

**REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE**  
**Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique**

Université Abderrahmane Mira de BEJAIA  
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie  
Département des Sciences Alimentaires

**Mémoire en vue de l'obtention du diplôme de**

**MAGISTER**

**En Sciences Alimentaires**  
**Option : Sciences Alimentaires**

**Thème**

*Etude du pouvoir antioxydant de  
quelques variétés d'olives de table  
à différents stades de maturité*

*Présenté par : M<sup>elle</sup> METTOUCHI Soraya*

*Devant le jury :*

*Président : BENALLAOUA S. : Professeur, UAMB*

*Directrice du mémoire : LOUAILECHE H. : Professeur, UAMB*

*Examineurs : Dr ATMANI D. : M.C., UAMB*

*Dr IGUER-OUADA M. :M.C., UAMB*

**Année Universitaire : 2007/2008**

# Remerciements

*Je témoigne ma reconnaissance au Professeur LOUAILLECHE pour avoir dirigé cette étude. Je la remercie particulièrement pour sa rigueur scientifique, son exigence et ses remarques pertinentes.*

*Mes respects au Professeur BENALLAOUA, pour l'honneur qu'il nous a fait de présider le jury et mes vifs remerciements aux Docteurs ATMANI et IGUER-OUADA (Maîtres de conférences à l'UAMB), pour l'évaluation du présent document.*

*Mes remerciements au Docteur TAMENDJARI (Maître de conférences à l'UAMB) pour ses conseils précieux et pour son soutien moral et scientifique.*

*Ma gratitude va à l'égard de l'usine Ali Khoudja de Seddouk et de l'institut ITAFV de Sidi-Aich pour m'avoir fourni les échantillons d'olives qui ont fait l'objet de cette étude.*

*J'associe mes remerciements à l'équipe du laboratoire de biochimie alimentaire, et particulièrement à Mr Bachir Bey pour sa disponibilité et ses orientations.*

*A mes parents et  
à ma sœur Malika*

Pour leur amour, leur confiance et leurs encouragements

# Glossaire

**Apoptose :** Phénomène naturel, programmé génétiquement et aboutissant à la mort cellulaire. Celle-ci perd sa morphologie et sa taille diminue ; sur le plan biochimique, la dégradation touche de nombreux éléments cellulaires : les protéines membranaires se réticulent et se rigidifient, la chromatine se condense et l'ADN se scinde en fragments. Une cellule apoptique est phagocytée par les cellules adjacentes et les macrophages.

**Catéchol-oxydases :** enzymes de l'oxydation des polyphénols ; ils catalysent l'hydroxylation des monophénols en *O*-diphénols et l'oxydation des *O*-diphénols en *O*-quinones.

**Cholinergique :** stimulant du système nerveux autonome parasympathique.

**Espèces oxygénées réactives (ROS):** radicaux libres dérivés de l'oxygène ; se sont des espèces chimiques (atomes ou molécules) contenant un ou plusieurs électrons non appariés sur leur couche périphérique. Ces espèces sont hautement instables ce qui les rend extrêmement et réactifs réactives vis-à-vis des autres molécules organiques. Les ROS regroupent non seulement les radicaux libres de l'oxygène tels que l'anion superoxyde et le radical hydroxyle, mais également des dérivés non radicalaires tels que le peroxyde d'hydrogène et les hydroperoxydes.

**Glutathion peroxydase (GPx) :** petite molécule retrouvée dans le cytosol au niveau mitochondrial et active dans le plasma. Elle est synthétisée à partir de trois acides aminés : la glutamine, la glycine et la cystéine. C'est une protéine tétramérique dont chaque unité comprend une sélénocystéine ; ce thiol existe sous une forme réduite (GSH) et sous une forme oxydée (GSSG). Le glutathion peroxydase constitue le principal système de protection catalysant la réduction des hydroperoxydes (ROOH) et du peroxyde d'hydrogène (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>) par oxydation du glutathion réduit en glutathion oxydé. Il existe une autre forme de glutathion peroxydase non séléniée détoxifiant les lipoperoxydes dans le cas de carence en sélénium. Une autre GPx : la phospholipide hydroperoxyde glutathion peroxydase (PHGPx) réduit tous les hydroperoxydes dérivés des phospholipides et du cholestérol ; elle semble plus efficace que la GPx dans la protection des membranes contre la lipoperoxydation *in vitro*.

**Ischémie-reperfusion :** phénomène qui s'accompagne de lésions suite à l'interruption de l'apport de sang vers un organe ou un tissu (ischémie), et le rétablissement de la circulation (reperfusion). Ce qui s'accompagne de la production de radicaux libres et qui conduit à la mort cellulaire.

**Maladie d'Alzheimer :** maladie neurologique dégénérative, caractérisée par une atrophie diffuse du cortex cérébral provoquant une démence progressive.

**Maladie de Parkinson :** Affection dégénérative du système nerveux central, caractérisée par un tremblement, une lenteur des mouvements et une rigidité musculaire.

**Maladie de Huntington :** Affection héréditaire du système nerveux central due à une dégénérescence du cerveau entraînant des manifestations neurologiques dont la chorée (mouvements involontaires et irréguliers).

**Peroxynitrite:** L'anion peroxy-nitrite (oxoperoxonitrate) est généré par interaction de l'anion superoxyde avec l'oxyde nitrique. Ce composé très oxydant des centres métalliques, des thiols et des antioxydants est responsable de la conversion de la tyrosine en 3-nitrotyrosine. Dans les conditions physiopathologiques (inflammation, ischémie-réperfusion), le peroxy-nitrite se convertit en hypoxynitrique (ONOOH) lequel, par décomposition en pH acide, libérera un radical hydroxyle.

**Xanthine oxydase (XO) :** Enzyme ubiquitaire impliquée dans le catabolisme des bases purines, elle est présente dans les cellules sous forme de « xanthine déhydrogénase » (XDH). Durant le phénomène d'ischémie, elle est modifiée en « xanthine oxydase » (XO) qui génère du superoxyde durant la phase de réperfusion en présence de xanthine, hypoxanthine et NADPH.

**Olives farcies :** olives dénoyautées, farcies avec une ou plusieurs produits appropriés (piment, oignon, amande, céleri, anchois, olives, zestes d'orange ou de citron, noisettes, câpres, etc.)

**Olives en moitiés :** olives dénoyautées ou farcies, coupées en deux moitiés approximativement égales perpendiculairement au grand axe du fruit.

**Olives en quartiers :** Olives dénoyautées, coupées en quatre parties approximativement égales, suivant le grand axe du fruit et perpendiculairement à celui-ci.

**Olives en sections :** Olives dénoyautées, coupées longitudinalement en plus de quatre parties, approximativement égales.

**Olives en rouelles :** Olives dénoyautées ou farcies, coupées en tranches d'épaisseur à peu près uniforme.

**Olives hachées :** menus morceaux d'olives dénoyautées, de forme irrégulière et pratiquement exemptes d'unités identifiables comme points d'insertion du pédoncule, et de morceaux de rouelles.

**Olives brisées :** Olives brisées accidentellement au cours du dénoyautage ou de l'introduction de la farce.

**Olives à salade :** Olives brisées et dénoyautées, avec ou sans câpres, avec des fragments de farce. Lorsqu'elles prédominent par rapport à l'ensemble du produit commercialisé sous cette forme.

**Olives aux câpres :** Olives entières ou dénoyautées, généralement de petit calibre, avec câpres et avec ou sans farce. Lorsqu'elles prédominent par rapport à l'ensemble du produit commercialisé sous cette forme.

**Scavenger :** terme Anglo-saxon signifiant « piègeur ».

# SOMMAIRE

## Glossaire

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

## *Partie bibliographique*

### **Chapitre I : Composition de l'olive de table**

1) Structure de l'olive.....	3
2) Définition et classification de l'olive de table.....	4
3) Composition chimique.....	5
3.1) Les lipides.....	5
3.2) Les glucides.....	6
3.3) Les protéines.....	6
3.4) Les acides organiques.....	6
3.5) Les minéraux et les vitamines .....	6
3.6) Les composés volatiles.....	7
3.7) Les chlorophylles.....	8
3.8) Les antioxydants de l'olive.....	9
3.8.1) Les composés phénoliques.....	9
A) Les phénols oléosidiques (Secoiridoïdes) .....	9
B) Les phénols simples.....	11
C) Les flavonoïdes.....	12
3.8.2) Les caroténoïdes.....	13
3.8.3) Les tocophérols (vitamine E).....	14
4) Intérêts nutritionnels et thérapeutiques de l'olive de table.....	15

5) Marché économique des olives de table.....	17
5.1) Marché mondial .....	17
5.2) Marché Algérien.....	17

## ***Chapitre II : Elaboration des olives de table***

1) Elaboration des olives de table.....	19
1.1) Les olives vertes.....	19
a) Olives vertes confites en saumure (Style Espagnol ou Sévillan).....	19
b) Olives vertes au naturel en saumure .....	22
1.2) Les olives tournantes.....	22
a) Olives tournantes confites en saumure.....	22
b) Olives tournantes au naturel en saumure.....	23
c) Olives tournantes confites oxydées (Style Californien).....	23
1.3) Les olives noires .....	24
a) Olives noires en saumure.....	24
b) Olives noires au sel sec.....	25
c) Les olives noires déshydratées.....	26

## ***Partie expérimentale***

<b>Matériel et méthodes.....</b>	<b>27</b>
I) Matériel végétal.....	27
II) Elaboration des olives de table.....	27
II.1) Olives vertes confites en saumure .....	27
II.2) Olives tournantes au naturel en saumure. ....	27
II.3) Olives noires au sel sec au naturel.....	27
III) Teneur en eau.....	31
IV) Dosage des chlorophylles.....	31

V) Extraction et dosage des antioxydants.....	32
V.1) Les caroténoïdes.....	32
V.2) Les composés phénoliques. ....	32
V.2.1) Préparation des extraits.....	32
V.2.2) Les polyphénols totaux.....	32
V.3.3) Les <i>ortho</i> - diphénols.....	33
V.3.4) Les flavonoïdes.....	33
V.3.5) Extraction et dosage des anthocyanes.....	33
VI) Détermination du pouvoir antioxydant.....	34
VI.1) Pouvoir antiradicalaire.....	34
VI.2) Pouvoir réducteur.....	34
VII) Analyse statistique .....	34

## **Résultats et discussion**

I) Teneur en eau.....	35
II) Les chlorophylles.....	36
III) Les caroténoïdes.....	38
IV) Les composés phénoliques.....	40
IV.1) Les polyphénols totaux et les <i>ortho</i> -diphénols.....	40
IV.2) Les flavonoïdes.....	42
IV.3) Les anthocyanes.....	43
V) Activité anti-oxydante.....	51
V.1) Activité anti-radicalaire.....	51
V.2) Pouvoir réducteur.....	56

<b>Conclusion.....</b>	<b>60</b>
------------------------	-----------

<b>Références bibliographiques.....</b>	<b>63</b>
---	-----------

## **Annexe**





# *Liste des tableaux*

Tableau	Titre	Page
<i>Partie bibliographique</i>		
I	Teneurs en composés volatiles après six, sept et huit mois de saumurage en $\mu\text{g/Kg}$ d'olives (Sabatini et Marsilio, 2007).	8
II	Intérêts thérapeutiques des olives de table	16
III	Paramètres du marché mondial des olives de table ( $\times 1000$ tonnes) (COI, 2007).	18
IV	Paramètres du marché national d'olives de table (tonnes) (COI, 2007).	18
V	Effets du traitement alcalin, du saumurage et de l'oxydation à l'air sur la composition en polyphénols des olives de la variété <i>Intosso</i> (mg de composé/100g d'olives) (Bianchi, 2003).	24
<i>Partie expérimentale</i>		
I	Caractéristiques des variétés d'olives de table	28

# *Liste des figures*

Figure	Titre	Page
<b><i>Partie bibliographique</i></b>		
1	Coupe longitudinale de l'olive (Kiritsakis et Markakis, 1987).	3
2	Principaux composés phénoliques de l'olive (Ryan <i>et al.</i> , 2003).	10
3	Les voies chimique et biologique de dégradation de l'oleuropéine (Idrissi <i>et al.</i> , 2004).	20
<b><i>Partie expérimentale</i></b>		
1	Photographie des échantillons d'olives de table	29
2	Vue d'ensemble des échantillons d'olives de table	30
3	Teneurs en eau des différentes préparations d'olives de table	35
4	Teneurs en chlorophylles des échantillons des différentes préparations d'olives de table.	37
5	Teneur en caroténoïdes des échantillons des différentes préparations d'olives de table.	39
6	Teneurs en polyphénols des échantillons des différentes préparations d'olives de table	41
7	Teneurs en <i>ortho</i> -diphénols des échantillons des différentes préparations d'olives de table.	41
8	Teneurs en flavonoïdes de échantillons des différentes préparation d'olives de table en mg/100g MF	42
9	Teneurs en anthocyanes des échantillons des différentes préparations d'olives de table.	43
10	Pourcentage des <i>ortho</i> -diphénols par rapport aux polyphénols totaux.	49

11	Corrélation entre la teneur en <i>ortho</i> - diphénols et en polyphénols totaux.	49
12	Corrélation entre la teneur en flavonoides et en polyphénols (a) et entre le teneur en flavonoides et en <i>ortho</i> - diphénols (b).	50
13	Pouvoir antiradicalaire des échantillons des différentes préparations d'olives de table.	52
14	Effet de la concentration de l'extrait d'olive <i>Sigoise</i> tournante (Ain-Defla) sur le pouvoir antiradicalaire.	52
15	Corrélations entre le pouvoir antiradicalaire et les teneurs en poly-phénols (a), <i>ortho</i> - diphénols (b), flavonoïdes (c) et en anthocyanes (d).	55
16	Pouvoir réducteur des échantillons des différentes préparations d'olives de table	57
17	Corrélations entre le pouvoir réducteur et les teneurs en polyphénols (a), <i>ortho</i> - diphénols (b), flavonoides (c) et en anthocyanes (d).	58
18	Corrélation entre le pouvoir antiradicalaire et le pouvoir réducteur.	59

# *Liste des abréviations*

**AGPI** : Acides gras poly- insaturés

**AGS** : Acides gras saturés

**CFU** : Colonie Formant Unité

**COI** : Conseil Oléicole International

**DMF** : Diméthyl-formamide

**DPPH** : Radical 2,2-diphényl1-picrylhydrazyl

**E.Q** : Equivalent quercétine

**GPx** : Glutathion peroxydase

**HDL** : High density lipoprotein

**HYTY** : Hydroxytyrosol

**LDL** : Low density lipoprotein

**LOO** : Radical peroxy

**O<sub>2</sub><sup>°</sup>** : Anion superoxyde

**OH<sup>°</sup>** : Radical hydroxyl

**PAL** : L-phényl alanine ammonia lyase

**ROS** : Reactive oxygen species

**TCA** : Acide trichloracétique

**TY** : Tyrosol

**UV** : Ultra violets

## **Introduction**

A l'heure actuelle, une association entre une alimentation riche en fruits et légumes et la lutte contre le stress oxydatif impliqué dans l'étiologie de nombreuses pathologies est incontestable. Cette relation est imputée à la richesse de ces aliments en antioxydants. Ces dernières années, les recherches se sont accentuées dans le sens de l'estimation de la capacité de différents fruits et légumes (Leong et Shui, 2002 ; Sun *et al.*, 2005 ; Berger, 2005 ; Saif Mokbel et Hashinaga, 2006) à neutraliser les radicaux libres (radicaux peroxy, hydroxyl, anion superoxyde, ...) et à restaurer l'équilibre oxydatif *in vivo*. Ces aliments interviennent, de ce fait, dans la prévalence de plusieurs maladies neuro-dégénératives (Alzheimer, Parkinson, Huntington), des désordres pathologiques (syndrome d'ischémie- réperfusion, phénomène de vieillissement), des maladies respiratoires (asthme, mucoviscidose), de la polyarthrite rhumatoïde, etc (Roussel et Ferry, 2002 ; Byrne *et al.*, 2003; Berger, 2005)

L'olive de table (*Olea europaea*) est un produit fruitier traditionnel très répandu dans le régime alimentaire méditerranéen (Segovia Bravo *et al.*, 2007), avec une production estimée à 1,7 milliers de tonnes (COI, 2007). En Algérie, la production annuelle en olives de table est à la hausse, elle est caractérisée par une forte tendance à la production des olives vertes (65%) et des olives noires (30 %) et une production moindre des olives tournantes (5%).

L'olive de table est préparée à partir de variétés d'olives spécifiques cueillies aux stades de maturité appropriés. Les plus importantes préparations commerciales sont la méthode Espagnole pour les olives vertes, la méthode Californienne pour les olives tournantes oxydées et la méthode Grecque pour les olives noires (Panagou *et al.*, 2008).

L'olive de table est appréciée pour ses propriétés organoleptiques et nutritionnelles (acides gras, vitamine E). Ce fruit riche en substances antioxydantes tels les composés phénoliques, les flavonoïdes et les sécoïridoides ainsi que les tocophérols et les caroténoïdes lui confèrent un fort pouvoir anti-oxydant (Bianchi, 2003 ; Soni *et al.*, 2006) ; c'est dans ce contexte que s'inscrit notre travail qui s'intéresse :

- en partie bibliographique, à traiter la composition chimique de l'olive de table et de présenter les différents procédés de son élaboration.
- la partie expérimentale est consacrée, en premier lieu à la détermination de la teneur en antioxydants (polyphénols totaux, *ortho*-diphénols, flavonoïdes, anthocyanes et caroténoïdes) de trois variétés d'olives de table (*Sigoise*, *Azerradj* et *Bouchouk*) à trois stades de maturité (vert, tournant et noir) en mettant en avant l'effet du procédé d'élaboration, de l'origine géographique et du calibre du fruit. En second lieu, le pouvoir antioxydant des échantillons sera évalué par deux approches : le pouvoir anti-radicalaire et le pouvoir réducteur.

L'olivier (*Olea europaea*) est connu pour sa longue durée de vie (en moyenne 500 ans). Cet arbre caractéristique des pays tempérés et tropicaux fait partie des arbres les plus anciennement cultivés ; 139 variétés d'olives sont répertoriées à travers le monde (Ryan *et al.*, 2002). L'oléiculture joue un rôle significatif dans et l'économie des pays producteurs (Ozyilkan *et al.*, 2005).

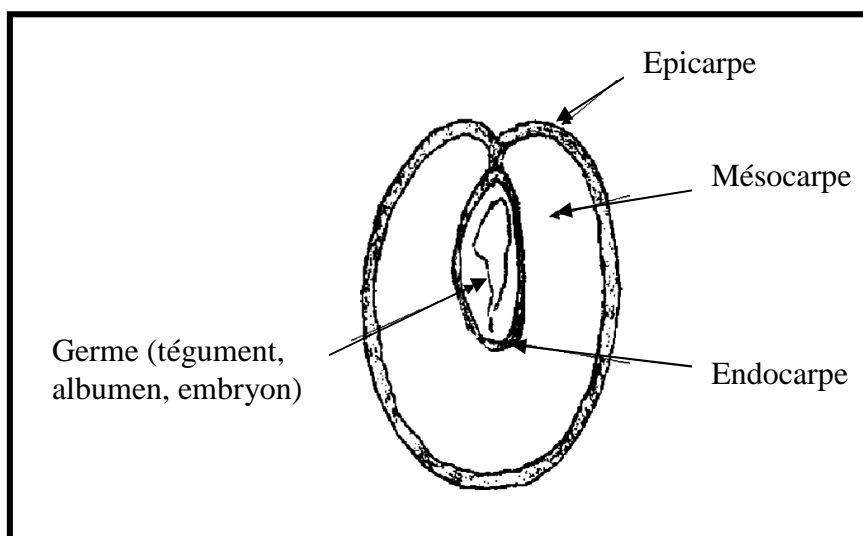
L'olive a longtemps été considérée comme un fruit sacré, signe d'espoir, de paix et de gloire. L'olive est une drupe monocotylédone, verte devenant noir violacée après maturation. Elle présente des propriétés laxatives, nutritives, sédatives et toniques. (Gillani *et al.*, 2006).

### 1) Structure de l'olive

L'olive est une drupe fusiforme. D'un point de vue structural, elle peut être divisée en trois parties (figure 1) : l'épicarpe (peau), le mésocarpe (pulpe), regroupés sous la dénomination de péricarpe et l'endocarpe (noyau) (Kiritsakis et Markakis, 1987) :

#### a) L'épicarpe

Dénoté également exocarpe, l'épicarpe est la couche fine externe de l'olive. Il comprend l'épiderme avec sa cuticule. Il représente 1 à 3 % du poids du fruit (Milosevic *et al.*, 2002). La couleur de la peau varie du vert en début de maturation au vert jaunâtre, rose, rose violacé, violet et noir à pleine maturité. Ces variations de couleur sont liées aux concentrations des pigments de l'olive (Bianchi, 2003).



**Figure 1 :** Coupe longitudinale de l'olive (Kiritsakis et Markakis, 1987).



**b) Le mésocarpe**

Le mésocarpe est la partie la plus importante de l'olive de table. Il représente 70 à 80% du poids du fruit et renferme des cellules parenchymateuses (Milosevic *et al.*, 2002).

**c) L'endocarpe**

Il représente 18 à 22 % du poids du fruit. Etant caractéristique de la variété, la taille du noyau, son poids, sa forme et son degré de détachement de la pulpe sont des paramètres déterminants de la qualité du produit fini (Bianchi, 2003 ; Rodriguez *et al.*, 2007).

**2) Définition et classification de l'olive de table**

L'olive est classée dans l'ordre botanique des *Oleales* ; elle appartient au genre « *Olea* » de la famille des *Oleaceae*. Son nom botanique est : *Olea europaea* Linné, *Olea sativa* Hoffsmeg et Link. D'autres dénominations lui sont attribuées (Olivier, Oliva, Olivenbaume) (Fernandez-Diez, 1979).

Le Codex Stan 66 (1987) définit l'olive de table comme le fruit de certaines variétés de l'olivier particulièrement reconnues propres à cette destination.

Les qualités particulières exigées pour ces fruits résident essentiellement dans un rapport pulpe /noyau élevé (proche de 5), dans la finesse de la pulpe, sa fermeté, sa facilité à se détacher du noyau, la minceur de la peau, la ténuité du noyau et la bonne aptitude du fruit à subir les traitements de préparation et de conservation.

Les olives destinées à la confiserie doivent être cueillies aux stades de maturité appropriés. Elles doivent être saines, charnues, fermes, résistantes à une faible pression entre les doigts, entières, non bosselées ni déformées ou écrasées, de couleur uniforme, sans tache autres que les pigmentations naturelles, à peau adhérente, exemptes de piqûres, meurtrissures ou lésions, sous réserve des tolérances prévues (Diaz *et al.*, 2004 ; El Khaloui et Nouri, 2007).

Différents types d'olives de table sont distingués d'après leur stade de maturité :

**a) Olives vertes :** récoltées au moment où les fruits ont atteint leur développement complet, avant que la couleur ne passe du vert jaune au rosacé.

**b) Olives tournantes :** fruits cueillis avant complète maturité, encore peu riches en huile et ayant une teinte rose clair à violet.

**c) Olives noires :** fruits cueillis à maturité, riches en huile, ayant acquis une teinte noire brillante ou mate, ou noire violacée ou brune noirâtre, non seulement sur la peau mais dans l'épaisseur de la pulpe (Balatsouras, 1997; Duriez, 2004).

### **3) Composition chimique**

La composition chimique de l'olive de table est modulée par les conditions agronomiques, le degré de maturité du fruit et les procédés d'élaboration (Ucella, 2001 ; Hannachi *et al.*, 2007 ; Gómez-Rico *et al.*, 2008).

#### **3.1) Les lipides**

➤ Le taux de triglycérides augmente avec la maturation du fruit (17% dans l'olive verte et 25% dans l'olive noire). Les acides gras de l'olive comprennent deux types:

✓ C<sub>10</sub> (acide caprique) à C<sub>18</sub> (acides stéarique, oléique, linoléique et linoléinique), en incluant les C<sub>14</sub> (acide myristique) et C<sub>16</sub> (acides palmitique et palmitoléique);

✓ C<sub>22</sub> (C<sub>22</sub>:1 acide érucique) à C<sub>28</sub> (C<sub>28</sub>:0 acide mortanique).

L'acide oléique est l'acide gras majoritaire (83 %) (Mulosevic, 2002, Cuvelier *et al.*, 2004). Le rapport AGPI/AGS est faible et varie durant la maturation des fruits (Owen *et al.*, 2003 ; Sakouhi *et al.*, 2008) ;

➤ Les alcools représentent 10% des lipides de l'épicarpe mais sont pratiquement absents dans la pulpe. Les homologues C<sub>22</sub> (docosanol) à C<sub>28</sub> (octacosanol) sont majoritaires ;

➤ Les aldéhydes C<sub>26</sub> (hexacosanal) à C<sub>30</sub> (tricontanal) sont retrouvés uniquement dans la peau (Bianchi, 2003) ;

➤ Les alcanes (mélange de C<sub>23</sub>- C<sub>33</sub>) sont concentrés dans l'épicarpe. Dans l'olive noire, les C<sub>27</sub> sont dominants (Bianchi, 2003).

### **3.2) Les glucides**

Les glucides de l'olive représentent 3,5 à 6% de la pulpe ; ils comprennent le glucose, le fructose, le saccharose, le mannitol et les polysaccharides (pectines, cellulose et hémicelluloses) (Balatsouras, 1997; Bianchi, 2003). La diminution du taux de pectines dégrade la texture des olives (Saraiva *et al.*, 2007).

Le taux de glucides diminue au cours de la maturation de l'olive ; ces constituants interviennent dans la synthèse des anthocyanines (Ryan *et al.*, 2002).

### **3.3) Les protéines**

Les protéines représentent 1,5 à 2,2 % de la pulpe ; elles sont constituées d'acides aminés qui facilitent la croissance des bactéries lactiques utilisées pour l'élaboration des olives de table (Balatsouras, 1997).

### **3.4) Les acides organiques**

La pulpe de l'olive contient des acides organiques (0,1- 0,2%) dont les acides oxalique, citrique et malique. Ces derniers créent une acidité dans la saumure qui contribue à la protection du produit traité des altérations bactériennes (Balatsouras, 1997).

### **3.5) Les minéraux et les vitamines**

Les olives de table sont une source de minéraux (2%) (Zamora *et al.*, 2001). Elles apportent des oligoéléments essentiels tels le zinc et le cuivre, cofacteurs dans les systèmes de défense antioxydante (Sahan *et al.*, 2007).

Les travaux de Arroyo Lopez *et al.* (2007) et López *et al.* (2008) démontrent que la teneur en calcium est un indicateur variétal (la variété *Hojiblanca* renferme près de 850 mg Ca/kg contre moins de 700 mg/Kg pour les autres variétés), et que la teneur en fer, potassium, sodium, manganèse, magnésium et cuivre est un indicateur du style d'élaboration. Le fer est utilisé dans le processus préparation des olives noircies par oxydation ; sa présence dans les olives vertes et noires est responsable d'un brunissement par compléxation avec les polyphénols. Aussi, le magnésium est un cofacteur des réactions d'oxydation des olives tournantes et le cuivre est caractéristique des olives tournantes qui sont traitées directement à la saumure.

Les olives renferment les vitamines E (238- 352mg/100g de pulpe), C (12,9-19mg/100g), B1 (0,54-11mg/100g) et les carotènes (0,15- 0,23mg/100g) (Balatsouras, 1997).

### **3.6) Les composés volatiles**

Les composés volatiles sont des molécules qui définissent les caractéristiques organoleptiques de l'olive. Ils constituent un index de qualité des olives élaborées en contrôlant leur acceptabilité par le consommateur. L'arôme de l'olive de table est constitué d'un mélange équilibré d'hydrocarbures, d'alcools, d'aldéhydes, de cétones et d'esters. La composition aromatique de l'olive de table est fonction de facteurs génétiques, du degré de maturité, du procédé et des conditions d'élaboration (température, aération) (Campeol *et al.*, 2001 ; Sabatini et Marsilio, 2007 ; Gómez-Rico *et al.*, 2008). Les composés volatiles se forment durant :

- l'oxydation des acides gras par action des lipoxygénases (éthanol, hexanol et aldéhydes). Cette activité diminue au cours de la maturation ;
- Le métabolisme des acides gras (acides linoléique et linoléique) et des acides aminés (désamination) aboutit à la production des acides acétique et propionique, d'aldéhydes, d'alcools et d'esters ;
- Les d'acétates sont synthétisés par l'action de l'alcool- acyl-transférase qui catalyse l'estérification des alcools avec l'acétyl CoA ;
- Les fermentations alcoolique, hétérolactique et propionique (bactéries lactiques et levures) des olives de table (Kalua *et al.*, 2007; Sabatini et Marsilio, 2007).

