

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université A. MIRA - Bejaia

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de biologie physico-chimique
Filière : Biologie
Option : Génétique appliquée



Mémoire de Fin de Cycle
En vue de l'obtention du diplôme

MASTER

Thème

**Etude des caractéristiques pomologiques,
composition et activité antioxydante
d'huiles d'olive issues de trois oliviers
sauvages et de la variété *Azeradj* de la
région de Béjaia**

Présenté par :

HADJI Houria & MOHAMMEDI Wissam

Soutenu le : **13 Juin 2015**

Devant le jury composé de :

M^{me}. Benabdesselam F.

M^{me}. Boucheffa S.

M^{elle}. Cheraft N.

Professeur

MAA

MAB

President

Encadreur

Examineur

Année universitaire : 2014 / 2015

Résumé :

La présente étude porte sur la détermination des indices pomologique, la composition en acides gras, la composition en polyphénols et pigments ainsi que l'évaluation du pouvoir antioxydant des huiles issues d'olives de la variété *Azeradj* et de trois oléastres de la région de Béjaia. Les résultats obtenus ont montré que l'efficacité des analyses pomologiques pour faire une distinction entre la variété cultivée et les trois oléastres. La composition en acides gras est conforme aux normes du COI. L'oléastre 1 présente la teneur la plus élevée en acide oléique (80,07%). Les teneurs en pigments sont faibles pour les quatre échantillons et présentent un rapport chlorophylle/caroténoïde inférieur à l'unité. Les teneurs en polyphénols totaux sont appréciables pour les quatre échantillons, l'oléastre 3 a noté la teneur la plus élevée (495,6mg d'E.A.G./Kg), alors que l'oléastre 1 note le taux le plus élevé en *ortho*-diphénols (15,22mg d'E.A.C./Kg). L'indice d'amertume des trois oléastres est plus élevé par rapport à *Azeradj*. La capacité antioxydante des extraits méthanoliques des quatre échantillons suit le même ordre que celui des teneurs en polyphénols totaux et en *ortho*-diphénols. L'extrait d'huile de l'oléastre 3 se montre très performant avec les meilleures activités réductrice (FRAP) et antiradicalaires (DPPH et ABTS⁺). L'huile d'*Azeradj* a montré une plus grande efficacité à neutraliser le radical DPPH. Les résultats de cette étude montrent que les huiles des oléastres présentent une valeur nutritive et thérapeutique intéressante.

Mots clés : oléastre, olivier cultivé, pomologie, acides gras, pigment, polyphénol, activité antioxydante.

Abstract:

This study aimed the determination of pomological indexes, fatty acid composition, polyphenols and pigments content, and the antioxidant capacity of olive oils extracted from *Azeradj* variety and three oleasters from the province of Bejaia. The results showed the effectiveness of pomological analyzes to distinguish between the cultivated and oleaster olives. The fatty acid composition is conform to the IOOC standards for extra virgin olive oil with a high oleic content. Oleaster 1 has the highest content of oleic acid (80, 07%). The pigments content are low for all samples and present chlorophyll/carotenoid ratio less than unity. Total polyphenols contents are significant for the four samples, oleaster 3 noted the highest content (495,6mg d'E.A.G./Kg), while oleaster 1 notes the highest rate in the *ortho*-diphenols content (15,22mg d'E.A.C./Kg). The bitter index of the three oleasters is higher compared to *Azeradj*. The antioxidant capacity of the methanol extracts of the four samples follows the same order as the levels of total polyphenols and *ortho*-diphenols. The oil extracted from oleasters 3 is very efficient with best reducing activities (FRAP), and radical scavengers capacity (DPPH and ABTS⁺). Oil of *Azeradj* showed the highest efficiency to scavenge the radical DPPH. The results of this study show that oleaster oils have an interesting nutritional and therapeutic value.

Key words: oleaster, olive cultivar, pomology, fatty acids, pigments, polyphenols, antioxidant potential.

ملخص:

هذه الدراسة تركز على تحديد مؤشرات فاكهة الزيتون، تكوين الأحماض الدهنية، تكوين البوليفينول و الأصبغة و كذلك تقييم القدرة ضد الأكسدة للزيوت المستخلصة من الزيتون النوعي *Azeradj* و ثلاثة أشجار زيتون بري لمنطقة بجاية. النتائج أظهرت فعالية تحليلات مؤشرات فاكهة الزيتون للتمييز بين الزيتون النوعي و الزيتون البري. تكوين الأحماض الدهنية يتوافق مع معايير COI. زيت الشجرة 1 لديه أعلى محتوى حمض الأوليك (80,07%). محتوى الأصبغة منخفض بالنسبة للعينات الأربعة التي تقدم العلاقة الكلوروفيل/الكاروتينويد أقل من الوحدة. محتويات البوليفينول تعتبر هامة بالنسبة للعينات الأربعة، زيت الشجرة 3 يسجل أعلى محتوى (495,6 مغ/كغ)، أما زيت الشجرة 1 فيسجل أعلى محتوى في الأورتوديفينول (15,22 مغ/كغ). قيمة المرارة لزيوت الأشجار البرية تعتبر أعلى بالنسبة للزيت النوعي *Azeradj*. القدرة المضادة للأكسدة للمستخلصات الفينولية للعينات الأربعة تتبع نفس ترتيب محتويات البوليفينول و الأورتوديفينول. مستخلص زيت الشجرة 3 يظهر أعلى استقرار مع أكبر قدرة إرجاع (FRAP) و أكبر قدرة مضادة للجذور (DPPH و ABTS⁺). زيت *Azeradj* يظهر أعلى فعالية لتحديد جذرية DPPH. نتائج هذه الدراسة تبين أن زيوت الأشجار البرية مثيرة للاهتمام لقيمتها الغذائية و العلاجية.

مفتاح الكلمات: زيتون بري، زيتون نوعي، مؤشرات فاكهة الزيتون، الأحماض الدهنية، أصبغة، بوليفينول، القدرة المضادة للأكسدة..

Remerciements

En premier lieu, Nous tenons à remercier Dieu, qui nous a donné la force et la patience pour accomplir ce modeste travail.

*Nous tenons à remercier plus particulièrement Madame **HAMMOUCHE** née **BOUCHEFFA, S.** Notre promotrice pour l'attention et la disponibilité dont elle a su faire preuve au cours de ces mois de préparation du mémoire de fin d'études.*

*Nous voudrions également remercier les membres du jury: **M^{me} BENABDESSELAM, F.** professeur à l'université de Bejaia d'avoir accepté de présider le jury de notre soutenance.*

***M^{elle} CHERAFT, N.** maître assistante B à l'université de Bejaia, pour l'honneur qu'elle nous a fait en portant son attention sur ce travail.*

*C'est ainsi qu'on exprime notre gratitude et nos vifs remerciements, aux membres du laboratoire biochimie de L'université de Targa Ouzemour de Bejaia, aux membres du laboratoire du contrôle de qualité des huiles de **CEVITAL** et à tous les enseignants de l'université de Bejaia qui nous ont formé durant le cursus universitaire.*

A tout ce beau monde, Merci

Dédicaces



A la mémoire de ma très chère maman



A mon très cher père

A mes chères sœurs et frères

En témoignage de ma reconnaissance pour leurs patience, leurs sacrifices et leur soutien tout au long de mes études, que Dieu les garde.

A mes belles sœurs.

A mes neveux et nièces et surtout mes très chères (Dida, Kamelia, Lydia et Louise) que Dieu les protège.

A ma collègue Wissam.

A tout mes amis, en particulier Nassima, Salem et Youcef.

A l'équipe de laboratoire d'analyse médical Salemi de Bouira

Houria.

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail :

A mes parents, aucun hommage ne pourrait être à la hauteur de l'amour dont ils ne cessent de me combler. Que dieu leur procure bonne santé et longue vie.

*A celui que j'aime beaucoup et qui m'a soutenue tout au long de ce projet: mon fiancé **TARIK**, et bien sur à mon frère **SAMI** et ma sœur **SABINE**, sans oublier mes grands-parents et mes beaux parents que j'aime.*

A toute ma famille, et mes amis.

*A mon binôme **HOURIA**.*

Et à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin pour que ce projet soit possible, je vous dis merci.

Wissam

Table des matières

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Introduction.....1

Revue Bibliographique

I. L'olivier.....3

I.1. Historique.....3

I.2. Domestication de l'olivier.....3

I.3. Distribution de l'olivier dans le monde.....3

I.4. Botanique et classification.....4

I.5. L'oléiculture en Algérie.....5

I.6. Olivier cultivé et sauvage.....5

I.6.1. Olivier sauvage.....5

I.6.2. Olivier cultivé.....6

I.7. Différences entre l'olivier cultivé et sauvage.....6

I.8. Fruit de l'olivier.....7

I.9. Noyau d'olivier.....8

II. L'huile d'olive.....8

II.1. Définition de l'huile d'olive.....8

II.2. Composition chimique de l'huile d'olive.....9

II.2.1. La fraction saponifiable.....9

II.2.1.1. Les acides gras.....9

II.2.1.2. Triglycérides.....10

II.2.2. Les fractions insaponifiables.....10

II.2.2.1. Les pigments.....10

II.2.2.2. Les composés phénoliques.....12

II.2.2.3. Les stérols.....13

II.2.2.4. Les substances aromatiques.....	13
II.2.2.5. Les tocophérols.....	13
II.3. Antioxydant et activité antioxydante de l'huile d'olive.....	15
II.4. Méthodes d'évaluation de l'activité antioxydante de l'huile d'olive.....	15
III. Méthodes de caractérisation de l'olivier.....	16
III.1. Caractéristiques morphologiques.....	16
III.2. Caractérisations biochimiques.....	17
III.3. Caractéristiques moléculaires.....	18

Partie Pratique

I. Matériels et méthodes

I.1. Matériel végétal.....	20
I.2. Récolte et extraction.....	20
I.3. Analyses pomologiques des fruits, noyaux et feuilles.....	20
I.4. Indice de maturité.....	22
I.5. Composition en acides gras des huiles.....	22
I.6. Dosage des pigments.....	23
I.7. Extraction et dosage des polyphénols totaux.....	24
I.7.1. Extraction des polyphénols totaux.....	24
I.7.2. Dosage des polyphénols totaux.....	24
I.7.3. Dosage des <i>ortho</i> -diphénols.....	24
I.7.4. Détermination de l'indice d'amertume.....	25
I.8. Etude de l'activité antioxydante.....	25
I.8.1. Activité antioxydante des extraits méthanoliques.....	25
I.8.1.1. Activité antiradicalaire contre le radical DPPH.....	25
I.8.1.2. Activité antiradicalaire contre le radical ABTS ^{•+}	25
I.8.1.3. Pouvoir réducteur (FRAP).....	26
I.8.2. Activité antiradicalaire de l'huile contre le radical DPPH.....	27
I.9. Etude statistique.....	28

II. Résultats et discussion

II.1. Analyses pomologiques des fruits, noyaux et feuilles	29
II.1.1. Le fruit.....	29
II.1.2. Le noyau.....	31
II.1.3. La feuille.....	31
II.1.4. Résultat de la CAH.....	31
II.2. Indice de maturité	33
II.3. Composition en acides gras des huiles	33
II.4. Dosage des pigments	37
II.4.1. La chlorophylle.....	37
II.4.2. Les caroténoïdes.....	37
II.5. Dosage des composés phénoliques	39
II.5.1. Teneurs en polyphénols totaux.....	39
II.5.2. Teneurs en <i>ortho</i> -diphénols.....	40
II.5.3. Détermination de l'indice d'amertume.....	41
II.6. Etude de l'activité antioxydante	42
II.6.1. Activité antiradicalaire des extraits méthanoliques.....	42
II.6.1.1. Activité antiradicalaire contre le radical DPPH.....	42
II.6.1.2. Activité antiradicalaire contre le radical ABTS ⁺	43
II.6.1.3. Pouvoir réducteur (FRAP).....	44
II.6.2. Activité antiradicalaire de l'huile contre le radical DPPH.....	46
Conclusion	48
Références bibliographiques	50
Annexes	

LISTE DES ABRÉVIATIONS

ABTS : Acide 2,2'-azobis (3 enthlbenzothianzoline-6-sulfonique).

ADN : acide désoxyribonucléique.

AFLP: Amplified Fragment Length Polymorphism.

A.G.I : Acides Gras Insaturés.

AGMI: Acides Gras MonoInsaturés.

AGPI : Acides Gras PolyInsaturés.

A.G.S : Acides Gras Saturés.

ARN : acide ribonucléique.

CAH : classification ascendante hiérarchique.

COI : Conseil Oléicole International.

DPPH : 2,2-DiPhényl-1-PicrylHydrazyl.

E.A.C : Equivalent en Acide caféique.

E.A.G : Equivalent en Acide Gallique.

E_{C50} : Concentration efficace pour inhiber 50 % du radical DPPH.

FID : Détecteur à Ionisation à Flamme.

FRAP: Ferric Reducing Antiowydant Power.

HDL: Hight Density Lipoprotein.

ISSR : Inter Simple Sequence Repeats.

I.T.A.F.V : Institut Technique de l'Arboriculture Fruitière et de la Vigne.

ORAC: Oxygen Radical Absorbance Capacity.

PAL: L-phénylalanine ammonia lyase.

PM: Poids moyen.

RAPD: Random Amplified Polymorphic DNA.

SCAR: Sequence Characterized Amplified Region.

SNP: Single Nucleotide Polymorphism.

SSR: Simple Sequence Repeats.

UV : Ultra-violet.

LISTE DES FIGURES

Figure	Titre	Page
1	Distribution des formes sauvages et cultivées de l'olivier dans le bassin méditerranéen.	4
2	Coupe longitudinale de l'olive.	7
3	Structure morphologique du noyau de l'olivier.	8
4	Principaux caroténoïdes de l'huile d'olive.	11
5	Structure de la chlorophylle (a) et (b).	12
6	CAH des quatre échantillons basée sur les caractères pomologiques.	32
7	CAH des quatre échantillons basée sur la composition en acides gras.	36
8	Teneurs en chlorophylle des huiles analysées.	37
9	Teneurs en caroténoïdes des huiles analysées.	38
10	Teneurs en polyphénols totaux des huiles analysées.	39
11	Teneurs en <i>ortho</i> -diphénols des échantillons des huiles.	40
12	Indice d'amertume des différents échantillons.	41
13	Activité antiradicalaire des extraits méthanoliques des huiles contre le radical DPPH.	43
14	Activité antiradicalaire des extraits méthanoliques des huiles sur le radical ABTS ⁺ .	44
15	Pouvoir réducteur (FRAP) des extraits méthanoliques des huiles.	45
16	Activité antiradicalaire des huiles sur la radical DPPH.	46

LISTE DES TABLEAUX

Tableau	Titre	Page
I	Critères d'identification de la forme sauvage et cultivée de l'olivier.	7
II	Les différentes catégories d'huile d'olive et leurs critères de qualité.	9
III	Composition en acides gras (exprimé en % en acide oléique) de quelques huiles d'olives de variétés cultivées et sauvages.	10
IV	Teneurs en quelques composés de l'huile d'oléastre et d'olivier cultivé.	14
V	Critères d'identification morphologique des variétés d'olivier.	17
VI	Application des marqueurs moléculaires basés sur l'ADN pour l'étude de l'olivier.	19
VII	Représentation du fruit, noyau et feuille des quatre échantillons	21
VIII	Mesures des différents caractères pomologiques des fruits, noyaux et feuilles.	30
IX	Distances euclidiennes entre les quatre échantillons.	32
X	Composition en acides gras des échantillons d'huile.	34
XI	Distances euclidiennes entre les quatre échantillons d'huiles en se basant sur la composition en acides gras.	36
XII	Concentrations efficaces (E_{c50}) des huiles et du standard utilisé.	46

Introduction

INTRODUCTION :

L'olivier est un arbre béni et sacré des terres méditerranéennes, emblème de gloire et de puissance par sa force et sa richesse (Pineli et *al.*, 2003). La place de l'oléiculture sur l'échiquier agricole méditerranéen ne cesse de se raffermir et le rayonnement de ses produits sur le marché mondial ne fait que s'élargir (Mataix et Barbancho, 2006).

Une source de vie et d'harmonie, l'olivier se caractérise par un fruit, l'olive, à partir duquel on extrait de l'huile, qui est considéré comme étant un composant essentiel du régime méditerranéen. Cette huile possède une composition nutritionnelle équilibrée en acide gras monoinsaturé dominée par l'acide oléique qui représente 56 à 80% des acides gras de l'huile d'olive (Rossel, 2001). La présence de composés phénoliques et d'autres antioxydants particuliers confèrent à cette huile une stabilité contre l'oxydation avec une couleur et une saveur la distinguant des autres huiles (Boskou, 1996).

L'Algérie fait partie des principaux pays méditerranéens produisant l'huile d'olive, et présentant un patrimoine génétique diversifié en olivier. Cependant elle dispose d'importantes ressources oléicoles peu ou pas valorisées jusqu'ici. Ancêtres sauvages des oliviers, l'oléastre constitue une ressource précieuse pour l'amélioration future des variétés d'oliviers cultivés, notamment en ce qui a trait aux caractères d'adaptation locale et de résistance aux maladies (Breton, 2002).

De vastes espaces incultes sont occupés par l'oléastre à Bejaia, ces ressources n'attirent quasiment l'intérêt de personne. C'est une espèce autochtone, qui n'a jamais bénéficié d'intervention humaine pour se propager, ces ressources peuvent si elles sont sérieusement prises en charge donner un sérieux coup de fouet à la filière oléicole.

Nous avons entrepris ce présent travail, dans le but de caractériser trois huiles d'oléastre en les comparant à une variété cultivée connue « *Azeradj* », issues de deux régions différentes de Béjaia.

La première partie de ce travail est consacrée pour une synthèse bibliographique décrivant l'oléastre et l'olivier cultivé, la pomologie (le fruit, noyau et la feuille), la composition chimique et l'activité antioxydante des huiles d'olive ainsi que les méthodes de caractérisation de l'olivier.

La partie expérimentale est consacrée à l'étude des caractères pomologiques des oliviers, la composition en acides gras, le dosage des composés phénoliques (polyphénols totaux et *ortho*-diphénols) et des pigments ainsi que l'étude de l'activité antioxydante des huiles et des extraits méthanoliques des échantillons.

Revue
Bibliographique

I. L'OLIVIER :

I.1. HISTORIQUE :

L'olivier est au centre de nombreuses légendes et a beaucoup inspiré la mythologie grecque. Si la présence de l'olivier sauvage remonte aux alentours de 6000 av. JC, en Asie mineure, sa culture ne serait apparue que vers 3000 av. JC, en Palestine, en Syrie et en Phénicie. Les techniques d'extraction de l'huile étaient pratiquées chez les Amazighs avant le contact avec Carthage (Boudribila, 2004).

L'olivier occupe la 24^{ème} place des 35 espèces les plus cultivées dans le monde, vu sa diversité phénologique, l'intérêt économique de l'espèce est majeur (Breton et *al.*, 2006).

En Afrique du Nord, la culture de l'olivier existait déjà avant l'arrivée des romains, car les berbères savaient greffer les oléastres (Camps-Fabrer, 1974). Cependant, les romains ont permis l'extension des champs aux régions plus arides, considérées jusqu'alors comme peu propices à cette culture (Barbery et Delhoune, 1982). De plus, une foule de mosaïques trouvées en Tunisie et en Algérie témoignent de l'importance de l'olivier dans la civilisation Romaine (Camps-Fabrer, 1974). La colonisation française a contribué à l'extension de l'oléiculture en Afrique du Nord, telles que les oliveraies de Sfax en Tunisie, de Sigoise en Algérie (Mendil et Sebai, 2006) et des oliveraies entre Meknès et Fez, au Maroc (Loussert et Brousse, 1978).

I.2. DOMESTICATION DE L'OLIVIER :

La domestication est un jalon clé dans la compréhension de la diversité de l'olivier. Il est certainement l'un des plus anciens arbres cultivés, sa culture remonte au néolithique. Les historiens et parmi eux De Candolle, considéraient qu'il provenait d'Asie mineur et du proche orient, où il croissait originellement en abondance à l'état sauvage. En effet, les évidences archéologiques, géographiques et biologiques rendent compte que l'olivier cultivé dérivait de la domestication de l'oléastre qui constitue le pool génétique des oliviers cultivés et qu'elle s'est produite à la fin de l'âge de bronze au nord ouest de la méditerranée et s'est probablement réalisée sur de longues périodes (Terral, 2000; Terral et *al.*, 2004).

Zohary et Spiegel-Roy (1975) l'ont situé à l'est du Bassin méditerranéen et la présence continue de l'olivier cultivé dans la Méditerranée occidentale est maintenant documentée (Figueiral et Terral, 2002).

I.3. DISTRIBUTION DE L'OLIVIER DANS LE MONDE :

L'exploitation de l'olivier est concentrée à 98% dans le bassin méditerranéen (Figure N°1). Les plus gros producteurs sont l'Espagne, l'Italie et la Grèce. L'Europe avec le Portugal au

9^{ème} rang mondial et la France au 15^{ème} rang mondial, totalise 75% de la production d'huile d'olive. L'olivier est également présent dans d'autres régions du monde comme l'Amérique du Sud (Argentine), l'Amérique du Nord (Californie), l'Afrique du Sud et en Australie (Gaussorgues, 2009).

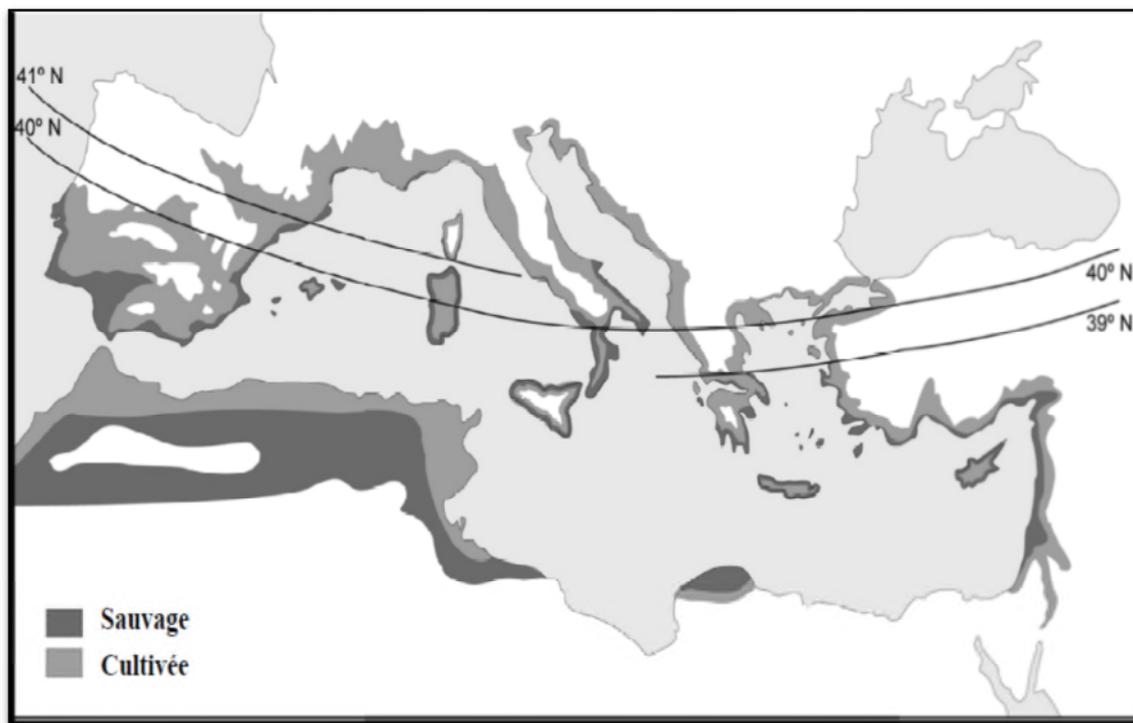


Figure 1: Distribution des formes sauvages et cultivées de l'olivier dans le bassin méditerranéen (Carrion et *al.*, 2010).

