

MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE  
UNIVERSITÉ AKLI MOHAND OULHADJ – BOUIRA  
FACULTÉ DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE ET DES SCIENCES DE LA TERRE  
DÉPARTEMENT DE BIOLOGIE



Réf : ...../UAMOB/F.SNV.ST/DEP.BIO/2019

**MEMOIRE DE FIN D'ETUDES**  
**EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME MASTER**

**Domaine :** SNV    **Filière :** Sciences Biologiques

**Spécialité :** Microbiologie appliquée

**Présenté par :**

*MIRAD Bouchra et BADIS Ahlem*

*Thème*

*Activité antioxydant et antibactérienne des extraits des  
feuilles d'olivier sauvages et cultivés*

**Soutenu le :** 18/09/2019

**Devant le jury composé de :**

*Nom et Prénom*

*Grade*

HADIDI .L

MAB.

Univ. de Bouira

Présidente

GUELLAL .D

MAB.

Univ. de Bouira

Examinatrice

MOUDACHE .M

MAB.

Univ. de Bouira

Promotrice

TAHRI.S

Univ. de Bouira

Co.Promotrice

*Année Universitaire : 2018/2019*

*Ce travail a été réalisé au niveau de laboratoire de Biologie du département de Microbiologie de la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie de l'Université Akli Mohand Oulhadj.*

\*\*\*\*\*

*Le grand Merci nous le réservons à DIEU le tout puissant pour le courage et la volonté qu'il nous a accordé pour mener à bien notre travail.*

\*\*\*\*\*

*Nous remercions profondément nos encadreur madame Moudache , M, et M Tahri ,S pour leurs soutien et les efforts fournis pour nous diriger vers la bonne voie et n'oublions jamais ses critiques bénéfiques pour nous diriger vers un esprit scientifique*

\*\*\*\*\*

*Nos vifs remerciements pour les membres du jury à commencer par Mme HADIDI .L qui nous a fait l' honneur de présider notre jury.*

*A Mme GUELLAL .D d' avoir accepté d' examiner ce modeste travail .*

\*\*\*\*\*

*Nous remercions le Directeur de l'EPSP, Monsieur Badaoui Adel pour son soutien et de nous avoir donné la chance et le privilège de donné le droit pour visualisé comment travaillé au niveau de votre laboratoire bactériologique.*

\*\*\*\*\*

*Nous tenons à exprimer nos remerciements à tous les membres (EPSP) d'Ain Bessam à leur tête Monsieur Ben Ammar Ismail qui nous a énormément aidés. Merci pour votre noblesse, sa gentillesse et pour ses efforts avec nous.*



## DEDICACE

*Dieu merci*

*Je dédie ce modeste travail avec  
Toute mon affection aux êtres qui me  
Sont très chers au monde mes parents :*

*A ma mère « Bouali Tourkia »*

*A ma père « Abd El Karim»*

*A mes chères sœurs :*

*« Imen Et Et son cher mari Mohamed »*

*Et à mes frères:*

*« Mohamed Lamine , Chouaib »*

*Et à toute la*

*Famille « Badis».*

***Ahlem***



## DEDICACE

*Dieu merci*

*Je dédie ce modeste travail avec  
Toute mon affection aux êtres qui me  
Sont très chers au monde mes parents :*

*A ma mère « Ben Youssef Fatum »*

*A ma père « Mohamed »*

*Et mon cher frère:*

*« Hamza et Et sa femme Hala »*

*Et les enfants de mon cher frère:*

*« Abd El Rahman , Abd El Allah »*

*Et à toute la*

*Famille « Mirad ».*

***Bouchra***

Remerciements	
Dédicaces	
Liste des tableaux	
Listes des figures	
Liste d'abréviations	
Introduction.....	1

## Synthèse bibliographique

### Chapiter I: Stress oxydant et contaminations bactériennes

1. Radicaux libres et stress oxydant.....	3
1. 1. Les radicaux libres .....	3
1. 1. 1. Définition .....	3
1. 1. 2. Production des radicaux libres .....	3
1. 2. Stress oxydant.....	3
1. 2.1.Définition .....	3
1. 2.2. Les maladies liées au stress oxydant .....	4
2. Les contaminations bactériennes.....	4
3 .Maladies liées aux bactéries étudiées.....	5
4. Les contaminations alimentaires.....	7

### Chapitre II : L'olivier

1. 1.Historique .....	8
1.2. Systématique .....	8
1.3. L'olivier domestique " <i>Olea europaea sativa</i> "et L'olivier sauvage " <i>Olea europaea sylvestris</i> " .....	9
1.3.1. Répartition géographique .....	9
1.3.1.1-Dans le monde.....	9

---

1.3.1.2. En Algérie.....	11
1.3.2. Description botanique.....	11
1.3.3. Critères de différenciation.....	12
1.4. Les feuilles d'olivier .....	13
1.4.1. Biomasse.....	13
1.4.2. Composition des feuilles d'olivier " <i>Olea europaea sativa</i> " et " <i>Olea europaea sylvestris</i> " .....	13

### **Chapitre III : Polyphénols des feuilles d'olivier et Leurs propriétés pharmacologiques**

1. Généralité sur les composés phénoliques.....	16
2. Les composés phénoliques des feuilles d'olivier cultivés et sauvage.....	18
3. L'oleuropéine .....	19
3.1. Généralité.....	19
3.2. Les dérivés d'oleuropéine.....	20
3.2.1. Hydroxytyrosol.....	20
3.2.2. Tyrosol.....	21
4. Les propriétés pharmacologiques des feuilles d'olivier.....	21
5. Activité antioxydante et mécanisme d'action des antioxydants .....	22
6. Activité antibactérienne et mécanisme d'action .....	23

### **Partie expérimentale**

1. Matériel et méthodes.....	27
1.1. Matériel végétal.....	27
1.2. Préparation du matériel végétal.....	27
1.3. Extraction et dosage des composés phénoliques.....	28
1.3.1. Extraction.....	28
1.3.2. Rendement d'extraction.....	28

---

1.3.3. Dosage des composés phénoliques .....	28
1.3.3.1. Phénols totausolubles.....	29
1.3.3.2. Flavonoïdes.....	29
1.4 Activité antioxydante des extraits de feuilles par le test de piégeage du radical DPPH.....	30
1.5. Activité antibactérienne des extraits de feuilles d'olivier sauvage et cultivé...30	
1.5.1. Souches bactérienne utilisées.....	31
1.5.2. Evaluation de l'activité antimicrobienne (antibiogramme) .....	31
1.5.3. Détermination des concentrations minimales inhibitrices (CMI).....	33
1.6. Analyse statistique .....	34

### Résultats et discussion

1. Rendement d'extraction des polyphénols.....	35
2. Teneurs en composés phénoliques.....	36
2.1. Teneurs en phénols totaux solubles.....	36
2.2. Teneur en flavonoïdes.....	37
3. Activité antioxydante d'extraits de feuilles par le test de piégeage du radical DPPH.....	38
4. Evaluation <i>in vitro</i> de l'activité antibactérienne.....	38
5. Détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI).....	41
Conclusion.....	46
Référence	
Annexe	

---

## *Liste des tableaux*

---

<b>Numéro du tableau</b>	<b>Titre de tableau</b>	<b>Page</b>
<b>Tableau I</b>	Critères morphologiques de classement des oliviers en olivier cultivé, sauvage.	<b>13</b>
<b>Tableau II</b>	Composition chimique global des feuilles d'olivier (exprimé en g par 100 g) selon plusieurs auteurs	<b>14</b>
<b>Tableau III</b>	Composition chimique des feuilles d'olivier sauvages " <i>Olea europaea var sylvestris</i> ".	<b>15</b>
<b>Tableau IV</b>	Les principales classes des composés phénoliques.	<b>17</b>
<b>Tableau V</b>	Structures chimiques des composés phénoliques les plus abondants des feuilles d'olivier cultivé.	<b>18</b>
<b>Tableau VI</b>	Constituants phénoliques de la feuille d'olivier sauvage.	<b>19</b>
<b>Tableau VII</b>	Propriétés pharmacologiques des composés phénoliques d' <i>Olea europaea</i> .	<b>22</b>

---

## *Liste des tableaux*

---

<b>Tableau VIII</b>	mécanismes d'action de certains composés phénoliques	<b>25</b>
<b>Tableau IX</b>	Les souches bactériennes utilisées.	<b>31</b>
<b>Tableau X</b>	Récapitulatif des résultats de l'antibiogramme.	<b>39</b>
<b>Tableau XI</b>	La CMI des différents extraits ethanoliqes des feuilles d'olivier <i>Olea europaeavar. Europeaet Olea europaeavar sylvestris.</i>	<b>41</b>

---

## *Liste des Figures*

---

<b>Numéro de la figure</b>	<b>Titre de la figure</b>	<b>Page</b>
<b>Figure 1</b>	Distribution naturel du complexe <i>Olea europea</i> dans le monde.	<b>10</b>
<b>Figure 2</b>	Carte oléicole d'Algérie.	<b>11</b>
<b>Figure 3</b>	Structure du noyau phénolique.	<b>16</b>
<b>Figure 4</b>	Structure de l'oleuropéine et de ses composants.	<b>20</b>
<b>Figure 5</b>	<i>Olea europaea</i> var <i>sylvestri</i> .	<b>27</b>
<b>Figure 6</b>	<i>Olea europaea</i> var. <i>Europeaea</i> .	<b>27</b>

---

## *Liste des Figures*

---

<b>Figure 7</b>	Photographie originale des feuilles d'olivier cultivé (a) et sauvage (b) après broyage.	<b>28</b>
<b>Figure 8</b>	Mécanisme réactionnel intervenant lors du test DPPH• entre l'espèce radicalaire (DPPH•) et un antioxydant (AH).	<b>30</b>
<b>Figure 11</b>	Taux d'extraction des composés phénoliques.	<b>35</b>
<b>Figure 12</b>	Teneur en phénols totaux solubles.	<b>36</b>
<b>Figure 13</b>	Teneur en flavonoïdes	<b>37</b>
<b>Figure 14</b>	Activité antiradicalaire du DPPH des extraits bruts.	<b>38</b>

---

## *Liste des abréviations*

---

**ADN** : Acide Désoxyribonucléique

**BHIB** :Brain Heart Infusion Broth

**CMI** : Concentration minimale inhibitrice

**CP** : Composés phénoliques

**DO** : Densité optique

**DPPH** : 2,2-Diphényl-1-Picrylhydrazyl

**ERO** : espèce réactive de l'oxygène

**HACCP** : Hazard Analysis Critical Control Point

**MG** : Matière Grasse

**Mg GAE/100g** : milligramme équivalent acide gallique par 100 gramme de matière sèche

**MH** : Muller Hinton

**MS** : Matière Sèche

**NaCl** : Chlorure de Sodium

**NaOH** : Hydroxyde de sodium

**O<sub>2</sub>** : Dioxygène

**OH•**: Radical hydroxyle

**OH**: Hydroxyde

**PTS** : Phénols Totaux Solubles

**RL** : Radicaux libre

**RLO** : Radicaux libre oxygéné

**ROO•**: Radical peroxyde

**UFC** : Unité Formant Colonie

**UV** : Ultra Violet

---

## Introduction

Les plantes médicinales sont utilisées depuis l'antiquité, pour soulager et guérir les maladies humaines. En fait, leurs propriétés thérapeutiques sont dues à la présence de centaines, voire des milliers de composés naturels bioactifs appelés: les métabolites secondaires. Ces derniers sont par la suite accumulés dans différents organes et parfois dans des cellules spécialisées de la plante ( Boudjouref ,2011).

L'Algérie possède une flore végétale riche et diversifiée. Parmi les plantes médicinales Qui constituent le couvert végétal, se trouve le genre *olea europeae* L, ce dernier est largement distribué surtout dans le centre de l'Algérie.

Cette plante adaptogène qualifiée « d'alicament » a fait l'objet de plusieurs recherches (Loussert et al.,197 ; Altiok et al., 2008; Lee et al., 2009; Jemai et al., 2008; Pereira et al., 2007; Bisignano et al., 1999, Sudjana et al., 2009), qui ont révélé sa richesse diversifiée en plusieurs composés secondaires qui lui procurent des propriétés biologiques : antioxydante, antimicrobienne, anti-inflammatoire et bien d'autres.

Les feuilles d'olivier sont engendrées en grande quantité par l'industrie oléicole. Durant la Récolte, des feuilles pourront être cueillies avec les olives. Ces sous produits sont écartés des Olives dans les oliveraies mais aussi dans les huileries. Ils sont estimés à 10% de la masse Globale des olives récoltés (Aouidi, f.2012).

Les feuilles d'olivier, biomasse produite en grande quantité dans les pays méditerranées, ne doivent pas être considérées comme un déchet encombrant, mais comme une richesse qu'on doit utiliser. La valorisation de ces résidus est devenue une nécessité pour améliorer la rentabilité du secteur oléicole (Aouidi, f.2012).

Les feuilles d'olivier sont connues par leurs vertus bénéfiques pour la santé humaine, due à leur richesse en composés phénoliques, pouvoirs antioxydant, anticancéreux et antimicrobien qui les rendent très importants pour la santé et l'industrie agroalimentaire (Aouidi, f.2012).

Notre présent travail comporte deux parties

Extraction et dosage de deux classes de composés phénoliques (PTS, flavonoïdes)  
Evaluer l'activité antimicrobienne vis-à-vis de certaines souches microbiennes très fréquentes dans les infections humaines (*Escherichia coli* ATCC 25922, *Staphylococcus aureus* MU 50,

*Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853 , *Bacillus cereus* ATCC 14579 ). Par détermination des valeurs des concentrations minimales inhibitrices.

## 1. Radicaux libres et stress oxydant

### 1. 1. Les radicaux libres

#### 1. 1. 1. Définition

Un radical libre est défini comme toute molécule possédant un ou plusieurs électrons non appariés (**Jacques et André., 2004**), cette molécule est très instable et réagit rapidement avec d'autres composants, essayant de capturer l'électron nécessaire pour acquérir la stabilité, une réaction en chaîne débute lorsqu'un radical libre attaque la molécule stable la plus proche en lui arrachant son électron, et la molécule attaquée devient elle-même un radical libre (**Martinez-Cayuela, 1995**).

#### 1. 1. 2. Production des radicaux libres

La production des espèces oxydantes est une conséquence inévitable du métabolisme aérobie. En effet, l'organisme a besoin d'O<sub>2</sub> pour produire de l'énergie au cours des réactions dites de respiration oxydative. Cependant, une faible partie de l'oxygène échappe à sa réduction en eau au niveau de la mitochondrie, elle peut alors être à l'origine de la production de radicaux libres oxygénés (**Chu et al., 2010**).

Les autres sources de production de radicaux libres sont classées en deux catégories : les sources endogènes ou les RL sont des produits des réactions de l'organisme, et les sources exogènes tel que le tabagisme, les radiations UV, les médicaments, les réactifs chimiques, les solvants industriels et la pollution (**Pastre, 2005**).

## 1. 2. Stress oxydant

### 1. 2.1. Définition

Stress oxydant provient de déséquilibre de l'homéostasie redox. Il se traduit par la formation excessive ou la suppression insuffisante des radicaux libres (RL) résultant, soit d'un manque de capacité antioxydant, soit d'une surabondance des RL. Ce déséquilibre entraîne des dommages oxydatifs des différents composants cellulaires, protéines, lipides et acides nucléiques, provoquant la mort cellulaire via l'apoptose ou la nécrose (**Belaïch et al., 2015 ; Belaïch et Boujraf, 2016**).

Chaque individu ne possède pas le même potentiel antioxydant selon ses habitudes alimentaires, son mode de vie, ses caractéristiques génétiques ou l'environnement dans lequel il vit. L'importance des dommages du stress oxydant dépend de la cible moléculaire,

---

de la sévérité de l'effort et du mécanisme par lequel l'effort oxydant est imposé (**Aruoma, 1999**).

### 1. 2.2. Les maladies liées au stress oxydant

La plupart des maladies induites par le stress oxydant apparaissent avec l'âge, car le vieillissement diminue les défenses anti-oxydantes et augmente la production mitochondriale de radicaux. En faisant apparaître des molécules biologiques anormales et en sur-exprimant certains gènes, le stress oxydant sera la principale cause initiale de plusieurs maladies : cancer, cataracte, sclérose latérale amyotrophique, syndrome de détresse respiratoire aigu, œdème pulmonaire, vieillissement accéléré.

Le stress oxydant est aussi un des facteurs potentialisant l'apparition de maladies plurifactorielles tel que le diabète, la maladie d'Alzheimer, les rhumatismes et les maladies cardiovasculaires (**Favier, 2003**).

## 2. Les contaminations bactériennes

Dès la naissance, l'homme se trouve en contact avec des micro-organismes qui vont progressivement coloniser son revêtement cutané-muqueux. Pour résister à ces microorganismes de nombreux moyens sont mis en jeu. On peut schématiquement en distinguer 3 groupes : les barrières anatomiques, les mécanismes de résistance naturelle (ou innés) et l'immunité acquise (**Kaufmann, 1997**). La thérapeutique des infections bactériennes se base principalement sur l'usage des antibiotiques. La prescription à grande échelle et parfois inappropriée de ces agents peut entraîner la sélection de souches multi résistantes d'où l'importance d'orienter les recherches vers la découverte de nouvelles voies qui constituent une source d'inspiration de nouveaux médicaments à base des plantes (**Billing et Sherman, 1998**). Les polyphénols notamment les flavonoïdes et les tannins sont reconnus par leur toxicité vis-à-vis des microorganismes. Le mécanisme de toxicité peut être lié à l'inhibition des enzymes hydrolytiques (les protéases et les carbohydrases) ou d'autres interactions pour inactiver les adhesines microbiennes, les protéines de transport et d'enveloppe cellulaire (**Cowan, 1999**).

## 3. Maladies liées aux bactéries étudiées

### a) *S.aureus*

Bien qu'étant Commensal, *S. aureus* est également responsable d'un grand nombre d'infections chez l'homme, notamment des infections cutanées (impétigos, folliculites,

---

furuncles, panaris) et des infections des muqueuses (conjonctivites, otites, salpingites, endométrites, pneumonies) (Pilly E, 2008). Ces infections peuvent mener à des bactériémies et faire l'objet de métastases septiques à l'origine de foyers infectieux profonds. Dans 10 % des bactériémies, une endocardite survient comme complication (Lowy FD, 1998) La porte d'entrée principale de *S.aureus* est cutanée, comme peuvent l'être une plaie ou le point de pénétration d'un cathéter.

**b) *P.aeruginosa***

*P. aeruginosa* est un pathogène opportuniste capable d'infecter une grande variété d'hôtes : humain, souris, insectes, nématodes, plantes et amibes (D'Argenio et al., 2001; Pukatzki et al., 2002; Rahme et al., 1995). Chez l'homme, elle n'adhère pas à l'épithélium normal intact et ne provoque de maladie que lorsqu'il existe une défaillance du système immunitaire ou une lésion préexistante. *P. aeruginosa* colonise particulièrement les personnes immunodéprimées (Bielecki et al., 2008; Branski et al., 2009; Lyczak, 2000). Elle est capable de coloniser une grande diversité de tissus. Elle provoque des bactériémies, des infections intestinales, urinaires, des dermatites, des otites externes (Bielecki et al., 2008; Bodey et al., 1983; Branski et al., 2009).

**c) *E.Coli***

*E. coli* est la bactérie le plus souvent en cause dans les infections urinaires communautaires quelles soit basses (cystite) ou hautes (pyélonéphrite) l'infection des voies urinaires se fait en général par voie ascendante. Elle est plus fréquente chez la femme en raison de la brièveté de l'urètre. La gravidité augmente le risque de pyélonéphrite.