Le tableau I donne la composition en composés volatiles des olives de table vertes (style Espagnol) et des olives noires (style Grec).

**Tableau I :** Teneurs en composés volatiles après six, sept et huit mois de saumurage en  $\mu\text{g/Kg}$  d'olives (Sabatini et Marsilio, 2007).

Composé	Olives vertes			Olives noires		
	6 mois	7 mois	8 mois	6 mois	7 mois	8 mois
Acétate d'éthyl	45	37	14	26,7	315	61
Ethanol	701	740	200	470	2326	369
2-butanol	2408	1270	670	1020	6208	2133
2-butanone	91	117	32	30,6	1,52	507
1-hexanal	0,8	Nd	Nd	22	2,2	1,1
Acide acétique	6940	4561	3347	3050	13700	4560
Acide propionique	3442	3645	1944	39,5	560	817

Nd : Non détecté.

### 3.7) Les chlorophylles

L'olive est un fruit riche en pigments chlorophylliens qui tendent à se dégrader au cours de la maturation (Minguez Mosquera et Garrido Fernandez, 1989 ; Ryan *et al.*, 1999). Les teneurs en chlorophylles varient de 2 à 56mg/kg dans l'olive verte, de 0,3 à 22mg/kg dans l'olive tournante et de 0,08 à 0,9mg/kg dans l'olive noire (Roca et Minguez Mosquera, 2001).

Les chlorophylles sont des composés photo-sensibilisateurs ; ils ont une action pro-oxydante dans la lumière, en assurant le passage de l'O<sub>2</sub> de l'état triplet à l'état singulet (Perrin, 1992 ; Gandul Rojas et Minguez Mosquera, 1996).

Le profil qualitatif des pigments chlorophylliens de l'olive comprend : la chlorophylle *a* (pigment chlorophyllien majoritaire dans tous les stades de maturité), la chlorophylle *b* (par oxydation de la chlorophylle *a*) et les chlorophyllides (Pokorny *et al.*, 1995 ; Roca *et al.*, 2007).

Les chlorophylles se dégradent durant la maturation de l'olive par co-oxydation couplée à la lipoperoxydation catalysée par les lipooxygénases, ou par oxydation par la peroxydase en présence d'hydroperoxydes et de phénols simples (Alais *et al.*, 2003 ; Roca *et al.*, 2007). Les chlorophylles sont également sujettes à l'action d'autres

enzymes, dont la chlorophyllase (dé-esterification du groupement phytol et production des chlorophyllides), la Mg- décatase (produit des phéophytines telle la phéophorbide, par élimination du magnésium), la phéophorbide *a* oxygénase qui catalyse l'oxygénolyse de la phéophorbide en tétrapyrrol non coloré (Roca et Minguez Mosquera ; 2003a ; Gandul Rojas *et al.*, 2004).

### **3.8) Les antioxydants de l'olive**

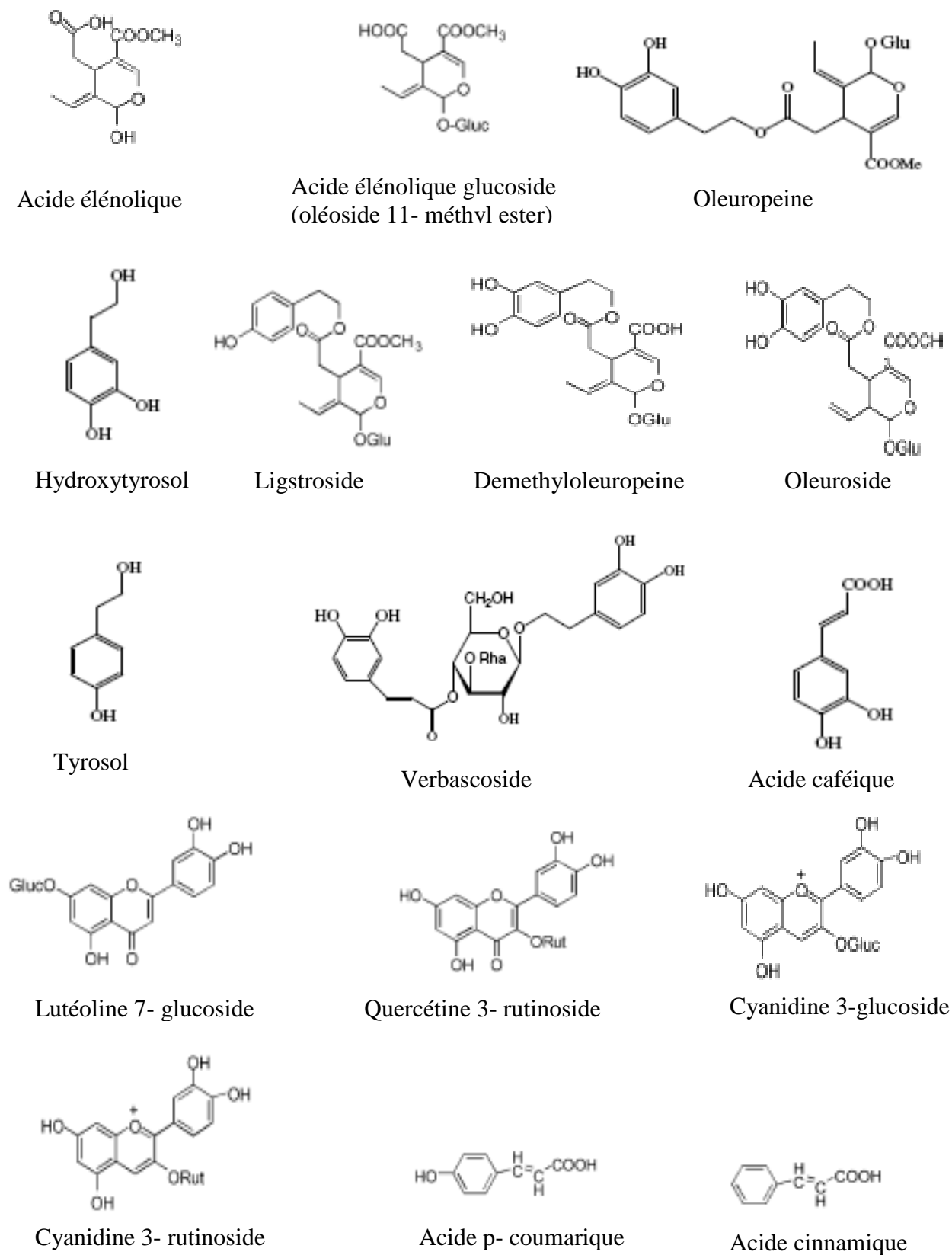
#### **3.8.1) Les composés phénoliques**

Les composés phénoliques ou polyphénols sont des substances à noyau benzénique avec un ou plusieurs groupements hydroxyles. Leur classification est basée sur le nombre et la nature des substituants. La présence de groupements hydroxyles et la structure aromatique, confèrent à ces composés des propriétés antioxydantes par transfert d'hydrogène, chélation de métaux, ou inhibition enzymatique (Robards *et al.*, 1999; Halliwell *et al.*, 2005; Dimitrios, 2006). Cette activité est fonction du nombre et de la position des groupements hydroxyles (Williamson et Manach, 2005 ; Villano *et al.*, 2006 ; Aoshima et Ayabe, 2007)

L'olive est riche en composés phénoliques (Mc Donald *et al.*, 2001). La fraction phénolique de l'olive est définie qualitativement et quantitativement par le cultivar, le calibre, le stade de maturité, l'origine géographique et l'irrigation (Ucella, 2001 ; Soni, 2006). Au-delà de leurs rôles antioxydant et antimicrobien, ces composés interviennent dans les réactions de brunissement de l'olive verte et sont à l'origine de ses caractéristiques sensorielles (Amiot *et al.*, 1986 ; Esti *et al.*, 1998 ; Vinha *et al.*, 2007).

#### **A) Les phénols oléosidiques (Secoiridoides)**

Les secoiridoides appartiennent au groupe des coumarines. Ils dérivent, chez les *Oleaceae*, des oléosides caractérisés par une fonction 8,9-oléfinique exo-cyclique (ester d'acide élénolique et d'un résidu glycosidique) (Soler Rivas *et al.*, 2000 ; Saija et Ucella, 2001). La pulpe de l'olive est dominée par les phénols glycosylés, surtout les dérivés hexoses des alcools phénoliques qui sont estérifiés ou étherifiés dans les glucosides (figure 2).



**Figure 2 :** Principaux composés phénoliques de l'olive (Ryan *et al.*, 2003).

Le composé dominant est l'oleuropéine (ester hétérosidique de 3,4- dihydroxy-phényl-éthanol ou hydroxytyrosol et d'acide élenolique glucoside) propre à l'olive ; il représente plus de 14 % du poids sec du fruit (Romani *et al.*, 1998; Bianco *et al.*, 2006).

Le taux d'oleuropéine augmente durant le développement de l'olive, puis diminue au cours de la maturation suite à l'activation des estérases jusqu'à disparition dans l'olive noire. Ce composé est responsable de l'amertume de l'olive verte (Amiot *et al.*, 1989 ; Visioli et Galli, 1998 ; Blekas, 2002).

L'olive verte contient, durant la phase de développement, le ligstroside (4- hydroxy-phenyl -éthanol ou tyrosol estérifié à l'acide élenolique glucoside). L'oleuropéine et le ligstroside constituent la fraction phénolique polaire majoritaire de l'olive (Tsimidou *et al.*, 1998).

### **B) Les phénols simples**

Au cours de la maturation du fruit, se produisent des réactions d'hydrolyse par activation des estérases et de la  $\beta$ -glucosidase (Briante *et al.*, 2001 ; Mazzuca *et al.*, 2006 ; Savarese, 2007), ce qui aura pour conséquence l'apparition de phénols libres (Perrin, 1992). L'hydrolyse de l'oleuropéine engendre l'accumulation de dérivés glycosidiques dont l'acide élenolique glucoside (action des estérases) et le diméthyl-oleuropéine (Amiot *et al.*, 1989; Esti *et al.*, 1998). La dégradation de l'oleuropeine est également accompagnée d'une augmentation des taux d'hydroxytyrosol et de tyrosol (Tsimidou, 1998 ; Ryan *et al.*, 1999 ; Owen *et al.*, 2003).

Le verbascoside ou actéoside (ester hétérosidique d'acide caféique et d'hydroxy-tyrosol) s'accumule progressivement durant la phase de développement, puis sa teneur diminue au cours de la maturation de l'olive (Amiot *et al.*, 1989). Son hydrolyse est favorisée par un pH <4 (Ryan *et al.*, 2002).

L'acide élenolique glucoside et l'hydroxytyrosol sont considérés comme indicateurs de la maturation des olives ; leur taux augmente au cours de la maturation. (Esti *et al.*, 1998 ; Soler Rivas *et al.*, 2000). Le diméthyl-oleuropeine est utilisé comme indicateur variétal (Ryan *et al.*, 2002 ; Luque De Castro et Japon Lujan, 2006) ; ce composé étant présent uniquement dans deux (*Coratina* et *Leccino*) des onze variétés analysées par Amiot *et al.* (1986).



### ❖ Les *ortho*- diphénols

Les *ortho*- diphénols représentent un groupe très important parmi les phénols de l'olive, caractérisés par la fonction *O*-dihydroxyle dans le noyau catéchol. Les composés dominants sont l'hydroxytyrosol, l'acide caféique et l'oleuropéine (Figure 2) (Brenes Balbuena *et al.*, 1992). Selon Visioli et Galli (1998), Mc Donald *et al.* (2001) et Son et Lewis (2002), les *O*- diphénols exercent une meilleure capacité antioxydante que les composés para- hydroxylés (tyrosol) ou mono- hydroxylés, suite à :

- ✓ Leur grande stabilité, par formation de liaisons hydrogène intramoléculaires entre leur groupement hydroxyle libre et leur radical phénoxy ;
- ✓ La présence d'un groupement hydroxyle donneur d'électrons en position *ortho* réduit l'énergie de dissociation de la liaison O-H, favorisant ainsi le transfert de l'atome d'hydrogène sur le radical peroxy. Ce sont également de puissants chélateurs de métaux ;
- ✓ L'insaturation au niveau de la liaison 2,3- augmente la stabilité du radical phénolique.

Les *O*-diphénols sont à l'origine de la coloration noire des olives noircies par oxydation suite à l'action des diphénols oxydases sur l'oleuropeine (Soler Rivas *et al.*, 2000).

### C) Les flavonoïdes

Les flavonoïdes, caractérisés par un noyau flavane, ont une structure commune en C<sub>6</sub>-C<sub>3</sub>-C<sub>6</sub>, dans laquelle deux cycles benzéniques sont reliés par un élément en C<sub>3</sub> qui diffère selon la nature des flavonoïdes. Les flavonoïdes sont classés en trois groupes :

- ✓ Les flavones, les flavonols ;
- ✓ Les chalcones, dihydrochalcones et auronés ;
- ✓ Les anthocyanes (Gayon, 1968 ; Derbel et Ghedira, 2005).

Dans l'olive, les flavonoïdes sont présents dès les premiers stades de développement (Amiot *et al.*, 1986 ; Vlahov, 1992). Les plus fréquents dans ce fruit sont les flavones (lutéoline 7-O- glucoside, lutéoline 5-O- rutine et l'apigénine 7-O- glucoside) et les flavonols glucosidiques (quercétine 3-O- glucoside et quercétine 3-O- rutinoside ou rutine) (figure 2) (Blekas *et al.*, 2002 ; Vinha *et al.*, 2005).

La capacité antioxydante des flavonoïdes est renforcée avec l'augmentation du nombre de groupements hydroxyles, l'*O*-méthylation et la diminution des groupements glycosides (Nijveldt et al, 2001 ; Heim *et al.*, 2002).

#### ❖ Les anthocyanes

L'une des modifications essentielles durant la maturation de l'olive est le développement de la couleur ; il serait associé à la diminution du taux de chlorophylle et à l'apparition des anthocyanes responsables de la couleur noire des olives mures (Soler Rivas *et al.*, 2000 ; Ryan *et al.*, 2002). La synthèse des anthocyanes dépend de l'exposition des olives au soleil et requiert la présence de sucres libres (Amiot *et al.*, 1986).

Les composés anthocyanidiques majoritaires de l'olive sont la cyanidine 3-O glucoside et la cyanidine 3-O rutinoside (figure 2) (Blekas *et al.*, 2002 ; Piga *et al.*, 2005).

### 3.8.2) Les caroténoïdes

L'olive est riche en caroténoïdes, mais ces pigments tendent à se dégrader au cours de la maturation (Minguez Mosquera et Garrido Fernandez, 1989 ; Ryan *et al.*, 1999). Les teneurs en caroténoïdes dans l'olive varient de 0,9 à 12mg/kg dans l'olive verte, 0,4 à 6mg/kg dans l'olive tournante et 0,12 à 1mg/kg dans l'olive noire. La dégradation des caroténoïdes est moins prononcée que celle des chlorophylles, bien que leur taux demeure inférieur à celui des chlorophylles durant la maturation (Roca et Minguez Mosquera, 2001 ; Roca et Minguez Mosquera, 2003a).

Selon Minguez Mosquera et Garrido Fernandez (1989), la réduction de la teneur des pigments caroténoïdes et chlorophylles dans l'olive est moins marquée en passant du stade vert au stade tournant.

Les caroténoïdes de l'olive comprennent les carotènes ( $\beta$ -carotène) et les xanthophylles (lutéine, zéaxanthine, violaxantine, néoxantine et antheraxantine) (Minguez Mosquera et Garrido Fernandez, 1989 ; Criado *et al.*, 2007).

Les caroténoïdes sont des inhibiteurs efficaces de la photo-oxydation des lipides de l'olive induite par les chlorophylles (Perrin, 1992 ; Pincemail *et al.*, 1998a ; Martin *et al.*, 1999).

### **3.8.3) Les tocophérols (vitamine E)**

L'olive est une source importante de tocophérols, antioxydants dont la teneur augmente au cours de la maturation (35 à 75 mg/kg dans l'olive verte et 80 à 120 mg/kg dans l'olive noire) (Sakouhi *et al.*, 2008).

La présence de groupements méthyles dans la structure aromatique leur confère une stabilité au chauffage, aux traitements acides et alcalins que subira l'olive de table durant son élaboration. Dans l'olive, l' $\alpha$ - tocophérol prédomine ; les autres stéréoisomères ( $\beta$ ,  $\gamma$  et  $\delta$ ) sont présents à l'état de traces (Mannan, 1994 ; Manfred et Molli, 1998). Une corrélation est établie, dans l'olive, entre la teneur en  $\alpha$ - tocophérol et celle en acides gras poly-insaturés (Sakouhi *et al.*, 2008).

Les tocophérols présentent une activité antioxydante importante en prévenant l'action de l'oxygène singulet, initiateur de la peroxydation des lipides (Chan, 1998; Lu Curto *et al.*, 2001 ; Hasty *et al.*, 2007). Par son caractère hydrophobe, l' $\alpha$ - tocophérol peut s'insérer au niveau des membranes biologiques et neutraliser les radicaux peroxydes ( $LOO^\circ$ ). En outre, ce tocophérol présente un effet synergique avec le  $\beta$ -carotène en le protégeant contre l'oxydation (Perrin, 1992 ; Pincemail *et al.*, 1998b).

## **4) Intérêts nutritionnels et thérapeutiques de l'olive de table**

Les intérêts nutritionnels de la consommation de l'olive de table reposent sur sa valeur calorique qui est élevée comparativement aux autres fruits et condiments, et ses apports en vitamines liposolubles et en acides gras mono-insaturés (acide oléique).

Les acides gras mono-insaturés, tel l'acide oléique, acide gras majoritaire de l'olive, sont considérés comme antioxydants. Ils exercent un effet antiathérogène. L'acide oléique module le stress oxydatif intracellulaire mitochondriale en stimulant la glutathion peroxydase (GPx) ; il inhibe également l'apparition de lésions engendrées par les espèces oxygénées réactives au niveau de l'ADN (Negre Salvayre et Salvayre, 2005). Une relation inverse a été établie entre les risques d'apparition

des cancers du colon et des ovaires et la consommation des olives ; ceci est attribué à leur richesse en acide oléique (Ozyilkan *et al.*, 2005).

De nombreuses études ont montré l'intérêt des biophénols de l'olive de table dans la prévention de diverses maladies. Les *ortho*-diphénols, exercent une activité antioxydante en piégeant les radicaux peroxy ( $\text{LOO}^\circ$ ), hydroxyles ( $\text{OH}^\circ$ ) et l'anion superoxyde ( $\text{O}_2^{\circ-}$ ) ou en chélatant les ions métalliques (Soler Rivas *et al.*, 2000).

Selon Visioli et Galli (1998), Ucella (2001), Malik et Bradford (2006) l'oleuropéine, le tyrosol, le verbascoside, le ligstroside, l'hydroxytyrosol et le demethyl-oleuropeine possèdent des propriétés biologiques et fonctionnelles attribuées à leur capacité antioxydante. Ces composés protègent des risques cardiovasculaires et des risques de cancers. Ils réduisent l'excrétion urinaire du  $\text{F}_2$ -isoprostane, biomarqueur du stress oxydant (Visioli *et al.*, 2000). Il a été prouvé que les olives noires fermentées inhibent la xanthine oxydase (Owen *et al.*, 2003).

Les nombreux effets des biophénols de l'olive sur la prévention des pathologies sont résumés dans tableau II.

Tableau II : Intérêts thérapeutiques des olives de table.

Pathologie	Effet	Source
Maladies cardiovasculaires	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Inhibition de l'agrégation plaquettaire (oleuropéine et verbascoside) et protection des érythrocytes contre le peroxyde d'hydrogène ;</li> <li>- Inhibition du cuivre initiateur de l'oxydation des LDL, inhibition des lipoxygénases ;</li> <li>- Prévention de la peroxydation lipidique des membranes et de la dilatation coronaire.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Visioli et Galli (1998)</li> <li>- Saija et Ucella (2001)</li> <li>- Blekas <i>et al.</i>, (2002)</li> <li>- Mc Donald <i>et al.</i> (2001)</li> <li>- Soni <i>et al.</i> (2006)</li> <li>- Tuck et Hayball 2002);</li> <li>- De Castro et Lujàn (2006)</li> </ul>
Cancer	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Protection contre les lésions de l'ADN (réduction de la production du peroxyde d'hydrogène et inhibition du peroxyde d'hydrogène et inhibition du peroxyde d'hydrogène et inhibition du peroxyde d'hydrogène) ;</li> <li>- Induction de l'apoptose.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Blekas <i>et al.</i> (2002)</li> <li>- Ryan <i>et al.</i> (2002)</li> </ul>
Diabète	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Effet hypoglycémiant de l'oleuropéine.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Saija et Ucella, (2001)</li> <li>- Shröder (2007)</li> </ul>
Obésité	Amélioration du métabolisme lipidique.	Shröder (2007)
Infections virales	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Inhibition de l'infection et de la réplication virale (interférence avec leurs acides aminés indispensables) et augmentation de la production de l'oxyde nitrique par les macrophages;</li> <li>- Activation des lymphocytes</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Soler Rivas <i>et al.</i>(2000)</li> <li>- Soni <i>et al.</i> (2006)</li> </ul>
Désordres intestinaux et infections intestinales et respiratoires	<ul style="list-style-type: none"> <li>- production des bactériocines plantaricines ;</li> <li>- Propriétés antagonistes du <math>Ca^{2+}</math> et cholinergiques, action sur les diarrhées, constipation...</li> <li>- Les oléosides présentent des propriétés de surface affectant les membranes bactériennes;</li> <li>- Action antimicrobienne de l'oleuropéine et de l'hydroxytyrosol contre <i>Bacillus cereus</i>, <i>Staphylococcus aureus</i>, <i>Escherichia coli</i>, ...</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Maldonado <i>et al.</i> (2002)</li> <li>- Ruiz Barba <i>et al.</i> (2003)</li> <li>- Gillani <i>et al.</i> (2006)</li> <li>- Tuck <i>et al.</i>(2002)</li> <li>- Sousa <i>et al.</i> (2006)</li> </ul>

## **5) Marché économique des olives de table**

### **5.1) Marché mondial**

La plus importante production des olives de table, environ 1,7 milliers de tonnes (COI, 2007), est localisée dans la région méditerranéenne (85% de la production mondiale). L'Europe participe avec environ 40% ; l'Espagne (29,75%), l'Italie (3,84%) et la Grèce (6,5%) monopolisent la production Européenne. Les autres producteurs sont la Turquie (13%), les USA (8,1%), le Maroc (5,4%) et l'Algérie (4%). La grande diversité des variétés d'olives de table et le développement de nouvelles présentations sont à la base du développement du secteur des olives de table (Kyriakou *et al.*, 2005 ; Segovia Bravo *et al.*, 2007).

La consommation mondiale annuelle moyenne les six dernières années (2001/2002 à 2006/2007) est de l'ordre de 1,7 milliers de tonnes (Tableau III), la Communauté Européenne (CE) a, à elle seule, consommé 32,5%. Les autres pays consommateurs sont les Etats-Unis (12,2%), l'Egypte (9,3%), la Turquie (8,6%), la Syrie (7,5%) et l'Algérie (0,4%) (COI, 2007).

Les tonnages moyens concernés par l'exportation sont évalués à 474,1 milliers de tonnes, pour la même période ; la CE est le plus grand exportateur (49,2%), suivie par le Maroc (13%), la Turquie (11,1%), l'Argentine (10,1%), l'Egypte (6,4%) et la Syrie (4,4%) (COI, 2007; Lòpez *et al.*, 2008). Les plus grands importateurs sont les Etats-Unis (30%), le Brésil (16%) et le Canada (6%) (COI, 2007).

### **5.2) Marché Algérien des olives de table**

Le verger oléicole national occupe une superficie totale de  $2 \cdot 10^5$  ha ; soit 2% des terres agricoles cultivables (Anonyme, 2007). Près de 21% de la superficie oléicole sont destinés aux oliviers à fruits, alors que les oliveraies de la Kabylie et de l'Est sont essentiellement destinées à la production d'huile ; la région Ouest produit de l'olive de table. Avec une participation à la production mondiale d'olives de table qui oscille entre 3 et 4%, l'Algérie occupe la 8<sup>ème</sup> position des pays producteurs.

L'industrie des olives de table joue un rôle économique important. La tendance annuelle de la production Algérienne en olives de table est à la hausse (Tableau VI). La consommation des olives de table a évolué suivant les rythmes et tendances que ceux de

la production ; elle est estimée en moyenne à 25 milliers de tonnes. L'infrastructure nationale de production des olives de table comprend 45 unités d'élaboration.

**Tableau III:** Paramètres du marché mondial des olives de table (×1000 tonnes)  
(COI, 2007).

Campagne	Production	Consommation	Exportation	Importations
1990/ 1991 – 2000/ 2001	1075,4	990	266	267,1
2001/ 2002	1 473,5	1 382,5	421,5	400,0
2002/ 2003	1 773,5	1 728,0	460,5	449,5
2003/ 2004	1 602,0	1 600,0	462,0	441,0
2004/ 2005	1 852,5	1 831,5	480,0	480,0
2005/ 2006	1 762,0	1 762,0	503,0	495,0
2006/ 2007	1 823,0	1 823,0	517,5	507,5
2007/ 2008 (prévisions)	1 796,0	1 796,0	509,0	516,5

**Tableau IV :** Paramètres du marché national d'olives de table (en tonnes)  
(COI, 2007).

Campagne	Production	Consommation	Exportation	importations
1990/ 1991 – 2000/ 2001	18,5	18	0,0	0,0
2001/ 2002	48	47	0,0	0,0
2002/ 2003	63,5	60,5	0,0	0,0
2003/ 2004	59	64	0,0	0,0
2004/ 2005	85,5	80	0,0	0,0
2005/ 2006	68,5	68	0,5	0,5
2006/ 2007	81	81	0,5	0,5
2007/ 2008 (prévisions)	65	65,5	0,5	1

## 1) Elaboration des olives de table

Les olives, pour tous les stades de maturité, ne sont pas directement consommables après récolte en raison de l'astringence et de l'amertume de la pulpe. Une combinaison de différents traitements de salage, fermentation et/ ou acidification sont donc appliqués aux olives. Le choix du traitement d'élaboration sera en fonction de la variété d'olive, du stade de maturité et de la qualité désirée du produit fini (Balatsouras, 1997; Tirilly et Bourgeois, 1999).

Les olives de table réagissent différemment, selon la variété, aux traitements subis. Ces derniers affectent les propriétés organoleptiques (couleur, goût,...) nutritionnelles et la capacité antioxydante du fruit. Des différences de composition sont notées entre les olives fraîches et les olives élaborées (Bianchi, 2003 ; Romero *et al.*, 2004).

Par référence au Codex Stan 66 (1987), les préparations commerciales des olives de table se font, suivant le stade de maturité.

### 1.1) Les olives vertes

#### a) Les olives vertes confites en saumure (Style Espagnol ou Sévillan)

Elles représentent en moyenne 50% de la production mondiale des olives de table et 65% de la production nationale. Récoltées au stade vert jaunâtre, les olives subissent différents traitements dans un délai ne dépassant pas cinq jours. Si la fermentation n'est pas totale, la conservation de ces olives peut être assurée par stérilisation, par adjonction d'agents de conservation, par réfrigération ou par traitement à l'azote ou au dioxyde de carbone, sans saumure (Fernando Reyes, 1979 ; Parinos *et al.*, 2007).

