

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département des Sciences Alimentaire
Spécialité Qualité des Produit et Sécurité Alimentaire



Réf :

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

MASTER

Thème:

**Enrichissement des saumures d'olives vertes par
des feuilles d'olivier**

Présenté par :

AGAOUA Thilleli & AMGHAR Mounira

Soutenu le : 25 septembre 2021

Devant le jury composé de :

Mme.TAFININE. Z	MCA	Présidente
Mme. TAMENDJARI. S	MCA	Encadreur
Mme. BOUARROUDJ. K	MCB	Examineur

Année universitaire : 2020 / 2021

Remerciements

Nous tenons à remercier tout d'abord le Dieu le tout puissant qui nous a procuré le courage et la volonté pour réaliser ce travail.

*En premier lieu, nos remerciements à notre promotrice **Mme TAMENDJARI. S.**, pour l'intérêt qu'elle apporté à notre travail et pour sa constante disponibilité et ses conseils qui nous ont toujours incités à mieux faire.*

*Nos vifs remerciements vont également aux membres du jury **Mme TAFININE** et **Mme***

***BOUAROU DJ** pour l'intérêt qu'elles ont porté à notre travail et d'avoir accepté d'examiner le document et de l'enrichir par leurs propositions.*

*Merci à toute l'équipe du laboratoire de physico-chimiques des aliments surtout **Mme IMADALOU** pour son assistance durant la période de stage pratique.*

Dans l'impossibilité de citer tous les noms, nos sincères remerciements vont à tous ceux

et celles, qui ont participé, de près ou de loin à la réalisation de ce travail.



-THELELLI et MOUNTRA-

Dédicace

*Après avoir remercié « ALLAH » le tout puissant qui m'a
aidé d'accomplir mes études,*

*Je Tiens à dédier ce travail accompagné d'un profond
amour :*

*Au deux être les plus chers au monde qu'ont donné sens à
mon existence*

*A celle qui m'a arrosé de tendresse et d'espoirs, à la source
d'amour incessible, a la mère des sentiments qui m'a bénie
par ces prières ma mère **Hassina**,*

*A mon support dans ma vie, qui m'a appris, ma supporté
et ma dirigé vers la gloire, Mon père **Mahmoud**,*

*Je vous dis merci ; j'espère que Dieu vous accorde une
longue vie pleine de santé et de bonheur.*

*A mes chers Frères **Allaoua** et **Izervi** pour leur appui et
leur encouragement,*

*A mes chères sœurs et leurs maris : **Kahina** et
Tarik, **Farida** et **Rachid**, **Houria** et **Saïd** et **Lila** pour leurs
encouragements permanents, et leur soutien moral,*

A mes nièces et mes neveux

*A ma cousine **Mouma** et mon ami **Adel***

*A ma binôme **MOUNIRA** et pour les efforts fournis*

A tous ceux qui m'ont été d'un soutien moral ou matériel.

*À toutes les personnes Qui me reconnaisse et qui M'ont
aidé et contribué à la réalisation de ce travail*



Dédicace

Je remercie « DIEU » le tout puissant de nous avoir donné la santé et la volonté d'entamer et de terminer ce mémoire.

Je dédie ce travail à ma très chère mère « BAHDJIA », ta présence à mes côtés a toujours été ma source de force pour affronter les différents obstacles pour ton amour, tes encouragements et tes sacrifices.

A mon très cher père « HASSEN » tu as toujours été à mes côtés pour me soutenir et m'encourager. Que ce travail traduit ma gratitude et mon affection.

A mon cher mari « NADJIM » qui m'a soutenue tout au long de ce projet.

A mon fils « ABDERAOUF », et à mon futur bébé aimé bien avant.

A mon frère « BILAL » et ma sœur « ROSA » pour leur soutien moral.

A mes chers beaux-parents KHALI FATMA et KHALI BOUELAM ainsi que mes belles sœurs (CHAFIA, DALIA, TATA SAMIA, FOUZIA).

A ma meilleure AMINA qui m'a vraiment idée et sa famille.

A ma tante WAHIBA et ces enfants surtout GHILES.

A ma binôme et ma meilleur THELELLI que j'admire beaucoup.

A toute la famille grande et petite.

A tous ceux qui ont contribué de près ou de loin pour que ce projet soit possible, je

Vous dis merci.

Une dédicace spéciale à mon grand-père, que dieu puisse le Garder dans son Vaste Paradies.



Sommaire

Sommaire

Liste d'abréviation

Liste des tableaux

Liste des figures

Introduction Générale..... 1

Synthèse bibliographique

Chapitre I: Généralité sur Les olives de table

I.	L'olive	3
I.1.	Définition et structure	3
II.	Olive de table	3
II.1.	Définition des olives de table	3
II.2.	Types des olives de table.....	4
III.	Élaboration des olives verte	4
III.1.	Élaboration des olives vertes de table au style espagnol.....	4
IV.	Composition des olives de table.....	6
IV.1.	Composition chimique des olives de table.....	6
IV.2.	Composition phénoliques des olives de tables.....	7
A.	Les acides phénoliques.....	7
B.	Alcools phénoliques	7
C.	Les flavonoïdes	7
D.	Les ortho-diphénols.....	8
E.	Les sécoiridoïdes	8
V.	Effet de l'élaboration sur la composition des olives vertes.....	9

Chapitre II: Feuille d'olivier

I.	Description des feuilles d'olivier	11
II.	Composition de la feuille d'olivier	11
II.1.	Composition chimique de la feuille d'olivier.....	11
II.2.	Composés phénoliques de la feuille d'olivier	13
A.	Les phénols simples	13
B.	Les flavonoïdes	13

Sommaire

C.	Les secoiridoïdes	13
III.	Intérêt des feuilles d'olivier sur la santé	15
IV.	Activité antioxydante des feuilles d'olivier	15
V.	Activité antibactérienne	16
VI.	Activité anti-inflammatoire	16
VII.	Domaine d'utilisation de la feuille d'olivier	17

Partie expérimentale

Chapitre III : Matériel et Méthodes

I.	Présentation du matériel végétale.....	19
I.1.	Préparation de l'extrait aqueux de la poudre des feuilles d'olivier.....	20
II.	Analyses effectuées sur les olives	21
II.1.	Teneur en eau	21
II.2.	Teneur en composés phénoliques.....	21
II.2.1.	Préparation des extraits méthanoliques	21
II.2.2.	Dosage des composés phénoliques	22
A.	Les polyphénols totaux	22
B.	Les flavonoïdes	23
C.	Les Ortho-diphénols.....	23
II.3.	Evaluation de l'activité antioxydante.....	24
II.3.1.	Activité anti-radicalaire (radical DPPH)	24
II.3.2.	Pouvoir réducteur (réduction du fer ferrique).....	25
III.	Etude statistique	25

Chapitre IV : Résultats et Discussion

I.	Teneur en eau	26
II.	Les composés phénoliques	26
II.1.	Les polyphénols totaux	26
II.2.	Teneur en Flavonoïdes	28
II.3.	La teneur en Ortho-diphénols	30

Sommaire

III. Activités antioxydante.....	31
III.1. Activité antiradicalaire	31
III.2. Le pouvoir réducteur	33
Conclusion et perspectives	35
Références bibliographiques	
Les Annexes	

Liste D'abréviation

Listed'abréviation

BHA : Hydroxyanisole butylé.

CDP : Produits de dégradation de la chlorophylle.

COI : Conseil Oléicole International.

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

EAC :Equivalent acide caféique.

EAG :Equivalent acide gallique.

EN :Equivalents de naringine.

MF : Matière fraîche.

MS : Matière sèche.

NaCl :Chlorure de Sodium.

NaOH :Hydroxyde de Sodium.

OF :Olive enrichis avec l'extrait de feuilles d'olivier.

OL :Olives additionner aux légumes.

OLF :Olives additionner aux légumes enrichis avec l'extrait de feuilles d'olivier.

pH : Potentiel d'Hydrogène.

T :Olives vertes en saumure non enrichis.

TAE :équivalents d'acide tannique.

Liste des tableaux

Liste des tableaux

Numéro	Titre	Page
01	<i>Les différents types d'olives de table</i>	4
02	<i>Les principaux composants de fruit d'olivier</i>	6
03	<i>Effet du l'alcalinisation et la fermentation sur la composition des olives de table</i>	9
04	<i>Effet du l'alcalinisation et la fermentation sur la composition des olives de table (suite)</i>	10
05	<i>Composition chimique des feuilles d'olivier (exprimé en pourcentage de matière fraîche ou de matière sèche)</i>	12
06	<i>Concentration des principaux composés phénoliques dans les feuilles d'olivier</i>	14

Liste des figures

Liste des figures

Numéro	Titre	Page
01	<i>Structure de l'olive</i>	3
02	<i>Les principaux Composés phénoliques de l'olive</i>	8
03	<i>Photographie de la feuille d'olivier</i>	11
04	<i>Structures chimiques des composés phénoliques les plus abondants des feuilles d'olivier</i>	15
05	<i>Photographies de la feuille d'olivier (A), de la poudre de feuilles d'olivier (B), des olives vertes en saumure (C) t des olives additionnées aux légumes (D)</i>	19
06	<i>Diagramme représentant les étapes de préparation de l'extrait aqueux de la poudre de feuille d'olivier</i>	20
07	<i>Diagramme representant le protocole suivi pour l'extraction méthanolique</i>	22
08	<i>Structure du DPPH• et sa réduction par l'antioxydant RH</i>	24
09	<i>Teneurs en composés phénoliques totaux des échantillons étudiés</i>	26
10	<i>Teneurs en flavonoïdes des échantillons étudiés</i>	28
11	<i>Teneurs en ortho-diphénols des échantillons étudiés</i>	30
12	<i>Activité anti radicalaire des différents échantillons étudiés</i>	32
13	<i>Le pouvoir réducteur des échantillons étudiés</i>	34

Introduction Générale

Introduction Générale

L'olivier (*Olea europaea L.*) est une culture emblématique du bassin méditerranéen et l'un des arbres fruitiers les plus importants il est largement répandu dans le monde, en particulier dans la région méditerranéenne, avec plus de 10 millions d'hectares cultivés dans le monde selon le Conseil oléicole international (**Conte et al.,2020**).

La teneur en composés bioactifs, les fibres alimentaires, la composition en acides gras et les antioxydants font des olives de table un aliment fonctionnel précieux (**Campus et al., 2018**). Ces fruits exercent également des effets potentiels bénéfiques sur la santé humaine car ils sont riches en phénols antioxydants, qui sont des puissants piègeurs de radicaux libres (**Perpetuinie et al., 2018**).

Il existe trois principaux types d'olives de table commerciales : les olives vertes au style espagnol, les olives noires naturelles au style grec et les olives noires mûres au style californien (**Sousa et al.,2002**), les olives vertes de style espagnol sont les plus répandues, le traitement vise la désamérisation des fruits, par trempage dans des solutions de lessive diluée, suivi de lavage pour éliminer l'excès de lessive, et, enfin, une fermentation lactique en saumure (**Hurtado et al., 2012**).

Les olives de table ont une grande importance économique en tant que denrée alimentaire, avec une production mondiale moyenne de 3.134.000 t durant la campagne 2021/2021 soit une augmentation de 2,5% par rapport à la campagne précédente (**COI 2021 N°159**). La consommation mondiale d'olive de table est augmentée légèrement avec 0,4% par rapport à la campagne 2019/2020 (**COI 2021 N°160**).

En Algérie, une baisse de production de 45% pour les olives de table a été enregistrée, en raison principalement de la sécheresse, des feux de forêts et du climat. La production estimée est de moins de 170.000 tonnes (**COI 2021 N°159**). La consommation est passée de 325.000 tonnes en 2019/2020 à 313.000 tonnes en 2020/2021, soit une baisse de 3,7 % par rapport à la saison précédente (**COI 2021 N°160**).