*E. coli* peut être responsable de gastro-entérite ayant des traductions cliniques variables : diarrhée d'allure banale, diarrhée sanglante, diarrhée cholériforme. Chez le nourrisson la diarrhée peut entraîner assez rapidement un état de déshydratation. Dans certains cas (surtout chez l'enfant) la diarrhée peut être suivie d'un syndrome hémolytique et urémique.

Les nouveau-nés se contaminent la plus part du temps au moment de l'accouchement par passage à travers les voies génitales ou à la suite d'une infection

---

ascendante du liquide amniotique par rupture prématurée des membranes. (Nauciel C., Vildé J.L. 2007) et (Breche P *et al* .,1988).

*d) Bacillus cereus*

*Bacillus cereus* peut causer une variété d'infections de la peau et des tissus mous, incluant la cellulite (Latsios *et al* ., 2003) et la cellulite nécrosante.(Hutchens *et al* .,2010; Sada *et al* .,2009). Les infections des blessures, principalement chez des personnes par ailleurs en bonne santé, ont été signalées après un traumatisme, une chirurgie ou des brûlures (Crane,2007;Moulder *et al* ., 2008.,Ribeiro *et al* .,2010;Shimoni *et al* .,2008). L'utilisation de cathéters a souvent été associée aux infections à *Bacillus cereus* (Crane, 2007 ; Flavelle *et al* ., 2007). Certains cas de méningo-encéphalite à *Bacillus cereus* (Evreux *et al*.,2007;Lebessi *et al* .,2009; Manickam *et al* ., 2008 ) et de bactériémie (John *et al* ., 2007 ) ont été signalés chez des nouveau-nés . La méningo-encéphalite néonatale causée par *Bacillus cereus* est rare, mais le taux de mortalité en est élevé.

Certains cas de pneumonie à *Bacillus cereus* ont été rapportés. Les infections pulmonaires dues à *Bacillus cereus* sont rares en comparaison de celles attribuées à *Bacillus anthracis* , mais peuvent être tout aussi dangereuses pour la vie des personnes immunodéficientes .

#### 4. Les contaminations alimentaires

En plus de la dégradation chimique des ingrédients alimentaires, la contamination microbienne et une perte par les rongeurs et les insectes. La croissance des microorganismes est le problème majeur de la détérioration de la matière première, ce qui a pour effet de dégrader la qualité du produit, de raccourcir la durée de conservation, de modifier la microflore naturelle et de provoquer des problèmes pathogènes.

La qualité microbiologique des aliments constitue la base essentielle de leur aptitude à satisfaire aussi bien la sécurité des consommateurs que la conservation des aliments. Un aliment, exposé à la détérioration par les bactéries, moisissures... peut voir diminuer ses caractéristiques sensorielles, nutritives et sanitaires (Han, 2005). Les bactéries peuvent provoquer une inflammation des parois intestinales. Certaines d'entre elles peuvent même

traverser ces parois et infecter d'autres organes en provoquant des dommages graves et parfois mortels. Elles sont la cause de 90 % des intoxications alimentaires (**Jamshidian, 2011**).

Dans les denrées alimentaires d'origine animale, les entérobactéries sont d'origine intestinale ou environnementale. Bactéries indicatrices, elles peuvent signifier un défaut d'hygiène lors des processus de fabrication : une contamination fécale, environnementale, une insuffisance des procédés de traitements, un défaut d'hygiène du matériel et de l'équipement utilisés, et parfois une contamination croisée d'une autre origine (végétale par exemple).

Actuellement, de nouvelles technologies non thermiques sont étudiées pour en évaluer l'efficacité et les mécanismes. Ces nouveaux procédés comprennent l'irradiation, les champs électromagnétiques à impulsions, les procédés à haute pression et l'utilisation de nouveaux agents antimicrobiens. Cependant, ces nouvelles technologies ne peuvent pas complètement empêcher la contamination et / ou la croissance des agents pathogènes. Certaines de ces méthodes nécessitent encore une autorisation réglementaire pour leur utilisation commerciale.

Il est également très difficile de contrôler les agents pathogènes en raison de la grande variété de la physiologie microbienne, de leur sensibilité aux agents antimicrobiens, de la complexité de la composition alimentaire, et des difficultés dans la détection précoce malgré la prévention utilisée dans l'industrie agroalimentaire comme HACCP, et les bonnes pratiques de fabrication (**Han, 2005**).

### 1. Historique

L'olivier, arbre de la famille des oléacées, cultivé surtout dans le bassin méditerranéen depuis au moins 3500 ans avant notre ère. Il était dans l'antiquité grecque et romaine, un emblème de fécondité et un symbole de paix et de gloire. Le nom scientifique de l'arbre "Olea" vient d'un mot qui signifiait "huile" chez les grecques de l'antiquité. Selon **Loussert et Brousse (1978)** la culture de l'olivier prend son origine de la frontière Irano-Syrienne.

En Algérie, l'oléastre véritable aurait existé depuis des millénaires avant notre ère, mais aucune indication ne permet d'en comprendre l'évolution (**Mendil et Sebai, 2006**). Son importance dans l'alimentation des anciens habitants de Djerba, en Tunisie, qui, en pressant ses fruits, obtenaient de l'huile, a été déjà citée (**Bouderibila, 2004**). Le type sauvage, un complexe de formes non cultivées et chétif, classé conventionnellement comme *Olea europaea* var. *oleaster* ou *sylvestris*, est un composant de la végétation méditerranéenne (**Bronzini et al., 2002 ; Breton et al., 2006**).

### 2. Systématique

L'espèce *Olea europaea* L. a été nommée par Linné en raison de son aire géographique. c'est l'unique espèce du bassin méditerranéen représentative du genre *Olea*. On distingue deux Sous-espèces, l'olivier cultivé ou olivier commun (*Olea europaea sativa*.) et l'olivier sauvage ou oléastre (*Olea europaea sylvestris*.). (**Guignard et Dupont, 2004 ; Tourte et Bordonean, M., 2005**).

La classification de l'olivier est représentée comme suit selon **Conquist (1981)**:

Règne : Plantae.

Sous-règne : Tracheobionta

Division : Magnoliophyta.

Classe : Magnoliopsida.

Sous-classe : Asteridae

Ordre : Scrophulariales.

Famille : Oleaceae.

Genre : *Olea*.

Espèce : *Olea europea*

Sous-espèces: *Olea europaea* var *Europeae* olivier domestique

*Olea europaea* var *sylvestris* oléastre, ou olivier sauvage

### 3. L'olivier domestique "*Olea europaea sativa*" et L'olivier sauvage "*Olea europaea sylvestris*"

*Olea europaea sativa* est constitué par un grand nombre de variétés améliorées, ayant une diversité phénotypique importante et qui donnent une teneur en huile assez variables selon la variété considérée. Estimé actuellement à plus de 2000 variétés d'oliviers recensées dans le monde. Selon la destination des fruits de cet arbre, elles ont été classifiées en variétés à olives de table ou variétés à olives à huile ou variétés dites à deux fins (**Loussert et Brousse G., 1978**).

**Daoudi (1994)** signale que l'oléastre est une espèce très rustique ayant une longévité plus grande que l'espèce cultivée. Les oliviers sauvages se reproduisent sexuellement, ils sont pollinisés par le vent et les oiseaux (**Alcantara et Rey, 2003**).

La présence de l'olivier sauvage est considéré comme le meilleur bioindicateur de la flore de la région de la méditerranée (**Rubio et al, 2002**).

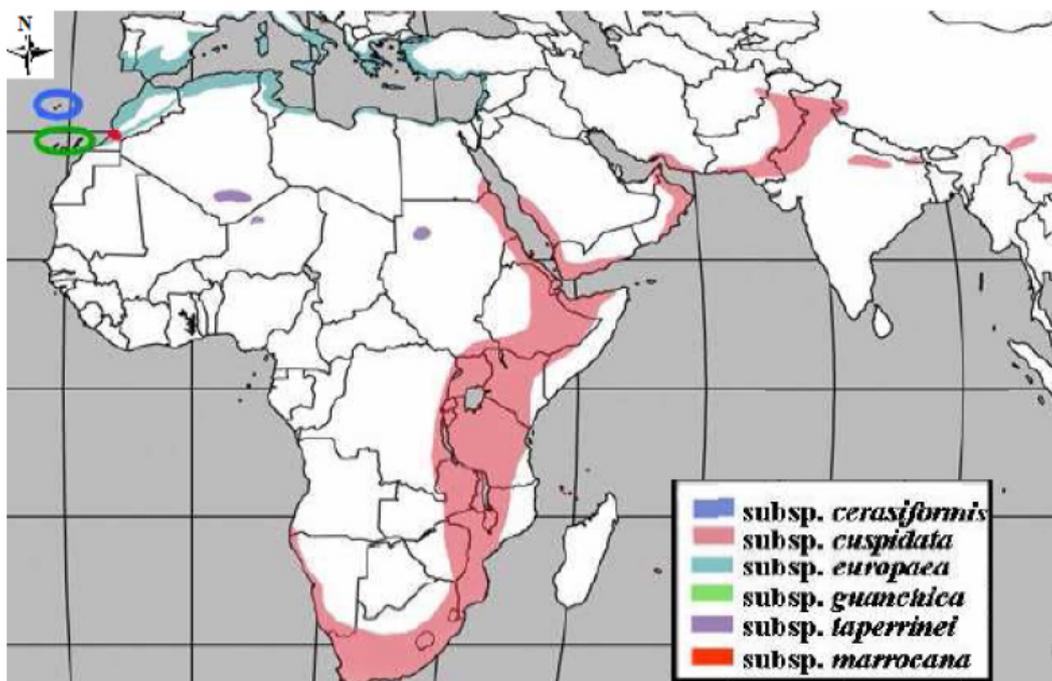
D'un point de vue écologique, les populations d'olivier sauvage jouent un rôle dans la protection des sols contre la désertification à cause de leur grande résistance au vent et à la sécheresse, leur habilité de repousser après un feu ou un gel et particulièrement leur très grande longévité qui leur permet de vivre jusqu'à plusieurs milliers d'années (**Mulas, 1998**). Jusqu'ici, peu de travaux de sélection sur l'olivier sauvage ont été effectués sur leur potentiel en sylviculture ou comme une source de trait de valeur à introduire dans les cultivars (**Concepcion et al., 2011**).

#### 3.1. Répartition géographique

##### 3.1.1. Dans le monde

La culture d'olivier a une grande importance économique et sociale dans le secteur méditerranéen. En fait, elle est l'une des plupart activités agricoles importantes dans les pays méditerranéens, elle couvre 8 millions d'héctare, presque 98% de la récolte mondiale. (**Boudhrioua et al. 2008 ; Pereira et al. 2007**).

En Afrique, l'olivier est cultivé par ordre d'importance en Tunisie (56 millions), Maroc (50 millions), Algérie, Libye, Egypte, Afrique du Sud et Angola. Les pays d'Europe qui cultivent l'olivier sont par ordre d'importance : L'Espagne (309 millions d'oliviers), l'Italie (238 millions), la Grèce (170 millions), le Portugal (72 millions) et la France (7 millions). Au Moyen Orient et en Asie, les pays cultivateurs d'olivier sont par ordre d'importance Turquie, Syrie, Palestine, Liban, Israël, Jordanie, Irak, Iran et Chine. En Amérique, l'olivier est cultivé par ordre d'importance en Argentine, Mexique, Chili, Pérou, Uruguay, Brésil et Etats Unis (Californie). L'Australie fait partie des nouveaux producteurs. Le bassin méditerranéen reste une zone privilégiée par rapport au reste du monde pour la culture de l'olivier grâce à son climat adéquat tant au niveau de la température mais aussi au niveau de l'hydrométrie. (Aouidi, 2012 ; Bardoulat, 2004 ; Tsagaraki et al., 2004 ; Tsioulpas et al., 2002 ; Lazzeri, 2009).



**Figure 1:** Distribution naturel du complexe *Olea europaea* dans le monde (Rubio de casas et al., 2006).

## 3.1.2. En Algérie

L'Algérie fait partie des principaux pays méditerranéens dont le climat est plus propice à la culture de l'olivier. Le patrimoine oléicole Algérien est estimé à 32 millions d'oliviers, ce qui représente 4,26% du patrimoine mondial. Cette filière se concentre dans certaines wilayas comme Bejaia, Tizi-Ouzou et Bouira qui ont produit à elle seules en 2008 ,179180 hectolitres d'huile sur une superficie de 108893 ha, soit 51% de la production nationale et environ 44% du verger national oléicole. Ces trois wilayas sont spécialisées beaucoup plus sur la production d'huile (Lazzeri, 2009) (Saad, 2009).

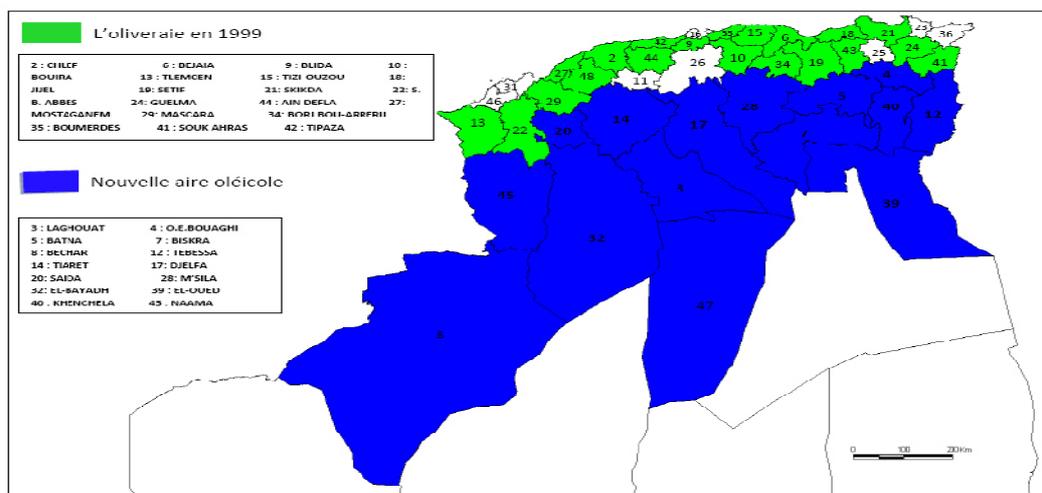


Figure 2: Carte oléicole d'Algérie (ITAFV, 2008).

## 3.2. Description botanique

### ➤ L'olivier cultivé

#### Le tronc

Selon Beck et Danks (1983) le tronc est jaunâtre puis passe à la brune très claire. Il est très dur, compacte, court, trapu (jusqu'à 2m de diamètre), et port des branches assez grosses, tortueuses, et lisse.

#### Les feuilles

Persistantes, opposées, coriaces, ovales oblongues, à entières et un peu enroulés, portées par un court pétiole ; elles sont vert grisâtres, à vert sombre dessous blanchâtres et à une seule nervure dessous. Très souvent, elles contiennent des

matières grasses, des cires, des chlorophylles, des acides (gallique et malique), des gommes et des fibres végétales (**Amouretti, 1985**).

### **Les fleurs**

Les fleurs d'olivier sont groupées en inflorescence comportant un nombre de fleurs, variables d'un cultivar à un autre de 10 à plus de 40 par grappe en moyenne. Les fleurs individuelles peuvent être hermaphrodites ou staminées (**Loussert et Brousse, 1978**).

### ➤ **L'olivier sauvage**

C'est un arbre très rameux et épineux à branches quadrangulaires et à feuilles très petites. Ses fruits sont petits et produisent peu d'huile. Cette espèce est bien adaptée aux conditions de stress hydrique, par conséquent elle est utilisée comme porte greffe et dans le reboisement des zones arides et semi arides. Plus rustique, résiste mieux aux excès de température. Sa longévité et les qualités de son bois surpassent celles de l'olivier cultivé. Sa racine pivotante va chercher la nourriture à de grandes profondeurs (**Maillard, 1975**).

L'olivier est sempervirent, c'est-à-dire qu'il est toujours vert, ses feuilles sont lancéolées, vert grisâtres. Ses fleurs s'épanouissent en petites grappes blanches, chaque grappe donnera un seul fruit. Son fruit ovoïde (drupe), il a un noyau fusiforme. Son bois très dur est imputrescible et est utilisé en ébénisterie (**Artaud., 2008**).

Cette espèce est bien adaptée aux conditions de stress hydrique, par conséquent elle est utilisée comme porte greffe et dans le reboisement des zones arides et semi arides. Plus rustique, résiste mieux aux excès de température. Sa longévité et les qualités de son bois surpassent celles de l'olivier cultivé. Sa racine pivotante va chercher la nourriture à de grandes profondeurs (**Maillard, 1975**).

### **3.3. Critères de différenciation**

Les oliviers cultivés et sauvages sont des arbres à longue durée de vie, ils montrent également des exigences climatiques similaires et de grandes zones de distribution (**Lumaret *et al.*, 2004**). Cependant, les oléastres diffèrent par leurs fruits plus petits, leur faible teneur en huile et, souvent par leurs feuilles plus courtes (**Green, 2002**). Par ailleurs, les branches sont nombreuses, et elles ont des épines dans le cas des jeunes plantes (**Muzzalupo, 2012 ; Lumaret *et al.*, 2004**).

**Tableau I :** Critères morphologiques de classement des oliviers en olivier cultivé, sauvage.(Hannachi et al.,2009).

Critère	Olivier cultivé	Oléastre
Architecture de l'arbre	Arbre allant jusqu'à 15 mètres de haut avec un à plusieurs troncs	Arbuste souvent dense, ramifié et épineux ou arbre jusqu'à 15 m de haut.
Taille du fruit (cm)	1.2 à 4	<1.5
Mésocarpe	Epais et charnu	Charnu
Ecosystème	Agro	Naturel
Teneur en huile (%)	>10	<15

#### 4. Les feuilles d'olivier

##### 4.1. Biomasse

En plus de l'huile et des olives en tant que produits principaux, l'industrie oléicole engendre des grandes quantités de sous-produits tels que les feuilles d'olivier (10% du poids total des olives) et le grignon (Brahmi et al. 2012). Un olivier laisse en moyenne 25 Kg des feuilles et des brindilles annuellement, soit 15 millions de tonnes dans le monde (Nefzaoui, 1991). La valorisation de ces résidus, engendrés en grande quantité, est devenue une nécessité pour améliorer la rentabilité du secteur oléicole.

##### 4.2. Composition des feuilles d'olivier

###### a) Feuilles d'olivier cultivé

Les feuilles fraîches d'olivier sont caractérisées par une matière sèche aux alentours de 50%. Le Tableau II montre sa composition chimique globale selon différents auteurs. La Composition chimique des feuilles varie en fonction de nombreux facteurs : variété, conditions climatiques, époque de prélèvement, âge des plantations (Nefzaoui, 1995). Les feuilles sont particulièrement riches en carbohydrates. La matière organique est constituée par des protéines, des lipides, des monomères et polymères phénoliques (tel que les tannins) et principalement par des polysaccharides (tel que cellulose, hémicelluloses).

**Tableau II** : Composition chimique global des feuilles d'olivier cultivé (exprimé en g par 100 g) Selon plusieurs auteurs (**Aouidi, 2012**).