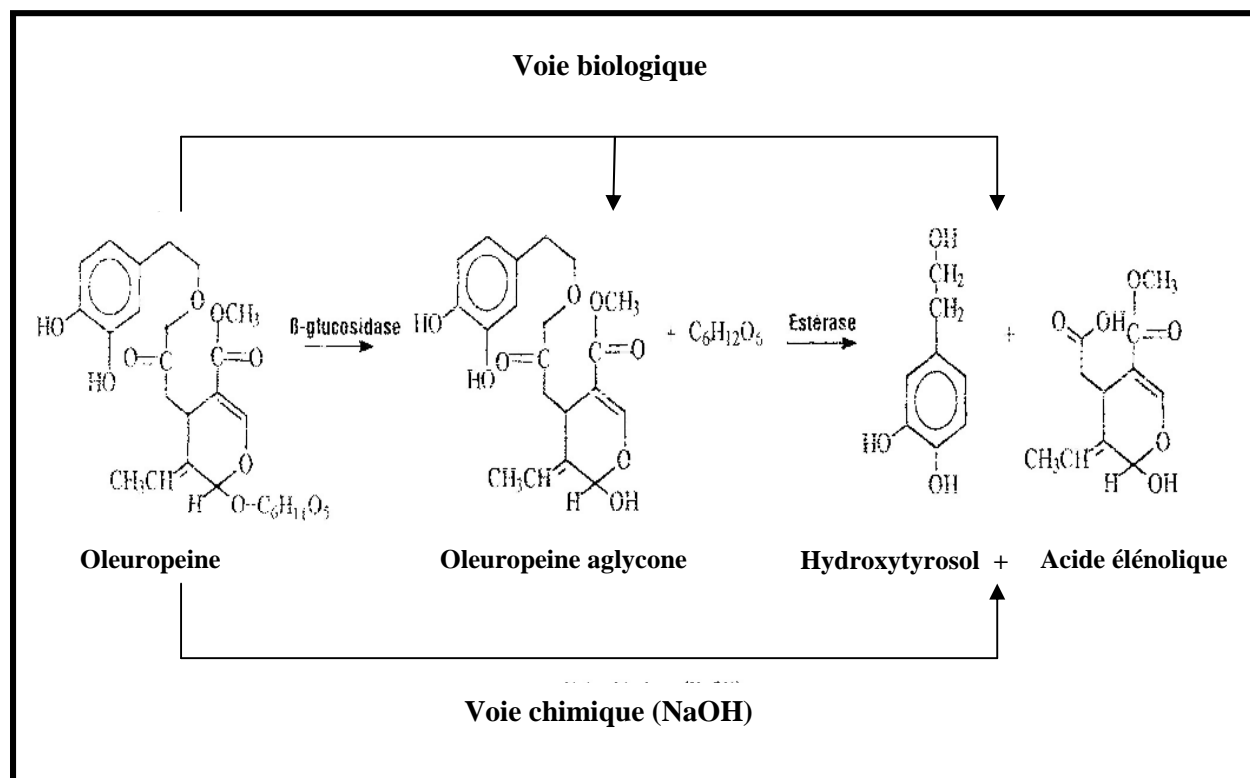
##### ➤ **Traitement alcalin :**

Les olives sont immergées dans une solution d'hydroxyde de sodium (2 - 2,5 %) à raison d'un litre et demi de lessive par Kg d'olives, pendant 8 à 12 h. Ce traitement permet la désamerisation des olives (Javier Benitez *et al.*, 2003; Chammem *et al.*, 2005) et entraîne des modifications importantes des caractéristiques physico-chimiques du fruit :

- Augmentation de la perméabilité membranaire avec une perte en certains composés (sucres, acides organiques,...) par dissolution. La dégradation des



- polysaccharides et la dé-esterification des pectines sont à l'origine d'une répulsion électrostatique déstabilisant la membrane, ce qui se traduit par le flétrissement du fruit et la perte de tonicité de la pulpe (Heredia *et al.*, 1996 ; Mafra *et al.*, 2006 ; Maldonado *et al.*, 2008) ;
- Hydrolyse de l'oleuropéine (figure 3) qui inhibe l'action des bactéries lactiques lors de la fermentation et augmentation du taux de ses dérivés glycosidiques (oléoside 11-méthyl ester) et aglycones (hydroxytyrosol, tyrosol), aussi l'hydrolyse du verbascoside libère l'acide caféique (Soler Rivas *et al.*, 2000 ; El khaloui et Nouri, 2007, Medina *et al.*, 2008) ;
  - Inhibition de l'action des diphénoles-oxydases sur les *ortho*-diphénols (oleuropéine) à l'origine du brunissement des olives vertes (Brenes Balbuena *et al.*, 1990 ; Soler Rivas *et al.*, 2000) ;
  - Perte de près de 10 % des lipides (Balatsouras, 1997) ;
  - Transformation des acides carboxyliques (acides citrique, oxalique,...) en sels qui seront ensuite dissous dans la saumure.



**Figure 3 :** Les voies chimique et biologique de dégradation de l'oleuropéine (Idrissi *et al.*, 2004).

Soler Rivas *et al.* (2000) et Hernández *et al.* (2007) ont rapporté un nouveau protocole qui consiste en une désamerisation biologique des olives vertes par remplacement de l'hydrolyse alcaline de l'oleuropeine par une hydrolyse par des levures (*Pichia anomala*, *Saccharomyces cerevisiae*, *Kluyveromyces marxianus* et *Candida veronae*) ; ce traitement permet d'obtenir des olives avec une meilleure teneur en sucres, en protéines et une meilleure qualité sensorielle.

Aussi, l'hydrolyse naturelle de l'oleuropéine a été réalisée par certaines souches de *Lactobacillus plantarum* additionnées à la saumure de fermentation, à raison de  $10^5$  à  $10^7$  UFC/ml. En libérant une  $\beta$ -glucosidase (EC : 3.2.1.2.1), elles donnent lieu à un aglycone qui sous l'action de l'estérase libère l'hydroxytyrosol et l'acide élénolique (figure 4). L'inconvénient est que l'action des bactéries lactiques est inhibée par une concentration élevée d'oleuropéine ; cette procédure reste donc applicable sur des variétés d'olives relativement pauvres en composés phénoliques.

### ➤ **Lavage**

Après pénétration de la soude aux deux tiers de la pulpe, les olives sont soumises à plusieurs lavages, en vue de l'élimination de l'excès de soude. La neutralisation peut être réalisée par le dioxyde de carbone (Brenes *et al.*, 2005; Marsilio, 2007). Selon López *et al.* (2008), le lavage des olives entraîne une perte en vitamines hydrosolubles, en protéines, en minéraux et en sucres réducteurs ; ce qui limite la fermentation lactique, une addition de glucose s'impose alors (Chorianopoulos *et al.*, 2005).

### ➤ **Fermentation en saumure**

Les olives sont soumises à une fermentation lactique en anaérobiose par l'action dominante de *Lb. plantarum*, bactérie naturellement présente dans l'olive (Ruiz Barba *et al.*, 1994 ; Leal-Sánchez *et al.*, 2003), de certaines levures (*Geotrichum candidum*) et d'autres bactéries lactiques dont *Lactobacillus pentosus*, *Pediococcus cerevisiae* et *Leuconostoc mesenteroides* (De Castro *et al.*, 2002). La fermentation est réalisée durant cinq mois, dans une saumure (9 - 10 %) acidifiée à pH 6,2- 6,5, jusqu'à abaissement du pH à des valeurs comprises entre 4,5 et 4 ; les éléments fermentescibles doivent représenter 4 % après élaboration pour fournir une acidité de 0,8 à 1 %

(Balatsouras, 1997 ; Ozdemir, 1997 ; Duriez, 1998). L'acide lactique produit améliore les caractéristiques sensorielles des olives de table et prévient leur altération ; aussi, *Lb.plantarum* produit des bactériocines (plantaricines) qui interviennent dans la conservation du produit (Jimenez-Diaz, 1993).

La teneur en polyphénols et en sucres réducteurs, la concentration en sel et le pH de la saumure contrôlent la fermentation des olives (Ozdemir, 1997 ; Bianchi, 2003).

La fermentation lactique s'accompagne :

- de l'hydrolyse acide de l'oleuropéine résiduelle après traitement alcalin (Boskou *et al.*, 2006) ;
- d'une diminution du pH aux valeurs acides, ce qui favorise l'hydrolyse du groupe acétal de l'oléoside 11-méthyl ester et des autres glycosides, ceci aura pour effet une augmentation de la concentration en acide élénolique durant les premiers jours de fermentation (Soler Rivas *et al.*, 2000) ;
- de la diffusion de l'hydroxytyrosol de la pulpe vers la saumure ;
- D'une perte en chlorophylle hydrosoluble (produit de déphétylation des chlorophylles sous l'action de la chlorophyllase activée au cours de la maturation) et sa dégradation par l'acide lactique, avec atténuation de la couleur verte des olives ;
- D'une perte en vitamines hydrosolubles (Lopez *et al.*, 2005 ; Parinos *et al.*, 2007).

**b) Les olives vertes au naturel en saumure :** elles sont obtenues à partir de fruits traités directement à la saumure (10- 14 %), avec un rapport olives/ saumure de 4/1. Les fruits sont conservés par fermentation naturelle (Codex Stan 66, 1987).

## **1.2) Les olives tournantes**

Elles représentent en moyenne 20% du marché mondial des olives de table et seulement 5% du marché Algérien.

### **a) Les olives tournantes confites en saumure**

Elles sont obtenues à partir de fruits traités avec une solution d'hydroxyde de sodium (2- 2,5%) et conservées par fermentation naturelle dans une saumure (5- 6%),

par traitement thermique, ou par combinaison des deux (Codex Stan 66, 1987 ; Navarro, 2004).

### **b) Les olives tournantes au naturel en saumure**

Les olives, au stade tournant de couleur pourpre violette, subissent une fermentation dite «fermentation à haute concentration en sel» dans une saumure (10 à 14 %), principalement par des levures (*Debaryomyces hansenii*, puis *Candida memranifaciens*, *Saccharomyces cerevisiae*, *Hansenula anomala* et *Torulopsis delbruehii*) ; l'action de *Lb. plantarum* étant au départ inhibée par l'oleuropéine, ne prend place qu'après deux mois. Ce procédé nécessite 9 à 10 mois, durant lesquels une diminution du pH de 6 à 5-4 est notée (Ozdemir 1997 ; Arroyo Lopez *et al.*, 2006).

### **c) Les olives tournantes confites oxydées (Style Californien)**

Ce type de préparation représente près de 20% de la production mondiale des olives de table. La récolte des olives se fait avant complète maturité ; les olives riches en polyphénols sont choisies (Ucella, 2001). Les fruits sont d'abord fermentés en anaérobiose pendant cinq mois, dans une saumure (5 à 9 %) sous l'action des levures (*Torulopsis candida*, *Debaryomyces haneii* et *Hansenula mrakii*) (Arroyo Lopez *et al.*, 2006). La saumure peut être acidifiée à pH 4 avec les acides lactique et acétique (Soler Rivas *et al.*, 2000). La fermentation en saumure est responsable de :

- l'hydrolyse de l'oleuropéine par les levures ;
- l'augmentation de la teneur en hydroxytyrosol, puis sa diffusion rapide vers la saumure (Brenes Balbuena *et al.*, 1992 ; Bianchi, 2003) ;
- l'augmentation de la teneur en sucres par rétention des polymères (pectines et hemicelluloses), par les ions calciques et sodiques ce qui entraîne l'augmentation de la fermeté des olives (Mafra *et al.*, 2006).

Les olives subiront ensuite trois traitements alcalins dans une solution d'hydroxyde de sodium (1-2 %) (Bianchi, 2003) qui provoque l'hydrolyse du verbascoside en acide caféique (Soler Rivas *et al.*, 2000) et la dégradation des polysaccharides (rupture des liaisons hydrogène et ester) ; mais ces derniers sont retenus au niveau de la membrane suite à l'ionisation des groupements hydroxyles et de la cellulose ce qui prévient la diffusion des polysaccharides (Mafra *et al.*, 2007).

Entre les trois traitements, les fruits sont immergés dans l'eau ou dans une saumure diluée dans laquelle il y aura barbotage de l'air, pendant 5 à 6 mois (Mafra *et al.*, 2007). Pour conséquence, les olives brunissent en surface et en masse suite à l'oxydation des composés *ortho*-diphénoliques : hydroxytyrosol et acide caféique avec formation des *O*-quinones qui se polymérisent sous l'action des phénols oxydases (Brenes Balbuena *et al.*, 1992 ; Toscano *et al.*, 2003).

Pour une fixation de la couleur noire, les olives sont mises dans une saumure (3-5 %) additionnée de gluconate ferreux ou de lactate ferreux. Le produit fini est ensuite stérilisé (Brenes Balbuena, 1992 ; Mafra *et al.*, 2007). Le brunissement peut être obtenu par simple exposition des olives à l'air après le traitement alcalin, mais ce procédé cause le ridage des olives (Brenes Balbuena, 1992).

Le tableau V montre les effets des traitements alcalin, du saumurage et de l'oxydation à l'air sur la fraction phénoliques des olives de la variété *Intosso*.

**Tableau V:** Effets du traitement alcalin, du saumurage et de l'oxydation à l'air sur la composition en polyphénols des olives de la variété *Intosso* (mg /100g d'olives)  
(Bianchi, 2003)

Composé	Olives fraîches	Olives fermentées	Olives désamérisées et oxydées
Tyrosol	40	63	152
Hydroxytyrosol	57	395	1030
Aglycone de l'oleuropéine	55	380	13
Oléoside 11- méthyle ester	140	120	traces
Oleuropéine	1650	traces	traces
Rutine et lutéoline 7-O- glycoside	10	traces	traces

### 1.3) Les olives noires

Elles représentent près de 30% des marchés mondial (Piga *et al.*, 2005) et Algérien des olives de table. Le principal pays producteur de ce type d'olives est la Grèce.

**a) Les olives noires en saumure :** ce sont des olives fermes et lisses qui regroupent :

**a.1) Les olives noires confites :** elles sont obtenues à partir de fruits traités avec une solution d'hydroxyde de sodium et conservées par fermentation naturelle en saumure, par stérilisation ou pasteurisation, ou par addition d'un agent de conservation (acides lactique, acétique, sorbate de potassium,...) (Piga *et al.*, 2005).

**a.2) Les olives noires au naturel** (olives noires fermentées en saumure) : elles sont cueillies à complète maturité mais avant le surmûrissement et désamerisées par fermentation en anaérobiose dans une saumure (8 - 10%) acidifiée avec l'acide acétique jusqu'à pH voisin de 4. Une fermentation acétique a lieu au départ par les levures (*Debaryomyces hansenii*, *Saccharomyces cerevisiae* et *Torulopsis delbruekii*), puis par des bactéries lactiques (*Lb. plantarum*,) pendant 3 à 9 mois. Ces olives conservent un goût de fruit plus prononcé que les olives noires confites, avec une légère amertume (Özay et Borcakh, 1995 ; Brenes, 2004).

Les études réalisées par Owen *et al.* (2003) et Romero *et al.* (2004) indiquent les principales modifications de la composition des olives noires en saumure :

- La majorité des composés phénoliques initialement présents (verbascoside et oleuropéine) ne sont plus détectés après trois mois. En revanche, la concentration de leurs produits de dégradation (tyrosol et hydroxytyrosol et acide caféique) augmente ;
- Diminution de la teneur en hydroxytyrosol et en acide caféique (composés phénoliques majoritaires de l'olive noire) par diffusion vers la saumure ;
- augmentation de la concentration en acétates de tyrosol et d'hydroxytyrosol dans la saumure suite à la présence d'acide acétique.

**b) Les olives noires au sel sec :** ces olives présentent un aspect ridé ou plissé.

**b.1) Les olives noires au naturel au sel sec (Style Grec) :** les olives trop mûres sont traitées par alternance de couches d'olives et de sel sec (40Kg de sel par 100 Kg d'olives), pour une période de 20 à 60 jours ; ce qui entraîne la déshydratation des olives. Le produit fini présente un arôme et une flaveur très prononcés, un goût salé et légèrement amer. Il est conservé dans une atmosphère modifiée (dioxyde de carbone)

ou par addition de sorbate de potassium, à 4°C afin d'inhiber la prolifération des levures (Panagou, 2006).

**b.2) Les olives noires au sel sec confites :** cette préparation est très adoptée en Algérie ; la variété *Sigoise* s'y prête le mieux. Les olives sont disposées en couches intercalées avec du sel sec durant 2 à 6 mois en anaérobiose. Elles sont ensuite traitées avec une solution de soude (10 h), exposées à l'air, puis disposées en couches alternées de sel sec et d'olives avec un rapport de 9/10 dans des fûts fermés et maintenus à l'horizontal, qui sont roulés une fois par jour durant 30 à 45 jours (Balatouras, 1997).

**b.3) Les olives noires ridées naturellement, au sel sec, au naturel :** elles sont obtenues à partir de fruits ridés sur l'arbre, puis conservés en couches alternées d'olives et de sel sec.

**b.4) Les olives noires piquées, au sel sec, au naturel :** elles sont obtenues à partir de fruits cueillis à complète maturité, après perforation de la peau et sont conservées en couches alternées d'olives et de sel sec.

La préparation au sel sec des olives noires conduit à la diminution de la teneur en eau et accumulation du sel dans la pulpe d'olives, à l'augmentation du taux de sucres réducteurs (2 - 2,2g/100g) et à l'élimination des bactéries avec persistance des levures (Panagou *et al.*, 2008).

**c) Les olives noires déshydratées :** elles sont obtenues à partir de fruits mûrs qui subissent un blanchiment et une déshydratation partielle au sel, par un chauffage doux (Codex Stan 66, 1987).

Après calibrage des fruits, les olives peuvent être présentées entières, dénoyautées, farcies, en moitiés, en quartiers, en sections, en rouelles, hachées, brisées, olives à salade ou olives aux câpres (COI, 1980).

## **I) Matériel végétal**

L'étude porte sur trois variétés d'olives de table (*Olea europaea*), de la campagne 2006. Les échantillons sont obtenus à partir de 4 oliviers par variété.

Les caractéristiques des variétés considérées sont indiquées dans le tableau I, par référence à la Fédération des Industries Condimentaires de France (2000) et au catalogue des variétés algériennes de l'olivier, de l'ITAFV.

Après triage et calibrage, un échantillon d'un kilogramme d'olives par variété et par stade de maturité a été utilisé. Les fruits endommagés ou piqués par la mouche de l'olive ont été écartés.

## **II) Elaboration des olives de table**

### **II.1) Olives vertes confites en saumure**

Ces olives sont élaborées par fermentation selon le style Espagnol.

➤ Désamerisation : les olives sont désamerisées par immersion dans une solution de soude (1,5 %) à raison l'un litre et demi de lessive par Kg d'olives, pendant 12 h pour que la soude pénètre jusqu'aux  $\frac{2}{3}$  de la pulpe qui prend alors une teinte brune ;

➤ Rinçage : les olives sont rincées deux fois à l'eau pendant 4h et une fois pendant 12h.

➤ Fermentation : réalisée dans une saumure à 5%, la fermentation lactique conduira à une augmentation de l'acidité du bain jusqu'à pH 4 ou 4,5.

➤ Conservation : les olives ont été conservées en saumure, au réfrigérateur.

### **II.2) Olives tournantes au naturel en saumure**

Les échantillons sont traités directement à la saumure (2%) pour une durée de 3mois et sont conservés en saumure.

### **II.3) Olives noires au sel sec au naturel**

Les fruits sont cueillis à complète maturité. Ils subissent une fermentation en anaérobiose par alternance de couches d'olives et de sel sec, à raison de 40 Kg de sel par 100 Kg d'olives, pour une période de 60 jours. La conservation a lieu dans l'huile.



**Tableau I :** Caractéristiques des variétés d'olives de table.

Variété	Origine	Stade de maturité	caractéristiques
<b><i>Sigoise</i></b>	Ain Defla	Vert	Gros fruit (calibre 9), vert jaunâtre, à chair assez abondante, peu fine, ferme et craquante ; noyau allongé et aplati ; PM= 4,95.
		Tournant (la violette)	Chair rose violacée, se détachant difficilement du noyau ; PM= 2,49.
		Noir	Fruit noir brillant, à chair onctueuse, très riche en huile, à peau finement ridée. Présente un goût amer. PM= 1,67.
	Sidi-Aich	Vert	Petit fruit vert ovoïde, légèrement asymétrique, présente un sommet pointu et une base tronquée, à chair très fine, peu abondante et à noyau elliptique fin et lisse ; PM= 2,71.
		Tournant	Fruit violacé à robe moucheté. Pulpe consistante, se détachant très facilement du noyau. PM= 3,39.
	Commerce	Tournant (noircie par oxydation)	gros fruit, de couleur noire sombre, de forme allongée, à chair assez fine ferme, lisse, visqueuse et très abondante, se détachant très facilement d'un gros noyau globuleux ; PM= 4,90.
<b><i>Bouchouk Guergour</i></b>	Sidi-Aich	Vert	fruit vert, de taille moyenne, de forme allongée, asymétrique, au sommet pointu et à la base arrondie. Il présente un mamelon ébauché, une chair assez abondante qui se détache facilement d'un noyau mince, allongé et à la surface rugueuse. PM= 3,55.
		Tournant	Fruit violacé, à peau mouchetée ; pulpe assez ferme, se détachant facilement du noyau ; PM= 3,65.
<b><i>Azerradj</i></b>	Seddouk	Vert	Très gros fruit de forme allongée au sommet pointu, avec une base arrondie, légèrement asymétrique ; variété donnant les plus gros calibres (8, 12/13) ; pulpe jaune verdâtre, à chair très abondante craquante et d'une fermeté extrême, se détachant bien d'un gros noyau elliptique allongé à la surface lisse ; PM= 4,52 ; 6,10.
		Noir	Gros fruit brun mat, à chair très abondante et ferme, brune et onctueuse, riche en huile, peau ridée ; les fruits conservent une certaine amertume ; PM= 3,95

PM : poids moyen





### III) Teneur en eau

La teneur en eau est déterminée selon la méthode de Tovar *et al.* (2002) ; les olives (5g) sont séchées durant 24h à 105 °C, puis refroidies dans un dessiccateur et sont repesées. La teneur en eau est exprimée en pourcentage de masse :

$$\text{Humidité (\%)} = \frac{P1 - (P'c - Pc) \times 100}{P1}$$

Où : P1 : poids de l'échantillon avant étuvage; P'c : poids du creuset après étuvage ;

Pc : poids du creuset vide

### IV) Dosage des chlorophylles

L'extraction des chlorophylles a été réalisée suivant le protocole décrit par Minguez Mosquera *et al.* (1989). Le principe de l'extraction est basé sur une distribution des pigments de l'olive entre deux phases diméthylformamide et hexane et récupération des chlorophylles dans l'éthyle éther.

2g de pulpe d'olives broyées sont homogénéisés dans 25 ml de diméthylformamide et filtrés à travers du sulfate de sodium anhydre. L'extrait est agité (1 min) après addition de 17,5 ml d'hexane. Après 10min, la phase supérieure lipidique est éliminée et la phase inférieure (pigments chlorophylliens) est traitée une seconde fois avec la même quantité d'hexane. Après séparation des phases, la phase inférieure est récupérée et traitée avec 100 ml de sulfate de sodium (2%), et 25 ml d'hexane. Après 5 min, 15 ml d'éthyle éther sont ajoutés et le mélange est agité énergiquement puis laissé au repos pendant 15 min ; la phase aqueuse est éliminée et la phase organique refermant les chloroplastes est récupérée et filtrée à travers du sulfate de sodium anhydre.

Le dosage des chlorophylles est réalisé au spectrophotomètre à trois 670, 630 et 710 nm contre un blanc (tétrachlorure de carbone). La quantification est faite par référence à la formule de Pokorny *et al.* (1995) :

$$\text{Chl (mg/Kg)} = \frac{[(A_{670} - (A_{630} + A_{710}) / 2) \times 345,3]}{10}$$

Où : Chl est la teneur en chlorophylle ; A est l'absorbance à la longueur d'onde indiquée.

## **V) Dosage des antioxydants**

### **V.1) Les caroténoïdes**

Le protocole décrit par Fernando Reyes *et al.* (2007) a été adopté pour l'extraction des caroténoïdes en utilisant le mélange acétone: éthanol (1: 1). Après filtration, le retentât est lavé avec le solvant d'extraction et le volume du filtrat est ajusté à 10 ml avec le même solvant. L'extrait est mélangé avec un même volume d'hexane et laissé au repos pendant 15 min. La phase hexanique est récupérée et 10ml d'eau distillée lui sont ajoutés ; le mélange est laissé au repos pendant 30min. Le dosage des caroténoïdes est réalisé par la mesure de l'absorbance à 470 nm. Les résultats sont exprimés en mg équivalent de  $\beta$ - carotène par 100g de matière fraîche.

### **V.2) Les composés phénoliques**

#### **V.2.1) Préparation des extraits**

La méthode décrite par Mc Donald *et al.* (2001) a été adoptée avec des modifications ; 5g de pulpe d'olives (poids sec) sont extraits avec 25 ml de méthanol. Après homogénéisation et centrifugation à 3000 rpm/5 min, le culot subit une seconde extraction dans les mêmes conditions. Les extraits sont combinés, lavés trois fois à l'hexane et filtrés.

#### **V.3.2) Les polyphénols totaux**

Le réactif de Folin Ciocalteu, mélange des acides phosphotungstique et phospho-molybdique, est réduit en présence de polyphénols en un mélange d'oxydes bleus de tungstène et de molybdène. L'intensité de la coloration obtenue est fonction du taux de composés phénoliques (Ribéreau- Gayon, 1968).

La teneur en composés phénoliques est estimée selon la méthode de Malik et Bradford (2006). 100  $\mu$ l d'extrait sont combinés avec 100  $\mu$ l du réactif de Folin Ciocalteu, puis additionnés de 300  $\mu$ l de carbonate de sodium (20 %) et de 2640  $\mu$ l d'eau distillée. Après 90min, l'absorbance est mesurée à 765 nm.

Les résultats sont exprimés en mg équivalent d'acide gallique par 100g de matière fraîche par référence à une courbe d'étalonnage.

### V.3.3) Les *ortho*- diphénols

Le volume d'un ml de molybdate de sodium est ajouté à 5 ml d'extrait (Tovar *et al.*, 2002). L'absorbance est mesurée après 15 min à 370 nm. La quantité des *ortho*-diphénols est exprimée en mg équivalent d'acide caféique par 100g de matière fraîche, en se referant à une courbe d'étalonnage.

### V.3.4) Les flavonoïdes

La teneur en flavonoïdes est estimée par la méthode de Djeridane *et al.* (2006). L'extrait (1,5 ml) est additionné d'un même volume d'une solution de chlorure d'aluminium (2 %). L'absorbance est mesurée, après 15 min, à 430 nm. La quantité de flavonoïdes est exprimée en mg équivalent de quercétine par 100g de matière fraîche, en se referant à une courbe d'étalonnage.

### V.3.5) Extraction et dosage des anthocyanes

Le protocole décrit par Piga *et al.* (2005) a été adopté. Une quantité de 5g de pulpe d'olives additionnée de métabisulfite de sodium est soumise à une extraction dans 7,5 ml de méthanol 80 %. Après centrifugation (8000 rpm/15 min) et filtration, le retentât est réextrait deux fois. Les trois extraits sont combinés et le volume est ajusté à 25 ml avec le solvant d'extraction.

Les olives noires sont traitées avec du méthanol 80 % acidifié (0,15 % d'acide chlorhydrique).

La teneur en anthocyanes est estimée par la méthode du pH différentiel (Iqbal *et al.*, 2007). 0,4 ml d'extrait sont additionnés à 3,6 ml de chacun des tampons 1,0 (acide chlorhydrique- chlorure de potassium, 0,2 M) et 4,5 (acétate de sodium, acide acétique 1M). L'absorbance est calculée d'après la formule suivante:

$$A = (A_{510} - A_{700})_{\text{pH } 1,0} - (A_{510} - A_{700})_{\text{pH } 4,5}$$

Les teneurs en anthocyanes sont exprimées en mg équivalent de cyanidine-3-glucoside par 100g de matière fraîche, en se referant à la formule :

$$C = \frac{A \cdot MW \cdot FD \cdot 100}{MA \cdot L}$$

A : Absorbance ;      MW : Masse molaire  
FD : Facteur de dilution ;      L : Chemin optique

MA : Coefficient d'extinction molaire de la cyanidine-3-glucoside ( $\epsilon = 29,600$ )

## **VI) Détermination du pouvoir antioxydant**

Le pouvoir antioxydant est estimé par deux approches : l'activité anti-radicalaire et le pouvoir réducteur.

