

Faculté des Sciences et de la Nature et de la Vie
Département des Sciences Alimentaires
Filière : Sciences Biologique
Spécialité : Science Alimentaire
Option : Bioprocédés et Technologie Alimentaire



Réf :.....

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

MASTER

Thème

**ACTIVITÉ ANTI-OXYDANTE DES DIFFÉRENTES
FRACTIONS PHÉNOLIQUES DES OLIVES DE
TABLE**

Présenté par

- Mr OUKACI Mohamed Redha
- Mr OUAR Zahir

Membres de jury

- Président : M^{me} LEHOUCHE. R
- Promotrice : M^{me} TAMENDJARI. S
- Examinatrice : M^{me} DEFLAOUI. L

Année universitaire : 2016/2017

Remerciements

AVANT TOUS NOUS REMERCIONS ALLAH LE TOUT PUISSANT DE NOUS AVOIR AIDÉ À SURMONTER TOUTES LES DIFFICULTÉS LORS DE NOS ÉTUDES ET CE NE SONT PAS CES QUELQUES MOTS QUI EXPRIMENT NOS SENTIMENTS LES PLUS SINCÈRES.

NOUS TENONS EN PREMIER LIEU À EXPRIMER NOS SINCÈRES REMERCIEMENTS À NOTRE ENCADREUR MME TAMENDJARI D'AVOIR DIRIGÉ CE TRAVAIL, POUR SON AIDE, SES PRÉCIEUX CONSEILS, SA COMPRÉHENSION ET SON SOUTIEN MORAL LORS DE LA RÉALISATION DE CE TRAVAIL.

NOUS EXPRIMONS À MME LEHOUCHE TOUTES NOS RECONNAISSANCES, D'AVOIR ACCEPTÉ DE PRÉSIDER CE JURY. NOUS LE REMERCIONS INFINIMENT ET SINCÈREMENT.

MME DEFLAQUI POUR SON AIDE, SON EXAMINATION ET SES CORRECTIONS SÉRIEUSES POUR CE TRAVAIL.

MR TAMENDJARI POUR SON ACCUEIL AU SEIN DE SON LABORATOIRE OU CE TRAVAIL A ÉTÉ RÉALISÉ

AINSI NOUS ADRESSONS NOS SINCÈRES REMERCIEMENTS À TOUS LES ENSEIGNANTS DU DÉPARTEMENT DE SCIENCE ALIMENTAIRE ET LES TECHNICIENNES DE LABORATOIRE PRÉCISÉMENT MME KHERBACHI. RESPONSABLE DU LABORATOIRE D'AVOIR MIS À NOTRE DISPOSITION CERTAINS PRODUITS ET MATÉRIEL DONT NOUS AVIONS BESOIN.

ENFIN NOUS REMERCIONS NOS FAMILLES : NOS PARENTS POUR LEURS SOUTIENS SANS FAILLE, PARFOIS INQUIETS MAIS TOUJOURS COMPRÉHENSIFS, TOUT AU LONG DE CES ANNÉES.

POUR TOUS CEUX QUI ONT CONTRIBUÉ À LA RÉALISATION DE CE MÉMOIRE D'UNE MANIÈRE DIRECTE OU INDIRECTE, DE PRÈS OU DE LOIN.

DÉDICACES

JE DÉDIE CE MODESTE TRAVAIL :

***A MES CHERS PARENTS QUI M'ONT AIDÉ ET SERVI DE GUIDE PAR LEURS
CONSEILS ET LEUR SOUTIEN MORAL ET AFFECTIF ET SURTOUT FINANCIER.***

***A MES CHERS FRÈRES FAROUK, TOUFIK ET NABIL ET A TOUTE MA FAMILLE,
PATERNELLE ET MATERNELLE***

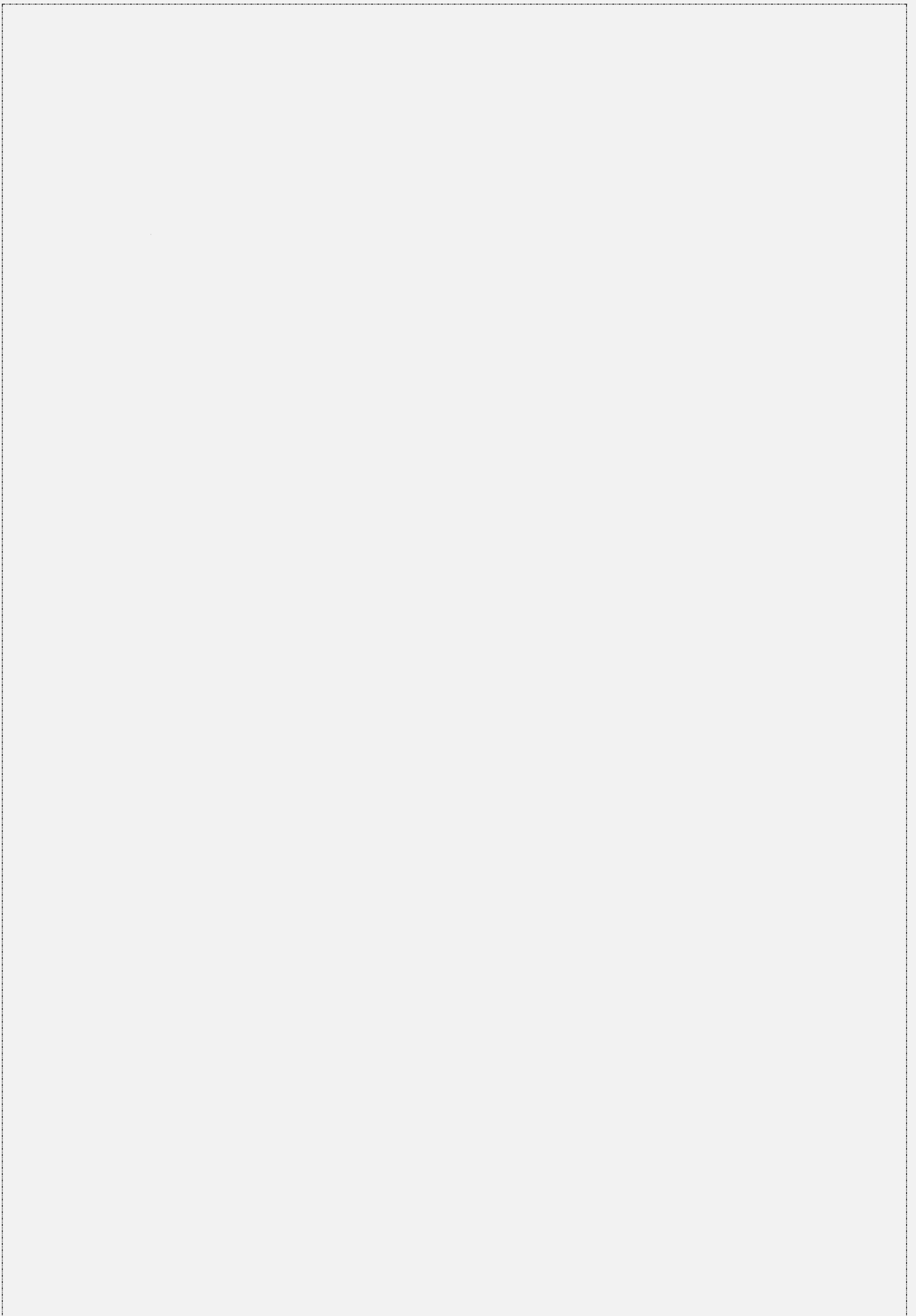
A MA CHÈRE SŒUR ET SON MARI

A MES ADORABLES NIÈCES ET NEVEUX, LYNDIA IMENE ET FODEL

***A MES CHERS AMIS, ABDERRAHMANE, ANISSA, SAMIR, LATAMEN, KAOUTHER,
SIMOU, KAHINA ET TOUS LES AUTRES***

A TOUTE LA PROMOTION BTA 2016/2017

ZAHIR



DÉDICACES

JE DÉDIE CE MODESTE TRAVAIL :

A MES TRÈS CHERS PARENTS QUI M'ONT AIDÉ ET SERVI DE GUIDE PAR LEURS CONSEILS ET LEUR SOUTIEN MORAL, AFFECTIF ET SURTOUT FINANCIER.

A MES TRÈS CHÈRES SŒURS

A MA PETITE PRINCESSE, MA NIÉE " DJENNA "

A NOTRE PETIT CHAMPION " KAIS "

A TOUTE MA FAMILLE, MATERNELLE ET PATERNELLE

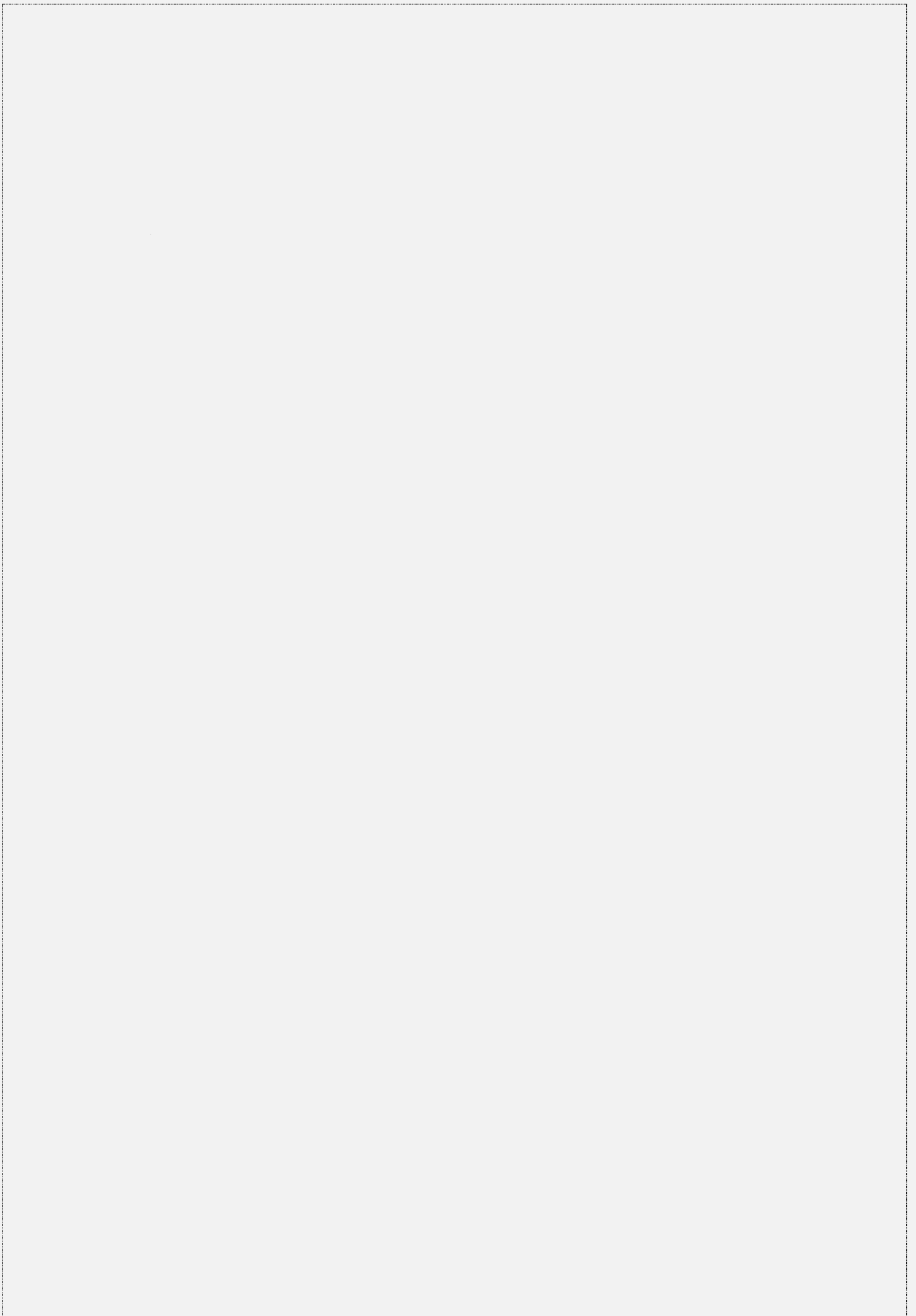
A MES CHERS AMIS, OUSSAMA, IDIR, AMINE, GHILAS ET TOUS LES AUTRES

A MON BINÔME ET SA FAMILLE

A TOUT CEUX QUI M'ONT AIDÉ DE LOIN OU DE PRÈS

A TOUTE LA PROMOTION BTA 2016/2017

MOHAMED REDHA



Sommaire

Liste des figures

Liste des tableaux

Liste des abréviations

Introduction.....1

Partie Bibliographique

Chapitre I : Généralités sur les olives de table

I. Généralités sur les olives	3
I.1. Aperçu sur les oliviers	3
I.2. Généralités sur l'olive.....	3
I.2.1. Structure de l'olive	3
I.2.2. Définition de l'olive de table.....	4
I.2.3. Caractéristiques des olives de table	4
I.3. Classification des olives de table	5
II. Composition des olives de table	6
II.1. Composition chimique des olives de table.....	6
II.2. Les composés phénoliques.....	6
III. Effets nutritionnels et thérapeutiques.....	11
IV. Industrie oléicole.....	11
IV.1. Production dans le monde.....	11
IV.2. Production en Algérie	12

Chapitre II : Elaboration des olives de table

I. Technologie d'élaboration des olives vertes au style Espagnol.....	13
1. Récolte et transport.....	13
2. Réception et stockage	13
3. Désamérisation	13
4. Lavage	13
5. Mise en saumure et fermentation.....	14
6. Conditionnement et pasteurisation	14

Partie Expérimentale

Matériel et méthodes

1. Présentation du matériel végétal	15
2. Analyses effectuées sur les olives	15
2.1. Teneur en eau.....	15
2.2. Acidité titrable des olives	15
2.3. Teneur en composés phénoliques	16
2.3.1. Préparation des extraits.....	16
2.3.2. Fractionnement des extraits méthanoliques.....	16
2.3.3. Dosage des composés phénoliques	17
2.4. Détermination de l'activité antioxydante.....	18
2.4.1. Pouvoir réducteur (réduction du fer ferrique)	18
2.4.2. Activité anti radicalaire (radical DPPH).....	18
2.5. Etude statistique	19

Résultats et discussion

1. Teneur en eau.....	20
2. Acidité titrable des olives	20
3. Teneurs en composés phénoliques	20
3.1. Teneurs en polyphénols totaux.....	20
3.2. Teneurs en <i>ortho</i> -diphénols.....	22
3.3. Teneurs en flavonoïdes.....	23
4. Activité antioxydante.....	24
4.1. Pouvoir réducteur (réduction du fer ferrique).....	24
4.2. Activité anti radicalaire (radical DPPH).....	25
Conclusion	28

Références bibliographiques

Annexes

Liste des figures

Figure 1 : Coupe longitudinale et transversale de l'olive de table.....	3
Figure 2 : Principaux composés phénoliques de l'olive.....	10
Figure 3 : Teneur en composés phénoliques des extraits bruts et des différentes fractions des deux variétés.....	20
Figure 4 : Teneur en <i>ortho</i> -diphénol des extraits bruts et des différentes fractions des deux variétés	22
Figure 5 : Teneur en flavonoïdes des extraits bruts et des différentes fractions des deux variétés	23
Figure 6 : Pouvoir réducteur des extraits bruts et des différentes fractions des deux variétés	24
Figure 7 : Activité anti-radicalaire contre le DPPH des extraits bruts et des différentes fractions des deux variétés.....	26
Figure 8 : Courbe d'étalonnage pour le dosage des composés phénoliques. (Annexes)	
Figure 9 : Courbe d'étalonnage pour le dosage des <i>ortho</i> -diphénols. (Annexes)	
Figure 10 : Courbe d'étalonnage pour le dosage des flavonoïdes. (Annexes)	
Figure 11 : Courbe d'étalonnage de l'activité réductrice sur le fer ferrique (EQ). (Annexes)	

Figure 12 : Courbe d'équivalence de l'activité antiradicalaire contre le radical DPPH (Eq trolox). (Annexes)

Figure 13 : Corrélation entre la teneur en polyphénols totaux et le pouvoir réducteur pour la variété Azzeradj. (Annexes)

Figure 14 : Corrélation entre la teneur en *ortho*-diphénols et le pouvoir réducteur pour la variété Azzeradj. (Annexes)

Figure 15 : Corrélation entre la teneur en flavonoïdes et le pouvoir réducteur pour la variété Azzeradj. (Annexes)

Figure 16 : Corrélation entre la teneur en polyphénols totaux et le pouvoir réducteur pour la variété Sigoise. (Annexes)

Figure 17 : Corrélation entre la teneur en *ortho*-diphénols et le pouvoir réducteur pour la variété Sigoise. (Annexes)

Figure 18 : Corrélation entre la teneur en flavonoïdes et le pouvoir réducteur pour la variété Sigoise. (Annexes)

Figure 19 : Corrélation entre la teneur en polyphénols totaux et l'activité antiradicalaire contre DPPH pour la variété Azzeradj. (Annexes)

Figure 20 : Corrélation entre la teneur en *ortho*-diphénols et l'activité antiradicalaire contre DPPH pour la variété Azzeradj. (Annexes)

Figure 21 : Corrélation entre la teneur en flavonoïdes et l'activité antiradicalaire contre DPPH pour la variété Azzeradj. (Annexes)

Figure 22 : Corrélation entre la teneur en polyphénols totaux et l'activité antiradicalaire contre DPPH pour la variété Sigoise. (Annexes)

Figure 23 : Corrélation entre la teneur en *ortho*-diphénols et l'activité antiradicalaire contre DPPH pour la variété Sigoise. (Annexes)

Figure 24 : Corrélation entre la teneur en flavonoïdes et l'activité antiradicalaire contre DPPH pour la variété Sigoise. (Annexes)

Liste des tableaux

Tableau I : Classification des olives dans l'ordre de la botanique	5
Tableau II : Les principaux composants des olives de table	7
Tableau III : Marché mondiale d'olives de tables (x 1.000 tonnes) de 2012 à 2017 selon COI	12
Tableau IV : Marché algérien d'olives de tables (x 1.000 tonnes) de 2012 à 2017 selon COI	12
Tableau V : Corrélations entre les teneurs en composés phénoliques et l'activité réductrice des extraits vis-à-vis du fer ferrique (FRAP)	25
Tableau VI : Corrélations entre les teneurs en composés phénoliques et l'activité antiradicalaire des extraits contre le DPPH (AS DPPH)	27
Tableau VII : Résultats obtenus pour le dosage des deux variétés en polyphénols totaux. (Annexes)	
Tableau VIII : Résultats obtenus pour le dosage des deux variétés en orthodiphénols. (Annexes)	
Tableau IX : Résultats obtenus pour le dosage des deux variétés en flavonoides. (Annexes)	
Tableau X : Résultats obtenus pour l'activité réductrice du fer ferrique des deux variétés. (Annexes)	

Tableau XI : Résultats obtenus pour l'activité antiradicalaire contre le DPPH, pour les deux variétés. (Annexes)

|

Liste des abréviations

AGM : Acides gras monoinsaturés.