Les feuilles de l'olivier, sont une biomasse produite en grande quantité dans les pays méditerranéens et en particulier en Algérie (**Addab et al. , 2020**), elles sont connues pour leurs vertus bénéfiques pour la santé humaine, due à leurs richesses en composés phénoliques, Ces derniers sont responsables de plusieurs activités biologiques, notamment des activités anti oxydantes (**Hodek et al., 2002**), anticancéreuse (**Bouallagui et al.,2011**), antimicrobienne (**Karakaya,2004**), anti inflammatoire (**Milijkovic et al.,2009**). Qui les

Introduction Générale

rend très intéressants dans les domaines de la santé et de l'industrie agroalimentaire (Aouidi,2012) parmi ces composés phénoliques, l'oleuropéine est généralement le composé phénolique le plus important dans les feuilles d'olivier et l'un des principaux composés responsables des propriétés bioactives des extraits de feuilles d'olivier.(Medfai *et al.*, 2020).

Plusieurs études ont démontré que le procédé d'élaboration (style espagnole) des olives de table cause des pertes accrues en différents nutriments (polyphénols, acides aminés, sucres, minéraux) lors du traitement (Marsilio *et al.*, 2005). Qui réduit la valeur marchande du produit fini, d'où la nécessité de mettre en œuvre de nouvelles techniques pour minimiser cette perte en substances biologique.

L'enrichissement des saumures par des plantes s'avèrent une stratégie intéressante qui permettrait de réduire les pertes engendrées par le traitement, c'est dans ce contexte que s'inscrit ce travail qui vise à étudier l'effet de l'enrichissement des olives de table verte commercialisé avec l'extrait des feuilles d'olivier et les légumes sur l'activité anti oxydante.

Notre travail se positionne en deux parties, la première partie est consacrée à la synthèse bibliographique, se présente en deux chapitres le premier traite l'olive de table le seconde est réservé à la feuille d'olivier. La deuxième partie est réservée à l'étude expérimentale, elle s'intéresse à déterminer la teneur en différents composés phénolique (polyphénols totaux, flavonoïdes et ortho diphénols) ; l'activité anti oxydante et le pouvoir réducteur.

Partie 1
Synthèse bibliographique

Chapitre I
Généralité sur Les olives de
table

I. L'olive

I.1. Définition et structure

Le fruit est une drupe avec un noyau osseux très dur de forme ovoïde. (**Gigon et Jeune, 2010**). Leur poids varie entre 0,5 et 20 g et possède une taille de 2 à 3 cm. De plus, ils se caractérisent par un fort goût amer, qui diminue à mesure que le fruit mûrit (**Guo et al., 2018 ; Conte et al., 2020**). Il se compose de trois zones anatomiques différentes regroupées sous le terme péricarpe : l'exocarpe (peau), le mésocarpe (pulpe), l'endocarpe (noyau). L'exocarpe représente 1% à 3% du poids du fruit, et le mésocarpe, représentant 84% à 90% de la masse totale du fruit, et le poids de l'endocarpe contenant la graine qui peut représenter 13% à 30% du fruit. (**Bianchi, 2003 ; Gallardo-Guerrero, 2012**).

La figure ci-dessous montre les parties constitutives de l'olive

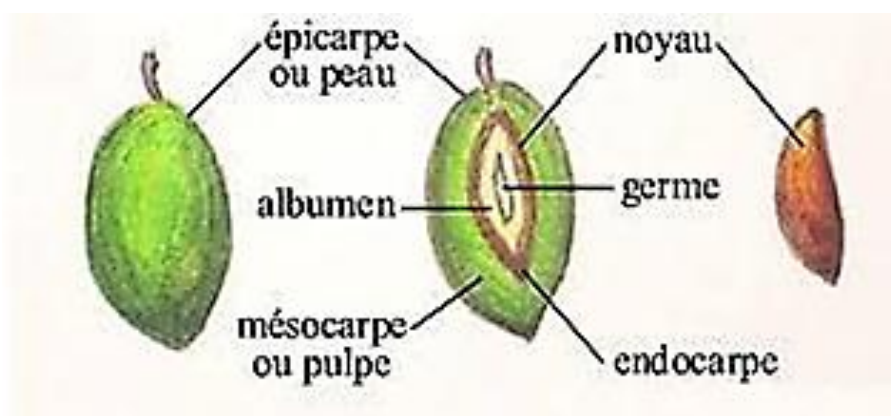


Figure N°01 : Structure de l'olive.

II. Olive de table

II.1. Définition des olives de table

Selon le **COI 2004** l'olive de table est le produit préparé à partir des fruits sains de variétés de l'olivier cultivé (*Olea europaea* L.) choisies pour leur production de fruits dont le volume, la forme, la proportion de chair par rapport au noyau, la finesse de la chair, la saveur, la fermeté et la facilité à se séparer du noyau les rendent particulièrement aptes à la confiserie ; soumis à des traitements de désamérisation et conservé par fermentation naturelle, ou par traitement thermique, avec ou sans agent de conservation; conditionné avec ou sans liquide de couverture.

II.2. Types des olives de table

Les olives de table sont classées selon les catégories suivantes : le degré de maturité, les préparations commerciales et de la présentation (**Tableau N°I**)

Tableau N°I : les différents types d'olives (COI, 2004, Guide des bonnes pratiques loyale, 2018)

Selon le degré de maturité	Selon la préparation commerciale	Selon la présentation
-Olives vertes -Olives tournantes -Olives noires	-Les olives confites -Les olives au naturel -Olives déshydratées et/ou ridées -Olives noircies par oxydation	-Olives entières (Olives cassées, Olives tailladées) -Les olives dénoyautées (Moitiés, En quartiers, section, Rouelles ou rondelles, hachées, brisées) -Les olives farcies -Olives à salade -Les olives aux câpres ou medley -Pate d'olive

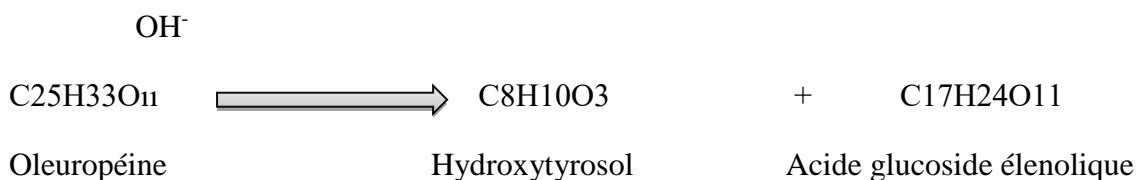
III. Élaboration des olives verte

Les olives sont transformées par des techniques de traitement spéciales afin de réduire l'amertume a un niveau acceptable et améliorer ses propriétés sensorielle (**Campus et al., 2018**) En plus des olives noires naturelles et des olives noires oxydées, la préparation à l'espagnol d'olives vertes(également appelé style sévillan) est la plus répondue, représentant 60% de la production mondial (**Padros et al., 2014**) est particulièrement appréciée pour sa saveur unique et agréable (**Sachenz et al .,2017**).

III.1. Élaboration des olives vertes de table au style espagnol

L'élaboration des olives de tables vertes selon le style Espagnol comprend les étapes suivantes :

- La récolte des olives principalement à la main à un stade où la couleur verte paille et de taille maximale (**Unal et Nergiz, 2003 ; Smyth, 2012**).
- Le transport vers les industries d'élaboration dans des conditions hygiéniques pour éviter la détérioration des olives (**Smyth, 2012**), le tri pour séparer les fruits endommagés, partiellement calibrés par des critères : la taille, la couleur et la forme (**Tassou et al., 2002, Gomez et al., 2006**).
- Le traitement alcalin qui est une étape clé dans la préparation des olives de table (**Pozo et al., 2020**) a pour but d'éliminer l'amertume en convertissant l'oleuropéine en hydroxytyrosol (HT), en glucoside d'acide élénolique (**Guo et al., 2018**) les fruits sont traités avec une solution diluée de NaOH dans l'eau, avec une concentration comprise entre 2% et 5%, jusqu'à ce que cette lessive pénètre les deux tiers de la pulpe vers le noyau, qui prend généralement 4–11 h (**Pozo et al., 2020**)



- Lorsque le traitement à la lessive est terminé, les olives sont lavées 3 fois à l'eau (deux fois pendant 4 h et une fois pendant 12 h) afin d'éliminer la solution alcaline (**Mettouchi et al., 2016**).
- Les olives sont logées en saumure à 10 à 13% NaCl (**Fernández-Poyatos et al., 2019**) acidifié à pH 6.2-6.5. Où elles subissent une fermentation lactique naturelle à température ambiante 25 à 30°C qui peut varier de 3 à 7 mois. Au cours de cette étape de fermentation le pH et la salinité sont corrigés par un saumurage avec une nouvelle saumure fraîche légèrement acidifiée au besoin (pH entre 4 et 4.5) avec des concentrations en sel adéquates (6%) (**Coretti et al., 2012 ; Rokni et al., 2015**)
- Finalement les fruits sont conservés par plusieurs méthodes citant : le stockage par la réfrigération 4°C afin de bloquer toute fermentation, le traitement thermique, l'adjonction de conservateurs, l'atmosphère protectrice (L'incorporation d'un gaz neutre lors du conditionnement du produit fini), en sachets ou barquettes étanches (**Guide de bonne pratique royale, 2018**).

IV. Composition des olives de table

IV.1. Composition chimique des olives de table

La composition du fruit comprend différents nutriments (**Tableau N°II**) dont leurs distributions et leurs structures sont complexes, elle dépend de la variété, de la pratique de culture, du milieu géographique et du degré de maturité (**Ghanbari et al., 2012**).

Tableau N°II : Les principaux composants de fruit d'olivier

Composé	Teneur
Eau	60-75% (Ait chaabane et al., 2019 ; Conte et al., 2020)
Lipides	10-25% (Montano et al., 2010 ; Conte et al., 2020 ;)
Sucre réducteur	2-5 % (Gellardo-Guerrero, 2012 ; Conte et al., 2020) ; 2.6-6 % (Romeo et al., 2012)
Protéines	(1/4%) (Gellardo-Guerrero, 2012) ; 0.7-2% (Rokni et al., 2018).
Acides organiques	0.1-2.1 % (Rokni et al., 2018)
Substances phénoliques	1-2% (Perpetuin et al., 2018) ; 1-3% (Conte et al., 2020).
Minéraux	Ca (8.3g / kg), k (0,5 à 1,2g / kg), Mg (0,5 à 2g / kg) et P (0,5 à 1,4 g / kg), Cu (1,7 et 11mg/kg), Zn (1.5à 3,6mg/kg) et le manganèse (0,2 à 1,5 mg/kg) (Arroyo-Lopez, 2014)
Vitamine	-Vitamine A (β -carotène) : 231 μ g par 100 g de pulpe, Vitamine B5 (acide pantothénique) : 0.02 mg par 100 g de pulpe, Vitamine B6 (pyridoxine) : 0,02 mg par 100 g de pulpe, Vitamine B9 (acide folique) : 6.4 μ g par 100 g de pulpe, Vitamine E (tocophérol) : 1.99 mg par 100 g de pulpe, Vitamine K1 : 1.4 μ g par 100 g de pulpe (Arroyo-Lopez, 2014).
Fibres	2-6% (Gellardo-Guerrero, 2012)
Composés volatiles	Alcools, acides, aldéhydes/cétone, terpènes, phénols, esters, Hydrocarbures, (Sánchez et al., 2018) produits au cours de la fermentation lactique (De Castro et al., 2019).
Pigments	-Chlorophylle :2 à 56 g/kg d'olive, On distingue la chlorophylle a et b (Roca et Minguez, 2001). β -carotène (provitamine A) et les xanthophylles sont les formes les plus abondants dans les olives vertes à l'espagnol (Ramirez et al., 2015)

IV.2. Composition phénoliques des olives de tables

Plus de 36 composés phénoliques différents peuvent être identifiés dans diverses parties de l'olive. Les classes les plus importantes de composés phénoliques dans l'olive comprennent les alcools phénoliques, les acides phénoliques, les flavonoïdes, les ortho-diphénols et les sécoiridoïdes (Charoenprasert *et al.*, 2012 ; Fernández-Poyatos *et al.*, 2019).