Composition (en %)	Boudhrioua et al., 2009	Erbay et Icier, 2009	Martin-Garcia et al., 2006	Garcia et al., 2003	Fegeros et al., 1995
Eau	46,2-49,7 a	49,8 a	41,4 a	Nd	44,0 a
Protéines	5,0-7,6 a	5,4 a	7,0 b	Nd	Nd
Lipides	1,0-1,3 a	6,5 a	3,2 b	6,2 b	Nd
Minéraux	2,8-4,4 a	3,6 a	16,2 b	26,6 b	9,2 b
Carbohydrates	37,1-42,5 a	27,5 a	Nd	Nd	Nd
Fibres brutes	Nd	7,0 a	Nd	Nd	18,0 b
Cellulose	Nd	Nd	Nd	19,3 b	11,4 b
Hémicellulose	Nd	Nd	Nd	25,4 b	13,3 b
Lignin	Nd	Nd	Nd	30,4 b	14,2 b
Polyphénolstotaux	1,3-2,3 b	Nd	2,5 b	Nd	Nd
Tannins solubles	Nd	Nd	Nd	Nd	0,3 b
Tannins condensés	Nd	Nd	0,8 b	Nd	1,0 b

a: correspond aux valeurs exprimées par rapport à la masse fraîche des feuilles d'olivier.

b : correspond aux valeurs exprimées par rapport à la masse sèche des feuilles d'olivier.

Nd: valeur non déterminée

### b) Feuilles d'olivier sauvage

La matière sèche des feuilles d'olivier est de 58,6%. (Tableau III). Sa composition en matières azotées totale est basse, elle est de 7,0 g /100M.S .Généralement elles contiennent des quantités remarquable en arginine, leucine et de la valine, mais des teneurs faibles en tyrosine et cystéine .la teneur en matières grasses (MG) oscille autour de 5 à 7% ( **Civantos,1999 ;Garcia et al , 2010**).

**Tableau III :** Composition chimique des feuilles d'olivier sauvages "*Olea europaea var sylvestris*" (Souad et Hassnaa, 2013).

Composition chimique	teneures%
Matière sèche	58,81
Matière grasse	3,21
Protéine	7,00
Histidine	3,80
Arginine	11,10
Arginine	4,17
Valine	9,02
Méthionine	1,82
Isoleucine	1,00
Leucine	5,33
Phénylalanine	4,31
Lysine	4,74
Acide-glutamique	4,49
Serine	6,30
Glycine	4,59
Alanine	1,47
Les poly phénols totaux g	2,53
Flavonoïdes	58
Oleuropeine	2,27-13,4

## 1. Généralité sur les composés phénoliques

### 1.1. Définition et localisation des composés phénoliques

Les composés phénoliques (CP) forment un très vaste ensemble de substances dont plus de 8000 sont connues (Williamson et Manach, 2005). Ils sont les produits du métabolisme secondaire (molécules nécessaires à la défense de la plante contre les agressions extérieures) des végétaux et sont distribués dans tous les organes de la plante (Apak et al., 2007). Ils sont caractérisés par la présence dans leur structure d'au moins un noyau benzénique auquel est directement lié au moins un groupe hydroxyle, libre ou engagé dans une fonction éther, ester, ou hétéroside (Handique et Baruah, 2002).



**Figure 3:** Structure du noyau phénolique (Albuquerque *et al.*, 2013).

Les composés phénoliques diffèrent dans leur structure selon le nombre et la position des groupement hydroxyles méthyles du cycle aromatique (Bourgou *et al.*, 2008).

Ils sont synthétisés par l'ensemble des végétaux et ils participent aux réactions de défense face à différents stress biotiques (agents pathogènes, blessures, symbiose) ou abiotiques (lumière, rayonnements UV, changement de température et carences). Les polyphénols selon Visioli *et al.*, (2002). Contribuent à la qualité organoleptique des aliments issus des végétaux (couleur, astringence, arôme, amertume) .

Dans la cellule, les composés phénoliques sont essentiellement localisés sous forme soluble dans les vacuoles. Ils peuvent également s'accumuler dans les parois végétales : c'est le cas de la lignine (hétéropolymère d'alcools coniférylique, p-coumarylique et sinapylique) ou de certains flavonoïdes (Robards *et al.*, 1999; Macheix *et al.*, 2003).

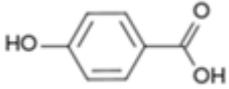
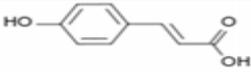
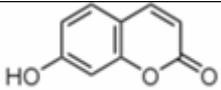
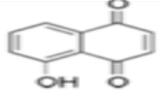
## 1.2. Classification des polyphénols

D'après **Motilva et al.,(2013)**, il n'existe pas de classification universelle de polyphénols. de nombreux auteurs ont donc proposé leur propre segmentation. Par exemple, **Crozier et al. (2010)** ont séparé ces composés en deux catégories : les non flavonoïdes et les flavonoïdes. **MANACH et al. (2004)** distinguent six sous classes de flavonoïdes.

Cette classification des CP est basée essentiellement sur la structure, le nombre de noyau aromatiques et les éléments structuraux qui lient ces noyaux (tableau IV).

**Tableau IV:** Les principales classes des composés phénoliques (**Bruneton , 2009**).

### 1.3. Les composés phénoliques des feuilles *Olea europaea* var. *Europeae*

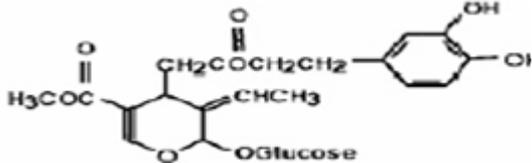
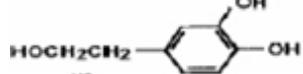
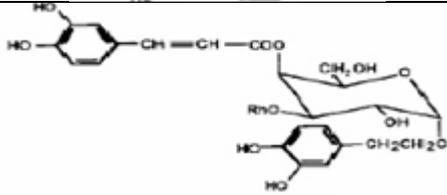
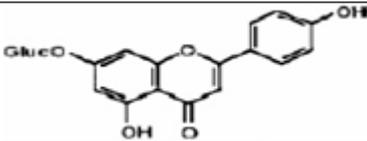
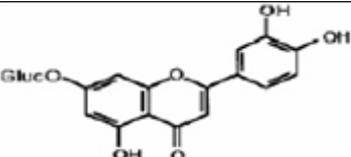
Nombre d'atome de carbone	Squelette de base	Classe	Exemples	Structure de base
6	C6	Phénols simples	Catéchol,hydroquinone	
7	C6-C1	Acides Phénols benzoïques	Acide gallique,Acide salysalique,Vanilline	
8	C6-C2	Acétophénones	3-acétyl6-Méthoxybenzaldehyde Gallacetophénone	/
8	C6-C2	Acide phénylacétique	Acide p-hydroxyphénylacétique	/
9	C6-C3		Acide coumarique,Acide caféique	
9	C6-C3	Coumarines	Esculétine	
10	C6-C4	Naphtoquinones	Shikonine	
13	C6-C1-C6	Xanthonés	Bellidifoline,Mangoctine	
14	C6-C2-C6	Stilbènes	Hydrangénol,pinosylvine	
15	C6-C3-C6	Flavonoïdes Isoflavonoïdes	Quercétine Roténoïde	
18	(C6-C3)2	Lignanes	Matairésinol	
30	(C6-C3-C6)2	Bi flavonoïdes	Amentoflavone Hinokiflavone	
N	(C6-C3-C6)n	Tanins condensés Proanthocyanidols	Aesculitanins	

Durant ces dernières années, plusieurs chercheurs se sont intéressés aux composés phénoliques à cause de leur pouvoir à piéger les radicaux libres et les bienfaits potentiels de leur consommation sur la santé humaine.

Plusieurs études suggèrent que les feuilles d'olivier sont une source significative des composés phénoliques bioactifs comparable à l'huile et aux fruit d'olivier (**Brahmi et al ., 2012**). La teneur en ces composés bioactifs change selon l'âge des feuilles, l'origine, les conditions climatiques, la variété, le mode de séchage, la période de récolte, les conditions d'extraction et le type de solvant d'extraction (**Boudhrioua et al., 2008 ; Pereira et al ., 2007**).

Les feuilles d'olivier sont riches en triterpènes (l'acideolenolique), flavonoïdes (l'acide olenolique), sécoiridoïdes (oleuropéine et l'oleuropeoside), acides phénoliques (l'acide vanillique) et alcools phénoliques (tyrosol et hydrotyrosol) (**Ghedira, 2008**), les polymères phénoliques sont représentés par les tannins hydrolysables et condensés et principalement par la lignine (**Fegeros et al., 1995**) selon **Benavente-García et al.,( 2000)** l'oleuropéine est le composé phénolique majoritaire dans les feuilles d'olivier (tableau V).

**Tableau V** : Structures chimiques des composés phénoliques les plus abondants des feuilles d'olivier cultivé. (**Benavente-Garcia et al., 2000**).

Composé phénolique	Structure chimique
Oleuropéine	
Hydroxytyrosol	
Verbascoside	
Apigenin-7-glucoside	
Lutéolin-7-glicoside	

#### 1.4. Les composés phénoliques des feuilles *Olea europaea* var *sylvestris* *sylvestris*

Les feuilles d'olivier sauvage peuvent être considérées comme une source particulièrement riche en composés phénoliques ; leur contenu phénolique peut atteindre jusqu'à 40g par kilogramme de tissu sec. Le profil des feuilles d'olivier sauvage semble être fortement influencé par le potentiel génétique (Mylonaki et al., 2008) d'après (Pereira et al., 2007; Chiou et al., 2009). Les principaux polyphénols des feuilles d'olivier sauvage sont des secoiridoïdes, l'oleuropéine, ligstroside, dimethyloleuropein, et l'oleoside qui sont bien indiqués dans le tableau VI.

**Tableau VI:** Constituants phénoliques de la feuille d'olivier sauvage (Ryan et al., 2002 ; Skerget et al., 2005 ; Khan et al., 2007).

<b>Flavonoïdes</b>	Lutéoline, kaempferol, myricétine, quercétine, apigénine, rutoside, quercitrine et des glycosides de l'apigénine et de la lutéoline
<b>Secoiridoïdes</b>	Oleuropéoside, 11-déméthyl-oleuropéoside, oléoside, dimethylester oléoside, ligustroside, oleurososide et des aldéhydes sécoiridoïdiques non hétérosidiques (oléacéine).
<b>Acides phénols</b>	Acide caféique, acide caféoylquinique, (AC. Chlorogénique), acide p-coumarique, verbascoside.

## 2. L'oleuropéine

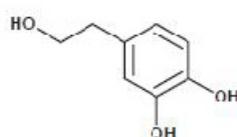
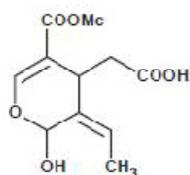
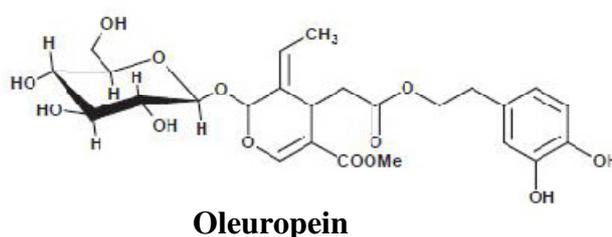
### 2.1. Généralité

Oleuropéine (Figure 4) est un secoiridoïdes, présent dans l'olivier et ses produits dérivés (huile d'olive, margines et grignons). C'est le composé bioactif majeur dans les feuilles d'olivier. Plusieurs auteurs ont rapporté que les feuilles d'olivier sont une source utile pour l'extraction de l'oleuropéine (Savournin et al., 2001). L'oleuropéine possède de nombreux effets bénéfiques sur la santé humaine.

Ainsi cette molécule est utilisée pour ses propriétés antioxydante (Benavente- Garcia et al., 2000), antimicrobienne (Pereira et al., 2007), antivirale (Micol et al., 2005), et anti-inflammatoire (Visioli et al., 1998). En outre, l'oleuropéine possède un effet cardioprotecteur (Hajar, 2013) et neuro protecteur (Omar, 2010).

Des études *in vitro* ont démontré que l'oleuropéine agit comme un composé antitumoral (Hamdi et Castellon, 2005), inhibe l'activité du facteur d'activation des plaquettes (Andrikopoulos et al., 2002) et peut-être un modulateur du métabolisme. Il améliore aussi le Métabolisme des lipides pour se protéger contre les problèmes d'obésité (Hajar, 2013).

L'oleuropéine intervient dans le développement du processus de l'auto-défense D'olivier contre l'attaque d'agents pathogènes et des insectes (Malik et Bradford, 2006).



**Figure 4:** Structure de l'oleuropéine et de ses composants (Al-Azzawie et al . ,2006).

## 2.2. Les dérivés d'oleuropéine

### 2.2.1. Hydroxytyrosol

L'hydroxytyrosol pur est un liquide clair, sans couleur, insipide qui peut être hydrosoluble ou liposoluble. Bien que ce composé représente un mineur constituant de l'extrait aqueux de la pulpe d'olive, aussi la fraction phénolique d'huile et des feuilles.

On le considère comme un antioxydant phénolique intéressant dans l'huile et les feuilles, de formule chimique  $C_8H_{10}O_3$  contribue considérablement dans la conservation d'huile d'olive en empêchant son auto oxydation (Soni et al., 2006).

### 2.2.2. Tyrosol

Le tyrosol est un composé mineure des olives et des feuilles d'olivier, a une odeur et un gout doux de formule chimique  $C_8H_{10}O$  (Soni et al., 2006).

### 3. Les propriétés pharmacologiques des feuilles d'olivier

La feuille d'olivier possède des propriétés : hypotensives ; diurétiques légères ; hypoglycémiantes et hypocholestérolémiantes (Bennani et al., 1999).

Récemment plusieurs études ont mis le point sur le contenu des feuilles d'olivier et l'extraction de ces composés à haute valeur ajoutée, d'où leur utilisation dans les industries pharmaceutiques, alimentaires et cosmétiques (Altiok et al., 2008).

En effet, les composés triterpénoïques, abondants dans les feuilles d'olivier, possèdent des propriétés pharmacologiques ayant des effets anti-inflammatoires, hépato protecteurs, antitumoral, antiviral, antimicrobien, antifongique, antidiabétique, gastroprotecteur et anti hyperlipidémique. cependant, les composés phénoliques *d'olea europea* possèdent des propriétés pharmacologiques résumées dans le **tableau VII**

**Tableau VII:** Propriétés pharmacologiques des composés phénoliques d'*Olea europaea* (Moudache, 2017).

Mécanismes d'action et indication cliniques	Références
Activité anti-oxydante	Altiok et al., 2008; Lee et al., 2009; Jemai et al., 2008; Benavente-García et al., 2000; Kiritsakis et al., 2010.
Activité anti-microbienne	Pereira et al., 2007; Bisignano et al., 1999, Sudjana et al., 2009, Cobrançosa et al., 2007.
Activité anti-viral	Micol et al., 2005; Omar 2010; Lee-Huang et al., 2003.
Activité hypo-glycémiante	Komaki et al., 2003 ; Gonzalez et al., 1992, Jemai et al., 2009.
Activité hypo-tensive	Khayyal et al., 2002 ; Somova et al., 2003; Eddouks et al., 2009; Susalit et al., 2011.
Activité anti-inflammatoire	Miljkovic et al., 2009, Benavente Garcia et al., 2000, Kim et al., 2003
Activité anti-cancérigène	Abaza et al., 2007; Bouallagui et al., 2011; Hamdi et Castellon., 2005; Menendez et al., 2007; Owen et al., 2003.

#### 4. Activité antioxydante

Les composés phénoliques de l'olive dont les sécoiridoïdes sont susceptibles de réagir avec la plupart des (ERO) espèces réactives de l'oxygène.

En effets, l'oleuropéine et ses dérivés l'hydroxytyrosol et le tyrosol ont montré un pouvoir anti radicalaire important .Ils sont capable de piéger les ERO et les espèces réactives de l'azote ce qui permet la protection d'ADN contre les lésions **(De la Puerta et al., 2001)**. Les flavonoïdes exercent aussi leur activité antioxydante via leur groupe hydroxyle. Cette action est également due à la présence de triterpènes.

En effet, ils sont capables de piéger des radicaux libres, d'inhiber la peroxydation lipidique en réduisant les radicaux hydroxyles, superoxydes et peroxydes . Ils sont aussi capables de piéger les ions métalliques, car ils ont des propriétés chélatrices **(Niki, 2010)**.

##### ❖ Mécanisme d'action des antioxydants

En règle générale, les mécanismes d'action d'un antioxydant peuvent comprendre :

- Le piégeage direct des ERO ou l'effet scavenger.
- La protection des systèmes de défense antioxydants (en majorité des systèmes enzymatiques).
- l'inhibition ou l'activation d'enzymes impliquées dans la protection des ERO **(Halliwell,1994;Bouزيد et al ,2011)**.

#### 5. Activité antibactérienne

L'utilisation des antibiotiques conduit dans la très grande majorité des cas à la sélection de populations microbiennes résistantes. Cette résistance est due à des mutations chromosomiques ou à l'acquisition de gènes de résistance portés par des éléments génétiques mobiles (plasmides, phages, transposons, intégrons). Ces résistances ont conduits à chercher de nouveau agents antimicrobiens possédant une efficacité plus importante que les drogues synthétiques d'une part et bien accepté par l'organisme d'autre part (sans exercer des effets délétères sur la santé humaine) **(García-Ruiz et al., 2008 ; Kempf et Zeitouni., 2009)**. beaucoup de travaux portés sur l'activité antimicrobienne des extraits de plantes médicinales telles que fennel (*Foeniculum vulgare*), peppermint (*Mentha piperita*), thyme (*Thymus vulgaris*), ont montré que ces extraits sont actifs non seulement contre les bactéries mai aussi contre les champignons, les levures et les virus **(Jürgen et al ., 2009)**.

D'autres ont franchi une étape plus loin, où les chercheurs ont isolé et identifié les

métabolites responsables de l'activité antimicrobienne des extraits de plantes, cette étape constitue une plateforme pour plusieurs implications incluant l'industrie pharmaceutique, la médecine alternative et la thérapie naturelle (**Huang et al., 2008**).

L'extrait de feuille d'olivier est actif in vitro contre un grand nombre de germes (*Staphylocoques, streptocoques, hémophiles, pseudomonas...etc*). Ces données montrent l'emploi potentiel de ses principes actifs comme additifs alimentaire, *Olea europaea* peut être considérée comme une source potentielle d'agent antimicrobiens prometteurs pour le traitement des infections des systèmes gastro-intestinal et respiratoire de l'homme. La feuille d'olivier elle-même est un fongicide, son oleuropéine protège l'arbre des champignons et moisissures.

### 5.1. Mécanisme d'action

Les composés phénoliques sont reconnus d'être synthétisés par les plantes en réponse à l'infection microbienne. (**Boulekbache et al., 2013**). En effet, ils sont les principaux composés antimicrobiens des plantes, possédants des modes d'action divers et des activités inhibitrices et létales vis-à-vis d'un nombre important de microorganismes. L'intensité et le spectre d'activité antimicrobienne varient selon la bactérie et le type d'extrait et le type de bactéries (**Djenane et al., 2012**).