COI : Conseil Oléicole International.

DPPH : 2,2-diphényl-1-picrylhydrazine.

EAC : Equivalent d'acide caféique.

EAG : Equivalent d'acide gallique.

EQ : Equivalent quercétine.

HDL : Lipoprotéine haute densité.

LDL : Lipoprotéine basse densité.

MF : Matière fraîche.

MS : Matière sèche.

Rpm : Rotation par minute.

U.V : Ultra-violet.

Introduction

Introduction

L'olivier est le symbole de longévité et d'espérance, de paix et de réconciliation ou encore symbole de force. L'olivier est aujourd'hui cultivé dans toutes les régions du globe se situant entre les latitudes 30° et 45° Nord et Est des deux hémisphères. (Benhayoun *et al.*, 2007).

L'olive est un fruit contenant de l'oleuropeine, ce qui justifie l'amertume qu'il dégage à l'état frais, et une teneur importante en huile qui varie selon l'époque de la récolte et la variété de l'olive, ces caractéristiques font de cette dernière un fruit qui doit être traité et élaboré pour être consommé, ces traitements varient considérablement d'une région à l'autre et dépendent aussi du facteur variétal.

La préparation des olives de table (*olea europea L*) par fermentation est une technologie connue depuis l'antiquité, par les grecs puis les romains ensuite, mais leurs préparations restent artisanales et disparaissent progressivement au fil du temps (Ozyilkan *et al.*, 2005). Actuellement les techniques ont changé et varient suivant les régions, Selon Hurtado *et al.*, 2008 ; Cardoso *et al.*, 2010) trois méthodes sont les plus répandues, le style grec (olives noires au naturel en saumure), le style californien (olives tournantes oxydées), le style espagnole (olives vertes confites en saumure), cette dernière repose sur une désamérisation alcaline suivie d'une fermentation lactique en saumure (Elkhaloui et Nuri *et al.*, 2007).

L'olive de table est l'un des plus importants fruits très répandus dans le régime méditerranéen, la production mondiale de la campagne 2016/17, témoignerait une augmentation de 3% par rapport à la campagne antérieure et s'élève à 2 736 500t. Cette augmentation est le résultat d'une production des pays membres du COI, tels la Grèce, l'Iran, Turquie et l'Égypte. Cependant l'Algérie a gardé un niveau similaire à celui de la campagne précédente avec une production de 234 000t, Par contre La consommation nationale a connu une augmentation de 5% (COI 2016).

D'un strict point de vue nutritionnel, l'olive est une source énergétique importante selon les variétés. Ces calories apportent essentiellement des lipides, dont les lipides mono-

instaurés qui jouent un rôle préventif du cancer du sein chez les femmes, et aident à atteindre la quantité recommandée de fibres et d'acide oléique et apportent également des hydrates de carbone et des protéines. Les olives de table sont riches en polyphénols, ces derniers en plus de leurs activité antioxydante (piégeage des radicaux libres), ils ont la capacité à se lier aux protéines (inhibition d'enzymes), protection des maladies cardiovasculaires et des cancers, propriétés anti-inflammatoires et phytoestrogénique, ils participent à la protection du système circulatoire des caillots sanguins, tout comme l'industrie cosmétique pourraient s'enrichir de l'apport de ces phénols biologiquement actifs.

Le présent travail a pour objectif l'étude de l'activité antioxydante des extraits bruts et des différentes fractions phénoliques d'olives de table, et est divisé en deux parties :

Une première partie qui comporte la synthèse bibliographique consacrée à la description du fruit et du procédé de l'élaboration des olives de table vertes (style espagnole) et sa composition chimique, la seconde partie est réservée aux dosages des composés phénoliques (Polyphenols, *Ortho*-diphenols, Flavonoides), des extraits de deux variétés *Azzeradj* et *sigoise* et des différentes fractions phénoliques et de tester leurs activité antioxydante.

ETUDE

BIBLIOGRAPHIQUE



Chapitre 1 :
Généralités sur les olives de table

I. Généralités sur les olives

I.1. Aperçu sur les oliviers

L'olivier est parmi les plus vieux arbres cultivés dans le monde. Le fruit de l'olivier est couramment consommé dans les pays méditerranéens où sa culture occupe une place importante. (Blazquez, 1997).

L'olivier est un arbre fruitier qui peut atteindre une hauteur de 50 pieds avec une largeur évaluée à 30 pieds, appartenant à la famille des Oleaceae qui comprend 29 genres dont oléa qui contient 35 espèces (Ozyilkan *et al.*, 2005). Ses produits sont principalement l'huile d'olive et l'olive de table, consommés largement dans le monde et font essentiellement partie du régime méditerranéen (Pereira *et al.*, 2006).

L'espèce cultivée dans le monde méditerranéen est *Oléa europaea* qui provient de l'oléastre ou appelé olivier sauvage. Elle comporte plusieurs variétés qui donnent des olives de formes et de goûts divers. Un des oliviers cultivés à partir de cette espèce sauvage est nommé *Oléa europaea ssp. Sativa* (Moreaux *et al.*, 1997).

I.2. Généralités sur l'olive

I.2.1. Structure de l'olive

L'olive est une drupe fusiforme constituée de trois parties : l'épicarpe, le mésocarpe, et l'endocarpe (Figure 1).

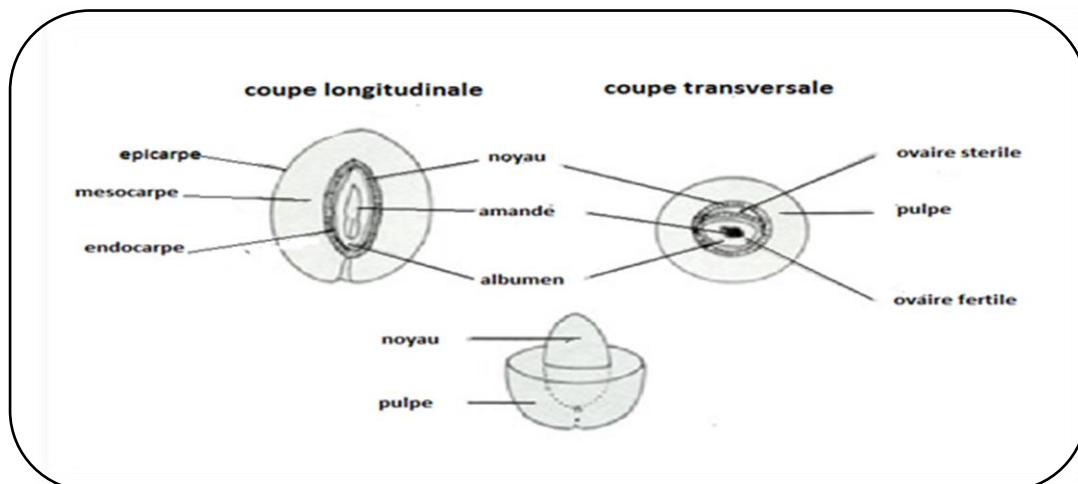


Figure 1 : Coupe longitudinale et transversale de l'olive (Sansoucy, 1984)

- A. L'épicarpe :** ou exocarpe, il constitue la peau du fruit, représenté par la couche extérieure protégeant l'olive des facteurs extérieurs elle est recouverte d'une matière cireuse. La cuticule, qui est imperméable à l'eau, en termes de masse elle représente une moyenne de 2% du poids total du fruit, sa couleur varie en fonction du stade de maturité, vert au vert jaunâtre, violet et noire à pleine maturité. (Bianchi, 2003).
- B. Le mésocarpe (pulpe ou chair) :** c'est la partie la plus importante du fruit, sa teneur en glucide est trop infime contrairement à celle en huile qui est élevée et qui varie en fonction de la variété et le stade de maturité, il représente 70% à 80% du poids total de l'olive (Bianchi, 2003).
- C. L'endocarpe (noyau) :** il représente 18% à 20% du poids du fruit, il est constitué de la lignine, de fibres cellulose et hémicellulose, il renferme la graine. La qualité du produit fini dépend de la taille, le poids et la forme du noyau et son degré de détachement de la pulpe (Bianchi, 2003).

I.2.2. Définition des olives de table

Selon le Conseil Oléicole International (COI) l'olive est une drupe qui contient un principe amer, l'oleuropéine, une faible teneur en sucres (2,6 à 6%), contrairement aux autres drupes qui atteignent 12% ou plus, et une forte teneur en huile (12 à 30%), selon l'époque et la variété. Ces caractéristiques font de l'olive un fruit qui ne peut pas être consommé directement. Il doit être soumis à des traitements qui varient considérablement d'une région à l'autre et qui dépendent également de la variété.

I.2.3. Caractéristiques des olives de table

Une olive mûre est essentiellement composée d'eau (Ryan *et al.*, 1998). Plus l'olive mûrit, plus elle s'enrichit en huile qui représente en fin de maturité un petit tiers du poids du fruit. Cependant elle présente les caractéristiques suivantes :

- **Forme**

Les olives en forme de sphère sont mieux acceptées par le marché, bien que certaines olives allongées jouissent également d'un certain crédit. Les olives moyennes pèsent entre 3 et 5 g et les grandes, plus de 5 g.

- **Noyau**

Le noyau doit se séparer facilement. Le rapport entre le poids de la pulpe et du noyau est généralement de 5 à 1, la valeur commerciale s'améliorant en fonction de l'augmentation de ce rapport.

- **Épiderme**

L'épiderme de l'olive doit être fin, élastique et résistant aux coups et à l'action des alcalins et de la saumure.

- **Teneur en sucre**

La forte teneur en sucres de la pulpe est favorable - une limite inférieure à 4% est admise - surtout dans les olives soumises à fermentation.

- **Teneur en huile**

Il est souhaitable que la teneur en huile soit la plus basse possible car elle nuit souvent à la conservation du produit et à la consistance du fruit élaboré. Ce n'est que pour certains types d'olives noires qu'une teneur en huile moyenne ou élevée peut être acceptable.

I.3. Classification des olives de tables

Selon Argenson *et al.*, (1999), l'olive est classée dans l'ordre de la botanique comme suit :

Tableau I : Classification des olives dans l'ordre de la botanique (Argenson *et al.*, 1999).

Embranchement	Phanérogames
Sous-embranchement	Angiosperme
Classe	Dicotylédones, (Hoffm et Link)
Famille	Oleaceae
Ordre	Ligustrales
Genre	Olea
Espèce	Olea europaea

D'après le Codex Stan 66 (1987), on distingue trois types d'olives de tables selon leur degré de maturité :

A. Olives semi mures (verte)

Obtenues à partir de fruits en état de véraison, cueillis avant leur pleine maturité, elles ont une pulpe assez consistante.

B. Olives tournantes

Obtenues à partir de fruits recueillis pendant le cycle de maturation, avant la véraison et lorsqu'ils atteignent une taille moyenne, les olives sont généralement cueillies à la main, au moment où se produit un léger changement de coloration d'un vert feuille à un vert légèrement jaunâtre, et où la pulpe commence à changer de consistance, mais avant son ramollissement. La véraison de l'olive ne doit pas avoir commencé.

C. Olives mures (noires)

Elles sont obtenues à partir de fruits cueillis au moment de leur presque totale maturité très riche en huile, ayant acquis une teinte noir brillante ou mate notamment au niveau de leur chair. (Balatsouras, 1987)

II. Composition des olives de table**II.1. Composition chimique des olives de table**

La composition des olives de table varie selon de nombreux facteurs tels que : L'héritage génétique, le site géographique et les conditions agronomiques, le stade de maturité ainsi que le procédé d'élaboration du fruit (Ucella, 2001 ; Hannachi *et al.*, 2007 ; Gomez-Rico *et al.*, 2008).

Le tableau II, rassemble les principaux composants de l'olives de table.

II.2. 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 (Tsimidou, 1998). L'olive est particulièrement riche en composés phénoliques représentant 1 à 3 % du poids frais (Ryan *et al.*, 1999 ; Vinha *et al.*, 2005), qui contribuent en majeure partie aux caractéristiques organoleptiques (Gout et couleur) du produit fini (Mc Donald *et al.*, 2001). Le teneur et la nature des composés phénoliques dans l'olive, dépendent du calibre, de la variété, du stade de maturité, de l'origine géographique et du traitement subi durant l'élaboration de l'olive de table (Ucella, 2001 ; Chammem *et al.*, 2005). Les plus importantes classes rencontrées dans l'olive de tables sont :

Tableau II : Principaux composants des olives de table

Les glucides	2 à 5 % de glucides (Mafra <i>et al.</i> , 2006), représentés par le glucose, le fructose, le saccharose et les polysaccharides (Balatsouras, 1997 ; Bianchi, 2003 ; Saraiva <i>et al.</i> , 2003).
Les protéines	1,5 à 2,2 % du poids du fruit (Bianchi, 2003), composées essentiellement d'acides aminés qui sont utilisés par la flore microbienne au cours de l'élaboration des olives de tables (Balatsouras, 2007).
Les lipides	Sont les principaux constituants de l'olive de table avec une concentration de 8 à 24 g/100g de matière fraîche (Bianchi, 2003).
Les acides organiques	D'une concentration de 0,1 à 0,2 %, ils sont représentés par l'acide oxalique citrique et malique (Balatsouras, 1997).
Les vitamines	L'olive renferme : Vitamine E (238-352mg/100g de pulpe), Vit C (12,9-19mg/100g), Vit B1 (0,54-11mg/100g) et les carotènes (0,15-0,23 mg/100g). (Balatsouras, 1997).
Les minéraux	Le sodium est l'élément le plus abondant dans l'olive de table (18,144 à 57,06mg/Kg de pulpe). Les olives de tables sont aussi une bonne source de Calcium (37-850 mg/Kg), de Potassium (82-1180 mg/Kg), de magnésium (51-197 mg/Kg), de Phosphore (57-144mg/Kg) et de fer (58-131 mg/Kg) dans l'olive mûr et de 3,5-7,7 mg/Kg) dans l'olive vert. (Lopez <i>et al.</i> , 2008).
Les composés volatiles	Considérés comme index de qualité dans la production de l'olive de table, ils jouent un rôle important dans l'acceptabilité du produit par le consommateur. Ces composés sont des hydrocarbures, des alcools, des esters, des aldéhydes et des cétones (Sabatini <i>et al.</i> , 2008).
Les chlorophylles	On distingue dans les pigments chlorophylliens : la chlorophylle α , majoritaire dans l'olive durant tous les stades de maturation, et la chlorophylle β (Roca <i>et al.</i> , 2001). La teneur de ces pigments dans l'olive verte (2 à 56 mg/Kg), dans l'olive tournante (0,3 à 22 mg/Kg), et dans l'olive noire (0,08 à 0,9 mg/Kg) (Ryan <i>et al.</i> , 1999).
Les antioxydants	<p>Les composés phénoliques : Composés essentiellement de phénols oléosidiques, phénols simples (les alcools phénoliques, ortho-diphénols, les lignanes, flavonoïdes).</p> <p>Les tocophérols : L'olive est une source importante de tocophérols (Vitamine E), leur teneur augmente avec la maturation de 35 à 75 mg/Kg dans l'olive verte et de 80 à 120mg/Kg dans l'olive noire (Sakouhi <i>et al.</i>, 2008). Dotés d'une importante activité antioxydante, l'α- tocopherol prédomine dans l'olive (Mannan, 1994 ; Lu Curto <i>et al.</i>, 2007).</p> <p>Les Caroténoïdes : Ils comprennent les carotènes (β- carotène), et les xanthophylles (lutéine, zéaxanthine, violaxanthine et antheraxanthine) (Criado <i>et al.</i>, 2007).</p>

A. Les sécoiridoides (phénols oléosidiques)

Ce sont des composés abondants dans les *oleaceae*, et ils sont caractérisés par la présence de l'acide élénolique sous ses formes glucosidiques ou aglyconiques au sein de leur structure moléculaire (figure 2). Ils sont formés d'un alcool phénylethyl (hydroxytyrosol ou tyrosol), de l'acide élénolique, et éventuellement, d'un résidu glucosidique (Montedoro *et al.*, 1993 ; Ucella, 2001). Ils découlent de la voie mévalonate/acétate et du métabolisme secondaire des terpènes (Charoenprasert et Michell, *et al.*, 2012).

