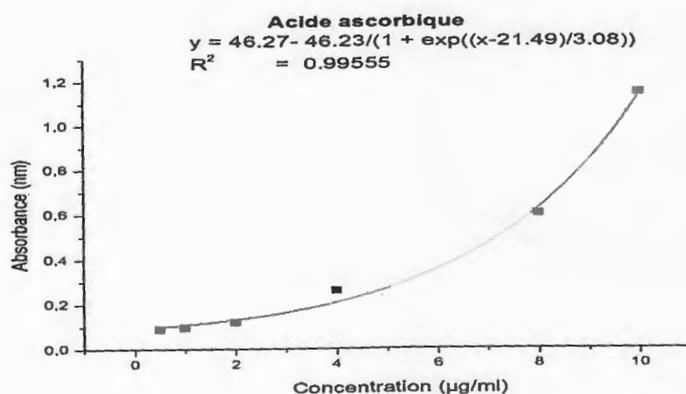
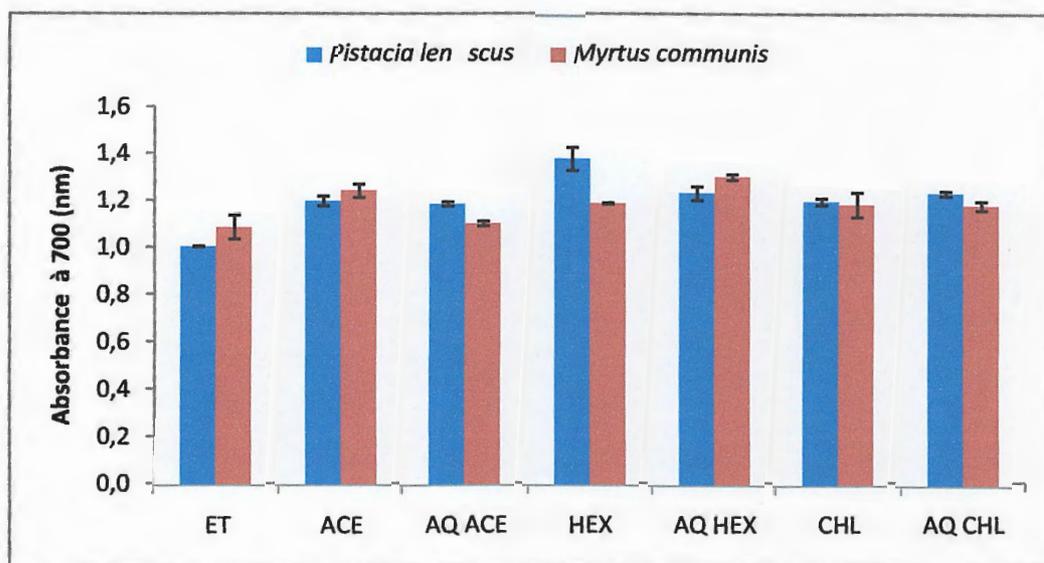


Figure28 : Pouvoir réducteur en fonction des concentrations de l'Acide ascorbique.

- Comparaison du pouvoir réducteur des différents extraits des deux plantes étudiées à 1mg/ml :

Afin de comparer le pouvoir réducteur des différents extraits, on a choisi la concentration de 1mg/ml. Les résultats de la capacité réductrice des extraits sont représentés dans la figure 25.



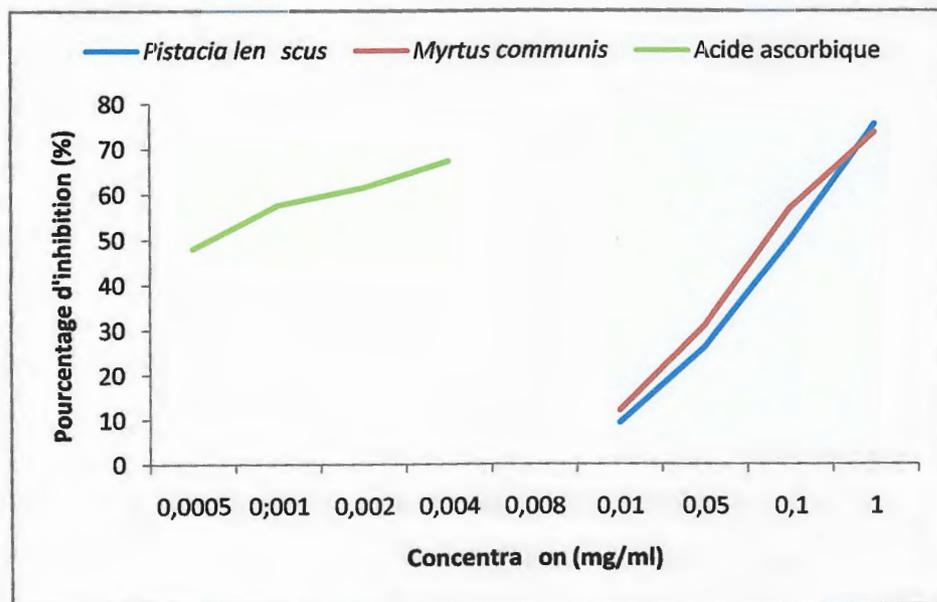
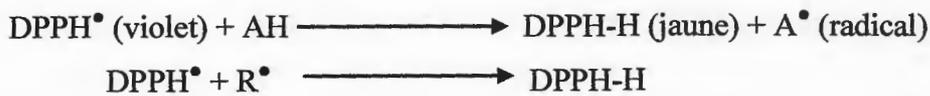
**Figures 25:** Pouvoir réducteur des différents extraits des deux plantes étudiées à 1 mg/ml.

Les résultats obtenus dans cette figure montrent que tous les extraits ont un pouvoir réducteur très proche. En effet, la meilleure absorbance a été exposée par l'extrait hexane de *P. lentiscus* (1,385 nm) et l'extrait aqueux hexane de *M. communis* (1,311 nm). Les plus faibles absorbances ont été exposées par les extraits éthanoliques de *P. lentiscus* (1,011 nm) et *M. communis* (1,092 nm). On remarque que ces différents extraits dans les deux phases organiques et aqueuses et pour les deux plantes présentent des valeurs rapprochées. Un très bon effet peut être dû à la présence de tous types de composés phénoliques.

La différence observée entre les résultats des extraits des deux plantes peut être due à la variation de leurs teneurs en différents classes de polyphénols ainsi que leur qualité. Ainsi, après une étude de corrélations, il s'est avéré que l'activité antioxydante de *P. lentiscus* est moyennement corrélée avec les teneurs en flavonoïdes ( $r=0,767$ ), faiblement corrélée avec les tannins ( $r=0,576$ ) et les polyphénols totaux ( $r=0,526$ ). Tandis que l'activité antioxydante de *M. communis* est moyennement corrélée avec les flavonoïdes ( $r=0,67$ ).

### V.3.2. Effet scavenger du radical DPPH<sup>•</sup>

Le radical DPPH<sup>•</sup> est l'un des substrats les plus utilisés généralement pour l'évaluation rapide et directe de l'activité antioxydante en raison de sa stabilité en forme radicalaire et la simplicité de l'analyse (BOZIN et al.,2008). L'activité antioxydante est déterminée par la diminution de l'absorbance d'une solution alcoolique de DPPH<sup>•</sup>, qui est due à sa réduction à une forme non radicalaire DPPH-H par les antioxydants (AH) donneurs d'hydrogènes présent dans l'extrait végétal ou par une autre espèce radicalaire comme le montre les équations suivantes (MAISUTHISAKUL et al.,2007, DA SILVA PINTO et al.,2008).



**Figure 29 :** Activité antiradicalaire contre le DPPH<sup>•</sup> Des deux plantes testées en comparaison avec l'acide ascorbique.

Les résultats de l'activité antiradicalaire de l'extrait éthanolique à différentes concentrations, exprimés en pourcentage d'inhibition du radical DPPH<sup>•</sup> sont illustrés dans la figure 29. Les résultats obtenus montrent que le pourcentage d'inhibition du radical libre augmente avec l'augmentation de la concentration pour les deux plantes et le standard (acide ascorbique).

Le pourcentage d'inhibition du *M. communis* et *P. lentiscus* à la concentration de 0.01mg/ml est de l'ordre de 12.23% et 9.44% respectivement. A la concentration de 1mg/ml, il est de l'ordre de 73.67 %, et 75.53% respectivement. L'acide ascorbique a montré un pouvoir de piégeage du radical DPPH<sup>•</sup> plus important par rapport à l'extrait brut de *M. communis* et *P. lentiscus*

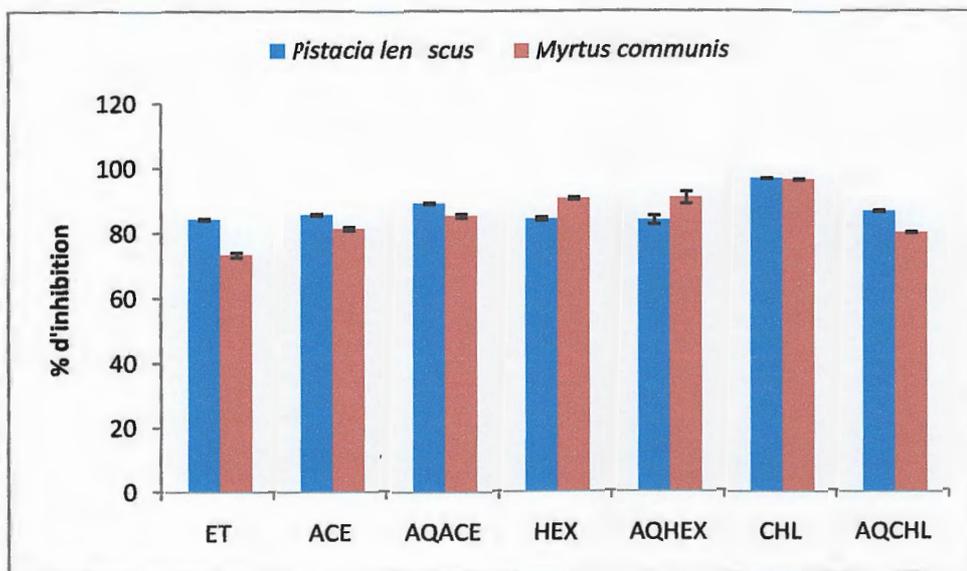
- **Calcul des IC<sub>50</sub> :**

La valeur IC<sub>50</sub> (Concentration d'inhibition à 50%) est définie comme étant la concentration de la substance nécessaire pour réduire 50% du radical DPPH<sup>•</sup>. La IC<sub>50</sub> de chaque espèce et du standard est déduite à partir des équations représentées dans les figures 30, 31 et 32. On constate que l'acide ascorbique a montré la meilleure activité (0.00056 mg/ml), suivi de *M. communis* (0,073mg/ml), puis *P. lentiscus* (0,094 mg/ml). Donc nous pouvons classer l'activité antiradicalaire de l'extrait éthanolique comme suit :

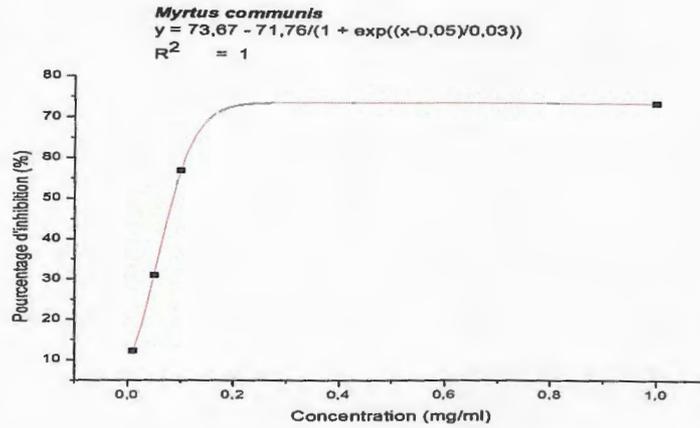
Acide ascorbique > *Myrtus communis* > *Pistacia lentiscus*

Ces résultats sont intéressants en les comparant à d'autres signalés par des auteurs qui ont travaillé sur *M. communis*. Une IC de 0,59 mg/ml a été rapporté par TOUIBIA et CHOUCHE (2014), et une IC<sub>50</sub> de 0.12 mg/ml a été rapporté par KANOUN (2011).

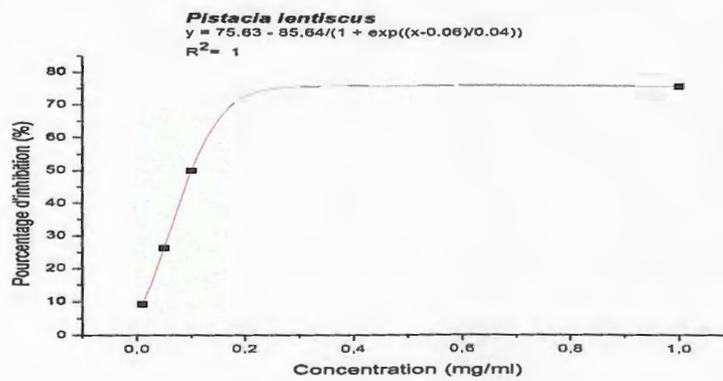
- **Comparaison de l'activité antiradicalaire contre le DPPH<sup>•</sup> des différents extraits des deux plantes étudiées à 1mg/ml.**



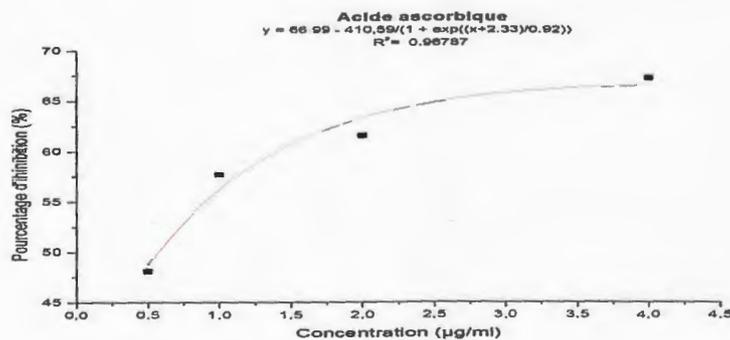
**Figure 33 :** Activité antiradicalaire contre le DPPH des différents extraits des deux plantes étudiées à 1mg/ml.



**Figure30** : Pourcentage d'inhibition de radical libre DPPH<sup>•</sup> en fonction des différentes concentrations utilisées pour l'extrait éthanolique de *Myrtus communis*.



**Figure31** : Pourcentage d'inhibition de radical libre DPPH<sup>•</sup> en fonction des différentes concentrations utilisées pour l'extrait éthanolique de *Pistacia lentiscus*.