Ces composants phénoliques contribuent également aux caractéristiques sensorielles et aromatiques de l'olive (Conte *et al.*, 2020) et exercent une activité antioxydants (Sachenz-rodriguez *et al.*, 2019), antivirales (Yon, 2018), anti tumorales et anti-inflammatoire (Fernández-Poyatos *et al.*, 2019), antibactérienne (Mettouchi *et al.*, 2016). Des rapports récents ont démontré un effet anti amyloïdogène de l'oleuropéine suggérant un possible rôle protecteur contre la maladie d'Alzheimer (Pourkhodadad *et al.*, 2016).

A. Les acides phénoliques

Ces acides phénoliques sont divisés en deux groupes ; les acides hydroxy cinnamiques et les acides hydroxy benzoïques, dont le nombre et la position des hydroxyles portés sur le groupement aromatique fait la distinction entre les différentes sous classes (Ajila et Brar, 2012).

B. Alcools phénoliques

Ces phénols sont produits par l'hydrolyse de l'oleuropéine et du ligestroside (Malheiro *et al.*, 2015). l'hydroxytyrosol (3,4-dihydroxyphényléthanol) ((3,4-DHPEA) et le tyrosol p-hydroxyphényléthanol (p-HPEA) sont les plus abondants (Ghanbari *et al.*, 2012).

C. Les flavonoïdes

Ils sont présentés en faible quantité dans la pulpe d'olive (Malheiro *et al.*, 2015). Constitués principalement de flavonol glycosides tels que le lutéoline 7-O-glucoside, la rutine, l'apigénine 7-O-glucoside, les anthocyanines, la cyanidine 3-O-glucoside et la cyanidine 3-O-rutinoside (Charoenpraster, 2012 ; Ghanbari *et al.*, 2012)

D. Les ortho-diphénols

Ce sont des composés phénoliques importants présents dans l'olive, constitués en grande partie de l'hydroxytyrosol, l'acide caféique et l'oleuropéine (**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., 2001**).

E. Les sécoiridoïdes

Les sécoiridoïdes prédominants sont l'oleuropéine, la déméthyleoleuropéine, le ligstroside et leurs aglycones. Dans leur structure moléculaire, ces composants phénoliques particuliers sont caractérisés par la présence d'acide élénolique sous sa forme glucosidique ou aglyconique (**Benothman et al., 2008 ; Malheiro et al., 2015**).

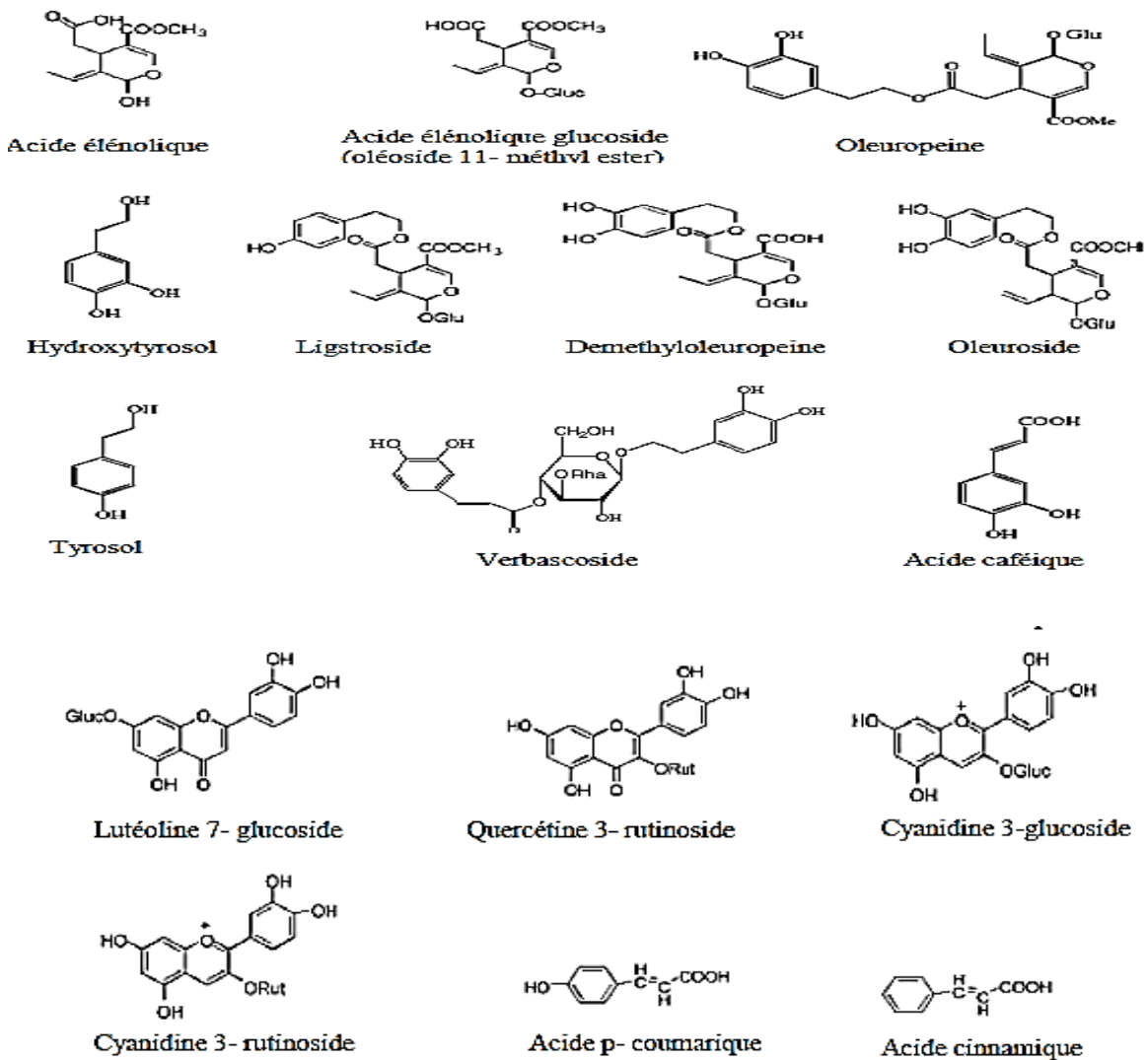


Figure N°02 : Principaux composés phénoliques de l'olive (Ryan et al., 2003).

V. Effet de l'élaboration sur la composition des olives vertes

Les processus technologiques appliqués pour rendre les olives comestibles sont parmi les problèmes qui affectent le plus la composition des olives. Les tableaux III et IV résument quelques modifications qui apportent le traitement des olives vertes selon le style espagnol sur la composition des olives.

Tableau III : Effet de l'alcalinisation et la fermentation sur la composition des olives.

Composés	L'effet
Polyphénol	<p>Alcalinisation :</p> <p>-La perte en composés phénolique qui varient de 12.5 % à 95% (Mettouchi et al., 2016).</p> <p>-La soude qui pénètre dans la pulpe hydrolyse l'oleuropéine en hydroxytyrosol et en glucoside d'acide élénolique (Pozo et al., 2020).</p> <p>Fermentation :</p> <p>-Les teneurs en acide caféique, oleuropéine et acide p-coumarique diminuent pendant la période de fermentation tandis que la concentration en tyrosol est constante (Molheiro et al., 2011).</p>
α -tocophérol (Vitamine E)	<p>Alcalinisation et Fermentation :</p> <p>-Diminution de la teneur en α- tocophérol qui est dépendante des cultivars (Unal et Neirgez, 2003 ; Sakouhiet al., 2008).</p>
Minéraux	<p>Alcalinisation :</p> <p>-Diminution de plus de 75% des minéraux (potassium, calcium et zinc) (Habibi et al., 2015).</p> <p>Fermentation :</p> <p>-La baisse de la teneur en phosphore, augmentation de la teneur en Na (Lopez et al., 2008 ; Ariani et al., 2019).</p>
Acides Gras	<p>-Dégradation des peroxydes qui provoquent l'oxydation des lipides (Lopez et al., 2015).</p>
Protéines	<p>Alcalinisation :</p> <p>-Perte de la teneur en protéines (Habibi et al., 2015), le traitement n'affecte pas la teneur des acides aminés essentiels sauf la méthionine, cystéine et la sérine (Lopez et al., 2007).</p> <p>-Formation de la lysino-alanine (Lopez et al., 2007) dont résulte une indisponibilité de la lysine et la diminution de la méthionine, la cystéine et la sérine rendent la qualité des protéines des olives médiocre (Montano et al., 2005).</p>

Tableau N°IV : Effet de l'alcalinisation et la fermentation sur la composition des olives (suite).

<p>Sucre Réducteur</p>	<p>Alcalinisation : -Diminution des sucres réducteur en raison de la diffusion des sucres dans la saumure (Tamer <i>et al.</i>,2012 ;Pasqualone <i>et al.</i>, 2014) et formation de l'éthanol et d'acide acétique (De Castro <i>et al.</i>, 2019).</p> <p>Fermentation : -Les sucres agissent comme des sources de carbone pour les micro-organismes ce qui provoque une diminution jusqu'à 90% de sa teneur (Marsilio <i>et al.</i>, 2005) et formation d'acide acétique et d'acide lactique (Unal et Nergiz,2003 ; Sabatini <i>et al.</i>,2009).</p>
<p>Pigment</p>	<p>Alcalinisation : -La soude provoque l'allomérisation et produit des dérivées allomérisés de chlore et de rhodine. -Hydrolyse alcaline de chlorophylle (déphytylisation) -L'hydrolyse chimique des liaisons ester peut également entraîner la perte du groupe méthyle en position 15²en plus de la dé-phytylyse (Harp <i>et al.</i>, 2020 ;Pozo <i>et al.</i>, 2020).</p> <p>Fermentation : -Déplacement du Mg²⁺ du cycle chlorophylle tétrapyrrole, donnant des phéophytines pâles et du CDP sans Mg (Harp <i>et al.</i>,2020).</p>
<p>Fibre</p>	<p>Alcalinisation : -Déestérification de la pectine, solubilisation de la protopectine, échanges d'arabinanes, d'homo- et rhamno-galacturonanes entre les fractions carbonate, alcaline et hydrosoluble Solubilisation du xyloglucane, les glucuronoxylanes restent constants (Galanakis,2011).</p> <p>Fermentation : -Dégradation des arabinanes neutres et des fractions de pectine hydrosolubles Cellulose, hémicelluloses A et B, xyloglucanes, galactocomannanes et dégradation de l'arabinoxylane (Galanaski, 2011).</p>

Chapitre II
Feuille d'olivier

I. Description des feuilles d'olivier

Les feuilles d'olivier ont de multiples fonctions, y compris la photosynthèse et la transpiration. Elles sont relativement petites, vert foncé sur leur partie supérieure (côté adaxial) et gris-vert sur leur face inférieure (côté abaxial). Elles ont un revêtement protecteur (la cuticule) et leur surface inférieure à des pores spécialisés, les stomates, intercalés entre les poils de chevauchement qui modulent la transpiration et la perte d'eau. Les feuilles d'olivier peuvent absorber des nutriments et de l'eau (la base des pulvérisations foliaires) et perdre des nutriments par lessivage par la pluie et la rosée. Les vieilles feuilles prennent une couleur jaune vif avant de tomber. (Kailis et Harris, 2007).