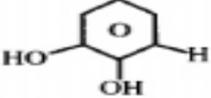
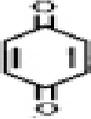
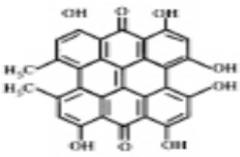
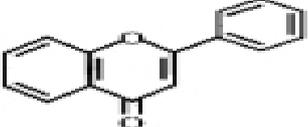
L'action antibactérienne des phénols est liée à leurs capacités à dénaturer les protéines et sont généralement classés comme agents agissant en surface (**Caturla et al , 2005 ; Casas-Sanchez et al ,2007**). Leur action conduirait à la fuite des constituants cellulaires des bactéries tels que les protéines, le potassium et le phosphate. Ces effets pourraient être dus à la destruction du peptidoglycane ou aux dommages de la membrane cellulaire. L'hydrophobicité des polyphénols tels que les flavonoïdes est aussi un critère de toxicité qui leur permet de s'insérer entre les phospholipides membranaires et d'exercer leurs effets antibactériens à l'intérieur de la cellule (**Daglia , 2011**).

Le mécanisme des effets antibactérien des flavonoïdes est sans doute très complexe. Parmi les hypothèses avancées, on peut citer:

- Inhibition de la synthèse d'acide nucléique (**Hilliard, 1995**).

- Inhibition des fonctions de la membrane cytoplasmique (Tsuchiya et Inuma , 2000).
- Séquestration de substrat nécessaire à la croissance bactérienne.
- Inhibition du métabolisme énergétique bactérienne généralement les polyphénols agissent sur les bactéries (activité antibactérienne) par trois principaux mécanismes (voir le tableau VIII) (Haraguchi et al., 1998).

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

Composés	Exemples	Mécanismes
<p><b>Phenol simple</b></p>  <p><b>Acides phénoliques</b></p>	<p>Catéchol Epicatechine</p> <p>Acide cinamique</p>	<p>Privation de substrat. Interruption de membrane.</p> <p>Se lie aux adhésines. Formation de complexe avec la paroi cellulaire. Inactivation d'enzyme.</p>
<p><b>Quinines</b></p> 	<p><b>Hypericine</b></p> 	<p>Se lie aux adhésines Formation de complexe avec la paroi cellulaire. Inactivation d'enzyme.</p>
<p><b>Falvonoides</b></p> 	<p>Chrysin</p>	<p>Se lie aux adhésines. Formation de complexe avec la paroi cellulaire.</p>

### 5.1.1. Action sur la membrane cellulaire

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

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

### 5.1.2. Action sur les enzymes et privation de substrat

Le mécanisme responsable de la toxicité des polyphénols sur les microorganismes inclue l'inhibition des enzymes par les composés oxydés, probablement à travers l'interaction des polyphénols, en particulier les quinones et les tannins, avec les protéines enzymatiques en se fixant sur leurs sites actifs, induisant l'inhibition de leur activité (**Cowan, 1999**). En outre, les flavonoïdes ont montré une grande activité antimicrobienne, la quercétine et d'autres composés réagissent essentiellement par l'inhibition de l'enzyme ADN-gyrase (**Pereira, 2007**). D'autres parts, les composés phénoliques peuvent aussi se lier aux molécules substrat rendant ces dernières moins accessibles aux enzymes (**Al-Zoreky, 2009**).

### 5.1.3. Privation des métaux

L'inhibition de l'activité bactérienne peut être due à la formation du complexe ion métallique composé phénolique (**Ksouri et al., 2009**).

### I. Matériel et méthodes

#### 1.1. Matériel végétal

Notre étude a été réalisée sur les feuilles des deux sous-espèces d'oliviers : *Olea europaea* var. *Europeaea* (l'olivier domestique), et *Olea europaea* var. *sylvestris* (l'oléastre, ou olivier sauvage). Les feuilles sont cueillies à sdara (wilaya de Bouira) en Mars 2019.



**Figure 5:** *Olea europaea* var. *sylvestris*



**Figure 6:** *Olea europaea* var. *Europeaea*

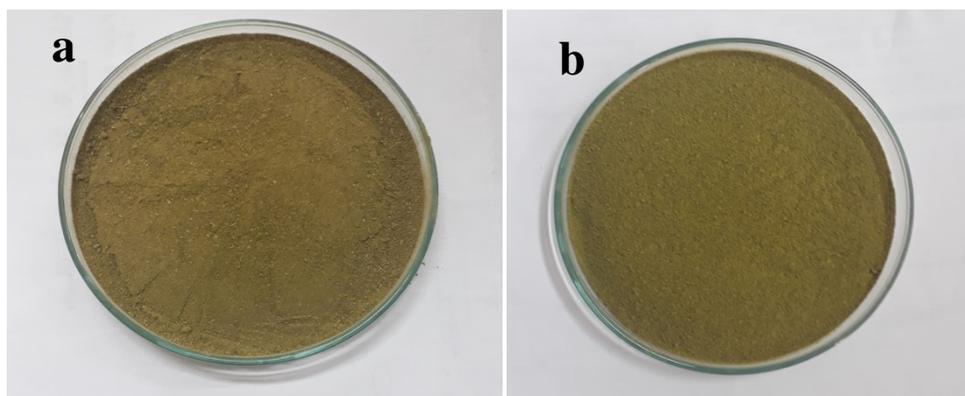
#### 1.2. Préparation du matériel végétal

##### 1.2.1. Séchage

Après la récolte, les feuilles sont nettoyées à l'eau pour enlever la poussière puis étalées et séchées sur un filet à l'air libre (à l'abri du soleil) et à température ambiante dans un endroit sec, ventilé et ombragé.

##### 1.2.2. Broyage et Tamisage

Les feuilles séchées sont broyées, et la poudre est tamisée (taille des particules inférieure à 0,5 mm) figure 7.



**Figure 7** : Photographie originale des feuilles d'olivier cultivé (a) et sauvage (b) après broyage.

### I.3. Extraction et dosage des composés phénoliques

#### I.3.1.Extraction

Les extractions sont effectuées par macération selon la méthode décrite par (Mahmoudi *et al.*, 2013), en y apportant quelques modifications : 20 g de la poudre d'échantillon ont été macérés à température ambiante (25 °C), pendant 2h dans 100 ml du solvant (Ethanol 70 % et éthanol 50%) sur une plaque agitatrice. Après filtration sur un tissu mousseline, les filtrats ont été centrifugés pendant 15 min à 4000 t/min suivie d'une deuxième filtration sur papier filtre de 10 µm de diamètre, et enfin le solvant d'extraction a été éliminé par l'évaporation à l'air libre puis conservés à 4° C jusqu'à l'utilisation.

#### I.3.2.Rendement d'extraction

Le rendement désigne la masse de l'extrait déterminée après évaporation du solvant, il est calculé suivant la formule décrite par (Mahmoudi *et al.* 2013). Il est exprimé en pourcentage par rapport à la masse initiale de la plante soumise à l'extraction.

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

R : le rendement en % ;

$M_{\text{ext}}$  : la masse de l'extrait après évaporation du solvant en mg.

$M_{\text{éch}}$  : la masse de la matière sèche végétale en mg.

### I.3.3. Dosage des composés phénoliques

#### I.3.3.1. Phénols totaux solubles

Le dosage des phénols totaux solubles est effectué par la méthode au Folin-Ciocalteu décrite par **Singleton et (Rossi 1965)** rapportée par **Škerget et al. (2005)**. Le réactif de Folin-Ciocalteu, mélange d'acide phosphotungstique ( $H_3PW_{12}O_{40}$ ) et d'acide phosphomolybdique ( $H_3PMO_{12}O_{40}$ ), est réduit en présence de polyphénols en un mélange d'oxydes bleus de tungstène ( $W_8O_{23}$ ) et de molybdène ( $MO_8O_{23}$ ). La coloration bleue produite est proportionnelle au taux des composés phénoliques présents dans le milieu réactionnel (**Lapornik et al., 2005**).

250 $\mu$ l d'extrait sont mélangés avec 1.25 ml du réactif de Folin-Ciocalteu puis additionnés de 1ml de carbonate de sodium (7,5%). Après 5 minutes d'incubation au bain marie à 50°C, l'absorbance est mesurée à 760nm.

La teneur en composés phénoliques est exprimée en mg équivalent d'acide gallique par gramme de MS d'échantillon, par référence à une courbe d'étalonnage obtenue avec de l'acide gallique utilisé comme standard.

#### I.3.3.2. Dosage des flavonoïdes

La quantité de flavonoïdes contenue dans les extraits d'*Olea europaea* est déterminée selon la méthode colorimétrique de **Lamaison et Carnat (1990)**.

Cette méthode est basée sur la capacité des flavonoïdes à se complexer avec le chlorure d'aluminium. Il résulte de cette réaction une coloration jaunâtre avec un maximum d'absorption à 430nm.

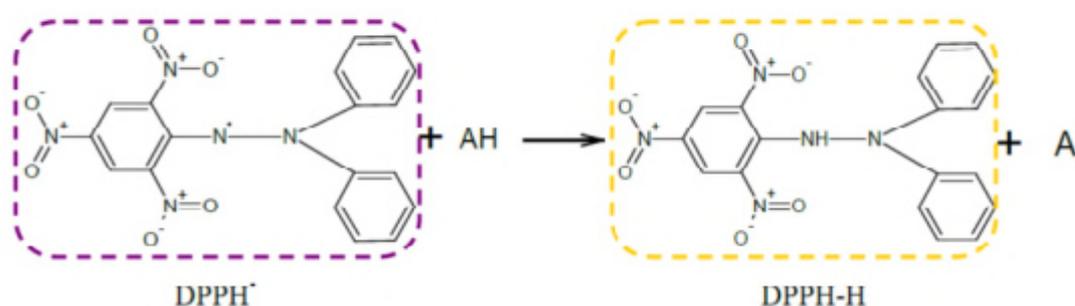
1ml d'une solution de chlorure d'aluminium hydraté ( $AlCl_3 \cdot 6H_2O$  à 2%) est additionné à 1ml d'extrait brut. Les tubes sont vigoureusement secoués et laissés à l'obscurité pendant 15min à température ambiante. L'absorbance est lue au spectrophotomètre à 430 nm.

La teneur en flavonoïdes est déterminée par référence à une courbe d'étalonnage obtenue avec de la Quercétine utilisée comme standard.

Les résultats sont exprimés en mg équivalent de Quercétine par gramme de matière sèche (mg EqQ/gMS).

#### I.4 Activité antioxydante des extraits de feuilles par le test de piégeage du radical DPPH

L'activité anti-radicalaire de l'antioxydant des polyphénols des extraits phénoliques est déterminée selon la méthode décrite par **Brand- Williams et al. (1995)**. Elle est basée sur la capacité des antioxydants à piéger le radical 2,2-diphényl-1-picrylhydrazil (DPPH). Ce dernier est réduit à la forme d'hydrazine (non radical) en acceptant un atome d'hydrogène. Plus la perte de couleur est élevée plus le donneur d'hydrogène est considéré comme un antioxydant fort (figure 8).



**Figure 8:** Mécanisme réactionnel intervenant lors du test DPPH• entre l'espèce radicalaire (DPPH•) et un antioxydant (AH).

Un volume de 50 µl d'extrait brut est ajouté à 1950 µl de la solution du DPPH (65µmol/l) fraîchement préparée. Après homogénéisation et incubation pdt 30 min (à l'abri de la lumière et à température ambiante), l'absorbance à 515 nm est mesurée.

La capacité antioxydante des extraits est exprimée en pourcentage d'inhibition du radical DPPH• suivant l'équation (**Molyneux, 2004**):

$$\% \text{ Inhibition} = [(A \text{ contrôle} - A \text{ extrait}) / A \text{ contrôle}] \times 100$$

- **A contrôle:** Absorbance du milieu réactionnel (solution méthanolique du DPPH sans l'échantillon)

- **A extrait :** Absorbance de l'extrait.

## I.5. activité antibactérienne des extraits de feuilles d'olivier sauvage et cultivé

### I.5.1. Souches bactérienne utilisées

Le Tableau résume les différentes souches bactériennes utilisées pour l'évaluation de l'activité antibactérienne des extraits éthanolique des feuilles d'olivier sauvage et cultivé.

**Tableau XI** : Les souches bactériennes utilisées.

	Gram	Souches référencées
Souches bactériennes	Gram	<i>Staphylococcus aureus</i> MU 50
	Positif	<i>Bacillus cereus</i> ATCC14579
	Gram	<i>Escherichia coli</i> ATCC 25922
	Négatif	<i>Pseudomonas aeruginosa</i> ATCC 27853

### I.5.2. Evaluation de l'activité antibactérienne (antibiogramme)

#### ✓ Principe

Le principe d'évaluation de l'activité antimicrobienne des polyphénols consiste à réaliser une culture microbienne sur milieu solide perforée (Méthode des puits) Si les polyphénols ont une activité antimicrobienne, on observera une zone d'inhibition autour du puit. Le diamètre de cette zone d'inhibition est proportionnel à l'efficacité de l'activité antimicrobienne de l'échantillon (Fattouch et al., 2006).

#### a. Revivification des souches bactériennes

Une revivification des souches bactérienne sur milieu gélose nutritive est nécessaire pour mettre les cellules en état de jeune (phase exponentielle de croissance), Si aucune croissance n'est observée après incubation de 24 h à 37°C, un enrichissement sur bouillon BHIB sera indispensable.

### **b. Repiquage des espèces bactériennes**

Les différentes espèces bactériennes ont été repiquées par la méthode des stries, puis incubées à 37°C, afin d'obtenir des colonies isolées qui vont servir à la préparation de l'inoculum.

### **c. Préparation des dilutions d'extraits**

Les extraits ont été dissous dans le même solvant d'extraction pour une concentration de 200 mg/ml.

### **d. Préparation de l'inoculum et standardisation**

Les souches bactériennes à tester ont étéensemencées sur le milieu MH (Muller Hinton) et incubées à 37°C pendant 24 h, pour optimiser leur croissance. Ensuite, quelques colonies bien isolées et identiques de chacune des souches bactériennes à tester ont été raclées à l'aide d'une anse de platine. L'anse a été déchargée dans l'NaCl stérile 0,8-0,9% (p/v), La suspension bactérienne est bien homogénéisée, son opacité doit être équivalente à une DO de 0,08 à 0,1 à 600 nm (équivalent de  $10^6$  à  $10^7$  UFC / ml). L'inoculum peut être ajusté en ajoutant, soit de la culture s'il est faiblement chargé, ou bien de l'eau physiologique stérile s'il est trop chargé (**Dib *et al.*, 2013**).

### **e. Ensemencement**

L'ensemencement a été réalisé par écouvillonnage sur le milieu MH, l'écouvillon a été trempé dans la suspension bactérienne standardisée, puis essoré en pressant fermement sur la paroi interne du tube. Il a été frotté contre la totalité de la surface gélosée en stries serrées.

L'opération a été répétée deux fois en tournant la boîte de 60° à chaque fois. L'ensemencement est terminé en passant l'écouvillon une dernière fois sur toute la surface gélosée.

### **f. Dépot de l'extrait / témoin négatif**

La gélose est perforée à l'aide de la partie supérieure d'une pipette Pasteur (6mm de diamètre). Un volume de chaque extrait à une concentration de 200 mg/ml est déposé à l'intérieur des puits jusqu'au remplissage (chaque puit correspond à un seul extrait)

Ainsi un volume de solvant d'extraction à servir à remplir le puit de témoin négative.

### **g. Lecture des résultats**

Après 24h d'incubation à 37°C, l'activité antimicrobienne a été appréciée par la mesure des diamètres des zones claires (en millimètres) qui se forment autour des puits ; le diamètre de ces zones d'inhibition est calculer par soustraction du diamètre des puits.

On considère une bactérie sensible à un tel extrait si le diamètre d'inhibition est supérieur à 8 mm (seulement si le témoin négatif est validé) (Moreira *et al.*, 2005).

### 1.5.3. Détermination des concentrations minimales inhibitrices (CMI)

L'importance de la résistance d'une souche bactérienne à un antibiotique est évaluée par détermination de la CMI (Concentration Minimale Inhibitrice) et par comparaison de celle-ci avec celle d'une souche dite « sensible ».

La CMI est définie comme la concentration minimale d'un extrait qui inhibe la croissance visible du microorganisme testé. Elle s'exprime en général en  $\mu\text{g/ml}$  et peut être réalisée par différentes méthodes et sur différents milieux de croissance.

Nous avons abordé la détermination de leurs CMI sur la base de la méthode de microdilution selon la directive CLSI M7-A6 (Clinical and laboratory standards institute). Pour ce faire, une série de dilutions de nos extraits à raison de 2 est réalisée dans Na Cl (1/2, 1/4, 1/8, 1/16, 1/32, 1/64 et 1/128) à partir d'une concentration initial d'extrait de 50 mg/ml.

Pour chaque souche bactérienne ;

- Des boites de Pétri contenant du milieu Muller-Hinton ont étéensemencées au début par une suspension bactérienne standardisée.
- La gélose MH a été perforée par la suite 4 fois (4puits).ainsi les puits formés ont été remplie par l'extrait ethanologique soit de 50% ou 70% à différentes concentrations (50 mg/ml, 25 mg/ml, 12.5 mg/ml et 6.25mg/ml), puis mise à (4°C) pendant 2h ensuite incubées à l'étuve à 37°C pendant 18 à 24 heures.

Lecture : la première dilution dont aucune croissance bactérienne autour du puit n'est observée (après avoir une croissance dans la dilution qui la précède) à été prise comme CMI.

### 1.6. Analyse statistique

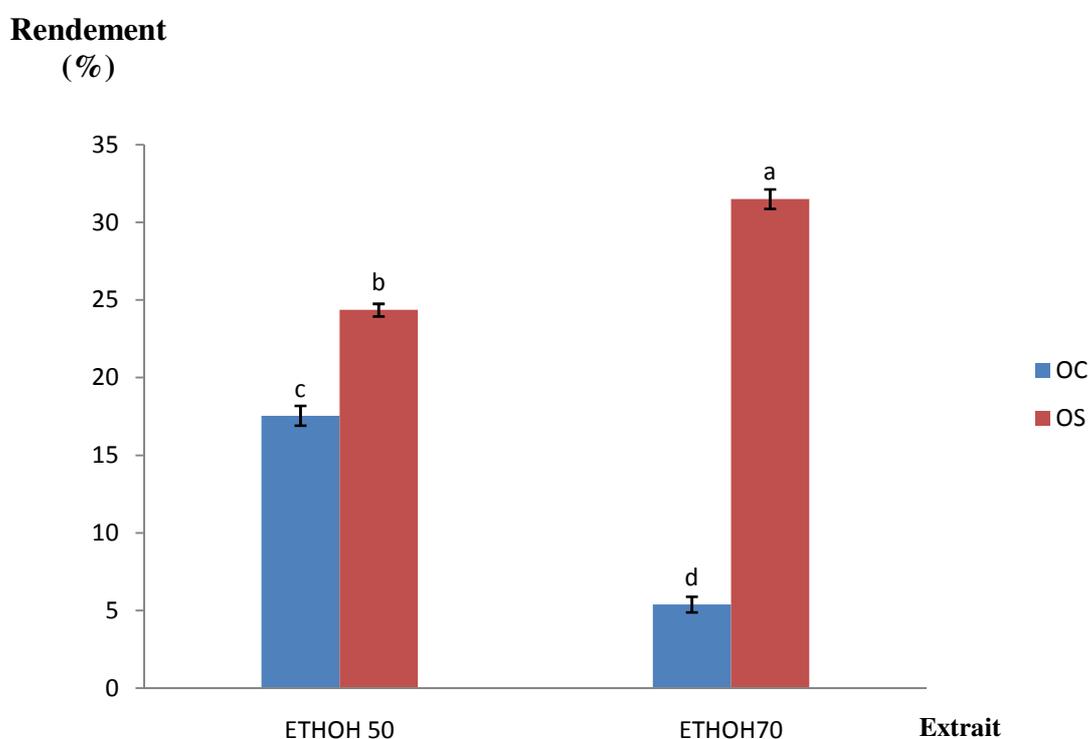
Toutes les déterminations ont été menées en triples et répétées trois fois. Tous les résultats ont fait l'objet d'une analyse de la variance à deux facteurs, suivis d'une comparaison multiple des moyennes (Test LSD) au moyen du logiciel Statistica (version 5.5). Les différences sont significatives à  $p < 0.05$ .