I.4. BOTANIQUE ET CLASSIFICATION DE L'OLIVIER :

Selon Henry, (2003), l'olivier appartient à :

- ▶ Embranchement des phanérogames.
- ▶ Le sous-embranchement des Angiospermes.
- ▶ La classe des Dicotylédones.
- ▶ La sous-classe des *Asteridae*.
- ▶ L'ordre des *Srophulariales*.
- ▶ La famille des *Oleaceae*.
- ▶ Le genre *Olea*
- ▶ L'espèce *Olea europaea* Linné

Olea europaea Linné est l'unique espèce méditerranéenne représentative du genre *Olea*.

Certaines classifications distinguent deux sous-espèces:

- L'olivier cultivé: *Olea europaea* Linné variété *Sativa*.
- L'olivier sauvage, encore appelé oléastre : *Olea europaea* Linné variété *sylvestris*.

I.5. L'OLÉICULTURE EN ALGÉRIE :

La culture de l'olivier est d'une importance non négligeable pour l'Algérie étant donné que ce secteur joue un rôle très important sur le plan socioéconomique. L'oliveraie algérienne est répartie sur environ 49% de la superficie arboricole cultivée dans le pays et est caractérisée par une gamme de variétés (Moussaoui et *al.*, 2008).

Trois régions principales partagent sa production : la grande Kabylie (Tizi Ouzou), petite Kabylie (Béjaia, Bouira, Boumerdes) et une partie de l'Est (Jijel, Skikda, Sétif et Guelma).

Le nombre d'oliviers est estimé à 32 millions; la production oléicole est très fluctuante d'une année à l'autre en raison du phénomène d'alternance biologique de l'olivier et des conditions climatiques extrêmement aléatoires. Pour la campagne 2014/2015, elle est estimée de 4 905 083 QX avec un rendement d'huile de 24 litre /quintal (Ministère de l'agriculture, 2015).

I.6. OLIVIER CULTIVÉ ET SAUVAGE :

I.6.1. OLIVIER SAUVAGE :

L'olivier sauvage ou oléastre « *Olea europaea* L. var *sylvestris* » se présente comme un buisson épineux dont les rameaux ont une section presque carrée, à feuilles persistantes réduites et à fruits ordinairement petits, non comestibles et nombreux donnant une huile fine d'un goût amer (Alcantara et Rey, 2003 ; Lumaret et *al.*, 2004 ; Ozkaya et *al.*, 2009). Dans des zones soumises à une activité humaine, ces espèces peuvent atteindre jusqu'à 15 mètre de hauteur (Carrion et *al.*, 2010). Ces formes spontanées ou sub-spontanées se trouvent essentiellement dans les maquis des régions méditerranéennes et ils forment même de vraies forêts en Espagne, en Algérie et en Asie Mineure (Chevalier, 1948).

L'oléastre, est présent sous deux formes non distinguables morphologiquement, soit indigène, soit feral dérivant de descendant ensauvagé d'olivier. Il est caractérisé par une lenteur de croissance et le passage tardif en phase de production ainsi qu'une remarquable longévité (Lumaret et *al.*, 2004).

L'oléastre pousse généralement sur des terrains relativement pauvres à reliefs accidentés. Dans les zones semi-arides comme dans le sud de l'Espagne et en Afrique du Nord, il peut être rencontré sur les rives de cours d'eau temporaires (Durand et Terral, 2005). Il se multiplie par voie sexuée à partir des semences (graines) dispersées par le vent et les oiseaux (Alcantara et Rey, 2003).

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

I.6.2. OLIVIER CULTIVÉ :

L'olivier cultivé « *Olea europaea* var. *sativa* » constitue dans la plupart des pays du bassin méditerranéen, la principale source fruitière, tant pour le nombre d'arbres cultivés que pour l'importance sociale et économique de sa culture et son rôle environnemental (Besnard et *al.*, 2001 ; Lumaret et *al.*, 2004).

L'olivier cultivé présente un port plus vigoureux que l'oléastre, c'est un arbre de 5 à 20 m de haut suivant les variétés et les conditions de culture, au tronc sinueux dont l'écorce crevassée présente des feuilles lancéolées et donne de gros fruits mais peu nombreux de forme et de teneur en huile assez variables selon la variété considérée, ces fruits sont destinés à la conserve ou à la production d'huile. Sa longévité et sa productivité dépassant les centaines d'années et la production commence après 5 à 6 ans de plantation (Chevalier, 1948; Besnard et *al.*, 2001).

Pour conserver les caractéristiques de l'olive et de l'huile, l'olivier est multiplié par voie végétative; par bouturage et très souvent par greffage, car le greffon bénéficie de certaines propriétés du porte-greffe. Le greffage sur oléastre est pratiqué dans plusieurs pays méditerranéens et de nombreuses variétés ont été obtenues, différenciées par leurs ports ainsi que par la phénologie et la morphologie des feuilles et des fruits qui sont caractérisés par des formes locales (Breton et *al.*, 2006).

I.7. DIFFÉRENCES ENTRE L'OLIVIER CULTIVÉ ET SAUVAGE :

La diversité génétique de l'oléastre est plus vaste que celle de l'olivier cultivé puisque ce dernier a été modifié par l'homme selon ses besoins (Breton et *al.*, 2006).

D'après Terral et Arnold-Simard, (1996), des oliviers mis en culture, croissent plus rapidement que les sauvages auxquels ils sont apparentés ; même s'ils sont cultivés à sec, l'espacement des individus, l'élimination des compétiteurs, les amendements et la taille suffisent à expliquer les différences cinétiques de croissance (Durand et Terral, 2005).

Le tableau N°I récapitule les critères d'identification de la forme sauvage et cultivée de l'olivier.

Tableau I : Critères d'identification de la forme sauvage et cultivée de l'olivier (Green, 2002).

Critères Olives	Architecture de l'arbre	Forme et taille des feuilles	Taille des fruits	Mésocarpe
Sauvage	Arbuste généralement dense ; branches minces, courtes et épineuses	-Ovale à elliptique -3 à 8 cm de long	□ 1cm	Charnu mais mince
Cultivé	Arbre □15m avec plusieurs troncs	Elliptique-lancéolée à elliptique	2 à 4cm de long	Charnu et dense

I.8. FRUIT D'OLIVIER :

Le fruit est une drupe à épicarpe d'abord vert puis noirâtre à maturité complète de formes ovoïdes ou ellipsoïdes et de dimensions très variables selon les variétés. En général, l'oléastre présente un petit fruit (0,5-1,2cm) par rapport à l'olivier cultivé (1,2-4cm). Cela dépend du génotype, de l'environnement ainsi que du nombre de fruits portés par l'arbre (Baccouri et al., 2008; Hannachi et al., 2008) .

Récoltée au stade de maturité optimal, l'olive peut être conçue comme étant un système polyphasé (Figure N°2), doté d'une structure spécifique (Cortesi et al., 2000). En partant de la partie la plus extérieure du fruit, il existe : épicarpe, mésocarpe et endocarpe (Bianchi, 2003).

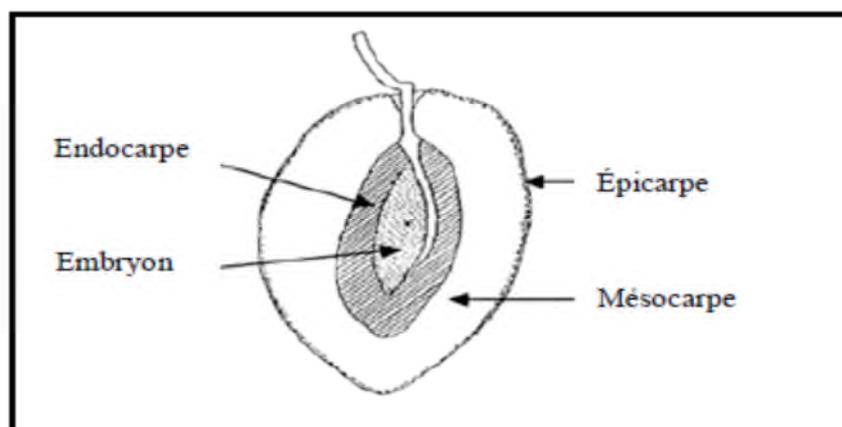


Figure 2: Coupe longitudinale de l'olive (Bianchi, 2003)

I.9. NOYAU D'OLIVIER :

Le noyau d'olivier est un endocarpe fusiforme, uni-tégumentaire et sclérifié, composé de deux valves asymétriques protégeant une graine (Figure N°3). La superficie montre des sillons longitudinalement alignés, qui sont des marques des fascicules carpellaires. Les deux valves sont séparées par une ligne longitudinale de suture et ont habituellement une taille et une forme différentes (Terral et *al.*, 2004).

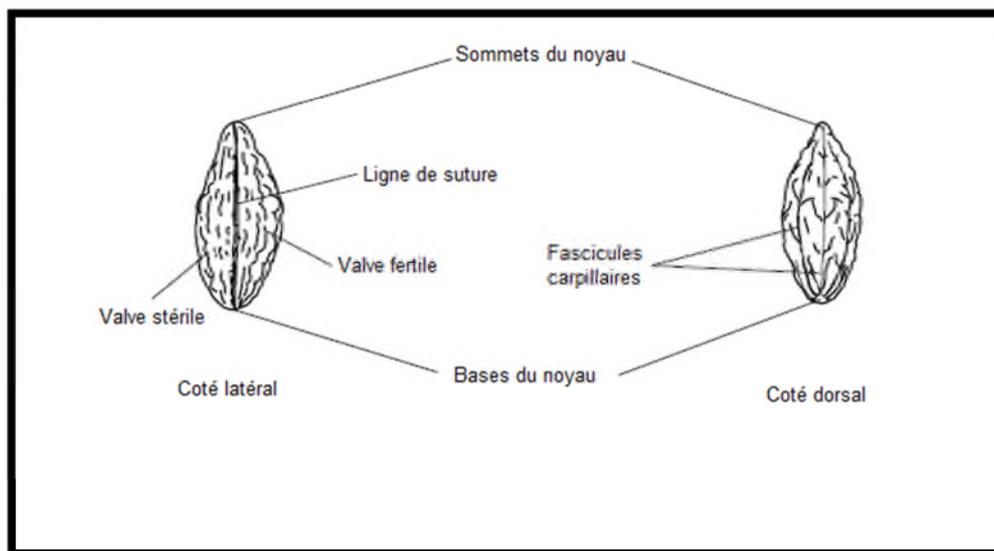


Figure 3: Structure morphologique du noyau d'olivier (Terral et *al.*, 2004).

II.L'HUILE D'OLIVE :

II.1. DÉFINITION DE L'HUILE D'OLIVE :

L'huile d'olive est l'huile provenant uniquement du fruit de l'olivier (*Olea europaea* L.) à l'exclusion des huiles obtenues par solvant ou par des procédés de réestérification et de tout mélange avec des huiles d'autre nature (COI, 2009).

Les huiles d'olive peuvent être classées selon diverses catégories établies selon les caractéristiques des huiles. Le Conseil Oléicole International a ainsi répertorié quatre catégories d'huile d'olive qui sont rassemblées dans le tableau N°II.

Tableau II : Les différentes catégories d'huile d'olive et leurs critères de qualité (COI, 2009).

Catégories Critères	Huile d'olive vierge extra	Huile d'olive vierge	Huile d'olive vierge courante	Huile d'olive vierge lampante
Caractéristiques organoleptiques *médiane du défaut *médiane du fruité	Me = 0 Me > 0	0 < Me < 3,5 Me > 0	3,5 < Me < 6,0	Me > 6,0
Acidité libre (% m/m exprimée en acide oléique)	≤ 0,8	≤ 2	≤ 3,3	> 3,3
Indice de peroxyde en milliéquivalents d'oxygène des peroxydes par kg d'huile	≤ 20	≤ 20	≤ 20	Non limité
Extinction spécifique (UV) *K ₂₃₂ *K ₂₇₀	≤ 2,50 ≤ 0,22	≤ 2,60 ≤ 0,25	/ ≤ 0,3	/ /

Me : médiane, **K₂₃₂** : montre le taux intermédiaire de l'oxydation des composants de l'huile,

K₂₇₀ : montre le pourcentage de réduction de la résistance à l'oxydation.

II.2. COMPOSITION CHIMIQUE DE L'HUILE D'OLIVE :

II.2.1. LA FRACTION SAPONIFIABLE :

II.2.1.1. LES ACIDES GRAS :

Les acides gras appartiennent à la famille des lipides, ils ont un goût aigre et une odeur prononcée, c'est un paramètre de qualité et d'authenticité des huiles d'olive. Ils peuvent se présenter à l'état saturé, monoinsaturé ou polyinsaturé. Comparée à d'autres huiles végétales, l'huile d'olive est caractérisée par sa richesse en acides gras monoinsaturés et présente de faibles teneurs en acides gras saturés (Ajana et *al.*, 1998 ; Salas et *al.*, 2000).

Des teneurs en acides gras de quelques huiles d'oléastre et d'olivier cultivé sont représentées dans le tableau N°III.

Tableau III : Composition en acides gras (exprimé en % en acide oléique) de quelques huiles d'olive de variétés cultivées et sauvages.

	Huiles	Origine	C ₁₆ :0	C ₁₈ :0	C ₁₈ :1	C ₁₈ :2	C ₁₈ :3	C ₂₀ :0	Références
Oléastres	oléastre1	Algérie	18,18	2,24	67,50	8,21	0,65	/	Boucheffa et al. (2014)
	oléastre2		15,01	2,97	68,60	11,29	0,71	/	
	oléastre3		12,34	2,36	78,23	3,53	0,46	0,41	
	oléastre4		16,52	2,51	64,20	13,27	0,51	0,40	
	oléastre5		15,02	3,96	65,74	12,52	0,69	0,58	
Variétés	<i>Azeradj</i>	Algérie	12,83	1,73	77,03	6,01	0,11	0,59	Douzane et al. (2012)
	<i>Chemlal</i>		18,81	2,32	63	10,53	0,54	0,40	
	<i>Limli</i>		14,36	0,72	75	7,08	0,21	0,04	
	<i>Takesrit</i>		13,85	0,98	75	7	0,50	0,30	

II.2.1.2. TRIGLYCÉRIDES :

Les triglycérides résultent de l'estérification du glycérol par les acides gras, ils représentent plus de 95% des lipides totaux (Zarrouk et al., 1996), dont la majorité (environ 25 à 51,7%) se présente sous forme de trioléine «OOO» (Abaza et al., 2002). La détermination de la teneur en acides stéarique et palmitique en position 2 dans les triglycérides constitue une méthode standard pour les adultérations de l'huile d'olive (Ryan et al., 1998).

II.2.2. LA FRACTION INSAPONIFIABLE :

Elle est appelée également fraction non glycéridique et souvent accompagnée des termes « composants mineurs » constituée : d'hydrocarbures, stérols, pigments, tocophérols, phénols et substances aromatiques. Ces composants n'en sont pas moins très importants : certains ont des effets bénéfiques sur la santé humaine, d'autres renforcent la stabilité de l'huile et, ce qui est loin d'être négligeable, d'autres encore sont responsables de son parfum unique (Berra, 1998).

II.2.2.1. LES PIGMENTS :

La couleur d'huile d'olive vierge est le résultat des tonalités vertes et jaunes dues à la présence de chlorophylles et caroténoïdes. Elle est influencée par le cultivar, la maturité et les indices de qualité (Douzane et Bellal, 2005 ; Boskou, 2006).

➤ LES CAROTÉNOÏDES :

Les caroténoïdes sont des molécules terpéniques caractérisées par une longue chaîne carbonée à double liaisons conjuguées. Ils sont responsables des colorations rouge, orange et

jaune des fruits et légumes, et présentent également une activité provitaminique (Cinar et *al.*, 2004).

L'huile d'olive renferme des teneurs variables en caroténoïdes (Beltran et *al.*, 2005 ; Criado et *al.*, 2008). Les caroténoïdes majeurs sont la lutéine et le β -carotène (Figure N°4) qui présentent des proportions de 30 à 60% et 5 à 15% respectivement (Uzzan, 1992; Boskou, 2008).

Les teneurs de l'huile d'oléastre en caroténoïdes oscillent entre 1- 4,2 mg/Kg (Tableau N°IV) et elles sont remarquablement influencées par le stade de maturité des fruits (Baccouri et *al.*, 2007).

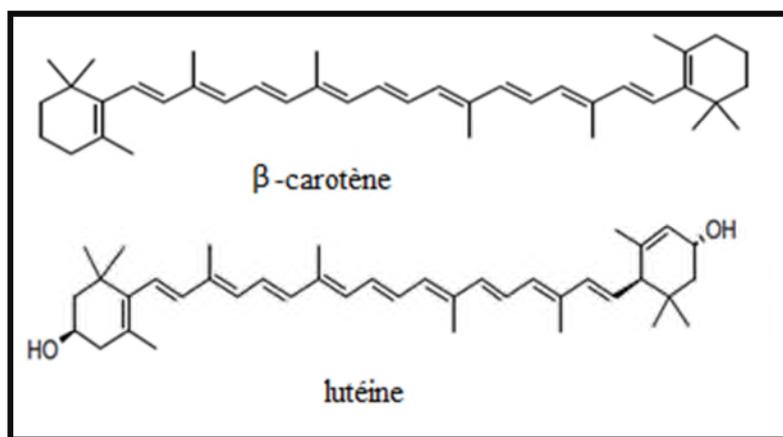


Figure 4: Principaux caroténoïdes de l'huile d'olive (Yanishlieva-Maslarova, 2001).

➤ LES CHLOROPHYLLES :

Les chlorophylles sont les pigments les plus abondants dans la nature. Chimiquement, ils représentent un groupe de tetrapyroles à magnésium (Figure N°5). Ils sont responsables de la nuance verdâtre de l'huile d'olive et d'oléastre dont les taux varient en dépend des facteurs génétiques (Baccouri et *al.*, 2008) et du stade de maturation des fruits (Baccouri et *al.*, 2007).

Les teneurs en chlorophylles d'huile d'olive et d'oléastre oscillent respectivement entre 1,9 et 6,9 mg/Kg (Allalout et *al.*, 2009) et 1,9 - 6,37 mg/Kg (Baccouri et *al.*, 2008)

Exposés à la lumière, les chlorophylles acquièrent une activité prooxydante (Kiritsakis, 1985) contribuant ainsi à la dégradation des propriétés organoleptiques de l'huile (Ben Takaya et Hassouna, 2007). En outre, une activité antioxydante leur a été attribuée en absence de la lumière et contribuent ainsi à l'augmentation de la durée de stockage de l'huile d'olive (Criado et *al.*, 2008).

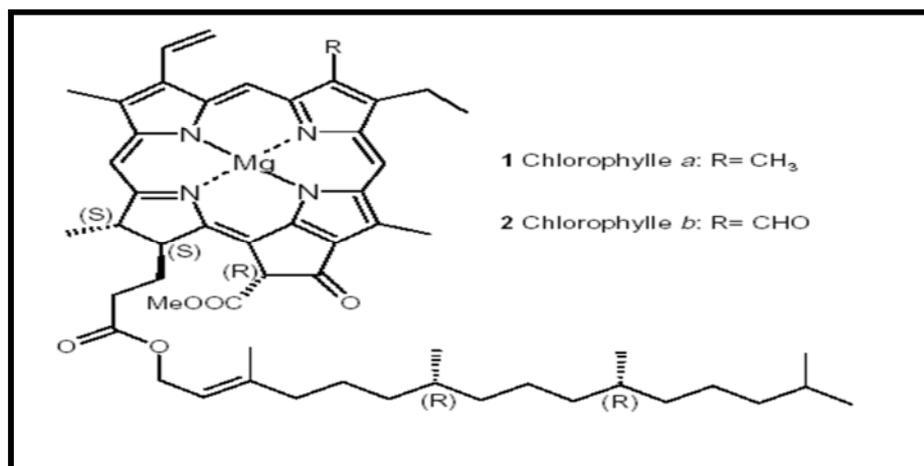


Figure 5: Structure de la chlorophylle (a) et (b) (Folly, 2000).

II.2.2.2. LES COMPOSÉS PHÉNOLIQUES :

Les composés phénoliques sont des éléments importants des qualités sensorielles et nutritionnelles des végétaux consommés par l'homme (Abaza et *al.*, 2002; Servili et *al.*, 2004). Ces composés ont en commun la présence d'un ou de plusieurs cycles benzéniques porteurs d'un nombre variable de fonctions hydroxyles. Leur classification est basée sur le nombre et la nature des substituants (Ribéreau-Gayon, 1968; D'Archivio et *al.*, 2007).

L'huile d'olive comprend des composés phénoliques simples et complexes qui constituent qualitativement la principale fraction des constituants mineurs (Ryan et Robard, 1998; Tsimidou, 1998; Visioli et *al.*, 2004). Ils constituent un paramètre important pour évaluer la qualité de l'huile étant donné qu'ils contribuent en grande partie à la saveur et au goût de l'huile ainsi qu'à son rôle protecteur de l'autooxydation (Oliveras-Lopez et *al.*, 2007).

Un profil spécifique de 45 composés phénoliques a été détecté dans une variété Italienne (Oliveras-Lopez et *al.*, 2007). Les plus importantes classes sont les acides phénoliques et dérivés, les alcools phénoliques, les sécoiridoïdes, les lignanes et les flavonoïdes (Tsimidou, 1998; Soler-Rivas et *al.*, 2000; Servili et *al.*, 2004; Carrasco-Pancorbo et *al.*, 2005).

La teneur en composés phénoliques de l'huile d'olive est fonction de la variété des olives (Tableau N°IV), de leur maturité au moment de la récolte, de l'environnement et des conditions de traitement (Salas et *al.*, 1997 ; Romani et *al.*, 1999 ; Botía et *al.*, 2001).

II.2.2.3. LES STÉROLS :

Les principaux stérols de l'huile d'olive sont le β -sitostérol, qui est le plus abondant (plus de 93% et a une action anticarcinogène), le Δ -5-avenastérol, le campestérol et le stigmastérol (Raicht et *al.*, 1980). D'autres stérols sont également présents mais en très faibles quantités, à savoir : le cholestérol, le Δ -7-stigmastérol, le Δ -7-avenastérol et le campestanol. Les teneurs en stérols varient en fonction de la variété et de la maturité des olives (Ajana et *al.*, 1998).

Ben Tekaya et Hassouna (2005), rapportent que les stérols de l'huile d'olive, en particulier le β -sitostérol et le Δ -5-avenastérol, sont doués de propriétés antioxydantes (Ben Takaya et Hassouna, 2005).

II.2.2.4. LES SUBSTANCES AROMATIQUES :

Il existe plus de cent composés responsables de l'arôme délicate et unique de l'huile d'olive, ces composés proviennent des fruits et sont formés durant le broyage et le malaxage des olives (Salas et *al.*, 2000; Angerosa et *al.*, 2001). La formation de certains composés volatils notamment, les composés aliphatiques en C6, se fait à partir des 13 hydroperoxydes, produits par l'oxydation des acides gras polyinsaturés (linoléique et linolénique) grâce à l'action d'une lipoxygénase (Salas et *al.*, 2000; Baccouri et *al.*, 2008). Le clivage des 13-hydroperoxydes des acides linoléique et linolénique donne des fragments carbonyles C6 ; ces fragments subissent une série de réactions d'isomérisation, de réduction et d'estérification (Salas et *al.*, 2000).

D'autres composés volatiles se forment durant le métabolisme des acides gras et des acides aminés (désamination) aboutissant à la production des acides acétique et propionique, d'aldéhydes, d'alcools et d'esters (Luna et *al.*, 2006).

II.2.2.5. LES TOCOPHÉROIS :

Les tocophérols, sont des composants importants de l'huile d'olive (Boskou, 2009). Il existe quatre isomères: α , β , δ , γ qui diffèrent par le nombre et la position des groupements méthyles sur le noyau aromatique. Cette différence structurale conduit toutefois à des pouvoirs antioxydants différents (Bruneton, 1999). Dans l'huile d'olive, ils se trouvent sous forme libre ou estérifiée et dans plus de 95 % sous forme d' α -tocophérol (Ryan et *al.*, 1998 ; Schwartz et *al.*, 2008).