Figure N°03 : Photographie de la feuille d'olivier. (Anonyme)

La production des feuilles d'olivier est estimée de 25 kilogrammes par olivier (Karakaya, 2009).

Dans les industries de l'huile d'olive, les feuilles d'olivier représentent environ 10 % du poids de l'olive (Khemakhem *et al.*, 2018).

II. Composition de la feuille d'olivier

II.1. Composition chimique de la feuille d'olivier

La composition chimique des feuilles d'olivier diffère selon de nombreux facteurs : la variété d'olive, l'âge de l'arbre, les conditions climatiques, la génétique, les procédures d'extraction, ...etc (Žugčić, 2018).

Les différents composés chimiques sont regroupés dans le tableau ci-dessous.

Tableau N°V : Composition chimique globale des feuilles d'olivier (exprimé en pourcentage de matière fraîche ou de matière sèche) selon plusieurs auteurs.

Composes	Teneurs
Eau	41,4 MF (Garcia-Gomez et al., 2003) 46,2-49,7 MF (Boudhrioua et al., 2009)
Protéines	5,4 MF (Erbay et Icier, 2009) 5-7,6 MF (Boudhrioua et al., 2009)
Lipides	3,2MS(Martin-Garcia et al., 2006) 1-1,3MF (Boudhrioua et al., 2009)
Minéraux	9,2 MS (Fegeros et al., 1995) 2,8-4,4 MF (Boudhrioua et al., 2009)
Fibres brutes	18,0 MS (Fegeros et al., 1995) 7,0MF(Erbay et Icier, 2009)
Cellulose	11,40MS (Fegeros et al., 1995) 19,3MS (Garcia-Gomez et al., 2003)
Hémicellulose	13,3 MS(Fegeros et al., 1995) 25,4 MS (Garcia-Gomez et al., 2003)
Polyphénols totaux	2,5MS(Martin-Garcia et al., 2006) 2,8 mg/g MS (Altiok et al., 2008) à 250 mg/g MS (Mylonaki et al., 2008)

II.2. Composés phénoliques de la feuille d'olivier

Les feuilles d'olivier contiennent une grande variété de dérivés phénoliques telle que : les phénols simples (les composés phénoliques de bas poids moléculaire les plus courants et les plus importants), les flavonoïdes (flavones, flavanones, flavonols, 3-flavanols), et les secoiridoïdes (Tableau N°VI).

A. Les phénols simples

L'hydroxytyrosol et le tyrosol sont décrits comme les principaux représentants des composés phénoliques simples dans les feuilles d'olivier (**Özcan et Matthäus, 2016**).

B. Les flavonoïdes

Sont l'un des groupes de polyphénols les plus courants et les plus distribués dans les feuilles d'olivier et se composent de deux cycles aromatiques liés par trois carbones qui forment un hétérocycle oxygéné. Ils peuvent être présents sous forme glycosylée (quercétine-7-O-rutinoside, lutéoline-7-O-rutinoside, lutéoline-7-O-glucoside, lutéoline-5-O-glucoside) ou présents sous forme d'aglycone (quercétine, apigénine, lutéoline, diosmétine) (**Talhaoui et al., 2015**).

C. Les secoiridoïdes

Constituent la principale famille de composés dans les feuilles d'olivier parmi eux, l'oleuropéine est le principal composé phénolique des feuilles d'olivier (**Talhaoui et al., 2015**), qui peut atteindre des concentrations de 60 à 90 mg/1g de matière sèche (**Botsoglou et al., 2010**).

En plus de leur diversité, les composés phénoliques se trouvent dans les feuilles d'olivier à différents niveaux de concentration (**Talhaoui et al., 2015**).

Tableau N°VI : Concentration des principaux composés phénoliques dans les feuilles d'olivier (Talhaoui et al., 2015).

Classe	Composés phénoliques	mg/kg de la feuille sèche
Phénols simples	Tyrosol	90-660
	Glucoside de tyrosol	860-1280
	Hydroxytyrosol	2,1-1120
Flavonoïdes	<u>Flavones</u>	
	Lutéoline	
	Lutéoline glucoside	10,1-5600
	Lutéoline diglucoside	85,2-11,1×10 ³
	Lutéoline rutinoside	0,0-121,4
	Apigénine	67-2700
	Glucoside d'apégénine	4,6-339,5
	Apigéninediglucoside	122,7-1261,3
	Apigéninerutinoside	90-480
	Diosmétine	7,3-1130
	Chrysoeriol-7-oglucoside	Traces-350,8
	<u>Flavonols</u>	580-840
	Rutine	
	Quercétine rutinoside	13,8-3500
	Quercétine	654-1210
	<u>Flavan-3-ols</u>	0,8-64,2
Catéchine		
Secoiridoids	Oleuropéine aglycone	170-280
	Oleuropéine glucoside	430-16,4×10 ³
	Demethyloleuropéine	1340-6380
	Oleuropéine	14,7-143,2×10 ³
	Ligstroside	600-3840
	Oleuroside	2010-7000
	Méthoxyoleuropéine	870-2190
	Oléoside	390
	Sécologanoside	1820-3680

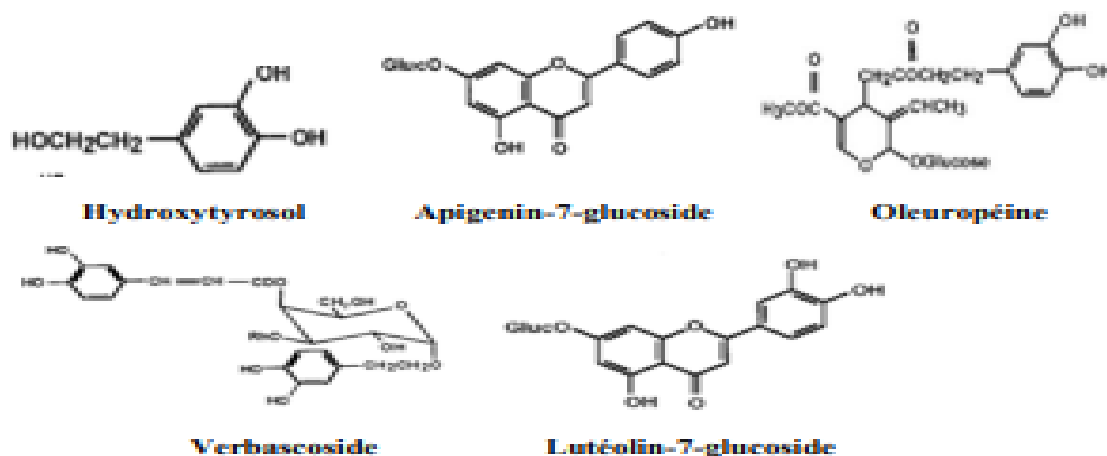


Figure N°04 : Structures chimiques des composés phénoliques les plus abondants des feuilles d'olivier (Garcia et al., 2000).

III. Intérêt des feuilles d'olivier sur la santé

Des études épidémiologiques ont montré que le régime méditerranéen traditionnel est associé à une faible incidence de maladies cardiovasculaires et de certains cancers (Lee et al., 2009).

Cependant, l'utilisation des feuilles d'olivier est d'un grand intérêt car elles sont une excellente source de composés nutritifs et bioactifs tels que les polyphénols, les composés volatils, les phytostérols, les acides gras, les tocophérols, le squalène et les pigments colorants, qui peuvent être utilisés comme additifs alimentaires potentiels et / ou nutraceutiques (Žugčić et al., 2019).

Par leurs effets sur certains enzymes métaboliques, les feuilles d'olivier présentent des propriétés anti-lipidimique et sont aussi indiquées pour le traitement du diabète. (Aouidi, 2012).

IV. Activité antioxydante des feuilles d'olivier

Les composés phénoliques de la feuille d'olivier dont les sécoiridoïdes sont susceptibles de réagir avec la plupart des espèces réactives de l'oxygène (ERO). En effets, L'oleuropeine et son métabolite hydroxytyrosol possèdent tous deux l'exigence structurelle

(un groupe catéchol) nécessaire pour une activité antioxydante et/ou piégeant optimale (**Özcan et Matthäus, 2016**).

La prévention de la formation de radicaux libres par l'oleuropéine peut être due à sa capacité à chélater les ions métalliques, tels que Cu et Fe, qui catalysent les réactions de génération de radicaux libres, ainsi qu'à sa capacité à inhiber plusieurs enzymes inflammatoires, telles que les lipoxygénases, sans affecter la voie de la cyclo-oxygénase (**Özcan et Matthäus, 2016**). Les flavonoïdes expriment aussi des propriétés antioxydante via leur groupe hydroxyle en capturent directement les espèces réactives de l'oxygène (ERO), inhibent la formation des (ERO) en inhibant certaines enzymes ou chélateurs des ions métalliques impliqués dans leur production, et protègent le système de défense antioxydant de l'organisme (**Boudiaf, 2006**).

V. Activité antibactérienne

Les feuilles d'olivier peuvent résister aux attaques de divers insectes et micro-organismes. Un grand nombre d'expériences ont été menées pour prouver que l'extrait de feuille d'olivier inhibe ou retarde la croissance de certaines bactéries (**Vladimir, 2008**).

Caturla et al., (2005), atteste que la feuille d'olivier a des activités contre certaines souches bactériennes. Les souches *Salmonella typhim*, *Vibrio parahaemolyticus*, *Staphylococcus aureus* (y compris les souches résistantes à la pénicilline), *Klebsiella pneumoniae*, et *Escherichia coli*).

Pereira et al.(2007) ont re-testé la sensibilité des souches précédemment citées mais cette fois-ci, en y associant *Bacillus cereus* et deux champignons : *Candida albicans* et *Cryptococcus neoformans*, les résultats montrent une large activité antimicrobienne des extraits de feuilles d'olivier d'une manière dépendante de la concentration.

VI. Activité anti-inflammatoire

Landolfi et son équipe ont montré que certains flavonoïdes sont capables de modifier le métabolisme de l'acide arachidonique dans les plaquettes. Ils ont même rapporté que les effets de la quercétine et la myricétine sont dose-dépendants. A de fortes concentrations, ils inhibent la cyclooxygénase et la lipoxygénase. Cependant à de faibles concentrations, seule la lipoxygénase est affectée. En outre, d'autres flavonoïdes tels que

l'apigénine et la chrysin agissent principalement sur l'activité de la cyclooxygénase(Landolfi *et al.*,1984).

VII. Domaine d'utilisation de la feuille d'olivier

Les feuilles de l'olivier, biomasse produite en grande quantité dans les pays méditerranéens et en particulier en Algérie, ne doivent pas être considérées comme un déchet encombrant, mais comme une richesse qu'on doit utiliser.

VII.1.Domaine de l'alimentation animale

Les feuilles d'olivier sont utilisées pratiquement dans l'alimentation des moutons, chèvres (Fegeros *et al.*, 1995 ; Martin-Garcia *et al.*, 2003), et des dindes pour améliorer leurs viandes (Botsoglou, Govaris *et al.*, 2010).

VII.2.Domaine thérapeutique

La feuille d'olivier possède un pouvoir antimicrobien (Karakaya, 2004), anti-inflammatoire (Milijkovic *et al.*,2009), et antifongique (Talhaoui *et al.*, 2015). Et peut être utilisée pour la consommation humaine sous forme d'infusions (Giao *et al.*, 2007).

VII.3.Domaine cosmétologique

Les feuilles sont utilisées dans la formulation des produits cosmétiques (Tadashi, 2006 ; Thomas *et al.*, 2006).

L'acide oléanolique exerce une action antibactérienne contre *Propionibacterium acnes*. En conséquence, il peut constituer un élément important dans la lutte contre les symptômes de la peau acnéique. Ainsi, l'acide oléanolique est utilisé dans des compositions cosmétiques ou dermo-pharmaceutiques pour les soins de la peau (Avenard, 2008).