### II .Résultats et discussion

#### II .1. Rendement d'extraction des polyphénols

Les différents rendements d'extraction obtenus en pourcentage (%), sont indiqués dans la figure 9.

Les résultats de la figure montrent la présence des composés phénoliques dans les deux espèces d'olivier sauvage et cultivé avec des proportions variables selon l'espèce et le solvant d'extraction utilisé(e)  $p < 0.05$ .



**Figure 9:** Taux d'extraction des composés phénoliques.

Le rendement le plus élevé est enregistré pour les feuilles d'olivier sauvage extraites avec de l'éthanol 70% (31.51).

Quelques soit le solvant d'extraction utilisé, les extraits de feuilles d'olivier sauvage enregistrent des valeurs plus élevées que celles des extraits de feuilles d'olivier cultivé  $p < 0.05$

La substitution partielle de l'eau par l'éthanol s'accompagne d'une augmentation du rendement d'extraction de 24.36 à 31.51% pour l'olivier sauvage et d'une diminution de 17.55 à 5.39% pour l'olivier cultivé  $p < 0.05$ .

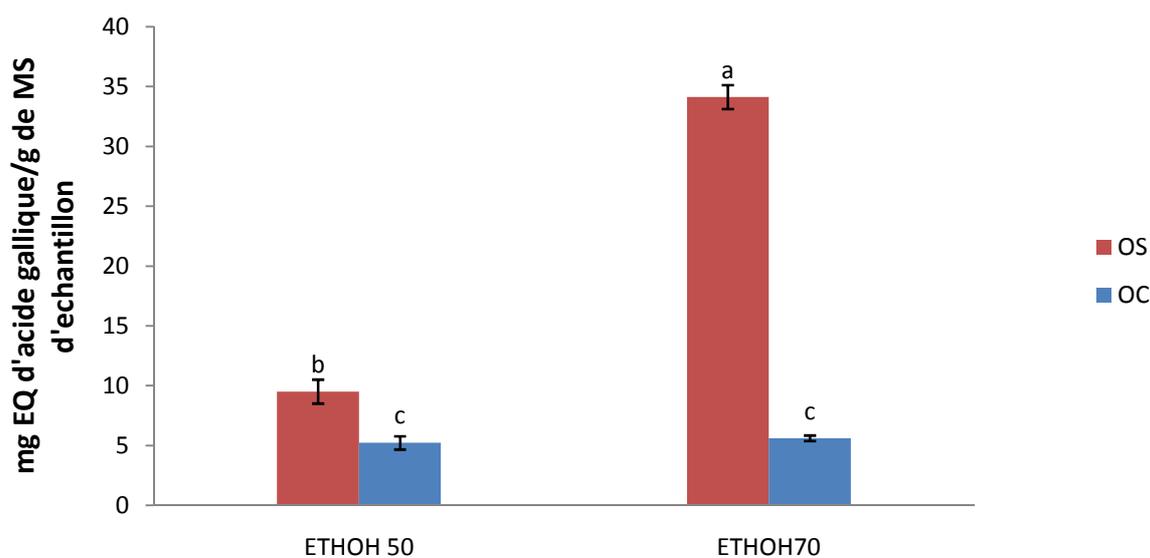
### II .2.Teneurs en composés phénoliques

L'expérimentation a mis en jeu deux facteurs : le facteur plante (OS et OC) et le facteur solvant d'extraction (éthanol 50% et éthanol 70%).

#### II.2.1.Teneurs en phénols totaux solubles

Les résultats de dosage des phénols totaux solubles obtenus (Figure 10) révèlent une variabilité de teneur entre les différents extraits.

L'extrait à l'éthanol 70% de l'olivier sauvage se caractérise par la plus grande teneur en PTS (31.13 mg EQ AG/g de MS)  $p < 0.05$ .



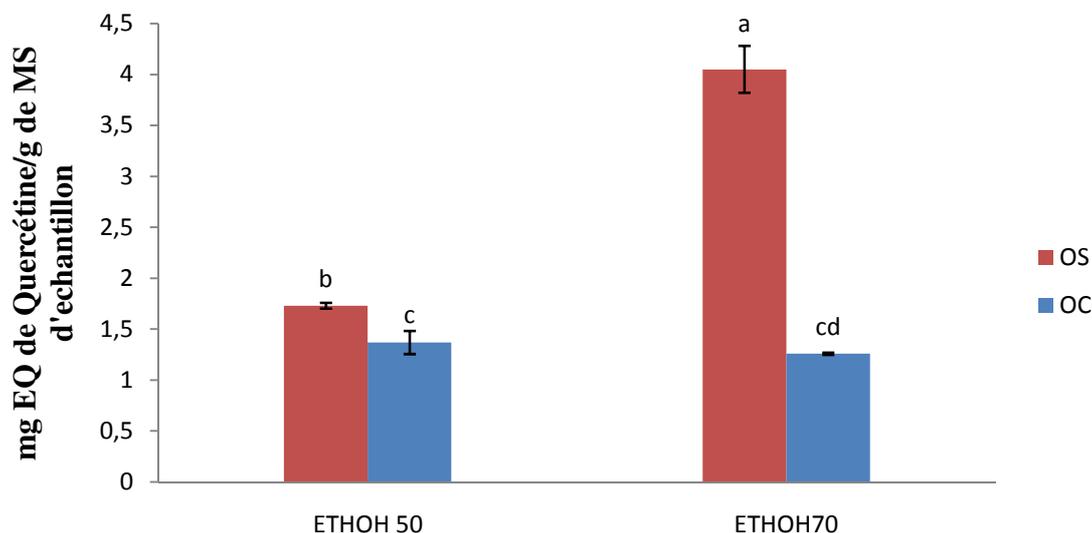
**Figure 10** : Teneur en phénols totaux solubles

Quelques soit le solvant utilisé les extraits d'olivier sauvage se caractérisent par des teneurs (9.51 et 34.13 mg EQ AG/g de MS) plus élevées que celles des feuilles d'olivier cultivé (5.22 et 5.61 mg EQ AG/g de MS).

La présence de l'éthanol dans le solvant induit un rendement plus élevé pour les feuilles OS  $p < 0.05$ , par contre aucun effet significatif n'a été enregistré avec les extraits d'OC  $p > 0.05$ .

### II.2.2. Teneur en flavonoïdes

L'analyse statistique des résultats illustrés dans la Figure 11 montre que les teneurs en flavonoïdes des extraits dépendent aussi bien du facteur plante que du solvant d'extraction ( $p < 0.05$ ).



**Figure 11:** Teneur en flavonoïdes

Les résultats ci-dessus indiquent la présence des flavonoïdes dans tous les extraits quels que soit le facteur considéré (l'espèce ou le type de solvant d'extraction).

Il ressort à travers les résultats obtenues, que l'olivier sauvage donne les meilleurs teneurs **en flavonoïdes** par rapport à l'olivier cultivé.

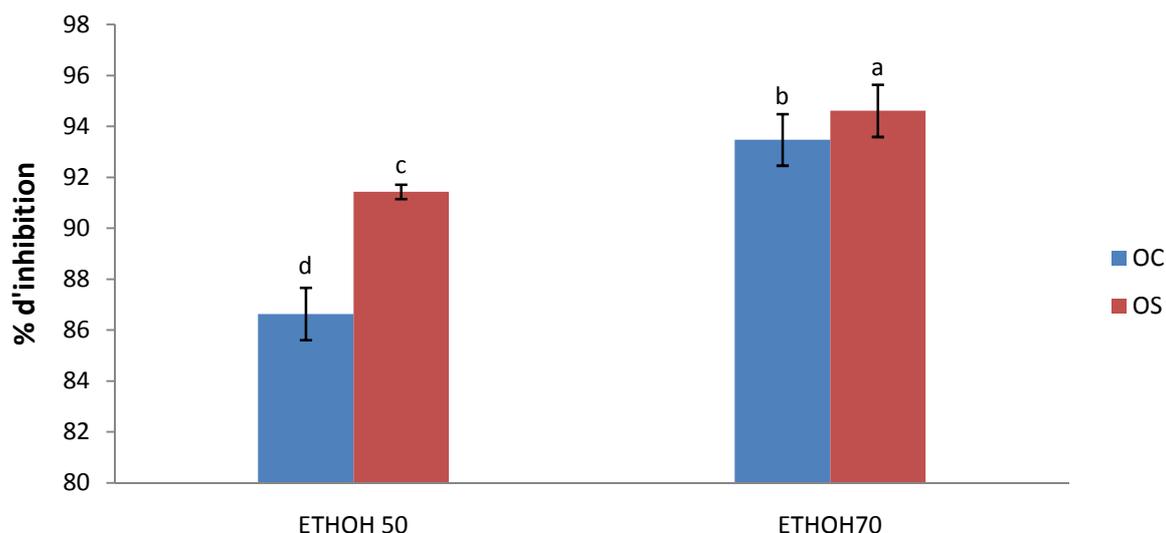
La teneur la plus élevée est enregistrée pour l'extrait éthanolique 70% (4,05 mg EQ/g MS), suivi de l'extrait éthanolique 50% (1,73 mg EQ/g MS) des feuilles d'OS  $p < 0.05$ .

Pour les feuilles d'olivier cultivé aucune différence significative ( $p > 0.05$ ) des teneurs en flavonoïdes n'a été observé quelques soit le taux de substitution de l'eau par l'éthanol, les valeurs sont de 1,37mg EQ/g MS et de 1,26mg EQ/g MS avec l'éthanol 50% et l'éthanol 70% respectivement.

### II.3. Activité antioxydante d'extraits de feuilles par le test de piégeage du radical DPPH

La méthode de piégeage du radical libre (DPPH) a été utilisée pour évaluer l'activité antioxydant des extraits de feuilles d'olivier sauvage et cultivé, car elle est reconnue comme étant simple, rapide et efficace en raison de la grande stabilité du radical (**Bozin et al. 2008**)

La réduction du radical libre DPPH par les extraits dépend aussi bien de la plante que du solvant d'extraction utilisé ( $P < 0.05$ ). Les résultats obtenus sont illustrés dans la figure 12.



**Figure 12 :** Activité antiradicalaire du DPPH des extraits bruts.

L'extrait éthanolique des feuilles d'OS se caractérise par la plus forte activité de piégeage du radical DPPH (94.61%).

L'augmentation de 20% de la quantité de l'éthanol dans le solvant d'extraction s'accompagne d'une augmentation de la capacité de réduire le radical DPPH dans les extrait des deux espèces, les pourcentages augmentent de 91.43% à 94.61% (OS) et de 86.63% à 93.47% (OC)  $p < 0.05$ .

### II.4. Evaluation de l'activité antibactérienne *in vitro*

Nous avons étudié *in vitro* le pouvoir antimicrobien des extraits isolés des feuilles d'olivier cultivé (*Olea europaea* var. *Europeae*) et sauvage (*Olea europaea* var. *sylvestris*) par la méthode des puits sur un milieu gélosé solide (Mueller-Hinton).

L'activité antibactérienne des extraits a été estimée en termes de diamètre de la zone d'inhibition autour des puits contenant les extraits à tester vis-à-vis de quatre (04) souches référenciées dont deux (02) bactéries Gram + et deux (02) bactéries Gram -.

Un test préliminaire a été réalisé afin de tester si les solvants d'extraction (éthanol 50 et 70%) ne représentent aucune activité antibactérienne vis-à-vis des souches testées.

Les résultats n'ont montré aucune zone d'inhibition autour des puits du solvant. A partir de là l'éthanol a été choisi comme témoin négatif de l'activité antibactérienne testée, ainsi comme solvant pour la dissolution des extraits.

La mesure des halos d'inhibition ( $\emptyset$ ) nous permis, selon **Moreira et al. (2005)**, de classer les bactéries suivant leur degré de sensibilité aux extraits étudiés.

- $\emptyset \leq 8$  mm : bactérie non sensible ou résistante ;
- $9 \leq \emptyset \leq 14$  mm : bactérie sensible ;
- $15 \leq \emptyset \leq 19$  mm : bactérie très sensible;
- $\emptyset \geq 20$  mm : bactérie extrêmement sensible.

Les diamètres d'inhibition marqués par chaque extrait à concentration de 200 mg/ml sont rapportés dans le tableau X.

**Tableau X** : Récapitulatif des résultats de l'antibiogramme.

Souche	Diamètre de la zone d'inhibition (mm)			
	OS		OC	
	50%	70%	50%	70%
<i>Bacillus cereus</i> ATCC 14579	15,07	17,97	9,90	14,93
<i>Staphylococcus aureus</i> MU50	12,07	19,97	9,97	11,93
<i>Pseudomonas aeruginosa</i> ATCC 27853	6,00	14,00	6,00	11,97
<i>Escherichia coli</i> ATCC 25922	13,07	12,93	9,93	12,07

D'après le tableau, les deux extraits de chaque plante (OS et OC) exercent une activité anti bactérienne sur la majorité des bactéries testées.

Cette activité est prononcé forte cas de *Staphylococcus aureus* MU50 et *Bacillus cereus* ATCC 14579 vis -à-vis de l'extrait éthanolique 70% pour l'olivier sauvage avec un diamètre de 19,97 mm et 17,97 mm successivement.

Elle est dite modérée cas de *Staphylococcus aureus* MU50 de la plante OS à 50% d'éthanol avec un diamètre de 12,07 mm.

Cette sensibilité s'avère toujours forte pour *Bacillus cereus* ATCC 14579 vis-à-vis de même extrait 50%.

Une sensibilité ainsi modérée est noté chez *Escherichia coli* ATCC 25922 avec des zones d'inhibition allant de 9,93 mm à 12,07mm vis-à-vis de tous les extraits étudiés.

Nous avons noté une résistance de *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853 avec un diamètre de 6,00 mm vis-à-vis de extrait éthanologique 50% de l'olivier sauvage ainsi l'olivier cultivé à 200mg /ml. Cette bactérie a marquée une sensibilité modérée de 11,97 mm et 14mm vis-à-vis de l'extrait éthanologique 70 % testés de l'olivier cultivé et sauvage successivement.

D'après le tableau X, une forte sensibilité de *S. aureus* MU50 juste vis-à-vis de l'extrait éthanologique 70% pour l'olivier sauvage, qui s'avère modérée avec un diamètre de 19,97 mm.

Nous avons remarqué une sensibilité de *S. aureus* MU50 juste vis-à-vis de l'extrait éthanologique 50% a un diamètre de 12,07 mm de l'olivier sauvage, suivi de l'extrait éthanologique 70% pour l'olivier cultivé 11,93.et aussi pour l'olivier cultivé à l'extrait éthanologique 50% 9,97mm.

Une sensibilité importante est notée chez *B.cereus* ATCC 14579avec une zone d'inhibition de 15,07 mm à 200 mg/ml (extrait éthanologique 50% de l'olivier sauvage). Et 14,93 mm à 200 mg/ml pour l'extrait éthanologique70% de l'olivier cultivé, 17,97 mm pour l'extrait éthanologique 70% de l'olivier sauvage.

Cette bactérie était sensible à l'extrait éthanologique 50% de l'olivier cultivé testés (9,90 mm à 200mg/ml).

Une sensibilité est notée chez *E.coli* avec une zone d'inhibition 9,93 mm et 12,07 mm à 200 mg/ml pour l'extrait éthanologique 50% et 70% de l'olivier cultivé. Ainsi que cette bactérie est sensible avec une zone d'inhibition 13,07 mm à 200 mg/ml pour l'extrait éthanologique 50% et 12,93 mm à 200mg /ml pour l'extrait éthanologique 70% de l'olivier sauvage.

Nous avons noté une résistance de *P.aeruginosa*avec un diamètre de 6,00 mm vis-à-vis de l'extrait éthanologique 50% de l'olivier sauvage et cultivé à 200 mg/ml. Cette bactérie était sensible avec un diamètre de 11,97 mm à 200 mg/ml vis-à-vis de l'extrait éthanologique 70% testés de l'olivier cultivé.

Une sensibilité de *Ps.aeruginosa* ATCC 27853 a été notée avec une zone d'inhibition 14,00 mm pour l'extrait éthanolique 70% de l'olivier sauvage à 200mg/ml.

### 5. Détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI)

En se basant sur les résultats obtenus *in vitro* du test de criblage (l'aromatogramme), nous avons pu choisir de suivre l'étude quantitative de l'effet antibactérien des extraits ayant une activité importante d'après l'étude qualitative c.à.d. l'extrait éthanolique 70% et 50%.

L'évaluation de l'activité antibactérienne *in-vitro* de nos extraits a été mise en évidence par la technique de dilution en milieu liquide, cette dernière comporte l'étape de la détermination des CMI.

Pour cela une série de dilutions des extraits éthanoliques étudiés (50, 25, 12.5 et 6.25 mg/ml) a été testée pour déterminer la valeur de CMI pour chaque extrait vis-à-vis de chaque souche employée.

La valeur de CMI des différents extraits éthanoliques (ETHOH 50% et 70%) des deux plantes à différentes concentrations ont été bien notées dans le tableau XI.

**Tableau XI** : La CMI des différents extraits éthanoliques des feuilles d'olivier *Olea europaea* var. *Europeaeae* et *Olea europaea* var *sylvestris*.

Souche	CMI (mg/ml)			
	OS		OC	
	50%	70%	50%	70%
<i>Bacillus cereus</i> ATCC 14579	6,25	< 6,25	12,5	12,5
<i>Staphylococcus aureus</i> MU50	6,25	<6,25	6,25	6,25
<i>Pseudomonas aeruginosa</i> ATCC 27853	≥ 50	12,5	≥50	25
<i>Escherichia coli</i> ATCC 25922	≥ 50	≥ 50	25	≥ 50

Il est à noter que l'efficacité d'antibactérien d'un extrait est inversement proportionnelle à sa valeur de CMI vis-à-vis d'une souche donnée.

Les extraits des deux plantes OS et OC à différentes concentration de solvant d'extraction, montrent des CMI très importantes de l'ordre de 6,25 à 12,5 mg/ml et même voir <6,25 mg/ml de l'OS (ETHOH 70%) vis-à-vis de *Bacillus cereus* ATCC 14579 et *Staphylococcus aureus* MU50. Ce résultat vient pour confirmer le résultat de l'antibiogramme.

Concernant *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853, la CMI n'est pas déterminé en précision (elle est  $\geq 50$  ml/ml d'extrait OS et OC à 50 % d'éthanol). Ceci en raison de non existence d'une zone d'inhibition dans les différentes dilutions. Tandis qu'elle est fixé pour l'extrait ETHOH 70% à 12,5 et 25 mg/ml pour les deux variétés de plante à savoir l'OS et l'OC successivement.

Pour la souche *Escherichia coli* ATCC 25922, des valeurs des CMI indéterminées (CMI  $\geq 50$  mg/ml) ont été enregistrées due à la croissance visualisé de cette bactérie tout au long des dilutions des différents extraits. À l'exception de l'extrait OC 50% dont on a marqué une CMI de l'ordre de 25mg/ml.

### Discussion générale

**Altiok et al. (2008)**, les hauts rendements sont habituellement obtenus avec l'éthanol et leurs mélanges avec l'eau. En effet, l'eau joue un rôle important dans le processus d'extraction des polyphénols en augmentant leur diffusion dans les tissus végétaux.