**Figure32** : Pourcentage d'inhibition de radical libre DPPH<sup>•</sup> en fonction des différentes concentrations utilisées pour l'Acide ascorbique.

Les résultats de l'activité antiradicalaire des extraits à 1mg/ml sont illustrés dans la figure 33. Selon les résultats obtenus, le pourcentage d'inhibition du radical DPPH varie d'un extrait à un autre. En effet, l'extrait chloroforme a exhibé l'effet scavenging le plus élevé (97,02% et 96,62% pour respectivement *P. lentiscus* et *M. communis*). Donc à 1mg/ml, on a obtenu une inhibition presque totale du radical DPPH pour l'extrait chloroforme. Les pourcentages d'inhibition les plus faibles ont été obtenus pour l'extrait aqueux chloroforme de *M. communis* (80,45%) et l'extrait aqueux hexane de *P. lentiscus* (84,29%).

La différence observée entre les résultats des extraits des deux plantes peut être due à la variation de leurs teneurs en différentes classes de polyphénols ainsi que leur qualité. Ainsi, après une étude de corrélations, il s'est avéré que l'activité antiradicalaire contre le DPPH de *M. communis* est fortement corrélée avec les teneurs en flavonoïdes ( $r=0,983$ ), moyennement corrélée avec les teneurs en polyphénols totaux ( $r=0,69$ ).

#### V.4. Activité antibactérienne

Face au problème de la résistance bactérienne aux antibiotiques synthétiques, beaucoup de travaux ont été menés sur le pouvoir antimicrobien des extraits de plantes. Notre objectif est de mettre en évidence par la technique de diffusion sur disques en papier une éventuelle activité antibactérienne des extraits de deux plantes médicinales : *Myrtus communis* et *Pistacia lentiscus* contre quatre souches bactériennes : *Escherichia coli*, *Sataphylococcus aureus*, *Pseudomonas aeruginosa* et *Klebsiella pneumoniae*.

La méthode des disques est intensivement employée pour étudier l'activité antibactérienne des substances naturelles à partir des extraits de plantes. Ces analyses sont basées sur l'utilisation des disques comme réservoirs contenant la solution de substances à examiner (GULCIN et al., 2004)

Pour mieux expliquer, nous devons présenter nos résultats sous forme d'une comparaison entre les moyennes des diamètres obtenus, et les concentrations utilisées vis-à-vis des souches bactériennes testées.

##### V.4.1. Pouvoir antibactérien de la Ciprofloxacine (antibiotique)

L'antibiogramme a pour but de prédire la sensibilité d'un germe à un ou plusieurs antibiotiques. Cette sensibilité est exprimée par l'apparition de zone d'inhibition autour des disques. La mesure de celles-ci est présentée dans la figure 43 et le tableau 3.

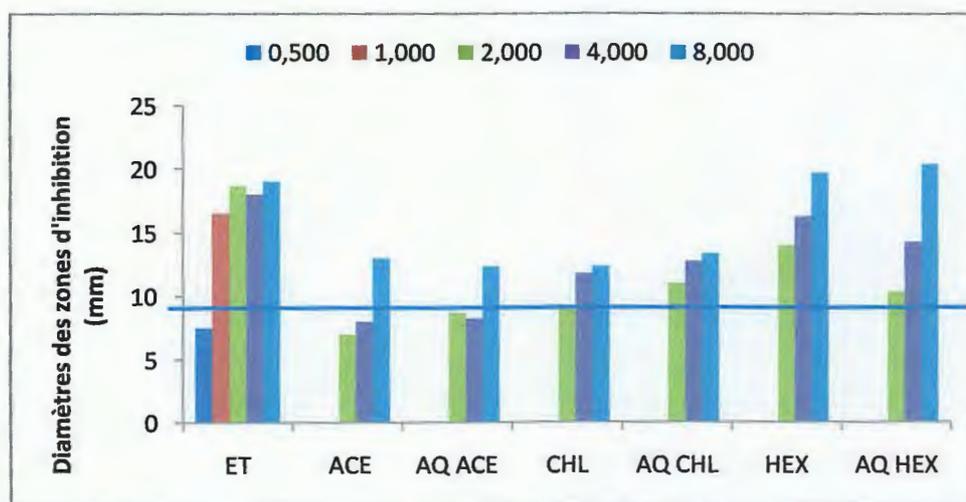
*Escherichia coli**Staphylococcus aureus**Pseudomonas aeruginosa***Figure 43 :** Sensibilité des souches bactérienne à la Ciprofloxacine.

Les souches ont montré des sensibilités vis-à-vis de l'antibiotique, la souche la plus sensible est *Pseudomonas aeruginosa* (12 mm) suivi de *Staphylococcus aureus* (11 mm) et enfin *Escherichia coli* (9 mm).

**Tableau 03 :** Diamètres des zones d'inhibition de l'antibiotique (Ciprofloxacine).

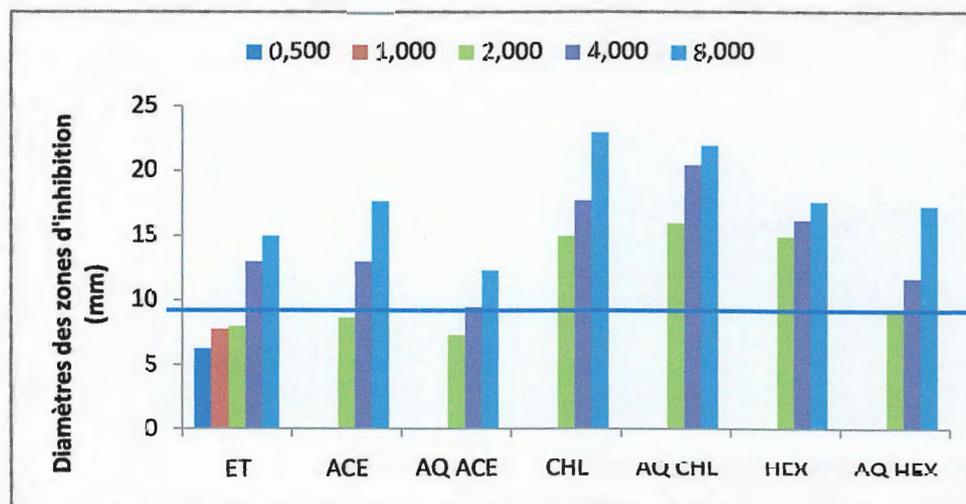
Souche bactérienne	<i>Escherichia coli</i>	<i>Staphylococcus aureus</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>
Diamètre (mm)	9	11	12

#### V.4. 2. Pouvoir antibactérien des extraits vis-à-vis d'*Escherichia coli*

**Figure 34:** Diamètres des zones d'inhibition des différents extraits de *P. lentiscus* relatifs à la souche *E. coli*.

D'après la figure 34, nous constatons une variation du diamètre de la zone d'inhibition selon les extraits. Les plus forts diamètres sont marqués à la concentration 8 mg/ml et qui varient entre 12.33 mm pour l'extrait chloroforme et 20.33 mm pour l'extrait aqueux acétate

d'éthyle. Le plus faible diamètre est marqué à la concentration de 0,5 mg/ml (7,5mm) pour l'extrait éthanolique.



**Figure 35** : Diamètres des zones d'inhibition des différents extraits de *M. communis* relatifs à la souche *E. coli*.

D'après la figure 35, nous constatons une variation du diamètre de la zone d'inhibition selon les extraits. Les plus forts diamètres des zones d'inhibition mesurés sont marqués à la concentration 8 mg/ml et qui varient entre 12,33 mm pour l'extrait aqueux acétate d'éthyle et 23mm pour l'extrait chloroforme. Le plus faible diamètre est marqué à la concentration de 0,5 mg/ml (6,25mm).

V.4.3. Pouvoir antibactérien des extraits vis-à-vis de *Pseudomonas aeruginosa*

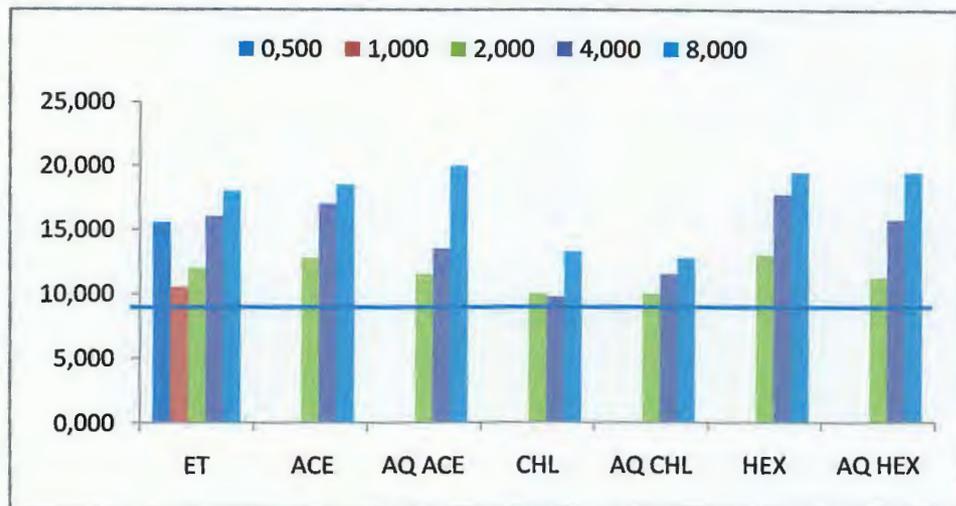


Figure36 : Diamètres des zones d'inhibition des différents extraits de *P. lentiscus* relatifs à la souche *P. aeruginosa*.

Les résultats de l'effet antibactérien des extraits de *P. lentiscus* contre la souche *P. aeruginosa* sont représentés dans la figure 36. Le diamètre de la zone d'inhibition l'important a été enregistré dans l'extrait aqueux acétate d'éthyle (20 mm) et le plus faible dans l'extrait aqueux chloroforme (12,75mm) et chloroforme (13,25mm) pour une concentration de 8mg/ml. Dans l'extrait éthanolique, Le plus diamètre peut atteindre jusqu'à 15,5 mm même pour une faible concentration de l'extrait (0,5 mg/ml).

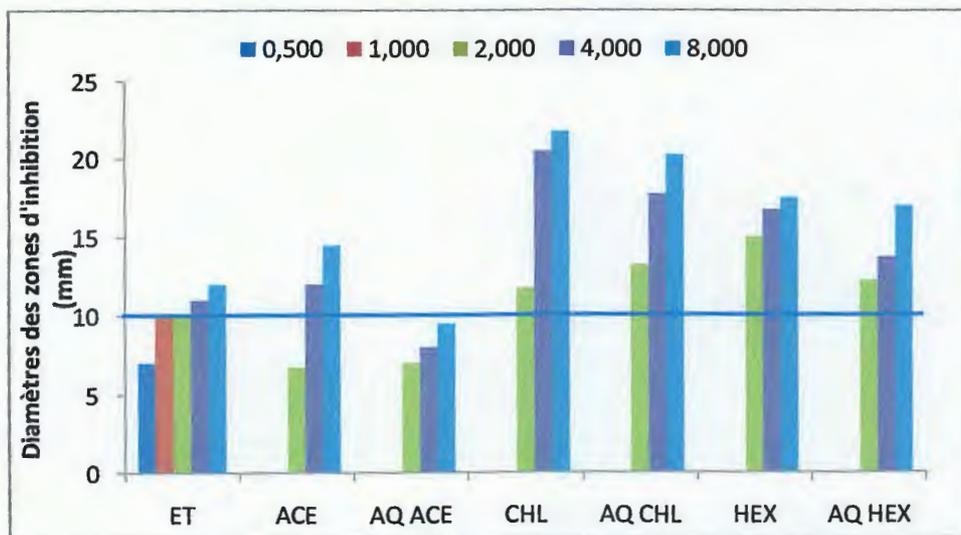
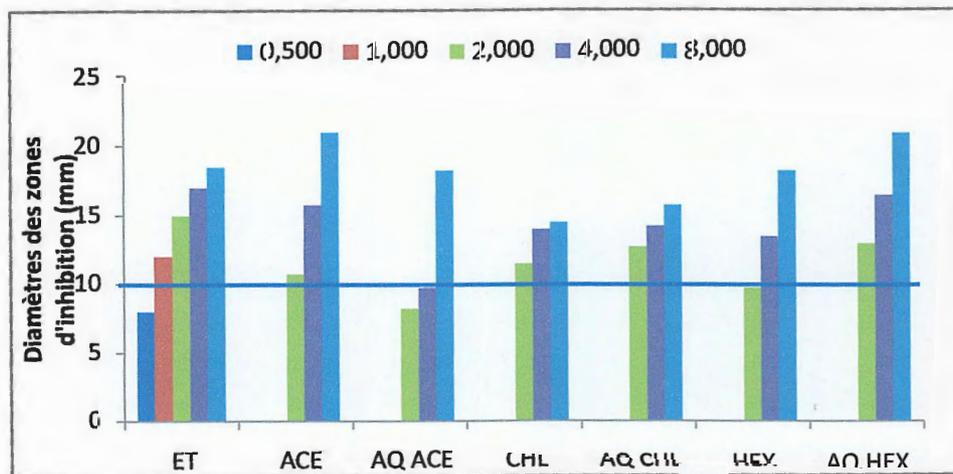


Figure37 : Diamètres des zones d'inhibition des différents extraits de *M. communis* relatifs à la souche *P. aeruginosa*.

Les résultats de l'effet antibactérien des extraits de *M. communis* contre la souche *Pseudomonas aeruginosa* sont représentés dans la **Figure 37**. Le diamètre de la zone d'inhibition diffère d'un extrait à un autre. Les diamètres de la zone d'inhibition les plus importants ont été obtenus dans l'extrait chloroforme et aqueux chloroforme avec des diamètres de 21.75 mm et 20.25 mm respectivement. L'extrait aqueux acétate d'éthyle a donné le diamètre de la zone d'inhibition le plus faible (9,5mm). A la concentration de 0,5 mg/ml de l'extrait éthanolique, on a obtenu un diamètre de 7 mm.

Selon (SADAÇ, 2003). Les extraits acétate d'éthyle et chloroforme de *Thymus vulgaris* ont réagi positivement sur la souche microbienne testées, (*Pseudomonas aeruginosa*), avec un diamètre d'inhibition de 12mm qui restent inférieur à nos résultats. On remarque aussi que la plante *Thymus vulgaris* est douée de propriétés antimicrobiennes très appréciées et cela justifie son utilisation dans le traitement traditionnelle comme un remède Antibactérien.