### **VI.1) Activité anti-radicalaire**

Une aliquote des extraits de pulpe d'olives est ajoutée à 2 ml d'une solution méthanolique du radical 2-2-diphényl 1-picryl-hydrazyl (DPPH). L'absorbance est mesurée à 517 nm après une incubation de 30 min à l'obscurité (Boskou *et al.*, 2006). L'activité anti-radicalaire est exprimée en mg équivalent quercétine par 100g de matière fraîche.

### **VI.2) Pouvoir réducteur**

Le pouvoir réducteur mesure l'aptitude des antioxydants présents dans les extraits à réduire le fer ferrique du complexe ferricyanure –  $Fe^{3+}$  en fer ferreux. Cette réduction se traduit par une coloration verte dont l'intensité est proportionnelle au pouvoir réducteur.

Le protocole décrit par Zhan *et al.* (2006) a été utilisé; 1 ml d'extrait dans 2,5 ml du tampon phosphate (0,2 M, pH 6,6) sont ajoutés à 2,5 ml de ferricyanure de potassium (1%) ; le mélange est incubé à 50°C pendant 20 min. Après addition de 2,5 ml d'acide trichloro-acétique (10 %), le mélange est centrifugé à 3650 rpm/10min. 2,5 ml du surnageant sont mélangés à 2,5 ml d'eau distillée et 0,5 ml de chlorure ferrique (0,1%). L'absorbance est mesurée à 700 nm. Le pouvoir réducteur est exprimé en mg équivalent quercétine par 100g de matière fraîche.

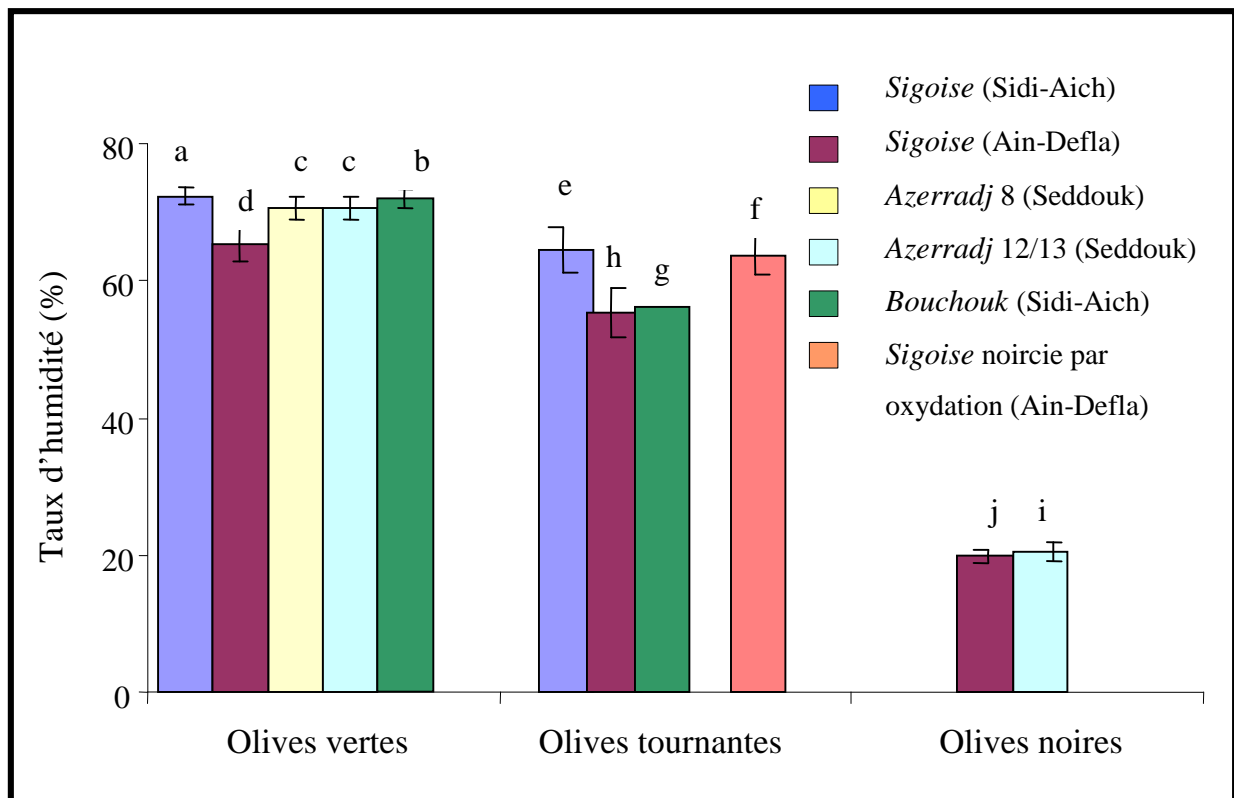
## **VII) Analyse statistique**

Les résultats représentent la moyenne de trois mesures. Une analyse de la variance, ANOVA par le logiciel STATISTICA est utilisée pour la comparaison des résultats et le degré de signification de données est pris à la probabilité  $P < 0,05$ .

### I) Teneur en eau

La teneur en eau des échantillons d'olives de table analysés varie selon la variété considérée et le mode d'élaboration des olives (figure 3). Les teneurs les plus élevées sont notées pour les olives vertes confites en saumure (style Espagnol), avec des teneurs de l'ordre de 70 % ; la variété *Sigoise* (Ain-Defla) présente la teneur en eau la plus faible pour ce type de préparation, soit 65,4 %. Les deux calibres 8 et 12/13 de la variété *Azerradj* ne présentent aucune différence significative quant à leur teneur en eau.

Les olives tournantes au naturel en saumure présentent des teneurs en eau inférieures à celles des olives vertes : 64,6 ; 55,5 et 56,0 % pour les variétés *Sigoise* (Sidi-Aich), *Sigoise* (Ain-Defla) et *Bouchouk*, respectivement. La variété *Sigoise* noircie par oxydation présente une teneur en eau de 63,7%. Les olives noires au sel sec (style Grec) présentent les teneurs en eau les plus faibles, 19,8 % et 20,4 % pour *Sigoise* (Ain-Defla) et *Azerradj*, respectivement.



**Figure 3:** Teneurs en eau des différentes préparations d'olives de table

Les barres verticales représentent les écartypes.



La teneur en eau des olives de table est fonction de la variété considérée, du degré de maturation (diminue au cours de la maturation) (Brescia *et al.*, 2007) et surtout du mode d'élaboration. Les olives vertes élaborées selon le style Espagnol subissent au cours de leur préparation plusieurs lavages engendrant une augmentation du taux d'humidité ; la mise en saumure ultérieure interviendra encore dans cette augmentation. Les olives tournantes qui sont élaborées en saumure, ne requièrent pas de lavage ; l'humidité de ce type de préparation proviendra donc uniquement de la saumure de fermentation. Les olives noires à la grecque sont préparées dans du sel sec qui provoque la dessiccation des fruits.

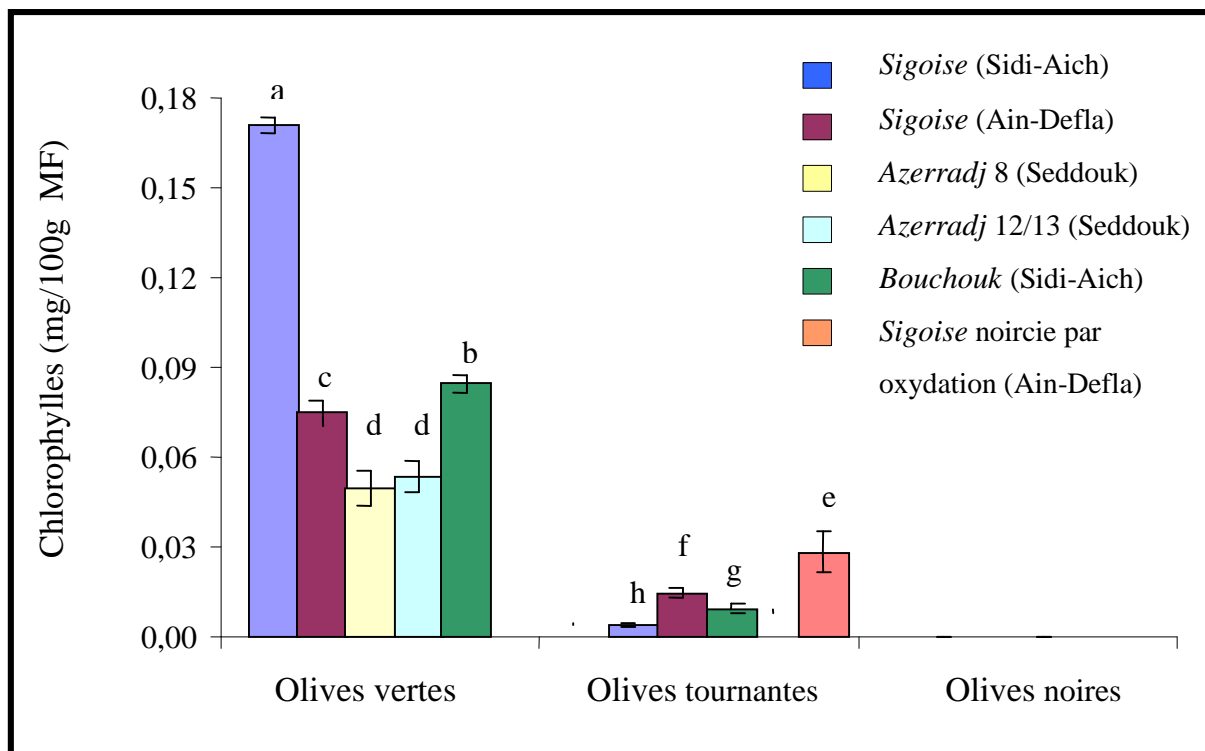
## II) Les chlorophylles

La mesure des teneurs en chlorophylles pour les olives de table est importante, car ces pigments sont impliqués dans les mécanismes de l'auto-oxydation et de la photo-oxydation des acides gras affectant la stabilité oxydative de l'olive. Ces pigments contribuent également à la coloration des olives, qui constitue une caractéristique importante pour le consommateur. Les teneurs en chlorophylles des échantillons d'olives de table analysées sont indiquées dans la figure 4.

Bien que les teneurs en chlorophylles soient faibles pour l'ensemble des échantillons, les olives vertes s'individualisent avec des valeurs relativement élevées ; la variété *Sigoise* (Sidi-Aich) s'avère être la plus riche (0,17 mg/100g). Aucune différence significative ( $p < 0,05$ ) n'est relevée entre les deux calibres (8 et 12/13) de la variété *Azerradj*. La teneur en chlorophylles montre une réduction nette au cours de la maturation pour arriver à des valeurs approximativement égales pour les variétés *Sigoise* (Sidi-Aich), *Sigoise* (Ain-Defla) et *Bouchouk* au stade tournant. Ces pigments n'ont pas été détectés dans les olives noires.

Les teneurs en chlorophylles de nos échantillons sont largement inférieures à celles des olives fraîches obtenues par Criado *et al.* (2007) pour la variété *Arbequina* : 2,83 mg/100g au stade tournant et 0,31mg/100g au stade noir, démontrant ainsi que les traitements d'élaboration des olives de table affectent considérablement la teneur en chlorophylles.

Les chlorophylles subissent une hydrolyse partielle de la liaison ester entre le phytol et le squelette tétrapyrol sous l'action de la soude, durant la désamérisation produisant ainsi les chlorophyllides (Balatsouras, 1997). Selon Arroyo Loperz *et al.* (2007), cette diminution serait également due à la transformation de ces pigments en phéophytine par suite du pH acide consécutif à la fermentation lactique. D'après Bianchi (2003), la teneur en chlorophyllides (produits de la déphytylation des chlorophylles par action de la chlorophyllase activée au cours de la maturation de l'olive) décroît au cours du stockage des olives de table par diffusion vers la saumure (olives vertes et olives tournantes), et vers le milieu extérieur (olives noires).



**Figure 4 :** Teneur en chlorophylles des échantillons des différentes préparations d'olives de table.

Les barres verticales représentent les écartypes.

Une corrélation a été établie (Roca et Minguez Mosquera, 2003b ; Gandul Rojas *et al.*, 2004) entre la dégradation des chlorophylle *a* dans l'olive et l'activité peroxydase (membrane thylacoïdale du fruit), produisant des dérivés 13-OH chloro-

phylle *a* hydrosolubles, ce qui se traduit par de faibles teneurs en chlorophylles. Selon Roca *et al.* (2007), la maturation de l'olive est accompagnée par une dégradation des chlorophylles donnant des dérivés incolores (tétrapyrroles) suite à l'action des chlorophyllases, Mg-dechelatase et pheophorbide *a* oxygénase.

Minguez Mosquera *et al.* (1990), Lorenzi *et al.* (2006) et Criado *et al.* (2007) associent la dégradation des chlorophylles durant le stockage des olives à l'action des lipoxygénases ; les chlorophylles sont oxydées comme second substrat durant la peroxydation lipidique.

### III) Les caroténoïdes

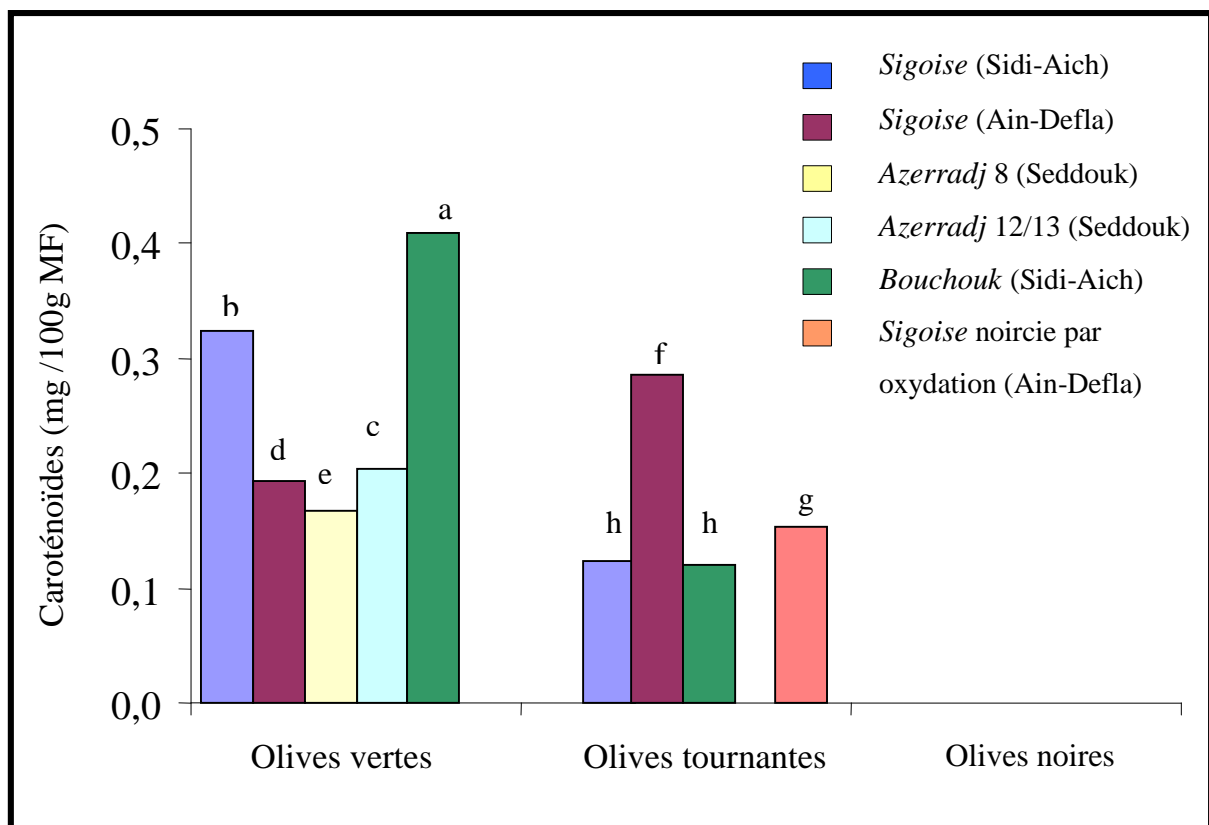
La quantification des caroténoïdes présents dans les échantillons des différentes préparations d'olives de table a donné les résultats illustrés en figure 5. Les teneurs en caroténoïdes montrent des différences significatives ( $p < 0,05$ ) entre les trois stades de maturité. Les olives vertes présentent les teneurs les plus élevées ; la variété *Bouchouk* est la plus riche (0,41mg/100g). Les olives tournantes renferment des teneurs plus faibles ; les variétés *Bouchouk* et *Sigoise* (Sidi-Aich) ne montrent aucune différence significative ( $p < 0,05$ ). La variété *Sigoise* noircie par oxydation présente une teneur de 0,15 mg/100g. Ces pigments n'ont pas été détectés dans les olives noires.

Les teneurs en caroténoïdes présentent des différences selon la variété et diminuent au cours de la maturation, confirmant ainsi les résultats de Criado *et al.* (2007). Mais, selon Minguez Mosquera et Garrido Fernandez (1989), Roca et Minguez Mosquera (2001) et Criado *et al.* (2007), les caroténoïdes ne disparaissent pas totalement, ce qui n'est pas relevé pour nos échantillons dont les caroténoïdes n'ont pas été détectés à la fin de la phase de maturation (stade noir). Cette différence pourrait être attribuée à l'effet variétal, à l'origine géographique des échantillons ou à la sensibilité de la méthode d'analyse utilisée

Les teneurs en caroténoïdes des échantillons analysés sont inférieures à celles obtenues par Criado *et al.* (2007) pour des olives fraîches non élaborées : 5,7 mg/100g (stade vert), 1,2 mg/100g (stade tournant) et 0,3 mg/100g (stade noir). Ce qui s'explique par la durée de stockage prolongée de nos échantillons d'olives de table, ces pigments étant les premiers à réagir contre les processus de photo-oxydation induits

par les pigments chlorophylliens. Les caroténoïdes sont, selon Minguez Mosquera *et al.* (1990), des désactivant de l'oxygène singulet.

Les caroténoïdes n'ont pas été détectés dans les olives noires. Selon Perrin (1992), l'effet antioxydant des caroténoïdes s'exerce à des concentrations supérieures à 0,1 mg/100g, au deçà de cette valeur, ces pigments auraient un effet pro-oxydant car ses intermédiaires radicalaires sont des initiateurs des réactions en chaîne de la lipo-peroxydation. Aussi, lors de l'autooxydation, le  $\beta$ - carotène aurait au début un effet antioxydant puis un effet pro-oxydant d'autant plus net que les fruits sont plus riches en peroxydes.



**Figure 5 :** Teneurs en caroténoïdes des échantillons des différentes préparations d'olives de table.

Les barres verticales représentent les écartypes.

## IV) Les composés phénoliques

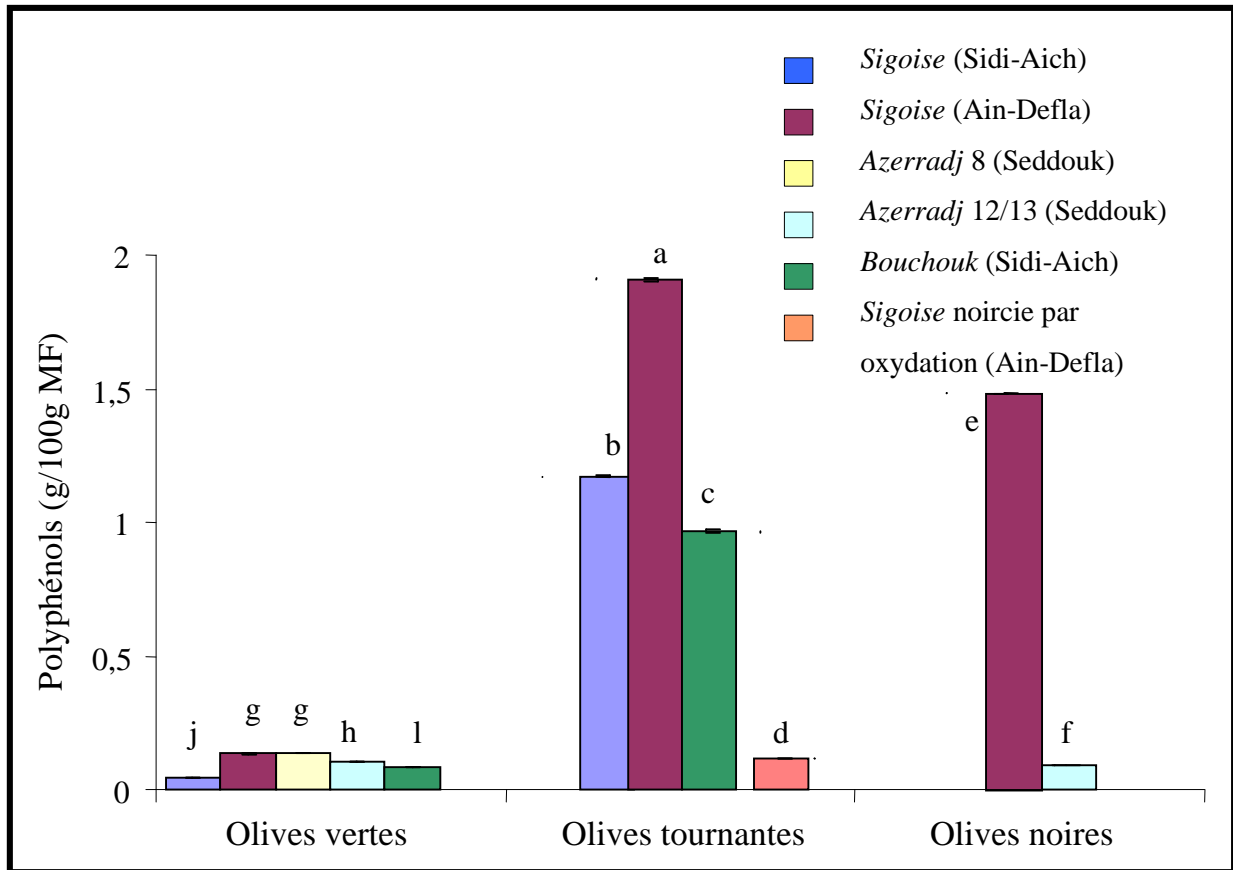
### IV.1) Les composés phénoliques totaux et les *ortho*-diphénols

Les teneurs en composés phénoliques (figure 6) et en *ortho*-diphénols (figure 7) diffèrent significativement ( $p < 0,05$ ) selon le mode de préparation, le stade de maturité et la variété d'olive.

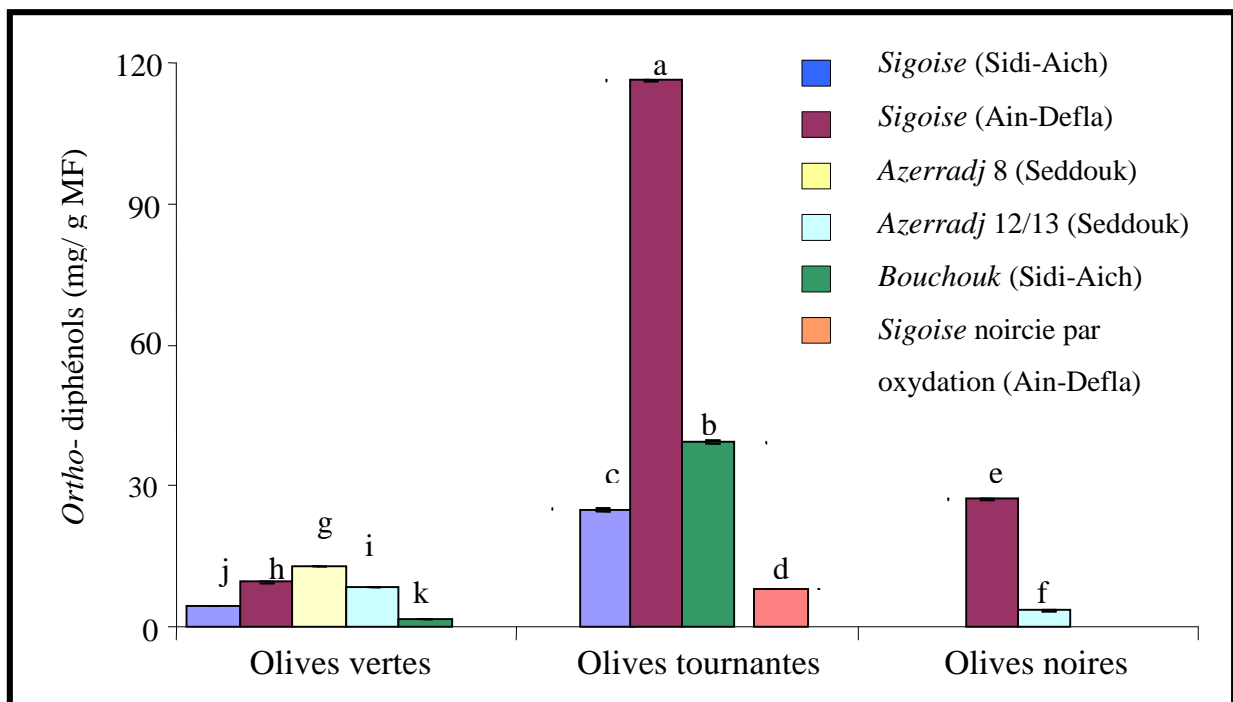
Les teneurs les plus élevées en composés phénoliques et en *O*-diphénols sont relevées pour la préparation au naturel en saumure des olives tournantes avec des teneurs respectives de 1,9g/100g et 116,3 mg/100g pour la variété *Sigoise* de Ain-Defla, suivie de la variété *Sigoise* de Sidi-Aich (1,1g/100g et 24,9mg/100g) et de la variété *Bouchouk* (0,9 g/100g et 39,2mg/100g). La variété *Sigoise* noircie par oxydation présente la teneur la plus faibles en polyphénols (0,1g/100g) et en *O*-diphénols (8,0mg/100g) pour ce stade de maturité.

Les olives noires au sel sec viennent en deuxième position avec des teneurs de 1,5g/100g et 27,2mg/100g pour la variété *Sigoise* (Ain-Defla), et seulement de 0,1g/100g et 3,6 mg/100g pour la variété *Azerradj* (calibre 12/13).

Les olives vertes confites en saumure renferment des teneurs en composés phénoliques et en *O*-diphénols relativement faibles. Des différences significatives sont tout de même relevées entre les différentes variétés d'olives. Les variétés *Azerradj* (calibre 8) et *Sigoise* (Ain-Defla) présentent les teneurs les plus élevées en polyphénols (0,14 et 0,13 g/100g, respectivement) ; la variété *Sigoise* (Sidi-Aich) est la moins riche (0,04 g/100g). Les teneurs en *O*-diphénols oscillent entre 1,6 (*Bouchouk*) et 12,8mg/100g (*Azerradj* calibre 8).