En plus de ces aspects quantitatifs, quelle que soit la méthode d'extraction appliquée, elle doit tenir compte de la qualité de l'extrait, autrement dit de la bioactivité de ces principes actifs. Pour cela, l'extraction des composés phénoliques se fait à froid (**Boizot et Charpentier, 2006**).

D'après **Djahra et al. (2013)**, la méthode de macération sous agitation permet d'accélérer le processus d'extraction et de minimiser le temps de contact du solvant avec l'extrait tout en préservant la bioactivité de ces constituants.

La même remarque pour la teneur en CP (commencez par résultats de test stat , le discuter, le comparer aux travaux antécédents et puis elle vient la littérature).

D'une manière générale, la teneur en composés phénoliques des extraits varie non seulement d'une plante à une autre de la même famille (lié aux propriétés génétiques des plantes, à l'origine géographique, aux conditions et à la durée de stockage de la récolte), mais également en fonction des paramètres de l'extraction solide-liquide des polyphénols, le solvant d'extraction, et le coefficient de diffusion du solvant (**Lee et al. 2003**).

**Boudhrioua et al. (2009) ; Vasileios et al. (2010)**, ont rapporté que les variations en teneur de polyphénols est dépendante des conditions climatiques et géographiques, des conditions de culture et le degré de maturité, mais aussi de l'état Physiologique et l'âge de la plante (**De Leonardis et al, 2008**).

L'addition de l'eau aux solvants organiques augmente la solubilité des polyphénols par modulation de la polarité du solvant organique. Cette augmentation est peut être due à l'affaiblissement des liaisons hydrogènes dans les solutions aqueuses.

**Altiok (2010)** dans son étude a démontré que la solubilité des polyphénols dépend principalement du nombre de groupements hydroxyles, du poids moléculaire et de la longueur de la chaîne carbonique du squelette de base. Plusieurs facteurs influencent l'extraction des composés phénoliques à partir de la matière végétale tels que le type et le volume du solvant utilisé, la taille des particules de l'échantillon, le temps d'extraction, les conditions de stockage de l'échantillon, le pH et la température.

Le dosage par le réactif de Folin-Ciocalteu n'est pas spécifique aux polyphénols, mais beaucoup de composés peuvent réagir avec ce réactif, donnant un taux phénolique apparent élevé (**Tawaha et al, 2007**).

Le test au DPPH n'est pas quantitatif, il permet de comparer différents extraits entre eux selon leur capacité à piéger ce radical et ainsi d'apprécier les variations qualitatives des composés phénoliques. L'évaluation de l'activité anti-radicalaire doit être interpréter avec précaution du fait que l'absorbance du DPPH à 515 nm diminue sous l'action de la lumière, de l'oxygène, en fonction du pH et le type du solvant additionné à l'antioxydant

Une autre étude faite aussi en Iran sur deux autres extraits mais dans des périodes de développement différentes a montré que pendant la floraison, la plante a un pouvoir de piégeage des radicaux libres plus fort je pense faible qu'après la floraison ( $8,4 \pm 0,1$  mg/ml) pour l'extrait aqueux pendant la floraison,  $11,7 \pm 0,2$  mg/ml après la floraison, ( $12,4 \pm 0,1$  mg/ml) pour l'extrait d'éther pendant la floraison et ( $22,5 \pm 0,2$  mg/ml) après la floraison (**Monfared et al., 2011**).

Les extraits d'*Olea europaea* (feuilles) manifestent une activité antibactérienne variable vis-à-vis des souches étudiés. Nos résultats s'accordent avec les données de nombreux auteurs qui ont révélés une activité contre des bactéries gram - et gram + (**Sousa et al., 2006; Sudjana et al., 2009; Djenane et al., 2012**).

Les bactéries Gram (+) se sont montrées plus sensibles que les bactéries Gram (-). Les bactéries *S. aureus* MU50 et *B.cereus* ATCC14579 sont les plus sensibles de toutes les

bactéries testées dans cette étude ; elles ont été sensibles vis-à-vis de tous les extraits éthanoliques (50% et 70%),. Alors que, les deux souches Gram (-) *P.aeruginosa ATCC27853* et *E.coli ATCC25922* se sont montrées moins sensibles (voir résistante pour *P.aeruginosa ATCC27853* vis-à-vis des extraits d'OC et OS à 50% d'éthanol) et cela se coïncide avec les résultats de (**Barchan et al., 2016**).

Il à été rapporté par (**Casquete et al., 2015**), que les extraits des feuilles d'olivier sauvage et cultivé inhibent en général des bactéries Gram positif et des bactéries Gram négatif à partir d'une concentration de 1,5 mg/ml. En effet, **Santhosh et al., (2015)** indiquent que le diamètre de la zone d'inhibition diffère d'une bactérie à une autre et d'un extrait à un autre selon le degré de diffusion de l'agent antibactérien et du taux de croissance des microorganismes

Selon (**Hindi et Chabuck 2013 ; Satdar et al., 2017**), la différence de sensibilité entre les bactéries Gram positif et les bactéries Gram négatif est due à la différence de structure de la paroi bactérienne de ces deux groupes bactériens ; les bactéries Gram (+) sont généralement plus sensible aux extraits que les bactéries Gram (-). Ceci pourrait être expliqué par la différence importante de la couche externe des Gram (+) qui influence sur la perméabilité de la paroi bactérienne . Cette derrière chez Gram (-) est généralement moins efficace que celle chez les Gram (+) ; ceci est due probablement à la présence d'un taux élevé de phospholipides dans la paroi des Gram (-) et de molécules polysaccharidiques dans la membrane externe ; imperméable aux molécules antibiotiques et composés lipophiles (dont les polyphénols font partie) et un espace périplasmique riche en enzymes qu'on ne retrouve pas chez les Gram (+) selon (**Djennane et al., 2012 ; Konate et al., 2012 ; Ignat et al., 2013** ).

D'après **Konate et al., (2012)**, l'activité antibactérienne des polyphénols (flavonoïdes) est due à leurs habilité à se complexer avec les protéines solubles extracellulaires et avec la paroi bactérienne.

Le mécanisme de toxicité des PPT contre les microorganismes serait relié à l'inhibition des enzymes hydrolytiques (protéases) et autres interactions qui inhibe l'adhésion microbienne et des protéines de transport de l'enveloppe cellulaire ainsi les interactions non spécifiques avec les hydrates de carbone (**Aboshora et al., 2014 ; SU et al., 2015**).

La valeur des CMI déterminé diffère selon l'espèce bactérienne et le type de solvant d'extrait ainsi l'espèce d'olivier.

Les CMI retrouvés pour *Bacillus cereus ATCC 14579* et *Staphylococcus aureus MU50* indique ainsi confirme la sensibilité de ces dernières vis-à- vis de ces extraits employés.

D'après les résultats des CMI enregistrer chez *P.aeruginosa* ATCC27853, cette espèce est vraiment résistante en raison qu'elle est souche pathogène très rependu en milieu hospitalier ; Cette pathogénisitée est accordée grâce à ces propriétés divers de décences vis-à-vis des substances étrangères (résistance naturelle et acquises). Même chose pour *E.coli* ATCC25922 nous avons trouvées des CMI qui variés cela veut dire cette bactéries possède une résistance naturelle par des mutations qui sont faciles .

Le résultat de CMI ont été déjà très attendues elle vienne pour confirme les résultats de l'antibiogramme.

### Conclusion

De nos jours, un grand nombre de plantes médicinales possède des propriétés biologiques très importantes qui trouvent de nombreuses applications dans divers domaines à savoir en médecine, pharmacologie, cosmétologie et l'agriculture. Ce regain d'intérêt vient d'une part du fait que les plantes médicinales représentent une source inépuisable de substances bioactives, et d'autre part les effets secondaires induits par les médicaments inquiètent les utilisateurs qui se retournent vers des soins moins agressifs pour l'organisme.

Dans le présent travail, différents aspects *d'olea europae* ont été étudiés: la teneur en polyphénols totaux, les activités antioxydante et antibactérienne des extraits éthanolique 50% et 70%.

L'extraction des polyphénols totaux des parties aériennes (feuilles) de la plante a permis d'obtenir des rendements qui diffèrent en fonction des solvants utilisés :

l'éthanol 50% et 70% avec  $17,55 \pm 0,64\%$  ;  $5,39 \pm 0,50\%$  pour l'olivier cultivé suivi de  $24,36 \pm 0,40\%$  ;  $31,51 \pm 0,62\%$  pour l'olivier sauvage respectivement.

La teneur en polyphénols totaux a été déterminée par le réactif de Folin-Ciocalteu pour l'extrait éthanolique 50% et 70% et les valeurs respectives étaient comme suit :

$9,51 \pm 0,46$  ;  $34,13 \pm 0,33$  mg EAG/g MS pour l'olivier cultivé suivi de  $5,22 \pm 0,5$  ;  $5,61 \pm 0,23$  mg EAG/g MS pour l'olivier sauvage.

L'activité antioxydante des différents extraits d' *olea europae*. a été évaluée par la méthode de réduction du radical libre DPPH. L'IC 50 a été estimée à  $86,635 \pm 3,63\%$  ;  $93,47 \pm 2,36\%$  pour l'olivier cultivé,  $91,43 \pm 0,28\%$  ;  $91,43 \pm 0,28\%$  pour l'olivier sauvage dans les extraits éthanolique 50% et 70%, respectivement. ce qui confirme qu' *olea europae*. est douée d'un pouvoir antioxydant.

En effet, la capacité antioxydante la plus élevée a été observée dans l'extrait à l'éthanol 70% ( $94,6 \pm 1,73\%$ ) de l'olivier sauvage. Par contre elle est faible pour l'extrait à l'éthanol 50% ( $86,64 \pm 3,63\%$ ) de l'olivier cultivé.

L'activité antimicrobienne a été déterminée sur quatre souches bactériennes, selon la méthode de diffusion sur milieu gélosé. Les résultats indiquent que les deux extraits possèdent une activité antibactérienne au moins sur une souche Bactérienne sauf *Pseudomonas aeruginosa* qui était résistant dans l'extrait éthanolique 50% de l'olivier cultivé et sauvage.

À la suite de ces résultats, certaines perspectives s'imposent :

- élargir le spectre d'étude en étudiant la plante d'autres régions à des fins comparatives;

- faire un screening phytochimique complet afin de révéler la présence ou l'absence de Certains métabolites secondaires (flavonoïdes, tanins, saponosides, cires...etc).
- réaliser une étude toxicologique de cette plante.

L'ensemble de ces résultats obtenus in vitro ne constitue qu'une première étape dans la Recherche de substances d'origine naturelle biologiquement actives, une étude in vivo est Souhaitable, pour obtenir une vue plus approfondie sur les activités antioxydante et Antimicrobienne des extraits de cette plante.

L'exploitation industrielle des sources naturelles d'antioxydants dépend de nombreuses Exigences : concentration élevée en molécules actives, approvisionnement suffisant, régulier Et si possible non saisonnier, bonne conservation de la matière première, coût raisonnable, Facilité d'extraction, caractère faiblement aromatique des préparations, absence de toxicité des composés présents dans l'extrait, autorisation légale d'utilisation en industries alimentaire, pharmacologique ou cosmétique.

-A-

**Alcantara, J. et Rey, P. (2003)** Conflicting selection pressures on seed size: evolutionary ecology of fruit size in a bird-dispersed tree, *Olea europaea*. *Journal of Evolutionary Biology* 16: 1168–1176.

**Amouritti, M. et Comet, G. (1985)** Le livre de l'olivier. Ed. Edisud. Anderson, O.M., Markham, K.R. FLAVONOIDS: Chemistry, Biochemistry and Applications, Edited by Taylor & Francis Group, LLC, CRC Press, 2006; 01-32-397-425.

**Aouidi, F. (2012).** Antimicrobial Activity of Olive (*Olea europaea* L. Cv. Cobrançosa) Leaves. Molécules, Etude de la valorisation des feuilles d'Olivier *Olea Europaea* dans L'industrie Agro-Alimentaire. Thèse e doctorat, Institut National des Sciences Appliquées et de Technologie (Tunisie) ; vol(12) ; pp. 1153-1162.

**Apak , R., Güçlü ,K., Demirata, B., Özyürek, M., Çelik ,S., Bektaşoğlu, B., Berker ,K. And Özyurt D. (2007).** Comparative evolution of various total antioxidant capacity assays

Artaud Monique. L'olivier et ces contributions dans la prévention et le traitement du syndrome métabolique. 2008 ; 06-07.

-B-

**Bardoulat, M. (2004)** ; L'olivier, trésor de santé: un arbre, un fruit, une huile aux vertus millénaires. Alpen Editions sam.

**Beck, J.S. et Danks, F. (1983)** ; Determinación del umbral de tratamientos para la mosca del olivo *Bactrocera oleae* Gmel, Diptera, Tephritidae) en olivar destinado a la producción de aceite. *Bol.Sanid. Vegetal Plagas* Vol. 21 n° 4, 1995. P. 577-588.

**Ben Rouina, B. (2001)** ; La taille de l'olivier. Cours International « gestion technique des plantations d'olivier en conditions d'agriculture pluviale: Nouvel perspective ». Sfax, Tunisie. Du 22 janvier au 02 février 2001. PP: 2 – 19.

**Besnard, G. and Bervillé, A. (2000)** ; Multiple origins for Mediterranean olive (*Olea Europaea*L. subsp *europaea*) based upon mitochondrial DNA polymorphisms. *Comptes Rendus de l'Académie des Sciences, Paris série III*, 323: 173-181.

**Besnard, G., Breton, C., Baradat, P., Khadari, B., Bervillé, A. (2001)** ; Cultivar identification in olive based on RAPD markers. *Journal of the American Society for Horticultural Sciences*, 126: 668– 675

**BIDEL, L., COUMANS, M., BAISSAC, Y., DOUMAS, P. et ALLEMAND, C(2011)** ;Biological activity of phenolics in plant cells;in:« Recent Advances in Polyphenol Research» volume2. Wiley-Blackwell. Sigapore. 163-190.

**Bielecki, P., Glik, J., Kawecki, M., and Martins dos Santos, V(2008)** ;Towards understanding *Pseudomonas aeruginosa* burn wound infections by profiling gene expression. *Biotechnol Lett* 30, 777-790. Billing J. and Sherman P. W. Antimicrobial Functions of Spices: Why Some Like it Hot. *Q. Rev. Biol.* 1998; 73: 3-49.

**Bodey, P., Bolivar, R., Fainstein, V. and Jadeja, L., (1983)** ; Infections caused by *Pseudomonas aeruginosa*. *Rev Infect Dis* 5, 279-313

**Bouchra, C., Mohamed, A., Mina, H., Hmamouchi, M., (2003)** ;Antifungal activity of essential oils from several medicinal plantsagainst four postharvest citrus pathogens. *Phytopathol. Mediterr*, 42 : 251–256. 23: 263-271.

**Boudhrioua, N., Bahloul, N., Slimen, I., Ben, and Kechaou, N., (2008) ;** Comparison on the total phenol contents and the color of fresh and infrared dried olive leaves, 9, 412–419..

**Boudjouref, m. (2011) ;** Evaluation de l'activité antioxydante et antimicrobienne des extraits phénoliques d'*Urtica dioica* L , Mémoire de fin d'études En vue de l'obtention de diplôme de master académique en Biologie, Université MOULOUD MAMMARI de Tizi-Ouzou.

**Boudribila, M. (2004) ;** Les anciens amazighs avant les phéniciens, mode de vie et organisation sociale. *AWAL* n° 29 page 21.

**Brahmi, F., Mechri, B., Dabbou, S., Dhibi, M., & Hammami, M. (2012) ;** The efficacy of phenolics compounds with different polarities as antioxidants from olive leaves depending on seasonal variations. *Industrial Crops and Products*, 38(1), 146–152.

**Branski, K., Al-Mousawi, A., Rivero, H., Jeschke, G., Sanford, P. and Herndon, N., (2009) ;**Emerging Infections in Burns. *Surg Infect (Larchmt)* 10, 389-397.

**Breche, P., Gaillard,L., Simonet ,M., (1988) ;**Les bactéries des infections humaines. Paris. médecine-science. P 105.

**Breton, C., Médail ,F., Pinatel, C., and Bervillé, A.,( 2006) ;**De l'olivier à l'oléastre : origine et domestication de l'*Olea europaea* L. dans le Bassin méditerranéen. *Cahiers Agricultures*, 15 (4) : 329-336.

**Bronzini de Caraffa, V., Giannettini, J., Gambotti, C., Maury,J ., (2002);**Genetic relationships between cultivated and wild olives of Corsica and Sardinia using RAPD markers. *Euphytica* 123:263–271.

**Bronzini de, V., Giannettini, J., Gambotti ,C. and Maury ,J., (2000) ;**Genetic relationshipsbetween cultivated and wild olives of Corsica and Sardinia using RAPD markers. *Euphytica* .

**Bruniton, J., (2002) ;**Phytothérapie : Les Données de L'évolution. Lavoisier.,Paris. 135-137.

**Bruneton, J., (2009) ;** Pharmacognosie : Phytochimie. Lavoisier, 4eme édition., Paris. 901-904.

-C-

**Carek, J., Dickerson, M. and Sack, L., (2001) ;** Diagnosis and management of osteomyelitis. *Am Fam Physician* 63, 2413-20.

**Carrion, Y., Ntinou ,M., Badal ,E.,(2010) ;** *Olea europaea* L in the North Mediterranean Basin during the Pleniglacial and the Early–Middle Holocene. *Quaternary Science Reviews*, 29: 952- 968.

**Causse, C., (2004) ;** Les Secrets De Santé Des Antioxydants. Alpen Editions. Paris.44-50.

Cadel, S. S., De buyser, M. et al.(2010). Toxi-infections alimentaires collective à *Bacillus cereus* : bilan de la caractérisation des souches .Bulletin épidémiologique, *santé animale et alimentation Spécial Risques alimentaires microbiologique*, 50.

**Chevalier, A., (1948) ;** L'origine de l'olivier cultivé et ses variations. *Revue Internationale de Botanique Appliquée et d'Agriculture Tropicale*, 28: 1-25.

**Chiou, A., Kalogeropoulos, N., Salta, N., Efstathiou, P. et Andrikopoulos, K., (2009) ;** Pan-frying of French fries in three different edible oils enriched with olive leaf extract: Oxidative stability and fate of microconstituents. *LWT - Food Science and Technology* 42, 1090–1097.

**Collin , S., Counet,T., Callemien ,D., et Jerkovic, V., (2011) ;** Nomenclature et voies de synthèse des principaux polyphénols ; in : « Polyphénols e Procédés :Transformation des polyphénols aux travers des procédés appliqués àl'agroalimentaire ». Lavoisier., Paris. 5-25.  
**Crane,P.,Crane,M.,(2007) ;**Indwelling intravenous catheter-associated *Bacillus cereus* sepsis in an immunocompetent patient, *Infect. Med.*, 24:40-42.  
Cronquist, A. (1981). *An integrated system of classification of flowering plants*. Columbia University Press.

**-D-**

**Daoudi, L., (1994) ;** Etude des caractères végétatifs et fructifères de quelques variétés locales et étrangères d'olivier cultivées à la station expérimentale de Sidi-Aich (Bejaia). Thèse de magister .Inst. Nat. Agr. El-Harrach. 132p.