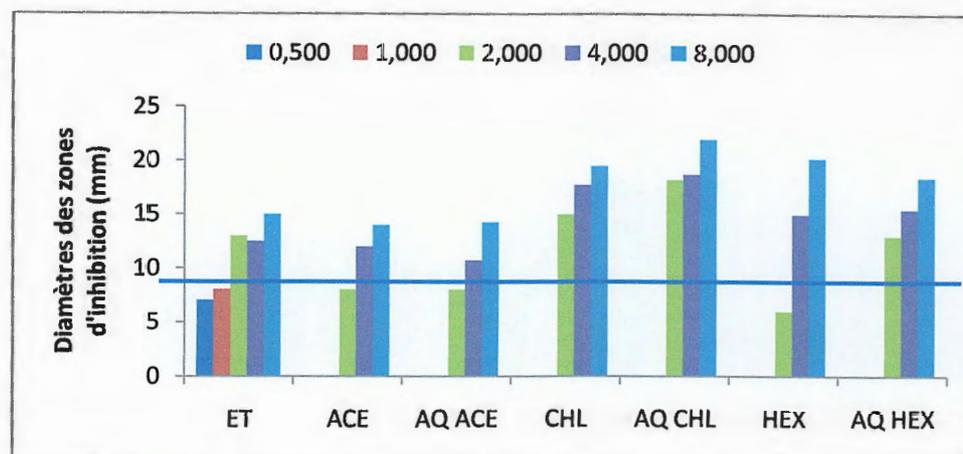
#### V.4.4. Pouvoir antibactérien des extraits vis-à-vis de *Staphylococcus aureus*



**Figure 38** : Diamètres des zones d'inhibition des différents extraits de *P. lentiscus* relatifs à la souche *S. aureus*.

Les résultats de l'effet antibactérien des extraits de *P. lentiscus* contre la souche *Staphylococcus aureus* sont représentés dans la figure 38. Le diamètre de la zone d'inhibition diffère d'un extrait à un autre. Le diamètre de la zone d'inhibition le important a été enregistré dans l'extrait acétate d'éthyle (21mm) et aqueux d'hexane avec des valeurs de 21.mm pour une concentration de 8mg/ml. Les plus faibles diamètres de la zone d'inhibition ont été relevés dans les extraits chloroforme et aqueux chloroforme avec des valeurs de 14,5 mm et

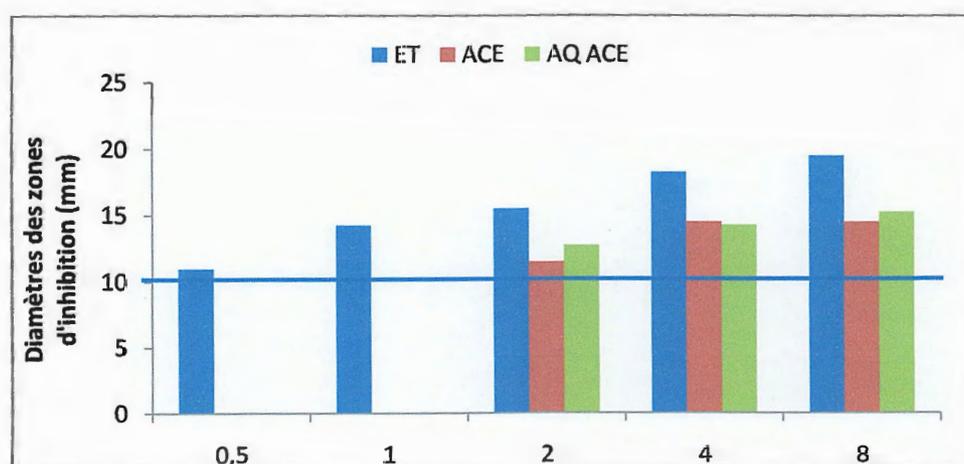
15.75 mm. A une concentration de 0,5 mg/ml, l'extrait éthanolique a donné le diamètre le plus faible (8mm).



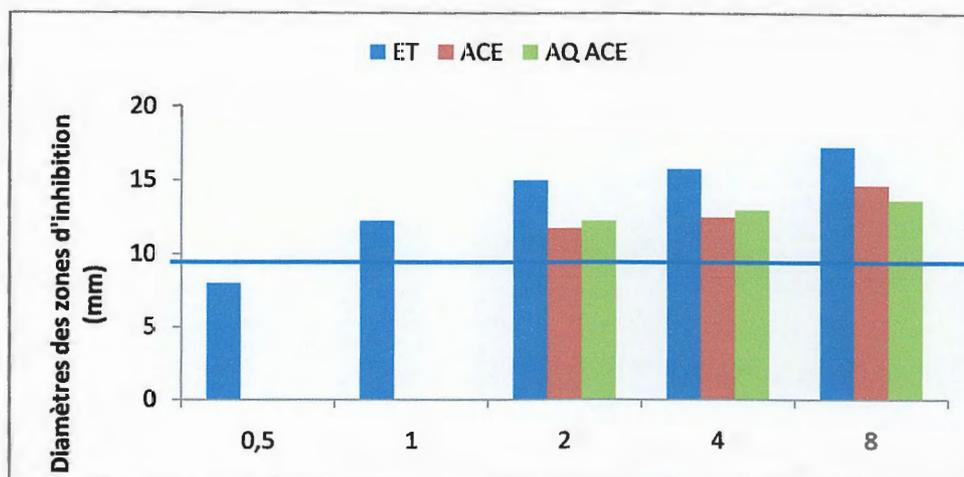
**Figure39** : Diamètres des zones d'inhibition des différents extraits de *M. communis* relatifs à la souche *S. aureus*.

Les résultats de l'effet antibactérien des extraits de *M. communis* contre la souche *Staphylococcus aureus* sont représentés dans la figure 39. Le diamètre de la zone d'inhibition diffère d'un extrait à un autre. Les diamètres de la zone d'inhibition les plus importants ont été obtenus dans l'extrait et aqueux chloroforme, hexane avec des diamètres de 22 mm et 20.25mm à la concentration 8mg/ml. L'extrait acétate d'éthyle et aqueux acétate d'éthyle ont donné les diamètres de la zone d'inhibition les plus faibles (14mm et 14.25 mm respectivement). Pour une concentration de 0,5 mg/ml de l'extrait éthanolique on a obtenu un diamètre de 7 mm.

#### V.4.5. Pouvoir antibactérien des extraits vis-à-vis de *Klebsiella pneumoniae*



**Figure 40 :** Diamètres des zones d'inhibition des différents extraits de *P. lentiscus* relatifs à la souche *K. pneumoniae*.



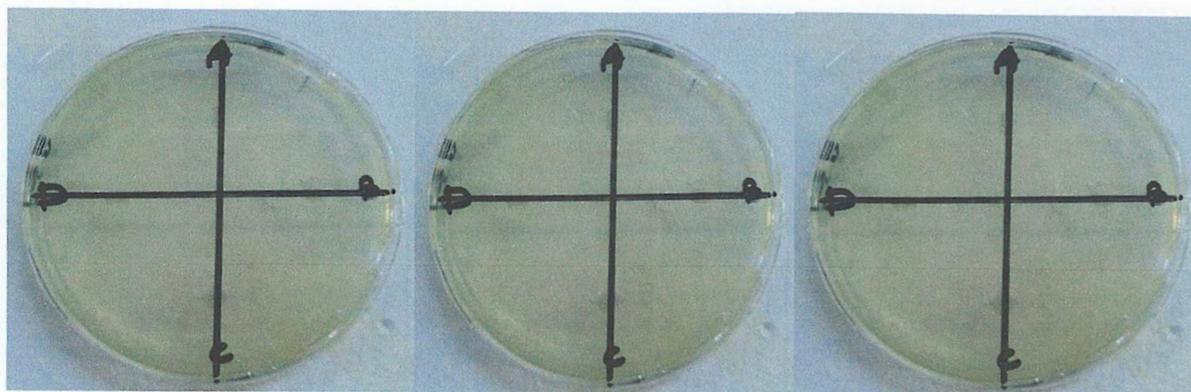
**Figure 41:** Diamètres des zones d'inhibition des différents extraits de *M. communis* relatifs à la souche *K. pneumoniae*.

Pour les trois extraits des deux plantes utilisées, les diamètres des zones d'inhibition les plus importants sont marqués à la concentration 8 mg/ml (de 19,5 mm à 15,25 pour *P. lentiscus* et de 17,25 mm à 13,66 mm pour *M. communis*). Les faibles diamètres des zones d'inhibition de ces extraits sont marqués à la concentration 0,5 mg/ml qui est de 11 mm pour *P. lentiscus* et de 8 mm pour le *M. communis*.

(TEKWU et al., 2012) a permis de mettre en évidence les propriétés antibactériennes de l'extrait de l'hexane d'*Anvillea radiata* contre *Klebsiella pneumoniae* avec une zone inhibitrice de 6 mm à la concentration 0,4 mg/ml et qui est proche à nos résultats.

Comme cela a été rapporté dans la littérature, un extrait est considéré actif lorsqu'il induit une zone d'inhibition supérieure ou égale à 10 mm (TEKWU et al., 2012).

Par ailleurs, un test négatif pour confirmer nos résultats a été établi avec les différents solvants utilisés (éthanol, acétate d'éthyle, chloroforme et hexane) sur les quatre souches bactériennes (*Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Staphylococcus aureus*, *Klebsiella pneumoniae*). Les résultats obtenus sont présentés dans la figure 42 et le tableau 4.

*Escherichia coli**Staphylococcus aureus**Pseudomonas aeruginosa*

**Figure 42 :** Sensibilité des souches bactérienne aux différents solvants d'extraction utilisés.

Selon les résultats obtenus, tous les souches n'ont montré aucune sensibilité vis-à-vis des solvants d'extraction.

**Tableau 04 :** Diamètres des zones d'inhibition des solvants.

	<i>E. coli</i>	<i>S. aureus</i>	<i>P. aeruginosa</i>	<i>K. pneumonie</i>
Ethanol	/	/	/	/
Acétate d'éthyle	/	/	/	/
Chloroforme	/	/	/	/
hexane	/	/	/	/

Comme le montre la figure 42, aucun effet inhibitrice n'a été marqué ceci peut être expliqué par l'absence d'effet antibactérienne des quatre solvants (éthanol, acétate d'éthyle, chloroforme et hexane). Donc, les zones d'inhibition marquées sont dues à l'effet antibactérien des substances appartenant aux plantes.

Tous les extraits ont réagi positivement sur les souches testés. Les diamètres des zones d'inhibition augmentent avec l'augmentation de la concentration des extraits des plantes.

*M. communis* et *P. lentiscus* possédants une activité antibactérienne plus importante et assez proche entre eux contre les quatre souches testées. Ca peut être expliqué par leurs richesse en composés phénoliques (tanins, flavonoïdes, polyphénols totaux, polaire et a polaire).

D'après les résultats précédant, tous les extraits ont réagi positivement sur les quatre souches bactériennes, présentent de ce fait une sensibilité vis-à-vis des extraits des deux plantes ce qui présenté par des zones d'inhibitions bien déterminées pour toutes les concentrations testées, et pour cela on peut classer les bactéries selon leurs sensibilités aux différents extraits des plantes de la plus sensible jusqu'à la moins sensible et particulièrement dans la concentration 8 mg /ml.

\*pour l'extrait de *Pistacia lentiscus* et *Myrtus communis* :

*Escherichia coli* < *Staphylococcus aureus* < *Pseudomonas aeruginosa* < *Klebsiella pneumoniae*

L'activité antimicrobienne des extraits de plantes est due aux différents agents chimiques présents dans ces extraits, y compris les flavonoïdes et les tanins ainsi que d'autres composés de nature phénolique ou groupes hydroxyle libres, qui sont classifiés comme composés antibiotiques très actifs (ROJAS ET AL. 1992 ; MARJORIE, 1999).

# *Conclusion*

Les plantes possèdent des milliers de substances actives à l'intérieur de leurs organes et peuvent, selon des techniques chimiques, permettre l'isolation du principe actif pour l'utiliser dans différents domaines. Ces remèdes naturels sont bien souvent très efficaces avec moins d'effets secondaires reconnus pour beaucoup de médicaments de synthèse. Une grande partie de l'intérêt des recherches actuelles porte sur l'étude de ces molécules thérapeutiques d'origine naturelle.

Dans le présent travail, on a s'est intéressé aux effets antioxydants et antibactériens des extraits de *Pistacia lentiscus* et *Myrtus communis*. Plantes qui sont utilisée localement comme remède contre de nombreuses pathologies. Trois aspects ont été visés, à savoir : extraction et quantification des composés phénoliques, évaluation du pouvoir réducteur et l'effet scavenger contre le DPPH et enfin évaluation du pouvoir antibactérien des différents extraits.

Le résultat du dosage des extraits fait ressortir des teneurs en phénols totaux plus importantes dans l'extrait éthanolique de *Pistacia lentiscus* (169,813 mg EAG /g d'extrait) et *Myrtus communis* (109,74 mg EAG /g d'extrait).

Les teneurs en polyphénols apolaires sont supérieurs à celles des polyphénols polaires chez les deux plantes étudiées pour tous les extraits, mis à part l'extrait éthanolique de *M. communis*.

L'extrait éthanolique de *M. communis* et *P. lentiscus* affiche la teneur la plus élevée en flavonoïdes avec 20,52 mg EQ /g d'extrait et 20,45 mg EQ /g d'extrait respectivement. L'extrait éthanolique de *P. lentiscus* et de *M. communis* affiche également la teneur la plus importante en tannins avec 111,99 mg EAT /g d'extrait et 63,05 mg EAT /g d'extrait respectivement.

A partir de ces résultats on peut conclure que l'éthanol possèdent une polarité plus élevé que les autres solvants ce qui a conduit à un taux d'extraction plus important. Les extraits des deux espèces contiennent des composés de polarités variables. L'activité antioxydante des extraits des deux plantes testées est évaluée par deux tests : Le pouvoir réducteur, l'activité antiradicalaire contre DPPH:

Nous remarquons que la capacité à réduire le fer est variable est beaucoup plus importante pour l'acide ascorbique (0,00726 mg/ml) suivi par *M. communis* (0.14 mg/ml) puis le *P. lentiscus*.

La différence d'activité réductrice et observée entre les extraits des deux plantes peut être due à la variation de leurs teneurs et en différentes classes de polyphénols ainsi que leur qualité. On constate que l'acide ascorbique a montré la meilleure activité (0.00056 mg/ml), suivi de *M. communis* (0,073mg/ml), puis *P. lentiscus* (0,094 mg/ml).

Donc nous pouvons classer l'activité antiradicalaire de l'extrait éthanolique comme suit : Acide ascorbique > *Myrtus communis* > *Pistacia lentiscus*.

Le pourcentage d'inhibition du radical DPPH varie d'un extrait à un autre. En effet, l'extrait chloroforme a exhibé l'effet scavenging le plus élevé (97,02% et 96,62% pour respectivement *P. Lentiscus* et *M. communis*). La différence observée entre les résultats des extraits des deux plantes peut être due à la variation de leurs teneurs en différentes classes de polyphénols ainsi que leur qualité.