VII.4.Domaine pharmaceutique

L'effet hypotenseur de l'extrait aqueux des feuilles d'olivier présente un effet vasodilatateur périphérique direct, notamment au niveau des artérioles périphériques avec une action antagoniste calcique (Ghedira *et al.*, 2008).

L'administration d'un extrait des feuilles d'olivier riche en oleuropéine (8mg/kg), pendant quatre semaines, montre une diminution significative de glucose. Ses résultats

mettent en évidence l'effet antidiabétique de l'oleuropéine (**Al-azzawie et al, 2006 ; Jemai et al, 2008**).

Des résultats ont mis en évidence la propriété analgésique des feuilles d'olivier avec une dose de 50-200mg/kg dans plusieurs types de douleurs chez les rats. Par conséquent, elles peuvent être employées comme un antianalgésique (**Esmaeili- Mahaniet al., 2010**).

En outre, Le spectre d'action de l'hydroxytyrosol est comparable à ceux de l'ampicilline et de l'érythromycine (**Bisignanoet al., 1999**).

VII.5.Industrie Alimentaire

Les feuilles d'oliviers et les extraits des feuilles d'oliviers sont largement utilisés en industrie alimentaire, les additifs alimentaires et les matières alimentaires fonctionnelles et leurs valeurs nutritives (**Lee et al., 2009**).

Les feuilles peuvent être utilisées comme stabilisant des l'huiles végétales (**Faraget al., 2007 ; Bouazizet al., 2008**), comme ingrédients dans la formulation d'aliment pour les hyper-glycémiques (**Komaki, 2003**), Les tocophérols protègent contre l'oxydation naturelle des acides gras, en particulier les acides gras polyinsaturés. Les feuilles peuvent être aussi utilisées pour la conservation de la viande fraîche de dinde (**Djenane et al., 2012**).

Partie expérimentale

Chapitre III
Matériel et Méthodes

I. Présentation du matériel végétale

L'étude porte sur l'enrichissement des olives de table vertes commercialisées issus de la wilaya de Bejaia élaborés selon le style espagnol :

- Olives vertes confites
- Olives vertes confites additionnées avec légumes : Poivron, Chou-fleur, Cornichon, Oignon.

L'enrichissement est effectué avec les feuilles d'olivier collectées au mois d'avril (2021) au niveau de la région de Tazmalt, wilaya de Bejaia.

Après triage et nettoyage, les feuilles récoltées sont séchées à l'air libre et à l'abri de la lumière et de l'humidité, elles sont par la suite broyées à l'aide d'un broyeur électrique ; La poudre obtenue est conservée dans des boucaux en verre, fermés hermétiquement, étiquetés et stockés à l'abri de la lumière. L'aspect général de la feuille et l'olive est montré dans les figures ci-dessous.

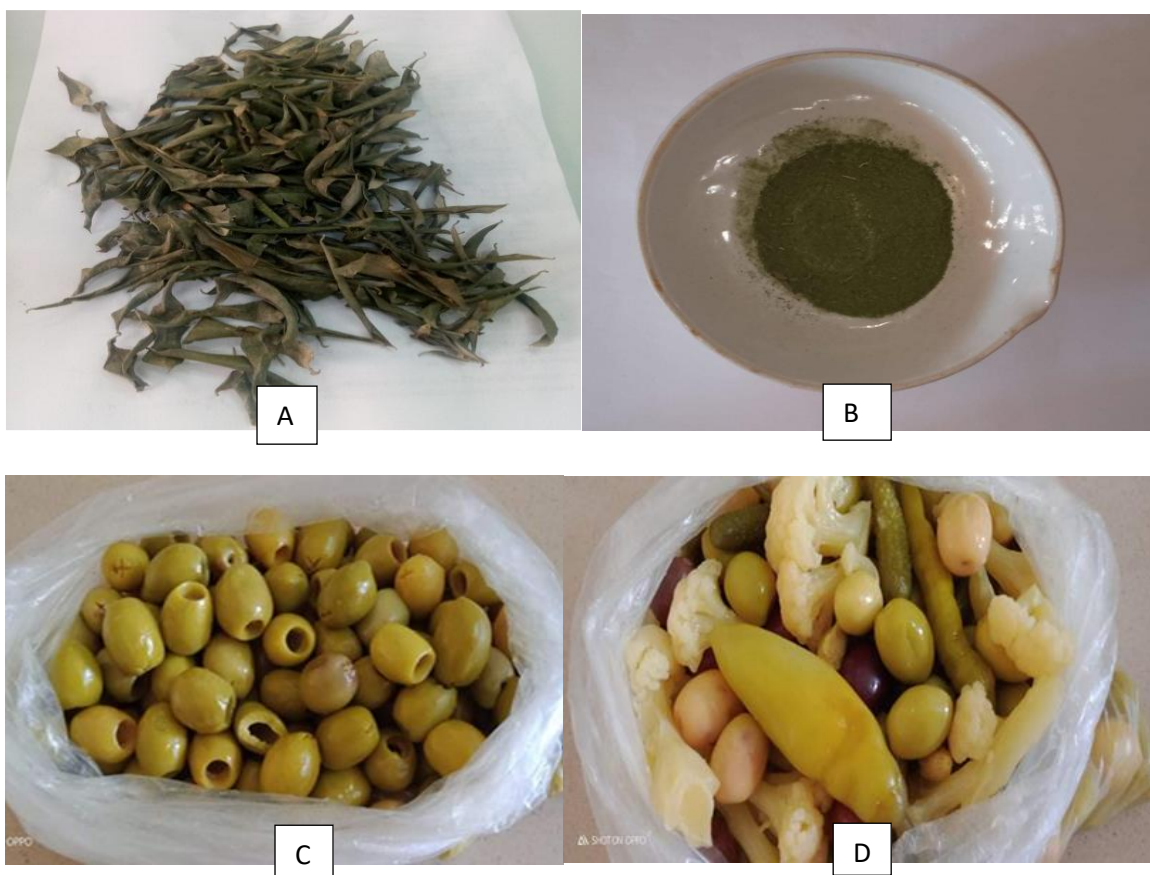


Figure N°05 : Photographies de la feuille d'olivier (A), de la poudre des feuilles d'olivier (B), des olives vertes en saumure (C) et des olives additionner aux légumes (D).

I.1. Préparation de l'extrait aqueux de la poudre des feuilles d'olivier

Une quantité de 10g de poudre est macérée dans un volume de 50ml d'eau distillée, ce mélange est ensuite soumis à une agitation magnétique pendant 20 min à température ambiante, ensuite centrifugé à 3500rpm/ 5 min. le surnageant est filtré, tandis que le culot subit une deuxième extraction dans les mêmes conditions, à la fin de l'extraction les extraits sont combinés et conservés dans des flacons opaques à l'abri de la lumière (Figure N°06) (Lalas *et al.*, 2011).

Un volume de 5ml d'extrait est additionné aux deux échantillons d'olives de 300g chaqu'un après création de trois entailles au niveau de la pulpe des olives (OLF et OL)

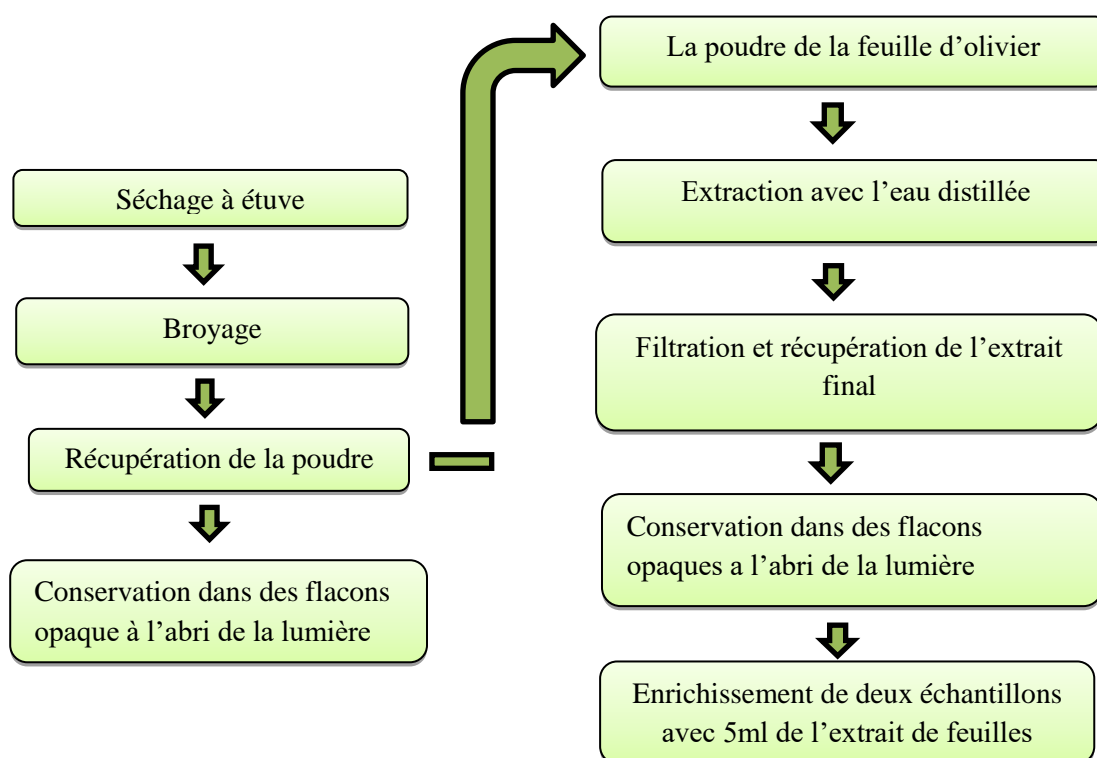


Figure N° 06 : Diagramme représentant les étapes de préparation de l'extrait aqueux de la poudre de feuille d'olivier

Les différents échantillons préparés, seront désignés dans cette étude par :

Témoin : Olives verts en saumure non enrichies.

OL : Olives additionnées de légumes.

OF : Olives enrichis avec l'extrait de feuilles d'olivier.

OLF : Olives additionnées de légumes enrichies avec l'extrait de feuilles d'olivier.

II. Analyses effectuées sur les olives

II.1. Teneur en eau

Il s'agit de déterminer la teneur en eau des fruits selon la méthode de **Tovar *et al.*, (2002)**. Un poids de 5g de pulpe d'olives de chaque échantillon est séché dans une étuve à 105°C jusqu'à poids constant (24 à 48).

L'humidité a été déterminée en calculant la différence entre le poids de l'échantillon frais et celui de l'échantillon séché, elle est exprimée en pourcentage de poids en utilisant la formule ci-dessous :

$$\mathbf{H\% = [(P - PS) / (P - P0)] *100}$$

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.

II.2. Teneur en composés phénoliques

II.2.1. Préparation des extraits méthanoliques

Un équivalent de 5g de poids sec pour chaque échantillon (18.01g pour les olives vertes tailladées aux légumes et 20 g pour les olives vertes tailladées en saumure.)est macéré et homogénéisé dans 25 ml de méthanol 80 %. Après centrifugation (3000 tpm/5min), le culot subit une seconde extraction dans les mêmes conditions. Les extraits sont combinés et soumis à une dilapidation à l'hexane (2 fois), puis filtrés (**McDonald *et al.*, 2001**).