**D'Argenio, A., Gallagher, A., Berg, A., and Manoil, C., (2001) ;**Drosophila as a model host for *Pseudomonas aeruginosa* infection. *J Bacteriol* 183, 1466-1471. d'Enfert, C., Ryter, A. & Pugsley, A. P. (1987). Cloning and expression in *Escherichia coli* of the *Klebsiella pneumoniae* genes for production, surface localization and secretion of the lipoprotein pullulanase. *EMBO J* 6, 3531–3538.

**De Reynal, B., et Multon, J., (2009) ;** Additifs et Auxiliaires de Fabrication Dans les Industries Agroalimentaires. Edition Tec et Doc, 4eme édition, Lavoisier.Paris. 194-200.

**Djenane , E., Yanguela ,J., Derriche ,F., Bouarab, L., et Roncales, P.,(2012) ;**Extrait de feuilles d'olivier ; tests in vitro vis-à-vis de *Staphylococcus aureus*,*Salmonella* Enteritidis et *Pseudomonas aeruginosa* ; application sur la viande de dinde. *Phytothérapie.*, 10-18.

**Dufour,A., et Dupin, C., (2015) ;**Ma Bible de l'Alimentation Détox : Le livre de référence pour préserver votre santé. Leduc.s Editions. Paris. 59.

**Dykes, L. and Rooney, L., (2006) ;** Sorghum and millet phenols and antioxidants. *Journal of cereal Sciences* 44, 236 - 241.

**-E-**

**Evreux, F., Delaporte, B., Leret ,N., Buffet-Janvresse ,C., Morel ,A., (2007) ;**Méningite néonatale à *Bacillus cereus*, à propos d'un cas, *Archives de Pédiatrie*, 14: 265-368.

**-F-**

**Fadoua, N., Bousta, N., Balouiri, M., EL Meskaoui, A., (2015) ;** Antioxidant and free radical-scavenging properties of seeds flavonoids extract of *Cedrus atlantica* *Manetti*, *Linum usitatissimum* *L.* and *Ocimum basilicum* *L.* species.

**Favier, A., (2003);** Le stress oxydant: intérêt conceptuel et expérimental dans la compréhension des mécanismes des maladies et potentiel thérapeutique. *L'Actualité chimique* 108- 115.

**Fegeros, K., Zervas, G., Apsokardos, F., Vastardis, J., Apostolaki, E., (1995) ;** Nutritive evaluation of ammonia treated olive tree leaves for lactating sheep. *Small Ruminant Research*, 17, 9-15

**Flavelle S., Tyrrell G. J., Forgie S. E., (2007) ;** A 'serious' bloodstream infection in an infant, *Can. J. Infect. Dis. Med. Microbiol.*, 18: 311-312.

**Fredricks , N., Myerson ,D., (2006) ;** pneumonia in a neutropenic patient with leukemia, *Inf.Dis.Clin.pract*, 14 :107-109.

-G-

- Garcia-Verdugo ,C. , Forrest ,A.,Balaguer, L.,Fay ,C.,Vargas ,P.,(2010) ;**Parallel evolution of insular *Olea europaea* subspecies based on geographical structuring of plastid ADN variation and phenotypic similarity in leaf traits. *Bot.J.Linn.Soc.*,162 :54-63.
- Gharby ,S., Harhar ,H., Bouzoubaa ,Z., Roudani ,A., Cchafchaoun ,I., Kartah, B. et Charrouf, Z., (2014) ;** Effet des polyphénols extraits des margines sur la stabilité de l'huile de tournesol. *Journal of Materials and Environmental Science.*, 5 (2) : 464-469.
- Green, S., (2002) ;** A revision of *Olea* L. (Oleaceae). *Kew Bulletin* 57: 91–140. Ghedira K. 2005. Les flavonoïdes : structure, propriétés biologiques, rôle prophylactique et emplois en thérapeutique. *Phytothérapie*. 4: 16\*/2-169.
- Guignard and Dupont ., (2004) ;** Botanique : systématique moléculaire. 13<sup>ème</sup>Eds, Masson France,P 164-179.

-H-

- HANDIQUE, J., and BARUAH, B ., (2002) ;** Polyphenolic compounds : an overview. *React.Funct. Polym.*, 52,193-188.
- Hannachi, H., Breton, C., Msallem, M., Ben El Hadj, S., El Gazzah, M., Bervillé, A., (2008) ;** between native and introduced olive cultivars as revealed by morphology of drupes, oil composition and SSR polymorphisms: A case study in Tunisia. *Scientia Horticulturae*, 116, 280-290.
- Hannachi, H., Sommerlatte , H., Breton , C ., Msallem , M ., El Gazzah ,M ., El Hadj SB, Berville , A., (2009) ;** Oleaster (var. *sylvestris*) and subsp. *cuspidata* are suitable genetic resources for improvement of the olive (*Olea europaea* subsp. *europaea* var. *europaea*). *Genet Resour Crop Evol* 56:393–403.
- Hennebelle ,T., Sahpaz, S., Saltounis ,L., et Bailleul, F., (2007) ;** Phenolic compounds and diterpenoids from *Marrubium peregrinum*. *Biochemical Systematics and Ecology.*, 35: 624-626.
- Hirabayashi , K.,Shiohara ,M.,Saito S., Tanaka ,M.,Yanagisawa ,R., Tsuruta ,G., Fukuyama ,T., Hidaka ,Y., Nakazawa ,Y., Shimizu ,T., Sakashita, K., Koike K.,(2010) ;** Polymyxin-direct hemoperfusion for sepsis-induced multiple organ failure, *Pediatr.Blood Cancer*,55(1) :202-205.

**Hoffmann,D., (2003) ;** Medical Herbalism : The Science and Practice of Herbal Medicine. *Edition Inner Traditions / Bear & Co.*, p 90. )

**Hoffmann., (2003) ; Pincemail et al., (2007) ;** Effet d'une alimentation riche en fruits et légumes sur les taux plasmatiques en antioxydants et des marqueurs des dommages oxydatifs. *Nutrition clinique et métabolisme* 21, 66–75). Hopkins, 2003. *Physiologie végétale. De Boeck Supérieur*, p 280.

**Hutchens, A., Gupte ,A., McAuliffe , F., Schain ,D., Soldevila-Pico ,C., Knapik ,J., Fujita, S., Mozingo, D., Richards ,W., (2010) ;** *Bacillus cereus* necrotizing fasciitis in a patient with end-stage liver Disease. *Surg. Infect. (Larchmt)*, 11: 469-474.

-J-

**Jacotot, B .,(2009);** Vitamine E et athérosclérose. *Rev Méd Interne* 15,1997 ; 627-629. Leverve Xavier. Stress oxydant et antioxydants. *Cahiers de Nutrition et de Diététique* Volume 44, Issue 5, 219–224.

**John, B., Razak ,A., Razak, E., Al-Naqeeb ,N., Dhar ,R.,( 2007) ;** Intractable *Bacillus cereus* bacteremia in a preterm neonate, *J. Trop. Pediatr.*, 53: 131-132.

-K-

**Katsuya, H., Takata, T., Ishikawa, T., Sasaki, H., Ishitsuka, K., Takamatsu, Y., Tamura, K., (2009)** ; A patient with acute myeloid leukemia who developed fatal pneumonia caused by carbapenem-resistant *Bacillus cereus*, *J. Infect. Chemother.*, 15 :39-41.

**Kaufmann, S., (1997)** ; Host response to intracellular pathogens. Ed. Springer ; R.G. Landes, New York; Austin, p. 345.

**Khan, Y., Panchal, S., Vyas, N., Butani, A., Kumar, V., (2007)** ; *Olea europaea*. *PhytoPharmacol Review*, 1(1): 114-118.

**Kiyomizu, K., Yoshida, H., Minami, R., Tanimura, A., Karasuno, T., Hiraoka, A., (2008)** ; Fulminant septicemia of *Bacillus cereus* resistant to carbapenem in a patient with biphenotypic acute leukemia, *J. Infect. Chemother.*, 14 :361-367.

-L-

**Latsios, G., Petrogiannopoulos, C., Hartzoulakis, G., Kondili, L., Bethimouti, k., Zaharof, A., (2003)** ; liver abscess due to *Bacillus cereus* à case report, *clin. Microbiol. Infect.*, 9: 124-1237.

**Lavee, S., (2013)**; Evaluation of the need and present potential of olive breeding indicating the nature of the available genetic resources involved. *Scientia Horticulturae*, Volume 161, 333–339.

**Lazzeri, Y., (2009)** ; Les défis de la mondialisation pour l'oléiculture méditerranéenne, L'olivier en Méditerranée . In *Conférence Centre Culturel Français de Tlemcen-Algérie*. 1–24.

**Lebessi, E., Dellagrammaticas, D., Antonaki, G., Foustoukou, M., Lacovidou, N., (2009)** ; *Bacillus cereus* meningitis in a term neonate, *J. Matern. Fetal Neonatal Med.*, 22: 458-461 .

**Le Scanff, J., Mohammedi, I., Thiebaut, A., Martin, O., Argaud, L., Robert, D., (2006)** ; Necrotizing gastritis due to *Bacillus cereus* in an immunocompromised patient, *Infection*, 34 : 98-99.

**Leverve, X., (2009)** ; Stress oxydant et antioxydants. *Cahiers de Nutrition et de Diététique* Volume 44, Issue 5; 219–224.

**Loussert, R., et Brousse, G., (1978)** ; L'olivier, techniques agricoles et production méditerranéenne. *G.p. Maisonneuve et Lotose, Paris*. 1-3, 58, 62-77, 128-136.

**Loussert, L., and Brousse, G., (1978)** ; L'olivier techniques agricoles et production méditerranéennes, (Eds) Maisonneuve et Larousse, Paris, France, Page 480.

**Lowy, F., (1998)** ; *Staphylococcus aureus* infection. *N Engl J Med*, 339:520-32

**Lumaret, R., Ouazzani, N., Michaud, H., Vivier, G., Deguilloux, F., Di Giusto, F., (2004)** ; Allozyme variation of oleaster populations (wild olive tree) (*Olea europaea* L.) in the Mediterranean Basin. *Heredity* 92: 343–351.

**Lyczak, B., Cannon, C., and Pier, B., (2000)** ; Establishment of *Pseudomonas aeruginosa* infection: lessons from a versatile opportunist. *Microbes Infect* 2, 1051-1060.

- Macheix ,J., Fleuriet ,A., et Sarni-Manchado ,P., (2003)** ;Composés phénoliques dans la plante -Structure, biosynthèse, répartition et rôles. Dans Les polyphénols en agroalimentaire; Sarni-Manchado P. et Cheynier V., Eds.; Lavoisier: Paris; pp 1-28.
- Macheix ,J., Fleuriet ,A., et Sarni-Manchado ,P., (2006)** ; Composés phénoliques dans la plante-structure, biosynthèse, répartition et rôles.n: « Les polyphénols en agroalimentaire ». Ed. Tec &Doc. Lavoisier. 1-26.
- Macheix , J., Fleuriet ,A., et Manchado ,S., (2006)** ; Composés phénoliques dans la plante-structure, biosynthèse, répartition et rôles ; in : « Les Polyphénols En Agroalimentaire ». Edition Tec et Doc., Lavoisier., Paris. 3-26.
- Magalhaes, L., Segundo, M., Reis, S., et Lima Jose, L., (2008)** ;Methodological aspects about in vitro evaluation of antioxydant properties. *Analytica chimica acta*, 613 1-19. 13.
- Maillard, R., (1975)** ; L'olivier. Institut de vulgarisation pour les fruits, légumes et champignons. Paris, page 147.
- Manickam, N., Knorr, A., Muldrew, K.,( 2008)** ; Neonatal meningoencephalitis caused by *Bacillus cereus*, *Pediatr. Infect. Dis. J.*, 27: 843-846.
- Martin-Garcia, A., Molina-Alcaide, E., (2008)** ; Effect of different drying procedures on the nutritive value of olive (*Olea europaea var. europaea*) leaves for ruminants. *Animal Feed Science and Technology*, 142, 317-329.
- Martin, S., et Andriantsitohaina, R., (2002)** ; Mécanismes de la protection cardiaque et vasculaire des polyphénols au niveau de l'endothélium. *Annales de Cardiologie et Angéiologie*. 51 : 304-315.
- Mendil, M., and Sebai, A., (2006)** ; Catalogue des variétés Algérienne de l'olivier : l'olivier en Algerie, N°1840.
- Mendil, M., and Sebai, A.,(2007)** ; Aperçu sur le patrimoine génétique autochtone. Institut de l'arboriculture fruitière et de la vigne, Algérie. P 11-100.
- Motilva, M-J., Serra, A., et Macia, A., (2013)** ; Analysis of food polyphenols by ultra-high performance liquid chromatography coupled to mass spectrometry: An Overview. *Journal of Chromatography A*, State of the art of (UHP) LC-MS (-MS). *Techniques and their Practical Application*. 1292: 62-82.
- Moulder ,H., Sharma , K., Howell , R., (2008)** ; Traumatic osteomyelitis of the femur treated with 116 distraction osteogenesis without surgical bone resection: a case report, *J. Trauma*, 65: E39-E42.
- Moussaoui, Y.,(2007)**; Bensalem Ridha. Catalyzed Knoevenagel reactions on inorganic solid supports: Application to the synthesis of coumarine compounds, *C. R. Chimie* 10, 1162 – 1169.
- Mulas ,M., Deidda ,P ., (1998)** ; Domestication of woody plants from Mediterranean maquis to promote crops for mountain lands. *Acta Horticulturae* 457: 295–301.
- Muzzalupo ,I ., Perri ,E., (2002)** ; Recovery and characterisation of DNA from virgin olive oil. *Eur Food Res Technol* 214:528–531.
- Mylonaki, S., Kiassos, E., Makris, P., et Kefalas, P ., (2008)** ; Optimisation of the extraction of olive (*Olea europaea*) leaf phenolics using water/ethanol-based solvent systems and response surface methodology. *Anal. and Bioanal. Chem*, 392(5): 977-985.

-N-

- Nauciel, C., Vildé, J., (2007)** ; Bactériologie médicale. Elsevier Masson SAS .P 122-123.
- Nefzaoui, A., (1991)** ; Valorisation des sous-produits de l'olivier, *108*, 101–108. Nerín, C. (2010). Antioxidant active food packaging and antioxidant edible films. *Oxidation in Foods and Beverages and Antioxidant Applications*, 496–515.
- Nefzaoui, A., (1995)** ; Feeding value of Mediterranean ruminant feed resources. Advanced course.Syria 12-23 March 1995.
- Nishikawa, T., Okamoto, Y., Tanabe, T., Kodama, Y., Shinkoda, Y., Kaano, Y., (2009)** ; Critical illness polyneuropathy after *Bacillus cereus* sepsis in acute lymphoblastic leukemia, *Intern.Med.*, 48 :1175-1177.

-P-

- Patrick, B., Jean, L., and Michel, S., (1988)** ; Bactériologie : Les bactéries des infections Humaines. 1er Ed Médecine –Sciences Flammarion. Paris. 100-274 p.
- Pelli, K., et Lyly, M., (2003)** ; Les Antioxydants Dans l'Alimentation. Volume 3. Biotechnologie Finlande. Paris. 4-13.
- Pilly, E., (2008)** ; Maladie infectieuse et tropical. 21 éd.
- Pukatzki, S., Kessin, H., and Mekalanos, J., (2002)** ; The human pathogen *Pseudomonas aeruginosa* utilizes conserved virulence pathways to infect the social amoeba *Dictyostelium discoideum*. *Proc Natl Acad Sci U S A* 99, 3159-3164.

-R-

- Rahme, G., Stevens, J., Wolfort, F., Shao, J., Tompkins, G., and Ausubel, M., (1995)** ; Common virulence factors for bacterial pathogenicity in plants and animals. *Science* 268, 899-1902.
- Renault Roger, C., Philoigene, B., et Vincent, C., (2008)** ; Biopesticides d'Origine Végétale. Editions Tec et Doc, 2em édition ., Lavoisier, Paris. 263-264.
- Ribeiro, F., Heath, H., Kierath, J., Rea, S., Duncan-Smith, M., Wood, M., (2010)** ; Burn wounds infected by contaminated water: Case reports, review of the literature and recommendations for treatment, *Burns*, 36: 9-22.
- Richard, C., et Kiredjian, M., (1995)** ; Méthodes de laboratoire pour l'identification des bacilles à gram négatif aérobies stricts : *Pseudomonas*, *Alcaligenes*, *Flavobacterium*, *Acinetobacter*, *Brucella*, *Bordetella*. 2ème édition. Institut. Pasteur .Paris : 42-43.
- Robards, K., Prenzler, D., Tucker, G., Swatsitang, P., Glover, W., (1999)** ; Phenolic compound and their role in oxidative processes in fruits. *Food Chemistry*, 66, 401-436.
- Rubio de casas, R., Besnard, G., Shoenswetter, P., Balguer, L., Vargas, P., (2006)** ; Extensive gene flow blurs phylogeographic but not phylogenetic signal in *Olea europaea* L. *Theoretical and Applied Genetics* 113 :575-583.
- Rubio de Casas, R., Balguer, L., Manrique, E., Pe´rez-Corona, E., Vargas, P., (2002)** ; On the historical presence of the wild olive *Olea europaea* L. var. *sylvestris* (Miller) Leh. in the Eurosiberian North of the Iberian Peninsula. *Anales de Jardı´n Bota´nico* 59: 342–344.
- Ryan, D., Antolovich, M., Prenzler, P., Robards, K., et Lavee, S., (2002)** ; Biotransformation of phenolic compounds in *Olea europaea* L. *Sci Hortic* 92: 147-76.

-S-

**Saad, D., (2009)** ; Etude des endomycorhizes de la variété sigoise d'olivier (*Olea europea* L.) et essai de leur application a des boutures semi-ligneuses, Mémoire de magister, université d'Oran, 2009, 98 P.

**Sablonniere, B., (2016)** ; Les Nouveaux Territoires Du Cerveau. Odile Jacob Sciences. Paris.  
**Sada ,A., Misago, N., Okawa, T., Narisawa, Y., Ide, S., Nagata ,M., Mitsumizo, S., (2009)** ; Necrotizing fasciitis 119 and myonecrosis "synergistic necrotizing cellulitis" caused by *Bacillus cereus*, *J. Dermatol.*, 36: 423-426.

**Shimoni, Z., Mamet ,Y., Niven ,M., Mandelbaum, S., Valinsky ,L., Froom ,P., (2008)** ; *Bacillus cereus* peritonitis after Cesarean section, *Surg. Infect. (Larchmt)*, 9: 105-106.

**Skerget, M., Kotnik, P., Hadolin, M., Hras, A., Simonic, M., et Knez, Z., (2005)** ; Phenols, proanthocyanidins, flavones and flavonols in some plant materials and their antioxidant activities. *Food Chem*, 89:191–198.

**Souad, O., et Hassnaa, B., (2013)** ; Valorisation des feuilles d'olive pour l'élimination des ions Zn. mémoire de master Université de SAIDA, p 6.

**Stalikas, D., (2007)** ; Extraction, separation, and detection methods for phenolic acids and flavonoids. *Journal of Separation Science*. 30: 3268–3295.

**Steven, P., Rachel, C., Martha, E., Paul, H., Jane, S., et Peter, J., (2004)** ; Microbiology of Waterborne Diseases. *Academic Press. Elsevier* : 71-132.

-T-

**Tourte, Y., and Bordonean, M., (2005)** ; Le monde des végétales : organisations, physiologie et génomique. Eds. DUNOD. Paris. France. 25-26 P.

**Tsagaraki, E., Lazarides, N., and Petrotos, K., (2004)** ; Olive Mill Wastewater Treatment. *Utilization of By-Products and Treatment of Waste in the Food Industry*, 133–157.