**Figure 6 :** Teneurs en polyphénols des échantillons des différentes préparations d’olives de table



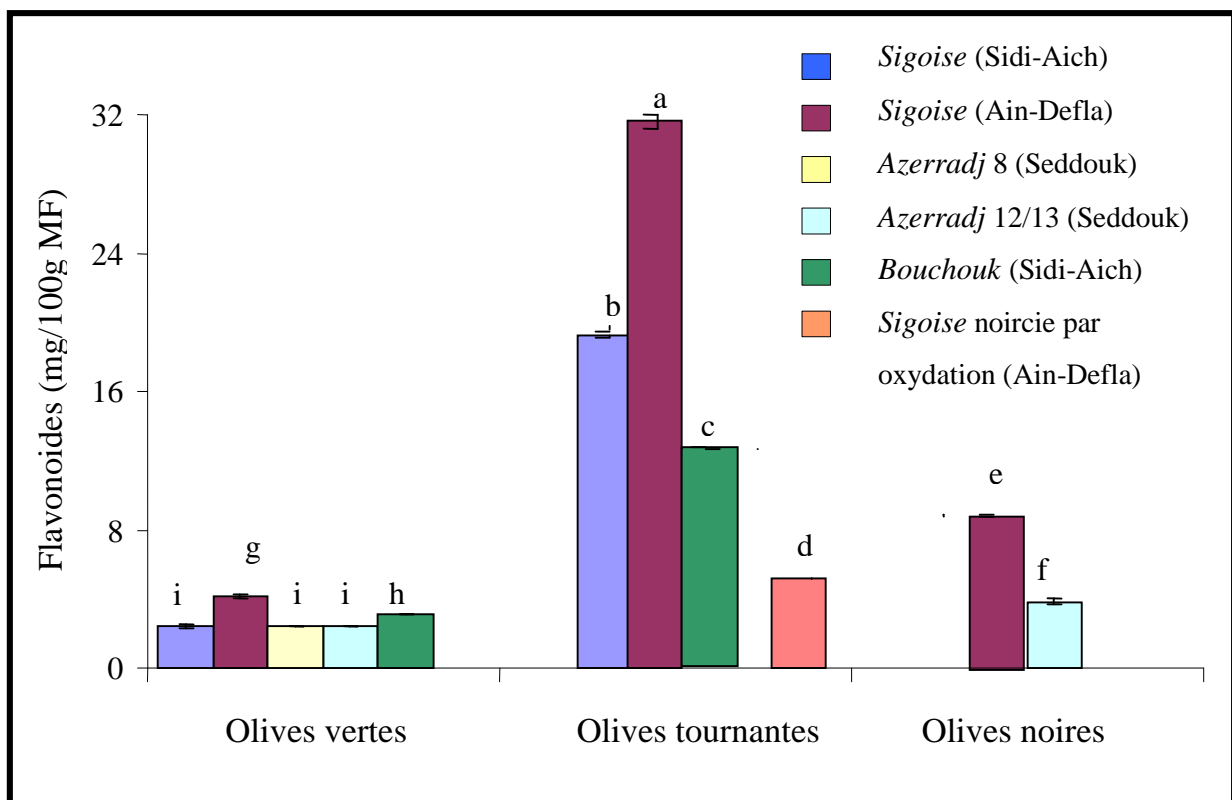
**Figure 7 :** Teneurs en *ortho*- diphénols des échantillons des différentes préparations d’olives de table.

Les barres verticales représentent les écarts types.

## VI.2) Les flavonoïdes

La teneur en flavonoïdes des échantillons des quatre préparations d'olives de table présente un profil identique à celui des polyphénols totaux (figure 8).

La préparation en saumure des olives tournantes donne les olives les plus riches en flavonoïdes, avec un maximum pour la variété *Sigoise* de Ain-Defla (31,6mg/100g). La variété *Sigoise* noircie par oxydation présente la plus faible teneur (5,2mg/100g). Les olives noires au sel sec présentent des teneurs assez faibles : 8,8 et 3,8 mg/100g pour les variétés *Sigoise* et *Azerradj*. Les teneurs les plus faibles : entre 4,15 mg/100g (*Sigoise* de Ain-Defla) et 2,4 (*Azerradj*, calibre 12/13) sont notées pour les olives vertes confites en saumure. Aucune différence significative ( $p < 0,05$ ) n'est relevée entre les teneurs en flavonoïdes des variétés *Sigoise* (Sidi-Aich) et des deux calibres 8 et 12/13 de la variété *Azerradj*.

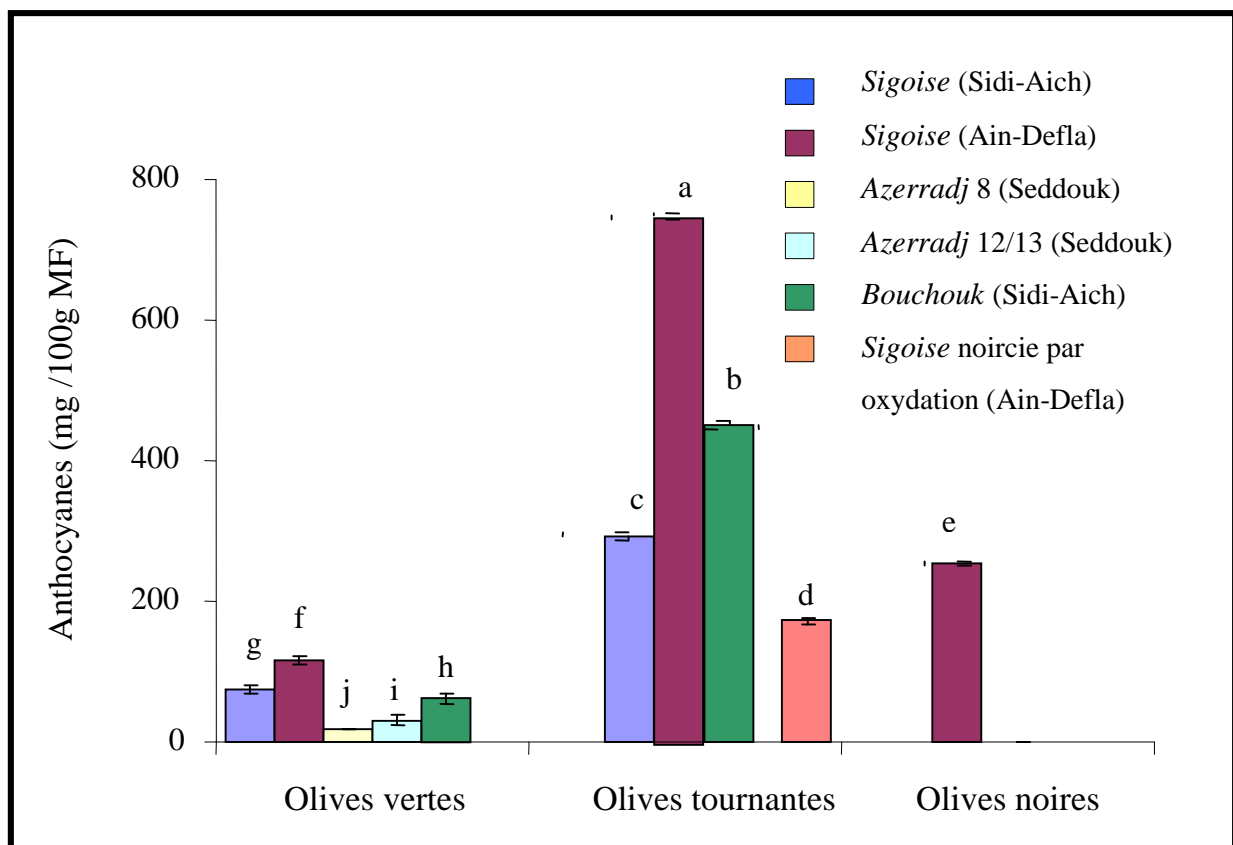


**Figure 8 :** Teneurs en flavonoïdes des échantillons des différentes préparations d'olives de table

Les barres verticales représentent les écartypes.

### VI.3) Les anthocyanes

La figure 9 illustre la teneur en anthocyanines des échantillons étudiés. Les teneurs en anthocyanes diffèrent significativement ( $p < 0,05$ ) selon le mode de préparation et la variété pour un même stade de maturité. Les teneurs les plus élevées sont notées, comme pour les polyphénols totaux, pour les olives tournantes au naturel en saumure avec un maximum pour la variété *Sigoise* de Ain-Defla (748,2 mg/100g). La variété *Sigoise* noircie par oxydation présente une teneur relativement faible (172,6mg/100g). Pour les olives noires au sel sec, la variété *Sigoise* présente une teneur moyenne (253,3mg/100g) et ces composés n'ont pas été détectés dans la variété *Azerradj*. Les olives vertes confites en saumure, renferment des teneurs assez faibles en anthocyanes. La variété *Sigoise* (Ain-Defla) s'en distingue néanmoins avec une teneur de 116,9 mg/100g ; la variété *Azerradj* (calibre 8) renferme la plus faible teneur (16,7mg/100g).



**Figure 9 :** Teneurs en anthocyanes des échantillons des différentes préparations d'olives de table.

Les barres verticales représentent les écartypes.



## ❖ Discussion

La concentration en polyphénols dans l'olive de table est le résultat d'une interaction complexe entre plusieurs facteurs : la variété, le degré de maturation, les conditions environnementales et les procédés technologiques d'élaboration (Ucella, 2001). L'effet du traitement adopté sur la fraction phénolique de l'olive de table diffère en fonction de la variété considérée (Bianchi, 2003).

### a) Les olives vertes

En comparaison avec les résultats de Blekas *et al.* (2002) ayant obtenu une teneur en composés phénoliques de 0,06 g/100g pour les olives vertes de la variété *Chalkidini*, les variétés que nous avons étudiées, particulièrement *Azerradj* (calibre 8) et *Sigoise* (Ain-Defla) se révèlent être plus riches en polyphénols.

Les teneurs en flavonoïdes des échantillons analysés sont inférieures à celles des olives fraîches non élaborées obtenues par Vlahov (1992) pour la variété *Leccino* au stade vert (88,8 mg/100g). Malik et Bradford (2006) ont abouti à une teneur de 157mg/100g pour la variété *Arbequina*. Cet écart avec nos résultats reflète une perte en flavonoïdes durant l'élaboration des olives de table.

Les olives vertes confites en saumure sont préparées avec des olives cueillies à un stade de maturité précoce renfermant donc à l'origine de faibles quantités en composés phénoliques ; en outre, leurs teneurs tendent à diminuer par suite du traitement de désamerisation qui serait à l'origine de l'hydrolyse de l'oleuropéine et de la destruction des flavonoïdes. Aussi, la soude augmente la perméabilité membranaire des olives, ce qui accentue la perte en composés phénoliques simples polaires de la pulpe lors des lavages et de la conservation en saumure. Par ailleurs, la fermentation lactique provoque l'hydrolyse des dérivés glycosidiques de l'oleuropéine par action des  $\beta$ -glycosidases et des estérases de *Lactobacillus plantarum*.

D'après Soler Rivas *et al.* (2000) et Blekas (2002), la fermentation lactique, par la diminution du pH aux valeurs acides, cause l'hydrolyse partielle des glycosides tels que la lutéoline 7-*O*-glucoside, et celle du groupe acétal de l'oléoside 11- méthyl ester; ce qui aura pour effet l'augmentation de la concentration en acide élénolique durant le

premiers jours de mise en saumure et la diffusion rapide de l'hydroxytyrosol de la pulpe vers la saumure.

Selon Parinos *et al.* (2007), l'élaboration des olives vertes entraîne des pertes en polyphénols de 21,1mg/100g durant la phase de desamérisation, de 44,6 mg/100g au cours du lavage et de 18,2mg/100g par diffusion vers la saumure durant la phase de fermentation.

Une différence significative ( $p < 0,05$ ) est notée concernant la teneur en composés phénoliques pour les deux échantillons de la variété *Sigoise* (Ain-Defla et Sidi-Aich). Cette différence est attribuée à l'origine géographique associée au régime d'irrigation. Il a été démontré par Tovar *et al.* (2002), Patumi *et al.* (2002) et Tognetti *et al.* (2006) qu'une faible irrigation (cas de la région de Ain-Defla) crée une situation de stress qui accentue l'activité de la L-phénylalanine ammonia-lyase (PAL) ; cette enzyme joue un rôle important dans la conversion de la phénylalanine (formée par la voie de Shikimate) en acide coumarique impliqué dans la synthèse des composés phénoliques.

Une différence significative ( $p < 0,05$ ) des teneurs en polyphénols totaux et en *O*-diphénols est également notée pour la variété *Azerradj* entre les deux calibres analysés ; la teneur étant plus élevée pour le calibre 8 (138,5 et 12,8mg/100g de polyphénols et d'*O*-diphénols, respectivement) comparée à celle du calibre 12/13 (105,7 et 8,5mg/100g). Les résultats publiés divergent sur ce point ; Amiot *et al.* (1986), Ryan (2002) ont établi une relation inversement proportionnelle entre le taux de composés phénoliques et la taille des fruits ; les variétés d'olives *Picholine*, *Cailletier* et *Zappola*, de petit calibre renferment une teneur élevée en composés phénoliques et la variété *L365* de gros calibre renferme une faible quantité d'oleuropéine. A l'inverse, Esti (1998), Tsimidou *et al.* (1998) et Lucques de Castro et Japon Lujan (2006) ont noté, pour leur part, une relation proportionnelle entre le calibre du fruit et le taux de composés phénoliques.

<sup>3</sup>

La synthèse des anthocyanes s'opère durant la maturation du fruit (Romani *et al.*, 1999 ; Brenes, 2004). Ce qui explique la faible teneur de ces pigments dans les olives vertes. La teneur en anthocyanes, est sujette à une diminution très marquée lors des

traitements d'élaboration des olives de table. Les anthocyanines monomériques sont des composés très hydrosolubles qui diffusent facilement vers la saumure de fermentation et qui sont entraînés par les eaux de lavage.

### **b) Les olives tournantes**

Les résultats obtenus pour les olives tournantes sont comparables à ceux de variétés Italiennes (*Manzanilla, Hojildlanca et Gordal*) (Romero *et al.*, 2004 ; Brenes *et al.*, 2005).

Les olives tournantes en saumure présentent les meilleures teneurs en composés phénoliques et en *O*-diphénols, du fait de la non dégradation de ces composés par la soude, d'une diffusion moindre vers la saumure comparativement à la préparation des olives vertes et des olives noires et qu'à ce stade de maturité, la teneur en composés phénoliques est élevée.

Les teneurs en flavonoïdes des échantillons analysés sont, comme pour le stade vert, inférieures à celles des olives fraîches non élaborées obtenues par Vlahov (1992) pour la variété *Leccino* au stade tournant (89,1mg/100g). Cet écart avec nos résultats reflète une perte en flavonoïdes par diffusion vers la saumure durant la fermentation.

Les olives noircies par oxydation renferment la plus faible quantité en composés phénoliques (polyphénols totaux, *ortho*-diphénols, flavonoides et anthocyanes) ; le traitement alcalin provoque l'hydrolyse de l'oleuropéine et du verbascoside produisant des phénols simples (hydroxytyrosol et acide caféïque, principaux *ortho*- diphénols de l'olive) aisément diffusibles lors des lavages et du saumurage (Brenes Balbuena, 1991 ; Lessage Meessen *et al.*, 2001) ; aussi, l'oxydation ultérieure de ce type d'olives s'accompagne d'une diminution en composés phénoliques suite à la polymérisation des *O*-quinones formés.

### **c) Les olives noires**

Les teneurs en composés phénoliques des deux variétés étudiées sont supérieures à celles indiquées par Blekas (2002) : 0,07g/100g pour la variété *Thassos*.

Les olives noires présentent des teneurs en composés phénoliques inférieures à celles des olives tournantes ; ceci est en accord avec les résultats des études de Tovar *et*

*al.* (2002) et Fernando Reyes (2007) qui indiquent que la quantité de composés phénoliques, y compris des *ortho*-diphénols, diminue durant la maturation en passant du stade tournant au stade noir en réponse à la diminution de l'activité de la PAL. Cependant, Brenes (2004) a constaté une augmentation du taux de composés phénoliques durant la maturation pour atteindre leur maximum dans l'olive noire. Aussi, cette diminution peut être expliquée par la libération de produits phénoliques et de produits non phénoliques (acide élénolique glycoside) suite à l'action des estérases sur l'oleuropéine durant la maturation.

Gandul Rojas *et al.* (2004) associent la diminution de la teneur en polyphénols durant la maturation de l'olive à l'action de la peroxydase qui catalyse l'oxydation de ces composés par le système peroxyde d'hydrogène-dichlorophénol. Aussi, l'exposition prolongée des fruits aux rayons solaires et ultra-violetts favorise la formation de radicaux libres et la production d'oxygène singulet (Iqbal *et al.*, 2006).

Cette diminution est également due au traitement d'élaboration, le sel provoque une forte osmose qui se traduit par la dessiccation des olives confirmées par les pourcentages d'humidité voisins de 20%, ce qui entraîne la perte en composés phénoliques polaires.

Pour les *O*-diphénols, cette diminution est encore plus importante, du fait que ces derniers, et spécifiquement l'acide caféique, soient utilisés directement durant l'accumulation des anthocyanes au cours de la maturation de l'olive ou indirectement dans l'acylation des molécules.

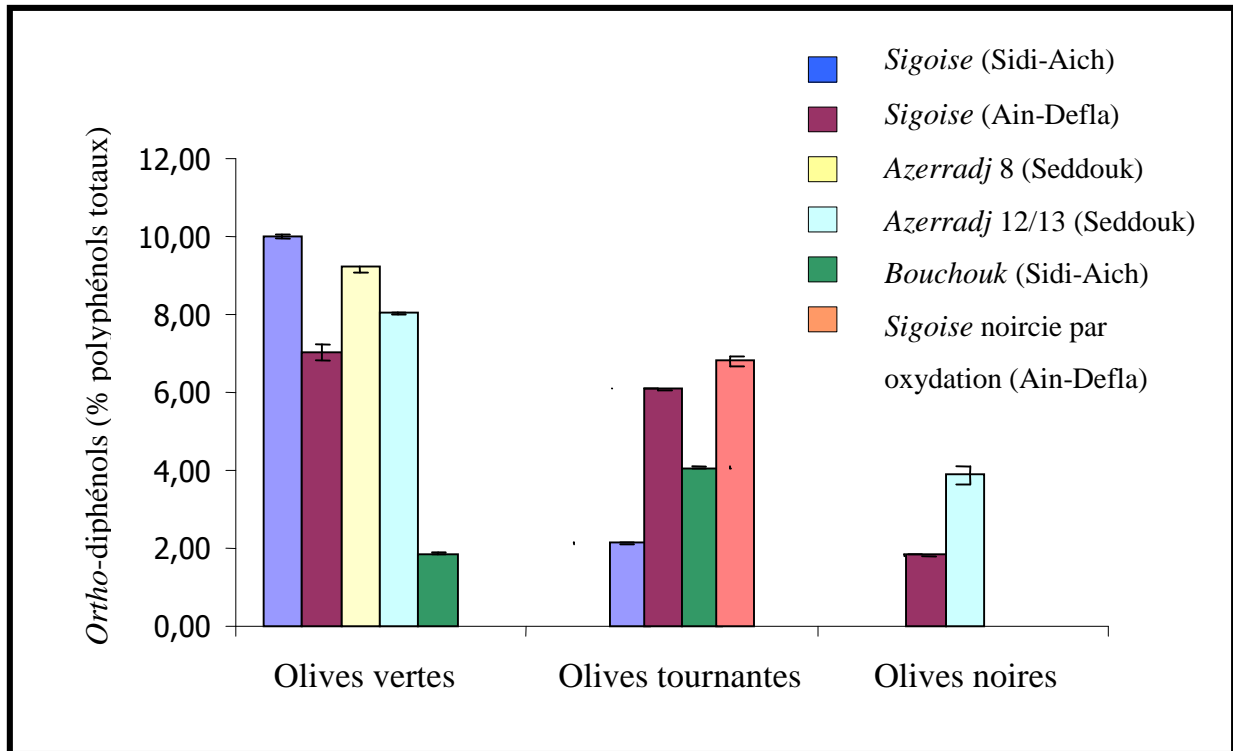
Des différences significatives ( $p < 0,05$ ) sont notées entre les teneurs en composés phénoliques totaux, en *O*-diphénols et en flavonoides, des deux variétés *Sigoise* et *Azerradj*, cela peut s'expliquer par la différence de réactivité des variétés d'olives aux traitements subis, qui revient à des différences de composition et à l'origine géographique.

La teneur en anthocyanes de la variété *Sigoise* (Ain-Defla) (253,3 mg/100g MF correspondant à 315,9 mg/100g MS) est inférieure à celles des variétés *Kalamata* et *Semidana* (5 mg de cyanidine 3-rutinoside/100g MS) indiquées par Piga *et al.* (2005), selon ces auteurs, un traitement de saumurage de 15 jours réduit de 96% la teneur en anthocyanes.

Nos résultats révèlent un paradoxe dans le fait que la teneur en anthocyanes soit plus importante dans les olives tournantes que dans les olives noires. Cela revient, d'une part, à la différence dans le mode d'élaboration ; les olives noires au sel sec accusent une perte importante en eau entraînant la diffusion des anthocyanes de la pulpe vers le milieu extérieur, phénomène plus prononcé pour ce type de préparation que pour la préparation en saumure des olives tournantes. Aussi, il a été constaté qu'à partir de pH 8 (cas des olives noires élaborées au sel sec), les anthocyanes sont décomposées par ouverture du cycle et par oxydation, et la ré-acidification (assurée dans cette étude par du méthanol à 0,15% d'acide chlorhydrique) ne régénère que partiellement la forme dosable. D'une autre part, cela serait dû au remplacement des anthocyanes monomériques, dans l'olive noire, par les anthocyanes polymériques par acylation et glycosylation

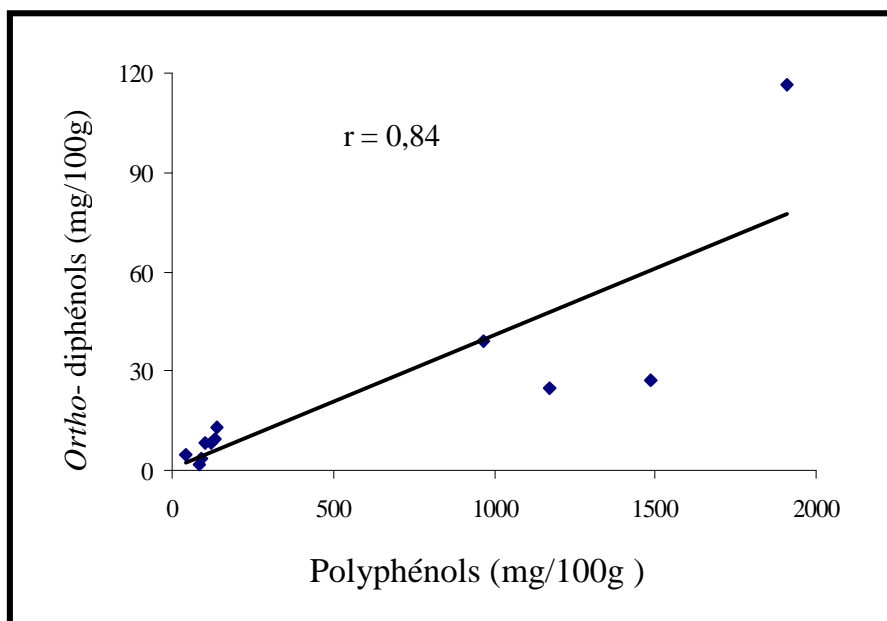
Une différence significative est relevée quant à la teneur en anthocyanes entre les deux variétés d'olives noires étudiées (ces composés n'ayant pas été détectés dans la variété *Azerradj*); ceci est en rapport avec la nature et la structure des anthocyanes, et plus particulièrement avec la substitution sur le carbone 3. Ce qui laisse supposer que la variété *Sigoise* renferme des anthocyanes glycosylées en position 3, dont la pseudo-base (forme incolore) est stable et partiellement régénérée par ré-acidification. La variété *Azerradj* renfermerait, quant à elle, des anthocyanes non glycosylées possédant un groupement hydroxyle en position 3, dont la pseudo-base est instable et non régénérée par acidification suite à la transformation irréversible du groupement hydroxyle énolique en cétone.

Le pourcentage des *O*-diphénols des échantillons analysés par rapport aux polyphénols totaux est indiqué dans la figure 10. Se présentant avec un profil différent, il est plus élevé pour les olives vertes, avec un maximum de 10 % (*Sigoise* de Sidi-Aich), contre 2 à 6,1 % pour les olives tournantes et 6,8 % pour la variété *Sigoise* noircie par oxydation, et moins de 4% pour les olives noires. En effet, les *O*-diphénols sont des composés hydrosolubles qui diffusent facilement vers la saumure et les olives tournantes séjournent plus longtemps en saumure (plusieurs mois) que les olives vertes. Aussi, à ce stade de maturité, les *O*-diphénols sont à l'état libre donc facilement diffusibles, alors qu'au stade vert, leur estérification en structures complexes réduit leur diffusion.



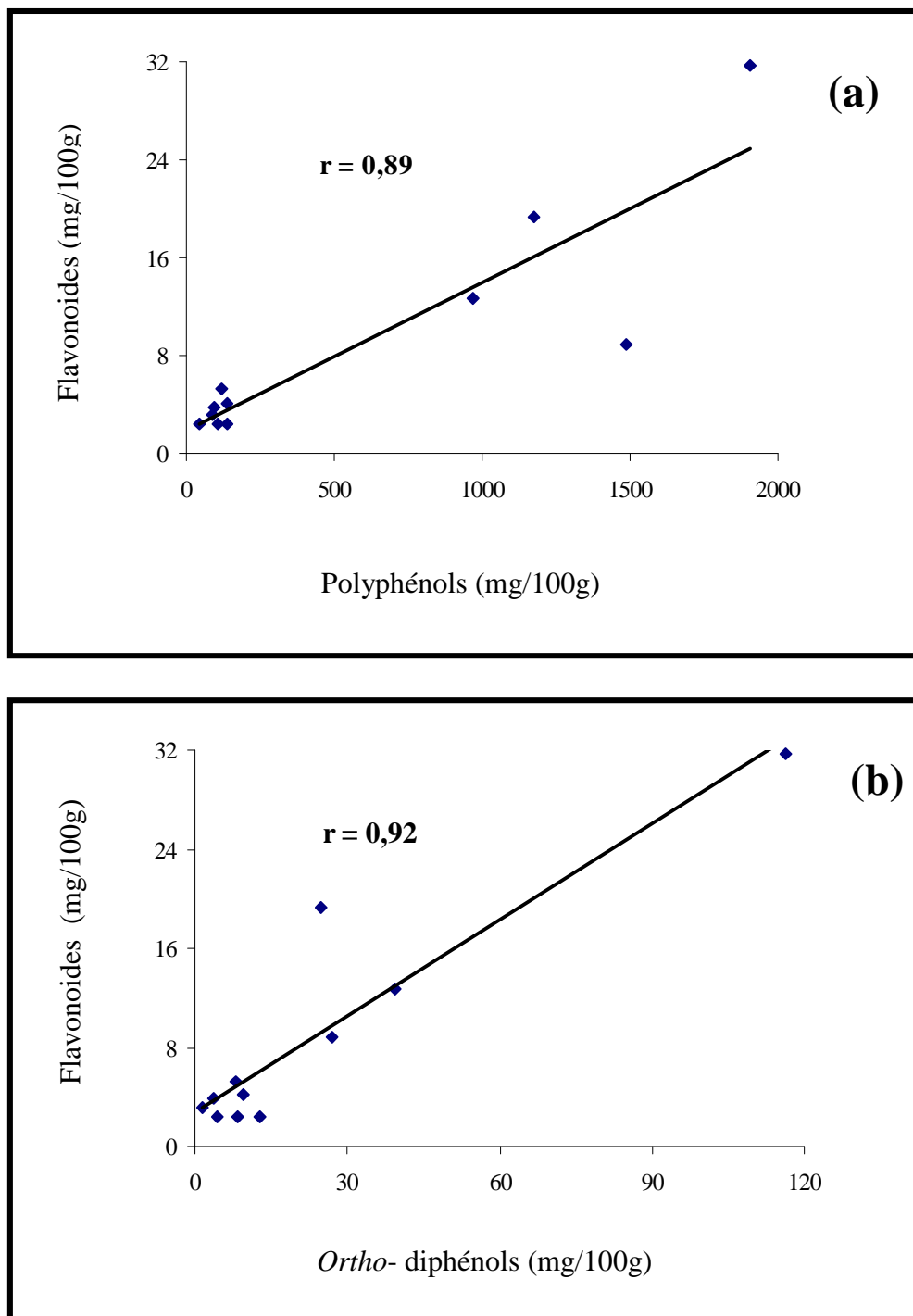
**Figure 10 :** Pourcentage des *O*-diphénols par rapport aux polyphénols totaux.

Un coefficient de corrélation de 0,84 est établi entre la teneur en *O*-diphénols des échantillons d'olives de table analysés et celle des polyphénols totaux (figure 11). Il est de 0,89 entre les teneurs en flavonoïdes et en polyphénols (figure 12a). Il a été établi (Amiot *et al.*, 1986; Blekas, 2002) que les flavonoïdes sont synthétisés d'une manière identique aux polyphénols.



**Figure 11 :** Corrélation entre la teneur en *ortho*-diphénols et en polyphénols totaux.

Les flavonoïdes dans l'olive sont reliés à l'acide caféique ; ils ont un précurseur commun qui est l'acide 4-coumarique. Ce qui a été démontré par Ryan *et al.* (2003) par des changements concomitants entre les concentrations en acide caféique et en flavonoïdes. Un coefficient de corrélation de 0,92 a été obtenu entre les teneurs en flavonoïdes et en *ortho*-diphénols des échantillons analysés (figure 12b).