Le phénol oléosidique dominant dans l'olive est l'oleuropéine, qui représente plus de 14% du poids sec du fruit (Bernes *et al.*, 2011), et qui est responsable du goût amer de l'olive verte, du fait de la présence des formes dialdéhydiques et aldéhydiques de l'oleuropéine aglycone et du ligstroside (Gutierrez-Rosales *et al.*, 2003). Quant à la sensation piquante de l'olive, cela revient à la présence du deacetoxy-ligstroside aglycone. Alors que le deacetoxy-oleuropéine aglycone provoque une sensation piquante très faible (Andrewes *et al.*, 2003).

B. Les phénols simples :

B.1. Les alcools phénoliques

Un alcool phénolique est un composé organique possédant au moins un alcool aliphatique et un hydroxyle phénolique. L'hydroxytyrosol (3,4 –dihydroxyphénylethanol) et le trycol (4-hydroxyphénylethanol) (Figure 2) sont les principales molécules dominantes dans l'olive (Romeo *et al.*, 2004 ; Pereira *et al.*, 2006) et sont considérés comme indicateur de maturation des olives (Soler Rivas, 2000).

B.2. Les acides phénoliques

Ils sont la forme la plus simple des composés phénoliques de l'olive. Ce sont des composés organiques possédant au moins une fonction carboxylique et un hydroxyle phénolique. Ils sont représentés par deux sous-classes : les dérivés de l'acide hydroxybenzoïque et de l'acide hydroxycinnamique (Tsimidou *et al.*, 2006).

❖ Les acides hydroxybenzoïques (C₆-C₁)

Ces acides sont très communs aussi bien sous forme libre que sous forme combinée à l'état d'esters ou hétérosides (Tsimidou *et al.*, 2006), ils comprennent les acides benzoïques,

P-hydroxy-benzoïque, vanillique, protocatechique, syringique et gallique (Garrido-Fernandez *et al.*, 1997 ; Tsimidou *et al.*, 2006).

❖ Les acides hydroxycinnamiques (C₆-C₃)

Ces composés ont une distribution très large. Rarement libres, ils sont souvent estérifiés et peuvent également être amidifiés ou combinés avec des sucres ou des polyols tels que l'acide quinique (Brodschii *et al.*, 1989 ; Ajila *et al.*, 2012) (figure 2). Ils comprennent les acides cinnamique, *P*-coumarique, *O*-coumarique, caféique, férulique, chlorogénique, et sinapique (Tsimidou *et al.*, 1997 ; Ryan *et al.*, 2002 ; Boskou *et al.*, 2006).

B.3. Les flavonoïdes

Les flavonoïdes sont des composés possédant un squelette de base à quinze atomes de carbone, constitués de deux noyaux aromatiques et d'un hétérocycle central de type pyrane, formant une structure C₆-C₃-C₆ (figure 2) (Souza *et al.*, 2004). Ils sont composés de plusieurs classes : flavnols, flavones, flavanones, flavanols et anthocyanes (Apak *et al.*, 2007). Ils interviennent dans la pigmentation des fleurs et dans les processus de défense contre le rayonnement UV, les herbivores et les attaques microbiennes.

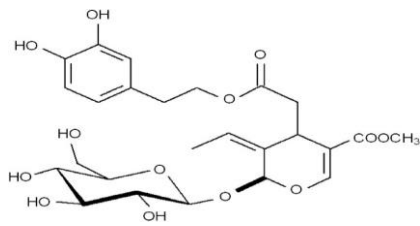
Dans l'olive, les flavonoïdes sont présents dès les premiers stades de développement (Vlahov, 1992), les flavones (lutéoline 7-O-glucoside, lutéoline-5-glucoside, la rutine et l'apigénine 7-O- glucoside) et les flavonols glucosidiques (quercétine 3-O- rutinoside) sont les composés les plus abondants dans l'olive (Blekas *et al.*, 2002 ; Vinha *et al.*, 2007).

B.4. Les *ortho*-diphénols

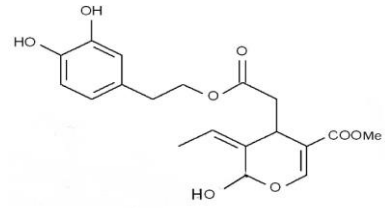
Ce sont des composés phénoliques importants présents dans l'olive, constitués en grande partie de l'hydroxytyrosol, l'acide caféique (figure 2) et l'européine (Brenes Balbuena *et al.*, 1992), ils sont caractérisés par leur fonction *O*-dihydroxyle dans le noyau catéchol, qui leur confèrent une grande capacité antioxydante (Mc Donald *et al.*, ; Lewis, 2002).

B.5. Les lignanes :

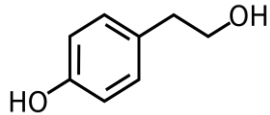
Ce groupe de phénols a été classé en dimères et oligomères, ils dérivent de la combinaison entre les unités de phénylpropanoïdes (C₆-C₃) plus ou moins oxydées (Bruneton, 2002 ; Kurkin, 2003) et peuvent être présents dans les structures végétales sous forme libre ou glycosylée (Cai *et al.*, 2004). Deux classes de lignanes sont majoritaire dans l'olive : le 1-acétoxy-pinorésinol, et le pinorésol (figure 2) (Roméo *et al.*, 2004 ; Oliveras Lopez *et al.*, 2008).



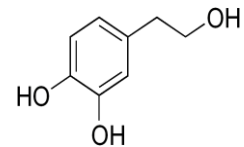
Oleuropéine



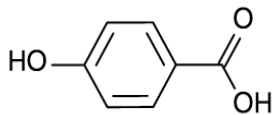
Oleuropéine aglycone



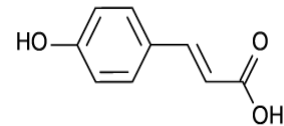
Tyrosol



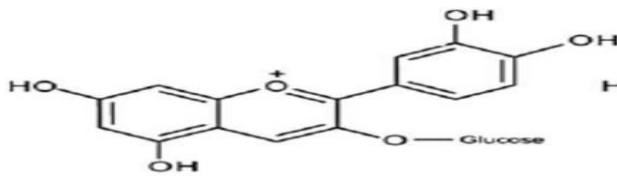
Hydroxytyrosol



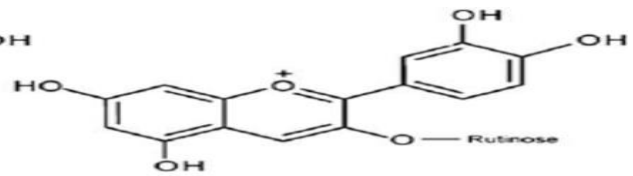
Acide hydroxybenzoïque



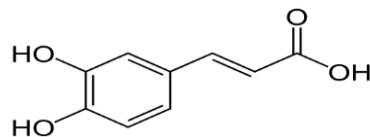
Acide hydroxycinnamique



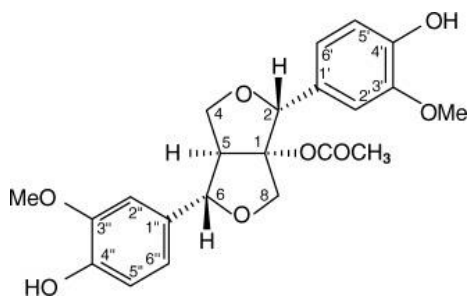
Cyanidine 3-O- glucoside



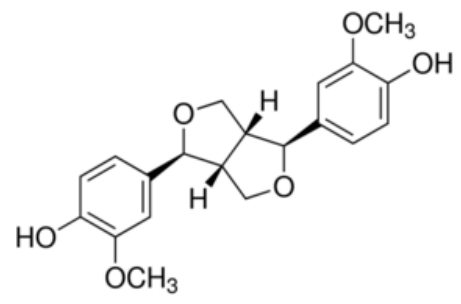
Cyanidine 3-O- rutinoside



Acide caféique



1-acetoxypinoresinol



Pinoresinol

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

III. Effets nutritionnels et thérapeutiques

Les olives de tables sont riches en calcium et en acide oléique et linoléique (oméga-6) et en fer. Les olives font abaisser le taux des LDL mauvais cholestérol en inhibant son oxydation par les acides gras mono saturés (acide oléique), et aussi augmenter le taux des HDL bon cholestérol en remplaçant les acides gras saturés dans l'alimentation, les AGM pourraient être l'élément stimulant la combustion des gras corporels et empêchant la conversion des sucres en graisses, une étude a prouvé que les AGM stimulent la production d'une hormone (la cholecystokinine) qui est impliquée dans la sensation de satiété dans le cerveau (De la puerta *et al.*, 1999).

Elles sont très riches en antioxydants (vitamine E) qui protègent les cellules des radicaux libres, selon des recherches effectuées cette vitamine stimule également le système immunitaire et peut réduire de 30% les affections hivernales (rhume et grippe), permettent de lutter contre le vieillissement cutané et cellulaire, leurs teneurs importantes en vit et protège la peau des ultraviolets mais aussi contre les maladies cardiovasculaires (Saidja *et al.*, 1998 ; Santa-Meridas, 2012).

IV. Industrie oléicole

IV.1. Production dans le monde

La production des olives de table est une activité économique et socio industrielle très importante pour les pays de la région méditerranéenne. En effet, elle est essentiellement concentrée dans les pays du pourtour méditerranéen et du sud de l'Europe : l'Espagne, l'Italie, la Grèce, la Tunisie, la Turquie, la Syrie et le Portugal (production mondiale est produite par l'Europe : Espagne, Italie, Grèce et Portugal) (Tableau 3). Plus de 2, 500,000 tonnes par an de la production mondiale d'olives de table est produite par ces pays. Dans le reste des pays membres du COI, la Turquie est en tête avec une production estimée à 430 000 t. Viennent ensuite l'Égypte (400 000 t), la Syrie (172 000 t), l'Algérie (168 500 t), l'Argentine (140 000 t), le Maroc (100 000 t), l'Iran (82 000 t) et l'Albanie (28 000 t) (COI, 2016).

L'Espagne, est le premier producteur mondial d'olives de table (Tableau 3). Ce pays avec ses 2 millions d'hectares d'oliviers a produit 68,8 % de la production mondiale. La production espagnole chaque année s'élève entre 400 000 et 600 000 tonnes d'olives de table. Pour les dernières campagnes, elle a atteint les 600 000 tonnes en 2015/2016 (Tableau 3).

Les autres pays présentent des volumes moins importants. Les pays producteurs non membres du COI devraient produire un total de 220 000 t, avec le Pérou en tête (80 000 t),

suivi par les États-Unis (68 000 t) et le Chili (34 000 t). Les volumes des autres pays sont produits à plus petite échelle (Newsletter d'octobre 2013 du COI).

Tableau III : Marché mondiale d'olives de tables (x 1.000 tonnes) de 2012 à 2017 selon COI.

<i>Compagne</i>	Production	Consommation	Exportation	Importation
<i>2012/2013</i>	2512,5	2522,5	670,0	645,5
<i>2013/2014</i>	2660,5	2493,5	638,0	667,5
<i>2014/2015</i>	2581,0	2480,0	604,0	609,0
<i>2015/2016</i>	2650,0	2581,5	610,0	623,0
<i>2016/2017</i>	2700,0	2699,0	646,5	611,0

III.2. Production en Algérie

Durant ces dernières années, la production algérienne en olives de table est estimée à (168 500 t), avec une superficie de 288 442 ha occupée par l'olivier. Actuellement, cette filière se concentre dans le ouest du pays, notamment Béjaïa (50 000 ha), qui occupe 18% de la superficie totale occupée par les oliviers en Algérie (CAB 2009/2010).

Durant la campagne 2016/2017, la production oléicole Algérienne est estimée à 234 000 tonnes soit 8,6% de la production mondiale (COI 2017).

Tableau IV : Marché algérien d'olives de tables (x 1.000 tonnes) de 2012 à 2017 selon COI.

<i>Compagne</i>	Production	Consommation	Exportation	Importation
<i>2012/2013</i>	175,0	172,0	0,0	12,0
<i>2013/2014</i>	208,0	205,0	0,0	8,0
<i>2014/2015</i>	233,5	240,0	0,0	0,0
<i>2015/2016</i>	233,0	242,0	0,0	8,5
<i>2016/2017</i>	234,0	244,0	0,0	0,0



Chapitre 2 :
Elaboration des olives de table

I. Technologie d'élaboration des olives vertes au style Espagnole

1. Récolte et transport

Généralement les olives sont récoltées à la main à un stade où la couleur devient vert jaune et de taille maximale (Unal et Nergiz, 2003). A ce stade, la teneur en sucre et la relation pondérale (pulpe/noyau) doivent être maximales.

2. Réception et stockage

Une fois récoltées, les olives sont exposées au risque de détérioration et à la perte de leur poids, elles doivent donc être traitées rapidement. En effet une semaine après la récolte, elles commencent à s'altérer et une température inférieure à 5°C cause un brunissement de la pulpe (Therios, 2009). Un stockage sous atmosphère modifiée (air enrichi en CO₂) (Nanos *et al.*, 2002), un prétraitement alcalin à titre faible ou une alcanisation à basse température (Carmona *et al.*, 2011) peuvent réduire la charge d'effluents et augmenter la conservabilité des olives. Les olives sont alors triées selon les critères suivants : la variété, degré de maturité de l'olive.

3. Désamérisation :

Cette étape consiste à l'élimination de l'amertume des olives par élimination et solubilisation de l'oleuropeine, (Briante *et al.*, 2002 ; Gutierrez-Rosales *et al.*, 2003), cette élimination se fait par un traitement alcalin (voie chimique) ou traitement prolongé à la saumure (voie biologique) (Ghanbari *et al.*, 2012).

4. Lavage :

Après la désamérisation on procède au lavage des olives qui a pour but l'élimination de la quasi-totalité de la soude entraînée par les olives et cela s'effectue par trois lavages à l'eau, il faut bien gérer cette opération de manière à minimiser les pertes en vitamines hydrosolubles, minéraux et sucre réducteur et éviter la réduction de leur disponibilité lors de la fermentation (Lopez *et al.*, 2008 ; De bellis *et al.*, 2010).

Tout lavage inadéquat peut engendrer une augmentation du pH de la saumure et donc l'altération des olives durant la fermentation, donc l'idéal est d'utiliser un système douche pour une durée de 15 à 20 min suivi d'un lavage ne dépassant 15h.

5. Mise en saumure et fermentation :

Les olives sont immergées dans une saumure (6 à 12%) acidifiée à pH 6,2-6,5, jusqu'à abaissement du pH à des valeurs comprises entre 4,5 et 4, où elles subissent une fermentation anaérobie, conduite par les bactéries lactiques naturellement présentes dans le fruit, et cela afin de stabiliser les olives et leur conférer des caractéristiques organoleptiques meilleures.

La fermentation des olives est assurée au départ par les levures (*Geotrichum candidum*, *Saccaromyces cerevisiae*, *Debaromyces hansenii*, *Pichia anomala*, *Candida albicans*) et bactéries lactiques (*Lactobacillus plantarum*, *Leuconostoc mesenteroides*, *Lactobacillus pentosus*). *Lactobacillus plantarum* qui est prédominant (Leal Sanchez *et al.*, 2003 ; Hurtado *et al.*, 2012) produit l'acide lactique à partir du glucose et qui est derrière la saumure, devient gluante, épaisse et visqueuse. La concentration en chlorure atteint ainsi 6% (Delgado *et al.*, 2009). L'acide lactique produit améliore les caractéristiques sensorielles des olives de table et prévient leur altération, cette fermentation s'accompagne de la production des bactériocines. (Charoemprasert et Mitchell, 2012).