L'activité antibactérienne des extraits des deux plantes est évaluée par le teste de sensibilité des souches bactériennes (*Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Staphylococcus aureus*, et *Klebsiella pneumoniae*) par la méthode de diffusion sur gélose. L'activité antibactérienne varie selon la plante étudiée, selon l'extrait, selon la souche bactérienne testée, et selon la concentration utilisée.

Tous les extraits ont réagi positivement sur les souches testés. Les diamètres des zones d'inhibition augmentent avec l'augmentation de la concentration et peuvent atteindre des diamètres de zone d'inhibition de plus de 20 mm. L'activité antibactérienne varie selon la plante étudiée, selon l'extrait, selon la souche bactérienne testée, et selon la concentration utilisée. Les extraits d'une même plante ont montré des activités différentes. L'activité antimicrobienne des extraits de plantes est due aux différents agents chimiques présents dans ces extraits, y compris les flavonoïdes et les tanins ainsi que d'autres composés de nature phénolique ou groupes hydroxyle libres, qui sont classifiés comme composés antibiotiques très actifs

Selon les résultats obtenus dans cette étude, nous pouvons dire que les extraits de *P. lentiscus* et *M. communis* ont une bonne activité antibactérienne et une capacité de piégeage de radicaux libres moyennes. Cette analyse trouve une importante application dans l'industrie pharmaceutique comme elle peut trouver aussi une application dans l'industrie alimentaire, c'est ainsi que cette étude permis d'apporter une base scientifique à l'utilisation traditionnelle de ces plantes.

Sachant que notre pays possède une biodiversité immense dont chaque plante se caractérise par un réservoir assez important de métabolites secondaires avec des caractéristiques thérapeutiques et pharmacologiques particulières qui demandent d'être exploitées par les recherches. De cet effet, et comme perspectives en propose :

- de compléter et d'approfondir ce travail par une étude phytochimique avancée.
- Caractérisation des composés actifs et identification des molécules responsables du pouvoir antioxydant.
- Evaluation de l'effet antioxydant in vitro en utilisant d'autres techniques

- Tester sur plusieurs concentrations pour déterminé la CMI.
- Evaluation de l'activité antibactérienne sur d'autres souches bactériennes.
- Etudier d'autres activités biologiques à savoir l'activité anti-inflammatoire, anti- insecticide  
...etc.

*Références*

*bibliographiques*

**Références bibliographiques**

- ❖ **ALLANE T. (2008).** Etude des pouvoirs antioxydant et antibactérienne de quelques espèces végétales locales alimentaires et non alimentaires, Université M'hamed Bougara Boumerdes, p 30.
- ❖ **AMENSOUR M., SENDRA E., ABRINI J., BOUHDID S., PEREZ-ALVAREZ J.A et FERNNDEZ- LOPEZ J. (2009).** Total phenolic content and antioxidant activity of myrtle (*Myrtuscommunis*) extracts. *Nat. Prod. Commun*, 4 (6): 819–824.
- ❖ **AMMAR R B, SGHAIER M B, BOUBAKER J, BHOURI W, NAFFETI A, SKANDRANI I, BOUHLEL I, KILANI S, GHEDIRA K, et CHEKIR-GHEDIRAL.(2008).** Antioxidant activity and inhibition of aflatoxin B1-, nifuroxazide-, and sodium azide-induced mutagenicity by extracts from *Rhamnus alaternus L.* *Chem.-Biol. Inter*, 174: 1-10.
- ❖ **ANDRIAM, Michel A. (2014).** Direction de l'Exploitation Eau (DEXO) JIRAMA. Rapport de stage, p 28.
- ❖ **ATIK-BEKKARA F, DIDI M.(2012).** Total phenolic content and antioxidant activity of medicinal plant. *Food Science and Biotechnology*, 10: 280-285
- ❖ **BA K, TINE E, DESTAIN J, CISSE N et THONART P. (2010).** Étude comparative des composés phénoliques, du pouvoir antioxydant de différentes variétés de sorgho sénégalais et des enzymes amylolytiques de leur malt, 14(1) : 131-139.
- ❖ **BAHORUN T, GRESSIER B, TROTIN F, BRUNET C, DINE T, LUYCKX M, VASSEUR J, CAZIN M, CAZIN J. C. et PINKAS M. (1996).** Oxygen species scavenging activity of phenolic extracts from hawthorn fresh plant organs and pharmaceutical preparations. *Arznei. Forschung*, 46: 1086-1089.

- ❖ **BARBONI T. (2006).** Contribution de méthodes de la chimie analytique à l'amélioration de la qualité de fruits et à la détermination de mécanismes (EGE) et de risques d'incendie. Thèse pour obtenir le grade de docteur de l'université de Corse, p26.
- ❖ **BARTOSZ G. (2003).** Generation of reactive oxygen species in biological systems. Comments on Toxicology, p 5-21.
- ❖ **BAUDIERE A, MONANGE Y et GAUQUELIN TH. (2002).**Le Monde des Plantes. Intermédiaire des Botanistes. Toulouse, 477 : 2 – 5.
- ❖ **BENHAMMOU N, ATIK BEKKARA F et KADIFKOVA PANOVSKA T. (2009).**Antioxidant activity of méthanolique extracts and some bioactive compound of *Atriplexhalimus*. C. R. Chimie, 12: 1259–1266.
- ❖ **BINOV L. (2001).** Oxydants/Antioxydants : Un équilibre important.
- ❖ **BOZIN B, MIMICA-DUKIC N, BOGAVAC M, SUVAJDZIC LJ, SIMIN N, SAMOJLIK I et COULADIS M. (2008).** Chemical composition, antioxidant and antibacterial properties of *Achillea collina* Bekker ex Heimerls.l. and *A. pannonica* scheele essential oils. Molecules,13(9):2058–2068.
- ❖ **BRUNTON J. (1993).**Pharmacognosie : phytochimie Plantes médicinales, 2<sup>e</sup>édition.Tec et Doc. Paris, p 915.
- ❖ **BRUNETON J. (1999).** Pharmiognosie, phytochimie, plantes médicinales, 2eme édition, Paris : Editions médicales internationales, Tec et Doc Lavoisier, p 1120.

- ❖ **BRUNETON J. (2009).**Pharmacognosie : phytochimie des plantes médicinales, Ed.TEC et DOC, p 85.
  
- ❖ **CALVIN A. (2001).** Investigation phytochimique de trois plantes indonesiennes aux propriétésantioxydantes et antiradicalaires. *Tinospora crispa*, *Merremiaemarginata* et *Oropheaenneandra*. Thèse Université de Lausanne,p 243.
  
- ❖ **CARLO I.G, TUBEROSO A, MARINELLA MELIS A, ALBERTO ANGIONI A, MARIO PALA B et PAOLO CABRAS .(2007).** Myrtlehydro alcoholic extracts obtained from different selections of *Myrtuscommunis* L. *Food Chemistry* , 101: 806–811.
  
- ❖ **CASTOLA V, BIGHELLI A et CASANOVA J. (2000).**Intraspecific chemical variability of the essential oil of *Pistacialentiscus* from Corsica. *Biochemical Systematics and Ecology*, p 79-88.
  
- ❖ **CHIANG H.S, JUILO Y et LU F.J. (1994).** Xanthine oxidase inhibitors from the leaves of *Alsophilaspinulosa* (hook) Tryon. *Journal of enzyme inhibition*, 8(1): 61-71.
  
- ❖ **CHIRA K, SUCH J. H et TEISSEDEP.L. (2008).**Les polyphénols du raisin. *Phytothérapie*, 6: 75-82.
  
- ❖ **CHRYSSAVGI G, VASSILIKI P, ATHANASIOS M, KIBOURI T et MICHAEL K. (2008).** Essential oil composition of *Pistacialentiscus* L. and *Myrtuscommunis* L.: Evaluation of antioxidant capacity of methanolic extracts, *Food Chemistry*, p 1120–1130.
  
- ❖ **CHUNG K , WEI C.(1998).**Are tannins a double edged sword in biology andHealth.*Trends in Food Science et Technology*, p 168-175.
  
- ❖ **COWAN M.M. (1999).**Plant products as antimicrobial agents, *Clin. Microbiol. Rev*, 12: 564- 582.

- ❖ **DA SILVA PINTO M, LAJOLO M.F et GENOVESE M.I.(2008).** Bioactive compounds and quantification of total ellagic acid in strawberries (*Fragaria x ananassa*Duch.). *Food Chemistry*,p 1629–1635.
- ❖ **DELATTRE, BEAUDEUX, J.L, D. BONNEFONT et ROUSSELOT (2005).** Radicaux libres et stress oxydant. *Aspects biologiques et pathologiques*, p87 .108.
- ❖ **DIXON R-A et PAVIAN-L.(1995).** Stress induced phenyl propanoid metabolism, *Plant cell*, 7: 1085-1097.
- ❖ **EBERLIN T. (1994).** Les antibiotiques : Classification, mode d'action, utilisation thérapeutique. Editions Nathan, Paris, p 86.
- ❖ **EL FERTAS-A, MESSAI Y, ALOUACHE S et BAKOUR R. (2012).**Virulence profiles an antibiotics usceptibility patterns of *Klebsiella pneumonia* estrains isolated from different clinical specimens. *Patbio*,p 304.
- ❖ **FAVIER A. (2003).** Le stress oxydant. Intérêt conceptuel et expérimental dans la compréhension des mécanismes des maladies et potentiel thérapeutique. *L'actualité chimique*,p108-115.
- ❖ **GAUDY C, BUXERAUD J .(2005).**Antibiotiques : pharmacologie et thérapeutique Ed. ELSEVIER, Paris, p 14-23- 24.
- ❖ **GAYON R, PEYNAUDE, SUDRAUDOP et GAYONP R. (1982).** Composés phénoliques. In «*Traité d'œnologie, sciences et technique du vin* ».Eddition Dunod , p 477-499.

- ❖ **GÜLÇİN I, KÜFREVIÖGLU O, OKTAY M, et BÜYÜKOKUROĞLU M.E. (2004).** Antioxydant, antimicrobienne, antiulcéreuse et analgésique des activités de la ortie (*Urtica dioica* L.), p 205-215.
- ❖ **GUYOT M. (1992).** Systématique des Angiospermes. Lomé (Togo): Presses Editogo.
- ❖ **HADI M. (2004).** La quercétine et ses dérivés: molécules à caractère pro- oxydant ou capteurs de radicaux libres, études et applications thérapeutiques. Thèse doctorat. Université Louis Pasteur, p 155.
- ❖ **HAGERMAN A, BUTLER L. (1978).** Protein precipitation method for the quantitative détermination of tannins, *J. Agric. Food Chem*, 26 (4): 809–812.
- ❖ **HALIWELL B. (1987).** Oxydants and human disease :some new concepts, p358-364.
- ❖ **HARBORNE J.B. (1980).** Secondary Plant Products. *Encyclopedia of Plant Physiology*, Bell EA, Charlwood BV, Eds, Springer-Verlag, Berlin,8:329-402.
- ❖ **HARBORNE J.B. (1998).** *Phytochemical methods. A guide to modern techniques of plants analysis. Third Edition.* ISBN: 0-412-57260-5 (HB)et0-412-57270-2 (PB).
- ❖ **HEIM E.K, TAGLIAFERRO A.R. et BOBILYA D.J, (2002).** Flavonoids antioxydants: chemistry, metabolism and structure-activity relationships. *The Journal of Nutritional Biochemistry*, 3: 572-584.
- ❖ **HENDRICH A.B.(2006).** Flavonoid-membrane interactions: possible consequence for biological effects of some polyphénoliques compounds. *Acta pharmacologica Sinica*, 27: 27-40.
- ❖ **HERMANN K. (1989).** Occurrence and content of hydroxycinnamic and hydroxybenzoic acid compounds in foods, p 315-345.

- ❖ **HOPKINS W.G. (2003).** Physiologie végétale, Ed. De Boeck et Larcier, p 276-280.
- ❖ **ISERIN P. (2001)** .Encyclopédie des Plantes Médicinales, Identification, Préparation, Soins 2ième édition Ed Larousse/VUEF, p 13-16-250- 291-296.
- ❖ **FAURE K, KIPNIS E et GUERY B. (2008).** Revue générale prise en charge des pneumonies liées à *Pseudomonas aeruginosa*, France.
- ❖ **KALOUSTIAN J, CHEVALIER J, MIKAIL C, MARTINO M, ABOU L et VERGNES MF. (2008).** Etude de six huiles essentielles : Composition chimique et activité antibactérienne phytothérapie, p 160-164.
- ❖ **KANOUN. K. (2011).** Etude phytochimique et activités biologiques des deux plantes médicinales. Mémoire de Magister de l'Université Aboubekr Belkaid de Tlemcen.
- ❖ **KANSOLE M.M.R. (2009).** Etude ethnobotanique, phytochimique et activités biologiques de quelques lamiales du Burkina Faso. Cas de *Leuca smartnicansis* (Jacquin) R. Brown, *Hoslundia oppositifolia* et *Orthosiphon pallidus* (Royle) ex Benth. Mémoire pour obtenir un diplôme d'Etudes Approfondies (D.E.A) en Sciences Biologiques Appliquées. Burkina Faso.
- ❖ **KARAGOZLER A.A, ERDAG B, EMEK Y et UYGUM D.A.(2008).** Antioxydant activity and proline content of leaf extracts from *Dorystoechas hastata*. Food chemistry, 111: 400-407.
- ❖ **KOHEN R. et NYSKA A. (2002).** Oxidation of biological systems: oxidative stress phenomena, antioxidants redox reactions and methods for their quantification; Toxicologic Pathology, 30: 620-650.

- ❖ **KOKWARO. J. O. (1986).** Anacardiaceae. In: Polhill, R. M. (Editor), Flora of Tropical East Africa. Rotterdam (Netherlands). A. A. Balkema, p 59.
  
- ❖ **LAGADIC L, CAQUET T, AMIRAD J C et RAMAD F.(1997).** Biomarqueurs en écotoxicologie. Ed. Masson, Paris, P125-143.
  
- ❖ **LARSON R.A. (1995).** Antioxidant Mechanisms of secondary Natural Products, in Oxidative Stress and Antioxidant defense in Biology. Ed. Ahmad, London.
  
- ❖ **LAVIGNE J.P. (2007).** Effet des antibiotiques et mécanismes de résistance. Cours de Bactériologie. Faculté de Médecine Montpellier -Nîmes.
  
- ❖ **LIU R.H. (2007).** Whole grain phytochemicals and health. Journal of Cereal Science, 46:207-219.
  
- ❖ **MACHEIX J.J, FLEURIETA et BILLOT, J. (1990).** Fruit phenolics, CRC press, Boca Roton. In : les polyphénols en agroalimentaire Sarni-Manchado P, Cheynier V, Tec et Doc Lavoisier-Paris.
  