**Figure 12 :** Corrélation entre la teneur en flavonoides et en polyphénols (a) et entre la teneur en flavonoides et en *ortho*-diphénols (b).

## V) Activité antioxydante

### V.1) Activité antiradicalaire

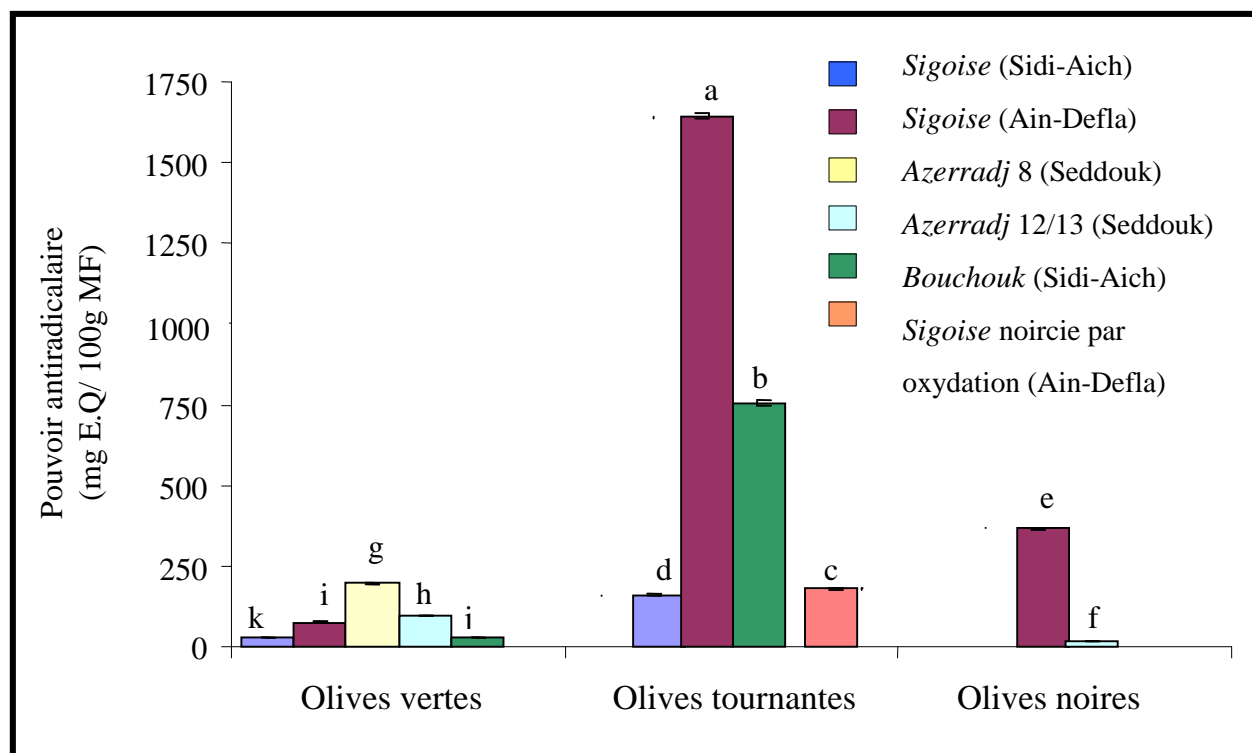
D'après les résultats obtenus, la capacité antiradicalaire des extraits suit le même ordre que celui des teneurs en polyphénols, *O*-diphénols, flavonoïdes et anthocyanes: Olives tournantes > olives noires > olives vertes (figure 13).

Les extraits des olives de table tournantes en saumure exercent la meilleure activité antiradicalaire. La variété *Sigoise* de Ain-Defla présente l'activité maximale (1644 mg d'équivalent quercétine/100g MF) ; la plus faible activité est obtenue avec la variété *Sigoise* de Sidi-Aich (161 mg E.Q/100g). Pour la variété *Sigoise* noircie par oxydation, le pouvoir antiradicalaire est de 180 mg E.Q/100g. Les olives noires sont moins performantes que les olives tournantes avec des activités de 366 et 16 mg E.Q/100g, pour les variétés *Sigoise* de Ain-Defla et *Azerradj*, respectivement. Les olives vertes exercent les plus faibles activités antiradicalaires : 196 et 27 mg E.Q/100g (*Azerradj*, calibre 8 et *Sigoise* de Sidi-Aich, respectivement).

L'activité antiradicalaire augmente avec la concentration de l'extrait (variété *Sigoise* de Ain-Defla) dans la gamme 0-12 µg/ml (figure 14), avec un maximum de 55%. L' $EC_{50}$  est de 8,7 µg /ml correspondant à 1,65 µg de polyphénols (PP) ou 0,04 g de pulpe d'olive ; ce qui démontre l'efficacité de cet extrait dans la neutralisation du radical DPPH en comparaison avec les résultats publiés par Boskou *et al.* (2006) rapportant une  $EC_{50}$  de 587µg PP correspondant à 0,3 g de pulpe pour la variété *Thrubes crete* tournante en saumure. La variété d'olive étudiée exerce un puissant pouvoir antiradicalaire en comparaison avec les résultats de Sousa *et al.* (2007) qui estiment l' $EC_{50}$  des olives de table vertes (*Alcaparras*) tailladées en saumure entre 0,34 et 1,72 mg/ml. Boskou *et al.* (2006) estiment que l' $EC_{50}$  des variétés d'olives vertes (*Tsakites*) et noires (*Amfissa*, *Kalamon* et *Crete*) oscillent entre 30 et 52µg PP correspondant à une quantité de pulpe de 0,02 et 0,04 g.

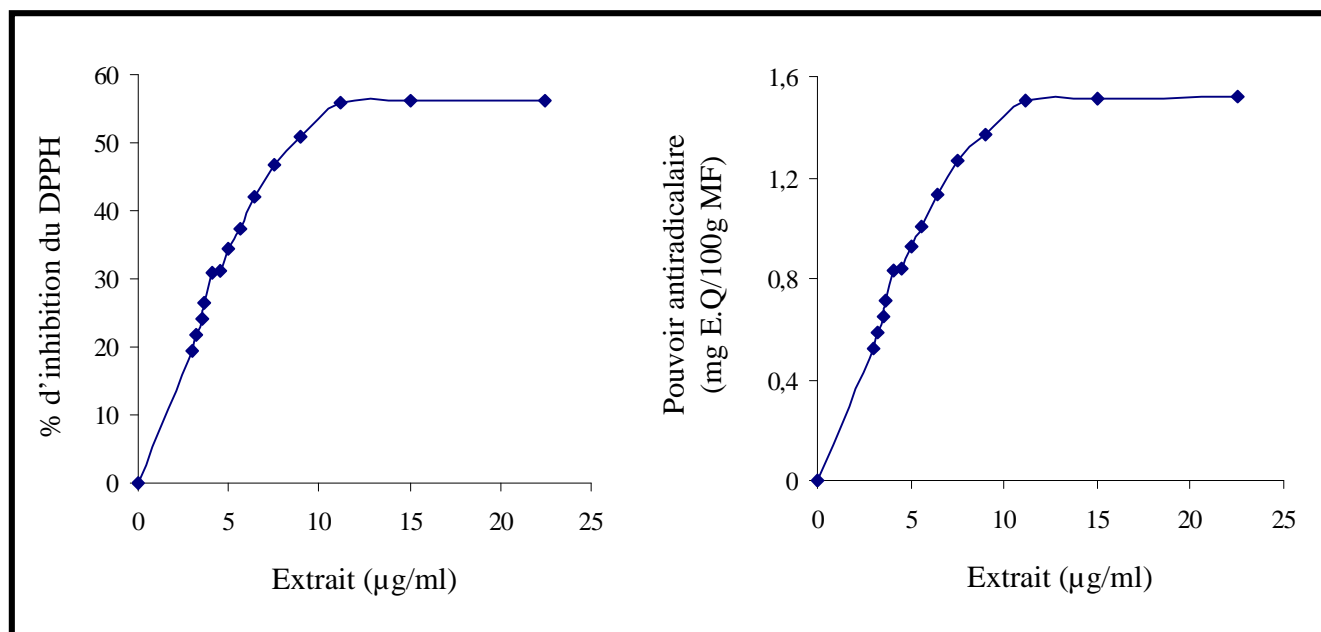
L'étude statistique révèle des différences significatives ( $p < 0,05$ ) entre les différents stades de maturité pour une même variété. Les olives vertes sont les plus riches en chlorophylles induisant les phénomènes de photooxydation qui mobilisent les composés phénoliques, ce qui réduit l'activité antioxydante de leurs extraits.





**Figure 13:** Pouvoir antiradicalaire des échantillons des différentes préparations d'olives de table.

Les barres verticales représentent les écartypes.



**Figure 14:** Effet de la concentration de l'extrait d'olive *Sigoise* tournante (Ain-Defla) sur le pouvoir antiradicalaire.

Aux stades tournant et noir, les olives sont riches en composés *ortho*-diphénoliques (hydroxytyrosol et acide caféique) alors qu'au stade vert se concentrent l'oleuropéine et le tyrosol (Amiot *et al.*, 1986 ; Bianchi, 2003). Nos résultats sont en accord avec ceux de Lessage Messen *et al.* (2001) et Visioli *et al.* (2003), qui ont montré que les *O*-diphénols (acide caféique et hydroxytyrosol) exercent une importante activité antioxydante. Selon Mc Donald *et al.* (2001), les acides hydroxycinnamiques et leurs esters exercent une activité antioxydante importante. Aussi, la substitution acide quinique de l'acide chlorogénique gêne l'inhibition du DPPH, en comparaison à la substitution acide élénolique de l'oleuropéine. Tuck *et al.* (2002) ont montré que le pouvoir antioxydant de l'hydroxytyrosol est supérieur à celui de l'oleuropéine et du tyrosol et que les composés phénoliques dihydroxylés en position *ortho* ou *para* sont plus efficaces pour la neutralisation du radical DPPH. Par ailleurs, Roche *et al.* (2007) classent les *O*-diphénols de l'olive en termes de vitesse de réaction avec le DPPH selon l'ordre : Hydroxytyrosol > Oleuropeine > acide caféique > acide dihydrocaféique > acide chlorogénique > acide férulique. Ceci revient à la facilité de délocalisation électronique et/ou à la forte liaison hydrogène intramoléculaire dans le radical caféoyloxy. En termes de stoechiométrie, l'acide dihydrocaféique se classe en première position. La stoechiométrie des diphénols (AH<sub>2</sub>) est expliquée par la réaction proposée par Roche *et al.* (2007) (AH<sub>2</sub> + 2DPPH → A + 2DPPH-H), les mono-phénols sont contraints à se convertir en dimères (2AH + 2 DPPH → 2A + 2 DPPH-H).

Des différences significatives sont notées entre le pouvoir antiradicalaire des variétés d'olives pour un même stade de maturité. Au stade tournant, la variété *Sigoise* (Sidi-Aich) présente une teneur plus élevée en composés phénoliques que celle de la variété *Bouchouk* ; l'activité antiradicalaire et la teneur en *O*-diphénols de cette dernière sont supérieures à celles de la variété *Sigoise*. Aussi, la variété *Sigoise* (Sidi-Aich) tournante en saumure renferme une teneur plus élevée en composés phénoliques (y compris en *O*-diphénols) que la variété *Sigoise* noircie par oxydation, or l'activité antiradicalaire de cette dernière est plus importante ; confirmant ainsi que la nature et la structure de ces composés conditionnent l'activité anti-oxydante.

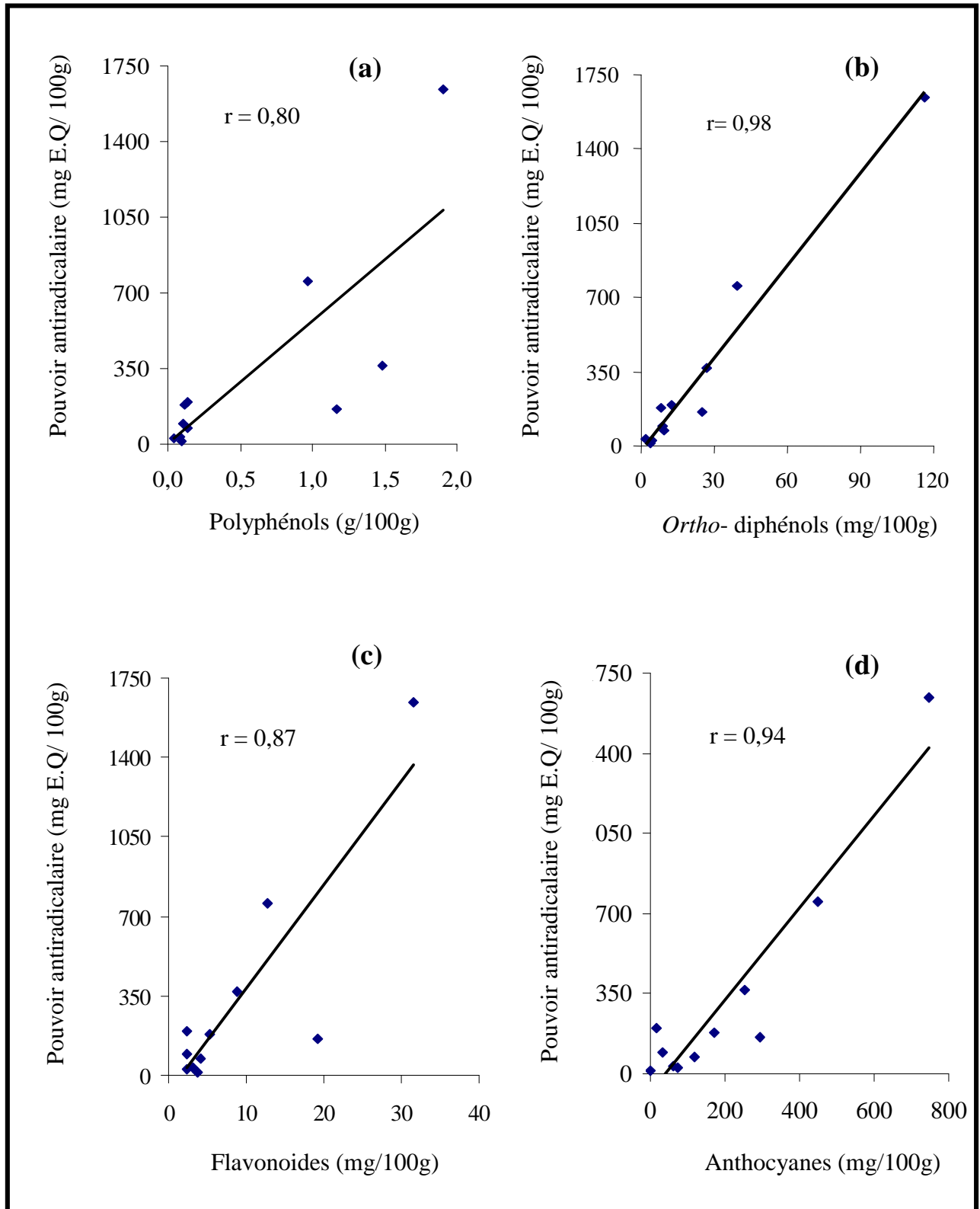
En effet, les propriétés anti-oxydantes de l'olive sont conditionnées par le profil en acides gras et en profil phénoliques (Vinha *et al.*, 2005 ; Sousa *et al.*, 2007). La

présence, par exemple, d'un groupement hydroxyle en position *para* au groupement carboxyle dans l'acide gallique augmente l'activité inhibitrice ; sa méthylation diminue cette activité (Lu *et al.*, 2005). Boskou *et al.* (2006) associent l'activité antiradicalaire à la teneur en eau des variétés d'olives considérées, un faible pourcentage en humidité est accompagné par une faible teneur en hydroxytyrosol et tyrosol. Aussi, l'exposition prolongée des olives aux rayons solaires et l'action des catécholases provoquent la production de dérivées polyphénoliques ayant une faible activité antioxydante.

L'activité « scavenger » du radical DPPH peut être attribuée à la présence de groupements hydroxyles, à la structure moléculaire du composé, à la disponibilité de l'hydrogène phénolique et à la possibilité de la stabilisation du radical formé résultant d'un donneur d'hydrogène Dawidiwidz *et al.* (2006). La présence d'un groupement -CH=CH-COOH participe au renforcement de l'activité antioxydante (Nagendran *et al.*, 2005). Aussi, l'encombrement stérique instauré par les sucres au niveau des flavonoides glycosylés réduit cette activité (Garcia Alonso *et al.*, 2004). Selon Son et Lewis (2002) et Abdille *et al.* (2005), l'activité antiradicalaire est augmentée par la présence d'autres groupements donneurs d'hydrogène (sulfhydryl, amide).

Il a longtemps été suggéré que le mécanisme d'inhibition du DPPH est dû à un transfert d'hydrogène. L'analyse de la cinétique de réaction du DPPH avec les phénols par Huang *et al.* (2005) et Obied *et al.* (2007) a révélé que cette réaction consiste en un transfert d'électrons de l'anion phénoxyde sur le DPPH, le transfert d'hydrogène n'est que marginal et limitée dans les solvants polaires dont le méthanol. La présence d'acides (acides lactique, citrique,...) ou de bases dans le milieu interrompt l'équilibre ionique ce qui perturbe la vitesse de la réaction.

Le pouvoir antiradicalaire des différentes préparations d'olives de tables étudiées présente des corrélations linéaires avec les teneurs en composés phénoliques des extraits (figure 15). Les coefficients de corrélation sont de 0,80 pour les polyphénols totaux, 0,98 pour les *O*-diphénols, 0,87 pour les flavonoïdes et 0,94 pour les anthocyanes, indiquant que les composés phénoliques de l'olive de table contribuent à son action antioxydante. Ces résultats sont en accord avec ceux de Sousa *et al.* (2007) qui ont abouti à une corrélation négative entre le pouvoir antiradicalaire ( $EC_{50}$ ) et les teneurs en polyphénols totaux ( $r=0,57$ ).



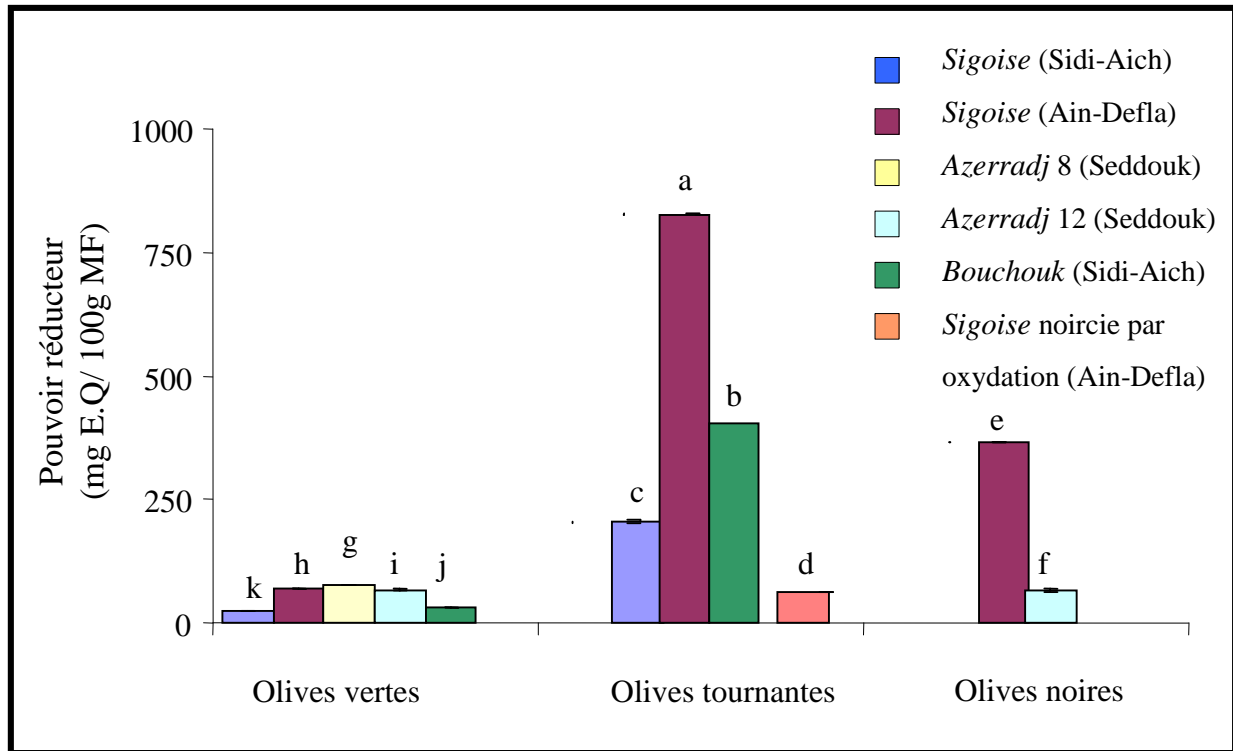
**Figure 15:** Corrélations entre le pouvoir antiradicalaire et les teneurs en polyphénols (a), *ortho*- diphenols (b), flavonoïdes (c) et en anthocyanes (d).

L'action antiradicalaire est un mécanisme clé par lequel s'opère l'inhibition de la peroxydation lipidique (Flourie *et al.*, 2006). Cette méthode reste néanmoins arbitraire pour l'estimation du pouvoir antioxydant des végétaux du fait que le radical DPPH ne présente pas de similitude avec le radical peroxy impliqué dans la lipoperoxydation, la cinétique de réaction entre le DPPH et les antioxydants n'étant pas linéaire, le maximum de la capacité antioxydante n'est donc pas atteinte. Aussi, la réaction du DPPH avec l'eugénol est réversible, ce qui dévalorise le pouvoir antioxydant des extraits contenant ce derniers ou des groupement *O*-méthoxyphénols (Huang *et al.*, 2005).

## V.2) Pouvoir réducteur

Le pouvoir réducteur est un indicateur significatif du potentiel antioxydant d'une substance (Gulçin *et al.*, 2002). La figure 16 montre que les olives tournantes en saumure exercent les meilleures activités réductrices : 827, 405 et 206 mg E.Q./100g d'olives pour les variétés *Sigoise* de Ain-Defla, *Bouchouk* et *Sigoise* de Sidi-Aich respectivement). La variété *Sigoise* noircie par oxydation, exerce un faible pouvoir réducteur (62 mg E.Q./100g). Les olives noires au sel sec sont moins performantes, avec un pouvoir réducteur de 366 et 66 mg E.Q./100g pour les variétés *Sigoise* de Ain-Defla et *Azerradj*, respectivement. Les olives vertes confites en saumure présentent une activité réductrice faible : 25 (*Sigoise* de Sidi-Aich) et 76mg E.Q./100g (*Azerradj*, calibre 8).

La présence de composés réducteurs dans les extraits d'olives de table induit la réduction du complexe  $Fe^{3+}$  ferricyanide en ions ferreux ( $Fe^{2+}$ ) qui réagissent comme donneurs d'électrons (Amro *et al.*, 2002 ; Aldini *et al.*, 2006). La nature et la concentration des antioxydants contrôlent l'intensité du pouvoir réducteur. La position de l'hydroxylation intervient dans cette propriété. Selon Mc Donald *et al.* (2001), la présence d'un seul groupement hydroxyle (acides hydroxycinnamiques) donne une action limitée. La présence de composés *O*-diphénols (acide caféique, hydroxytyrosol) augmente la capacité antioxydante en améliorant la stabilité du radical phenoxy ; aussi, la liaison glycosidique des *O*-diphénols diminue cette activité (Lessage Meesen *et al.*, 2001).



**Figure 16 :** Pouvoir réducteur des échantillons des différentes préparations d'olives de table

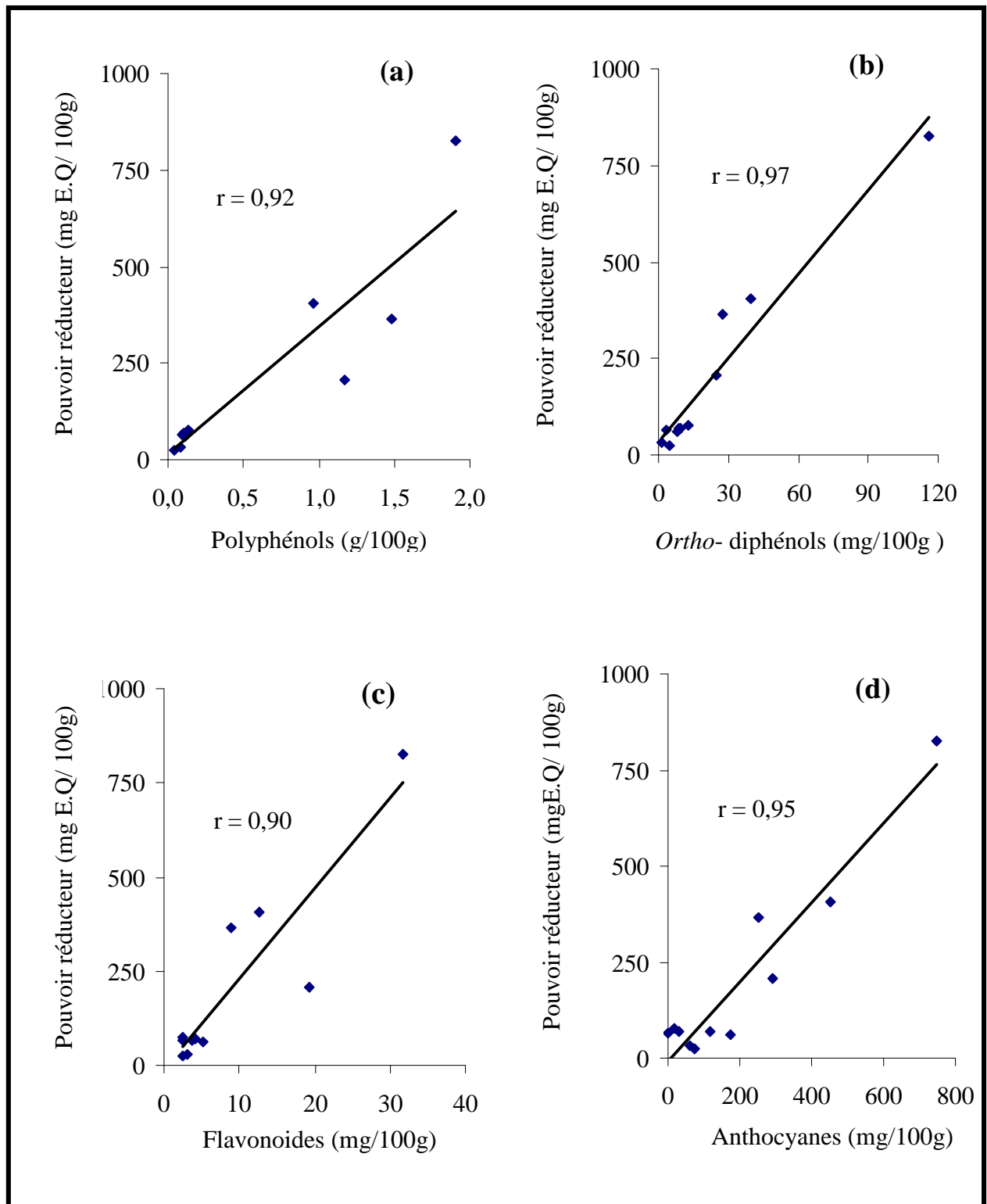
Les barres verticales représentent les écartypes.

Le pouvoir réducteur présente un profil comparable à celui des teneurs en substances antioxydantes ; les extraits riches en substances anti-oxydantes présentent le meilleur pouvoir réducteur. Des corrélations linéaires ont été obtenues entre le pouvoir réducteur et les teneurs en antioxydants des extraits (figure 17). Les coefficients de corrélation sont estimés à 0,91 pour les polyphénols, 0,97 pour les *O*-diphénols, 0,90 pour les flavonoïdes et 0,95 pour les anthocyanes. Ceci reflète l'implication de ces composés dans l'activité réductrice des extraits.