L' α -tocophérol est en relation avec la qualité de l'huile, et son activité antioxydante dépend de sa concentration en relation avec la fraction phénolique polaire (Boskou, 2008). Par ailleurs, il a été suggéré que la vitamine E pourrait exercer des effets bénéfiques à l'égard des

maladies cardiovasculaires et contre le cancer par divers mécanismes (Heinonen et *al.*, 1998; Devaraj et Jialal, 1999).

Les travaux de Horwitt (1960) et de Harris et Embree (1963) suggèrent que le rapport «quantité de α -tocophérol/quantité de l'acide linoléique», correspondant à un apport en vitamine E suffisant pour protéger de la peroxydation des acides gras poly-insaturés (AGPI), est compris entre 0,6 et 0,8mg/g.

L'étude menée par Baccouri et *al.* (2008), montre que le contenu en tocophérols de l'huile d'oléastre varie en dépend du génotype et présente des teneurs qui varient de 310 à 780mg/Kg (Tableau N°IV). L' α -tocophérol est présente à des concentrations de 170 à 590mg/Kg, alors que la concentration des autres isoformes ne dépasse pas 100mg /Kg.

Tableau IV: Teneurs en quelques composés de l'huile d'oléastre et d'olivier cultivé

		Tocophérols totaux mg/Kg	Caroténoïdes mg/Kg	Chlorophylles mg/Kg	Polyphénols totaux mg/Kg	Références
Huiles d'olive	Variétés italiennes	39.4 - 425.9	1.40–27.36	0.57–50	55.4 - 615.5	Tura et al. (2007)
	Variétés portugaises	156 -255	/	/	124- 203	Matos et al. (2007)
	Variétés espagnoles	/	1 - 2,9	1.92 - 6.94	108.27-196	Allalout et al. (2009)
	Variétés tunisiennes	231 ,85- 362,93	1,37-2,03	2,12-3,74	149,9-321,68	Haddada et al. (2007)
	Variétés algériennes	/	6,67-7,20	0,31-1,04	27-215	Louadj et Giuffré (2010)
Huiles d'oléastre	Oléastres tunisiens	309,5-781,8	1-4,2	2,6-6,4	186-435	Baccouri et al. (2008)
	Oléastres algériens	169-320	0,54-1,47	0,13-0,70	117-672	Boucheffa et al. (2014)

II.3. ANTIOXYDANT ET ACTIVITÉ ANTIOXYDANTE DE L'HUILE D'OLIVE :

Un antioxydant est toute substance capable de retarder ou de ralentir le rancissement, la décoloration ou l'apparition de saveurs indésirables dues à l'oxydation. Ainsi, l'antioxydant peut augmenter la durée de vie d'un aliment, réduire les pertes en vitamines ou en acides gras essentiels et surtout augmenter le taux d'agents antioxydants présents dans l'organisme, le protégeant ainsi des maladies dégénératives (Tripoli et *al.*, 2005) .

La première manifestation de la dégradation oxydative est souvent la perte de l'arôme, développement du rancissement, le changement de la couleur et la diminution de la valeur nutritionnelle des aliments (Ryan et *al.*, 1998 ; Cillard et Cillard, 2006).

Dans l'huile d'olive, différentes classes de composés caractérisés par une activité antioxydante ont été déterminées, à savoir, les tocophérols, les caroténoïdes, les chlorophylles, le squalène et particulièrement les composés phénoliques polaires (Boskou, 2006). Ces antioxydants naturels exercent leurs activités par de nombreux mécanismes, soit par chélation des métaux, soit par l'effet scavenger, ou par inhibition des enzymes génératrices des radicaux libres (Boskou, 2009 ; Petti et Scully, 2009), prévenant ainsi l'initiation de la formation des radicaux libres, diminuant la concentration d'oxygène contenu dans l'huile et décomposant les peroxydes (Dais et Boskou, 2008).

II.4. MÉTHODES D'ÉVALUATION DE L'ACTIVITE ANTIOXYDANTE DE L'HUILE D'OLIVE :

Vue la complexité du processus oxydatif, plusieurs méthodes ont été utilisées pour évaluer l'activité antioxydante de l'huile d'olive. Ces dernières sont basées sur la détermination de produits résultants de l'oxydation ou sur la mesure de l'aptitude des antioxydants à exercer un effet scavenger sur les radicaux libres générés par les différents systèmes (Sanchez et *al.*, 2007).

Les méthodes les plus utilisées pour l'évaluation de l'activité antioxydante de l'huile d'olive sont :

- Activité antiradicalaire contre le radical DPPH (Gorinstein et *al.*, 2003 ; Ramadan et *al.*, 2006; Samaniego-Sanchez et *al.*, 2007).
- Méthode au β -carotène-linoléate (Gorinstein et *al.*, 2003 ; Samaniego-Sanchez et *al.*, 2007) qui mesure le degré de dégradation du β -carotène par les produits de dégradation de l'acide linoléique.

- Test ABTS qui consiste à déterminer le pouvoir antioxydant d'un composé vis-à-vis du radical 2,2'-azinobis-(3-ethylbenzothiazoline-6-sulfonate) (ABTS^{•+}) (Gorinstein et *al.*, 2003 ; Laincer et *al.*, 2014).
- Test FRAP : Réduction du fer – FRAP : Ferric Reducing Antioxydant Power (Zovko Končić et *al.*, 2010).
- Test ORAC (Oxygen Radical Absorbance Capacity) dont le principe consiste à mesurer la perte en fluorescence d'une protéine sous l'action des radicaux libres, tandis qu'en présence d'antioxydant sa fluorescence persiste (Ninfali et *al.*, 2001; Samaniego-Sanchez et *al.*, 2007).
- Méthodes d'oxydation accélérée (Rancimat) : L'objectif des méthodes d'oxydation accélérée est d'acquérir une indication sur la durée de conservation des huiles et matières grasses dans une courte durée (Farhoosh, 2007). En outre, elles sont utiles pour vérifier l'effet des composés mineurs sur la stabilité oxydative d'une huile (Velasco et Dobargane, 2002 ; Cerretani et Bendini, 2010).

III. MÉTHODES DE CARACTÉRISATION DE L'OLIVIER:

III.1. CARACTÉRISATION MORPHOLOGIQUE :

Les méthodes d'identification d'olivier basées sur les critères morphologiques, sont d'une grande utilité. Leur valeur est même très appréciable pour la ségrégation de variétés de zones distinctes, en particulier lorsque les caractères qualitatifs peu fluctuants sont utilisées (Rallo et Cidraes, 1995).

Les caractères morphologiques concernent l'arbre dans son ensemble, la feuille, la fleur et surtout le fruit et le noyau (Dosba et Saunier, 1998). Ferini et Fiorino (1996), indiquent que des études effectuées sur des caractères morphologiques et biologiques du pollen ont montré qu'il est possible de distinguer et de caractériser des variétés et clones chez l'olivier.

Vingt-trois caractères morphologiques sont actuellement utilisés pour la caractérisation primaire des variétés d'olivier (Idriss et Ouzzani, 2003) (Tableau N°V). Après une étude portée sur le pouvoir discriminant des principaux caractères morphologiques utilisés pour la caractérisation et la classification des variétés d'olivier, Idrissi et Ouzzani, (2003) affirment que les 23 descripteurs morphologiques étudiés et principalement ceux ayant fait preuve d'un grand pouvoir discriminant se sont révélés suffisants pour discriminer un nombre important de variétés d'olivier.

Ces même auteurs jugent qu'il est primordial que les études de description morphologique soient réalisées dans des conditions d'échantillonnage et d'observation uniforme pour permettre de faire la part entre les caractéristiques morphologiques stables de chaque variété et les modifications provisoires qui peuvent survenir suite à des variations très significatives des conditions climatiques (Idrissi et Ouzzani, 2003).

Tableau V : Critères d'identification morphologique des variétés d'olivier
(Mendil et Sebai, 2006)

Elément considéré	Caractères considérés
Caractères de l'arbre.	-Vigueur et dimensions de l'arbre et des rameaux, distribution des charpentières, densité du feuillage.
Caractères de la feuille	-Formes (elliptique, elliptique lancéolé, lancéolé), longueur (réduite, moyenne, élevée), largeur, courbure, longitudinal limbique.
Caractères de l'inflorescence	-Longueur moyenne d'une inflorescence déterminée, nombre moyen de fleurs par inflorescence.
Caractères du fruit	-Poids réduit (<2g), moyen (2,4g), élevée (4-6 g), très élevé (□ 6g), symétrie ; position du diamètre transversal maximal ; présence et dimensions des lenticelles.
Caractères de l'endocarpe.	-Observation structurelles, poids, forme, symétrie, surface,...

III.2. CARACTERISATION BIOCHIMIQUE :

Les marqueurs biochimiques « isozymes » sont des marqueurs couramment utilisés pour sélectionner des plantes. Elles représentent les différentes formes biochimiques d'une enzyme, facilement distinguables par l'électrophorèse et codées par différents allèles du même gène (Soltis et Soltis, 1989).

Ces marqueurs ont été développés et employés pour caractériser les variétés d'oliviers ainsi que les formes sauvages de l'olivier (Trujillo et *al.*, 1995). Cependant ils présentent beaucoup d'inconvénients. Ce sont des produits de gène, ainsi leur expression est affectée par

l'environnement. De plus, ces marqueurs ont montré leurs limites pour l'identification des variétés étroitement apparentées (Ouazzani et *al.*, 1995).

III.3. CARACTERISATION MOLECULAIRE :

Les marqueurs moléculaires qui révèlent des polymorphismes au niveau de l'ADN sont des outils très utiles dans les études génétiques et dans l'amélioration des plantes cultivées. En effet, ils peuvent être utilisés pour plusieurs raisons, y compris les empreintes génétiques de l'ADN, le criblage génétique et la cartographie des chromosomes (Bracci et *al.*, 2011).

Un marqueur génétique idéal est un marqueur polymorphe dont la matière première du gène est la variabilité, multiallélique, codominant, et non épistatique (De Vienne, 1984).

Une description des principaux marqueurs génétiques utilisés pour étudier l'olivier et leur utilisation spécifique est présentée dans le tableau N°VI.

Tableau VI: Application des marqueurs moléculaires basées sur l'ADN pour l'étude de l'olivier (Bracci *et al.*, 2011).

Marqueurs moléculaires	Développeurs	Autres travaux	Application chez l'olivier
RADP (Random Amplified Polymorphic DNA)	Williams <i>et al.</i> (1990)	Bronzini <i>et al.</i> (2002). Belaj <i>et al.</i> (2003). Hatzopoulos <i>et al.</i> (2002).	Empreintes génétiques des cultivars. Correspondance génétique du matériel végétal des pépinières. Détection de la variabilité intra-cultivar. Construction de carte de liaison. Traçabilité des cultivars dans l'huile d'olive. Etudes phylogénétiques
AFLP (Amplified Fragment Length Polymorphism)	Vos <i>et al.</i> (1995)	Belaj <i>et al.</i> (2003). Hatzopoulos <i>et al.</i> (2002). Doviri <i>et al.</i> (2008).	Empreintes génétiques des cultivars. Détection de la variabilité intra-cultivar. Etudes phylogénétiques. Traçabilité des cultivars dans l'huile d'olive. Construction de carte de liaison
SCAR (Sequence Characterized Amplified Region)	Param <i>et Michelmore</i> (1993)	Zhang <i>et Stommel</i> , (2001).	Empreintes génétiques des cultivars. Traçabilité des cultivars dans l'huile d'olive
SSR (Simple Sequence Repeats)	Morgante <i>et Olivieri</i> (1993)	Belaj <i>et al.</i> (2007). Alba <i>et al.</i> (2009). Ipek <i>et al.</i> (2011)	Empreintes génétiques des cultivars. Construction de carte de liaison. Analyses de paternité. Traçabilité des cultivars dans l'huile d'olive. Etudes phylogénétiques.
ISSR (Inter Simple Sequence Repeats)	Zietkiewicz <i>et al.</i> (1994)	Doveri <i>et al.</i> (2008). Hegazi <i>et al.</i> (2012)	Etudes phylogénétiques. Détection de la variabilité intra-cultivar. Traçabilité des cultivars dans l'huile d'olive.
SNP (Single Nucleotide Polymorphism)	Wang <i>et al.</i> (1998)	Doveri <i>et al.</i> (2008)	Empreintes génétiques des cultivars.
Polymorphisme de l'ADN ribosomal : séquençage directe.			Etudes phylogénétiques
Polymorphisme de l'ADN ribosomale : RFLP	Botstein <i>et al.</i> (1980)		Etudes phylogénétiques.
Polymorphisme de l'ADN chloroplastique et mitochondrial : séquençage directe.		Hatzopoulos <i>et al.</i> (2002)	Effet de la propagation végétative prolongée sur la ségrégation de l'ADN cytoplasmique. Traçabilité des cultivars dans l'huile d'olive.
Polymorphisme de l'ADN chloroplastique mitochondrial : RFLP	Botstein <i>et al.</i> (1980)		Etudes phylogénétiques. Analyses de la stérilité mâle.

*Partie
pratique*

I. MATERIEL ET METHODES :

I.1. MATERIEL VEGETAL :

L'étude est effectuée sur des huiles d'olive extra vierges de trois oliviers sauvages et une variété cultivée *Azeradj* de deux régions de la willaya de Béjaia à savoir : Targa Ouzemour, Sidi Ayad daïra de Sidi Aich. L'échantillonnage a porté sur des arbres dont les fruits sont de tailles différentes et récoltés à partir de tous les étages de la frondaison des arbres.

I.2. RECOLTE ET EXTRACTION :

La cueillette des olives a été réalisée en mi-décembre, à la main autour d'oliviers choisis en fonction de la forme et de la taille des fruits ainsi que de la forme des feuilles qui est un déterminant essentiel pour différencier l'oléastre de l'olivier cultivé.

L'extraction des huiles est réalisée au niveau du laboratoire de la pépinière de l'I.T.A.F.V. de Takerietz au moyen d'un oléodoseur (Levi-Dilan-Lerogsame) suivant les étapes ci-après :

1- Broyage : réalisé avec un broyeur à marteaux.

2- Malaxage : effectué dans des bols en inox et réalisé en 2 étapes :

➤ a) 15 min sans eau.

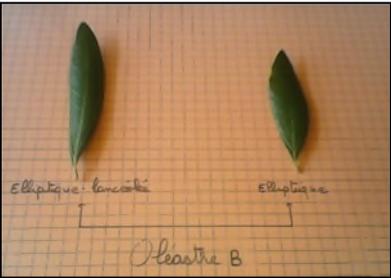
➤ b) 15 min après, ajout de 50 ml d'eau tiède ($30 \pm 1^\circ\text{C}$) pour 920 g pâte d'olive.

3- Centrifugation : une centrifugeuse ayant une vitesse de 4845 tours/min est utilisée. Après décantation, les huiles ont été recueillies dans des flacons en verre fumé remplis, étiquetés et mis au réfrigérateur (4°C) en attendant d'être analysées pour des tests antérieurs.

I.3. ANALYSES POMOLOGIQUES DES FRUITS, NOYAUX ET FEUILLES:

Vingt fruits sélectionnés par arbre (Figure N°6) ont été utilisés pour étudier les caractères suivants : le poids, la longueur, la largeur ainsi que le rapport longueur/largeur. Ces mêmes fruits ont été déulpés, et par un brossage et rinçage à l'eau, les noyaux sont nettoyés afin de déterminer: le poids, la longueur, la largeur, le rapport longueur/largeur, le nombre des sillons fibrovasculaires ainsi que le rapport PM du fruit /PM du noyau. Le poids, la longueur, la largeur et le rapport longueur/ largeur ont été également déterminés pour les feuilles des quatre échantillons (Hilali et *al.*, 1995).

Tableau VII : Représentation du fruit, noyau et feuille des quatre échantillons (Original).

<i>Azeradj</i>		
Fruit	Noyau	Feuille
		
<i>Oléastre 1</i>		
Fruit	Noyau	Feuille
		
<i>Oléastre 2</i>		
Fruit	Noyau	Feuille
		
<i>Oléastre 3</i>		
Fruit	Noyau	Feuille
		

I.4. INDICE DE MATURITE :

La détermination de l'indice de maturité est réalisée conformément à la méthode mise au point à la station d'oléiculture et l'oléotechnique de Jaén (Espagne) telle que décrite par Rahmani, (1996).

Cette détermination est basée sur la couleur des fruits (épiderme et pulpe). 100 fruits par prélèvement ont été sélectionnés par notation visuelle de la couleur allant du vert intense jusqu'au noir en suivant une classification de 0 à 7. Cela a permis de distinguer 8 groupes selon les caractéristiques suivantes :

Groupe 0 : olives à épiderme vert intense ou vert foncé.

Groupe 1 : olives à épiderme jaune ou vert jaunâtre.

Groupe 2 : olives à épiderme jaunâtre présentant des taches ou zones rougeâtres.

Groupe 3 : olives à épiderme rougeâtre violet clair.

Groupe 4 : olives à épiderme noir et pulpe encore entièrement verte.

Groupe 5 : olives à épiderme noir et pulpe violette jusqu'à la moitié de son épaisseur.

Groupe 6 : olives à épiderme noir et pulpe violette pratiquement jusqu'au noyau.

Groupe 7 : olives à épiderme noir et pulpe entièrement foncée.

L'indice est exprimé par la relation : $\Sigma (N_i n_i)/100$ où N_i est le numéro du groupe et n le nombre de fruits par groupe.

I.5. COMPOSITION EN ACIDES GRAS DES HUILES :

➤ PRÉPARATION DES ESTERS MÉTHYLIQUES :

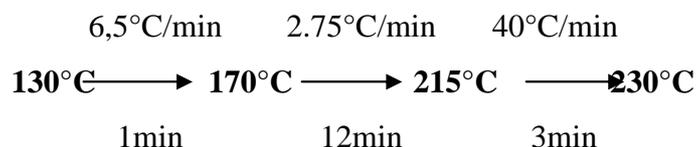
Les esters méthyliques sont préparés suivant la méthode E.C. (2002). Une aliquote de 0,5 g d'huile est dissoute dans 5ml d'hexane pour chromatographie, à laquelle sont ajoutés 0,5 ml d'une solution KOH méthanolique. Le tout est agité pendant 30 secondes, puis centrifugé à 3000 tours/min pendant 5 minutes. 2 gouttes du surnageant sont prélevées et mélangées avec 1ml d'hexane.

➤ DOSAGE QUALITATIF ET QUANTITATIF :

Un volume de 1 μ l des esters méthyliques est injecté, dans un chromatographe en phase gazeuse de type 6890 Network GC système dont les conditions d'analyse sont décrites ci après :

- Injecteur : SPLIT 1/100 ;
- Colonne capillaire DB 23 : (longueur : 60, diamètre intérieur : 0,25mm et épaisseur : 0,25 μ m);
- Gaz vecteur : Azote; H2

- Détecteur : FID;
- Températures : (injecteur : 325 °C, détecteur : 250 °C, le four : 270 °C) ;
- Vitesse du papier : 0,5cm/min;
- Quantité injectée : 1µl;
- Programme (gradient de température) :



Les acides gras sont identifiés en fonction de leur temps de rétention au niveau de la colonne par comparaison à des acides gras étalons et le taux de chaque acide gras (%) est déterminé par le calcul des aires des pics correspondants.

I.6. DOSAGE DES PIGMENTS :

Le protocole adopté au dosage des chlorophylles et des caroténoïdes est celui de Minguez-Mosquera et *al.* (1991). Un échantillon de 7,5g d'huile est ajusté à 25ml avec du cyclohexane. Le maximum d'absorption à 670nm renseigne sur la fraction chlorophyllienne, alors que la fraction caroténoïde est détectée à 470nm. La valeur du coefficient d'extinction spécifique appliquée est $E_0=613$ pour la phéophytine comme composant majeur des chlorophylles et $E_0=2000$ pour la lutéine comme caroténoïde majeur. Ainsi le contenu en pigments est déterminé comme suit :

$\text{Chlorophylles (mg Kg}^{-1}\text{)} = \frac{A_{670} \cdot 10^6}{613 \cdot 100 \cdot T}$	$\text{Caroténoïdes (mg Kg}^{-1}\text{)} = \frac{A_{470} \cdot 10^6}{2000 \cdot 100 \cdot T}$
---	---

A : Absorbance

T : Trajet optique (épaisseur de la cuve 1 cm).

I.7. EXTRACTION ET DOSAGE DES POLYPHENOLS TOTAUX :

I.7.1. EXTRACTION DES POLYPHENOLS TOTAUX :

L'extraction des composés phénoliques est réalisée en phase solide. Cette méthode consiste à l'introduction d'un échantillon de 1g d'huile dilué dans 10ml d'hexane à travers une colonne d'octadecyle (C18) (6ml/1g), préalablement conditionnée avec 6ml de méthanol et 10ml d'hexane; puis un lavage de la colonne par l'hexane et enfin une élution avec 6ml de méthanol (Favati et *al.*, 1994) .

I.7.2. DOSAGE DES POLYPHENOLS TOTAUX :

La teneur en polyphénols totaux des différents extraits est déterminée selon le protocole de Favati et *al.* (1994), basée sur la réduction en milieu alcalin de la mixture phosphotungstique phosphomolybdique du réactif de Folin Ciocalteu par les groupements oxydables des composés phénoliques, conduisant à la formation de produits de réduction de couleur bleue. Ces derniers présentent un maximum d'absorption à 765nm et dont l'intensité est proportionnelle à la quantité de polyphénols présents dans l'échantillon (Georgé et *al.*, 2005).

Dans un flacon de 20ml, un volume de 0,5ml de réactif de Folin-Ciocalteu est ajouté à 2ml de l'extrait méthanolique. Après 3min, un volume de 4 ml d'une solution de carbonate de sodium (10%) est ajouté, puis ajusté avec de l'eau distillée. Après 90min à l'obscurité, la solution est centrifugée et l'absorbance est réalisée à 765nm. Les concentrations en polyphénols exprimées en équivalent d'acide gallique, sont déterminées en se référant à une courbe étalon (Annexe N°1).

I.7.3. DOSAGE DES *ORTHO*-DIPHENOLS :

La concentration en *ortho*-diphénols des extraits méthanoliques des échantillons d'huiles est déterminée suivant le protocole de Mateos et *al.* (2001). Cette méthode est basée sur la formation de complexes entre les *ortho*-diphénols et les ions molybdates.

A 4ml d'extrait méthanolique, est ajouté 1ml d'une solution de molybdate de sodium dihydraté à 10% dans l'éthanol-eau (v/v). Le mélange est agité vigoureusement et après 15min d'incubation à l'obscurité, l'absorbance des solutions phénoliques est mesurée à 370nm. Les teneurs en *ortho*-diphénols des échantillons sont calculées à partir de l'équation de régression de la gamme d'étalonnage établie avec l'acide caféique (Annexe N°1).

I.7.4. DETERMINATION DE L'INDICE D'AMERTUME :

Le protocole de Gutiérrez Rosales et *al.* (1992) a été adopté pour déterminer l'indice d'amertume (K₂₂₅). Ce dernier est évalué par extraction des composés amers d'un échantillon de 1g d'huile filtrée, dissout dans 4ml d'hexane puis passé à travers une colonne d'octadecyle C₁₈ (6ml/500mg) préalablement activée avec 6ml de méthanol et 10ml d'hexane. La colonne est ensuite lavée avec 10ml d'hexane pour éliminer toutes traces de gras et la fraction polaire retenue est éluée avec 25ml du méthanol/eau (v/v). L'absorbance est mesurée à 225 nm contre un blanc qui est le méthanol. L'amertume est exprimé en g /100ml

I.8. ETUDE DE L'ACTIVITE ANTIOXYDANTE :

I.8.1. ACTIVITE ANTIOXYDANTE DES EXTRAITS METHANOLIQUES :

I.8.1.1. ACTIVITE ANTIRADICALAIRE CONTRE LE RADICAL DPPH :

Le DPPH (1,1-diphenyl-2-picrylhydrazyle) agit en tant qu'un radical libre stable efficace réduit par un antioxydant, montrant un spectre d'absorption à 515 nm avec une couleur violette, la réduction de ce radical nous donne la coloration jaune (Dong-Sun Lee et *al.*, 2001).