- ❖ **MACHEIX J J. FLEURIET A et JAY-ALLEMAND C. (2005).** Les composés phénoliques des végétaux. Ed. Presses polytechniques et universitaires romandes, p183.
  
- ❖ **MAI L P, GUÑRITTE F Ì, DUMONTET V, TRI M V, HILL B, THOISON O, GUÑNARD D. et SÑVENET T.(2001).** Cytotoxicity of Rhamno sylantra quinones and Rhamno sylantrones from Rhamno snepalensis. J. Nat. Prod. , 64: 1162-1168.
  
- ❖ **MAIGA A, DIALLO D, FANE S, SANOGO R, PAULSEN B.S. et CISSE B. (2005).** A survey of toxic plants on the market in the district of Bamako, Mali: traditional knowledge compared with a literature search of modern pharmacology and toxicology. Journal of Ethnopharmacology, 96:183-193.

- ❖ **MAISUTHISAKUL, P, PONGSAWATMANIT, R et GORDON, M.H. (2007).** Antioxidant properties of Teaw(*Cratoxylumformosum* Dyer) extract in soybean oil and emulsions. *Journal of Agricultural and Food.Chemistry*, 54 (7): 2719-2725.
- ❖ **MAKSIMOVIE Z, MALENCIÉ N D, et KOVACEVIÉ N. (2004).** Polyphenol contents and antioxidant activity of *Maydis stigma* extracts. *BioresourceTechnology*, 96 (8): 873-877.
- ❖ **MARJORIE M. C. (1999)** .Plant Products as Antimicrobial Agents. *Clinical Microbiology Reviews*. P:564-582
- ❖ **MAURICE N. (1997).** L'herboristerie d'antan à la phytothérapie moléculaire du XXIe siècle. Ed. Lavoisier, Paris, p 12-14.
- ❖ **MERGHEM R. (2009).** Eléments de biochimie végétale. Ed. Bachadine, p 172.
- ❖ **MITCHEH A. (1986).**Tous les Arbres de nos Forêts, édition Bordas, p 319.
- ❖ **MORE D , WHITE J. (2005).** Encyclopédie des Arbres plus de 1800 Espèces et Variétés du Monde, Flammarion, p 18.
- ❖ **MORI A, VISHINO C, ENOKI N et TWATA S. (1987).** Antibacterial activity and mode of action of plant Flavonoids against *Proteus Vulgaris* and *Staphylococcus Aureus*,26: 2231-2234.
- ❖ **MOUSSARD C. (2006).** Biochimie structurale et métabolique, Ed : De Boeck Université Bruxelles,p269.
- ❖ **NAUCIEL C. (2000).**Bacteriologies medicale. Ed. Masson, Paris, p 275.

- ❖ **OLATUNJI G. (2000).**Diterpene lactone from the heartwood of *Daniella Oliveri* Cellulose. *Chemistry and Technology*,34: 505-507.
- ❖ **OTHMAN A, ISMAIL A , GHANI AN et ADENAN I. (2007).** Antioxidant capacity and phenolic content of cocoa beans. *Food Chemistry*, 100: 1523–1530.
- ❖ **OWEN P.L, JOHNS, T. (1999).** Xanthine oxidase inhibitory activity of north eastern North American plant remedies used for gout. *J. Ethnopharmacol*, 64: 149-160.
- ❖ **.PERRONNE C. (1999).** Maladies infectieuses, volume 1,p 65.
- ❖ **POTTERAT O. (1997).** Antioxidants and free radical scavengers of natural origin. *Currentorganic chemistry*, 1 : 415-417.
- ❖ **QUEZEL P, SANTA S. (1963).** Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques Méridionales. Tome II Edition. CNRS. Paris.
- ❖ **RECIO M C, RIOS J. L et VILLAR A. (1989).**A review of some antimicrobial compounds Isolated from medicinal plants reported in the literature ,*Phototherapy.Res.*3,117-125.
- ❖ **ROJAS A, HERNANDEZ L, PEREDA-MIRANDA R et MATA R. (1992).** Screening for antimicrobial activity of crude drug extracts and pure natural products from Mexican medicinal plants. *J. Ethnopharmacology*. 35, p :275-283.
- ❖ **ROMANI A, COINU R, CARTA S, PINELLI P, GALARDI C, VINCIERI FF, et FRANCONI, F. (2004).**Evaluation of antioxidants effect of different extracts of *Myrtuscommunis* L. *Free Radical Research*, 38 (1): 97–103.
- ❖ **RUSSELL A D. (2001).**Principles of antimicrobial activity and resistance ,disinfection, sterilisation and preservation ,(85),p :31-56.

- ❖ **SADIÇ O. (2003).** Sensitivity of four pathogenic bacteria to Turkish thyme and oregano hydrosols. *Lebensm.-Wiss. U.-Technol.* 36,p: 467-473.
- ❖ **SCRIBAN R. (1993).** *Biotechnologie.* 4 è Edition Tec et Doc,Paris, P.486.
- ❖ **SIES H. (1991).** Oxidative stress. Introduction. In H.Sies, Ed. *Oxidative stress, Oxidants and antioxidants*, Academic Press, San Diego.
- ❖ **TEIXEIRA DA SILVA J. A.(2004).** Mining the essential oils of the Anthemideae. *Afr. J. Biotechnol*,3: 706-720.
- ❖ **TEKWU EM ,PIEME A C et BENG V .(2012).**Investigation of antimicrobial activity of some cameroonian medicinal plant extracts against bacteria and yeast with gastrointestinal .*journal of ethno pharmacology ,(142) ,p :265-27.*
- ❖ **TOUAIBIA M ,CHAOUCH F.Z. (2014).** Evaluation de l'activité anti-oxydante des extraits aqueux, méthanolique téthanolique de l'espèce saharo-endémique *Myrtus nivellei* Batt et Trab. (Myrtaceae). *International Journal of Innovation and Applied Studies.* 6, 407-413.
- ❖ **WANNES W, MHAMDI A, SRITI B, BEN J, JEMIA M, OUCHIKH O, HAMD AOUI G, KCHOUK M.E, et MARZOUK, B. (2010).** Antioxidant activities of the essential oils and methanol extracts from myrtle (*Myrtus communis* var. *italica* L.) leaf stem and flower, *Food and Chemical Toxicology*, 48: 1362–1370.
- ❖ **YAHIA M. (1992).** *La Thérapeutique par les Plantes Communes en Algérie*, Ain Taya, p59.

**Sites d'internet :**

[http://el-milia.over-blog.com/pages/Presentation\\_de\\_ElMilia\\_en\\_arabe\\_-1220039.html](http://el-milia.over-blog.com/pages/Presentation_de_ElMilia_en_arabe_-1220039.html).



# *Annexes*

## Annexe 1 : courbe d'étalonnage

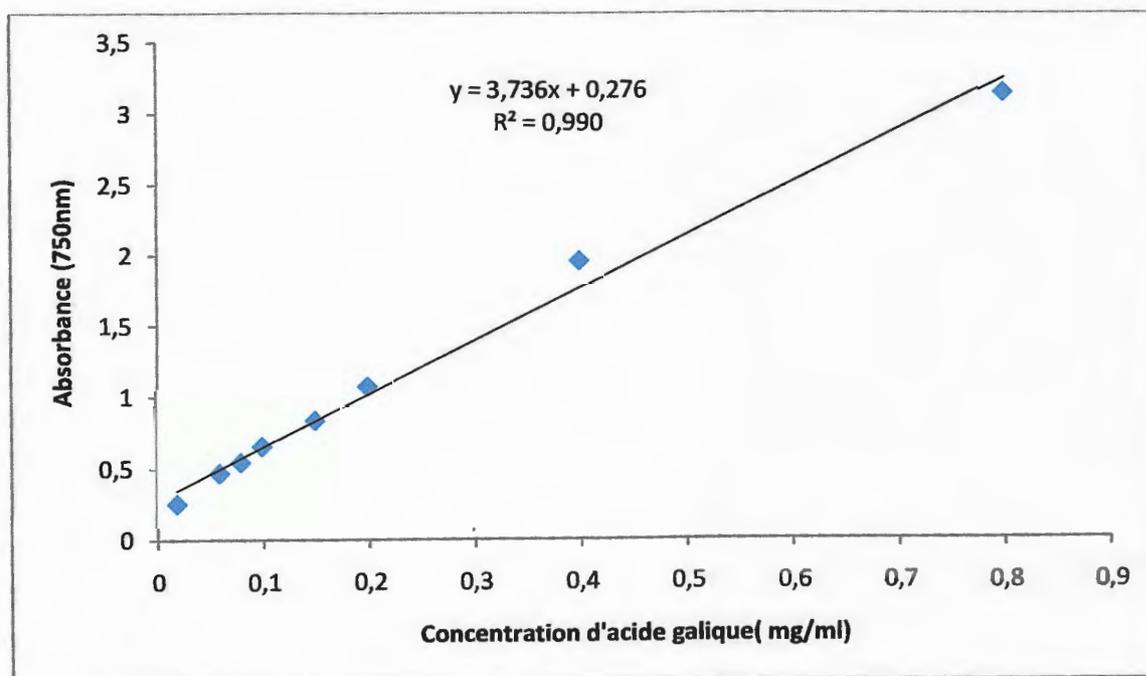


Figure 1 : Courbe d'étalonnage des polyphénols totaux.

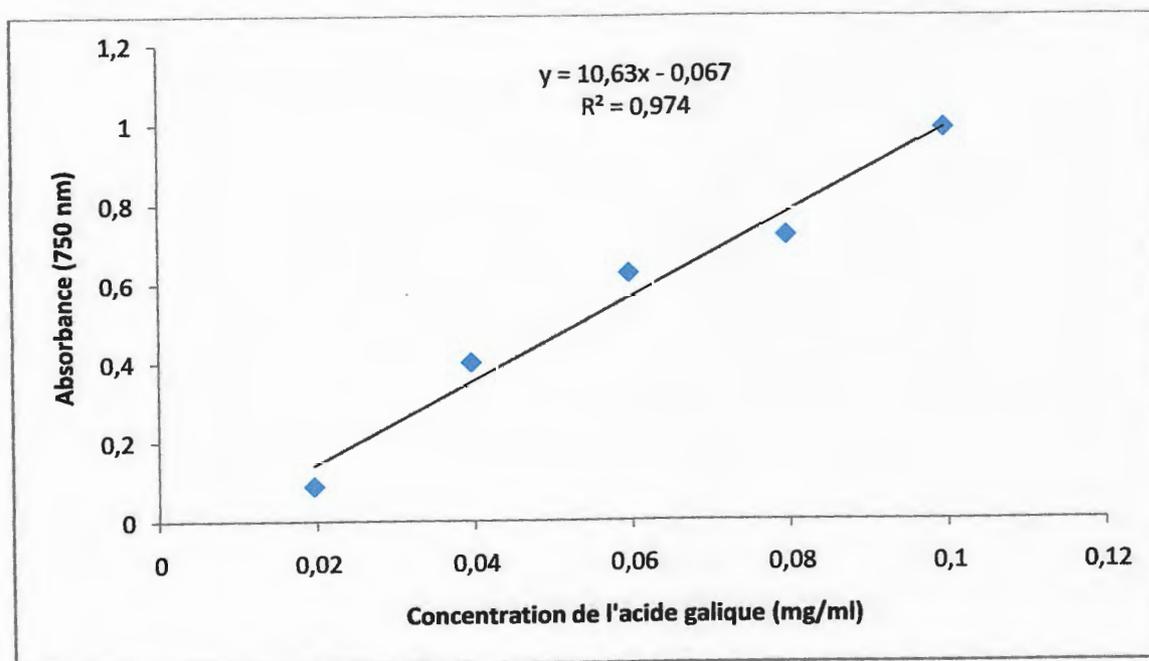


Figure 2 : Courbe d'étalonnage des phénols polaires.



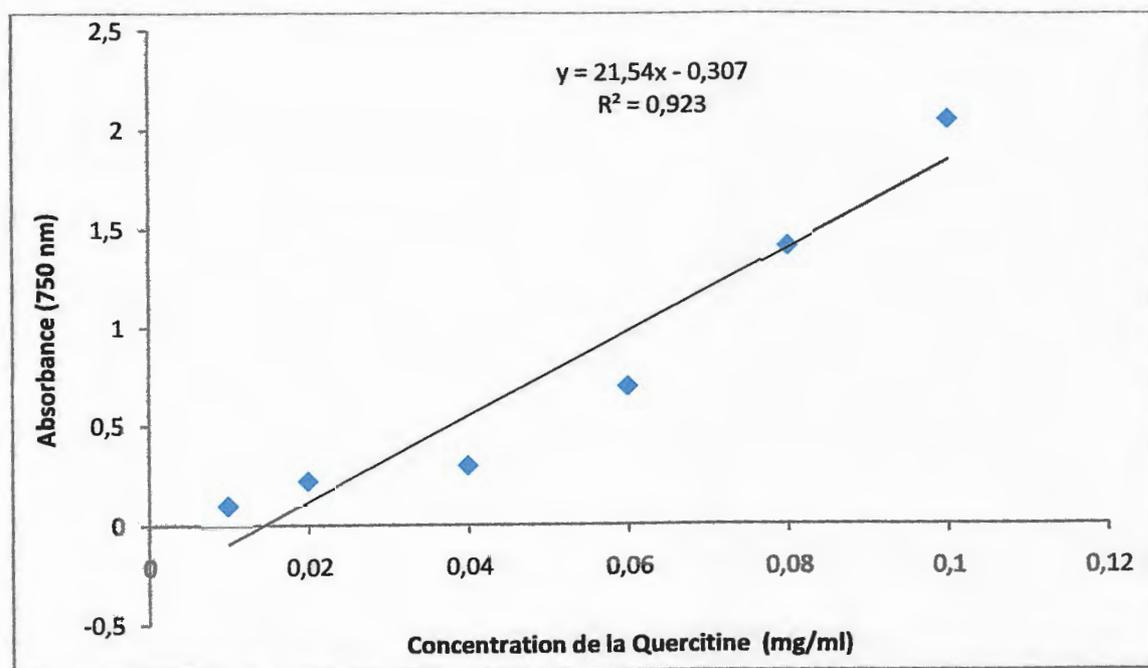


Figure 3 : Courbe d'étalonnage des flavonoïdes.