Il existe plusieurs facteurs qui peuvent influencer la fermentation lactique des olives, tels que la température, la concentration en sel, le pH de la saumure et la teneur en polyphénols (Ozdemir, 1997 ; Bianchi, 2003 ; Poiana et Romeo, 2006).

6. Conditionnement et pasteurisation

Cette étape consiste à la mise en solution des olives dans une solution fraîche de sels additifs (acide sorbique et benzoïque), ou par pasteurisation à 62,4°C pendant 15 minutes (Casado *et al.*, 2015). Il existe d'autres additifs de conservation des olives de table comme rapporté par Roméo-Gil *et al.*, (2016) tels que les acides fumarique et pyruvique, le cinnamaldehyde, le métabisulfite de sodium et la natamycine.

ETUDE

Expérimentale

A decorative graphic of a scroll with a light blue border and rounded corners. The scroll is partially unrolled, with the top edge curving upwards and the bottom edge curving downwards. The text is centered within a grey rectangular box on the scroll.

Matériel et méthodes

1. Présentation du matériel végétal

Les échantillons d'olive utilisés dans cette étude comprennent deux variétés ; *Azzeradj* récolté au niveau de la commune d'Akbou (Béjaia) durant la campagne oléicole 2016/2017 et la *Sigoise* issue du commerce.

Un échantillon d'un Kg d'olives d'un même calibre de la variété *Azzeradj* a été trié et élaboré selon le procédé espagnol conformément aux normes établies par le Codex Stan (1981), et pareil pour la variété sigoise qui est commerciale, L'élaboration comprend :

- Une désamérisation : par immersion de l'échantillon (1Kg) d'olive dans un litre et demi de solution de soude (1,5%), jusqu'à pénétration de la soude aux 2/3 de l'épaisseur de la pulpe ;
- Un rinçage : les olives sont rincées deux fois pendant 4 heures, puis une fois pendant 12 heures,
- Une fermentation : elle est réalisée dans une saumure à 8% de NaCl, la fermentation lactique entrainera une baisse du pH jusqu'à 4-4,5.

2. Analyses effectuées sur les olives

2.1. Teneur en eau

La teneur en eau des fruits est déterminée selon la méthode de Tovar *et al.*, (2002) qui consiste à sécher un échantillon de 5g de matière fraîche d'olive à 105 °C pendant 48h jusqu'à élimination de toute l'eau et aboutir à un poids constant. La formule ci-dessous permet d'exprimer les résultats en pourcentage de poids total :

$$H\% = [(P - PS) / (P - P_0)] * 100$$

H : humidité des fruits exprimée en pourcentage.

P et **PS** : poids du creuset plus la prise d'essai avant et après séchage, respectivement.

P₀ : poids du creuset vide.

2.2. Acidité titrable des olives

La détermination de l'acidité des olives se fait selon le protocole décrit par Garrido Fernandez *et al.*, (1997), qui consiste à macérer 1 g d'olives dans 2 ml d'eau et le volume est

ajusté à 10 ml. Après filtration, l'acidité est titrée avec une solution de soude (0,1N) en présence de phénolphaléine (indicateur coloré). Le résultat est calculé selon la formule suivante, et l'acidité est exprimée en g d'acide lactique / 100g de pulpe d'olives.

$$AT = (10/m) * V_1 * N_{NaOH} * (100/V_0)$$

At: Acidité titrable

m : Prise d'essai (g)

N : Normalité (mol/l)

V₀ : Volume en ml du prélèvement aliquote

V₁ : Volume en (ml) de la solution d'hydroxyde de sodium.

2.3. Teneur en composés phénoliques

2.3.1. Préparation des extraits

Les extraits sont préparés suivant le protocole décrit par McDonald *et al.*, (2001) :

Un équivalent de 5g de poids sec pour chaque échantillon (20,4 g de matière fraîche pour *Azzeradj* et 19,24 g pour *Sigoise*) est extrait avec 25 ml de méthanol/eau (80/20).

Après centrifugation (3000 rpm/5min), le culot subit une seconde extraction dans les mêmes conditions. Les extraits sont combinés pour chaque variété, lavés deux fois à l'hexane (25ml), puis filtrés.

2.3.2. Fractionnement des extraits méthanoliques

Le fractionnement des extraits des deux variétés a été réalisé suivant le protocole décrit par Elena De Marco, par extraction en phase solide à l'aide de la colonne C₁₈. La colonne est activée par 5 ml de méthanol/eau 5 :95 (V/V). Un volume d'extrait des deux échantillons d'olives est concentré au rotavapeur et séché à l'étuve. Le volume est réajusté à 2ml avec l'eau.

Le fractionnement est réalisé en conditions atmosphériques en utilisant un gradient d'élution binaire : Solvant A (méthanol) et solvant B (eau).

Les étapes d'élution suivantes ont été appliquées :

7ml A : B (5 : 95), 5ml A : B (10 : 90), 5ml A : B (15 : 85), 5ml A : B (20 : 80), 5ml A : B (25 : 75), 5ml A : B (30 : 70), 5ml A : B (35 : 65), 5ml A : B (50 : 50), 5ml A : B (0 : 100).

Les fractions sont récupérées et soumises aux différents dosages.

2.3.3. Dosage des composés phénoliques

A) Dosage des polyphénols totaux

Le dosage des composés phénoliques est basé sur le transfert d'électrons entre les polyphénols de l'extrait et les hétéropolyanions molybdo-tungstophosphoriques [(3H₂O-P₂O₅-13WO₃-5MoO₃-10H₂O), (3H₂O-P₂O₅-14WO₃-4MoO₃-10H₂O)], contenu dans le réactif Folin Ciocalteu, le substrat est énergétiquement oxydé en milieu basique provoquant la formation de l'ion superoxyde O₂⁻ qui réagit alternativement avec le molybdate et donne l'oxyde de molybdène (MoO⁴⁺) présentant une couleur bleutée (Gulçin, 2012).

0,1 ml d'extrait est mélangé avec 0,5 ml du réactif de Folin-Ciocalteu. Après 5min, 3ml de solution de carbonate de sodium (Na₂CO₃ à 20 %) sont additionnés et le mélange est complété avec de l'eau distillée jusqu'à un volume de 10 ml. Après incubation pendant 30 min à l'obscurité, le mélange subit une centrifugation (1500g/15min). L'absorbance du surnageant est mesurée contre un blanc à 725 nm (Borzillo *et al.*, 2000). Le résultat est exprimé en mg équivalent d'acide gallique/100g de matière fraîche (mg EAG/100g MF) par référence à une courbe d'étalonnage (Figure 8).

B) Dosage des *ortho*-diphénols

La méthode de Tovar *et al.*, (2002), a été adoptée, elle se base sur le principe de la quantification colorimétrique des *ortho*-diphénols par leur réaction avec les ions molybdates (Cerretani et Bendini, 2010).

4 ml d'extrait sont mélangés à 1 ml de molybdate de sodium à (5%) dissout dans l'éthanol 50%. Après 15 minutes d'incubation l'absorbance est mesurée à 370 nm contre un blanc (Bendini *et al.*, 2003). Les résultats sont exprimés en mg équivalent d'acide caféique par 100g de matière fraîche, en se référant à une courbe d'étalonnage (Figure 9).

C) Dosage des flavonoïdes

Ce dosage part du principe des propriétés chélatrices des flavonoïdes essentiellement les flavones et les flavonols caractérisés par leur fonction 4-ceto-5hydroxyle qui interagit avec les ions Al³⁺ (Apak *et al.*, 2007).

Les teneurs des flavonoïdes sont déterminées par la méthode de Djeridane *et al.*, (2006), où 1,5 ml d'extrait est mélangé avec un même volume de la solution méthanolique de

trichlorure d'aluminium (2%). L'absorbance du mélange est mesurée à 430 nm et les résultats sont exprimés en mg équivalent quercétine par 100g de matière fraîche (mg EQ/100g MF), en se référant à une courbe d'étalonnage (Figure 10).

2.4. Détermination de l'activité antioxydante

Deux méthodes ont été utilisées pour déterminer l'activité antioxydante : Le pouvoir réducteur et l'activité anti-radicalaire.

2.4.1. Pouvoir réducteur (réduction du fer ferrique)

Le pouvoir réducteur consiste à mesurer l'aptitude des antioxydants présents dans l'extrait à réduire le fer ferrique (Fe^{3+}) du complexe ferricyanure en fer ferreux (Fe^{2+}), par un transfert d'électrons facilité en milieu acide (Nur Alam *et al.*, 2013). Cette réaction est traduite par une coloration verte dont l'intensité est proportionnelle au pouvoir réducteur (Blazovics *et al.*, 2003).

Le protocole de Zhan *et al.*, (2006) a été utilisé pour la détermination du pouvoir réducteur des extraits brut et des différentes fractions phénoliques. Le volume d'un ml est additionné à 2,5 ml de tampon phosphate (0,2 M, pH 6,6), et 2,5 de ferricyanure de potassium (1%) ; le mélange est incubé à 50°C pendant 20 min. Après addition de 2,5 d'acide trichloro-acétique (10%). 2,5 ml du surnageant sont mélangés à 2,5 d'eau distillée et 0.5 de chlorure ferrique (0.1%). L'absorbance est mesurée à 700 nm.

Le pouvoir réducteur est exprimé en mg équivalent d'acide gallique par 100g de matière fraîche (Figure 11).

2.4.2. Activité anti-radicalaire (radical DPPH)

Cette méthode est basée sur la capacité des extraits à réduire le 2,2 diphényl-1-picrylhydrazine (DPPH) de couleur violette en solution dans le méthanol, et qui est décoloré en présence de l'extrait. La diminution de l'absorbance reflète la réduction par un transfert d'atomes d'hydrogène à partir des composés phénoliques sur le radical (DPPH-H) traduit par une apparition d'une couleur jaune pâle (Gulçin *et al.*, 2012).

Un volume de 500 µl d'extrait d'olive est ajouté à 2 ml de solution méthanolique de DPPH. Après une incubation de 30 min à l'obscurité, l'absorbance est mesurée à 517 nm (Boskou *et al.*, 2006).

L'activité antiradicalaire est estimée en mg équivalent d'acide gallique par 100g de matière fraîche. Le pourcentage d'inhibition est calculé comme suit :

$$AA(\%) = [(A_t - A_0) / A_t] * 100$$

AA : Activité antiradicalaire (en % d'inhibition)

A_t : Absorbance du témoin

A₀ : Absorbance de l'échantillon

2.5. Etude statistique

Pour chaque test, trois essais ont été réalisés. L'étude statistique consiste en une analyse de la variance (ANOVA) par le test de Newman Keuls en utilisant le logiciel Statistica 5.5. Le degré de signification des données est estimé à la probabilité $p < 0,05$.



Résultats et discussions

1. Teneur en eau

Les teneurs en eau des deux variétés, *Sigoise* et *Azzeradj* sont de 75,5 et 74% pour *Sigoise* et *Azzeradj*, respectivement. Ces teneurs coordonnent avec celles rapportées par Owen *et al.*, (2003) (73,7%). L'étude statistique n'a révélé aucune différence significative entre la teneur en eau des deux variétés.

Les olives de table étudiées ont subi, durant leur élaboration, des lavages et un en saumurage responsables d'un échange hydrique entre la matrice végétale et la saumure ; ce qui justifie leur teneur en eau élevée (El Khaloui et Nouri, 2007).

2. Acidité titrable des olives

Les résultats obtenus montrent que la variété est plus acide (1,700 g d'acide lactique/100g de MF) par rapport à *Sigoise* (1.100 g d'acide lactique/100g de MF). Cette différence en acidité revient à la différence variétale (Teneur en sucres, flore bactérienne) influant sur le rendement de la fermentation.

3. Teneurs en composés phénoliques

3.1. Teneurs en polyphénols totaux

Les teneurs en composés phénoliques totaux des extraits bruts et des neuf fractions phénoliques pour les deux variétés *Sigoise* et *Azzeradj* sont représentées dans la figure 3.

Les résultats obtenus par l'analyse statistique, montrent une différence significative entre les teneurs en polyphénols totaux des extraits bruts des deux variétés.

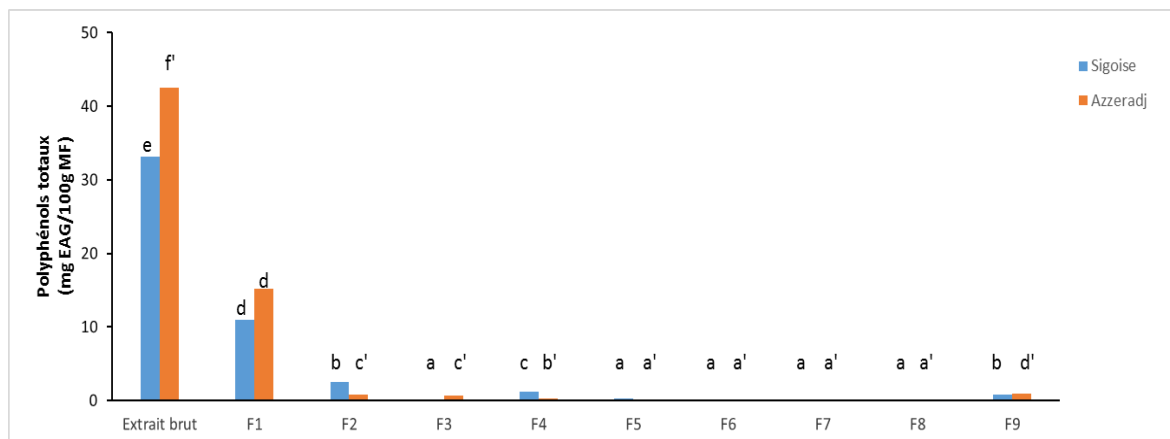


Figure 3 : Teneurs en composés phénoliques des extraits bruts et des différentes fractions des deux variétés.

Des lettres différentes indiquent des différences significatives à $p < 0,05$.

L'extrait brut de la variété *Azzeradj* présente une teneur plus élevée en polyphénols que *Sigoise* d'un facteur de 1,5. Cette différence est due à divers facteurs principalement variétal et géographiques (localité) ; la provenance des échantillons impliquant des différences dans les conditions de culture : Climat, type de sol, ensoleillement, altitude. *Sigoise* étant d'origine commerciale, ce qui implique des conditions d'élaboration et de stockage différentes.

La teneur en composés phénoliques d'*Azzeradj* est de 42,47 mg/100g MF (163,36mg /MS) ; ce qui se rapproche des teneurs rapportées par Bleskas *et al.*, (2002) (60 mg/100g MF) pour des variétés d'olives greque. Cependant, les teneurs sont largement inférieures à celles rapportées par Pereira *et al.*, (2006) (3240 mg/100g MS).

Sigoise enregistre 33,20 mg eq AG /100g MF (136.32 mg/100g MS), une teneur très proche de celles rapportées pour des cultivars espagnoles (33,4 mg/100g et 35,5 mg/100g MF) (Ghanbari *et al.*, 2012), et largement inférieure aux teneurs des variétés Turques (12920,26 à 15196,26 mg EAG/100g MS) étudiées par Sahan *et al.* (2013).

Le fractionnement des extraits phénoliques a permis de dégager neuf fractions phénoliques dont le taux de participation diffère fortement entre les fractions. L'étude statistique a révélé une différence significative entre la fraction F1 et le reste des fractions.

La fraction F1 de la variété *Azzeradj*, représente la part dominante (35%) de la teneur en polyphénols de l'extrait brut, puis viennent les fractions F2, F3, F4, F9 qui représentent 7%, 5%, 3%, 2%, respectivement. Les fractions restantes représentent des parts négligeables.

La fraction F1 de la variété *Sigoise*, monopolise 33% de la teneur totale en polyphénols de l'extrait brut. Les fractions F2, F4, F9 représentent 9%, 7%, 4%, respectivement.

D'après les constatations enregistrées en littérature (Romeo *et al.*, 2004 ; Pereira *et al.*, 2006 et Mettouchi *et al.*, 2016a) quant au profil phénolique des olives de tables vertes confites qui est dominé par les phénols simples dont les acides et les alcools phénoliques. Aussi, tenant compte du degré de polarité du solvant d'élution de cette fraction méthanol : eau (5 : 95), cette phase polaire permet l'élution de composants polaires ; les acides cinnamiques dont l'hydroxytyrosol et l'acide caféique sont les composés dominants les plus probables. D'après le système d'élution méthanol : eau des fractions F5, F6, F7 et F8, peu de composés apolaires peuvent être contenus dans les extraits des deux variétés étudiées.

3.2. Teneurs en *ortho*-diphénols

Les teneurs en *ortho*-diphénols obtenus pour les deux variétés et des neuf fractions (la figure 4) présentent une différence significative entre leurs extraits bruts et entre les fractions F1 des deux variétés *Sigoise* et *Azzeradj*, et le reste des fractions.