L'effet des extraits méthanoliques des différents échantillons d'huile d'oléastre et d'*Azeradj* sur le radical DPPH est mesuré, en utilisant le protocole de Baiano et *al.* (2014). 250µl d'extrait méthanolique sont ajoutés à 1,75ml de la solution DPPH préparée à 10⁻⁴ mM dans du méthanol.

L'absorbance est mesurée à 515nm après 30min d'incubation à l'obscurité. L'activité antiradicalaire est exprimée en mg d'équivalent d'acide gallique /Kg d'huile en se référant à une courbe d'étalonnage (Annexe N°1). Les pourcentages d'inhibition du radical DPPH sont déterminés selon la formule suivante :

$$\text{(\% d'inhibition du DPPH)} = \frac{(\text{Ac} - \text{Ae})}{\text{Ac}} \cdot 100$$

Ac : Absorbance du contrôle;

Ae : Absorbance de l'échantillon.

I.8.1.2. ACTIVITE ANTIRADICALAIRE CONTRE LE RADICAL ABTS^{•+} :

Dans cette méthode, l'ABTS^{•+} (2,2'-azinobis (3-ethylbenzothiazoline-6-sulfonate) est mis en solution aqueuse avec du potassium persulfate pour générer le radical. Ce dernier est stable, coloré et présente une absorbance maximale de $0,7 \pm 0,02$ à 734nm. Une fois que le radical ABTS^{•+} est formé, l'antioxydant pur ou l'échantillon est ajouté et la diminution de l'intensité de la couleur bleu verte du radical cationique traduit son interaction avec un électron ou un hydrogène provenant de l'échantillon antioxydant (Arts et *al.*, 2004). Le pouvoir anti-radicalaire contre le radical ABTS^{•+} est déterminé selon la méthode de RE et *al.* (1999). Une solution d'ABTS^{•+} à 7mM et 2,45mM de potassium persulfate et incubation pendant 16h à température ambiante. Ce temps permet la formation du radical ABTS^{•+}. La solution d'ABTS^{•+} obtenue est diluée avec de l'éthanol pour obtenir une absorbance finale de $0,7 \pm 0,02$ à 734nm.

Un volume de 100 μ l d'extrait méthanolique est additionné de 2 ml de la solution d'ABTS^{•+}.

La décoloration par rapport au témoin, contenant l'ABTS^{•+} et le solvant (éthanol), et mesurée au spectrophotomètre à 734nm après 30min d'incubation à l'obscurité. La quantité d'antioxydant ayant un pouvoir anti-radicalaire est déterminée à partir d'une courbe d'étalonnage réalisée avec l'acide gallique (Annexe N°1).

Le pourcentage d'inhibition du radical ABTS^{•+} est déterminé selon la formule suivante :

$$\text{(\% d'inhibition de l'ABTS}^{\bullet+}\text{)} = (\text{Ac} - \text{Ae} / \text{Ac}). 100$$

Ac : Absorbance du contrôle ;

Ae : Absorbance de l'échantillon.

I.8.1.3. Pouvoir réducteur (FRAP) :

La méthode FRAP (Ferric Reducing Antioxidant Power) est basée sur la capacité réductrice des antioxydants évalués (Benzie et Strain, 1996). À pH 3,6 et à 37°C, les antioxydants réduisent stoechiométriquement le complexe ferrique de 2,4,6-tripyridyl-Striazine [Fe⁺³-TPTZ] en un complexe ferreux stable de 2,4,6-tripyridyl-S-triazine [Fe⁺² - TPTZ]. La réaction est accompagnée d'une augmentation de l'absorbance à 593nm (Pereira-Caro et *al.*, 2009).

Le protocole décrit par Szydłowska-Czerniak et *al.* (2008) est utilisé pour évaluer le pouvoir réducteur des extraits méthanoliques des huiles. Une solution FRAP préalablement préparée, consiste en un mélange contenant : 2,5ml d'une solution TPTZ (2, 4, 6-tripyridyl-striazine) à 10mmole /L préparée dans du HCl à 40mmole/L, 2,5ml d'une solution FeCl₃ et 25ml du tampon acétate à 0,1mole /L (pH=3,6). Le mélange est incubé à 37°C pendant 10min.

Un volume de 300µl d'extrait méthanolique est ajouté à 2ml de la solution FRAP puis ajustée à 10ml avec de l'eau distillée. La solution bleuâtre obtenue est mise à l'obscurité pendant 6min puis centrifugée à 10 000tpm pendant 10min. L'absorbance à 593nm est mesurée contre un témoin contenant du méthanol.

La concentration des composés réducteurs (antioxydants) dans l'extrait est exprimée en mg d'équivalent d'acide caféique /Kg en se référant à une courbe d'étalonnage (Annexe N°1).

I.8.2. ACTIVITE ANTIRADICALAIRE DE L'HUILE CONTRE LE RADICAL DPPH:

L'évaluation de l'activité antiradicalaire des huiles est déterminée selon le protocole décrit par Ramadan et Moersel, (2006). Cette méthode tire profit de la décoloration de la solution contenant le radical DPPH lors de sa réduction par les antioxydants.

Un volume de 3,5ml de la solution DPPH préparée dans l'éthyl acétate (10⁻⁴mM) est additionné d'un volume de solution d'huile diluée dans l'éthyl acétate à différentes concentrations (0,015625 – 0,5g/ml). Le mélange est agité pendant 10 secondes au vortex et l'absorbance est lue après 60min d'incubation à 515nm.

Le pourcentage d'inhibition du radical DPPH est calculé par la formule suivante :

$$\text{(\% d'inhibition du DPPH)} = (\text{Ac} - \text{Ae} / \text{Ac}) \cdot 100$$

Ac : Absorbance du contrôle;

Ae : Absorbance de l'échantillon.

Les concentrations correspondant à 50% d'inhibition (EC₅₀) ont été déterminées à partir des graphiques de la variation des pourcentages d'inhibition en fonction de la concentration, puis comparées à celles de l'acide gallique (Annexe N°1).

I.9. ETUDE STATISTIQUE :

L'analyse statistique des résultats est effectuée avec l'application «ANOVA» suivie du test de Newman-Keuls à l'aide d'un logiciel STATISTICA 5.5. Le degré de signification des résultats est pris à la probabilité $p < 0,05$. Les coefficients de corrélation de PEARSON et la classification ascendante hiérarchique (CAH) effectuée sur les paramètres pomologiques et la composition en acides gras sont réalisés avec le même logiciel.

II. RESULTATS ET DISCUSSION :

II.1. ANALYSES POMOLOGIQUES DES FRUITS, NOYAUX ET FEUILLES :

Le poids et les dimensions des fruits et des noyaux sont des caractéristiques variétales qui permettent une évaluation du degré de variabilité au sein des variétés (Hilali et *al.*, 1995; Idrissi et Ouazzani, 2003). Le tableau N°VIII regroupe les moyennes des descripteurs pomologiques étudiés et montre les variations entre les individus analysés.

II.1.1. LE FRUIT :

Considérant le poids moyen des fruits, ce dernier montre des valeurs variables d'un échantillon à un autre. Aucune différence significative ($p < 0,05$) n'est enregistrée entre les oléastres 2 et 3 et entre 1 et 2. La variété *Azeradj* présente le poids moyen du fruit le plus élevé (2,49g), suivie d'oléastre 1 (0,98g) alors que le poids le plus faible est noté par les oléastres 2 et 3 (0,78-0,79g, respectivement).

Une classification des variétés suivant le poids des fruits proposée par Abaza et *al.* (2002), a permis de classer les oléastres comme variétés à petits fruits avec un poids moyen inférieur ou égal à 1g. La variété *Azeradj* quand à elle est classée comme variété à fruit de poids moyen. Selon Hannachi et *al.* (2007), la différence dans le poids des fruits peut être due à plusieurs facteurs. En effet chaque échantillon, dans son milieu, exprime différemment ses potentialités génétiques, ce qui pourrait être à l'origine de cette variabilité. La charge des arbres en fruits influe également sur le poids des drupes (Barone et *al.*, 1994)

La valeur moyenne de la longueur et largeur du fruit varie entre 1,39 et 1,96 cm et entre 0,98 et 1,45cm, respectivement. *Azeradj* se caractérise par les fruits les plus grands avec une longueur de 1,96cm et une largeur de 1,45cm. Les fruits d'oléastres sont les plus petits (1,39 ; 1,44 ; 1,55cm pour la longueur et 0,98 ; 1,03 ; 1,06cm pour largeur).

Les oléastres tunisiens présentent des fruits de dimensions peu similaires aux nôtres avec des longueurs de 0,8 à 1,5cm (Hannachi et *al.*, 2009), alors que les oléastres australiens se caractérisent par des fruits de diamètres supérieurs allant de 1,0 à 1,4cm (Wirthensohn et *al.*, 2001).

Le rapport longueur/largeur renseigne sur la forme du fruit, on constate que les fruits d'*Azeradj*, oléastre 2 et 3 ont une forme ovoïde alors que oléastre 1 présente une forme allongée.

Tableau VIII : Mesures des différents caractères pomologiques des fruits, noyaux et feuilles.

Origine	Echantillon	Paramètres														
		Indice de maturité	PM des fruits (g)	Longueur des fruits (cm)	Largeur des fruits (cm)	Longueur/largeur du fruit	PM des noyaux (g)	Longueur des noyaux (cm)	Largeur des noyaux (cm)	Longueur / largeur du noyau	PM fruit / PM noyau	Nombre de sillons fibro-vasculaires	PM des feuilles (g)	Longueur des feuilles (cm)	Largeur des feuilles (cm)	Longueur / largeur de la feuille
Targa Ouzemour	Oléa1	4,28	0,98±0,04 ^b	1,55±0,70 ^b	0,985±0,00 ^a	1,57	0,2±0,03 ^a	1,27±0,07 ^a	0,54±0,07 ^a	2,37	4,9	8,75	0,13±0,00 ^a	4,02±0,35 ^a	1,25±0,07 ^a	3,23
	Oléa2	4,07	0,79±0,07 ^{ab}	1,395±0,70 ^a	1,065±0,35 ^a	1,31	0,18±0,06 ^a	1,01±0,00 ^b	0,59±0,00 ^a	1,73	4,51	5,5	0,10±0,08 ^a	4,195±0,56 ^a	1,30±0,0 ^a	3,24
Sidi Aich	Oléa3	3,99	0,78±0,14 ^a	1,44±0,00 ^a	1,035±0,70 ^a	1,39	0,29±0,05 ^b	1,33±0,07 ^a	0,65±0,07 ^b	2,05	2,74	8,85	0,15±0,03 ^a	5,15±0,89 ^b	1,36±0,28 ^a	3,78
	Aze	4,51	2,49±0,33 ^c	1,96±1,41 ^c	1,455±0,68 ^b	1,35	0,38±0,00 ^c	1,59±0,14 ^c	0,61±0,07 ^b	2,60	6,55	11,2	0,13±0,00 ^a	4,63±0,21 ^a	1,13±0,07 ^a	4,12

*Les mêmes valeurs indiquent que la différence n'est pas significative ($p \geq 0,05$)

Forme du fruit : Longueur du fruit / largeur du fruit : sphérique (<1,25), ovoïde (1,25-1,45), allongée (> 1,45); **Forme du noyau** : Longueur / largeur : sphérique (<1,4), ovoïde (1,4-1,8), elliptique (1,8-2), allongée (> 2,2); **forme des feuilles** : longueur du fruit / largeur du fruit : elliptique (< 4), elliptique- lancéolée (4-6), lancéolée (> 6) ; **les caractères de la feuille** : la **longueur** : réduite (<5), moyenne (5-7), élevée (>7) ; **largeur** : réduite (<1cm) ; moyenne (1-1,5) ; élevée (> 1,5) ; **Nombre de sillons** : réduit (<7), moyen (7-10), élevé (>10).

Oléa1 : oléastre1, **oléa2** : oléastre2, **oléa3** : oléastre3, **Aze**: Azeradj.

II.1.2. LE NOYAU :

Le poids moyen des noyaux diffère d'un échantillon à un autre. Le poids moyen le plus petit est enregistré par l'oléastre 2 (0,18g) suivie des oléastres 1 et 3. La variété *Azeradj* montre des noyaux à poids moyen le plus élevé (0,38g).

D'après Terral et al. (2004), la longueur des noyaux est considérée comme un critère discriminant entre cultivars et oliviers sauvages. Les noyaux des échantillons présentent des longueurs comprises entre 1,01 et 1,58cm et des diamètres compris entre 0,53 et 0,65cm. Les quatre échantillons présentent un rapport longueur/largeur qui varie entre 1,73 et 2,60 ; l'oléastre 2 prend la forme ovoïde (<1,4), l'oléastre 3 une forme elliptique (1,8 - 2,2), l'oléastre 1 et *Azeradj* sont allongés (>2,2). Le nombre de sillons fibrovasculaires est élevé pour *Azeradj* de 11,2 (>10), moyen pour oléastre 1 et oléastre 3 (7-10) et réduit pour l'oléastre 2 (<7).

Le rapport poids du fruit/poids du noyau qui nous renseigne sur le poids des drupes, est compris entre 2,73 et 6,55 ce qui nous a permis de classer les échantillons en trois groupes; un groupe avec un rapport <3 compte oléastre 3, le deuxième groupe comprend l'oléastre 1 et l'oléastre 2 (3 > PM fruits /noyau >5) et le dernier groupe qui ne compte que *Azeradj* (rapport > 5).

II.1.3. LA FEUILLE :

Azeradj, oléastre 1 et 2 présentent des feuilles de longueur réduite (<5cm) car elles présentent des valeurs de 4,36 ; 4,02 ; 4,19cm, respectivement ; l'oléastre 3 a enregistré une longueur moyenne (valeur variant entre 5 et 7cm). La largeur de la feuille des quatre échantillons varie entre 1,13 et 1,36 cm. Le rapport longueur/largeur renseigne sur la forme de la feuille où on a constaté que les trois oléastres 1, 2 et 3 enregistrent des valeurs comprises entre 3,22 et 3,78, ce qui signifie qu'ils ont des feuilles de forme elliptique (<4), alors que *Azeradj* qui note un rapport de 4,11, ses feuilles prennent la forme elliptique-lancéolée.

II.1.4. Résultat de la CAH :

Un dendrogramme CAH (Figure N°6) est réalisé sur les descripteurs pomologiques du fruit. Le tableau N°IX des distances euclidiennes permet d'estimer le degré de similitude entre les fruits des quatre échantillons.

Le dendrogramme révèle deux groupes : groupe 1 qui compte la variété *Azeradj* qui est caractérisée par rapport aux trois oléastres par des fruits de poids moyen >1, un poids moyen du noyau > 0,3, rapport poids moyen fruit / poids moyen noyau >6, un nombre de sillons fibrovasculaires > 10 et le rapport longueur /largeur des feuilles >4.

Le groupe 2 compte les trois oléastres qui présentent un poids moyen des fruits <1, le poids moyen du noyau <0,3, rapport poids moyen fruit / poids moyen noyau <5, un nombre de sillons fibrovasculaires <9 et longueur /largeur des feuilles <4.

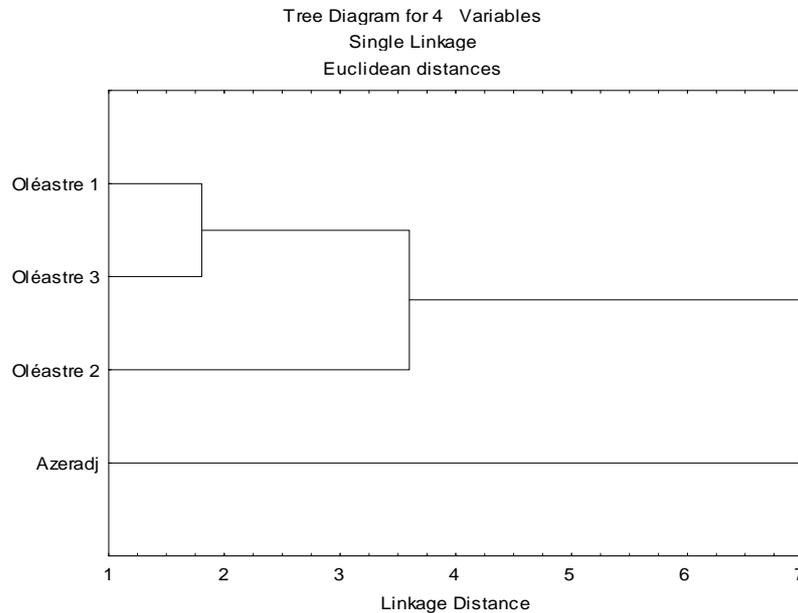


Figure 6 : CAH des quatre échantillons basée sur les caractères pomologiques

D’après le tableau des distances euclidiennes, une distance de 1,81 seulement est notée entre les oléastres1 et 3 qui présentent des ressemblances dans la longueur et largeur du fruit et du noyau, PM noyau, PM feuilles et nombre de sillons fibrovasculaires. Les distances élevées sont notées entre *Azeradj* et les trois oléastres ce qui traduit leur divergence.

Tableau IX : Distances euclidiennes entre les quatre échantillons

	Oléastre1	Oléastre2	Oléastre3	<i>Azeradj</i>
Oléastre1	0,00	3,77	1,81	6,97
Oléastre2	3,77	0,00	3,60	9,20
Oléastre3	1,81	3,60	0,00	7,34
<i>Azeradj</i>	6,97	9,20	7,34	0,00

II.2. INDICE DE MATURITE :

L'indice de maturité est un paramètre qui nous renseigne sur la maturité des fruits, qui se déduit par l'apparition d'une couleur noire violette et la faible force de détachement (Mousa et *al.*, 1996).

Les résultats obtenus représentés dans le tableau N°VII, montrent des valeurs de l'indice de maturité comprises entre 3,99 et 4,51. Les oléastres 3, 2, 1 et *Azeradj* présentent des indices de maturité moyens de 3,99, 4,07, 4,28 et 4,51 respectivement, dominés par la classe de maturité à épiderme noir et pulpe encore entièrement verte. *Azeradj* se distingue par l'indice de maturité le plus élevé (4,51).

Des différences en indice de maturité sont probablement liées à l'effet variétal suite à des facteurs génétiques qui en déduit que certaines variétés entrent en maturité plus vite que d'autres. Des résultats similaires ont été observés par El Antari et *al.* (2003) qui ont noté que la variété marocaines *Manzanilla* se distingue par sa vitesse élevée d'entrée en maturité. Aussi, la variation de la charge des arbres en fruits peut influencer sur la maturité suite à une compétition entre ces derniers d'où la différence dans les valeurs de cet indice (Barone et *al.*, 1994).

II.3. COMPOSITION EN ACIDE GRAS DES HUILES :

Les résultats de la composition en acide gras des huiles étudiées sont notés dans le tableau N° X, révélant un profil en acides gras composé :

- d'acides gras saturés : acide palmitique (C_{16:0}), acide stéarique (C_{18:0}) et acide arachidique (C_{20:0}).
- d'acides gras mono insaturés : acide oléique (C_{18:1}).
- d'acides gras polyinsaturés : acide linoléique (C_{18:2}) et acide linoléique (C_{18:3}).

Cette composition est analogue à celle observée par d'autres auteurs (Aparicio et Luna, 2002 ; Louadj et Giuffré, 2010 ; Douzane et *al.*, 2012 ; Boucheffe et *al.*, 2014) sur d'autres échantillons.

Tableau X: Composition en acides gras des échantillons d'huile.

AG Ech	C_{16:0}	C_{18:0}	C_{18:1}	C_{18:2}	C_{18:3}	C_{20:0}	AGI	AGS	AGI/ AGS	C_{18:1}/ C_{18:2}
<i>Azeradj</i>	10,02	2,96	68,93	16,04	0,93	0,45	85,9	13,43	6,39	4,29
Oléastre1	12,41	3,02	80,07	3,53	0,57	0,31	84,17	15,74	5,35	22,68
Oléastre2	18,73	3,44	62,96	11,2	0,59	0,39	74,75	22,56	3,31	5,62
Oléastre3	17,69	2,69	63,86	11,9	1,1	0,49	76,86	20,87	3,31	5,37

C_{16:0} : acide palmitique, C_{18:0} : acide stéarique, C_{18:1} : acide oléique, C_{18:2} : acide linoléique, C_{18:3} : acide linoléique, C_{20:0} : acide arachidique, **AGI** : acide gras insaturé, **AGS** : acide gras saturé.

Toutes les huiles étudiées présentent des teneurs en différents acides gras répondant aux normes établies par COI, (2015) pour les huiles d'olive extra vierges avec une prédominance de l'acide oléique, exception faite pour l'oléastre 3 qui présente une teneur en acide linoléique légèrement supérieur (1,1%) à la norme (1%) (Annexe N°2).

L'oléastre1 se distingue des autres échantillons par le taux le plus élevé en acide oléique (80,07%) et les taux les plus faibles en acide linoléique (3,53%), acide linoléique (0,57%) et acide arachidique (0,31%), il se caractérise ainsi par le rapport acide oléique/acide linoléique le plus élevé (22,68%). Selon Haddada et al. (2007), le rapport acide oléique/acide linoléique renseigne sur la stabilité de l'huile contre l'oxydation. De même selon Tous et Romero (1994) et Abaza et al. (2003), les acides gras mono-insaturés ont une grande importance en raison de leurs implications nutritionnelles et leurs effets sur la stabilité des huiles, donc l'huile de l'oléastre1 pourrait être la plus stable des autres huiles. Les taux enregistrés pour cet oléastre sont très proches de ceux obtenus par Boucheffa et al. (2014) sur des oléastres algériens.

On observe que l'insaturation permet d'une façon nette de distinguer entre les échantillons. Ajana et al. (1998) conclue que la fraction en acides gras insaturés est la plus dépendante de la variété. Les échantillons *Azeradj* et oléastre 1 présentent un pourcentage en acide gras insaturé de 85,9% et 84,17% et entre 13,43% et 15,74% en acide gras saturé respectivement, elles enregistrent alors les rapports AGI/AGS les plus élevés.

La teneur en acide arachidique varie entre 0,31% et 0,49%. Les oléastres 2 et 3 enregistrent respectivement un total en acide gras saturé de 22,56% et 20,87%, un total en acide gras insaturé de 74,75% et 76,86% et les rapports AGI/AGS les plus faibles. Selon Manai et al. (2006), un taux élevé en acide gras saturé se traduit par une figiabilité de l'huile à basse température.

Selon Douzane et *al.* (2012), l'effet de région peut influencer sur la composition en acides gras de certaines variétés. De ces résultats, on constate que *Azeradj* et oléastre3 de Sidi Aich présentent des teneurs faibles en acide stéarique ($C_{18:0}$), des teneurs élevées en acide linoléique ($C_{18:2}$), acide linoléique ($C_{18:3}$) et acide arachidique ($C_{20:0}$) par rapport aux autres oléastres issus de Targa Ouzemour.

Le pourcentage en acide linoléique ($C_{18:2}$) paraît plus important comparativement aux autres acides gras insaturés ($C_{18:3}$), ceci peut être expliqué par la présence de l'enzyme, l'Oléate désaturase, qui transforme l'acide oléique ($C_{18:1}$) en acide linoléique au cours de la maturation (Gutiérrez et *al.*, 1999).

La variation dans le contenu des acides oléique ($C_{18:1}$) et linoléique ($C_{18:2}$) observée dans nos huiles d'olive est probablement en relation avec les facteurs génétiques et les conditions environnementales durant le développement du fruit et la maturité (Aparicio et Luna, 2002 ; Aranda et *al.*, 2003, Ben Temime et *al.*, 2006). Abaza et *al.* (2003) estime que la composition en acide gras de l'olive change en fonction des étapes de développement et de maturation. Alors que Baccouri et *al.* (2007), ont montré que la composition en acides gras de l'huile d'olive notamment les acides oléique ($C_{18:1}$), palmitique ($C_{16:0}$) et linoléique ($C_{18:2}$) diffère selon les variétés de l'olive étudiées et le degré de maturation du fruit.