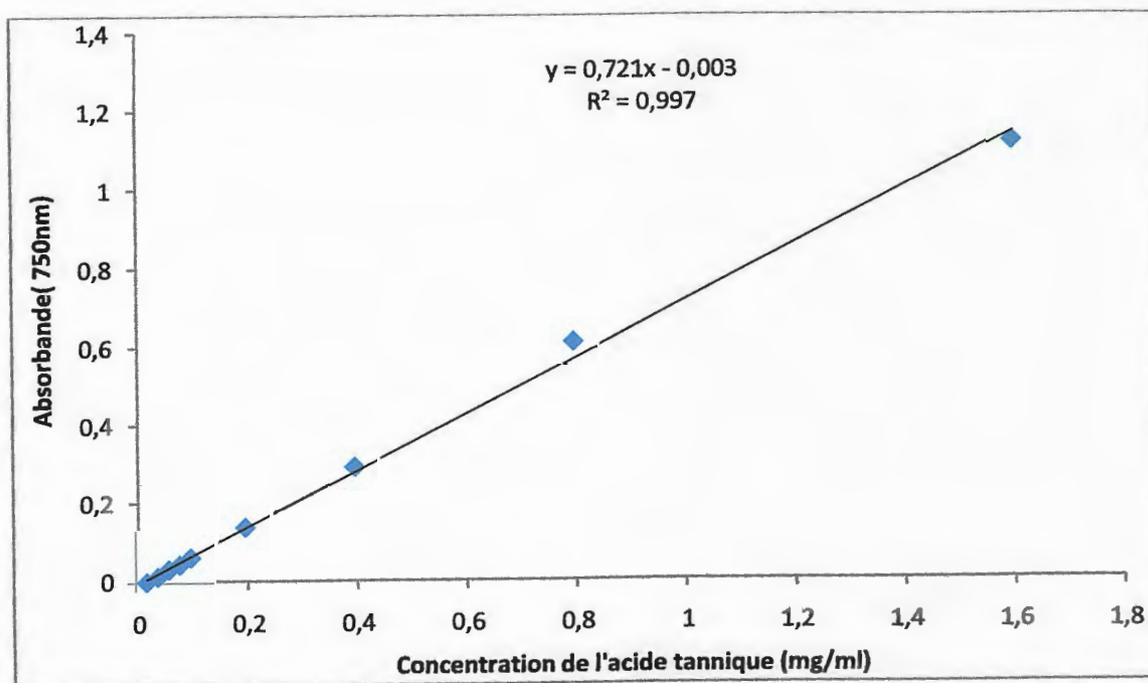
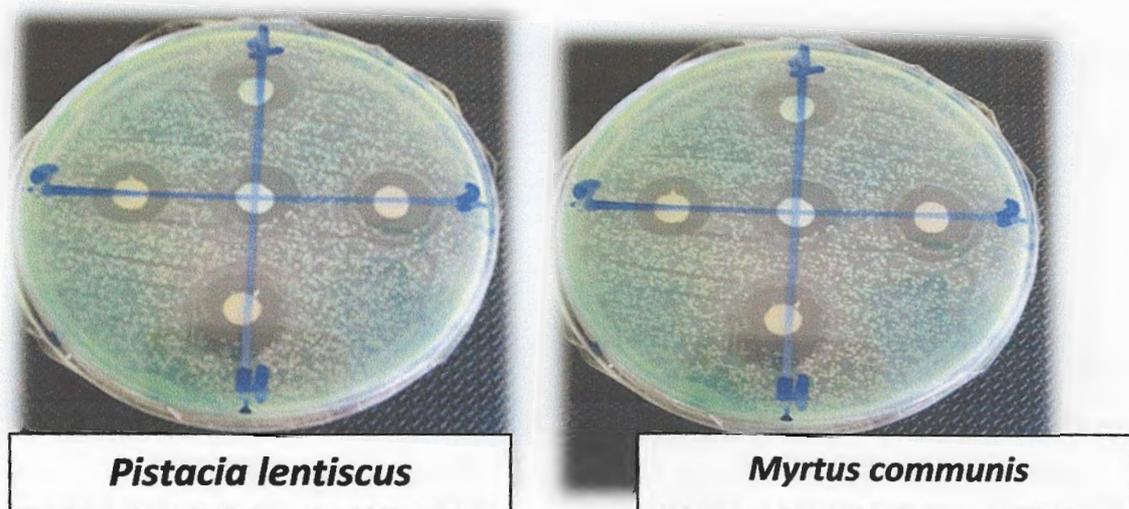
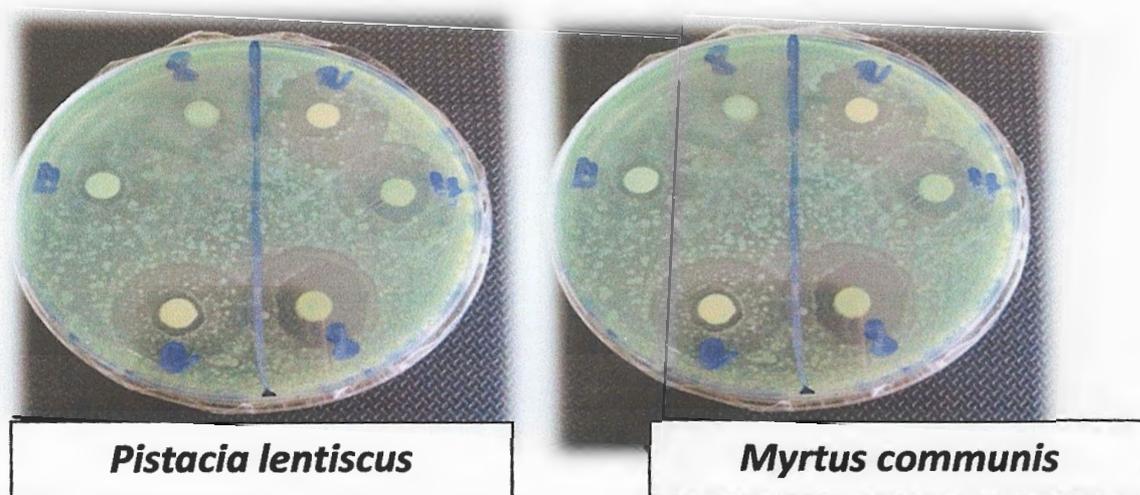


Figure 4 : Courbe d'étalonnage des tannins.

## Annexe 2 : Résultats de l'activité antibactérienne

Figure1 :Effet de l'extrait éthanolique de *P. lentiscus* et *M. communis* sur *E. coli*Figure2 :Effet de l'extrait acétate d'éthyle et aqueux acétate d'éthyle de *P. lentiscus* et *M. communis* sur *E. coli*.



*Pistacia lentiscus*



*Myrtus communis*

Effet de l'extrait hexane et aqueux hexane *P. lentiscus* et *M. communis* sur *E. coli*

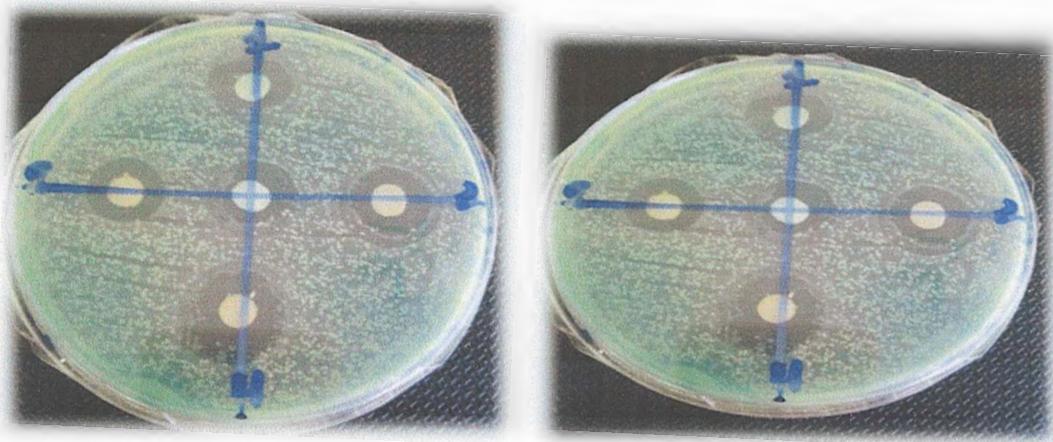


*Pistacia lentiscus*



*Myrtus communis*

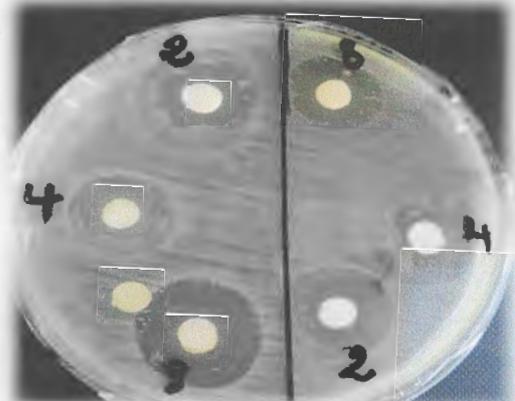
Effet de l'extrait chloroforme et aqueux chloroforme *P. lentiscus* et *M. communis* sur *E. coli*



Effet de l'extrait éthanolique de *P. lentiscus* et *M. communis* sur *Staphylococcus*



*Pistacia lentiscus*



*Myrtus communis*

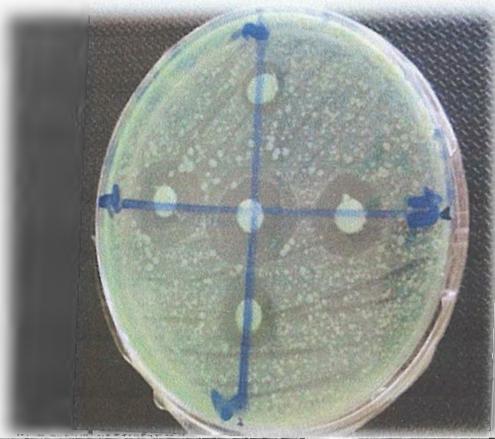
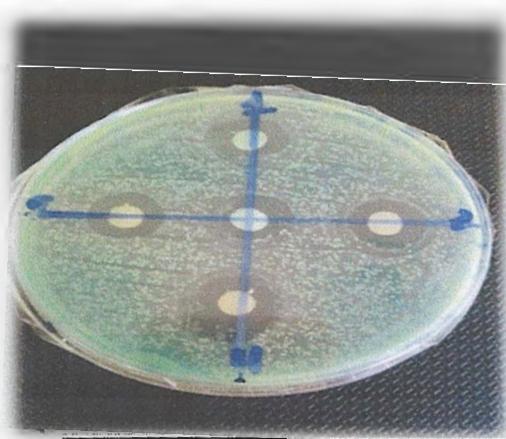
Effet de l'extrait acétate d'éthyle et aqueux acétate d'éthyle de *P. lentiscus* et *M. communis* sur *Staphylococcus*

*Pistacia lentiscus**Myrtus communis*

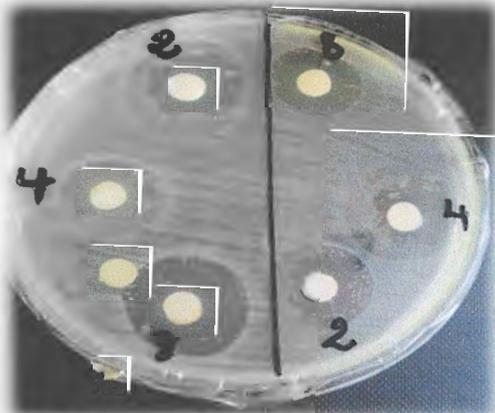
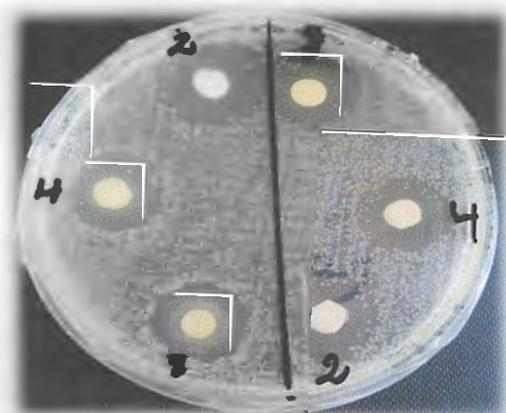
Effet de l'extrait acétate hexane et aqueux hexane de *P. lentiscus* et *M. communis* sur *Staphylococcus*

*Pistacia lentiscus**Myrtus communis*

Effet de l'extrait acétate chloroforme et aqueux chloroforme de *P. lentiscus* et *M. communis* sur *Staphylococcus*.

*Pistacia lentiscus**Myrtus communis*

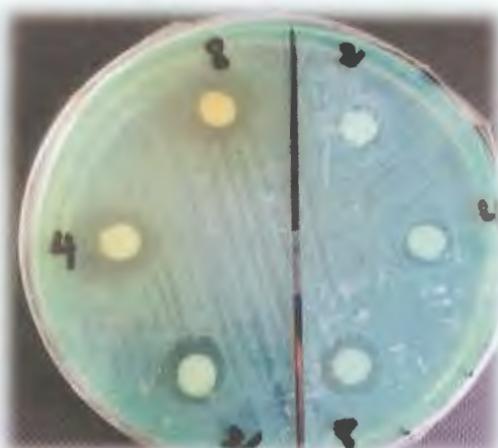
Effet de l'extrait éthanolique de *P. lentiscus* et *M. communis* sur *Pseudomonas*

*Pistacia lentiscus**Myrtus communis*

Effet de l'extrait acétate d'éthyle et aqueux acétate d'éthyle de *P. lentiscus* et *M. communis* sur *Pseudomonas*.



*Pistacia lentiscus*



*Myrtus communis*

Effet de l'extrait hexane et aqueux hexane de *P. lentiscus* et *M. communis* sur *Pseudomonas*.

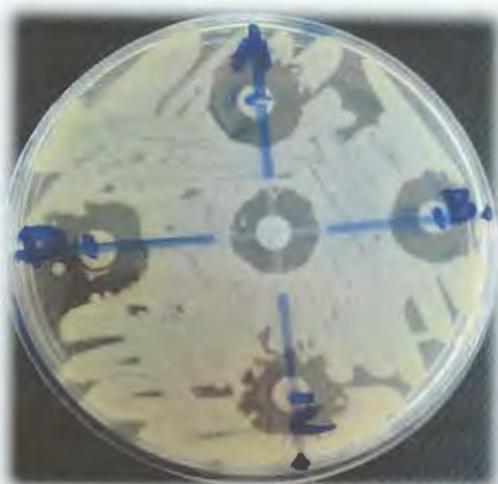


*Pistacia lentiscus*



*Myrtus communis*

Effet de l'extrait chloroforme et aqueux chloroforme de *P. lentiscus* et *M. communis* sur *Pseudomonas*.