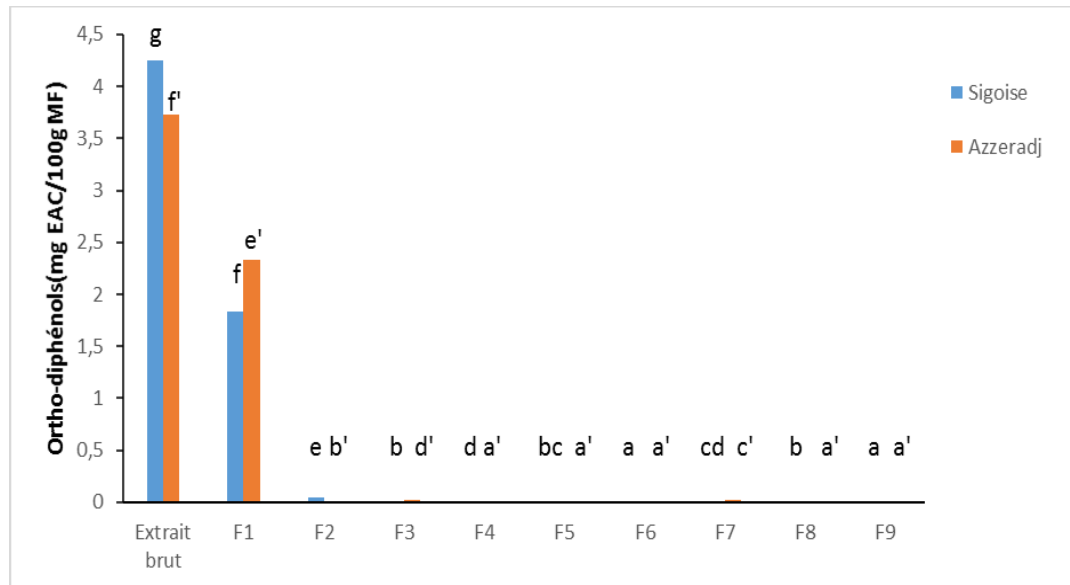


Figure 4 : Teneurs en *ortho*-diphénols des extraits bruts et des différentes fractions des deux variétés.

Des lettres différentes indiquent des différences significatives à $p < 0,05$.

La variété *Sigoise* est plus riche en *ortho*-diphénols en comparaison à *Azzeradj*, d'un facteur de 1,2. Les teneurs en *ortho*-diphénols présentent 13% et 9% des composés phénoliques totaux pour *Sigoise* et *Azzeradj*, respectivement.

La fraction F1 de la variété *Sigoise*, donne le taux en *ortho*-diphénols le plus élevé, (42%), puis vient la fraction F2 avec un taux de 2%. Les fractions restantes renferment des teneurs négligeables.

La fraction F1 de la variété *Azzeradj*, est la fraction dont la participation est la plus élevée (64%), puis viennent les fractions F3 et F7 avec un taux de participation de 2% et 7 %, respectivement.

Les fractions F1 des deux variétés, sont les plus riches en *ortho*-diphénols. En référence aux travaux de Brenes Balbuena *et al.* (1992) ; Mc Donalds *et al.* (2002) et Mettouchi *et al.* (2016b), les composés *ortho*-diphénoliques majoritaires des olives vertes

confites sont l'hydroxytyrosol et l'acide caféique dont les doubles groupements hydroxyles répondent aux degrés de polarité du solvant d'éluion utilisé pour cette fraction.

3.3. Teneurs en flavonoïdes

Les teneurs en flavonoïdes pour les deux variétés sont représentées dans la figure 5.

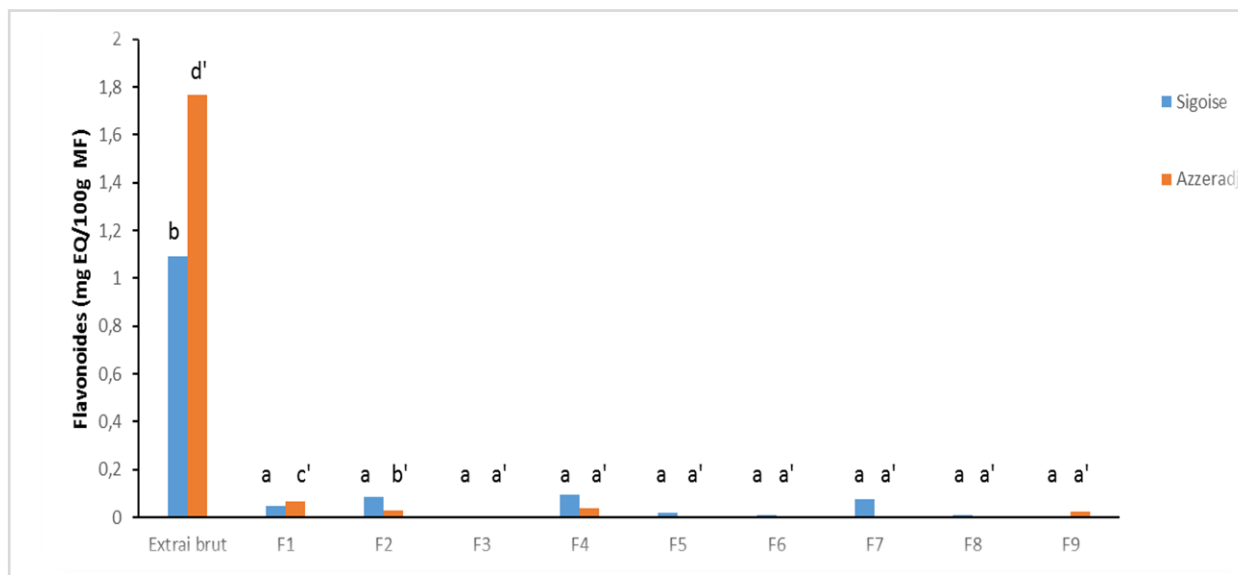


Figure 5 : Teneurs en flavonoïdes des extraits bruts et des différentes fractions des deux variétés.

Des lettres différentes indiquent des différences significatives à $p < 0,05$.

L'étude statistique a révélé une différence significative entre les teneurs en flavonoïdes des extraits bruts des deux variétés. Aucune différence entre les teneurs en flavonoïdes des neuf fractions de la variété *Sigoise* n'a été détectée. Cependant, pour *Azzeradj*, il existe une différence significative entre la fraction F1, F2 et le reste des fractions.

Les résultats obtenus, montrent que l'extrait brut de la variété *Azzeradj* est plus riche en flavonoïdes que *Sigoise*, d'un facteur de 1,6. Cette teneur en flavonoïdes représente 4 et 3% de la teneur en polyphénols totaux dans *Azzeradj* et *Sigoise*, respectivement. Ce résultat est en accord avec ceux de Ryan *et al* (1999) et Obeid *et al* (2008), qui stipulent que les flavonoïdes ne sont pas les composants majoritaires des polyphénols totaux des olives de table.

La fraction F1 de la variété *Azzeradj* est la fraction dont la participation est la plus élevée, avec environ 4% de la teneur totale de l'extrait brut, puis vient la fraction F2, F4 et F9

avec des participations qui avoisinent 1%. Quant aux fractions restantes, elles possèdent des teneurs négligeables.

La fraction F4 de la variété *Sigoise* est la fraction dont la participation est la plus élevée (4%), puis viennent les fractions F2, F7 et F1 avec des participations de 3%, 2% et 1%, respectivement. La faible contribution des fractions à la teneur en flavonoïdes de l'extrait brut peut s'expliquer par la faible quantité d'extrait utilisé pour le fractionnement.

Les fractions F4 et F1 des deux variétés *Sigoise* et *Azzeradj*, respectivement, sont les plus riches en flavonoïdes. D'après les constatations enregistrées en littérature (Bleka *et al.*, 2002 ; Vinha *et al.*, 2007 et Mettouchi *et al.*, 2016a), et tenant compte du système d'éluion utilisé pour ces fractions méthanol : eau (5 : 95 et 20 : 80), respectivement ; les flavones ayant de nombreux groupements hydroxyles sont les composés dominants les plus probables.

4. Activité antioxydante

4.1. Pouvoir réducteur (réduction du fer ferrique)

Le pouvoir réducteur des échantillons des deux variétés *Sigoise* et *Azzeradj*, est illustré dans la figure 6. L'étude statistique a révélé une différence significative entre les deux variétés et leurs différentes fractions respectives.

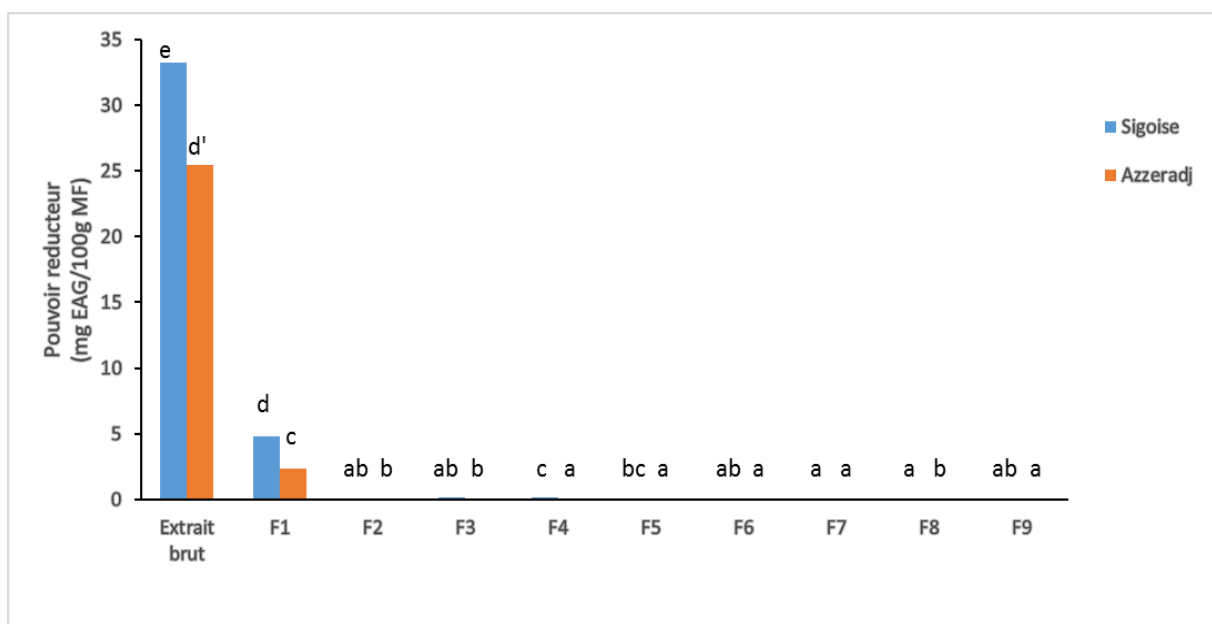


Figure 6 : Pouvoir réducteur des extraits bruts et des différentes fractions des deux variétés.

Des lettres différentes indiquent des différences significatives à $p < 0,05$.

Les capacités réductrices des extraits brut des deux variétés étudiées (figure 6) sont de 33,9 et 25,1 mg EAG/100g MF pour *Sigoise* et *Azzeradj*, respectivement.

La fraction F1 de la variété *Sigoise*, est la fraction dont la participation à l'activité réductrice est la plus élevée (15% de l'activité de l'extrait brut). Les autres fractions participent très faiblement à cette activité. Pour *Azzeradj*, La fraction F1 participe avec environ 8% à l'activité réductrice de l'extrait brut, alors que les autres fractions sont inactives.

Les résultats obtenus quant à l'activité réductrice des fractions démontrent la faible concentration de l'extrait utilisé pour le fractionnement (sensibilité du dosage), d'une part, et d'autre part ce fait laisse prétendre un effet synergique entre les molécules réductrices nécessaire pour l'action réductrice et qui est perdue après fractionnement des extraits.

Une corrélation significative est obtenue entre la teneur en composés phénoliques et l'activité réductrice pour les deux variétés (Tableau V) ; ce qui témoigne de l'effet de la teneur en composés phénoliques sur la capacité réductrice des extraits du fait que ça soit les fractions les plus riches en polyphénols sont celles qui exercent les activités réductrices les plus élevées en réduisant les groupements de fer ferriques en fer ferreux.

Tableau V : Corrélations entre les teneurs en composés phénoliques et le pouvoir réducteur (PR) des extraits

<i>Composés Phénoliques</i>	<i>PR (Sigoise)</i>	<i>PR (Azzeradj)</i>
<i>Polyphénols totaux</i>	0,983 *	0,934 *
<i>Ortho-diphénols</i>	0,961 *	0,879 *
<i>Flavonoïdes</i>	0,985 *	0,998 *

* : Corrélation significative à $p < 0,05$.

4.2. Activité antiradicalaire sur le radical DPPH

Les activités antiradicalaires des deux variétés, *Sigoise* et *Azzeradj* sur le radical DPPH sont présentées dans la figure 7. L'analyse statistique n'a montré aucune différence significative entre l'activité antiradicalaire des extraits bruts des deux variétés. *Sigoise* présente une activité de 59 mg E trolox/100g MF (239,34 mg E trolox /100g MS), alors que *Azzeradj* présente une activité près de deux fois plus élevée avec 100mg/100g MF (373,23 mg/100g MS).

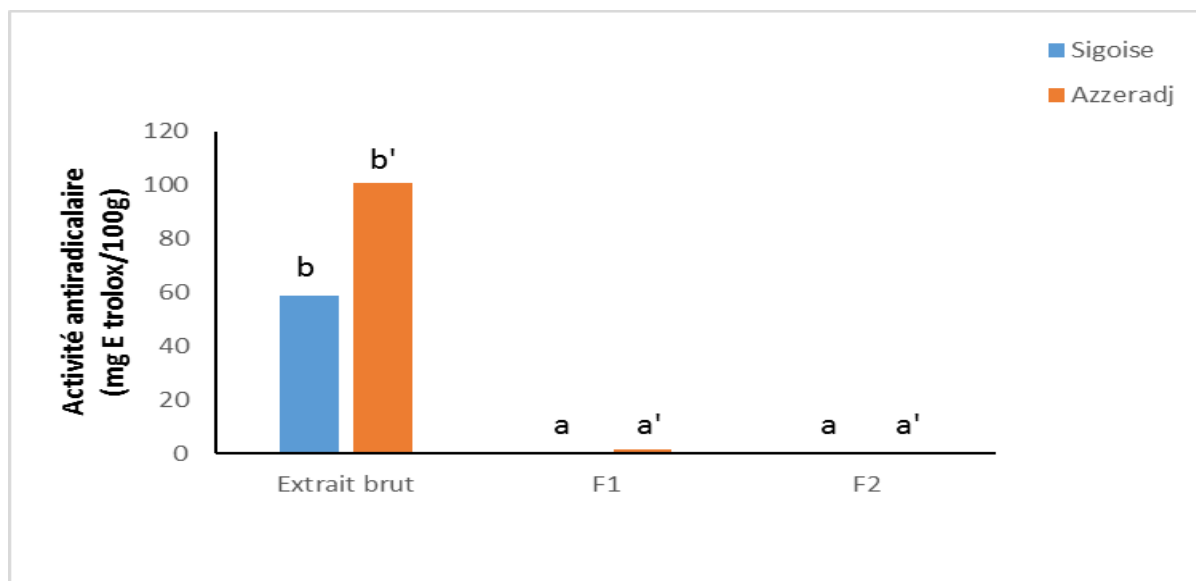


Figure 7 : Activité antiradicalaire contre le DPPH, des extraits bruts et des différentes fractions des deux variétés.

Des lettres différentes indiquent des différences significatives à $p < 0,05$.

Seules les fractions F1 des deux variétés sont actives, avec un faible taux de participation à l'activité totale de 4 et 2% pour les variétés *Sigoise* et *Azzeradj*, respectivement. Ces résultats confirment, une seconde fois l'effet synergique des molécules antioxydantes qui est perdue après fractionnement des extraits.

Velkov (2007) a classé l'activité scavenger des composés phénoliques comme suit : acide caféique > hydroxytyrosol > acide chlorogénique > oleuropéine > acide férulique > acide *p*-coumarique > tyrosol. Aussi, les travaux d'Elena de Marco *et al.* (2007), ont montré que la fraction dont la contribution à l'activité antioxydante est la plus élevée est dominée par l'hydroxytyrosol et les flavonoides (Lutéoline). Ce qui confirme l'hypothèse de la nature des composés élués dans la fraction 1.

Une corrélation significative est obtenue entre la teneur en composés phénoliques et l'activité antiradicalaire des extraits pour les deux variétés (Tableau VI). La participation des polyphénols à l'activité scavenger est liée à la position et au nombre de groupements hydroxyles et carboxyles (Hayes *et al.*, 2011). La présence du groupement hydroxyles à la position *ortho* augmente la stabilité du radical phénoxyde par une liaison hydrogène intramoléculaire (Cerretani et Bendini, 2010), ce qui témoigne de l'importance de la nature des composés phénoliques dans la capacité antiradicalaire des deux extraits.