Le dendrogramme ci-dessous (Figure N°7) est réalisé sur la composition en acides gras des huiles. Le tableau N°XI montre les distances euclidiennes qui permettent d'estimer le degré de similitude entre les huiles des quatre échantillons.

Le dendrogramme révèle deux groupes : le groupe1 comprend les oléastres 2, 3 et la variété *Azeradj* caractérisé par les pourcentages : acide oléique ($C_{18:1}$) □ 70%, acide linoléique ($C_{18:2}$) □ 11% et les rapports $C_{18:1}/C_{18:2}$ les plus faibles □ 6%.

L'oléastre1 se met à part avec des pourcentages en acide oléique ($C_{18:1}$) le plus élevé, l'acide linoléique ($C_{18:2}$) le plus faible et le rapport $C_{18:1}/C_{18:2}$ le plus élevé.

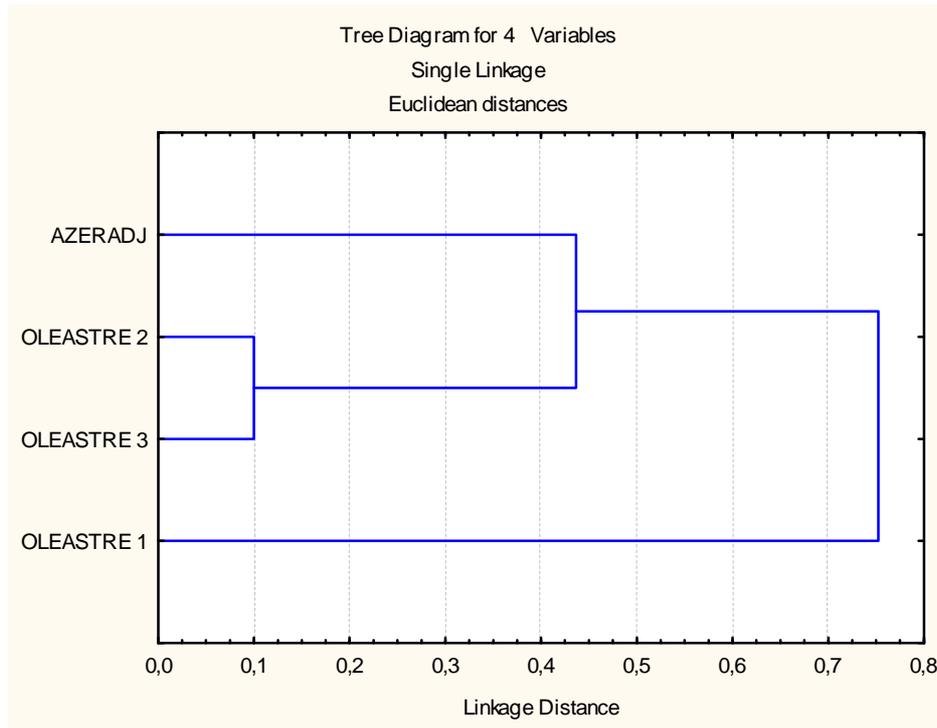


Figure 7: CAH des quatre échantillons basée sur la composition en acides gras.

D'après le tableau des distances euclidiennes, une distance de 0,10 seulement est notée entre les oléastres 2 et 3. Ces derniers présentent des ressemblances pour les pourcentages en acide palmitique ($C_{16:0}$), l'acide oléique ($C_{18:1}$), l'acide linoléique ($C_{18:2}$), AGI, AGS, le rapport AGI/AGS et le rapport $C_{18:1}/C_{18:2}$. Alors entre les autres oléastres et *Azeradj* des distances élevés (0,77 ; 0,75) ont été notées traduisant leur divergence.

Tableau XI : Distances euclidiennes entre les quatre échantillons d'huiles en se basant sur la composition en acides gras.

	<i>Azeradj</i>	Oléastre1	Oléastre2	Oléastre3
<i>Azeradj</i>	0,00	0,77	0,53	0,44
Oléastre1	0,77	0,00	0,77	0,75
Oléastre2	0,53	0,77	0,00	0,10
Oléastre3	0,44	0,75	0,10	0,00

II.4. DOSAGE DES PIGMENTS:

II.4.1. LA CHLOROPHYLLE :

Les teneurs en chlorophylle des huiles extra vierges étudiées sont représentées dans la figure N°8. Les valeurs sont comprises entre 0,19 mg/Kg pour la variété *Azeradj* et 1mg/Kg pour l'oléastre 3. Des différences significatives ($p < 0,05$) sont notées entre les 4 échantillons.

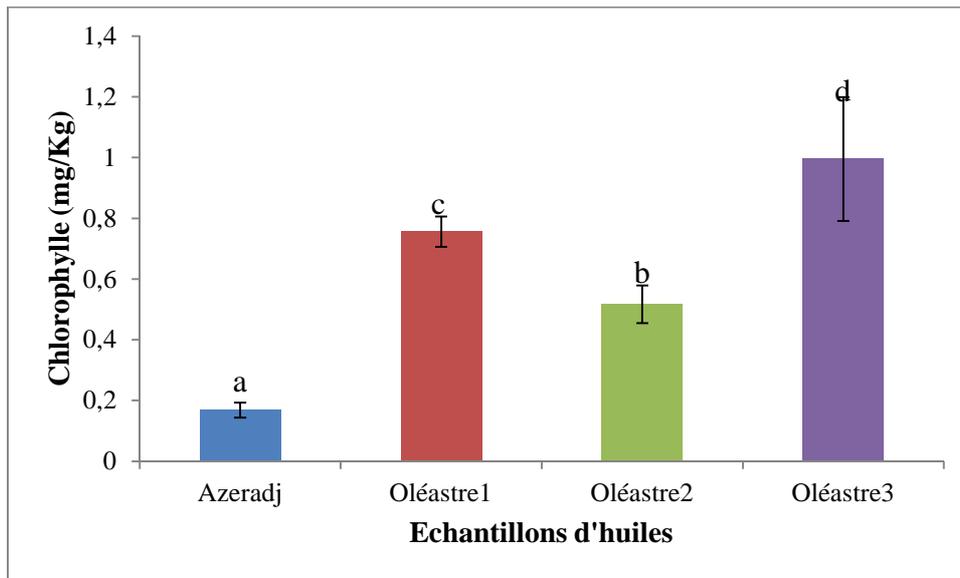


Figure 8 : Teneurs en chlorophylle des huiles analysées (n=3).

*Les mêmes lettres indiquent que la différence n'est pas significative ($p \geq 0,05$).

La variété *Azeradj* qui présente l'indice de maturité le plus élevé note la teneur la plus faible en chlorophylle (0,19mg/Kg). En effet la concentration en pigment diminue avec la maturité du fruit, suite à la réduction de l'activité photosynthétique (Criado et *al.*, 2007 ; Baccouri et *al.*, 2008). Selon Maria Rocca et *al.* (2001) le contenu des chlorophylles est dépendant de la variété, et la maturation est toujours impliquée dans leur perte progressive.

Les teneurs en chlorophylle obtenues pour nos échantillons sont inférieures à celles enregistrées par Ceci et Corelli (2007), mais supérieures à celles obtenues par Boucheffa et *al.* (2014).

II.4.2. LES CAROTENOÏDES :

Les teneurs en caroténoïde des huiles extra vierges étudiées sont représentées dans la figure N°9. D'après l'analyse statistique aucune différence significative ($p < 0,05$) n'est relevée entre les trois oléastres.

Les valeurs sont comprises entre 0,5mg/Kg et 3,49mg/Kg. L'oléastre1 exhibe la valeur la plus faible en caroténoïde (0,50 mg/Kg), la valeur la plus élevée est notée pour *Azeradj* (3,49mg/Kg).

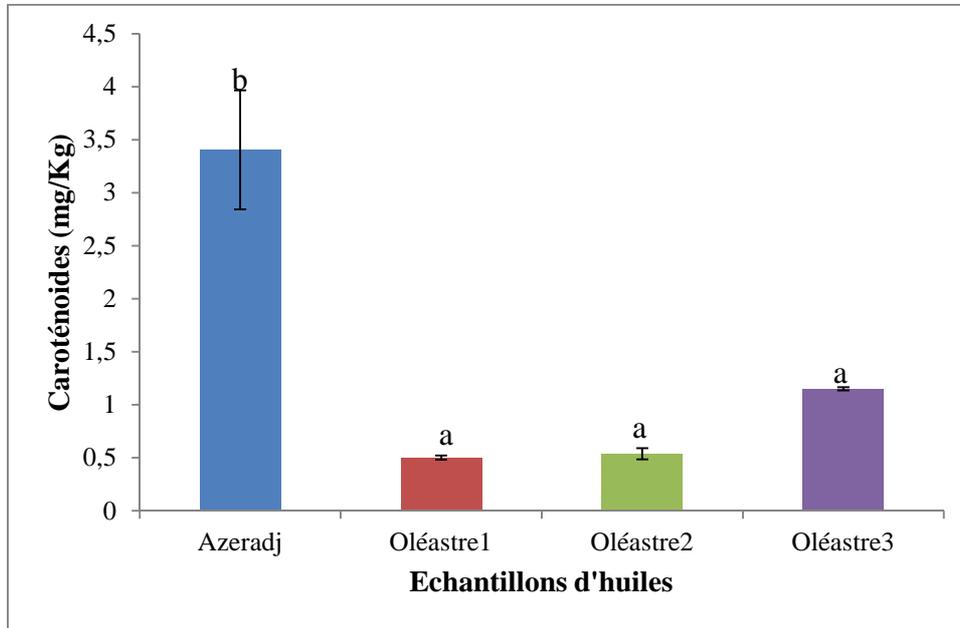


Figure 9 : Teneurs en caroténoïde des huiles analysées (n=3).

*Les mêmes lettres indiquent que la différence n'est pas significative ($p \geq 0,05$).

Nos échantillons présentent des valeurs supérieures en caroténoïde comparant aux résultats analysés par Boucheffa et *al.* (2014) qui sont comprises entre 0,54 et 1,47mg/Kg, mais proches des valeurs enregistrées par Oueslati et *al.* (2009), pour des variétés tunisiennes (0,68 et 2,23mg/Kg).

Pour les trois échantillons analysés *Azeradj*, oléastre 2 et 3, le rapport chlorophylle/caroténoïde est inférieure à l'unité ce qui explique la dominance de la fraction jaunâtre par rapport à la verte, alors que, l'oléastre 1 présente une valeur supérieure à l'unité ce qui veut dire que la fraction verte domine, résultats concordants à ceux obtenus par Cerretani et *al.* (2008).

II.5. DOSAGE DES COMPOSES PHENOLIQUES :

II.5.1. TENEURS DES POLYPHENOLS TOTAUX DES HUILES ANALYSEES:

Les teneurs en polyphénols totaux des extraits méthanoliques des huiles analysées sont représentées dans la figure N°10. Des différences significatives ($p < 0,05$) sont enregistrées entre les 4 échantillons.

Les teneurs en polyphénols totaux sont liées à l'indice de maturité. En effet l'oléastre 3 qui montre l'indice de maturité le plus faible (3,99) note la teneur la plus élevée en polyphénols totaux (495,6mg d'E.A.G./Kg), alors qu'Azeradj qui montre l'indice de maturité le plus élevé (4,51) exhibe le taux le plus faible (262.5mg d'E.A.G./Kg). Les valeurs intermédiaires sont présentées par les deux oléastres 1 et 2 avec 390,6 et 334,6 mg E.A.G./Kg respectivement.

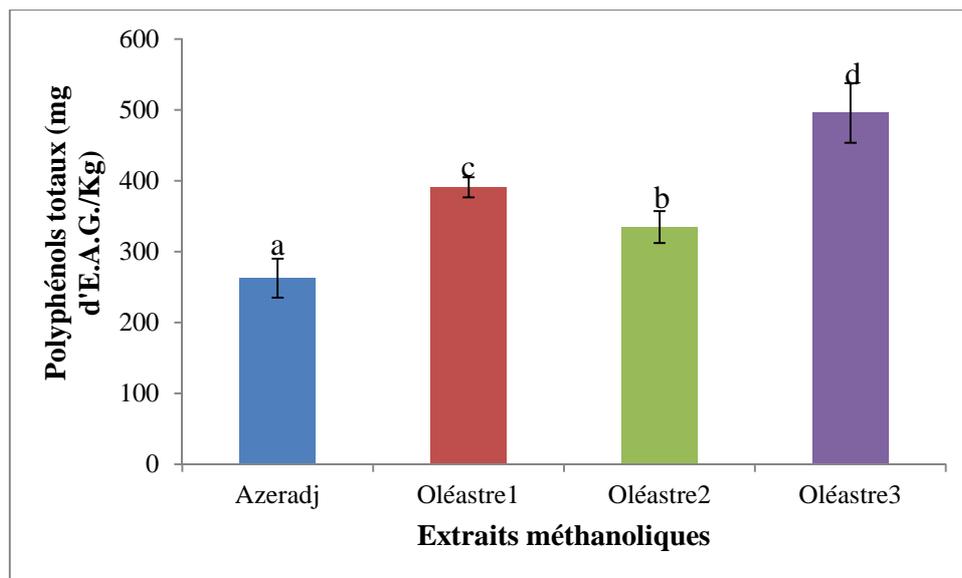


Figure 10 : Teneurs en polyphénols totaux des huiles analysées (n=3).

*Les mêmes lettres indiquent que la différence n'est pas significative ($p \geq 0,05$).

Montedoro et *al.* (1992) ; Tsimidou (1998) et Paz Romero et *al.* (2003), ont classé des variétés d'olives selon leur teneur en polyphénols totaux Comme suit :

- Variétés présentant une teneur faible (50-200mg/Kg);
- Variétés présentant une teneur moyenne (200-500mg/Kg);
- Variétés présentant une teneur élevée (500-1000mg/Kg).

D'après cette classification, nos échantillons présentent tous une teneur moyenne en polyphénols totaux.

Les teneurs en polyphénols totaux dépendent de l'activité enzymatique spécifique pour chaque variété. D'après Artajo (2006), une corrélation positive entre le taux en polyphénols des huiles et l'activité enzymatique de la L-phénylalanine ammonia lyase (PAL), enzyme responsable de la synthèse des composés phénoliques, ce qui démontre que cette enzyme conditionne les teneurs des huiles d'olives en composés phénoliques. En effet, au cours de la maturation, l'activité de l'enzyme PAL diminue et l'activité des estérases et des glucosidases augmente. De plus, et selon Tovar et *al.* (2002), la fluctuation des teneurs en polyphénols totaux est peut être due aux origines géographiques associées au régime d'irrigation.

Les teneurs en polyphénols obtenues par nos échantillons sont plus élevées par rapport aux teneurs obtenues par Gulfranz et *al.* (2009) sur des huiles d'oléastres pakistanaises dont les valeurs sont comprises entre (23 et 92mg d'E.A.G./Kg) et de Baiano et *al.* (2014) pour des variétés européennes (entre 93,9 et 250,5mg d'E.A.G./Kg).

II.5.2. TENEURS EN *ORTHO*-DIPHÉNOLS DES HUILES ANALYSEES:

L'analyse des teneurs en *ortho*-diphénols exprimée en milligrammes d'équivalent d'acide caféique par Kg des différentes huiles étudiées est représentée dans la figure N°11. Les taux varient entre 4,82 et 15,22mg d'E.A.C./Kg. Aucune différence significative ($p \leq 0,05$) n'est montrée entre les échantillons *Azeradj* et oléastre 2.

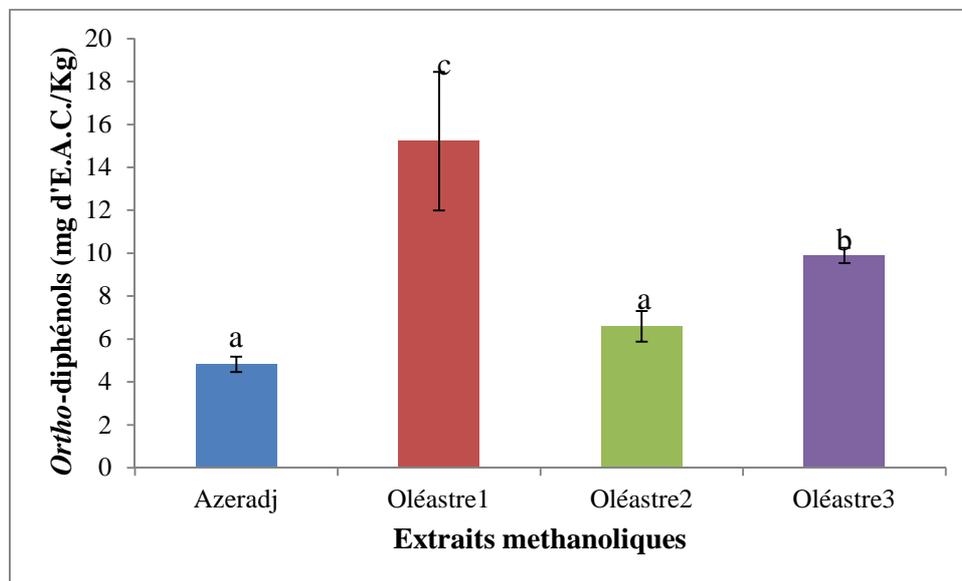


Figure 11 : Teneur en *ortho*-diphénols des échantillons d'huile (n=3).

*les mêmes lettres indiquent que la différence n'est pas significative ($p \leq 0,05$).

D'après nos résultats, l'oléastre 1 présente une teneur appréciable en *ortho*-diphénols (15,22mg d'E.A.C./Kg), alors que la variété *Azeradj* exhibe la teneur la plus faible (4,82mg

d'E.A.C./Kg). Bien que l'oléastre 3 qui se révèle être riche en polyphénols totaux (495,6mg d'E.A.G./Kg), il ne referme que 9,89mg d'E.A.C./Kg en *ortho*-diphénols.

Nos résultats sont largement inférieurs à ceux observés par Zarrouk *et al.* (2008) pour la variété tunisienne *Zalmati* qui contient 509,62mg d'E.A.G./Kg en polyphénols totaux et 188,12mg d'E.A.C./Kg en *ortho*-diphénols, mais proches de ceux des huiles de variétés turques (entre 5,03 et 76,89mg/Kg) analysées par Kiralan *et al.* (2009).

Un coefficient de corrélation positive ($P \leq 0,05$) (Annexe N°4) de 0,78 est établi entre les teneurs en *ortho*-diphénols et celles des polyphénols totaux des huiles étudiées.

II.5.3.INDICE D'AMERTUME :

La mesure d'indice d'amertume nous permet d'évaluer le degré d'amertume de nos échantillons d'huiles. Les résultats de cet indice sont représentés dans la figure N°12.

Les valeurs varient entre 0,186 et 0,314. Les huiles des trois oléastres s'avèrent être plus amères que la variété *Azeradj*, elles enregistrent les indices d'amertume les plus élevés (0,269, 0,309 et 0,314). Tandis qu'*Azeradj* donne une huile avec l'indice d'amertume le plus faible, soit 0,186. Des différences significatives ($p \leq 0,05$) sont observées entre les échantillons.

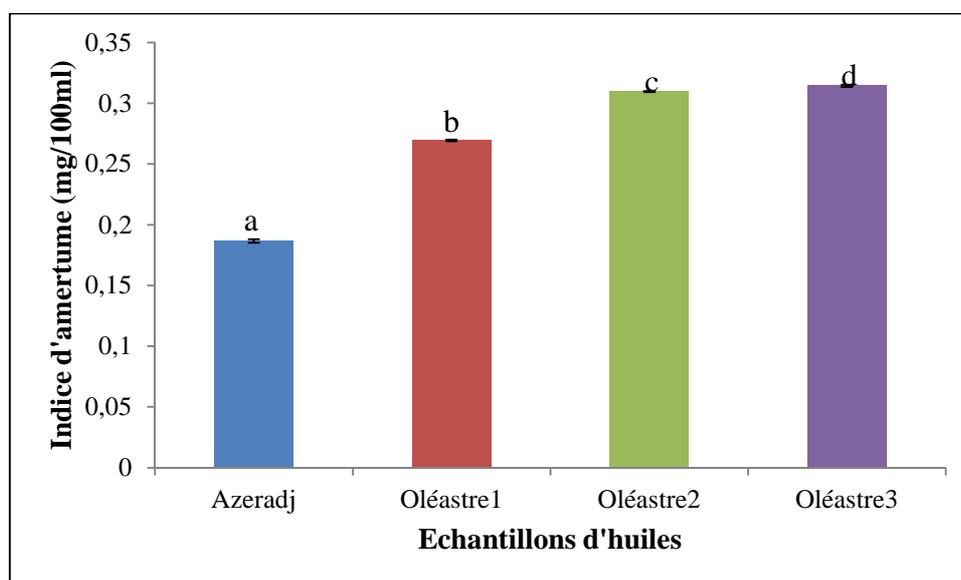


Figure 12 : Indice d'amertume des différents échantillons d'huile (n=3).

*les mêmes lettres indiquent que la différence n'est pas significatives ($p \leq 0,05$).

Comparé aux teneurs en polyphénols totaux enregistrées pour huiles, on remarque que ce sont les huiles les plus riches en polyphénols totaux qui enregistrent les indices d'amertume les plus élevés, donnant ainsi un coefficient de corrélation significatif ($p \leq 0,05$) (Annexe N°4) de $r = 0,77$ entre ces deux paramètres. En effet, les polyphénols sont les principaux composés

responsables de l'amertume de l'huile d'olive. Selon Aparicio et Luna (2002), ce goût amer de l'huile d'olive est attribué à l'oléuropéine glucoside et ses aglycones et aux acides phénols dérivés des acides benzoïques et cinnamiques. Baccouri et *al.* (2008), déduisent par leurs travaux que l'intensité de l'indice d'amertume est liée à l'activité de certaines enzymes telles que les glucosidases et les estérases responsables de l'hydrolyse de l'oléuropéine durant l'extraction de l'huile d'olive et qui augmentent aussi au cours de la maturation des olives. Selon Ryan et Robard, (1998) l'amertume est liée aussi au poids des fruits, les variétés à petits fruits sont caractérisées par des teneurs élevées en oleuropéine comparées aux échantillons ayant des fruits plus gros, ce qui pourrait expliquer l'amertume des huiles d'oléastres étant donné qu'ils sont caractérisés par des petits fruits.

II.6. ETUDE DE L'ACTIVITE ANTIOXYDANTE :

II.6.1. ACTIVITE ANTIRADICALAIRE DES EXTRAITS METHANOLIQUES :

II.6.1.1. ACTIVITE ANTIRADICALAIRE CONTRE LE RADICAL DPPH :

Les résultats du pouvoir antiradicalaire des extraits méthanoliques exprimés en mg d'E.A.G./Kg (Figure N°13) et en pourcentage d'inhibition, indiquent que toutes les huiles d'olive analysées possèdent la capacité à piéger le radical DPPH et leurs capacités diffèrent significativement ($p \leq 0,05$) d'un échantillon à un autre.

Nos résultats révèlent la performance de l'oléastre 3 qui inhibe le radical DPPH à 77,85%, il enregistre ainsi une activité antiradicalaire de 683,75mg d'E.A.G./Kg, suivie de l'oléastre 1 pour lequel on note une activité de 588,23mg d'E.A.G./Kg soit un pourcentage d'inhibition de 66,97%. Par contre *Azeradj* enregistre l'activité minimale de 254,57mg d'E.A.G./Kg, c'est l'extrait qui présente la plus faible activité antiradicalaire avec un pourcentage d'inhibition de 28,98%. Cette faible activité est liée aux faibles teneurs en composés phénoliques (polyphénols totaux : 262,5 mg d'E.A.G./Kg et *ortho*-diphénols : 4,81mg d'E.A.C./Kg).