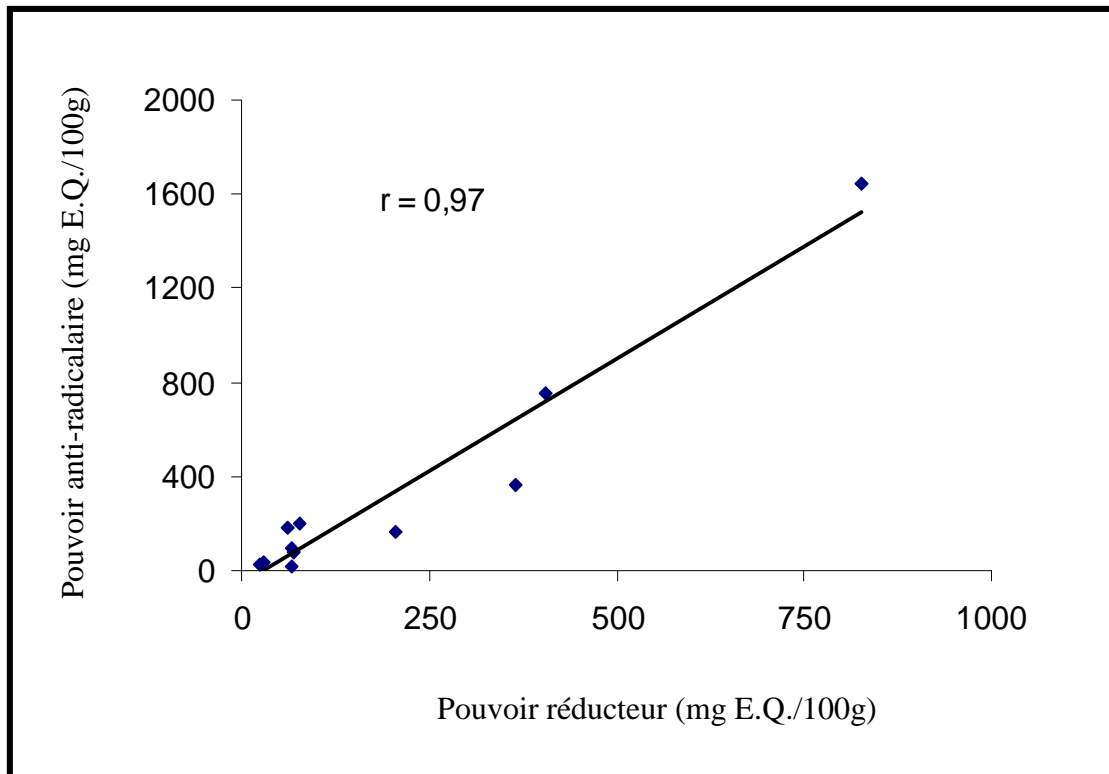
Dourtogou *et al.* (2006) ont obtenu une corrélation entre le pouvoir réducteur et les teneurs en composés phénoliques ( $r= 0,64$ ) uniquement avec les olives de table stockées sous atmosphère contrôlée. Nos résultats rejoignent ceux de Duan *et al.* (2007), à savoir que les anthocyanes montrent une grande capacité de donneurs d'électrons.

Les résultats de la présente étude indiquent aussi l'existence d'une corrélation significative entre l'activité antiradicalaire et le pouvoir réducteur ( $r= 0,97$ ) (figure18),

donc les deux méthodes sont compatibles pour l'étude du pouvoir antioxydant de l'olive de table.



**Figure 17:** Corrélations entre le pouvoir réducteur et les teneurs en polyphénols (a), *ortho*- diphénols (b), flavonoïdes (c) et en anthocyanes (d).



**Figure 18:** Corrélation entre le pouvoir antiradicalaire et le pouvoir réducteur.





## CONCLUSION

L'étude réalisée a été consacrée au dosage de substances anti-oxydantes de quelques variétés d'olives de table à trois stades de maturité (vert, tournant et noir) préparées selon quatre procédés d'élaboration, en considérant l'effet de l'origine géographique et du calibre des fruits, et à l'évaluation du pouvoir antioxydant des extraits d'olives en estimant leur activité anti-radicalaire et leur pouvoir réducteur.

Les teneurs en chlorophylles et en caroténoïdes sont très faibles pour l'ensemble des échantillons ; les teneurs de ces pigments diminuent considérablement au cours de la maturation.

Les résultats montrent que la teneur en composés phénoliques dans l'olive de table est fonction de la variété considérée, du mode d'élaboration, du stade de maturité, de l'origine géographique et du calibre des fruits.

Les olives tournantes au naturel en saumure sont les plus riches en composés phénoliques. La variété *Sigoise* de Ain-Defla présente les teneurs les plus élevées en polyphénols totaux, en *O*-diphénols, en flavonoïdes et en anthocyanes. Il est admis que la préparation en saumure préserve les composés phénoliques de l'olive, d'une diffusion importante. La variété *Sigoise* noircie par oxydation présente une teneur faible en composés phénoliques car l'oxydation provoque la polymérisation des *O*-quinones formées. Les olives noires au sel sec viennent en deuxième position en termes de teneur en composés phénoliques, et ce, en réponse à la diminution de l'activité de la PAL et en conséquence au mode de préparation ; le sel provoque une perte considérable en ces composés polaires. Aussi, l'implication des *O*-diphénols dans la synthèse des anthocyanes (maturation) explique la diminution très marquée.

Les olives tournantes sont paradoxalement plus riches en anthocyanes que les olives noires en raison de la décomposition de ces pigments, dans l'olive noire élaborée au sel sec, et de leur polymérisation. La différence constatée entre la teneur en anthocyanes des deux variétés d'olives noires, laisse supposer que la variété *Sigoise* renferme des anthocyanes glycosylées et que la variété *Azerradj* renferme des anthocyanes non glycosylées.

Les olives vertes confites en saumure sont les moins riches en composés phénoliques avec un maximum pour la variété *Azerradj* (calibre 8). Les faibles teneurs en composés phénoliques à ce stade diminuent au cours de l'élaboration par diffusion au cours du traitement alcalin, du lavage et du saumurage.

L'étude du pouvoir antioxydant des échantillons d'olives de table révèle que parallèlement aux teneurs en composés phénoliques, la capacité anti-oxydante suit l'ordre : olives Tournantes > olives noires > olives vertes. La variété *Sigoise* tournante de Ain-Defla exerce les meilleures activités anti-radicalaire (1644 mg E.Q./100g) et réductrice (827mg E.Q./ 100g), et la variété *Sigoise* noircie par oxydation présente de faibles pouvoirs anti-radicalaire (180 mg E.Q./100g) et réducteur (62 mg E.Q./100g). Les olives noires sont moins performantes et les olives vertes exercent les activités les plus faibles, oscillant entre 196 et 27 mg E.Q/100g (activité anti-radicalaire) et entre 76 et 25 mg E.Q./100g (activité réductrice). Par ailleurs, l'extrait de la variété *Sigoise* tournante de Ain-Defla a montré une grande efficacité dans l'inhibition du radical DPPH, avec une EC<sub>50</sub> de 8,7 µg/ml.

L'activité anti-oxydante varie considérablement entre les stades de maturité pour une même variété ; elle serait fonction de la nature des composés phénoliques prédominants (*O*-diphénols) et de l'absence de composés phénoliques glycosylés. Le mode d'élaboration des olives de table contrôle cette activité ; les olives tournantes noircies par oxydation ont une capacité anti-oxydante réduite. Elle varie également entre les variétés d'olives pour un même stade de maturité suivant le profil phénolique (nature, concentration, disponibilité de l'hydrogène, présence d'autres groupements donneurs d'hydrogène et d'*O*-méthoxy-phénols).

Des corrélations linéaires ont été établies entre les différentes classes de composés phénoliques et les activités anti-radicalaire et réductrice des extraits d'olives de table, témoignant ainsi que la teneur en substances phénoliques contrôle l'activité anti-oxydante.

Les données de notre étude confirment l'intérêt de la consommation des olives de table des variétés Algériennes, dans la lutte contre le stress oxydant. D'après nos résultats, l'objectif visé est de reconsidérer les taux de production des différents types d'olives de table, les olives tournantes en saumure ne représentant actuellement que

5% et les olives vertes monopolisant (plus de 60%) la production, mais aussi de sensibiliser les producteurs d'olives de table à l'intérêt d'intégrer le plus en amont possible la notion de risque oxydatif dans la gestion de cette matière première, et à la nécessité de la mise au point d'une réglementation à même de contrôler, voir de réduire la production d'olives tournantes noircies par oxydation.

Des études sont à envisager sur d'autres cultivars d'olives du territoire national de différents calibres, à des stades de maturité intermédiaires (vert tacheté, vert jaunâtre, jaune verdâtre,...) et élaborés avec différents procédés.

Une identification des composés phénoliques, après purification, est souhaitable pour une détermination de l'effet du traitement d'élaboration sur l'aspect qualitatif de la fraction phénolique de l'olive de table, ce qui pourrait affirmer les hypothèses énoncées. Des tests *in vivo* permettraient pour une meilleure évaluation du pouvoir antioxydant des olives de table.

# References bibliographiques

## A

**Abdille Md.H., Singh R.P., Jayaprakasha G.K. and Jena B.S.** 2005. Antioxydant activity of the extract from *Dillenia indica* fruits. *Food Chemistry*, 90: 891- 896.

**Alais C., Linden G. et Miclo L.** 2003. Les chlorophylles. In : *Biochimie alimentaire*. Ed. Dunod. pp. 119- 120.

**Aldini G., Piccoli A., Beretta G., Morazzoni P., Riva A., Marinello C. and Facino R.M.** 2006. Antioxydant activity of polyphenols from solid residues of c.v. *Coratina*. *Fitoterapia*, 77: 121- 128.

**Altarejosa J., Salido S., Perez-Bonilla M., Linares-Palomino P. J., van Beek T. A., Nogueras M. and Sanchez A.** 2005. « Preliminary assay on the radical scavenging activity of olive wood extracts ». *Fitoterapia*, 76: 348–351.

**Amiot M.J., Fleuriet A. and Macheix J.J.** 1986. Importance and Evolution of Phenolic compounds in Olive during Growth and Maturation. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 34 : 823-826.

**Amro B., Aburjai T. and Al-khalil S.** 2002. «Antioxydative and radical scavenging affects of olive cake extract ». *Fitoterapia*, 73: 456- 461.

**Anonyme, 2007.** L'oléiculture en Algérie. ALGERIE. E.108/Doc. N° 4. Mise à jour n° 32, Réf. 02 ; 16- 22.

**Aoshima H. and Ayabe S.** 2007. Prevention of the deterioration of polyphenol-rich beverages. *Food Chemistry*, 100: 350- 355.

**Arroyo Lopez F., Duran Quintana M.C. and Garrido Fernandez A.** 2006. Use of the generalized z-value concept to study the effects of temperature, NaCl concentration and pH on *Pichia anomala*, a yeast related to table olive fermentation. *International Journal of Food Microbiology*, 106: 45– 51.

**Arroyo-Lopez F.N., Bautista-Gallego J., Duran-Quintana M.C. and Garrido-Fernandez A.** 2007. Effects of ascorbic acid, sodium metabisulfite and sodium chloride on freshness retention and microbial growth during the storage of *Manzanilla-Alorena* cracked table olives. *LWT - Food Science and Technology*, doi:10.1016/j.lwt.2007.05.016.

## B

**Balatsouras G.,** 1997. Encyclopédie mondiale de l'olivier. Conseil Oléicole International, pp. 295- 342.

**Ben Ahmed C., Ben Rouina B. and Boukhris M.** 2007. Effects of water deficit on olive trees *Chemlali* under field conditions in arid region in Tunisia. *Scientia Horticulturae*, 113: 267–277.

**Berger M.M.** 2005. Can oxidative damage be treated nutritionally? *Clinical Nutrition*, 24: 172- 183.

**Bianchi G.** 2003. Lipids and phenols in table olives. *European Journal of Lipids and Science Technology*, 105: 229- 242.

**Bianco A., Chiacchio M.A., Grassi G., Iannazzo D., piperno A. and Romeo R.** 2006. Phenolic compounds of *Olea europaea*: isolation of new tyrosol and hydroxytyrosol derivatives. *Food Chemistry*, 95: 562- 565.

**Blekas G., Vassilakis C., Harizans C., Tsimidou M. and Boskou D.G.** 2002. Biophenols in table olives. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50: 3688- 3692.

**Boskou G., Salta F.N., Chrysostomou S., Mylona A., Chiou A. and Andrikopoulos N.K.** 2006. Antioxydant capacity and phenolic profile of table olives from the Greek market. *Food Chemistry*, 94: 558- 564.

**Brenes M.** 2004. Olive Fermentation and Processing: Scientific and Technological Challenges. *Journal of Food Science*, 33, 69 (1): 33- 34.

**Brenes M.** 2005. Elaboracion de aceitunas denominadas green ripe olives con variedades espanolas. *Grasas y Aceites*, 56 (3): 188- 191.

**Brenes-Balbuena M., Garcia-Garcia P. and Garrido Fernandez A.** 1992. Phenolic compounds related to the black color formed during the processing of ripe olives. *Journal of Agricultural Food Chemistry*, 40: 1192- 1196.

**Brescia M. A., Pugliese T., Hardy E. and Sacco A.** 2007. Compositional and structural investigations of ripening of table olives, *Bella della Daunia*, by means of traditional and magnetic resonance imaging analyses». *Food Chemistry*, 105: 400–404.

**Briante R., La Cara F., Pia Tonziello M., Febbraio F. and Nucci R.** 2001. Antioxidant Activity of the Main Bioactive Derivatives from Oleuropein Hydrolysis by Hyperthermophilic  $\beta$ -Glycosidase. *Journal of Agricultural Food Chemistry*, 49: 3198-3203.

**Byrne J.A. Grieve D.J. Cave A.C and Shah A.M.** 2003. Oxidative stress and heart failure. *Archive des maladies du Coeur et des Vaisseaux*, 96: 214- 220.

## C

**Cebeci A. and Gurakan C.** 2003. Properties of potential probiotic *Lactobacillus plantarum* strains. *Food Microbiology*, 20: 511- 518.

**Chammem N., Kachouri M., Mejri M., Peres C., Boudabous A. and Hamdi M.** 2005. Combined effect of alkali pretreatment and sodium chloride addition on the olive fermentation process. *Bioresource Technology*, 96 (11): 1311- 1316.

**Chan A.C.** 1998. Vitamin E and Atherosclerosis. *Recent Advances in Nutritional Science*, 1593- 1595.

**Chorianopoulos N.G., Boziaris I.S., Stamatiou A. and Nychas G.-J.E.** 2005. Microbial association and acidity development of unheated and pasteurized green-table olives fermented using glucose or sucrose supplements at various levels. *Food Microbiology*, 22: 117–124

**Codex Stan 66**, 1987. « Norme Codex pour les olives de table ». Collaboration du Conseil Oléicole International et du Codex Alimentarius 1981 (Rev. 1- 1987): 1- 21.

**Conseil Oléicole International**, 1981. Norme qualitative unifiée applicable aux olives de table dans le commerce international. T/OT/Document n°15.

**Conseil Oléicole International**, 2007. Olives de table –Table olives. 1- 8.

**Campeol E., Flamini G., Chericoni S. and Catalano S.** 2001. Volatile compounds from three cultivars of *Olea europaea* from Italy. *Journal of Agricultural Food Chemistry*, 49: 5409-5411.

**Criado M.N, Motilva M.J, Goni M. and Romero M.P.** 2007. Comparative study of the effect of the maturation process of the olive fruit on the chlorophyll and carotenoid fractions of drupes and virgin oils from *Arbequina* and *Farga* cultivars. *Food Chemistry*, 100: 748- 755.

**Cuvelier C., Cabaraux J.-F., Dufrasne I., Hornick J.-L. et Istasse L.** 2004. Acides gras : nomenclature et sources alimentaires. *Annale de Médecine Vétérinaire*, 148 : 133-140.

## **D**

**De Castro A., Montano A., Casado F.J., Sanchez A.H and Rejano L.** 2002. Utilisation of *Enterococcus casseliflavus* and *Lactobacillus pentosus* as starter cultures for Spanish-style green olive fermentation. *Food Microbiology*, 19: 637- 644.

**Dehut A.** 2003. Synthèse des vitamines liposolubles. In : Les vitamines dans les industries agroalimentaires. Lavoisier, ed. Techniques et Documents, pp. 71- 79.

**Demir V., Gunhan T. and Yagcioglu A.K.** 2007. Mathematical modelling of convection drying of green table olives. *Biosystems Engineering*, 98: 47 – 53

**Derbel S., et Ghedira K.** 2005. Les phytonutriments et leur impact sur la santé. *Phytothérapie*, 1 : 2- 34.

**Diaz R., Gil L. , Serrano C., Blasco M., Molt E. and Blasco J.** 2004. Comparison of three algorithms in the classification of table olives by means of computer vision. *Journal of Food Engineering*, 61:101–107.

**Dimitrios B.** 2006. Sources of natural phenolic antioxidants. *Trends in Food Science and Technology*, 17: 505- 512.

**Dortoglou V. G., Mamalos A. and Makris D. P.** 2006. Storage of Olives (*Olea europaea* L.) under CO<sub>2</sub> atmosphere: Effect on anthocyanins, phenolics, sensory attributes and in vitro antioxidant properties. *Food Chemistry*, 99: 342- 349.

**Duan X., Jiang Y., Su X., Zhang Z. and Shi J.** 2007. Antioxydant properties of anthocyanins extracted from litchi (*Litchi Chinensis* Sonn.) fruit pericarp browning. Food Chemistry, 101: 1365- 1371.

**Duriez J. M.** 1998. AFIDOL PRO: Confiserie Olives vertes, Confiserie olives noires. AFIDOL : 1-7.

## ***E***

**El khaloui M., et Nouri A.** 2007. Procédé d'élaboration des olives de table à base des variétés *Picholine* Marocaine et *Dahbia*. Transfert de Technologie en Agriculture, 152 : 1- 4.

**Esti M., Cinquanta L. and La Notte E.** 1998. Phenolic compounds in different olive varieties. Journal of Agriculture and Food Chemistry, 46: 32- 35.

## ***F***

**Fernandez-Diez M. J.** 1979. Texture of table olives and pimientos. Journal of Texture Studies, 10: 103-116.

**Fernando-Reyes L., Villarreal E. and Zevallos L.C.** 2007. The increase in antioxydant capacity after wounding depends on the type of fruit or vegetable tissue. Food Chemistry 101: 1254- 1262.

## ***G***

**Gandul-Rojas B., Roca M. and Mínguez-Mosquera M.I.** 1996. Chlorophyll and carotenoid composition in virgin olive oils from various Spanish olive varieties. Journal of Science and Food Agriculture, 76: 31- 39.

**Gandul-Rojas B., Roca M. and Mínguez-Mosquera M.I.** 2004. Chlorophyll and carotenoid degradation mediated by thylakoid-associated peroxidative activity in olives (*Olea europaea*) cv. *Hojiblanca*. Journal of Plant Physiology, 161: 499–507 .

**Garcia-Alonso M., de Pascual-Teresa S., Santos-Buelga C. and Rivas-Gonzalo J.C.** 2004. Evaluation of the antioxidant properties of fruits. Food Chemistry, 84 : 13–18.

**Gimeno E., Castellote A.I., Lamuela-Raventos R.M., De la Torre M.C. and Lopez-Sabater M.C.** 2002. The effects of harvest and extraction methods on the antioxidant content (phenolics,  $\alpha$ -tocopherol, and  $\beta$ -carotene) in virgin olive oil. Food Chemistry, 78 : 207–211.

**Gómez-Rico A., Fregapane G. and Salvador D.** 2008. Effect of cultivar and ripening on minor components in spanish olive fruits and their corresponding virgin olive oils. Food Research International, doi: 10.1016/j.foodres.2008.02.003.

## ***H***

**Halliwell B., Rafter J. et Jenner A.** 2005. Health promotion by flavonoids, tocopherols, tocotrienols, and other phenols: direct or indirect effects? Antioxidant or not. The American Journal of Clinical Nutrition, 81: 26- 276.



**Hannachi H., Msallem M., Ben Elhadj S. et El Gazzah M.** 2007. Biologie et pathologie végétales / Plant biology and pathology Influence du site géographique sur les potentialités agronomiques et technologiques de l'olivier (*Olea europaea* L.) en Tunisie. Comptes Rendus Biologies, 330 :135–142.

**Hassan Gilani A., Khan A. and Ghayur M. N.** 2006. Ca<sup>2+</sup> antagonist and cholinergic activities explain the medicinal use of olive in gut disorders. Nutrition Research, 26: 277– 283.

**Hastya A. H., Gruena M. L., Terry E. S., Surmia B. K., Atkinson R. D., Gaob L. et Morrow J. D.** 2007. Effects of vitamin E on oxidative stress and atherosclerosis in an obese hyperlipidemic mouse model. Journal of Nutritional Biochemistry, 18 : 127–133.

**He Z. and Xia W.** 2007. Analytical, Nutritional and Clinical Methods Analysis of phenolic compounds in Chinese olive (*Canarium album* L.) fruit by RPHPLC–DAD–ESI–MS. Food Chemistry, 105 : 1307–1311.

**Heim K.E., Tagliaferro A.T. and Bobilya D.J.** 2002. Flavonoid antioxidants: chemistry, metabolism and structure- activity relationship. Journal of Nutritional Biochemistry, 13: 572-54.

**Hernández A., Martín A., Aranda E., Perez-Nevaldo F. and Cordoba M.G.** 2007. Identification and characterization of yeast isolated from the elaboration of seasoned green table olives. Food Microbiology, 24: 346–351.

**Huang D., Ou B., and Prior R.L.** 2005. The chemistry behind antioxidant capacity assays. Journal of Agricultural and Food Chemistry, 53: 1841- 1856.

## I

**Idrissi I.J., Rahmani M. et Souizi A.A.** 2004. Essais de désamérisation biologique des olives de table à échelle industrielle. Olivae, 101 : 34- 37.

**Iqbal S. and Bhangar M.I.** 2006. Effect of season and production location on antioxidant activity of *Moringa oleifera* leaves grown in Pakistan. Journal of Food Composition and Analysis, 19: 544- 551.

**Iqbal S., Bhangar M.I. and Anwar F.** 2006. Antioxidant properties and components of bran extracts from selected wheat varieties commercially available in Pakistan. LWT, 40: 361- 367.

## J

**Javier Benitez J., Acero J.L. and Leal A.I.** 2003. Purification of storage brines from the reservation of table olives. Journal of Hazardous Materials B, 96: 155–169.

**Jimerez Diaz R., Rios-Sanchez R. M., Desmazeaud M., Ruiz-Barba J. L. and Piard J.-C.** 1993. Plantaricins S and T, Two New Bacteriocins Produced by *Lactobacillus plantarum* LPCO10 Isolated from a Green Olive Fermentation. Applied and Environmental Microbiology, 59, (5): 1416-1424.

## K

**Kacem M., Zadi-Karam H. and Karam N.E.** 2005. Detection and activity of plantaricin OL15 a bacteriocin produced by *Lactobacillus plantarum* OL15 isolated from Algerian fermented olives. *Grasas y Aceites*, 56, (3): 192-197.

**Kalua C.M., Allen M.S., Bedgood D.R., Bishop A.G., Prenzler P.D. and Robards K.** 2007. Olive oil volatile compounds, flavour development and quality: A critical review. *Food Chemistry*, 100: 273–286.

**Kiritsakis A.K.** 1998. Flavor components of olive oil –A review. *Journal of American Olive Council Society*, 75 (6): 673- 681.

**Kyriacou A., Lasaridi, K.E. , Kotsou M., Balis C. and Pilidis G.** 2005. Combined bioremediation and advanced oxidation of green table olive processing wastewater. *Process Biochemistry*, 40: 1401–1408

## L

**Leal-Sanchez M.V., Ruiz-Barba J.L., Sanchez A.H., Rejano L., Jimenez-Diaz R. and Garrido A.** 2003. Fermentation profile and optimization of green olive fermentation using *Lactobacillus plantarum* LPCO10 as a starter culture. *Food Microbiology*, 20: 421–430.

**Leal-Sanchez M. V., Jimenez-Díaz R., Maldonado-Barragan A., Garrido-Fernandez A., and Ruiz-Barba J. L.** 2002. Optimization of Bacteriocin Production by Batch Fermentation of *Lactobacillus plantarum* LPCO10. *Applied and Environmental Microbiology*, 68, (9): 4465–4471.

**Leong L.P. and Shui G.** 2002. An investigation of antioxidant capacity of fruits in Singapore markets. *Food Chemistry*, 76: 69–75.

**Lesage-Meessen L., Navarro D., Maunier S., Sigoillot J-C., Lorquin J., Delattre M., Simon J-L., Asther M. and Labat M.** 2001. Simple phenolic content in olive oil residue as a function of extraction systems. *Food Chemistry*, 75: 501- 507.

**Lopez A., Garcia P. and Garrido A.** 2008. Multivariate characterization of table olives according to their mineral nutrient composition. *Food Chemistry*, 106: 369–378.

**Lorenzi V., Maury J., Casanova J. and Berti L.** 2006. Purification, product characterization and kinetic properties of lipoxygenase from olive fruit (*Olea europaea* L.). *Plant Physiology and Biochemistry*, 44 : 450–454.

**Lu Z., Nie G., Belton P., Tang H. and Zhao B.** 2006. Structure–activity relationship analysis of antioxidant ability and neuroprotective effect of gallic acid derivatives. *Neurochemistry International*, 48 : 263–274.

**Lu Curto S., Dugo G., Mondello L., Errante G. and Russo M.T.** 2001. Variation in tocopherol content in Italian virgin olive oil. *Italian Journal of Food Science*, (2): 221- 223.

**Luques de Castro M.D. and Japon Lujan R.** 2006. State of- the- art and trends in the analysis of oleuropein and derivatives. Trends in Analytical Chemistry, 25 (5) : 501-511.

## **M**

**Mafra I., Barros A.S. and Coimbra M. A.** 2006. Effect of black oxidising table olive process on the cell wall polysaccharides of olive pulp (*Olea europaea* L. var. *Negrinha do Douro*) Carbohydrate Polymers, 65: 1–8.

**Mafra I., Barros A. S. and Coimbra M.A.** 2007. The combined effects of black oxidising table olive process and ripening on the cell wall polysaccharides of olive pulp. Carbohydrate Polymers. 68 : 647–657.

**Makris D.P, Boskou G. and Andrikopoulos N.K.** 2007. Polyphenolic content and in vitro antioxidant characteristics of wine industry and other agri-food solid waste extracts. Journal of Food Composition and Analysis, 20: 125- 132.

**Maldonado A., Ruiz-Barba J.L., Floriano1 B. and Jimenez-Diaz R.** 2002. The locus responsible for production of plantaricin S, a class IIb bacteriocin produced by *Lactobacillus plantarum* LPCO10, is widely distributed among wild-type Lact. plantarum strains isolated from olive fermentations. International Journal of Food Microbiology, 77: 117– 124.

**Maldonado M.B., Zuritz C.A. and Assof M.V.** 2008. Diffusion of glucose and sodium chloride in green olives during curing as affected by lye treatment. Journal of Food Engineering, 84: 224–230.

**Malik N.S.A and Bradford J.M.** 2006. Changes in oleuropein levels during differentiation and development of floral buds in *Arbequina* olives. Scientia Horticulturae, 110: 274- 278.

**Manan F.** 1994. Tocopherol contents of Pakistani seed oils studied by normal phase HPLC. Journal of Islamic Academy of Sciences, 7 (1): 34- 3.

**Manfred M., et Moll N.** 1998. Additifs alimentaires et auxiliaires technologiques. 2<sup>ème</sup>Ed. Dunod, pp. 93.

**Marsilio V., Russi F., Iannucci E. and Sabatini N.** 2007. Effects of alkali neutralization with CO<sub>2</sub> on fermentation, chemical parameters and sensory characteristics in Spanish-style green olives (*Olea europaea* L.). LWT - Food Science and Technology, doi :10.1016/ j.lwt. 2007.05.013.

**Martin H. D., Ruck C., Schmidt M., Sell S., Beutner S., B. et Mayer and Walsh R.** 1999. Chemistry of carotenoids oxidation and free radical reactions. Pure Applied Chemistry, 71 (12): 2253- 2262.

**Mazzuca S., Spadafora A., and Innocenti A.M.** 2006. Cell and tissue localization of  $\beta$ -glucosidase during the ripening of olive fruit (*Olea europaea*) by *in situ* activity assay. Plant Science, 171: 726- 733.

**McDonald S., Prenzler P.D., Antolovich M. and Robards K.** 2001. Phenolic content and antioxidant activity of olive extracts. *Food Chemistry*, 73: 73- 84.