Tableau VI : Corrélations entre les teneurs en composés phénoliques et l'activité antiradicalaire des extraits

<i>Composés Phénoliques</i>	<i>Activité antiradicalaire (Sigoise)</i>	<i>Activité antiradicalaire (Azzeradj)</i>
<i>Polyphénols totaux</i>	0,952 *	0,939 *
<i>Ortho-diphénols</i>	0,905 *	0,803 *
<i>Flavonoïdes</i>	0,998*	0,999*

* : Corrélation significative à $p < 0,05$.

Conclusion

Conclusion

L'étude réalisée a pour objectif l'évaluation de l'activité antioxydante des extraits méthanoliques de deux variétés d'olives de table vertes et de leurs différentes fractions phénoliques.

Le dosage des composés phénoliques et en flavonoïdes a montré que l'extrait brut d'*Azzeradj* est plus riche en ces deux classes de composés, par contre les teneurs en *ortho*-diphénols se montrent plus élevées pour *Sigoise* et représentent près de 13% de la teneur en polyphénols totaux.

Le fractionnement des extraits a montré que les fractions F1 des deux variétés ont donné le taux en polyphénols, en *ortho*-diphénols les plus élevés. La fraction F4 d'*Azzeradj* est plus riche en flavonoïdes. Tenant compte du système d'élution de ces fractions, les composés phénoliques dominants de l'olive de table les plus polaires sont élués dans la fraction F1 ; il nous est possible de supposer la dominance de ces fractions par l'hydroxytyrosol, l'acide caféique et les flavones.

En parallèle à ces constatations, la fraction F1 est celle qui contribue le plus à l'activité antioxydante des extraits des deux variétés (15 et 8% de l'activité réductrice et 4 et 2% de l'activité antiradicalaire pour *Sigoise* et *Azzeradj*, respectivement). Ces faibles participations des neuf fractions à l'action antioxydante laissent supposer un effet synergique entre les molécules, et témoignent de la faible concentration de l'extrait utilisés pour le fractionnement.

L'activité antioxydante des deux variétés, est proportionnelle à leurs teneurs en composés phénoliques, et l'analyse statistique vient confirmer ce constat avec de fortes corrélations enregistrées pour *Azzeradj* ($r = 0,94$ et $r = 0,94$) et *Sigoise* ($r = 0,98$ et $r = 0,95$), pour le pouvoir réducteur et l'activité antiradicalaire, respectivement.

Les résultats obtenus dans cette étude restent partiels, des essais complémentaires seront nécessaires :

- ✓ Tester des concentrations plus élevées de l'extrait afin d'aboutir à des fractions plus concentrées et d'isoler ainsi parfaitement les différents constituants ;
- ✓ Tester l'activité antioxydante d'autres extraits antioxydants des olives (caroténoïdes, tocophérols, stérols,...) ;
- ✓ Réaliser des tests *in vivo* pour une meilleure évaluation de l'activité biologique des olives de table.

Références

bibliographiques

Références bibliographique:

A

- Andrewes p., Busch J.L.H.C., Joode T., Groenewegen A & Alexander H. (2003).** Sensory properties of virgin olive oil polyphenol: identification of deacetoxy ligstroside aglycon as key contributor to pungency. *Journal of agricultural and food chemistry*, 51:1415-1420.
- Apak R., Guçlu K., Demirata B., Ozyurek M., Esin çelik S., Bektasogl B., Berker K.-I. & Ozyurt D. (2007).** Review comparative evaluation of various total antioxidant capacity Assays Applied to phenolic compounds with the CUPRAC Assay. *Molécules*, 12:1496-1547
- Argenson C., Regis S., Jordan J. M. Vaysse P. (1999).** L'olivier. Isbn: 2- 8791. 68-6.
- Arslan D. & Özcan M.-M. (2011).** Phenolic profile and antioxidants activity of olive fruits of the Turkish varieties "Sariulak" From different locations. *Grasas Aceites*, 62 :453-461.

B

- Balatsouras G., 1997.** *Encyclopédie mondiale de l'olivier*. Conseil Oléicole international, Pp. 295-342.
- Bendini A., Cerretani L., Carrasco-Pancorbo A., Gomez-Caravaca A.M., Segura Carretero A., Fernandez-Gutiérrez A. & Lercker G. (2007).** Phenolic molecules in virgin olive oils: a survey of their sensory properties, health effects, antioxidant activity and analytical methods. An overview of the last decade. *Molecules*, 12: 1679-1719.
- Benincasa C., Muccilli S., Amenta M., Perri E. & Romeo F. (2015).** Phenolic trend and hygienic quality of green table olives fermented with *Lactobacillus plantarum* starter culture. *Food Chemistry*, 186: 271-276.
- Bianchi G. (2003).** Lipids and phenols in table olives. *European journal of lipids and science Technology*, 105: 229-242.
- Blázquez J.M.(1997).** Origine et diffusion de culture In Encyclopédie mondiale de l'olivier. COI (Ed.), Madrid, Espagne, pp. 19-58.
- Blazovics A., Lugasi A., Szentmihályik, & Kerya. (2003).** Reducing power of the natural polyphenols of *Semper vivum tectorum* in vivo and in vitro. *Actabiologica Szegediensis*, 47: 99-102.

Blekas G., Vassilakis C., Harizanis C., Tsimidou M. & Boskou D.-G. (2002).*Biophenol in table olives. Journal of agriculture and food chemistry* 50: 3688-3692.

Borzillo A., Iannotta N. & Ucella N. (2000). Oinotria table olives: quality evaluation during ripening and processing by bimolecular components. *European Food Research and Technology*, 212: 113-121.

Boskou G., Fotini N., Salta, chrysostomou S., mylona A., chiou A. & Andikopoulos N.K. (2006).*antioxidants capacity and phenolic profiles of table olives from the Greek market. Food Chemistry*, 94: 558-564.

Brenes M., Garcia A., De los Santos B., Medina E., Romero C., de castro A. & Romero F. (2011). Olive glutaraldehyde-like compounds against plants pathogenic bacteria and fungi. *Food chemistry*, 125: 1262-1266.

Brenes Balbuena M., Garcia Garcia P.1 & 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.

Bruneton. (2002). Phytothérapie, Les données de l'évaluation. Edition Tec & doc, Lavoisier EM inter. Pp. 174, 175.

C

Casado J.F., Higinio Sanchez, A., Rejano L., de castro A. & Montano A. (2010). Stability of sorbic and ascorbic acids in packed green table olives during long-term storage as affected by different packing conditions, and its influence on quality parameters. *Food Chemistry*, 122: 812-818.

Cerretani L. & Bendini A. (2010). Rapid Assays to Evaluate The Antioxydant Capacity of phenols in a virgin olive oil. In: *Olives and olive oil in health and disease prevention* chapter 67, preedy V.R. & Watson R.R. (Eds). ISBN: 978-0-12-374420-3.pp.625-635.

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

Charoenprasert S. & Mitchell A., (2012). Factors influencing phenolic compounds in table olives (*Olea europea*). *Journal of agriculture and Food chemistry*, 60: 7081-7095.

Conseil oléicole international. (2009).

Conseil Oléicole international. (2016).

Codex stan 66, 1987. (Normes codex pour les olives de tables). Collaboration du conseil oléicoles international et du codex alimentarius 1981 (Rev. 1-1987) : 1-21.

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

D

Diane H. Morris, PHD., RD., "Importance of Omega-3 Fatty Acids for Adults and Infants", *A Health and Nutrition Primer*, pp.28-34.

E

Esti M., Cinquanta L. & La Notte E. (1998). Phenolic compound in different olive varieties. *Journal of agricultural and food chemistry*, 70:343-349.

G

Garrido Fernandez A., Fernandez Diez M.-J. & Adams M.-R. (1997). Table olive production and processing, Chapman & Hall, London, UK. PP10-30

Ghambari R., Anwar F., Alkharfy K.-M., Gilani A.-H. & Saari N. (2012). Valuable Nutrients and functional Bioactive in different parts of olives (*olea europea L.*). *A Review international journal of molecular sciences*, 13: 3291-3340.

Gomez-Rico A., Fregapane G. & Salvator D. 2008. Effect of cultivar and ripening on minor components in Spanish olive fruits and their corresponding virgin olive oils. *Food Research International*, 41: 433-440.

Gulçin I. (2012). Antioxidant activity of food constituents: an overview. *Archives of Toxicology*, 86: 345-391.

Gutierrez-Rosales F., Rios J.J. & Gomez-Rey M.L. (2003). Main polyphenols in the bitter taste of virgin olive oil. Structural confirmation by on-line high-performance liquid chromatography electrospray ionization mass spectrometry. *Journal of agricultural and food chemistry*, 51:6021-6025.

H

Hannachi H., Msallem M., Ben Elhadj S. & El Gazzah M. (2007). Biologie et pathologie végétale / plant biology and pathology influence du site géographique sur les potentialités Agronomiques et technologique de l'olivier (*Olea europea L.*) en Tunisie. *Compte rendus biologies*, 330 :135-142.

J

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

K

Kaltsa K., Papaliaga D., Papaioannou E., & Kotzekidou P. (2015). Characteristics of oleuropeinolytic strains of lactobacillus plantarum group and influence on phenolic compounds in table olives elaborated under reduced salt conditions. *Food Microbiology*, 48: 58-62.

Keys A, Menotti A, Karvonen MJ, "The diet and 15-year death rate in the Seven Countries Study", *Am J Epidemiol* 124 : 903-915 (1986) ; Willett WC, "Diet and coronary heart disease", *Monographs in Epidemiology and Biostatistics* 15 : 341-379 (1990) ; World Health Organization, "Diet, nutrition, and the prevention of chronic diseases", Report of a WHO Study Group. WHO Technical Report Series 797, Genève 1990

L

Leal Sanchez M.-V., Ruiz-Barba J.-L., Sanchez A.H., Rejano L., Jiménez- Diaz R. & Garrido Fernandez, A. (2003). Fermentation profile and optimization of green olive fermentation using *Lactobacillus plantarum* LPCOAO. *Applied and Environmental Microbiology*, 68(9): 4465-4471.

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

M

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

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

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

Medina E, de Castro A, Romero C & Brenes M. (2006). Comparison of the concentrations of phenolic compounds in the olive oils and other plants oils: correlation with antimicrobial activity. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 54:4954-4961.

Mettouchi S., Saachi B., ZED Ould Moussa A., Paduano B., Savares M & Tamedjari A.(2016a). Effet du traitement du style espagnol sur les composés phénoliques et l'activité antioxydante des olives de table vertes algériennes. Laboratoire de Biochimie appliquée, Faculté des sciences de la nature et de la vie, Université de Bejaia, 67.

Mettouchi S., Bachir Bey M. ? Tamendjari A & Louaileche H. (2016b). Antioxydant activity of table olives as influenced by processing Method. *International Journal of Chemical and Biomolecular Science*, 1: 8-14

Moreaux S. (1997). L'Olivier. Actes Sud. France

N

Nanos G.-D., Kiritsakis A.-K. & Sfakiotakis E.-M. (2002). Preprocessing storage conditions for green “conservolea” and “chondrolia” table olives. *Postharvest Biology and Technology*, 25: 109-115.

Nur Alam M., Bristi N.J. & Rafiquzzaman M. (2013). Review on in vivo and in vitro methods evaluation and antioxidant activity. *Saudi pharmaceutical Journal*, 21: 143-

O

Oliveras Lopez, M.-J., Innocenti, M., Ieri, F., Giaccherini, C., Romani, A. & Mullinaci, N. (2008). HPLC/DAD/ESI/MS detection of lignans from Spanish and Italian *Olea europaea* L. fruits. *Journal of Food Composition and Analysis*, 21: 62-70.

Owen R.W., Haubner R., Mier W., Giacosa A., Hull W. E., Spiegelhalder B. & 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: 703-717.

Ozdemir M. (1997). Table olives fermentation. *Okyanus Danismanlik*: 1-9.

Ozyilkan O., Colak D., Alkali Z. & Basturk B. (2005). Olive: fruit of peace against cancer. *Asian Pacific Journal of Cancer Prevention*, 6: 77-82.

P

Parinos C.-S., Stalikas C.-D., Gianoupolos T.S. & pilidis G.-A. (2007). Chemical and physicochemical profiles of wastewaters produced from the different stage of Spanish green olive processing. *Journal of Hazardous Material*, 145: 339-343.

Pereira J.-A., Pereira A.-P.G., Ferreira I.-C. F. R., Valenta P., Andrade P.-B., Seabra R., Estevinho L. & Bento A. (2006). Table olive from Portugal phenolic compounds antioxidant potential and antimicrobial activity, *journal of the agricultural and food chemistry*, 54: 8425-8431.

Poiana M. & Romeo F.V. (2006). Changes in chemical and icrobiological parameters of some varieties of Sicily olives during natural fermentation. *Grasas y Aceitis*, 209: 402-408.

R

Roca M. & Menquez Mosquera M.I. (2001). Changes in chloroplast pigments of olive varieties during fruit riepning. *Journal of agricultural and Food chemistry*, 49: 832-839.

Romero C., Brenes M., Yousfi K., Garcia P., Garcia A. & Garrido A. (2004). Effect of cultivar and processing method on the content of polyphenol in table olives. *Journal of agriculture and food chemistry*, 52: 479-484.

Ryan D., & Robards K.(1998). Phenolic compounds in olives analyst,123: 31-44.

Ryan D., & Robards K. and live S.(1999). changes in phenolic content of olives during maturation. *International journal of food science and technology*, 37: 523-526.

S

Sakouhi F., Harrabi S., absalon C., Sbei K., Bouckhchina S. & kallel H. 2008.

α -Tocopehrol and fatty acids contents of some Tunisian table olives (*olea europea L.*): changes in their composition during ripening and processing. *Food chemistry*, 108: 833-839.

Sansoucy R. (1984). Utilisation des sous produits de l'olivier en alimentation animale dans le basin mediteraneen. Etude FAO production et santé animale : 43

Saraiva J.A., Nunes C.S. & Coimbra M. A. 2007. Purification and characterization of olive (*olea europea L.*) peroxidase – Evidence for the occurrence of pecting binding peroxidase

.Food chemistry, 101: 1571-1579.

Soler Rivas C., Espin J.C & Wichers H.J. (2000). Review: oleuropeine and related compounds. *Journal of the science of food and agriculture*, 80: 1013-1023.

Sousa A., Ferreira I.C.F.R., Calhella R., Andrade P.B., Vlentao P., Seabra R., Estevinho L., Bento, A. & Pereira J.A. (2006). Phenolic and antimicrobial activity of traditioned stoned table olives “alcaparra”. *Bioorganic & medicinal chemistry*, 14: 8533-8538.

T

Therios I. (2009). Olives. Crop production science horticulture, 18. Edition CABI. ISBN 978-1-84593-458-3: 27-278.

Tofalo R., Perpetuini G., Schirone M., Ciarrocchi A., Fasoli G., Suzzi G. & Corsetti A. (2014). *Lactobacillus pentosus* dominate spontaneous fermentation of Italian table olives. *LWT-Food science and technology*, 57: 710-717.

Tovar J., Romero P., Girona J. & Motilva M.J. (2002). L- Phenylalanine ammonia-lyase activity and concentration of phenolics in developing olives (*olea europea L.*). Arbequina fruit grown under different irrigation regimes. *Journal of sciences of Food and agriculture*, 82: 892-898.

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

U

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

Unalk. & Nerjiz C. (2003). Effects of table olives preparing methods and storage on the composition and nutritive value of olive. *Grasas y Aceites*, 54: 71-76.

V

Vinha A.F., Ferreres F., Silva B.M., Valentao P., Gonçalves A., Pereira J.A., oliveira M.B., Seabra R.M. & Andrade P.B. 2005. Phenolic profiles of portugues olive fruits (*olea europea*):

Influence of cultivar and geographical origin. *Food chemistry*, 89:561-568.

Vlahos G. (1992). Flavonoids in three olive (*olea europea*) fruit varieties during maturation. *Journal of science and food agriculture*, 58: 157-159.

Z

Zhan Y., Hong-Dong C. & Yao Y.-J. (2006). Antioxidant activities of aqueous extract from cultivated Fruits-bodies of *Cordyceps militaris* (L.). Link in vitro. *Journal of integrative plant biology*, 48(11): 1365-1370.