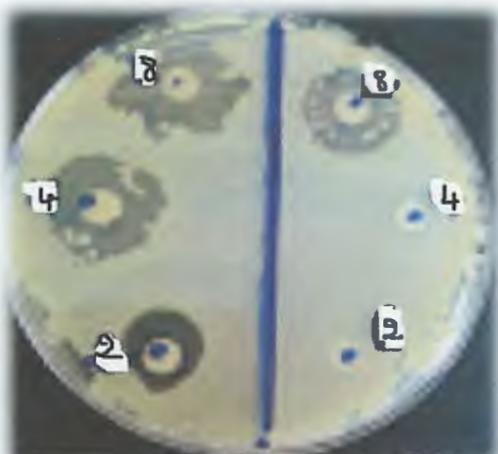


*Pistacia lentiscus*



*Myrtus communis*

Effet de l'extrait éthanolique de *P. lentiscus* et *M. communis* sur *Klebsiella*.



*Pistacia lentiscus*



*Myrtus communis*

Effet de l'extrait acétate d'éthyle et aqueux acétate d'éthyle de *P. lentiscus* et *M. communis* sur *Klebsiella*.

## Annexe 3 : Corrélation.

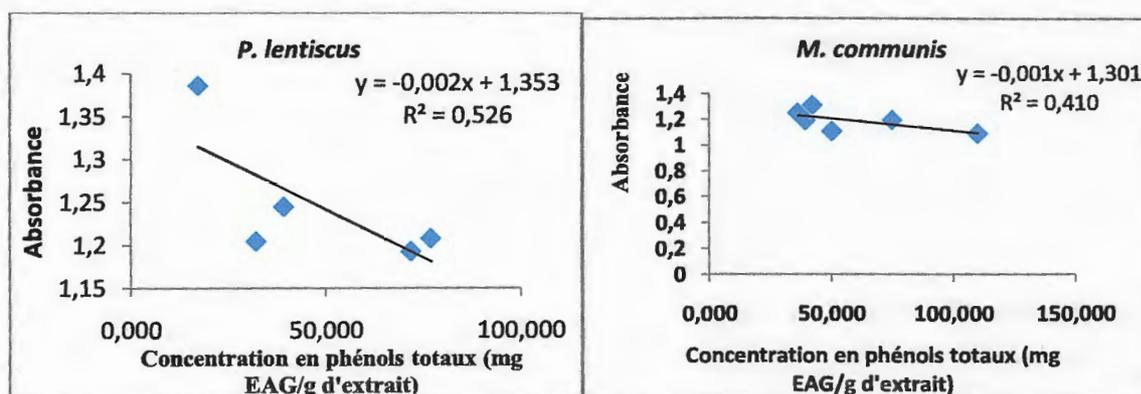


Figure 01: Corrélations entre le pouvoir réducteur et les phénols totaux.

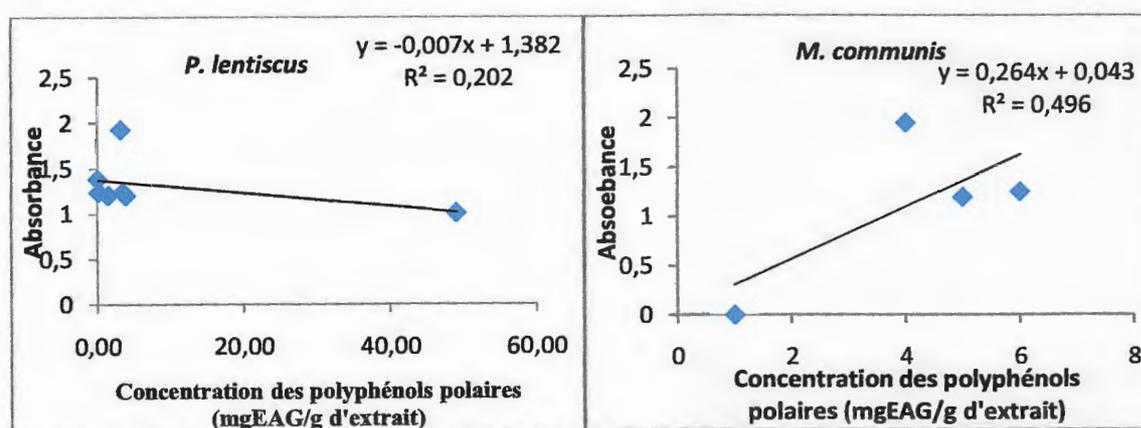


Figure 02: Corrélations entre le pouvoir réducteur et les phénols polaires.

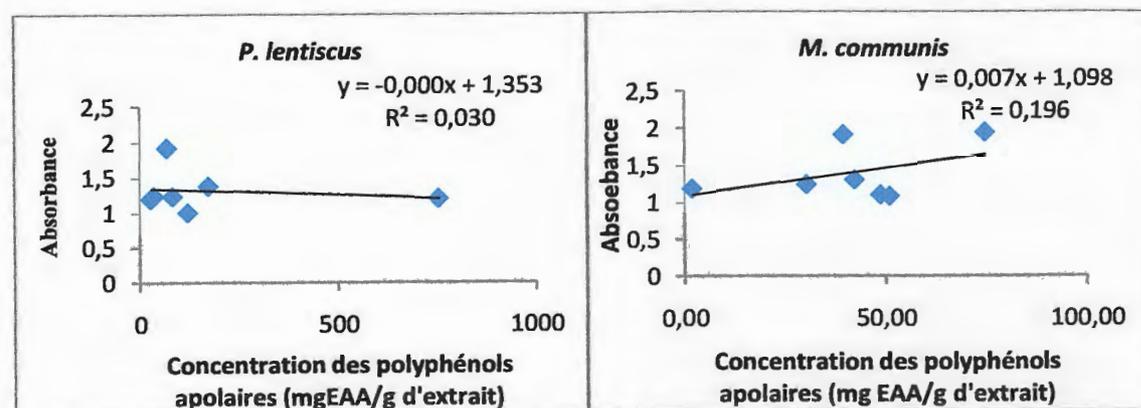


Figure 03: Corrélations entre le pouvoir réducteur et les phénols apolaires.

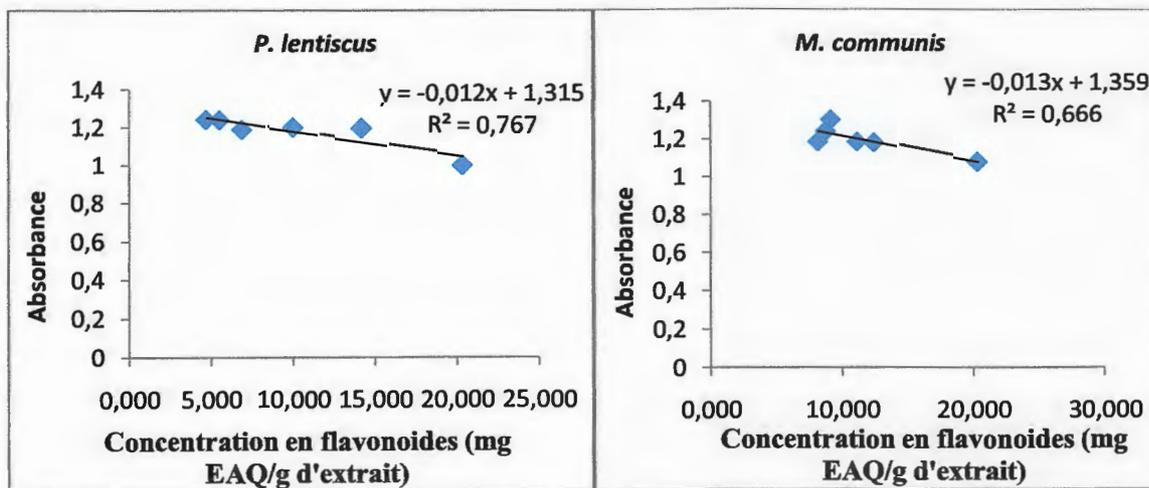


Figure 04 : Corrélations entre le pouvoir réducteur et les flavonoïdes.

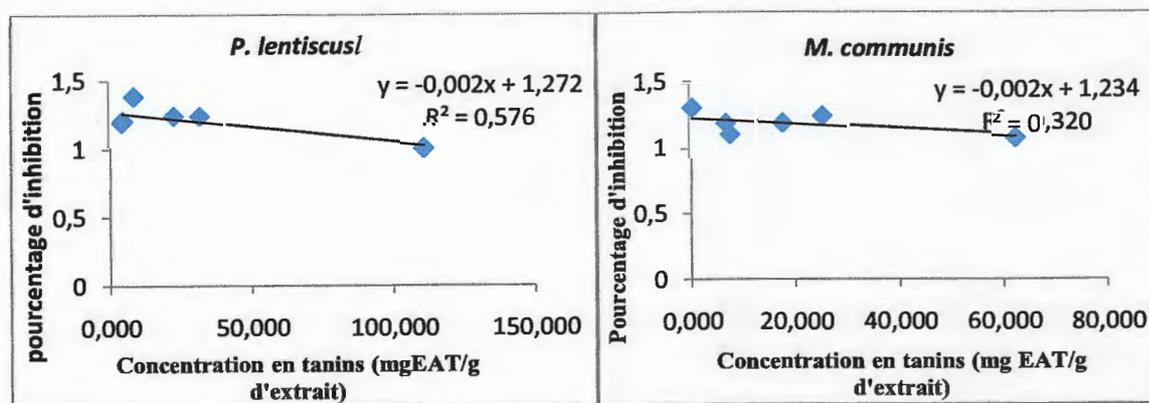


Figure 05 : Corrélations entre le pouvoir réducteur et les tannins.

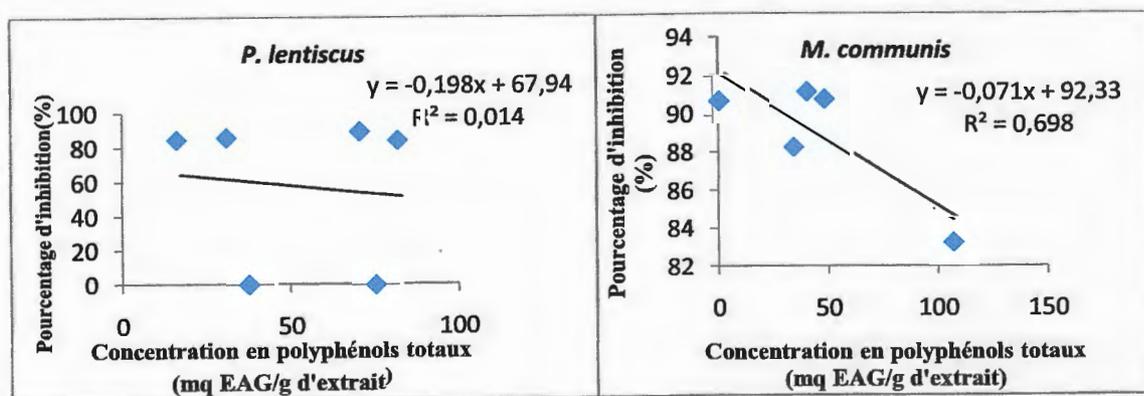


Figure 06 : Corrélations entre l'activité antiradicalaire contre le DPPH<sup>•</sup> et les polyphénols totaux.

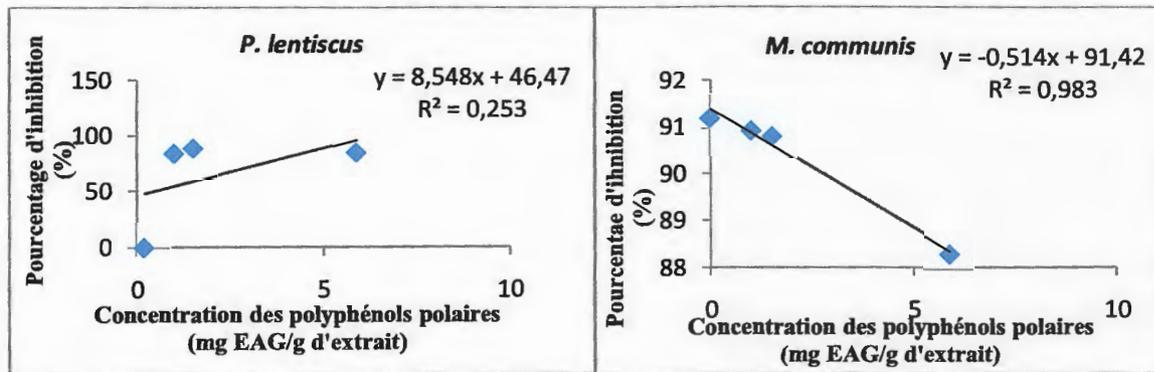


Figure 07 : Corrélations entre l'activité antiradicalaire contre le DPPH<sup>•</sup> et les polyphénols polaires.

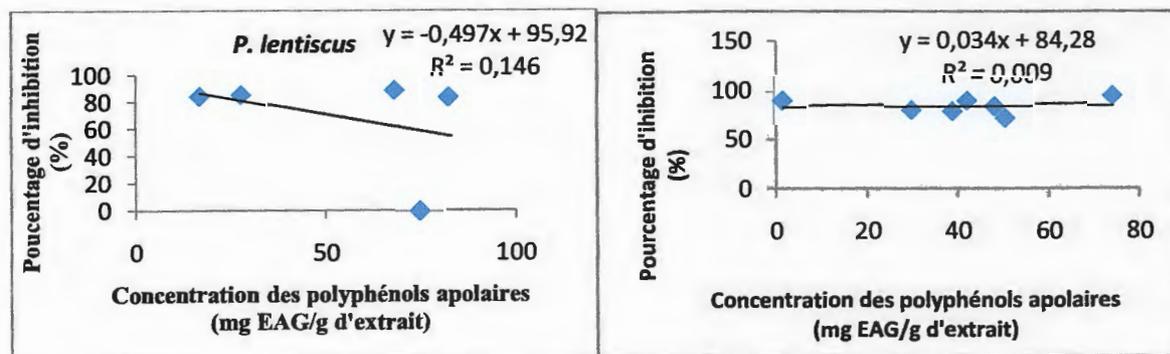


Figure 08 : Corrélations entre l'activité antiradicalaire contre le DPPH<sup>•</sup> et les polyphénols apolaires.

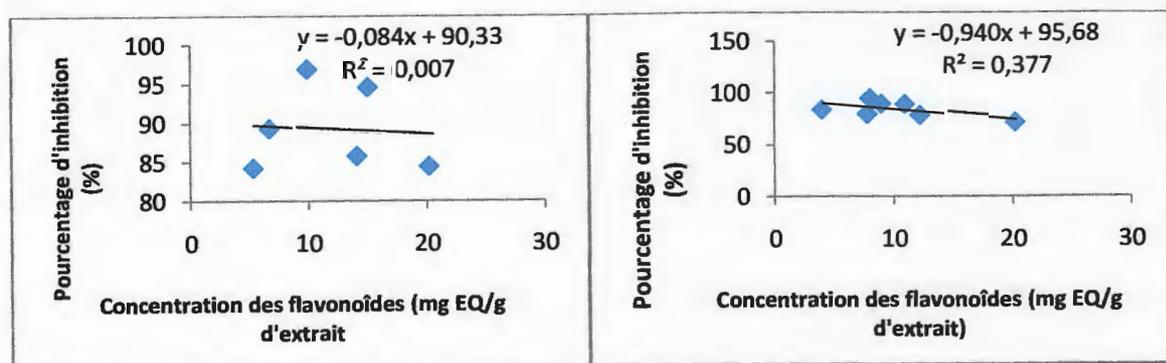


Figure 09 : Corrélations entre l'activité antiradicalaire contre le DPPH<sup>•</sup> et les flavonoïdes.