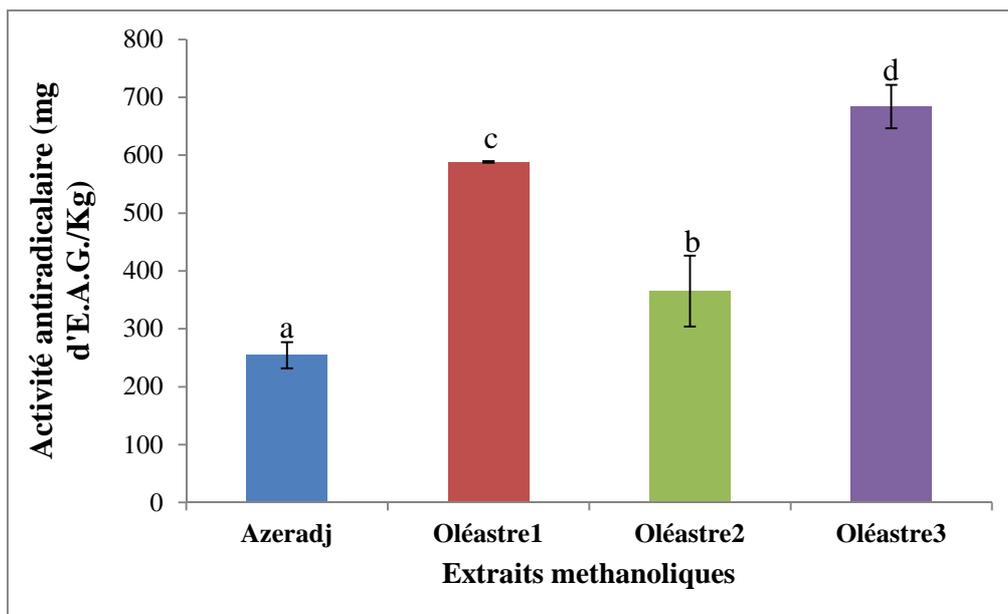


Figure 13 : Activité antiradicalaire des extraits méthanoliques des huiles contre le radical DPPH (n=3).

*Les mêmes lettres indiquent que la différence n'est pas significative ($p \geq 0,05$).

D'après Carrasco-Pancorbo et *al.* (2006), les *ortho*-diphénols de l'huile d'olive possèdent une forte activité antioxydante que les phénols monohydroxylés comme le tyrosol et le ligstroside aglycone. Cette propriété antioxydante élevée observée pour les *ortho*-diphénols est due à leur grande stabilité, par formation de liaisons hydrogènes intramoléculaires entre leur groupement hydroxyle libre et leur radical phénoxy (Visioli et Gali, 1998).

Des corrélations significatives ($p \leq 0,05$) (Annexe N°4) sont obtenues entre l'activité antiradicalaire des extraits méthanoliques contre le radical DPPH et les teneurs en polyphénols totaux et en *ortho*-diphénols avec des coefficients respectifs de 0,91 et 0,69. Lancer et *al.* (2014), ont obtenu des coefficients de corrélations de 0,72 et 0,67 respectivement pour les teneurs en polyphénols totaux et en *ortho*-diphénols.

II.6.1.2. ACTIVITE ANTIRADICALAIRE CONTRE LE RADICAL ABTS^{•+} :

Les résultats du pouvoir antiradicalaire des extraits méthanoliques, exprimés en mg d'E.A.G./Kg (Figure N°14) et en pourcentage d'inhibition, indiquent que tous les extraits d'huiles d'olive analysés possèdent la capacité de piéger le radical ABTS^{•+} et suivent le même ordre que celui des teneurs en *ortho*-diphénols, leur capacité diffère significativement ($p \leq 0,05$), toutefois, aucune différence significative ($p \leq 0,05$) n'est observée entre oléastre 1 et oléastre 3.

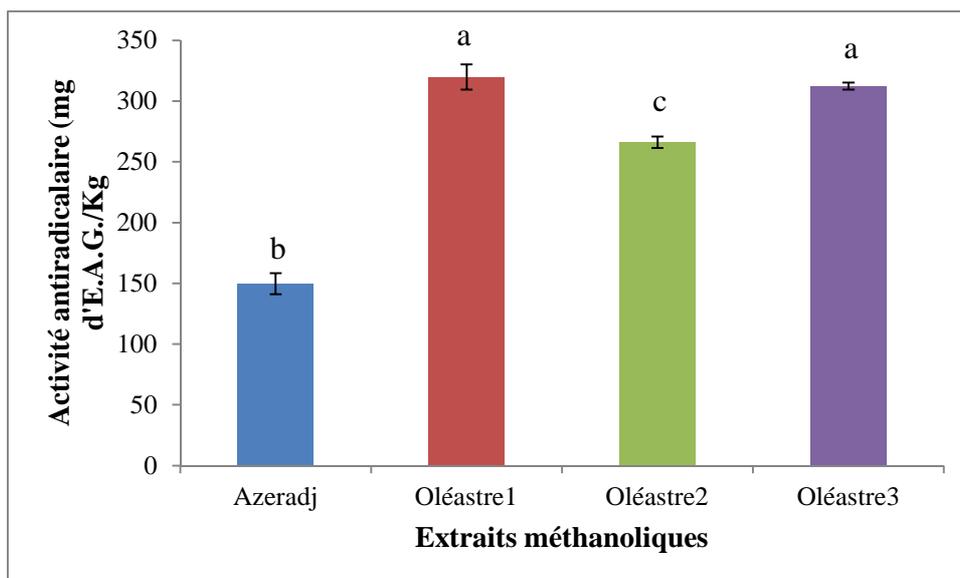


Figure 14 : Activité antiradicalaire des extraits méthanoliques des huiles sur le radical $ABTS^+$ (n=3).

*Les mêmes lettres indiquent que la différence n'est pas significative ($p \geq 0,05$).

De manière similaire au pouvoir antiradicalaire utilisant le DPPH les extraits d'oléastres 1 et 3 enregistrent, une fois de plus, l'activité antiradicalaire la plus élevée (319,93 et 312,37mg d'E.A.G./Kg, respectivement) et inhibent respectivement 46,08 et 45,13% du radical $ABTS^+$. Cela est lié à la richesse de ces échantillons en polyphénols totaux (390,6 et 495,6mg d'E.A.G./Kg, respectivement) et en *ortho*-diphénols (15,22 et 9,89mg d'E.A.C./Kg, respectivement).

Azeradj enregistre l'activité antiradicalaire la plus faible (149,65mg d'E.A.G./Kg) par rapport aux trois oléastres et n'inhibe que 21,88% du radical $ABTS^+$. Cette faible activité est liée aux faibles teneurs en polyphénols totaux (262,5mg d'E.A.G./Kg) et en *ortho*-diphénols (4,82mg d'E.A.C./Kg), comparées aux trois oléastres.

Une corrélation positive, significative ($p \leq 0,05$) (Annexe N°4) est notée entre le pouvoir antiradicalaire des extraits méthanoliques utilisant le radical $ABTS^+$ et les teneurs en polyphénols totaux et *ortho*-diphénols avec des coefficients respectifs de 0,76 et 0,86. Baiano *et al.* (2009) ; Dabbou *et al.* (2010) et Lainer *et al.* (2014) ont obtenu des coefficients de corrélation respectifs de 0,55 , 0,64 et 0,72 entre l'activité antiradicalaire utilisant le radical $ABTS^+$ et les teneurs en polyphénols totaux .

II.6.1.3. POUVOIR REDUCTEUR (FRAP) :

Les résultats du pouvoir réducteur exprimés en mg d'E.A.C. /Kg sont représentés dans la figure N°15. L'analyse statistique indique que le pouvoir réducteur montre des différences

significatives ($p \leq 0,05$) entre les extraits d'huiles analysées sauf entre *Azeradj* et oléastre 2 et entre oléastre 1 et oléastre 3.

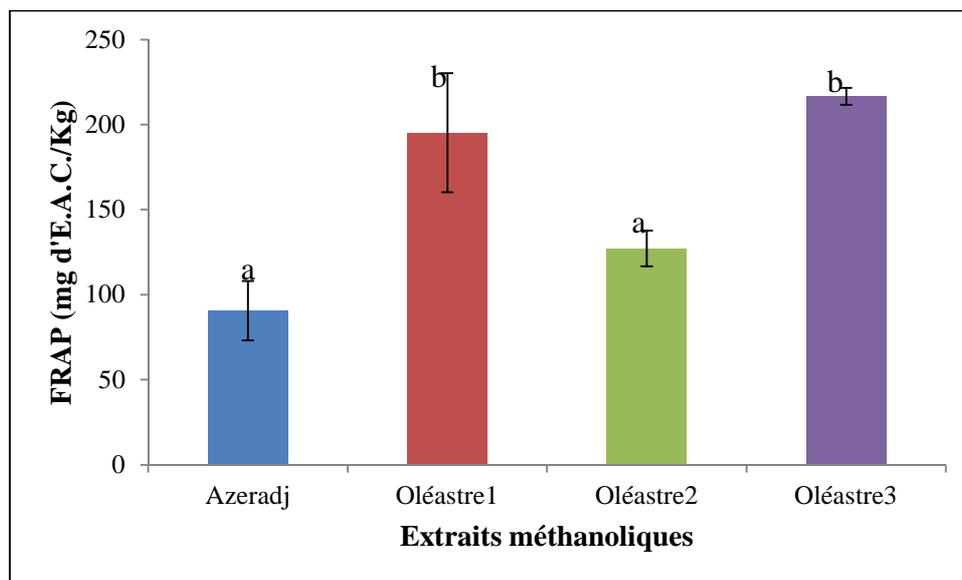


Figure 15 : Pouvoir réducteur (FRAP) des extraits méthanoliques des huiles (n=3).

*les mêmes lettres indiquent que la différence n'est pas significative ($p \leq 0,05$).

L'oléastre 3 montre une meilleure activité réductrice (216,61mg d'E.A.C./Kg) alors qu'*Azeradj* exerce un faible pouvoir réducteur (90,61mg d'E.A.C./Kg). Pour l'oléastre1 et 2, ils enregistrent des valeurs de 195,22 et 127,17mg d'E.A.C./Kg respectivement.

De nos résultats, on constate que les extraits d'huiles riches en composés phénoliques totaux et en *ortho*-diphénols qui présentent le meilleur pouvoir réducteur en améliorant la stabilité du radical phénoxy (Manna et al., 2002), donc, ces différences du pouvoir réducteur peuvent être liées aux variations du degré d'hydroxylation des composés phénoliques (Tian et al., 2009). Des corrélations positives ($p \leq 0,05$) (Annexe N°4) sont obtenues entre le pouvoir réducteur et les teneurs en polyphénols totaux (0,93) ainsi que celle des *ortho*-diphénols (0,83).

Les antioxydants ayant une propriété réductrice, réagissent comme donneurs d'électrons entraînant la réduction du complexe Fe^{3+} ferricyanide (de couleur jaune) en fer ferreux Fe^{2+} (de couleur bleu verdâtre), dont l'intensité est proportionnelle au pouvoir réducteur (Gulçin et al., 2007). La nature et la concentration en antioxydants contrôlent l'intensité du pouvoir réducteur. D'après Bouaziz et al. (2004), les composés ayant une structure moléculaire possédant plusieurs groupements hydroxyles augmentent l'activité antioxydante.

II.6.2. ACTIVITE ANTIRADICALAIRE DE L’HUILE CONTRE LE RADICAL DPPH :

L’analyse statistique relève des différences significatives ($p \leq 0,05$) entre les huiles analysées.

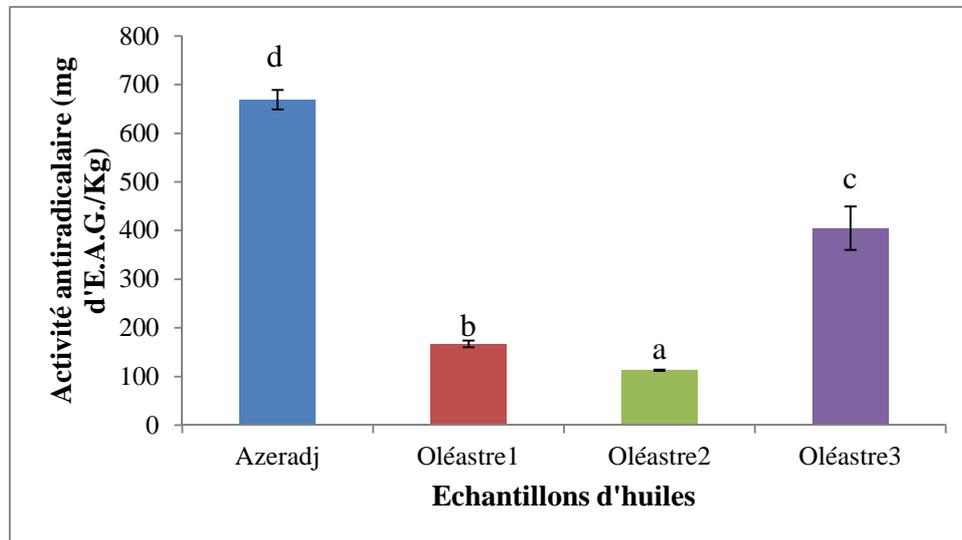


Figure 16 : Activité antiradicalaire des huiles sur le radical DPPH (n=3).

*Les mêmes lettres indiquent que la différence n’est pas significative ($p \leq 0,05$).

La mesure de l’activité antiradicalaire des échantillons d’huiles d’olive sur le radical DPPH a permis de constater que l’effet scavenger du radical DPPH augmente au fur et à mesure que les concentrations en huile et en acide gallique augmentent.

Tableau XII : Concentrations efficaces (E_{c50}) des huiles et du standard utilisé (n=3).

Echantillons	E_{c50} (mg/ml)
<i>Azeradj</i>	19,67±0,1 ^a
Oléastre 1	78,67±0,003 ^c
Oléastre 2	116,33±0,002 ^d
Oléastre 3	32,67±0,004 ^b
Acide gallique	13,14µg/ml

*Les mêmes lettres indiquent que la différence n’est pas significative ($p \leq 0,05$).

Nos résultats (Figure N°16) indiquent que l’huile d’*Azeradj* présente l’activité antiradicalaire maximale (669mg d’E.A.G./Kg). Elle enregistre, ainsi, la plus faible E_{c50} soit 19,67mg/ml (Tableau N°XII), correspondant à une meilleure efficacité de neutraliser le

radical DPPH. En effet cette huile présente les teneurs les plus faibles en polyphénols totaux et en *ortho*-diphénols, donc, son activité est peut être due à la plus grande richesse de cette variété en tocophérols, car à l'opposé, l'activité antiradicalaire de l'extrait méthanolique de cet huile est faible comparée aux trois autres échantillons. Selon Lo Curto et *al.* (2001), Morello et *al.* (2004) et Grigoriadou et *al.* (2007), l' α -tocophérol présente une forte activité antioxydante. Jiang et *al.* (2005) estiment la contribution des tocophérols à l'activité anti-DPPH d'environ 39 à 69%. L'activité de cette variété peut également être expliquée par sa teneur appréciable en caroténoïdes.

La plus faible activité est obtenue pour l'échantillon d'oléastre 2 (113mg d'E.A.G./Kg), il présente Ec_{50} la plus élevée (116,33mg/ml).

Toutes les huiles analysées présentent des Ec_{50} supérieures à celle du composé de référence, l'acide gallique (13,14mg/ml).

Conclusión

CONCLUSION ET PERSPECTIVES:

Le présent travail a été réalisé en vue de caractériser des échantillons d'huiles issues des fruits de trois oléastres et une variété cultivée de la région de Béjaïa. L'étude a été axée sur la détermination des indices biométriques des fruits et feuilles, la détermination de la composition en acides gras, le dosage des substances antioxydantes ainsi que l'évaluation du pouvoir antioxydant des huiles et des extraits méthanoliques.

Les déterminations sur les fruits des échantillons analysés permettent de conclure que l'indice de maturité et les caractéristiques pomologiques (fruits, noyaux et feuilles) varient considérablement entre la variété cultivée et les oléastres étudiés. La CAH a confirmé cette constatation et a fait ressortir des groupes qui partagent des similitudes. Les oléastres 1 et 3 semblent être les plus proches, alors qu'*Azeradj* est le plus distinct du reste des échantillons.

Concernant la composition en acides gras, toutes les huiles d'olives analysées présentent des teneurs en différents acides gras répondant aux normes établies par le COI (2015), pour une huile d'olive extra vierge. Des variations en profils d'acides gras sont relevées. L'acide oléique est l'acide gras dominant de la composition des huiles étudiées, il présente des proportions supérieures à 60%, la valeur la plus élevée est enregistrée pour l'oléastre1 (80,07%).

Le dosage des pigments et des composés phénoliques montre que certaines variétés sont intéressantes en raison de leurs teneurs en composés mineurs : l'oléastre 3 pour ses teneurs élevées en polyphénols totaux (495,6mg d'E.A.G./Kg) et chlorophylles (0,99 mg/Kg), l'oléastre 1 pour sa teneur élevée en *Ortho*-diphénols (15,21mg d'E.A.G./Kg) et *Azeradj* pour sa teneur élevée en caroténoïdes (3,4mg/Kg).

L'activité antioxydante des extraits méthanoliques des huiles varie considérablement entre les quatre échantillons, elle est fonction de la nature et de la concentration en composés phénoliques qui est elle-même fonction de la maturité des olives. L'oléastre 3 se montre très performant avec la meilleure activité réductrice (216,61mg d'E.A.C./Kg), la meilleure activité antiradicalaire de l'extrait méthanolique sur le radical DPPH (683,75mg d'E.A.G./Kg). L'oléastre1 montre une meilleure capacité à piéger le radical ABTS (319,92 mg d'E.A.G./Kg). La meilleure activité antiradicalaire de l'huile sur le DPPH est enregistrée pour la variété *Azeradj*.

Des corrélations significatives ($p \leq 0,05$) ont été établies entre les polyphénols totaux et *ortho*-diphénols avec les différentes activités antioxydantes des extraits étudiées à savoir : le

pouvoir réducteur (0,93 ; 0,83 ; respectivement), l'activité scavenger sur radical DPPH (0,91 ; 0,69 ; respectivement) et du radical ABTS^{•+} (0,76 ; 0,86 ; respectivement), témoignant ainsi que les composés phénoliques peuvent être impliqués dans l'activité antioxydante et que leur teneur contrôle cette activité.

L'activité antiradicalaire des extraits méthanoliques sur le radical DPPH suit les teneurs en polyphénols totaux *ortho*-diphénols. Tandis qu'aucune corrélation n'est observée entre l'activité antiradicalaire de l'huile sur le DPPH et les teneurs en polyphénols totaux et *ortho*-diphénols, témoignant l'implication des substances présentes dans l'huile et absentes dans l'extrait phénolique, dans le pouvoir antiradicalaire de l'huile.

A partir des compositions et des activités antioxydantes relevées ci-dessus, on perçoit l'intérêt que pourrait présenter l'huile d'oléastre qui est comparable à celle d'une huile de variété cultivée. Sa composition en acides gras majoritairement oléique la place en position de choix pour une utilisation dans le domaine alimentaire, alors que les teneurs notables en matières insaponifiables la confortent dans des usages à des fins thérapeutiques, cosmétiques et alimentaires.

La caractérisation de cette huile doit être poursuivie car elle peut participer au développement du secteur oléicole. Pour cela différents axes de recherche peuvent être soulevés :

- ✓ Elargir l'échantillonnage;
- ✓ Réaliser des tests *in vivo* pour une meilleure évaluation de l'activité antioxydante de l'huile;
- ✓ Déterminer les composés responsables de l'excès d'amertume et chercher des stratégies visant à diminuer ou masquer cette amertume;
- ✓ Faire appel à l'analyse moléculaire qui fournira un bon outil d'identification des formes sauvages complétant ainsi les analyses pomologiques et chimiques réalisées.

L'huile d'olive est un produit précieux et semble ne pas dévoiler tous ses secrets, la recherche scientifique a encore du chemin à faire.

Références
Bibliographiques

Références Bibliographiques

A

- Abaza, L., Msallem, M., Daoud, D. et Zarrouk, M.** (2002). Caractérisation des huiles de sept variétés d'olivier tunisiennes. *Oléagineux, Corps Gras, Lipides*, 9 (2) : 174-179.
- Abaza, L., Ben Temime, S., M'Sallem, M., Daoud, D., Zarrouk, M. et Cherif, A.** (2003). Etude comparative de la lipogenèse chez quelques variétés d'oliviers cultivées en Tunisie. *Riv. Ital. Dell Sost. Gr.*, 80: 297-306.
- Ajana, H., El Antari, A. et Hafidi, A.** (1998). Fatty acids and sterols evolution during the ripening of olives from the Moroccan Picholine cultivar. *Grasas y Aceites*, 49 : 405-410.
- Alba, V., Sabetta, W., Blanco, A., Pasqualone, A., Montemurro, C.** (2009). Microsatellite markers to identify specific alleles in DNA extracted from monovarietal virgin olive oils. *Eur Food Res Technol*, 229: 375-382.
- Alcantara, J. M. et Rey, P. J.** (2003). Conflicting selection pressures on seed size: evolutionary ecology of fruit size in a bird-dispersed tree, *Olea europaea*. *J. Evol. Biol.*, 16: 1168-1176.
- Allalout, A., Krichène, D., Methenni, K., Taamalli, A., Oueslati, I., Daoud, D. et Zarrouk, M.** (2009). Characterization of virgin olive oil from Super Intensive Spanish and Greek varieties grown in northern Tunisia. *Scientia Horticulturae*, 120: 77-83.
- Angerosa, F., Mostallino, R., Basti, C. et Voto, R.** (2001). Influence of malaxation temperature and time on the quality of virgin olive oils. *Food Chemistry*, 72: 19-28.
- Aparicio, R. et Luna, G.** (2002). Characterisation of monovarietal virgin olive oils. *European Journal of Lipids Science and Technology*, 104: 1-12.
- Aranda, F., Gómez-Alonso, S., Rivera del Álamo, R. M., Salvador, M. D. et Fregapane, G.** (2003). Triglyceride, total and 2-position fatty acid composition of Cornicabra virgin olive oil: Comparison with other Spanish cultivars. *Food Chemistry*, 86: 485-492.
- Artajo, M. L. S.** (2006). *Phenolic compounds: Their role during olive oil extraction and in flaxseed – transfer and antioxidant function*. Thèse doctorat Technologie des aliments. p. 21.
- Arts, M. J. T. J., Dallinga, J. S., Voss, H. P., Haenen, G. R. M. M. et Bast, A.** (2004). A new approach to assess the total antioxidant capacity using the TEAC assay. *Food Chemistry*, 88: 567-57.

B

- Baccouri, B., Zarrouk, W., Krichene, D., Nouairi, I., Ben Youssef, N., Daoud, D. et Zarrouk, M.** (2007). Influence of fruit ripening and crop yield on chemical properties of virgin olive oils from seven selected Oleasters (*Olea europaeae* L.). *Journal of Agronomy*, 6 (3): 388-396.
- Baccouri, B., Zarrouk, W., Baccouri, O., Guerfel, M., Nouairi, I., Krichene, D., Daoud, D. et Zarrouk, M.** (2008). Composition, quality and oxidative stability of virgin olive oils from some selected wild olives (*Olea europaea* L. subsp. Oleaster). *Grasas y Aceites*, 59 (4): 346-351.
- Baiano, A., Gambacorta, G., Terracone, C., Previtali, M. A., Lamacchia, C., La Notte, E.** (2009). Changes in phenolic content and antioxidante activity of Italian extra-virgin olive oils during storage. *Journal of Food Science*, 74(2): 177-183.
- Baiano, A., Terracone, C., Viggiani, I. et Del Nobile, M. A.** (2014). Changes Produced in Extra-Virgin Olive Oils from cv. Coratina during a Prolonged Storage Treatment. *Czech Journal of Food Sciences*, 32 (1): 1-9.
- Barbery, J. et Delhoune, J. P.** (1982). La voie romaine de piedmont Sulfetula-Mascliana (Djebel Mrhila, Tunisie centrale). *Antiquités africaines*, 18 : 27-43.
- Barone, E., Gullo, G., Zappia, R. et Inglese, P.** (1994). Effect of crop load on fruit ripening and olive oil quality. *Journal of Horticultural Science*, 69 (1): 67-73.
- Belaj, A., Caballero, J. M., Barranco, D., Rallo, L., Trujillo, I.** (2003). Genetic characterization and identification of new accessions from Syria in an olive germoplasm bank by means of RAPD markers. *Euphytica*, 134:261-268.
- Belaj, A., Munoz-Diez, C., Baldoni, L., Porceddu, A., Barranco, D., Satovic, Z.** (2007). Genetic diversity and population structure of wild olives from the North-western Mediterranean assessed by SSR markers. *Ann Bot*, 100: 449-458.
- Beltran, G., Aguilera, M. P., Del Rio, C., Sanchez, S. et Martinez, L.** (2005). Influence of fruit ripening process on the natural antioxidant content of Hojiblanca virgin olive oils. *Food Chemistry*, 89: 207-215.
- Ben Tekaya, I. et Hassouna, M.** (2005). Étude de la stabilité oxydative de l'huile d'olive vierge extra tunisienne au cours de son stockage. *Oléagineux Corps gras Lipides*, 12 (5-6) : 447-453.
- Ben Tekaya, I. et Hassouna, M.** (2007). Effets des chlorophylles, du bêta-carotène, de l'alphatocophérol du tyrosol et de leurs interactions sur la stabilité oxydative de l'huile d'olive tunisienne. *Oléagineux Corps gras Lipides*, 14: 60-67.
- Ben Temime, S., Campeol, E., Cioni, P. L., Daoud, D. et Zarrouk, M.** (2006). Volatile compounds from Chétoui olive oil and variations induced by growing area. *Food Chemistry*, 99: 315-325.
- Benzie, I. F. F. et Strain, J. J.** (1996). The ferric reducing ability of plasma (FRAP) as a measure of "antioxidant power": the FRAP assay. *Analytical Biochemistry*, 239: 70-76.