La figure ci-après représente le schéma qui résume le protocole d'extraction suivi :

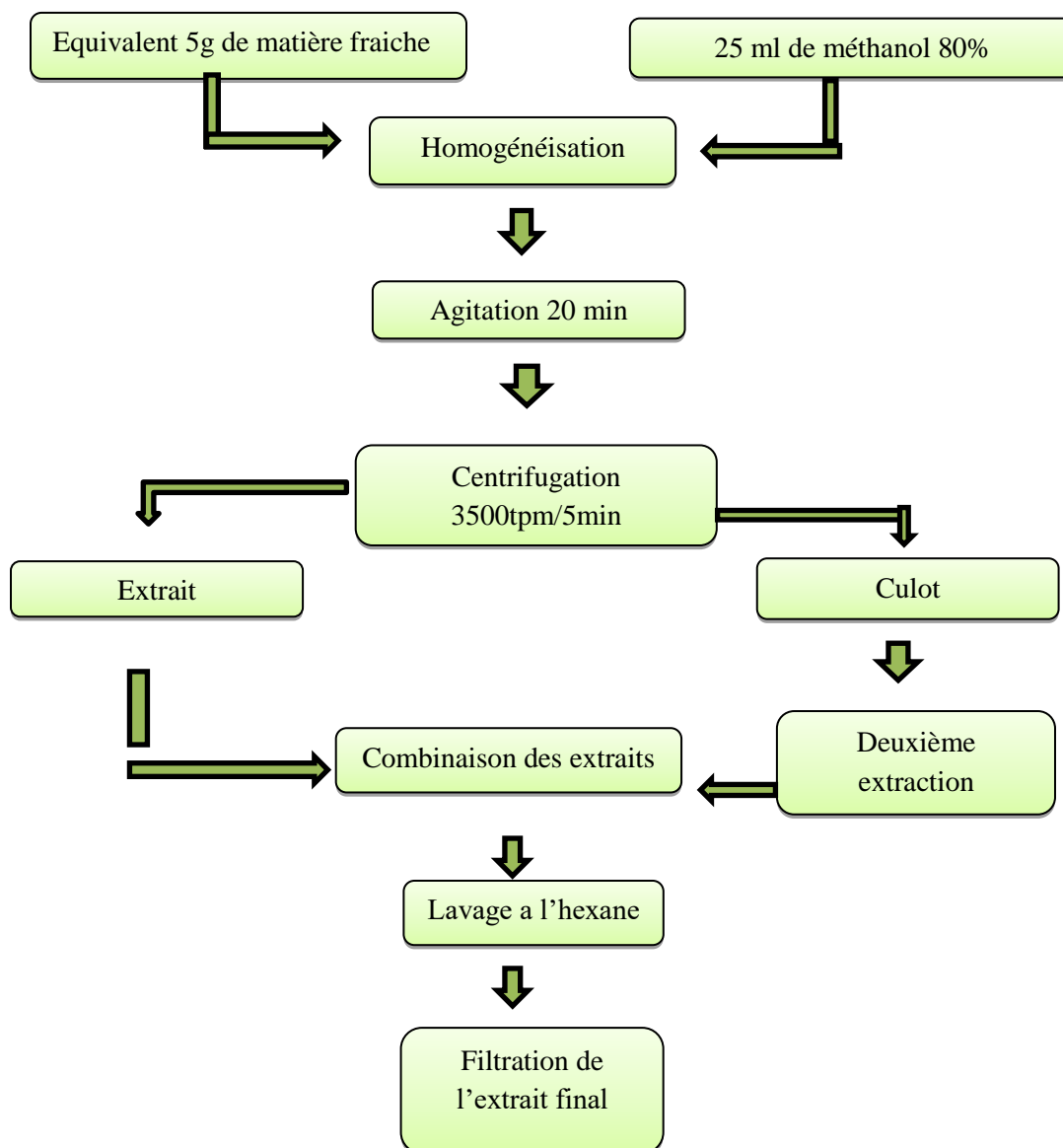


Figure N°07: Diagramme représentant le protocole suivi pour l'extraction méthanolique.

II.2.2. Dosage des composés phénoliques

A. Les polyphénols totaux

Le réactif de Folin- Ciocalteu, mélange d'acide phosphotungstique (H₃PW₁₂O₄₀) et d'acide phosphomolybdique (H₃PMo₁₂O₄₀) de couleur jaune. Le processus chimique derrière le test FC repose sur le transfert d'électrons alcalins de composés phénoliques et d'autres substances réductrices du molybdène pour former un complexe bleu de tungstène (W₈O₂₃) et de molybdène (MO₈O₂₃) (Li *et al.*,2007 ; Magalhães *et al.*,2008).

Le dosage des polyphénols contenus dans l'extrait a été réalisé selon la méthode décrite par **Borzillo *et al.*, (2000)** :

Un volume de 100 µl d'extrait méthanolique est mélangé avec 500 µl de réactif de Folin Ciocalteu. Le mélange est incubé à l'obscurité et à température ambiante pendant 5min. puis 300µl de carbonate de sodium (Na_2CO_3 à 20%) sont additionnés et le mélange est complété avec de l'eau distillée jusqu'à un volume de 10 ml. Ce dernier est entreposé à l'obscurité (30mn) puis centrifugé (1500 tpm/15min).

Une lecture spectrophotométrique est effectuée à une longueur d'onde de 720 nm contre un blanc. Les résultats sont exprimés en mg équivalent d'acide gallique par 100g du poids frais, en se référant à une courbe d'étalonnage. Les résultats sont exprimés en mg eq d'acide gallique/100g MF (Annexe 1).

B. Les flavonoïdes

La teneur totale en flavonoïdes a été mesurée par le dosage colorimétrique du chlorure d'aluminium (**Marinova *et al.*,2005**) qui se base sur la formation de complexe de couleur jaune entre le trichlorure d'aluminium et les composés phénoliques (**Alyafi Alzhri, 2007**).

La teneur en flavonoïdes est déterminée suivant la méthode de **Djeridane *et al.* (2006)**. Un volume de 1,5ml d'extrait est additionné du même volume de la solution méthanolique de trichlorure d'aluminium (2%). L'absorbance du mélange est mesurée à 430 nm et les valeurs sont exprimées en mg équivalent de quercétine par 100g de matière fraîche, en se référant à une courbe d'étalonnage (Annexe1).

C. Les Ortho-diphénols

La méthode de dosage se base sur la formation des complexes entre les ortho-diphénols avec les ions molybdates de couleur jaune (**Laribi, 2015**).

Le dosage des Ortho-diphénols est effectué selon le protocole décrit par **Bendini *et al.*, (2003)**. Une aliquote de 4ml d'extrait est additionnée à 1ml de la solution de molybdate de sodium di-hydraté 5% (Na_2MoO_4) préparée dans l'éthanol-eau 50%. Après une incubation de 15 min à l'obscurité, une lecture spectrophotométrique est effectuée à une longueur d'onde de 370nm contre un blanc, les résultats sont exprimés en mg équivalent d'acide caféique par 100g de poids frais, en se référant à une courbe d'étalonnage (Annexe 1).

II.3. Evaluation de l'activité antioxydante

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

II.3.1. Activité anti-radicalaire (radical DPPH)

Cette méthode utilisant le 2,2-diphényle-1-picrylhydrazyl (DPPH•), un radical libre, coloré, stable, facile à doser et capable d'arracher les atomes hydrogène labiles des groupements OH les plus réactifs, et présentant un maximum d'absorption à 517 nm. En présence d'un antioxydant, le DPPH• est réduit en DPPH cela est visualisé par le passage de la couleur violette de la solution à la couleur jaune. Ceci conduit à la diminution de l'absorbance du radical libre à 515nm. (Piexo *et al.*, 2007 ; Majhenic *et al.*, 2007).

La structure ainsi que la réaction impliquant le DPPH• se résume dans la figure N°09 de la façon suivante :

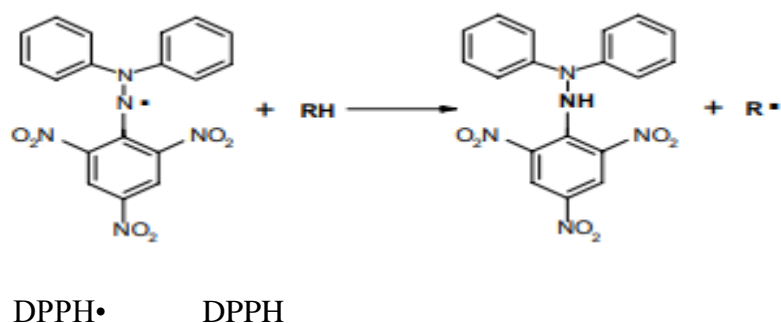


Figure N°08: Structure du DPPH• et sa réduction par l'antioxydant RH (Paixo *et al.*, 2007)

L'activité anti-radicalaire de DPPH• a été déterminée en se basant sur les essais décrits par Boskou *et al.*, (2006), ainsi un volume de 500 µl d'extrait d'olive est ajouté à 2 ml de solution méthanolique de DPPH ayant une absorbance proche de 0,7. Après une incubation de 30 min à l'obscurité, l'absorbance est mesurée à 517 nm.

L'activité anti-radicalaire est estimée en mg équivalent d'α tocophérol par 100g de matière fraîche (Annex 1). Le pourcentage d'inhibition est calculé comme suit :

$$AA (\%) = [(At - A0) / At] * 100$$

AA : Activité anti-radicalaire (en % d'inhibition).

At : Absorbance du témoin.

A0 : Absorbance de l'échantillon.

II.3.2. Pouvoir réducteur (réduction du fer ferrique)

L'utilisation du ferrocyanure de potassium permet de mesurer la capacité d'un composé antioxydant à donner des électrons. La réduction des ions ferriques (Fe^{3+}) en ions ferreux (Fe^{2+}) est évalué par spectrophotométrie en mesurant l'absorbance de la solution de couleur bleu-vert résultante à 700 nm. L'augmentation de l'absorbance indique un pouvoir réducteur plus élevé (**Hubert , 2006 ; Apak *et al.*,2007**).

Le Protocol décrit par **Zhan *et al.*,2006**) a été utilisé pour la détermination du pouvoir réducteur. Le volume d'un ml d'extrait 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 trichloracétique (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 BHA par 100g de matière fraîche (Annexe 1).

III. Etude statistique

Chaque test est réalisé en trois essais, une étude statistique a été réalisée pour la Comparaison des résultats et la mise en évidence des différences significatives entre les échantillons, et ce, pour chaque paramètre en appliquant une analyse de la variance ANOVA suivi du test de Newman-keuls à l'aide d'un logiciel STATISTICA 5,5, le degré de signification des résultats est pris à la probabilité ($p < 0,05$).

Chapitre IV
Résultats et Discussion

I. Teneur en eau

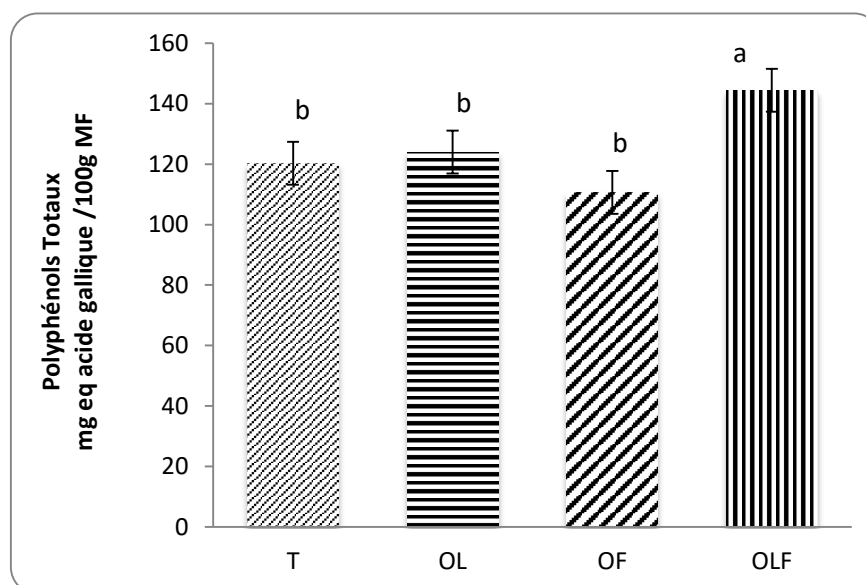
La teneur en eau est de l'ordre de 74,85% et 72,25% pour les olives de table vertes en saumure et les olives vertes enrichies avec les légumes, respectivement. La teneur en eau des olives vertes en saumure est supérieure aux olives de table étudiés par **Fernández-Poyatos *et al.*,(2019)**. Et concordent avec celles obtenues par **Owen *et al.*, (2003)** ;**Romero *et al.*, (2004)** pour les olives de table vertes qui varient entre 73,4% et 76,8%.