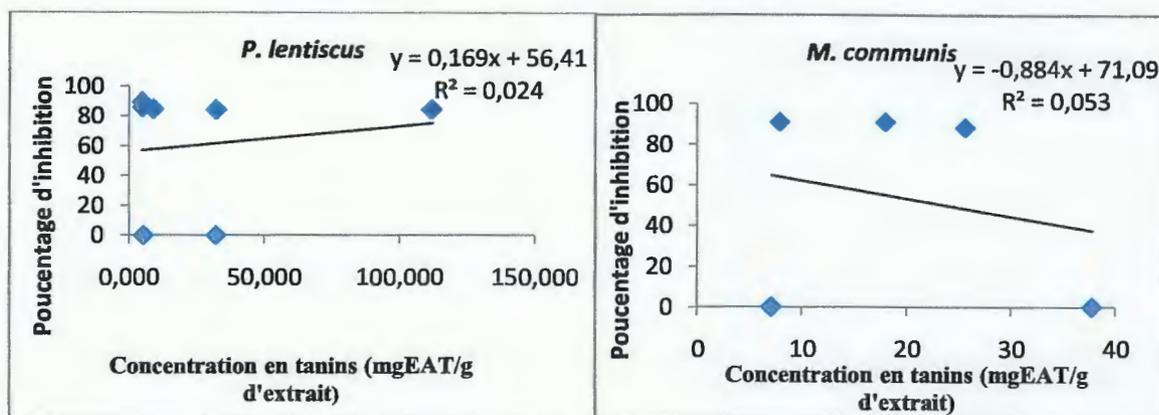


Figure 10 : Corrélations entre l'activité antiradicalaire contre le DPPH<sup>•</sup> et les tannins.

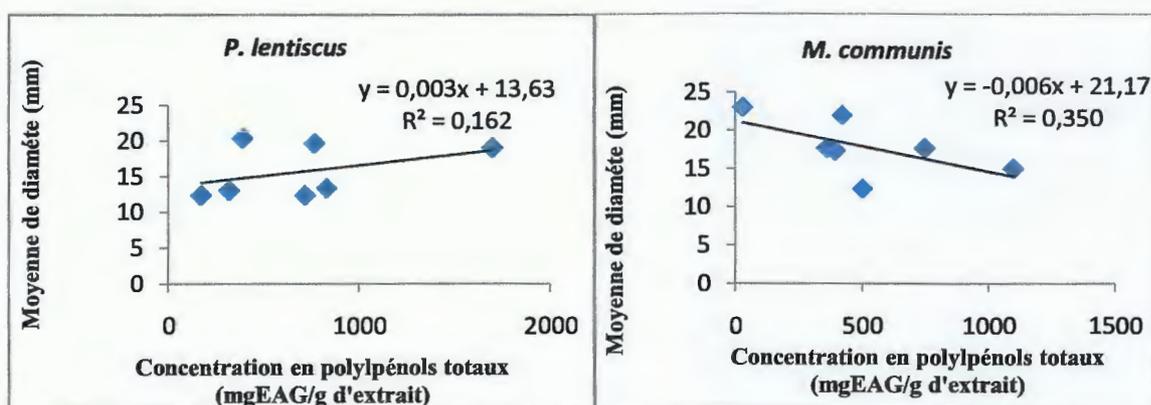


Figure 11: Corrélations entre les moyennes des diamètres et les polyphénols totaux.

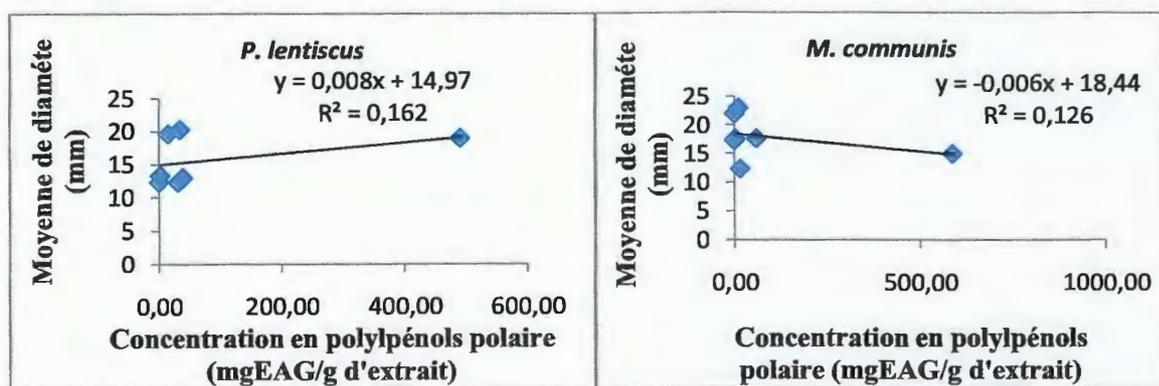


Figure 12: Corrélations entre les moyennes des diamètres et les polyphénols polaires.

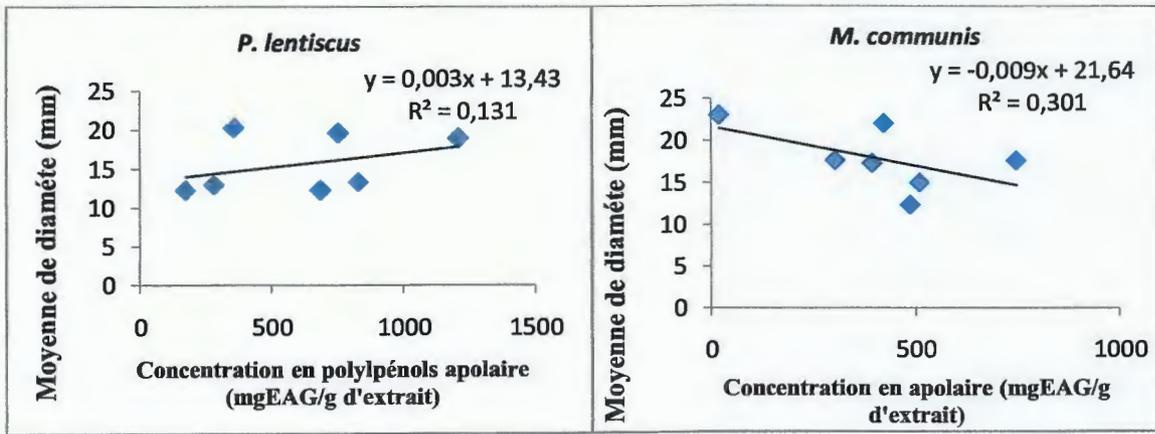


Figure 13: Corrélations entre les moyennes des diamètres et les polyphénols apolaires.

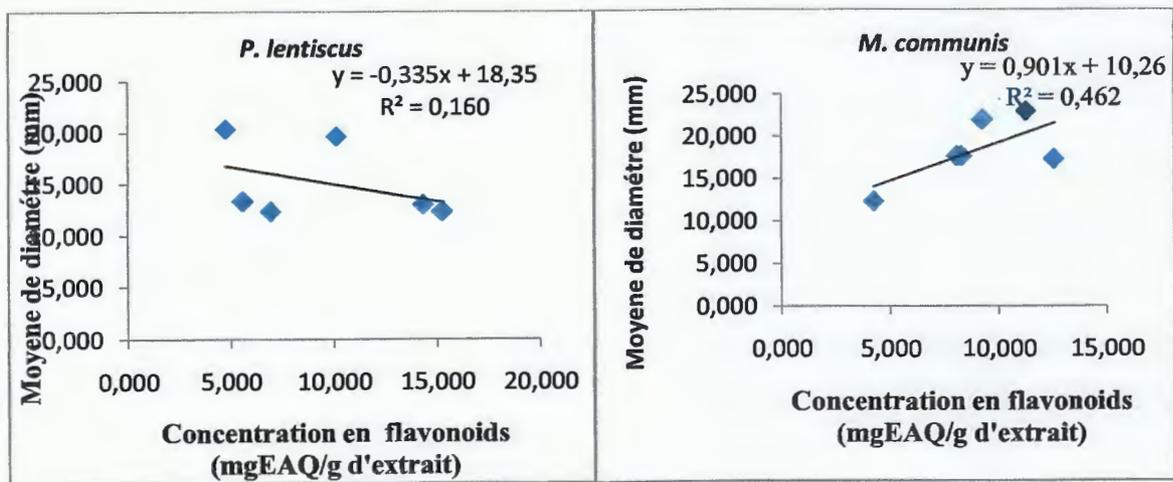


Figure 14: Corrélations entre les moyennes des diamètres et les flavonoïdes.

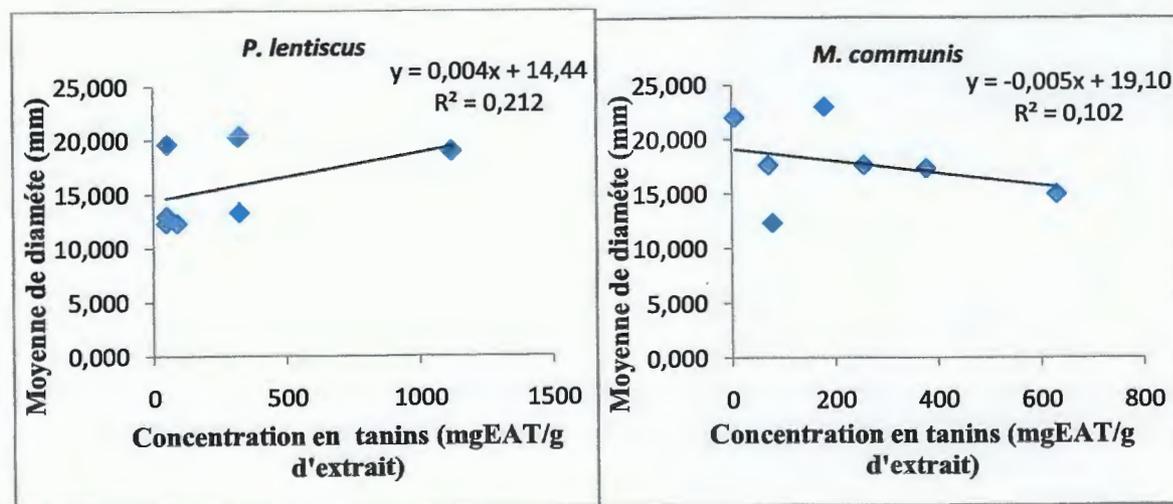


Figure 15: Corrélations entre les moyennes des diamètres et les tannins.

Présenté par :  
GHESMOUNE Meryem  
SIFOUANE Khadidja

Encadrante:  
BENTERROUCHE. I

Date de soutenance :  
03 /07 /2016

### Résumé

Dans le présent travail, les extraits de deux plantes (*Myrtus communis* et *Pistacia lentiscus*) ont été étudiés pour évaluer leurs activités antioxydantes et antibactérienne, ainsi qu'une quantification de leur teneur en composés phénoliques. *P. lentiscus* est la plus riche en phénols totaux (169.834 mg /g d'extraits), phénols apolaires (120.77 mg /d'extraits) suivi par *M. communis* qui obtenue des résultats en polyphénols (109.743 mg /g d'extraits), phénols apolaires (74.61 mg /g d'extraits), mais *M. communis* est plus riche en phénols polaires que *P. lentiscus*. L'activité antioxydante des extraits est évaluée par deux tests (le pouvoir réducteur et l'activité antiradicalaire du DPPH). la plus part des extraits ont une activité antioxydante intéressante, l'activité antibactérienne réalisée sur *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas aeruginosa* et *Klebsiella pneumoniae* à montré que les extraits testés sont doués d'activité appréciable avec des zones d'inhibition pouvant atteindre 23 mm.

**Mots clés :** *Myrtus communis*, *Pistacia lentiscus*, composés phénoliques, activité antioxydante, activité antibactérienne,

### Abstract

In present work, the extracts of two plants (*Myrtus communis* and *Pistacia lentiscus*) were studied to evaluate their antioxidant and antibacterial activities, beside that, a quantification of their content in phenolic compounds. *P. lentiscus* is richest in phenols total (169.834mg/g of extract), non-polar phenols (120.77 mg/g of extract) then *M. communis* which obtained polyphenol results (109.743 mg/g of extract), non-polar phenols (74.61 mg/g of extracts), but *M. communis* is richer in polar phenols than *P. lentiscus*. The antioxidant activity of the extracts is evaluated by two test (reduction and the antiradical activity of the DPPH). the extracted have an interesting antioxidant activity, the antibacterial activity carried out on *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas aeruginosa* and *Klebsiella pneumoniae* have shown that the extracts tested are endowed with appreciable activity with zones of inhibition being able to reach 23 mm

**Keywords:** *Myrtus communis*, *Pistacia lentiscus*, Phenolics compounds, anti oxidant activity, antibacterial activity.

### المخلص

في هذا العمل تم دراسة الأنشطة المضادة للأكسدة والمضادة للبكتيريا وكذا المكونات الفينولية لنبتتين طبييتين تنتميان لعائلة *Myrtus communis* و *Pistacia lentiscus*, هي الاغنى من حيث البوليفينولات الكلية (169,83مغ/مغ المستخلص), البوليفينولات الغير قطبية (120,77مغ المستخلص), في حين *Myrtus communis* تحتوي علي البوليفينولات الكلية (109,94مغ/مغ المستخلص), البوليفينولات الغير قطبية (74,61مغ المستخلص) لكن *Myrtus communis* هي الاكثر غنى من حيث البوليفينولات القطبية. قيست فعالية المستخلصات الميتابولية ضد الأكسدة بطريقتين هما قدرة إرجاع الحديد والنشاط المضاد للجذور الحرة. معظم المستخلصات أظهرت فعالية جد معتبرة ضد الأكسدة. تم إختبار النشاط المضاد للبكتيريا بإظهار حساسية البكتيريا *Escherichia coli*, *staphylococcus aureus* و *pseudomonas pneumoniae* ضد مستخلصات النباتات.

الكلمات المفتاحية: المركبات الفينولية، النشاط المضاد للأكسدة، النشاط المضاد للبكتيريا، *Pistacia Lentiscus*,

*Myrtus communis*,