**Tsioulpas, A., Dimou, D., Iconomou, D., and Aggelis, G., (2002)** ; Phenolic removal in olive oil mill wastewater by strains of *Pleurotus* spp. in respect to their phenol oxidase (laccase) activity. *Bioresource Technology*, 84(3), 251–257.

-V-

**Visioli et al., F., Borsani, L., and Galli, C., (2000)** ; Diet and prevention of coronary heart disease: the potential role of Phytochemicals. *Cardiovascular Research* 47, 419–425.

**Visioli , F., Galli , C.,(2002)** ; Biological properties of olive oil phytochemicals. *Crit Rev Food Sci Nutr*. 42, 209-210.

**Visioli, F., Borsani, L., and Galli, C., (2002)** ; Diet and prevention of coronary heart disease: the potential role of Phytochemicals. *Cardiovascular Research* 47, 419–425 .

-W-

**Watson, R., Preedy , R., et Zibadi ,S., (2013)** ; Polyphenols in Human Health and Disease (volume 1). Press Academic, USA. 1-26; 201-270.

**Williamson, G., and Manach, C., (2005)** ; Bioavailabiity and biofficacy of polyphenols in humans. II. Review of 93 intervention studies. *Am. J. Clin. Nutr.*, 81, 24S-255S.

**Wollgast, J., and Anklam, E.,(2000)** ; Review on polyphenols in *Theobroma cacao*: changes in composition during the manufacture of chocolate and methodology for identification and quantification. *Food Research International* 33, 423 - 447.

**-X-**

**Xiuzhen ,H., Shen ,T., et Hongxiang, L., (2007)** ; Dietary polyphénols and their biological significance. *International Journal. Molecular Sciences.* 8: 950-988.

**-Z-**

**Zohary, D ., Hopf , M ., (2000)** ; Domestication of plants in the Old World: the origin and spread of cultivated plants in West Asia, Europe, and the Nile Valley. New York: Oxford University Press.

## Courbes d'étalonnages

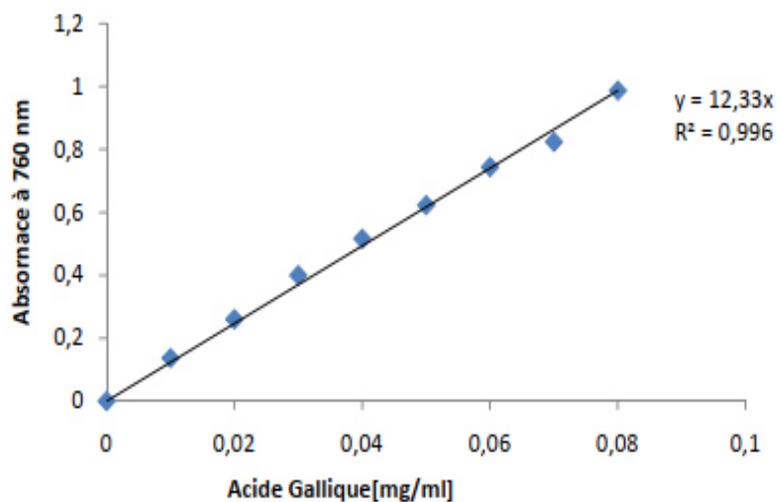


Figure 1: Dosage des phénols totaux solubles

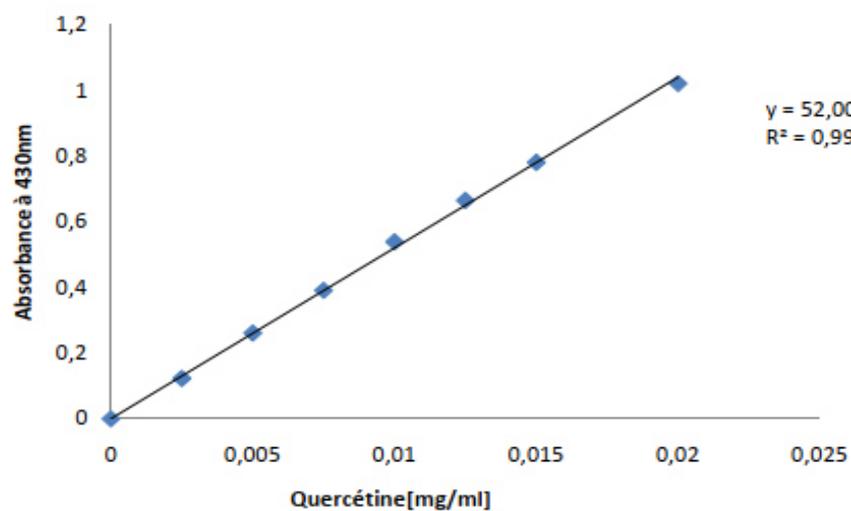
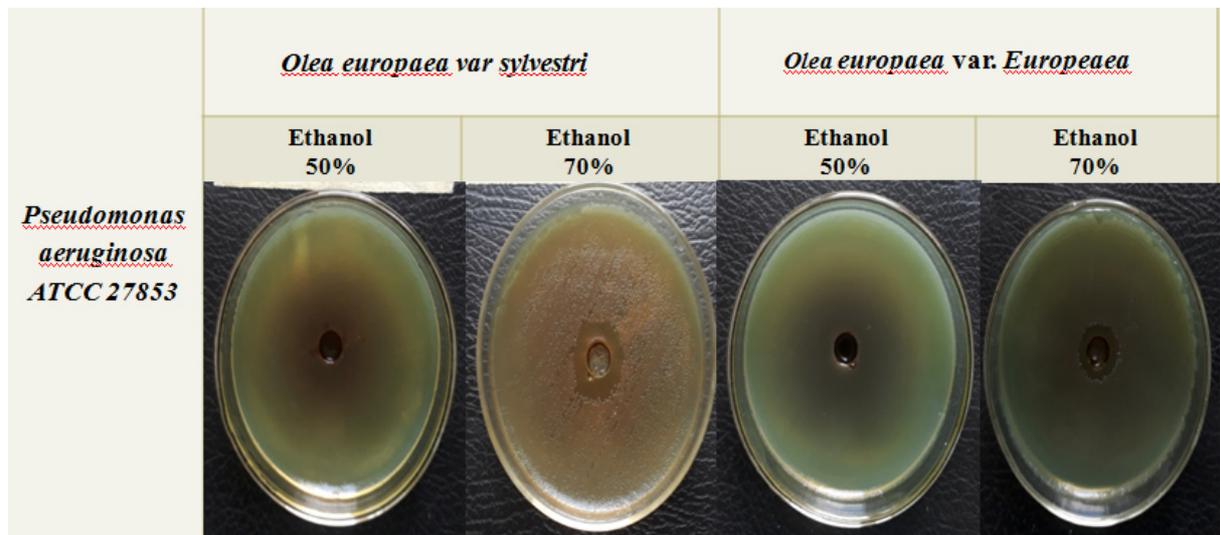
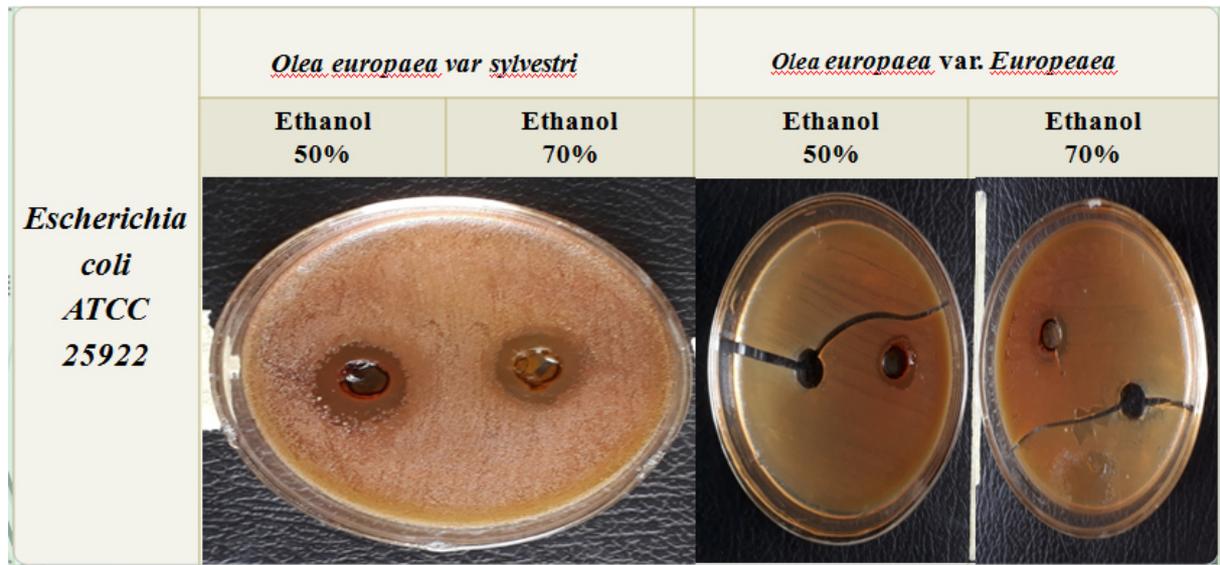
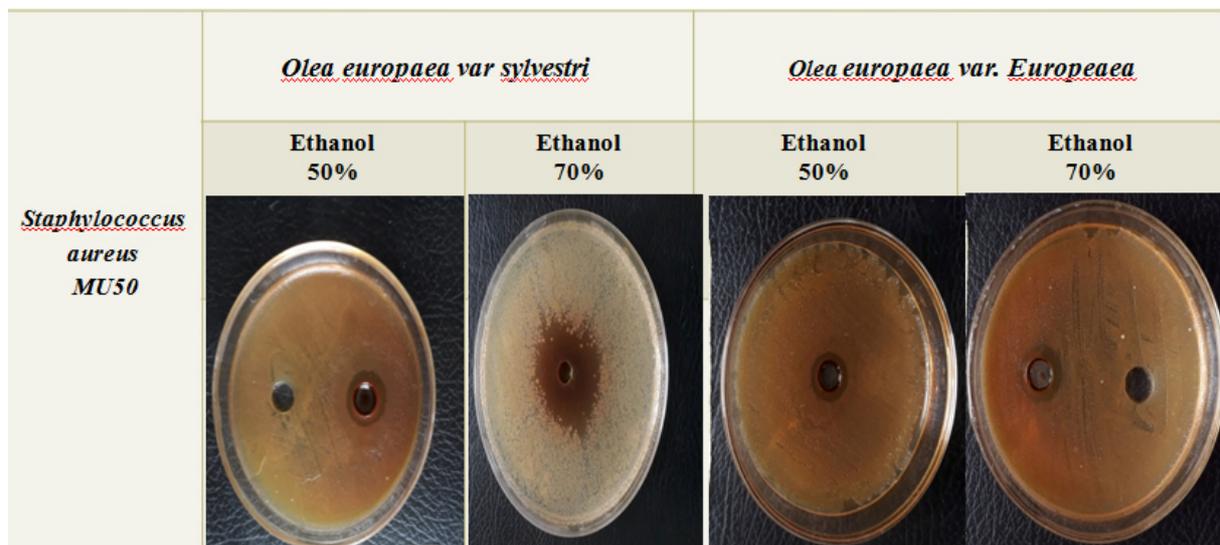
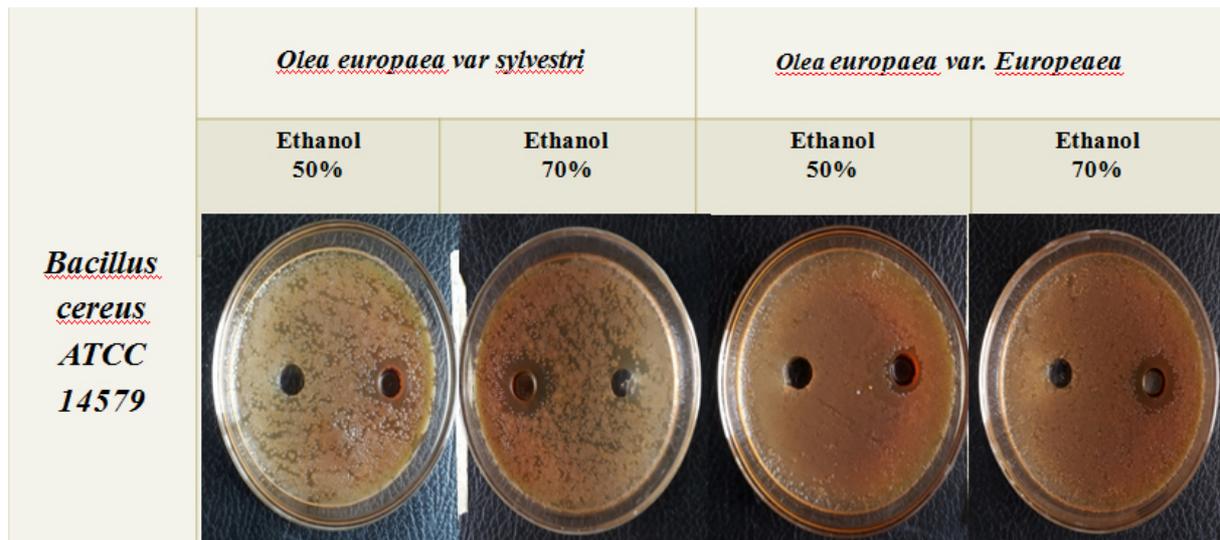


Figure 2 : Dosage des flavonoïdes

Evaluation *in vitro* de l'activité antibactérienne



## Résumé

*Olea europea* est une plante médicinale appartenant à la famille des Oléacées, est très répandue dans le centre algérien. Plante très utilisée en médecine traditionnelle pour ses nombreuses vertus.

A travers cette étude nous avons tenté d'une part de caractériser les différents composés phénoliques des feuilles d'olivier sauvage et cultivé et d'évaluer l'activité antioxydante et antibactérienne des extraits.

Les extraits ont été obtenus par macération en utilisant deux solvants organiques : l'éthanol 50% et 70%. Les rendements respectifs sont :  $17,55 \pm 0,64\%$  ;  $5,39 \pm 0,50\%$  pour l'olivier cultivé suivi de  $24,36 \pm 0,40\%$  ;  $31,51 \pm 0,62\%$  pour l'olivier sauvage.

La teneur totale en composés phénoliques a été déterminée en utilisant le réactif de Folin-Ciocalteu, elle est de  $9,51 \pm 0,46$  ;  $34,13 \pm 0,33$  mg EAG/g MS pour l'olivier cultivé suivi de  $5,22 \pm 0,5$  ;  $5,61 \pm 0,23$  mg EAG/g MS pour l'olivier sauvage dans les extraits éthanolique 50% et 70%, respectivement.

L'activité antioxydante a été évaluée en utilisant la méthode de réduction du radical Libre DPPH car elle est reconnue pour sa simplicité, sa rapidité et son efficacité en raison de la grande stabilité du radical. Les pourcentages de piégeage du DPPH et l'IC 50 respectivement ont été estimés à :  $86,635 \pm 3,63\%$  ;  $93,47 \pm 2,36\%$  pour l'olivier cultivé,  $91,43 \pm 0,28\%$  ;  $91,43 \pm 0,28\%$  pour l'olivier sauvage dans les extraits éthanolique 50% et 70%, respectivement.

L'activité antimicrobienne a été déterminée sur quatre souches bactériennes, selon la méthode de diffusion en milieu gélosé. Tous les extraits testés dans notre étude ont réagi positivement au moins sur une des souches microbiennes testées, ce qui confirme que la plante *Olea europea* est douée de propriétés antimicrobiennes.

## Summary

*Olea europea* is a medicinal plant belonging to the family Oleaceae, is widespread in the center of Algeria. Plant very used in traditional medicine for its many virtues.

Through this study we tried to characterize the different phenolic compounds of wild and cultivated olive leaves and to evaluate the antioxidant and antibacterial activity of the extracts.

The extracts were obtained by maceration using two organic solvents: ethanol 50% and 70%. The respective yields are:  $17,55 \pm 0,64\%$ ;  $5,39 \pm 0,50\%$  for the cultivated olive tree followed by  $24,36 \pm 0,40\%$ ;  $31,51 \pm 0,62\%$  for wild olive.

The total content of phenolic compounds was determined using the reagent of Folin-Ciocalteu, it is  $9,51 \pm 0,46$ ;  $34,13 \pm 0,33$  mg EAG / g DM for the cultivated olive followed by  $5,22 \pm 0,5$ ; material  $5,61 \pm 0,23$  mg EAG / g MS for wild olive in ethanol extracts 50% and 70%, respectively.

Antioxidant activity was assessed using the radical reduction method DPPH because it is known for its simplicity, speed and efficiency because of the great stability of the radical. DPPH trapping percentages and IC 50 respectively were estimated at  $86,635 \pm 3,63\%$ ;  $93,47 \pm 2,36\%$  for the cultivated olive tree,  $91,43 \pm 0,28\%$ ;  $91,43 \pm 0,28\%$  for wild olive in ethanol extracts 50% and 70%, respectively.

The antimicrobial activity was determined on four bacterial strains, according to the diffusion method in agar medium. All the extracts tested in our study reacted positively to at least one of the microbial strains tested, which confirms that the plant *Olea europea* is endowed with antimicrobial properties.

## ملخص

، وهو منتشر على نطاق واسع في وسط الجزائر. النبات يستخدم جدا في Oleaceae هو نبات طبي ينتمي إلى عائلة *Olea europea* ، الطب التقليدي لفضائله العديدة

من خلال هذه الدراسة حاولنا توصيف المركبات الفينولية المختلفة لأوراق الزيتون البرية والمزروعة وتقييم النشاط المضاد للأكسدة واليكثيريا في المستخلصات

باستخدام اثنين من المذيبات العضوية: الإيثانول 50% و 70%. العوائد المعنية maceration تم الحصول على المستخلصات بواسطة هي:  $17,55 \pm 0,64\%$  ;  $5,39 \pm 0,50\%$  ل شجرة الزيتون المزروعة تليها  $24,36 \pm 0,40\%$  ;  $31,51 \pm 0,62\%$  للزيتون البري تم تحديد المحتوى الكلي للمركبات الفينولية باستخدام كاشف

للزيتون المزروع يليها  $5,22 \pm 0,5$  ;  $5,61 \pm 0,23$  mg EAG / g DM هو  $9,51 \pm 0,46$  ;  $34,13 \pm 0,33$  mg EAG / g MS للزيتون البري في مستخلصات الإيثانول 50% و 70% على التوالي

تم تقييم نشاط مضادات الأكسدة باستخدام طريقة تخفيض جذري على DPPH و IC 50 لأنه معترف به لبساطته وسرعته وفعالته بسبب الاستقرار الكبير للراديكالية. وقدرت نسب الملاءمة DPPH حر التوالي في  $86,635 \pm 3,63\%$  ;  $93,47 \pm 2,36\%$  ل شجرة الزيتون المزروعة ،  $91,43 \pm 0,28\%$  ;  $91,43 \pm 0,28\%$  للزيتون البري في الإيثانول مقتطفات 50% و 70% ، على التوالي

تم تحديد نشاط مضادات الميكروبات على أربع سلالات بكتيرية ، وفقاً لطريقة الانتشار في وسط أجار. تفاعلت جميع المقتطفات التي تم اختبارها في دراستنا بشكل إيجابي مع واحدة على الأقل من السلالات الميكروبية التي تم اختبارها ، مما يؤكد أن نبات أوليا يوروبيا يتمتع بخصائص مضادة للميكروبات