**Medina E., Romero C., de Castro A., Brenes M. and García, A.** 2008. Inhibitors of lactic acid fermentation in Spanish-style green olive brines of the *Manzanilla* variety. *Food Chemistry*, doi: 10.1016/j.foodchem.2008.02.084.

**Mendil M. and Sebai A.** 2006. Catalogue des variétés Algériennes de l'olivier. Institut technique de l'arboriculture fruitière et de la vigne. pp: 48, 52, 86.

**Milosevic J., Ashton D. S. and Cocksedge M.J.** 2002. Lipids present in olive skin. *International Journal of Food Science and Technology*, 37: 523–526.

**Minguez Mosquera M.I and Garrido Fernandez J.** 1989. Chlorophyll and Carotenoid presence in olive fruit (*Olea europaea*). *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 37(1): 1-7

**Minguez Mosquera M.I, Gandul Rojas B., Garrido Fernandez J and Gallardo- Guerrero L.** 1990. Pigments present in virgin olive oil. *Journal of American Olive Council Society*, 67 (3): 192- 196.

## N

**Nagendran B., Kalayana S. and Samir S.** 2005. Phenolic compounds in plants and agriindustrial by- products: antioxidant activity, occurrence and potential uses. *Food Chemistry*, 54: 1991- 1993.

**Negre Salvayre N. and Salvayre R.** 2005. Effet protecteur des acide gras contre le stress oxydatif : Implication en physiopathologie vasculaire. *Oléagineux Corps Gras et Lipides*, 12 (5-6): 433- 438.

**Nanos G.D., Kiritsakis A.K. and Stakiotakis E.M.** 2002. Preprocessing storage conditions for green *Conservolea* and *Chondrolia* table olives. *Postharvest Biology and Technology*, 25: 109- 115.

**Navarro M.** 2004. SPME analysis of volatile compounds from unfermented olives subjected to thermal treatment. *Analytical and Bioanalytical Chemistry*, 379 (5-6): 812-817.

**Nijveldt R.J., Nood E.V, Hoorn D.E.V., Boelens P.G., Norren K.V. and Leeuwen P.A.V.** 2001. Flavonoids: a review of probable mechanisms of action and potential applications. *American Journal of Clinical Nutrition*, 74: 418- 425.

## O

**Obied H.K., Bedgood D.R. Jr., Prenzler, P.D and Robards K.** 2007. Bioscreening of Australian olive mill waste extracts: Biophenol content, antioxidant, antimicrobial and molluscicidal activities. *Food and Chemical Toxicology*, 45: 1238–1248.

**Owen R.W., Haubner R., Mier W., Giacosa A., Hull W.E., Spiegelhalder B. and Bartsch H.** 2003. Isolation, structure elucidation and antioxidant potential of the major phenolic and flavonoid compounds in brined olive drupes. *Food and Chemical Toxicology*, 41 (5):703–717.

**Özay G. and Borcak M.** 1995. Effect of brine replacement and salt concentration on the fermentation of naturally black olives. *Food Research International*, 28 (6): 553- 559.

**Ozdemir M.** 1997. Table olive fermentation. *Okyanus Danismanlik*: 1-9.

**Ozyilkan O., Colak D., Aklali Z. and Basturk B.** 2005. Olive : Fruit of peace against cancer. *Asian Pacific Journal of Cancer Prevention*, 6: 77-82.

## **P**

**Panagou E. Z.** 2006. Greek dry-salted olives: Monitoring the dry-salting process and subsequent physico-chemical and microbiological profile during storage under different packing conditions at 4 and 20 °C. *LWT*, 39 : 322–329.

**Panagou E. Z., Schillinger U., Franz C. M.A.P. and Nychas G..J. E.** 2008. Microbiological and biochemical profile of cv. *Conservolea* naturally black olives during controlled fermentation with selected strains of lactic acid bacteria. *Food Microbiology*, 25: 348–358.

**Parinos C.S., Stalikas C.D., Giannopoulos Th.S. and Pilidis G.A.** 2007. Chemical and physicochemical profile of wastewaters produced from the different stages of Spanish-style green olives processing. *Journal of Hazardous Materials*, 145: 339–343.

**Patumi M., d’Andria R., Marsilio V., Fontanazza G., Morelli G. and Lanza B.** 2002. Olive and olive oil quality after intensive monocone olive growing (*Olea europaea* L., cv. *Kalamata*) in different irrigation regimes. *Food Chemistry*, 77: 27–34.

**Piga A., Del Caro A., Pinna I. and Agabbio M.** 2005. Anthocyanin and colour evolution in naturally black table olives during anaerobic processing. *LWT*, 38: 425- 429.

**Pincemail J., Defraigne JO., Meurisse M. and Limet R.** 1998 a. Anti-oxydants et prévention des maladies cardiovasculaires, 3ème partie: caroténoïdes et vitamine A.. *Medi Sphère 90: Alimentation et Diététique* : 1-4

**Pincemail J., Defraign, JO., Meurisse M. and Limet R.** 1998 b. Antioxydants et prévention des maladies cardiovasculaires. 2ème partie: la vitamine E. *Medi Sphère, 90*: 1- 5.

**Perrin. J.L.** 1992. Les composés mineurs et les antioxygènes naturels de l’huile d’olive. *Revue Française des Corps Gras*, 39 (1/2): 25-31.

**Perez-Bonilla M., Salido S., Teris A., Beek v., Pablo J. Palomino L., Altarejos J., Noguerras M. and Sanchez A.** 2006. Isolation and identification of radical scavengers in olive tree (*Olea europaea*) wood. *Journal of Chromatography A*, 112: 311–318.

**Pokorny J., Kalinova L. and Dysseler P.** 1995. Determination of chlorophyll pigments in crude vegetable oils. *Pure and Applied Chemistry*, 67 (10): 1781- 1787.

## **R**

**Ribéreau- Gayon P.** 1968. Propriétés chimiques des phénols. Application aux produits naturels. In : *Les composés phénoliques des végétaux*. Ed. Dunod : 28- 157.

- Robards K., Prenzler P.D., Tucker G., Swatsitang P. and Glover W.** 1999. Phenolic compounds and their role in oxidative process in fruits. *Food Chemistry*, 66: 401- 436.
- Roca M. and Minguéz Mosquera M.I.** 2001. Changes in chloroplast pigments of olive varieties during fruit ripening. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 49: 832- 839.
- Roca M. and Minguéz Mosquera M.I.** 2003a. Carotenoid levels during the period of growth and ripening in fruits of different olive varieties (*Hojiblanca*, *Picual* and *Arbequina*). *Journal of Plant Physiology*, 160: 451–459.
- Roca M. and Minguéz Mosquera M.I.**, 2003b. Involvement of chlorophyllase in chlorophyll metabolism in olive varieties with high and low chlorophyll content. *Physiologia Plantarum*, 117: 459- 466.
- Roca M., Gandul-Rojas B. and Minguéz-Mosquera I.** 2007. Varietal differences in catabolic intermediates of chlorophylls in *Olea europaea* (L.) fruit cvs. *Arbequina* and *Blanqueta*. *Postharvest Biology and Technology*, 44 : 150–156.
- Roche M., Dufour C., Mora N. and Dangles O.** 2005. Antioxidant activity of olive phenols: mechanistic investigation and characterization of oxidation products by mass spectrometry. *The Royal Society of Chemistry. Org. Biomolecular Chemistry*, 3: 423- 430.
- Rodríguez G., Lama A., Rodríguez R., Jiménez A., Guillen R. and Fernández-Bolanos J.** 2007. Olive stone an attractive source of bioactive and valuable compounds. *Bioresource Technology*, doi:10.1016/j.biortech.2007.11.027.
- Romani A., Mulinacci N., Pinelli P., Vincieri F.F. and Cimato A.** 1999. Phenolic content in five Tuscany cultivars of *Olea europaea* L. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 47: 964- 967.
- Romero C., Brenes M., Yousfi K., Garcia P. and Garcia A.** 2004. Polyphenol changes during fermentation of naturally black olives. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 52 (7): 1973-1979.
- Roussel A.M. and Ferry M.** 2002. Stress oxydant et vieillissement. *Nutrition Clinique et Métabolisme*, 16 : 25- 291.
- Ryan D., Robards K. and Lavee S.** 1999. Changes in phenolic content of olives during maturation. *International Journal of Food Science and Technology*, 37: 523–526.
- Ryan D., Antholovich M., Prenzler P.D., Robard K. and Lavee S.** 2002. Biotransformations of phenolic compounds in *Olea europaea* L. *Scientia Horticulturyae*, 92 : 147- 176.
- Ryan D., Prenzler P.D., Lavee S., Antholovich M. and Robard K.** 2003. Quantitative changes in phenolic content during physiological development in the olive (*Olea europaea*) cultivar Hardy's Mammoth. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 51: 2532- 2538.
- Ruiz-Barba J. L., Cathcart D. P., Warner P. J. and Jimenez-Diaz R.** 1994. Use of *Lactobacillus plantarum* LPCO10, a Bacteriocin Producer, as a Starter Culture in Spanish-Style Green Olive Fermentations. *Applied and Environmental Microbiology*, 60, (6) : 2059-2064.

## S

**Sabatini N., Mucciarella M., Regina and Marsilio V.** 2007. Volatile compounds in uninoculated and inoculated table olives with *Lactobacillus plantarum* (*Olea europaea* L., cv. *Moresca* and *Kalamata*), LWT - Food Science and Technology, doi: 10.1016/j.lwt. 2007. 12. 002.

**Saija A. and Ucella N.** 2001. Olive biophenols : functional effects on human wellbeing. Trends in Food Science and Technology, 11: 357- 363.

**Saif Mokbel M. and Hashinaga F.,** 2006. Evaluation of the antioxidant activity of extracts from buntan (*Citrus grandis Osbeck*) fruit tissues. Food Chemistry, 94: 529- 534.

**Sakouhi F., Harrabi S., Absalon C., Sbei K., Boukhchina S. and Kallel H.** 2008.  $\alpha$ -Tocopherol and fatty acids contents of some Tunisian table olives (*Olea europaea* L.): changes in their composition during ripening and processing. doi:10.1016/j.foodchem.2007. 11.043.

**Samaniego-Sanchez C., Troncoso Gonzalez A.M., Garcia-Parrilla M.C., Quesada Granados J.J., Lopez Garcia de la Serrana H. e and 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

**Saraiva J.A., Nunes C. S. and Coimbra M. A.** 2007. Purification and characterization of olive (*Olea europaea* L.) peroxidase – Evidence for the occurrence of a pectin binding peroxidase. Food Chemistry, 101: 1571–1579.

**Savarese M., De Marco E. and Sacchi R.** 2007. Characterization of phenolic extracts from olives (*Olea europaea* cv. *Pisciottana*) by electrospray ionization mass spectrometry. Food Chemistry, 105 :761–770

**Sahan Y., Basoglu F. and Gucer S.** 2007. ICP-MS analysis of a series of metals (Namely: Mg, Cr, Co, Ni, Fe, Cu, Zn, Sn, Cd and Pb) in black and green olive samples from Bursa and Turkey. Food Chemistry, 105: 395–399.

**Schröder H.** 2007. Protective mechanisms of the Mediterranean diet in obesity and type 2 diabetes. Journal of Nutritional Biochemistry, 18: 149–160.

**Segovia Bravo K.A., Arroyo López F.N., García García P., Durán Quintana M.C. and Garrido Fernández A.** 2007. Treatment of green table olive solutions with ozone. Effect on their polyphenol content and on *Lactobacillus pentosus* and *Saccharomyces cerevisiae* growth. International Journal of Food Microbiology, 114: 60–68.

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

**Son S. and Lewis B.A.** 2002. Free radical scavenging and antioxydative activity of caffeic acid amide and ester analogues : Structure-activity relationship. Journal of Agricultural and Food Chemistry, 50: 468- 472.

**Soni M.G. , Burdock G.A., Christian M.S., Bitler C.M. and Crea R.** 2006. Safety assessment of aqueous olive pulp extract as an antioxidant or antimicrobial agent in foods. *Food and Chemical Toxicology*, 44 : 903–915.

**Sousa A., Ferreira I.C.F.R., Calhella R., Andrade P.B., Valentao P., Seabra R., Estevinho L., Bento A. and Pereira J.A.** 2006. Phenolics and antimicrobial activity of traditional stoned table olives *alcaparra*. *Bioorganic and Medicinal Chemistry*, 14: 8533-8538.

**Sousa A., Ferreira I.C.F.R., Barros L., Bento A. and Alberto Pereira J.** 2007. Effect of solvent and extraction temperatures on the antioxidant potential of traditional stoned table olives *Alcaparras*. *LWT, Food Science and Technology*. Doi: 10.1016.j.l.w. 2007.04.003.

**Sun C. Chen K., Chen Y. and Chen Q.** 2005. Content and antioxydant capacity of limonin and nomilin in different tissues of citrus fruit of four cultivars during fruit growth and maturation. *Food Chemistry*, 93: 599- 605.

## T

**Tirilly Y. and Bourgeois C.M.** 1999. Les légumes fermentés (jehanno D. et Le Guern J.). In : *Technologie des légumes*. Ed. Technique et Documentation. pp. 424- 426.

**Tsimidou M.** 1998. Polyphenols and quality of virgin olive oil in retrospect. *Italian Journal of Food Science*, 10 (2): 99- 112.

**Tognetti R., Andria R., Lavini A. and Morelli G.** 2006. The effect of deficit irrigation on crop yield and vegetative development of *Olea europaea* L. (*Frantoio* and *Leccino*). *European Journal of Agronomy*, 25 : 356–364.

**Toor R. and Savage G.P.** 2005. Antioxydant activity in different fractions of tomatoes. *Food Research International*, 3: 487- 494.

**Toscano' G., Colarieti M. L. and Greco G.** 2003. Oxidative polymerisation of phenols by a phenol oxidase from green olives. *Enzyme and Microbial Technology*, 47-54.

**Tovar J., Romero P., Girona J. and Motilva M. J.** 2002. L-phenylalanine ammonia-lyase activity and concentration of phenolics in developing olives *Olea europaea* L. cv *Arbequina* fruit grown under different irrigation regimes. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 82: 892- 898.

**Tuck K.L and Hayball P.J.** 2002. Major phenolic compounds in olive oil: Metabolism and health effects. *Journal of Nutritional Biochemistry*, 13: 636- 644.

## U

**Ucella N.** 2001. Olive biophenols: Novel ethnic and technological approach. *Trends in Food Science and Technology*, 11: 328- 339.



## V

**Villano D., Fernandez-Pachon M.S., Moya M.L., Troncoso A.M. and Garcia-Parrilla M.C.** 2007. Radical scavenging ability of polyphenolic compounds towards DPPH free radical. *Talanta*, 71: 230- 235.

**Vinha A.F., Ferreres F., Silva B.M., Valentao P., Gonçalves a., Pereira J.A., oliveira M.B., seabra R.M. and Andrade P.B.** 2005. Phenolic profiles of Portuguese olive fruits (*Olea europaea*): Influence of cultivar and geographical origin. *Food Chemistry*, 89: 561- 568.

**Visioli F. and Galli C.** 1998. Olive oil phenols and their potential effects on human health. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 46: 4292- 4296.

**Visioli F., Caruso D., Galli C., Viappiani S., Galli G. and Sala A.** 2000. Olive Oils Rich in Natural Catecholic Phenols Decrease Isoprostane Excretion in Humans. *Biochemical and Biophysical Research Communications*, 278 (3 ): 797-799.

**Vlahov G.** 1992. Flavonoids in three olive (*Olea europaea*) fruit varieties during maturation. *Journal of Science and Food Agriculture*, 58: 157- 159.

## W

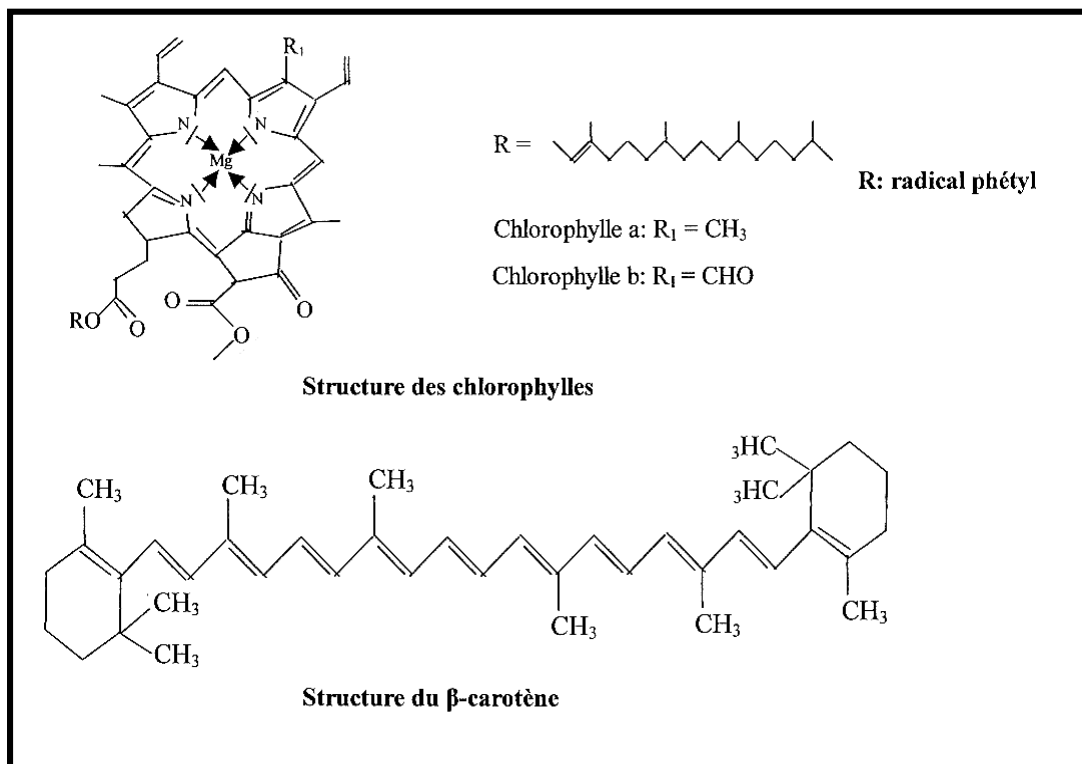
**Wang H., Dong Gao X., Zhou G., Cai L. and Yao W. B.** 2008. In vitro and in vivo antioxidant activity of aqueous extract from *Choerospondias axillaris* fruit. *Food Chemistry*, 106: 888–895.

**Williamson G. and Manach C.** 2005. Bioavailability and bioefficacy of polyphenols in humans. II. Review of 93 intervention studies. *American Journal of Clinical Nutrition*, 1: 243-255.

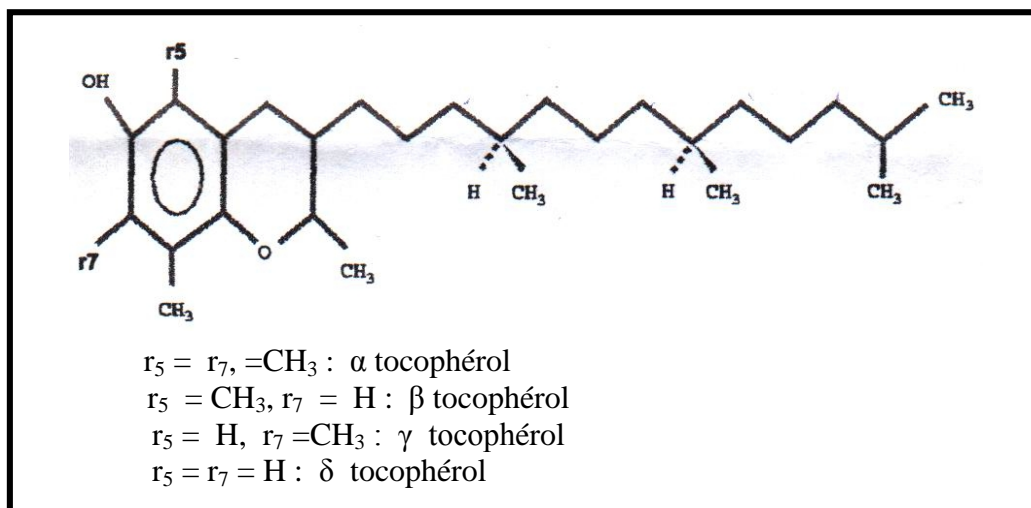
## Z

**Zamora R., Alaiz M. and hidalgo F.J.** 2001. Influence of cultivar and fruit ripening on olive (*Olea europaea*) fruit protein content, composition and antioxidant activity. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 49: 4267- 4270.

**Zhan Y., Hong-Dong C. and yao Y-J.** 2006. Antioxidant activities of aqueous extract from cultivated fruit-bodies of *Cordyceps militaris* (L.) Link *in vitro*. *Journal of Integrative Plant Biology*, 48 (11): 1365- 1370.



**Figure 3 :** Structure des chlorophylles a et b et du  $\beta$ - carotène (Perrin, 1992)



**Figure 4 :** Structure des tocophérols (Manfred et Moll, 1998).

## Résumé

L'olive de table (*Olea europaea*) est un produit fruitier traditionnel très répandu dans le régime méditerranéen. L'objectif de cette étude est la détermination quantitative des substances antioxydantes ainsi que l'évaluation du pouvoir antioxydant de trois variétés d'olives de table (*Sigoise*, *Bouchouk* et *Azerradj*) à différents stades de maturité (vert, tournant et noir) en mettant en avant l'effet variétal, le procédé d'élaboration, l'origine géographique et le calibre des fruits. Les olives vertes confites en saumure sont les plus riches en pigments chlorophylliens et caroténoïdes ; leurs teneurs diminuent considérablement au cours de la maturation. La teneur en composés suit l'ordre olives tournantes > olives noires > olives vertes ; la variété *Sigoise* tournante en saumure de Ain-Defla est la plus riche en polyphénols totaux (1,9g/100g), en *O*-diphénols (116 mg/100g), en flavonoïdes (31,6 mg/100g) et en anthocyanes (76 mg/100g). La variété *Sigoise* noircie par oxydation présente les teneurs les plus faibles. La variété *Sigoise* de Ain-Defla est plus riche en composés phénoliques que celle de Sidi-Aich et la variété *Azerradj* au calibre 8 est plus riche que le fruit du calibre 12/13. La capacité antioxydante des échantillons suit le même ordre que celui des teneurs en composés phénoliques. La variété *Sigoise* de Ain-Defla exerce les plus fortes activités antiradicalaire (1,6 g équivalent quercétine/100g) et réductrice (0,9 g équivalent quercétine/100g). Aussi, l'extrait de cette même variété a montré une grande efficacité dans la neutralisation du radical DPPH, avec une EC<sub>50</sub> de 8,7 µg/100g.

Des corrélations linéaires entre l'activité antioxydante et les teneurs en composés phénoliques des extraits ont été constatées. Un coefficient de corrélation de 0,97 est établi entre le pouvoir antiradicalaire et le pouvoir réducteur. Les résultats de cette étude montrent que la consommation des olives de table permet un apport considérable en substances anti-oxydantes et interviendrait de ce fait dans la lutte contre le stress oxydant.

**Mots clés :** Olive de table, *Olea europaea*, maturation, antioxydants, polyphénols, *ortho*-diphénols, flavonoides, anthocyanes, caroténoïdes, pouvoir antioxydant, activité antiradicalaire, pouvoir réducteur.

## Abstract

Table olives (*Olea europaea*) are a traditional product and one of the most important component of the mediterranean diet. This study aimed to the quantitative determination of the antioxidant substances in three varieties of table olives (*Sigoise*, *Bouchouk* and *Azerradj*) at three ripening stages (green, turning colour and black) and to the investigation of their antioxidant potential taking into account upon the effect of variety, processing method, upon geographical origin and size. Spanish-style green olives in brine contain highest amounts of chlorophyllic and carotenoids pigments, their amounts diminish a lot during ripening. The amounts in phenolic compounds follow this order: turning colour olives > black olives > green olives; *Sigoise* turning colour variety of Ain-Defla in brine present highest amounts in total phenols (1,9 g/100g), in *O*-diphenols (116mg/ 100g), in flavonoids (31,6 mg/100g) and in anthocyanins (76mg/100g). *Sigoise* variety with darkening process under oxidation has low amounts. *Sigoise* variety of Ain-Defla is richer in phenolics compounds than the Sidi-Aich one and *Azerradj* variety (8 size) is richer than the 12/13 size one. Antioxidant capacity of the samples is classified in the same order; *Sigoise* variety of Ain-Defla exerts the best antiradical activity (1,6g Q.E/100g) and reducing one (0,9gQ.E./100g). The extract of this variety is very efficient in scavenging the DPPH radical with an effective concentration (EC<sub>50</sub>) of 8,7 µg/100g. Linear correlations of the antioxidant activity with the amounts of phenolic compounds of extracts were noted. A coefficient correlation of 0,97 were established between antiradical potential and reducing power. Results of this study show that consumption of table olives is a good source of antioxidants and it can be involved in fighting oxidative stress.

**Key words:** table olive, *Olea europaea*, antioxidants, maturation, phenolic compounds, *ortho*-diphenols, flavonoids, anthocyanins, carotenoids, antioxidant potential, antiradical activity, reducing power.

## خلاصة:

زيتون المائدة (أوليا أروبية) من الفواكه التقليدية المستعملة بكثرة في الحمية الغذائية لدى مدن البحر الأبيض المتوسط. هذا العمل يهدف تحديد كمية المواد المضادة للأكسدة و تقييم القدرة المضادة للتأكسد لثلاثة أنواع من زيتون المائدة (سيقواز، بوشوك و أزراج) و هذا خلال مراحل النضج (الأخضر، المتوسط النضج و الأسود) وذلك بإدراج تأثير النوع، طريقة التحضير، الإنتماء الجغرافي و حجم حبوب الزيتون. الزيتون الأخضر المعالج بمحلول قاعدي يحتوي على أكبر كمية من اليخضور و الكروتينويد، وهذه الكميات تتناقص بكثرة خلال النضج. فيما يخص المركبات الفينولية فإنما تتبع الترتيب التالي: الزيتون متوسط النضج < الزيتون الأسود < زيتون الأخضر، ويعتبر النوع سيقواز أكثرهم إحتواء للمركبات التالية: المركبات الإجمالية (1,9 غ/100 غ)، الأرتو ديفينولات (116 ملغ/ 100 غ) الفلوفونويدات (31,6 ملغ/100 غ) الأنتوسينات (76 ملغ/100 غ). زيتون نوع السيقواز المسود عن طريقة الأكسدة يحتوي على أصغر الكميات المشار إليها أنفا. إن زيتون نوع السيقواز لعين دفلة أغنى فيما يخص إحتوائه على المركبات الفينولية نفس النوع لمنطقة سدي عيش، وكذلك الحجم 8 لزيتون نوع أزراج يحتوي على أكبر كمية من هذه المركبات من الحجم 12/13 لنفس النوع بتوازي مع هذه المركبات الفينولية فإن القدرة المضادة للأكسدة للعينات تتبع نفس الترتيب. نوع السيقواز المتوسط النضج يملك أكبر قدرة مضادة للجذور (1,9، ملغ معادل للكرسنتين /100 غ) وقدرة الإرجاع (0,9 ملغ معادل للكرسيتين /100 غ). أضف إلى ذلك فإن مستخلص هذا النوع يملك قدرة كبيرة في تثبيط جذور DPPH مع EC50 مساوية ل 8,7 ميكروغرام /100 غ. إن علاقات تناسبية طردية وجدت بين القدرة المضادة للجذور وقدرة الإرجاع مع مختلف المركبات الفينولية للمستخلصات. معامل تناسب مساوي ل 0,97 تم إيجاده بين القدرة المضادة للجذور وقدرة الإرجاع. إن نتائج هذه الدراسة تبين أن زيتون المائدة يعتبر مصدر للمواد المضادة للأكسدة و بهذه الطريقة تتدخل في الحد من ظاهرة (le stress oxydant)

**مفتاح الكلمات:** زيتون المائدة؛ أوليا أروبية؛ النضج؛ المواد المضادة للأكسدة؛ المركبات الفينولية؛ الأرتو ديفينولات؛ الفلوفونويدات؛ الأنتوسينات؛ الكروتينويد؛ القدرة المضادة للأكسدة؛ القدرة المضادة للجذور؛ قدرة الإرجاع.