La teneur en eau des olives vertes en saumure est supérieure à celle trouvées dans les olives vertes additionnées de légumes, ce qui explique que les légumes n'affectent pas la teneur en eau des olives. L'augmentation de cette dernière dans les olives vertes en saumure est expliqué par **Unal et Nergiz, (2003)** et **Brescia *et al.*,(2007)** qui confirment que la teneur en eau des olives est influencée par les lavages qu'elles subissent pendant le traitement; le processus osmotique augmente la teneur en eau de la pulpe d'olives.

II. Les composés phénoliques

II.1. Les polyphénols totaux

Les teneurs en composés phénoliques des différents échantillons étudiés sont représentés dans la figure ci-dessous :



T : olives vertes en saumure, OL : olives vertes additionnées avec les légumes, OF : olives vertes en saumure enrichies avec l'extrait de feuilles d'olivier, OLF : olives vertes additionnées avec des légumes enrichies avec l'extrait de feuilles d'olivier.

Figure N°09: Teneurs en composés phénoliques totaux des échantillons étudiés.

L'analyse statistique ne montre aucune différence significative ($p < 0,05$) entre les échantillons T, OL et OF. Par contre, une différence significative ($p < 0,05$) est observée entre L'OLF et les autres échantillons.

Selon les résultats mentionnés dans la Figure N°09, l'olive verte enrichie avec les légumes et l'extrait de feuilles (OLF) est classée comme la plus riche en polyphénols (**144,45 mg/100gMF**) et les olives vertes enrichies avec l'extrait de feuilles (OF) comme celle qui renferme le moins de polyphénols (**110,67mg/100gMF**).

La teneur en polyphénols totaux des olives vertes en saumure(T) (120,28 mg équivalent d'acide gallique /100g MF) (478.25 mg/100g MS) concordent avec celle obtenue par **Ben Othman et al., (2009)** pour les olives vertes en saumure (460mg/100g MS).

Selon **Parinos et al., (2007)**, l'élaboration des olives vertes entraîne des pertes en polyphénols de 21,1mg/100g durant la phase de désamérisation, de 44,6 mg/100g au cours du lavage et de 18,2mg/100g durant la phase de fermentation. L'alcalinisation et les lavages ultérieurs réduisaient la teneur totale en polyphénols d'au moins 2/3 (**Conte et al., 2020**). Ces pertes varient de 40 à 63% selon **kia et Hafidi, (2014)** et peut atteindre environ 90% (**Montano et al., 2010**).

Les résultats des olives vertes tailladées enrichies avec l'extrait de feuille d'olivier (OF)(110,67mg/100g MF) sont inférieurs à ceux des olives de table de la variété « Kalamon » enrichies avec l'extrait de feuille (290mg Eq d'acide caféique/100g MF) étudiée par **Lalas et al., (2011)**.

Les olives vertes enrichies avec les légumes (OL) renferment une teneur en polyphénols (123,96mg/100g MF) plus élevée que les olives vertes en saumure (T) (120,28mg/100g MF) soit une augmentation de 3% en raison, probablement de la diffusion des polyphénols contenus dans ces légumes vers la chair des olives. En effet, plusieurs études ont rapporté la richesse de ces derniers en composés phénoliques notamment l'oignon (35 mg EAG/g MS) **Dahmoune et al., (2016)** et le chou-fleur (5mg/g MS) (**González-Fandos et Simón, (2016)**).

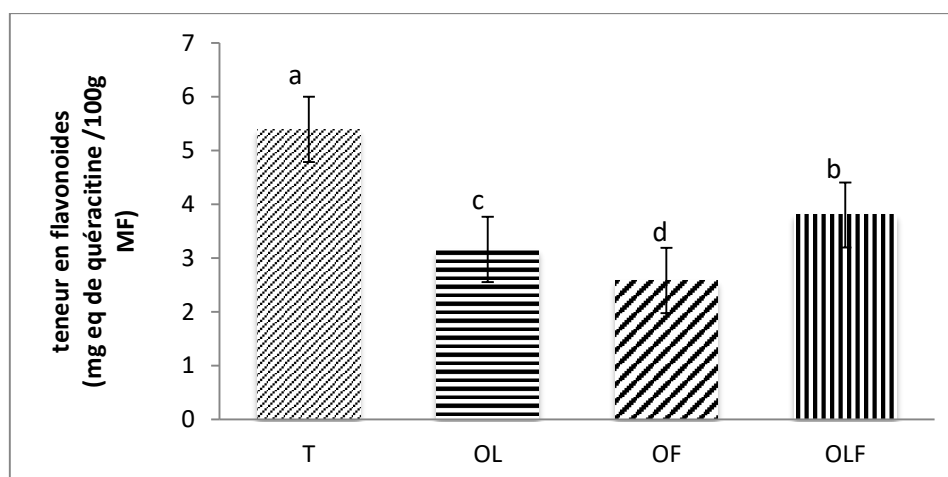
Une perte de 8% des olives vertes en saumure après enrichissement avec l'extrait de feuille est constatée. Cela peut être dû aux entailles réalisées qui favorisent la sortie des

composés vers la saumure ; entravant, par conséquent, l'enrichissement avec l'extrait des feuilles d'olivier visé.

Par contre, une augmentation de 16% de la teneur en polyphénols des olives avec les légumes est constatée après l'addition de l'extrait de feuille, cette augmentation serait liée à la richesse des feuilles d'olivier en composés phénoliques, cette donnée est rapportée par plusieurs auteurs : **Lee *et al.*, (2009)** (148mg TAE /g) et **Addab *et al.*, (2020)** (420,36 mg GAE/g MS). Aussi, l'étude de **Hannachi *et al.*, (2020)**, a montré que l'enrichissement de l'huile d'olive avec l'extrait de feuilles d'oléastre, entraîne une augmentation de la teneur en polyphénols ainsi qu'une modification du profil phénolique de l'huile. Par ailleurs, l'étude de **Lalas *et al.*, (2011)** a montré que l'enrichissement des olives avec des extraits de feuilles d'olivier engendre une augmentation de 457% du taux en oleuropéine et de 109% en hydroxytyrosol.

II.2. Teneur en Flavonoïdes

La teneur en flavonoïdes des échantillons des olives de table analysée étudiés (T (olives vertes en saumure), OL (olives vertes additionnées avec les légumes), OF (olives vertes en saumure enrichis avec l'extrait de feuilles d'olivier), OLF (olives vertes additionnées avec des légumes enrichis avec l'extrait de feuilles d'olivier) sont données dans la figure suivante :



T : olives vertes en saumure, OL : olives vertes additionnées avec les légumes, OF : olives vertes en saumure enrichis avec l'extrait de feuilles d'olivier, OLF : olives vertes additionnées avec des légumes enrichis avec l'extrait de feuilles d'olivier.

Figure N° 10 : Teneurs en flavonoïdes des échantillons étudiés.

L'analyse statistique montre que les teneurs en flavonoïdes diffèrent significativement ($p < 0,05$) entre les échantillons d'olives étudiés.

Les olives vertes en saumure (T) est l'échantillon le plus riche en flavonoïdes (5,39 en mg/MF) tandis que l'OF (olives vertes enrichi avec l'extrait de feuille) (2,58mg/100g MF) présente la valeur la plus faible.

Il convient de signaler que les résultats obtenus pour les olives en saumure (T) sont faibles en les comparant avec celles obtenues par **Mettouchi et al., (2016 a)** qui varient entre 47,9 Mg/100g (teffahi) et 142 ,72mg/100g (sigoise).

La part des flavonoïdes dans les polyphénols totaux des olives étudiés représentent pour les quatre échantillons ; 2,33% (OF), 2,54% (OL), 2 ,63% (OLF) et 4,48% (T). **Ryan et al., (1999)** et **Obied et al., (2008)** indiquent que les flavonoïdes ne sont pas les composants uniques et majoritaires des polyphénols totaux.

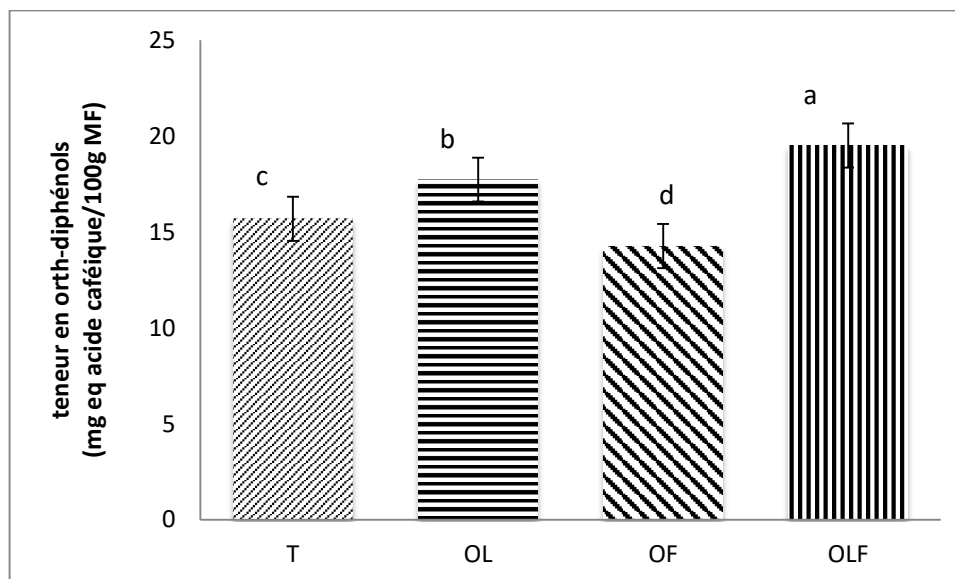
Les olives enrichies avec l'extrait de feuille (OF) renferment une teneur en flavonoïdes inférieure aux olives non enrichies (T), soit une diminution de 52%, ce qui nous confirme que l'enrichissement des olives avec les flavonoïdes de l'extrait de feuilles n'a pas pu se faire, en raison probablement de la diffusion de ces composés vers la saumure, confirmant ainsi l'hypothèse que les entailles réalisées favorisent la sortie des composés phénoliques.

En revanche l'enrichissement a un effet positif sur l'OLF qui a marqué une augmentation de 20 % de la teneur en flavonoïdes, l'association des légumes et de l'extrait de feuilles d'olivier semble efficace pour une augmentation de la teneur en flavonoïdes. D'après **Lee et al.,(2009)**, l'extrait de feuilles d'olivier est riche en flavonoïdes (58 mg EN/g), Aussi, l'étude de **Hannachi et al., (2020)**, a montré que l'enrichissement de l'huile d'olive avec l'extrait de feuilles d'oléastre, entraine une augmentation de la teneur en rutine, estimée à 0,43 mg/Kg d'huile. De ce fait, une éventuelle diffusion de ces composés vers la pulpe des olives explique cette augmentation.

En complément, une corrélation linéaire ($r=0,843$) a été observée entre les teneurs en polyphénols totaux et en flavonoïdes, indiquant le partage graduel de ces derniers dans les extraits méthanoliques aqueux (Annexe 2).