- Berra, B.** (1998). Les composants mineurs de l'huile d'olive : aspects biochimiques et nutritionnels. *Olivae*, 73: 29-30.
- Besnard, G., Baradat, Ph., Chevalier, D., Tagmount, A. et Bervillé, A.** (2001). Genetic differentiation in the olive complex (*Olea europaea*) revealed by RAPDs and RFLPs in the rRNA genes. *Genetic Resources and Crop Evolution*, 48 : 165-182.
- Bianchi, G.** (2003). Lipids and phenols in table olives. *European Journal of Lipids and Science Technology*, 105: 229- 242.
- Blekas, G., Vasilakis, C., Harizanis, C., Tsimidou, M. et Boskou, D.** (2002). Biophenols in table olives. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50: 3688-3692.
- Boskou, D.** (1996). Olive Oil Quality. In: Olive Oil: *Chemistry and Technology*. USA: AOCS Press, Champaign, IL. P. 101-120.
- Boskou, D.** (2006). Sources of natural phenolic antioxidants. *Trends in Food Science & Technology*, 17: 505-512.
- Boskou, D.** (2008). Olive oil. In: Gunstone, F. D. *Vegetable Oils in Food Technologie: composition, properties and uses*. U.S.A.: Wiley-blackwell. P. 245-270.
- Boskou, D.** (2009). *Phenolic Compounds in Olives and Olive Oil in Olive oil: minor constituents and Health*. CRC Press. 44 p.
- Botía, J. M., Ortuño, A., Benavente-García, O., Baídez, A. G., Frías, J., Marcos, D. et Del Río, J. A.** (2001). Modulation of the biosynthesis of some phenolic compounds in *Olea europaea* L. fruits. Their influence on olive oil quality. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, in press.
- Botstein, D., White, R., Skolnick, M. et Davis, R. W.** (1980). Construction of a Genetic Linkage Map in Man Using Restriction Fragment Length Polymorphisms. *Am JHum Genet*, 32: 314-331.
- Bouaziz, M., Chamkha, M. et Sayadi, S.** (2004). Comparative Study on Phenolic Content and Antioxidant Activity during Maturation of the Olive Cultivar Chemlali from Tunisia. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 52: 5476-5481.
- Boucheffa, S., Tamendjari, A., Rovellini, P. et Venturini, S.** (2014). Compositon and antioxydant activity of some Algerian wild extra virgin olive oils. *La Rivista Italiana delle Sostanze Grasse*, XCI: 177-185.
- Boudribila, M. M.** (2004). Les anciens Amazighs avant les Phéniciens mode de vie et organisation sociale. *AWAL*, (29) : 17-31.
- Bracci, T., Busconi, M., Fogher, C. et Sebastiani, L.** (2011). Molecular studies in olive (*Olea europaea* L.): overview on DNA markers applications and recent advances in genome analysis. *Plant Cell Rep*, 30:449-462.
- Breton, C., Médail, F., Pinatel, C. et 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.

Brun, J. P. (2004). *Le vin et l'huile dans la Méditerranée antique*. St Etienne (France) : Ed Errance.

Bruneton, J. (1999). *Pharmacognosie: phytochimie, plantes médicinales*. Paris : Lavoisier Technique & Documentation. 1120 p.

C

Camps-Fabrer, H. (1974). L'olivier et son importance économique dans l'Afrique du Nord Antique. *L'huile d'olive en méditerranée*, 24 : 53-78.

Caro, V., Giandalia, G., Siragusa, M. G., Campisi, G. et Giannola, L. I. (2009). Galantamine Delivery on Buccal Mucosa: Permeation Enhancement and Design of Matrix Tablets. *Journal of Bioequivalence & Bioavailability*, 1 (4): 127-134.

Carrasco-Pancorbo, A., Cerretani, L., Bendini, A., Segura-Carretero, A., Del Carlo, M., Gallina-Toschi, T., Lercker, G., Compagnone, D. et Fernandez-Gutierrez, A. (2005). Evaluation of the antioxidant capacity of individual phenolic compounds in virgin olive oil. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 53: 8918-8925.

Carrasco-Pancorbo, A., Cerretani, L., Segura-Carretero, A., Gallina-Toschi, T., Lercker, G. et Fernandez-Gutierrez, A. (2006). Evaluation of individual antioxidant activity of single phenolic compounds on virgin olive oil. *Progress In Nutrition*, 8 (1): 28-39.

Carrión, Y., Ntinou, M. et 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.

Cerretani, L., Salvador, M. D., Bendini, A., et Fregapane, G. (2008). Relationship between sensory evaluation performed by Italian and Spanish official panels and volatile and phenolic profiles of virgin olive oils. *Chemosensory Perception*, 1 : 258-267.

Cerretani, L. et Bendini, A. (2010). Rapid Assays to Evaluate the Antioxidant Capacity of Phenols in Virgin Olive Oil. In: Victor, R., Preedy et Ronald Ross, W. *Olives and Olive Oil in Health and Disease Prevention*. Oxford: Academic Press. 635 p.

Chevalier, A. (1948). L'origine de l'Olivier cultivé et ses variations. *Revue internationale de botanique appliquée et d'agriculture tropicale*, 28 : 1-25.

Cinar, B., Yeung, F., Konaka, H., Mayo, M. W., Freeman, M. R., Zhau, H. E. et Chung, L. W. K. (2004). Identification of a negative regulatory *cis*-element in the enhancer core region of the prostate-specific antigen promoter: implications for intersection of androgen receptor and nuclear factor-kB signalling in prostate cancer cells. *Biochemical Journal*, 379: 421-431.

Conseil Oléicole International (2009). *Classification des huiles d'olive. Normes internationales applicables à l'huile d'olive et à l'huile de grignon d'olive*.

- Conseil Oléicole International** (2015). Norme commerciale applicable aux huiles d'olive et aux huiles de grignons d'olive. N°3.
- Cortesi, N., Rovellini, P. et Fedeli, E.** (2000). Cultivars, technologie et qualité des huiles d'olive. *Olivae*, 81: 26-35.
- Criado, M. N., Romero, P. A., Casanovas, M. et Motilva, M. J.** (2008). Pigment profile and color of monovarietal virgin olive oils from Arbequina cultivar obtained during two consecutive crop seasons. *Food Chemistry*, 110: 873-880.
- Cronquist, A.** (1988). *The Evolution and Classification of Flowering Plants*. 2nd edition Bronx. N.Y USA: The New York Botanical Garden.145 p.

D

- Dabbou, S., Brahmi, F., Taamali, A., Issaoui, M., Ouni, Y., Braham, M., Zarrouk, M. et Hammami, M.** (2010). Extra Virgin Olive Oil Components and Oxidative Stability from Olives Grown in Tunisia. *J. Am. Oil Chem. Soc.*, 87:1199-1209.
- Dais, Ph. et Boskou, D.** (2008). Detection and quantification of phénolic compounds in olive oil, olives, and biological fluids. In: Bskou, D. *Olive oil, minor constituents and health*, CRC press, Boca Raton, FL, P. 55-107.
- D'Archivio, M., Filesi, C., Di Benedetto, R., Gargiulo, R., Giovannini, C. et Masella, R.** (2007). Polyphenols, dietary sources and bioavailability. *Ann Ist Super Sanità*, 43 (4): 348- 361.
- Davaraj, S. et Jialal, I.** (1998). α -Tocopherol Decreases Interleukin-1 β Release From Activated Human Monocytes by Inhibition of 5-Lipoxygenase. *Arterioscler Thromb Vasc Biol*, 19:1125-1133.
- De Vienne, D.** (1984). Limites et perspectives des marqueurs moléculaires. *Le sélectionneur Français*, 33: 35-46.
- Dong-Sun L., Nam-Soon K. et Sang-Han L.** (2001). 2, 2-Diphenyl-1-picrylhydrazyl Hydrate, a Stable Free Radical, Is an α -Glucosidase Inhibitor. *J Biological & pharmaceutical bulletin*, 24 (6): 727-728.
- Dosba, F. et Saunier, R.** (1998). La caractérisation variétale fruitière en France. *C.R. Acad. Agric.*, (2): 171-180.
- Douzane, M. et Bellal M. M.** (2005). Contribution à la caractérisation des huiles de quelques variétés population d'olive algériennes : étude de quelques composés mineurs de la fraction insaponifiable. *Olivae*, 103: 33-41.
- Douzane, M., Nouani, A., Dako, E. et Bellal, M.** (2012). Influence of the variety, the crop year and the growing on the fatty acid and tocopherols composition of some Algerian virgin olive oils. *African Journal of Agricultural Research*, 7 (34) : 4738-4750.
- Doveri, S., Sabino Gil, F., Diaz, A., Reale, S., Busconi, M., Da Camara Machado, A., Martin, A., Fogher, C., Donini, P. et al.** (2008). Standardization of a set of microsatellite markers for use in cultivar identification studies in olive (*Olea europaea* L.). *Sci Hortic*, 116:367-373.

Durand, A. et Terral, J. F. (2005). Regarder autrement le charbon de bois archéologique : l'exemple de l'irrigation des plantations d'oliviers en France méridionale et en Catalogne (IXe-XVe siècle). *Archéologie du midi médiéval*, 24 : 75-92.

E

E.C. (2002). Regulation n°796 of 6 May 2006 on changes EC- Regulation. 2568/91. Official J.L.128/815/05/02. 2002. Bruxelles (Belgium).

El Antari, A., El Moudni, A., Ajana, H., Marion, C., Peres, S., Profitt, A., Ambrosino, M. L. et Sacchi, R. (2003). Vers une appellation d'origine contrôlée Caractérisations chimiques et organoleptiques des huiles d'olive issues d'une région de la zone Sud du Maroc. *New Medit*, (4) : 32-40.

Ellstrand, N. C. (2003). Dangerous liaisons? When cultivated plants mate with their wild relatives. In: Schneider, S. S. *Synthesis in Ecology and Evolution*. London: The Johns Hopkins University Press.

F

Farhoosh, R. (2007). The Effect of Operational Parameters of the Rancimat Method on the Determination of the Oxidative Stability Measures and Shelf-Life Prediction of Soybean Oil. *Journal of American Oil Chemist's Society*, 84: 205-209.

Favati, F., Caporale, G. et Bertuccioli, M. (1994). Rapid determination of phenol content in extra virgin olive oil. *Grasas y Aceites*, 45: 68-70.

Ferini, F. et Fiorino, P. (1996). Proposition de mise au point et d'utilisation d'une banque de pollen en oléiculture. *Revue Olivae*, (62): 52-55.

Figueiral, I., Terral, J. F. (2002). Late quaternary refugia of Mediterranean taxa in the Portuguese Estremadura: charcoal based paleovegetation and climatic reconstruction. *Quaternary Sci Rev*, 21: 549-558.

Folly, P. (2000). *Catabolisme de la chlorophylle b structure, mécanismes et synthèse*. Thèse de doctorat, Univ. Fribourg (Suisse), p. 185

G

Gallina-Toschi, T., Lercker, G., Compagnone, D. et Fernandez-Gutierrez, A. (2005). Evaluation of the antioxidant capacity of individual phenolic compounds in virgin olive oil. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 53: 8918-8925.

Gaussen, H., Leroy, J. P., Ozenda, P. (1982). *Précis de botanique*. Tome II: végétaux supérieurs. Paris : Ed. Masson. 110 p.

Gaussorgues, R. (2009). The olive tree and its pollen in the Mediterranean basin. An allergy risk? *Revue Française d'Allergologie*, 49 (S1): 2-6.

- Georgé, S., Brat, P., Alter, P. et Amiot, J. M.** (2005). Rapid determination of polyphenols and vitamin C in plant-derived products. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 53: 1370-1373.
- Ghedira, K.** (2008). L'olivier. *Phytothérapie*, 6 (2) : 83-89.
- Gorinstein, S., Martin Belloso, O., Katrich, E., Lojek, A., Czek, M. et Gligelmo-Miguel, N.** (2003). Comparison of the contents of the main biochemical compounds and the antioxidant activity of some Spanish olive oils as determined by four different radical scavenging tests. *Journal of Nutrition. Biochemistry*, 14: 154-159.
- Green, P. S.** (2002). A revision of *Olea* L. (*Oleaceae*). *Kew bulletin*, 57: 91-140.
- Grigoriadou, D., Androulaki, A., Psomiadou, E. et Tsimidou, M. Z.** (2007). Solid phase extraction in the analysis of squalene and tocopherols in olive oil. *Food Chemistry*, 105: 675-680.
- Gülçin, I., Elias, R., Gepdiremen, A., Boyer, L. et Köksal, E.** (2007). A comparative study on the antioxidant activity of fringe tree (*Chionanthus virginicus* L.) extracts. *African Journal of Biotechnology*, 6 (4): 410-418.
- Gulfraz, M., Parveen, R., Khanum, R. et Awan, R.** (2009). A new alternative for edible olive oil.
- Gutierrez Rosales, F., Perdiguero, S., Gutiérrez, R., Olías, J.M.** (1992). Evaluation of the Bitter Taste in Virgin Olive Oil. *Journal of American Oil Chemist's Society*, 69 (4): 394-395.
- Gutierrez, F., Jiménez, B., Ruiz, A. et Albi, M. A.** (1999). Effect of olive ripeness on the oxidative stability of virgin olive oil extracted from the varieties picual and hojiblanca and on the different components involved. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 47: 121-127.

H

- Haddada, M. F., Manai, H., Daoud, D., Fernandez, X., Lizzani-Cuvelier, L. et Zarrouk, M.** (2007). Profiles of volatile compounds from some monovarietal Tunisian virgin olive oils. Comparison with French PDO. *Food Chemistry*, 103: 467-476.
- Hannachi, H., Msallem, M., Ben Elhadj, S. et El Gazzah, M.** (2007). Influence du site géographique sur les potentialités agronomiques et technologiques de l'olivier (*Olea europaea* L.) en Tunisie. *Comptes Rendus Biologies*, 330: 135-142.
- Hannachi, H., Breton, C., Msallem, M., Ben El Hadj, El Gazzah, et Bervillé, A.** (2008). Are olive cultivars distinguishable from oleaster trees based on morphology of drupes and pits, oil composition and microsatellite polymorphisms? *Acta Botanica Gallica*, 155 (4): 531-545.
- Hannachi, H., Sommerlatte, H., Breton, C., Msallem, M., El Gazzah, M., Ben El Hadj, S. et Bervillé, A.** (2009). Oleaster (var. *sylvestris*) and subsp. *cuspidata* are suitable genetic resources for improvement of the olive (*Olea europaea* subsp. *europaea* var. *europaea*). *Genetic Resources and Crop Evolution*, 56: 393-403.

- Harris, P. L. et Embree, N. D.** (1963). Quantitative Consideration of the Effect of Polyunsaturated Fatty Acid Content of the Diet Upon the Requirements for Vitamin E. *American Journal of Clinical Nutrition*, 13: 385-392.
- Hatzopoulos, P., Banilas, G., Giannoulia, K., Gazis, F., Nikoloudakis, N., Milioni, D., Haralampidis, K.** (2002). Breeding, molecular markers and molecular biology of the olive tree. *Eur J Lipid Sci Technol*, 104:574-586.
- Hegazi, E. S. S., Hegazi, A. A., Tawfik, A. A. et Sayed, H. A.** (2012). Molecular Characterization of Local and Imported Olive Cultivars Grown in Egypt Using ISSR Technique. *Journal of Horticultural Science & Ornamental Plants*, 4 (2): 148-154.
- Heinonen, O. P., Albanes, D., Virtamo, J., Taylor, P. R., Huttunen, J. K., Hartman, A. M., Haapakoski, J., Madila, N., Rautalahti, A. M. et al.** (1998). Prostate Cancer and Supplementation With α -Tocopherol and β -Carotene: Incidence and Mortality in a Controlled Trial. *Journal of the National Cancer Institute*, 90 (6): 440-446.
- Henry, S.** (2003). *L'huile d'olive, son intérêt nutritionnel, ses utilisations en pharmacie et en cosmétique*. Thèse : université Henri-Poincaré - Nancy. P. 9-13.
- Hilali, S., Ghrissi, N. et Boulouha, B.** (1995). Caractérisation biométrique et protéo-enzymatique de quelques variétés d'olivier appartenant à la collection méditerranéenne. *Olivae*, 55: 31-34.
- Horwitt, M. K.** (1960). Vitamin E and Lipid Metabolism in Man. *American Journal of clinical Nutrition*, 8: 451-461.

I

- Idrissi, A. et Ouazzani, N.** (2003). Apport des descripteurs morphologiques à l'inventaire et à l'identification des variétés d'olivier (*Olea europaea* L.). *Plant genet resour newsltt. Issue*, (136): 1-10.
- Ipek, A., Barut, E., Gulen, H. et Ipek, M.** (2011). Assessment of inter- and intra-cultivar variations in olive using SSR markers. *Scientia Agricola*, 69 (5) : 327-335.

J

- Jiang, L., Yamaguchi, T., Takamura, H. et Matoba, T.** (2005). Characteristics of Shodo Island Olive Oils in Japan: Fatty Acid Composition and Antioxidative Compounds. *Food science and technology research*, 11(3): 254-260.

K

- Kiralan, M., Bayrak, A. et Taha Özkaya, M.** (2009). Oxidation Stability of Virgin Olive Oils from Some Important Cultivars in East Mediterranean Area in Turkey. *Journal of American Oil Chemist's Society*, 86: 247-252.
- Kiritsakis, A. K.** (1985). Effect of selected storage conditions and packaging materials on olive oil quality. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 61: 1868-1870.

L

- Laincer, F., Laribi, R., Tamendjari, A., Arrar, L., Rovellini, P. et Venturini, S.** (2014). Olive oils from Algeria: Phenolic compounds, antioxidant and antibacterial activities. *Grasas Y Aceites*, 65 (1) : 1-10.
- Lo Curto, S., Dugo, G., Mondello, L. Errante, G. et Russo, M. T.** (2001). Variation in tocopherol content in Italian virgin olive oils. *Italian Journal of Food Science*, 13 (2): 221-228.
- Louadj, L. et Giuffré. A. M.** (2010). Analytical characteristics of olive oil produced with three different processes in Algeria. *La Rivista Italiana Delle Sostanze Grasse*, 87 : 186-195.
- Loussert, R. et Brousse, G.** (1978). *L'olivier*. Paris : G.P. Maisonneuve et Larose. 462p.
- Lumaret, R., Ouazzani, N., Michaud, H., Vivier, G., Deguilloux, M. F. et Di Giusto, F.** (2004). Allozyme variation of oleaster populations (wild olive tree) (*Olea europaea* L.) in the Mediterranean Basin. *Heredity*, 92 : 343-351.
- Luna, G., Morales, M. T. et Aparicio, R.** (2006). Characterisation of 39 varietal virgin olive oils by their volatile compositions. *Food Chemistry*, 98: 243-252.

M

- Manai, H., Haddada, M. F., Imen, O., Trigui, A., Daoud, D. et Zarrouk, M.** (2006). Variabilité de la composition de l'huile d'olive de quelques hybrides obtenus par croisements dirigés. *Olivae*, 106: 17-23.
- Manna, C., D'Angelo, S., Migliardi, V., Loffredi, E., Mazzoni, O., Morrica, P., Galletti, P. et Zappia, V.** (2002). Protective effect of the phenolic fraction from virgin olive oils against oxidative stress in human cells. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50: 6521-6526.
- Mataix, J. Barboncho, F. J.** (2006). Olive oil Mediteranean food. In: Quiles, J. L., Ramirez-Tortosa, M. C. et Yaqoob, P. Olive oiland Health. CAB international. 41 p.
- Mateos, R., Espartero, J. L., Trujillo, M., Rios, J. J., Leon-Camacho, M., Alcudia, F., et Cert, A.** (2001). Determination of phenols, flavones and lignans in virgin olive oils by solid-phase extraction and high performance liquid chromatography with diode array ultraviolet detection. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 49: 2185-2192.
- Mateos, R., Uceda, M., Aguilera, M. P., Escuderos, M. E. et Beltran, M. G.** (2006). Relationship of Rancimat method values at varying temperatures for virgin olive oils. *European Food Research and Technology*, 223: 246-252.
- Matos, L. C., Cunha, S. C., Amaral, J. S., Pereira, J. A., Andrade, P. B., Seabra, R. M. et Oliveira, B. P. P.** (2007). Chemometric characterization of three varietal olive oils

(Cvs. Cobrancosa, Madural and Verdeal Transmontana) extracted from olives with different maturation indices. *Food Chemistry*, 102: 406-414.

Mendil, M. et Sebai, A. (2006). L'olivier en Algérie, aperçu sur le patrimoine génétique autochtone. Institut technique de l'arboriculture fruitière et de la vigne, n° :1840.

Minguez-Mosquera, M. I., Rejano, L., Gandul, B., Higinio, A. et Carido, J. (1991). Color pigment correlation in virgin olive oil. *Journal of American Oil Chemist's Society*, 68: 332-336.

Montedoro, G., Servili, M., Baldioli, M. et Miniati, E. (1992) *J Agric Food Chem*, 40: 1577-1580.

Montedoro, G., Servili, M., Baldioli, M. et Miniati, M. (1993). Simple and hydrolyzable phenolic compounds in virgin olive oil. 3. Spectroscopic characterizations of the secoiridoid derivatives. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 41: 2228-2234.

Morello, J. R., Motilva, M. J., Tovar, M. J. et Romero, M. P. (2004). Changes in commercial virgin olive oil (cv *Arbequina*) during storage, with special emphasis on the phenolic fraction. *Food Chemistry*, 85: 357-364.

Morgante, M. et Olivieri, A. M. (1993). PCR-amplified microsatellite as markers in plant genetics. *Plant J*, 3: 175-182.

Mousa, Y. M., Gerasopoulos, D., Metzidakis, I. et Kristakis, A. (1996). Effect of altitude on fruit and oil quality characteristics of mastoids olives. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 71: 345-349.

Moussaoui, R., Labbaci, W., Hemar, N., Youyou, A. et Amir, Y. (2008). Physico-chemical characteristics of oils extracted from three compartments of the olive fruit (pulp, endocarp and seed) of variety Chemlal cultivated in Kabylia (Algeria). *Journal of Food, Agriculture & Environment*, 6 (2) : 52-55.

N

Ninfali, P., Aluigy, G., Bacchiocca, M. et Magniani, M. (2001). Antioxydant capacity of extra-virgin olive oil. *Journal of American Oil Chemist's Society*, 78 (3): 243-247.

O

Oliveras-Lopez, M. J., Innocenti, M., Giaccherini, C., Ieri, F., Romani, A. et Mulinac, N. (2007). Study of the phenolic composition of Spanish and Italian monocultivar extra virgin olive oils: Distribution of lignans, secoiridoidic, simple phenols and flavonoids. *Talanta*, 73: 726-732.