Annexes

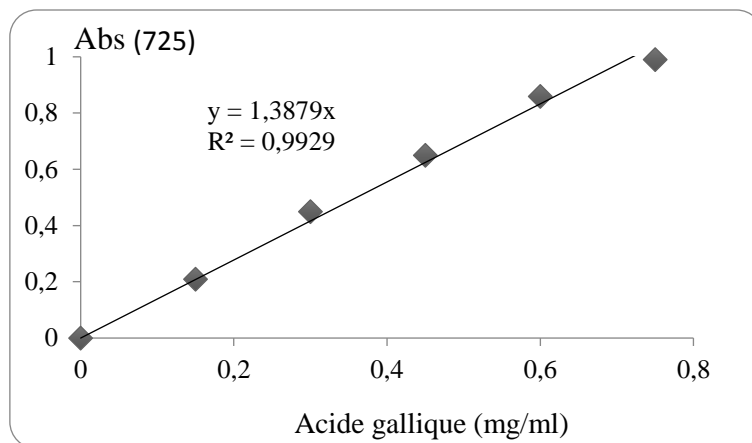


Figure 8 : Courbe d'étalonnage pour le dosage des composés phénoliques.

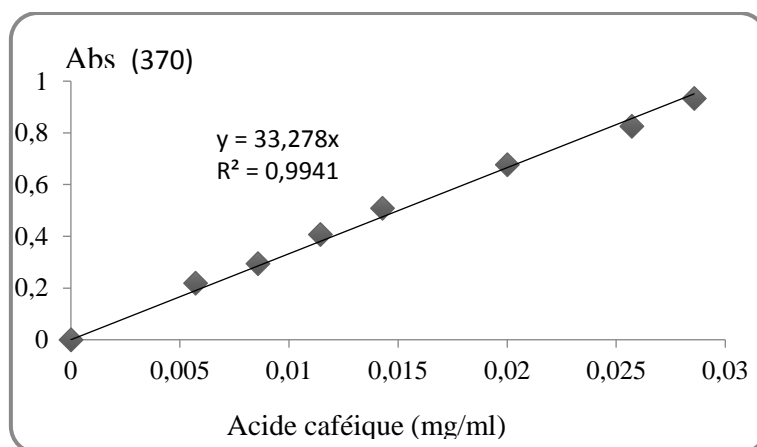


Figure 9 : Courbe d'étalonnage pour le dosage des *ortho*-diphénols.

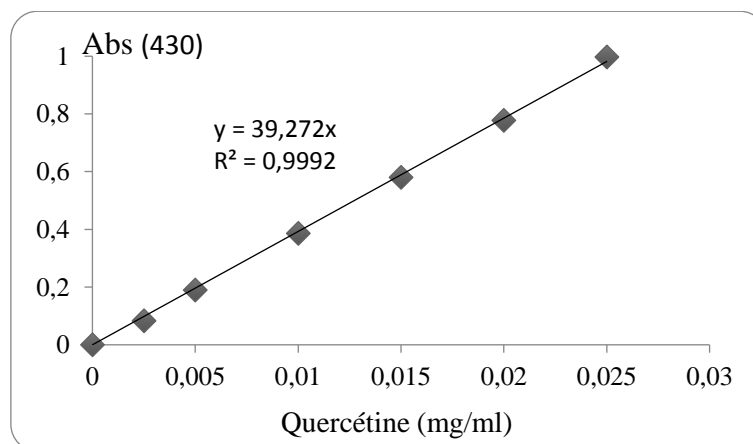


Figure 10 : Courbe d'étalonnage pour le dosage des flavonoïdes.

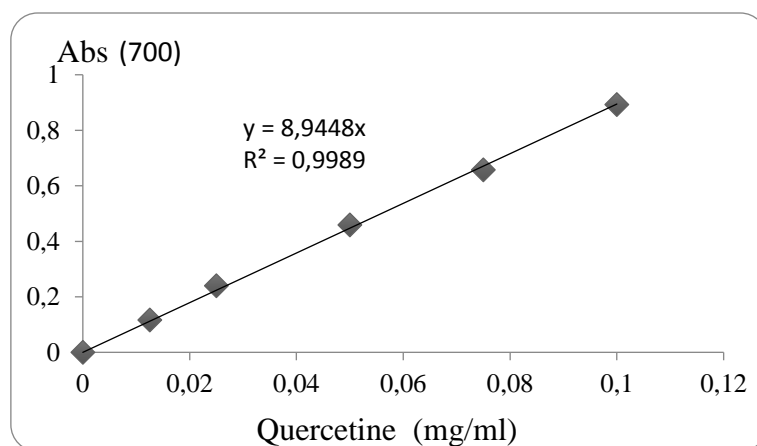


Figure 11 : Courbe d'étalonnage de l'activité réductrice sur le fer ferrique (EQ).

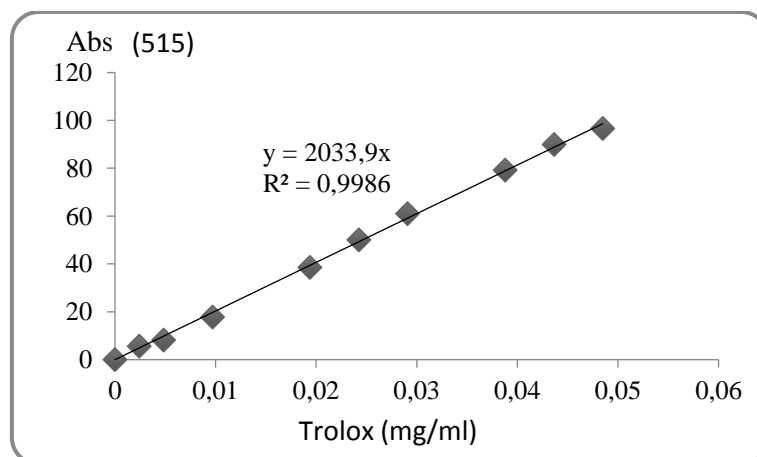


Figure 12 : Courbe d'équivalence de l'activité antiradicalaire contre le radical DPPH (Eq trolox)

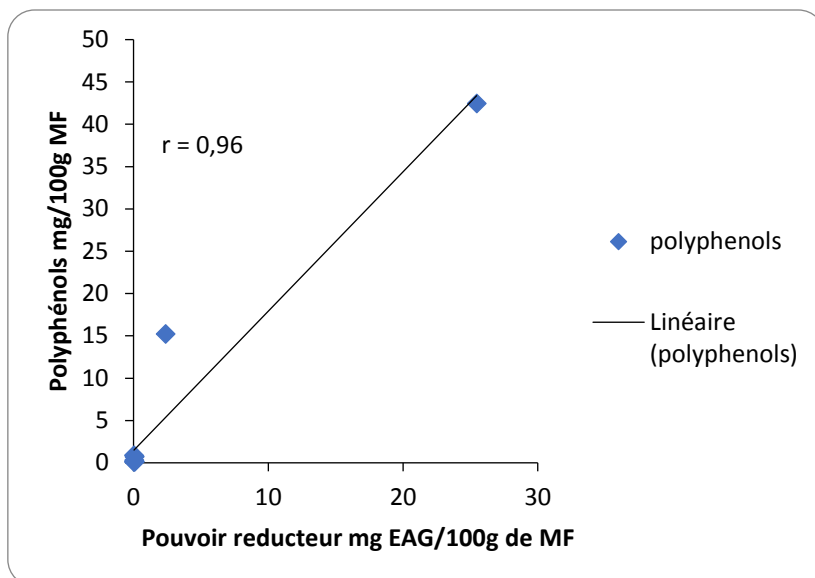


Figure 13 : Corrélation entre la teneur en polyphénols totaux et le pouvoir réducteur pour la variété Azzeradj.

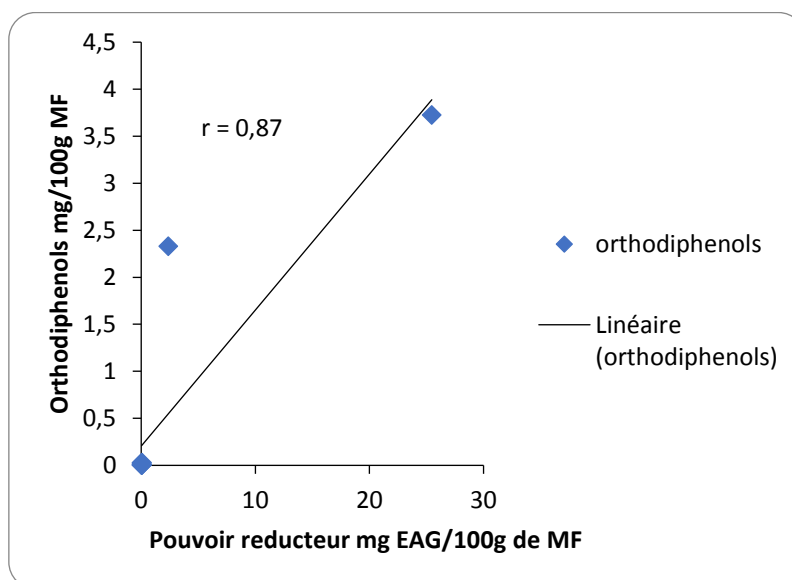


Figure 14 : Corrélation entre la teneur en *ortho*-diphénols et le pouvoir réducteur pour la variété Azzeradj.

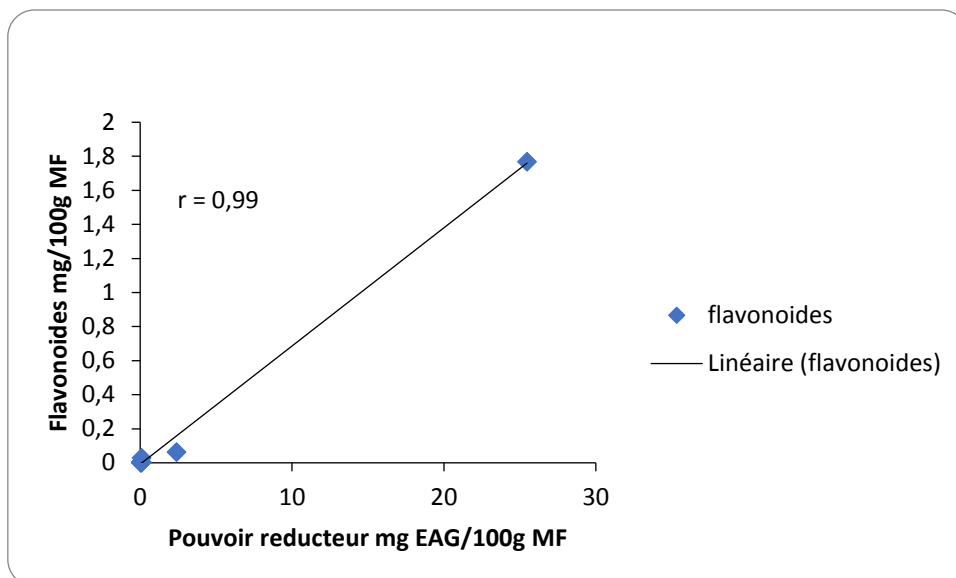


Figure 15 : Corrélation entre la teneur en flavonoïdes et le pouvoir réducteur pour la variété Azzeradj.

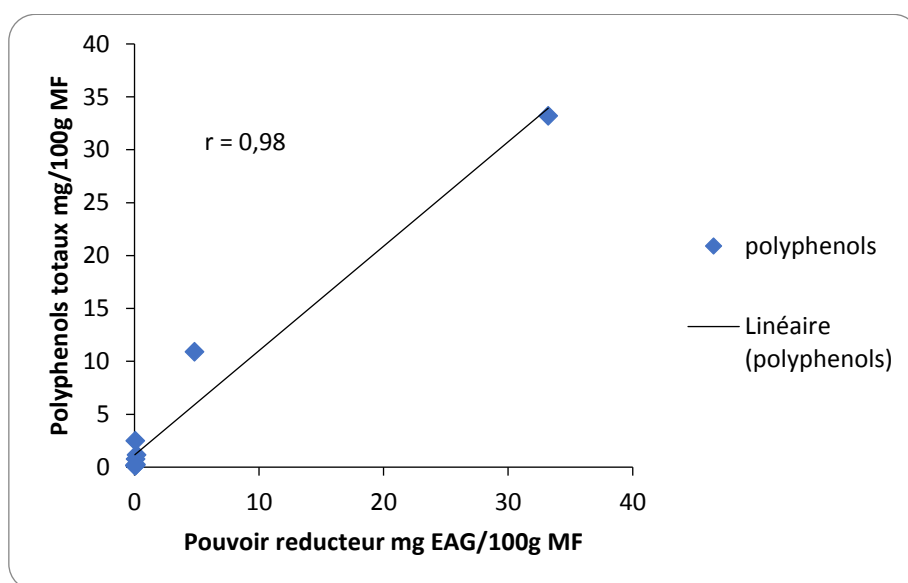


Figure 16 : Corrélation entre la teneur en polyphénols totaux et le pouvoir réducteur pour la variété Sigoise.

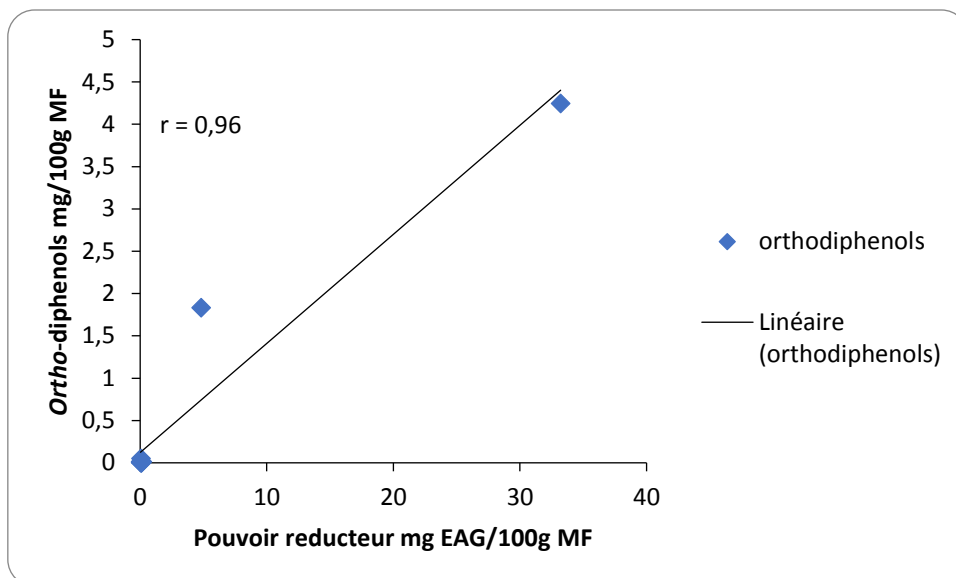


Figure 17 : Corrélation entre la teneur en *ortho*-diphénols et le pouvoir réducteur pour la variété Sigoise.

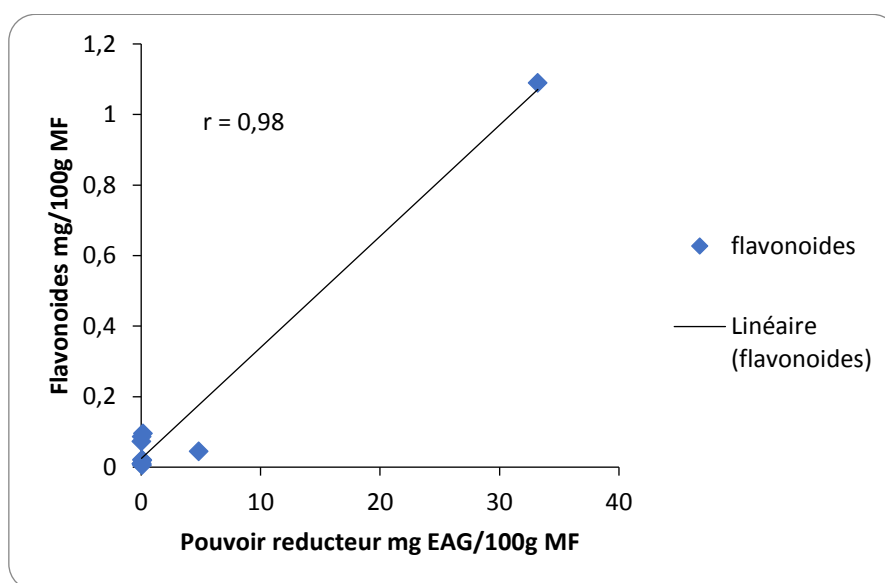


Figure 18 : Corrélation entre la teneur en flavonoïdes et le pouvoir réducteur pour la variété Sigoise.