Oueslati, I., Anniva, C., Daoud, D., Tsimidou, M. Z. et Zarrouk, M. (2009). Virgin olive oil (VOO) production in Tunisia: The commercial potential of the major olive varieties from the arid Tataouine zone. *Food Chemistry*, 112: 733-741.

Ouzzani, N., Lumaret, R., Villemeur, P., Di Giusto, F. (1993). Leaf allozyme variation in cultivated and wild Olive trees (*Olea europaea* L.). *Journal of Heredity*, 84: 34-42.

Ouzzani, N., Lumaret, R., Villemeur, P. (1995). Apport du polymorphisme alloenzymatique à l'identification variétale de l'olivier (*Olea europaea* L.). *Agronomie*, 15 : 31-37.

Özkaya, M. T., Ergülen, E., Ülger, S. et Özilbey, N. (2009). Molecular characterization of some selected wild olive (*Olea oleaster* L.) ecotypes grown in Turkey. *Tarim bilimleri dergisi*, 15 (1): 14-19.

P

Paran, I., Michelmore, R. W. (1993). Development of reliable PCR based markers linked to downy mildew resistance genes in lettuce. *Theor Appl Genet*, 85 : 985-993.

Paz Romero, M., Tovar, M. J., Ramo, T. et Motilva, J. (2003). Effect of crop season on the composition of virgin olive oil with protected designation of origin "Les Garrigues". *Journal of American Oil Chemist's Society*, 8 (5): 423-430.

Perrin, J. L. (1992). Les composés mineurs et les antioxygènes naturels de l'olive et de son huile. *Etude et recherche*, 4: 25-31.

Petti, S. et Scully, C. (2009). Polyphenols, oral health and disease: A review. *Journal of Dentistry*, 37(6): 413-423.

Pinelli, P., Galardi, C., Mulinacci, N., Vincieri, F. F., Cimato, A. et Romani, A. (2003). Minor polar compound and fatty acid analyses in monocultivar virgin olive oils from Tuscany. *Food Chemistry*, 80 : 331-336.

R

Rahmani, M. (1996). Critère d'évaluation de l'époque optimal de la récolte des olives. *Cours international sur l'amélioration de la qualité de l'huile d'olive*. 1-8.

Raicht, R. F., Cohen, B. I., Fazzini, E. P., Sarwal, A. N. et Takahashi, M. (1980). Protective Effect of Plant Sterols against Chemically Induced Colon Tumors in Rats. *Cancer Research*, 40 : 403-405.

Rallo, L., et Cidraes, F. (1995). Amélioration végétale de l'olivier. II^{ème} séminaire oléicole international. Cordone (Espagne). P: 24-38.

Ramadan, M.F. et Moersel, J. T. (2006). Screening of the antiradical action of vegetable oils. *Journal of Food Composition and Analysis*, 19: 838-842.

Re, R., Pellegrini, N., Proteggente, A., Pannala, A., Yang, M. et Rice-Evans, C. (1999). Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radical Biology and Medicine*, 26: 1231-1237.

Ribereau-Gayon, P. (1968). *Les composés phénoliques des végétaux*. Dunod. 201 p.

Romani, A., Mulinacci, N., Pinelli, P., Vincieri, F. F. et Cimato, A. (1999). Polyphenolic Content in Five Tuscany Cultivars of *Olea europaea* L. *Journal of Agriculture and Food Chemistry*, 47: 964-967.

Rossell, J. B. (2001). *Frying: Improving quality*. Woodhead Publishing Limited, CRC press, Boca Raton . Boston. Newyork Washington, DC.

Rubio, R., Balaguer, L., Manrique, E., Pérez, M. E. et Vargas, P. (2002). The historical Presence of the wild olive (*Olea europaea* L. var. *silvestris* (miller): lehr. (*oleaceae*)) In the Eurosiberian region of the Iberian Peninsula. *Anales del Jardín Botánico de Madrid*, 59 (002): 342-344.

Ryan, D., Robardas, K. et Lavee, S. (1998). Evaluation de la qualité de l'huile d'olive. *Olivae*, 72: 26-38.

Ryan, D. et Robard, K. (1998). Phenolic compounds in olives. *Analyst*, 123: 31-44.

S

Salas, J. J., Pastor, M., Castro, J. et Vega, V. (1997). Influencia del riego sobre la composición y características organolépticas del aceite de oliva. *Grasas y Aceites*, 42 (2) : 74-82.

Salas, J. J., Sánchez, J., Ramli, U. S., Manaf, A. M., Williams, M. et Harwood, J. L. (2000). Biochemistry of lipid metabolism in olive and other oil fruits. *Progress in Lipid Research*, 39 : 151-180.

Samaniego-Sanchez, C., Troncoso Gonzalez, A. M., Garcia-Parrilla, M. C., Quesada Granados, J. J., López García de la Serrana, H. et Lopez Martinez, M. C. (2007). Different radical scavenging tests in virgin olive oil and their relation to the total phenol content. *Analytica Chimica Acta*, 593:103-107.

Sanchez, C. S., Troncoso Gonzalez, A. M., Garcia-Parrilla, M. C., Quesada Granados, J. J., Lopez Garcia de la Serrana, H. et Lopez Martinez, M. C. (2007). Different radical scavenging tests in virgin olive oil and their relation to the total phenol content. *Analytica Chimica Acta*, 593: 103-107.

Schwartz, H., Ollilainen, V., Piironen, V. et Lampi, A. M. (2008). Tocopherol, tocotrienol and plant sterol contents of vegetable oils and industrial fats. *Journal of Food Composition and Analysis*, 21:152-161.

Servili, M., Selvaggini, R., Esposto, S., Taticchi, A., Montedoro, G. F. et Morozzi, G. (2004). Health and sensory properties of virgin olive oil hydrophilic phenols Agronomic and technological aspects of production that affect their occurrence in the oil. *Journal of Chromatography A*, 1054: 113-127.

Soler-Rivas, C., Espin, J. C. et Wichers H. J. (2000). Oleuropein and related compounds. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 80: 1013-1023.

Soltis, D. E., Soltis, P. S. (1989). *Isozymes in Plant Biology*. Dioscorides Press, Portland.

Szydłowska-Czerniak, A., Karlovits, Gy., Dianoczki, C., Recseg, K. et Szlyk, E. (2008). Comparison of two analytical methods for assessing antioxidant capacity of rapeseed and olive oils. *Journal of American Oil Chemist's Society*, 85:141-149.

T

- Terral, J. F. et Arnold-Simard, G.** (1996). Beginnings of olive cultivation in eastern Spain in relation to holocene bioclimatic changes. *Quaternary research*, 46 (0057) : 176-185.
- Terral, J. F.** (2000). Exploitation and Management of the Olive Tree During Prehistoric Times in Mediterranean France and Spain. *Journal of Archaeological Science*, 27 : 127-133.
- Terral, J. F., Alonso, N., Capdevila, R. B., Chatti, N., Fabre, L., Fiorentino, G., Marinval, P., Pérez Jorda, G., Pradat, B. et al.** (2004). Historical biogeography of olive domestication (*Olea europaea* L.) as revealed by geometrical morphometry applied to biological and archaeological material. *Journal of Biogeography*, 31: 63-77.
- Terrali, J. F., Alonso, N., Capdevila, R. B., Chatti, N., Fabre, L., Fiorentino, G., Marinval, Ph., Jorda, G. P., Pradat, B. et al.,** (2004). Historical biogeography of olive domestication (*Olea europaea* L.) as revealed by geometrical morphometry applied to biological and archaeological material.
- Tian, F., Li, B., Ji, B., Yang, J., Zhang, G., Chen, Y., Luo, Y.** (2009). Antioxidant and antimicrobial activities of consecutive extracts from *Galla chinensis*: The polarity affects the bioactivities. *Food Chemistry*, 113: 173–179.
- Torres, M. A., Jones, J. D., Dangl, J. L.** (2006). Reactive oxygen species signaling in response to pathogens. *Plant Physiol*, 141 : 373-378.
- Tous, J. et Romero, A.** (1994). Cultivar and location effects on olive oil quality in Catalonia (Spain). *Acta. Horti*, 356: 323-326.
- Tovar, M. J., Paz Romero, M., Girona, J. et Motilva, M. J.** (2002). L-Phenylalanine ammonia-lyase activity and concentration of phenolics in developing olive (*Olea europaea* L. cv *Arbequina*) fruit grown under different irrigation regimes. *Journal of Science of Food and Agriculture*, 82: 892-898.
- Tripoli, E., Giammanco, M., Tabacchi, G., Di Majo, D., Giammanco, S. et La Guardia, M.** (2005). The phenolic compounds of olive oil: structure, biological activity and beneficial effects on human health. *Nutrition Research Reviews*, 18: 98-112.
- Trujillo, I., Rallo, L., Arus, P.** (1995). Identifying olive cultivars by isozyme analysis. *J Am Soc Hort Sci*, 120:318-324.
- Tsimidou, M.** (1998). Polyphenols and quality of virgin olive oil in retrospect. *Italian Journal of Food Science*, 10 (2): 99-112.
- Tura, D., Gigliotti, C., Pedo, S., Failla, O., Bassi, D. et Serraiocco, A.** (2007). Influence of cultivar and site of cultivation on levels of lipophilic and hydrophilic antioxidants in virgin olive oils (*Olea europaea* L.) and correlations with oxidative stability. *Scientia Horticulturae*, 112: 108-119.

U

- Unal, M. K.** (1994). Polyphénols, *O*-diphénols et acides phenoliques totaux dans les grignons d'olive et les margines. *Olivae*, 34: 34-35.
- Uzzan, A.** (1992). Olive et huile d'olive. In : *Manuel des corps gras*. Lavoisier, Ed. Technique et Documents. P. 221-229.

V

- Vazquez Roncero, A.** (1978). Les polyphénols de l'huile d'olive et leur influence sur les caractéristiques de l'huile. *Revue Française des Corps Gras*, 78 (4) : 21-26.
- Velasco, J. et Dobarganes, C.** (2002). Oxidative stability of virgin olive oil. *European Journal of Lipids and Science Technology*, 104: 661-676.
- Visioli, F. et Galli, C.** (1998). Olive Oil Phenols and their Potential Effects on Human Health. *Journal of Agricultural Food Chemistry*, 46: 4292-4296.
- Visioli, F., Bogani, P., Grande, S. et Galli, C.** (2004). Olive oil and oxidative stress. *Grasas y Aceites*, 55: 66-75.
- Vos, P., Hogers, R., Bleeker, M., Reijans, M., Van de Lee, T., Hornes, M., Frijters, A., Pot, J., Peleman, J. et al.** (1995). AFLP: a new technique for DNA fingerprinting. *Nucleic Acids Res*, 11: 4407-4414.

W

- Wang, Z., Lixia Yue, Ph. D., Michel White, M. Sc., FRCP(C), M. D., Guy Pelletier, G. et Stanley Nattel, M.D.** (1998). Differential Distribution of Inward Rectifier Potassium Channel Transcripts in Human Atrium Versus Ventricle. *Circulation*, 98: 2422-2428.
- Williams, J. G. K., Kubelik, A. R., Livak, K. J., Rafalski, J. A. et Tingey, S. V.** (1990). DNA polymorphisms amplified by arbitrary primers are useful as genetic markers. *Nucleic Acids Res*, 18: 6531-6535.

Y

- Yanishlieva-Maslarova, N. V.** (2001). Inhibiting oxidation. In: Pokorny, J., Yanishlieva, N. et Gordon, M. *Antioxidants in Food Practical Applications*. Cambridge: Woodhead Publishing Ltd. P. 22-70.

Z

- Zarrouk, M., Marzouk, B., Ben Miled Daoud, D., et Chérif, A.** (1996). Accumulation de la matière grasse de l'olive et l'effet du sel sur sa composition. *Olivae*, 61: 41-45.

- Zarrouk, W., Haddada, F. M., Baccouri, B., Oueslati, I., Taamalli, W., Fernandez, Z., Lizzani-Cuvelier, L., Daoud, D. et Zarrouk, M.** (2008). Characterization of virgin olive oil from Southern Tunisia. *European Journal of Lipids Science and Technology*, 110: 81-88.
- Zhang, Y., Stommel, J. R.** (2001). Development of SCAR and CAPS markers linked to the beta gene in tomato. *Crop Sci*, 41:1602-1608.
- Zietkiewicz, E., Rafalski, A. et Labuda, D.** (1994). Genome fingerprinting by simple sequence repeat (SSR)-anchored polymerase chain reaction amplification. *Genomics*, 20: 176-183.
- Zohary, D., Spiegel Roy, P.** (1975). Beginnings of fruit growing in the old world. *Science*, 187: 319-27.

Annexes

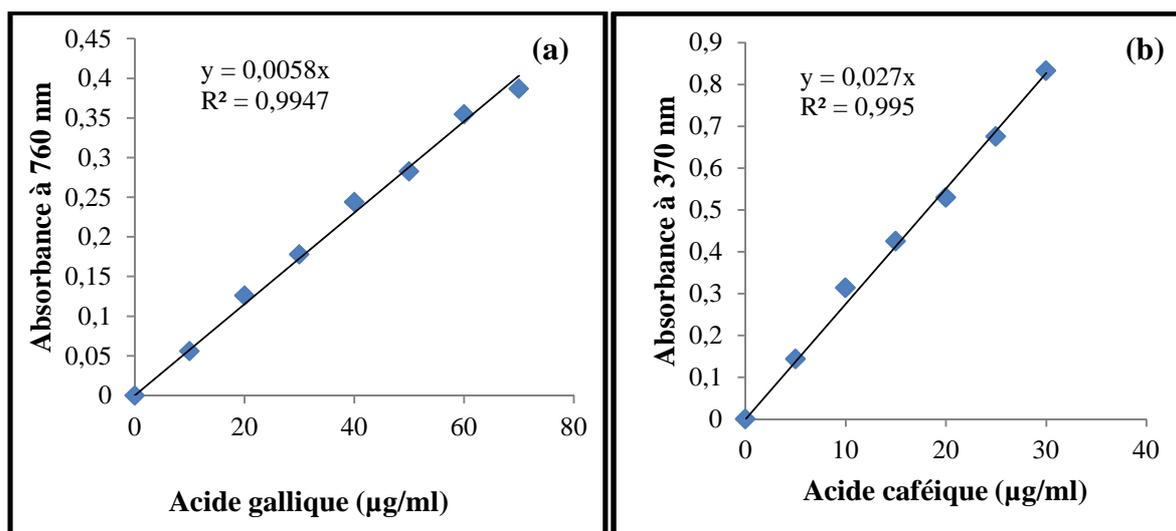


Figure 1 : Courbe d'étalonnage pour le dosage des polyphénols totaux (a) des *ortho*-diphénols (b).

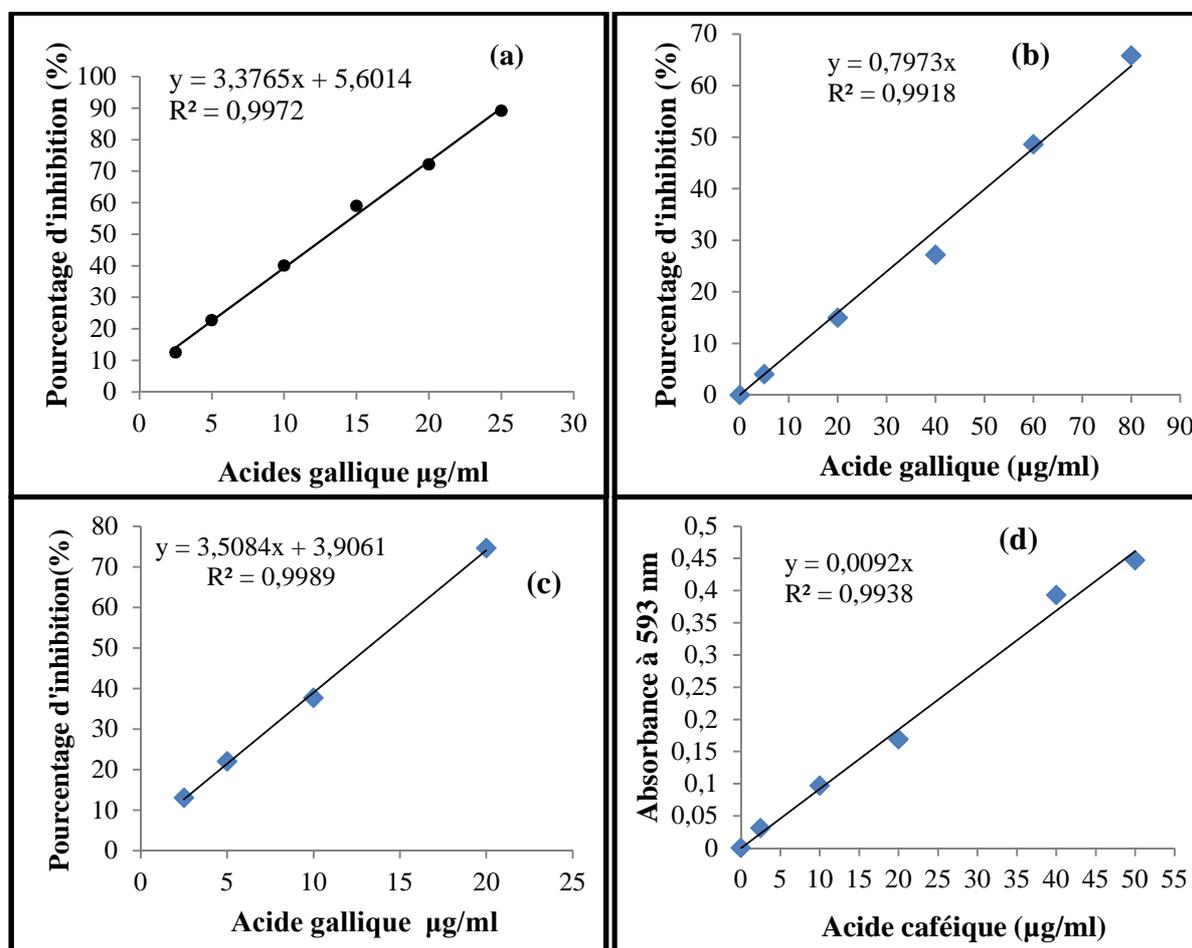


Figure 2 : Courbes d'équivalences pour l'activité antiradicalaire de l'huile contre le DPPH (a), le pouvoir antiradicalaire de l'extrait méthanolique contre le DPPH (b), le pouvoir antiradicalaire de l'extrait méthanolique contre l' $ABTS^+$ (c) et le pouvoir réducteur (FRAP) (d).

Tableau I : Composition de l'huile d'olive en acides gras (COI, 2015).

Acides gras	Symboles	Limite de variabilité (% m/m)
Acide myristique	C ₁₄ :0	≤0,03
Acide palmitique	C ₁₆ :0	7,50-20,00
Acide palmitoléique	C ₁₆ :1	0,30-3,50
Acide héptadécanoïque	C ₁₇ :0	≤0,30
Acide Héptadécénoïque	C ₁₇ :1	≤0,30
Acide stéarique	C ₁₈ :0	0,50-5,00
Acide oléique	C ₁₈ :1	55,00-83,00
Acide linoléique	C ₁₈ :2	2,50-21,00
Acide linoléinique	C ₁₈ :3	≤1,00
Acide arachidique	C ₂₀ :0	≤0,60
Acide gadoléique (eïcosénoïque)	C ₂₀ :1	≤0,40
Acide béhénique	C ₂₂ :0	≤0,20
Acide lignocérique	C ₂₄ :0	≤0,20

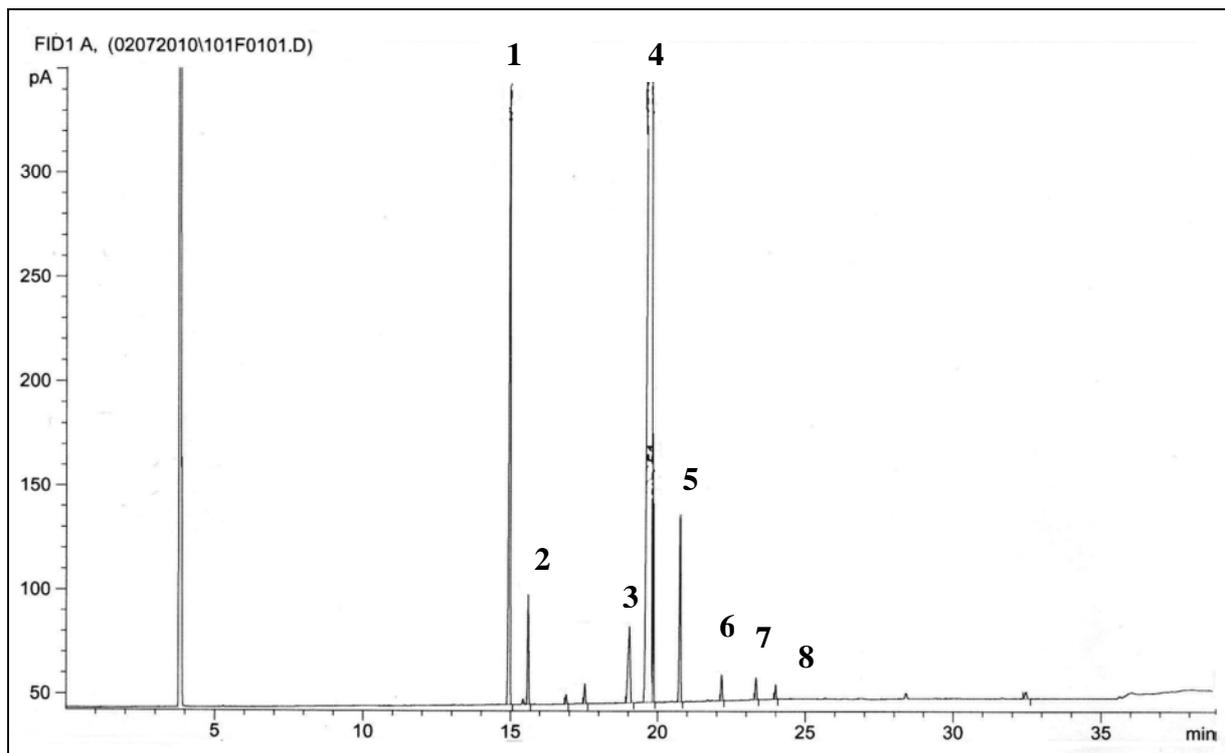


Figure 3 : Chromatogramme type des esters méthyliques des acides gras d'une huile d'oléastre.

1 : acide palmitique (C16 :0), **2 :** acide palmitoléique (C16 :1), **3 :** acide stéarique (C18 :0), **4 :** acide oléique (C18 :1 [n-9]), **5 :** acide oléique (C18 :1 [n-7]), **6 :** acide linoléique (C18 :2), **7 :** acide linoléique (C18 :3), **8 :** acide arachidique (C20 :0)

Tableau II : Matrice de corrélations

	Polyphénols totaux	<i>Ortho</i> - diphénols	Indice d'amertume	DPPH extrait	DPPH huile	FRAP	ABTS	Chlorophylle	Caroténoïdes	Ec50
Polyphénols totaux	1,00									
<i>Ortho</i> - diphénols	0,78	1,00								
Indice d'amertume	0,77	0,38	1,00							
DPPH extrait	0,91	0,69	0,75	1,00						
DPPH huile	-0,19	-0,40	-0,36	-0,16	1,00					
FRAP	0,93	0,83	0,66	0,86	-0,24	1,00				
ABTS⁺	0,76	0,86	0,46	0,83	-0,31	0,69	1,00			
Chlorophylle	0,91	0,71	0,76	0,98	-0,18	0,84	0,85	1,00		
Caroténoïdes	-0,32	-0,63	-0,24	-0,34	0,77	-0,37	-0,60	-0,34	1,00	
Ec50	0,18	0,40	0,35	0,16	-0,99	0,24	0,32	0,17	-0,77	1,00

Les valeurs en rouge indiquent une corrélation significative ($p \leq 0,05$)