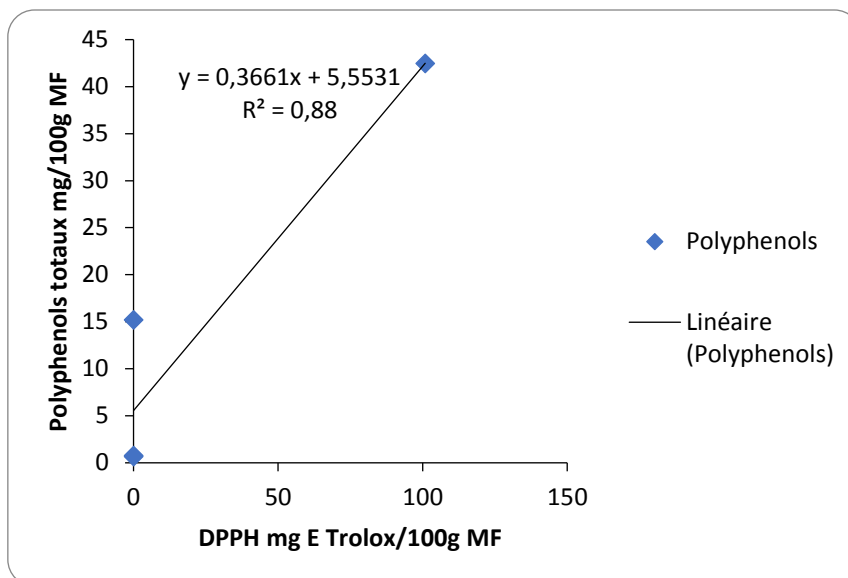


Figure 19 : Corrélation entre la teneur en polyphénols totaux et l'activité antiradicalaire contre DPPH pour la variété Azzeradj.

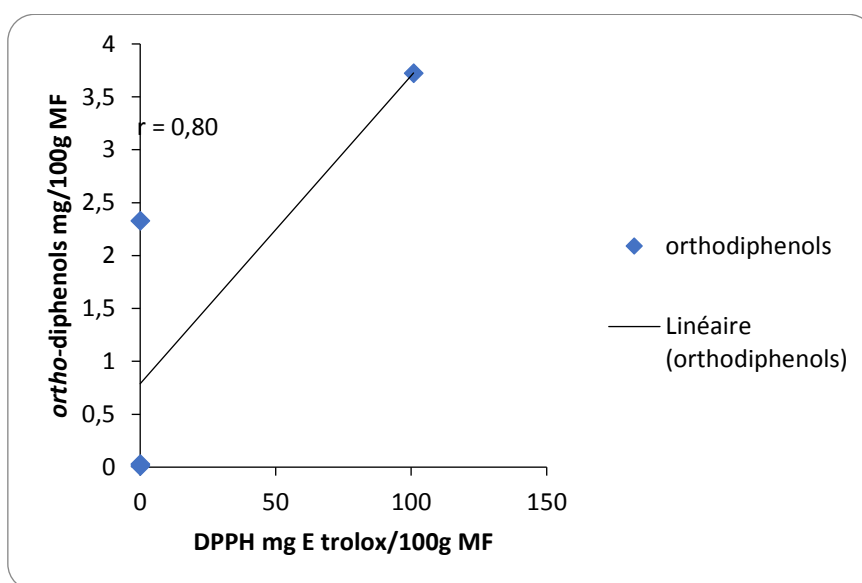


Figure 20 : Corrélation entre la teneur en *ortho*-diphénols et l'activité antiradicalaire contre DPPH pour la variété Azzeradj.

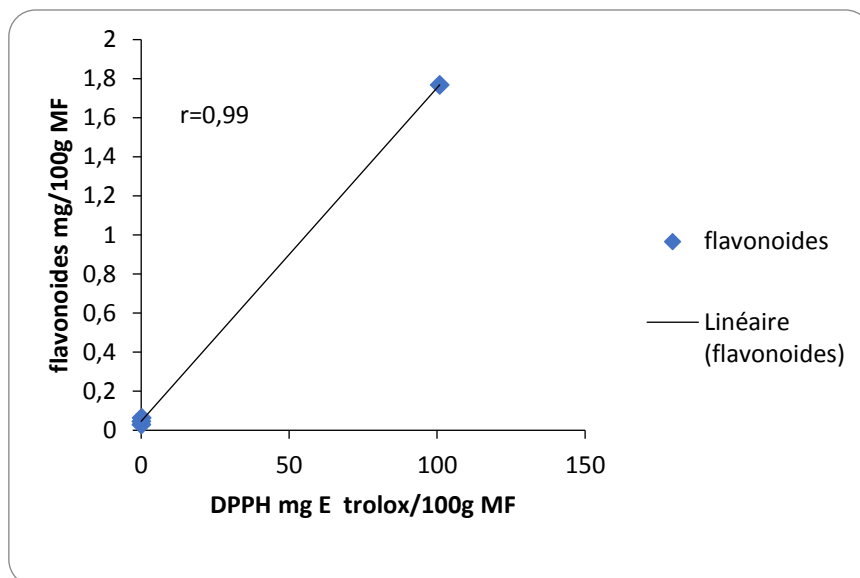


Figure 21 : Corrélation entre la teneur en flavonoides et l'activité antiradicalaire contre DPPH pour la variété Azzeradj.

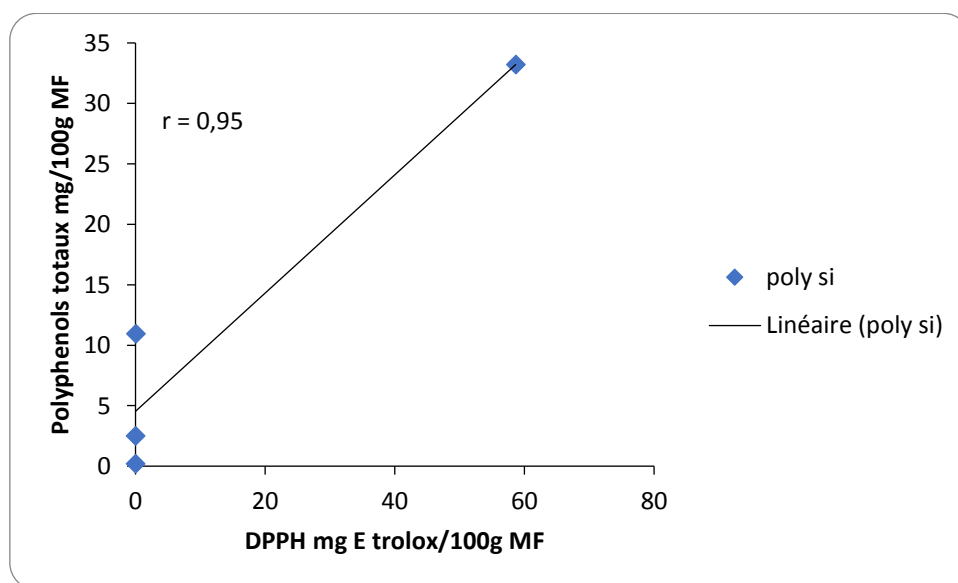


Figure 22 : Corrélation entre la teneur en polyphénols totaux et l'activité antiradicalaire contre DPPH pour la variété Sigoise.

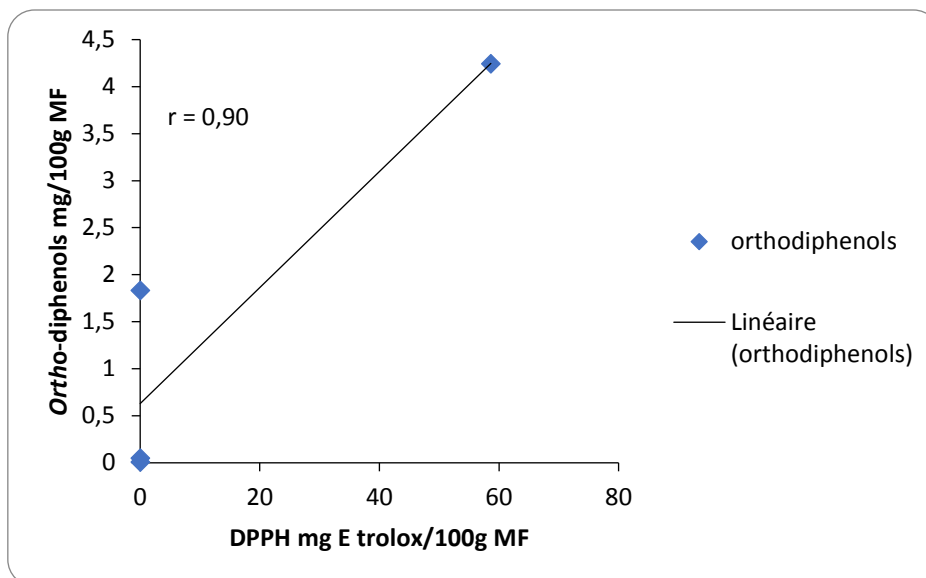


Figure 23 : Corrélation entre la teneur en *ortho*-diphénols et l'activité antiradicalaire contre DPPH pour la variété Sigoise.

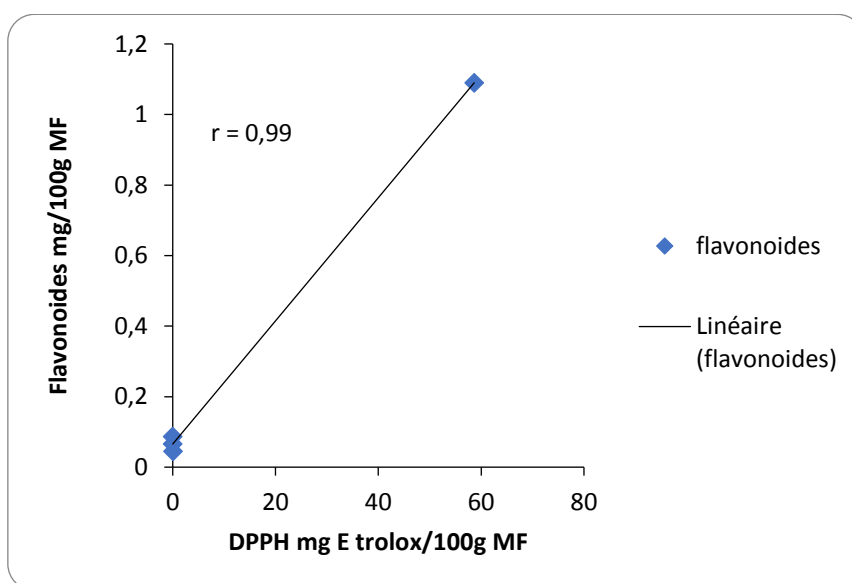


Figure 24 : Corrélation entre la teneur en flavonoïdes et l'activité antiradicalaire contre DPPH pour la variété Sigoise.

Tableau VII : Résultats obtenus pour le dosage des deux variétés en polyphénols totaux.

	<i>Sigoise</i>	<i>Azzeradj</i>
<i>Extrait brut</i>	33,203327	42,4741877
<i>Fraction F1</i>	10,932337	15,2268637
<i>Fraction F2</i>	2,49831772	0,79804869
<i>Fraction F3</i>	0,20338064	0,72700578
<i>Fraction F4</i>	1,18513162	0,33390168
<i>Fraction F5</i>	0,28121767	0,21549683
<i>Fraction F6</i>	0,13809797	0,17523918
<i>Fraction F7</i>	0,19082628	0,12550914
<i>Fraction F8</i>	0,16822843	0,14682201
<i>Fraction F9</i>	0,78339209	0,90461304

Tableau VIII : Résultats obtenus pour le dosage des deux variétés en orthodiphénols.

	<i>Sigoise</i>	<i>Azzeradj</i>
<i>Extrait brut</i>	4,246113353	3,724724034
<i>Fraction F1</i>	1,833004538	2,32991704
<i>Fraction F2</i>	0,05249058	0,01227823
<i>Fraction F3</i>	0,00833184	0,02878017
<i>Fraction F4</i>	0,0154139	0,00461661
<i>Fraction F5</i>	0,0102065	0,00510774
<i>Fraction F6</i>	0,00312444	0,00373258
<i>Fraction F7</i>	0,01353924	0,02367243
<i>Fraction F8</i>	0,00874843	0,00520597
<i>Fraction F9</i>	0,00124978	0,00255387

Tableau IX : Résultats obtenus pour le dosage des deux variétés en flavonoides.

	<i>Sigoise</i>	<i>Azzeradj</i>
<i>Extrait brut</i>	1,08970256	1,768217685
<i>Fraction F1</i>	0,04491181	0,06474366
<i>Fraction F2</i>	0,08682362	0,02912633
<i>Fraction F3</i>	0,00617648	0,00524275
<i>Fraction F4</i>	0,09591186	0,0391125
<i>Fraction F5</i>	0,0199412	0,00432734
<i>Fraction F6</i>	0,01085295	0,00316229
<i>Fraction F7</i>	0,0733236	0,00199723
<i>Fraction F8</i>	0,00944119	0,00341194
<i>Fraction F9</i>	0,00124978	0,0216367

Tableau X : Résultats obtenus pour l'activité réductrice du fer ferrique des deux variétés.

	<i>Sigoise</i>	<i>Azzeradj</i>
<i>Extrait brut</i>	33,210803	25,46564243
<i>Fraction F1</i>	4,8116439	2,37753867
<i>Fraction F2</i>	0,05849905	0,08367241
<i>Fraction F3</i>	0,17360808	0,00524275
<i>Fraction F4</i>	0,15147768	0,0518842
<i>Fraction F5</i>	0,10576319	0,04676886
<i>Fraction F6</i>	0,0495886	0,04311504
<i>Fraction F7</i>	0,02711877	0,03726893
<i>Fraction F8</i>	0,03564181	0,09098004
<i>Fraction F9</i>	0,0708962	0,03617279

Tableau XI : Résultats obtenus pour l'activité antiradicalaire contre le DPPH, pour les deux variétés.

	<i>Sigoise</i>	<i>Azzeradj</i>
<i>Extrait brut</i>	58,64130618	100,865135
<i>Fraction F1</i>	0,55477552	1,45443322
<i>Fraction F2</i>	0,021969	0,05169604

Résumé :

L'olive de table (*Olea Europea L*) est un fruit très répandu dans le régime méditerranéen, il est inconsommable à l'état frais en raison de son amertume dégagée par l'oleuropeine contenant dans sa drupe. L'étude réalisée a pour objectif principal, la détermination de l'effet du fractionnement des extraits de deux variétés d'olives vertes, une "Azzeradj" élaborée selon le style Espagnol au laboratoire et l'autre "Sigoise", qui est commerciale ; sur la teneur en composés phénoliques de ces fruits ainsi que leur activité antioxydante. Les résultats obtenus ont montré que Azzeradj est plus riche en polyphénols avec 42.47 mg/100g MF par rapport à Sigoise qui contient 33.20mg/100g MF. Après fractionnement les analyses ont montré que la fraction F1 des deux variétés est la plus riche en polyphénols, avec 35% et 33% de l'extrait brut, respectivement. La fraction F1 de Azzeradj est la plus riche en *ortho*-diphénols avec une participation de 64%. Les fractions F1 des deux variétés, sont les plus riches en flavonoïdes avec 4% de la teneur de leurs extraits brutes. En ce qui concerne l'activité antioxydante, la fraction F1 de Sigoise, présente la participation en capacité réductrice du fer ferrique la plus élevée avec 15%, Pour Azzeradj, la fraction F1 participe avec environ 8% à l'activité réductrice de l'extrait brut. Quant à l'activité antiradicalaire contre le DPPH, seules les fractions F1 des deux variétés sont actives, avec un faible taux de participation à l'activité totale de 4 et 2% pour les variétés Sigoise et Azzeradj, respectivement. Présence d'une forte corrélation entre les teneurs en composés phénoliques et l'activité antioxydante des deux variétés. Donc il est à noter que l'activité antioxydante des olives de table des variétés étudiées dépend de la teneur en composés phénoliques.

Mots-clés : Olive de table, fractionnement, polyphénols, activité antioxydante

Abstract :

The olive table (*Olea Europea L*) is a very responded fruit in the Mediterranean diet, it is incoherent and the state of health of the bitterness released by the oleuropein containing in its drupe. The study carried out for the main objective, the determination of the effect of the fractionation of the extracts of two varieties of green olives, " Azzeradj " developed according to the Spanish style in the laboratory and the other " Sigoise ", which is commercial; on the content of phenolic compounds of these fruits and their antioxidant activity. The results obtained for Azzeradj are richer in polyphenols with 42.47 mg / 100g MF compared to Sigoise which contains 33.20mg / 100g MF. After fractionation, the analyzes showed that the F1 fraction of the two varieties is the richest in polyphenols, with 35% and 33% of the crude extract, respectively. The fraction F1 of Azzeradj is the richest in *ortho*-diphenols with a participation of 64%. The F1 fractions of the two varieties are the richest in flavonoids with 4% of the content of their crude extracts. As regards the antioxidant activity, the fraction F1 of Sigoise exhibits the highest ferric ferric capacity of 15%. For Azzeradj, the fraction F1 participates with about 8% in the reducing activity of the iron, Crude extract. As for anti-free radical activity against DPPH, only the F1 fractions of the two varieties are active, with a low participation rate in total activity of 4 and 2% for the Sigoise and Azzeradj varieties, respectively. Presence of a strong correlation between the phenolic compounds content and the antioxidant activity of the two varieties. Thus, it was noted that the antioxidant activity of table olives of the varieties studied depended on the content of phenolic compounds.

Keywords: Table olive, fractionation, polyphenols, antioxidant activity