II.3. La teneur en Ortho-diphénols

Les teneurs en *ortho*-diphénols des échantillons étudiés (T (olives vertes en saumure), OL (olives vertes additionnées avec les légumes), OF (olives vertes en saumure enrichis avec l'extrait de feuilles d'olivier), OLF (olives vertes additionnées avec des légumes enrichis avec l'extrait de feuilles d'olivier) sont illustrés dans la figure N°11.



T : olives vertes en saumure, OL : olives vertes additionnées avec les légumes, OF : olives vertes en saumure enrichis avec l'extrait de feuilles d'olivier, OLF : olives vertes additionnées avec des légumes enrichis avec l'extrait de feuilles d'olivier.

Figure N° 11 : Teneurs en *ortho*-diphénols des échantillons étudiés.

L'analyse statistique montre que les teneurs en *ortho*-diphénols diffèrent significativement ($p < 0,05$) entre les échantillons.

La teneur la plus élevée en *ortho*-diphénols est relevée pour les (OLF) avec une teneur de 19,5mg /100g MF et l'échantillon (OF) présente la teneur la plus faible en *ortho*-diphénols avec une teneur de 14,24mg/100g MF.

Les olives taillées non enrichies (T) renferment des teneurs en *ortho*-diphénols inférieures à celle publiées par **Ould Moussa, (2013)** pour les olives vertes en saumure allant de 20,82mg EAC/100g MS à 481,67mg EAC/100g MS pour les cultivars respectifs, Azzeradj de Seddouk et Sigoise.

Une augmentation de 13% de la teneur en ortho-diphénols pour l'OL (olives avec les légumes) qui est dû à la richesse des légumes additionnés en composés ortho-diphénoliques qui seraient responsables de l'enrichissement de ces olives.

Par contre, une diminution de 9% de la teneur en O-diphénols pour l'échantillon OF, l'enrichissement n'a pas pu se faire dans cet échantillon en raison de la fuite de ces composés vers la saumure.

L'OLF renferment la teneur en *ortho*-diphénols la plus élevée (19,5mg/100g MF soit une augmentation près de 24% après enrichissement avec l'extrait de feuille qui est relativement riche en ortho-diphénols notamment l'oleuropéine (102,11 mg/100g)(Lee *et al.*, 2009).

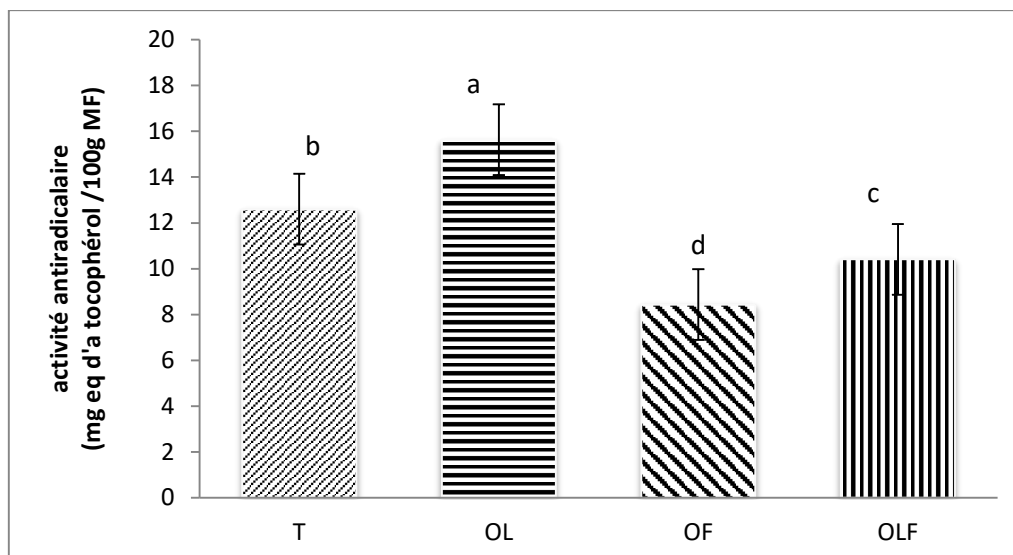
Comparant la part des deux dosages, on peut dire que les *ortho* diphénols sont plus représentatifs que les flavonoïdes avec un quotient de 12,89% (OF), 13,04% (T), 13,50% (OLF) et 14,33% (OL).

Les *ortho*-diphénols montrent ainsi une corrélation linéaire ($r=0,898$) avec les polyphénols totaux, ceci explique l'existence d'une proportionnalité dans les fractions en ortho-diphénols envers les teneurs en polyphénols totaux (Annexe 2).

III. Activités antioxydante

III.1. Activité antiradicalaire

L'activité antiradicalaire des échantillons d'olives de tables pour les échantillons étudiés sont illustrées dans la figure N°12.



T : olives vertes en saumure, OL : olives vertes additionnées avec les légumes, OF : olives vertes en saumure enrichies avec l'extrait de feuilles d'olivier, OLF : olives vertes additionnées avec des légumes enrichis avec l'extrait de feuilles d'olivier.

Figure N° 12 : L'activité antiradicalaire des différents échantillons étudiés.

Les résultats ont révélé que l'OL exerce la meilleure activité anti radicalaire (15,63mg eq α - tocophérol/100g) alors que OF présente l'activité la plus faible avec (8,43mg/100g MF).

L'activité antioxydante des olives tailladées élaborées non enrichies (T) est largement inférieure à celle obtenue par **Mettouchi et al., (2016 b)** pour les olives vertes de style espagnol allant de (0,09g/100g) à (0,66g/100g).

Selon **Rababah et al., (2019)** le pourcentage d'activité de piégeage des radicaux diminue pendant la période de fermentation. **Othman et al., (2009)** a confirmé que l'activité antioxydante d'olives de tables est liée à sa teneur en phénols et sa réduction dépend du taux de perte de phénols au cours du processus de fermentation.

Les conclusions de **Lee, (2009)** sur la particularité de l'effet antioxydant des composés contenus dans les extraits de feuilles d'olivier sont conformes aux conclusions de **Benavente-Garcia et al., (2000)**, indiquant que la richesse des feuilles d'olivier se trouve dans les composés phénoliques hautement synergiques. , Tels que le verbascoside, l'oleuropéine et les flavonoïdes (lutéoline, diflavones, apigénine-7-glucose, lutéoline-7-

glucose et rexanthine-7-glucose), les flavonols (rutine), la catéchines et les substituts du phénol (tyrosol, hydroxytyrosol, vanilline, acide vanillique et acide caféique).

Mais à la lumière de nos résultats, on remarque que l'enrichissement avec l'extrait de feuille a causé une diminution de l'activité anti radicalaire estimé à 66,60% et 66,90% pour l'OLF et l'OF respectivement, cette forte réduction est expliquée par le ralentissement de l'enrichissement avec l'extrait de feuille qui est doté d'un pouvoir anti radicalaire évalué par **Arab et al., (2013)** à 0,24 mg /mL et classé comme proche de celui de la vitamine E qui est un puissant antioxydant. Cet enrichissement par l'extrait de feuille d'olivier crée un encombrement stérique qui est à l'origine de principe de **Pauli (1925)**, un principe selon lequel les électrons appartenant à un même système ne peuvent pas se trouver simultanément dans le même état quantique.

Les travaux de **Sevim et al.,2013)**, ont démontré que l'activité antioxydante de l'huile d'olive a augmenté après enrichissement de l'huile avec l'extrait de feuille d'olivier. **Bouaziz et Sayadi, (2005)**, ont rapporté que l'enrichissement par les feuilles d'olivier augmente la durée de conservation des produits et réduit leur auto-oxydation, ce constat paraît intéressant pour augmenter la durée de conservation des olives, malgré que l'enrichissement direct n'a pas été atteint.

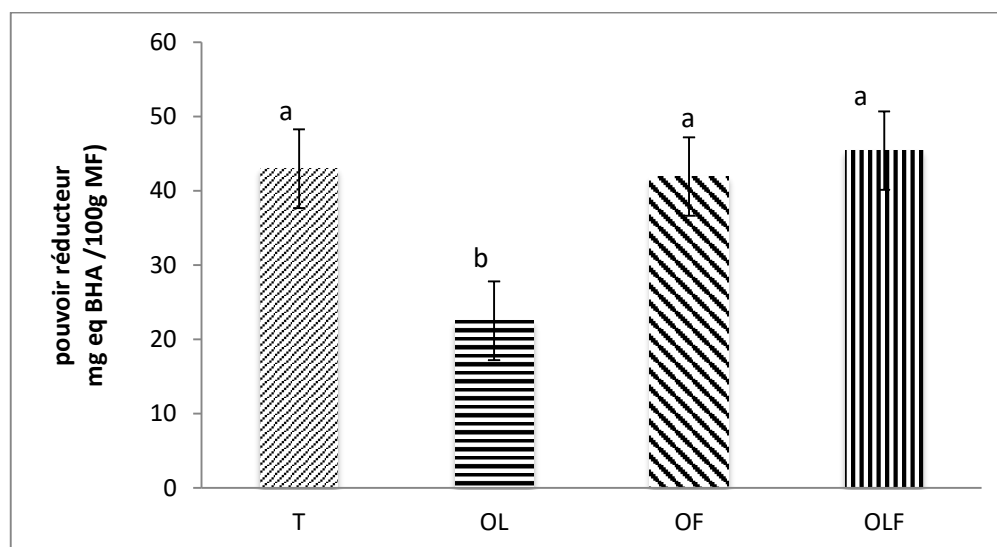
D'antuono, (2018), indique également que l'activité antioxydante est influencée, à la fois, par la quantité totale et la composition des composés phénoliques. Une corrélation significative est constatée entre l'activité anti-radicalaire et les teneurs en polyphénols totaux ($r=0,775$), ($r=0,668$) avec les teneurs en flavonoïdes et ($r=0,814$) et teneurs en ortho-diphénols (Annexe 3).

III.2. Le pouvoir réducteur

Selon **Paixão et al.,(2007)**, les propriétés anti oxydantes de plusieurs composés phénoliques sont relativement liées à leur pouvoir réducteur. Les résultats du pouvoir réducteur des extraits sont représentés dans la figure 13. L'étude statistique a révélé une différence significative entre OL et les autres échantillons étudiés, aucune différence significative ($p<0,05$) n'est relevée entre les échantillons étudiés (T (olives vertes en saumure), OL (olives vertes additionnées avec les légumes), OF (olives vertes en saumure enrichis avec l'extrait de feuilles d'olivier), OLF (olives vertes additionnées avec des légumes enrichis avec l'extrait de feuilles d'olivier).

Le pouvoir réducteur des échantillons se présente avec une allure différente. L'OLF étant l'échantillon donnant l'activité réductrice la plus élevée (45,39mg/100g MF) et l'OL l'activité réductrice la plus faible (22,5mg/100g MF).

L'ensemble des résultats montrent que la capacité réductrice la plus élevée (45,39mg/100g MF) est exercée par l'échantillon le plus riche en composés phénoliques (L'OLF) notamment les polyphénols (144,45mg/100g MF) et les *ortho*-diphénols (19,5mg/100g MF). Des corrélations linéaires ont été obtenues entre le pouvoir réducteur et les teneurs en composés phénoliques des extraits. Les coefficients de corrélation sont estimés à 0,77 pour les polyphénols, 0,69 pour les O-diphénols et 0,69 pour les flavonoïdes (Annexe 4). Ceci reflète l'implication de ces composés dans l'activité réductrice des extraits.



T : olives vertes en saumure, OL : olives vertes additionnées avec les légumes, OF : olives vertes en saumure enrichies avec l'extrait de feuilles d'olivier, OLF : olives vertes additionnées avec des légumes enrichies avec l'extrait de feuilles d'olivier.

Figure N°13 : Le pouvoir réducteur des échantillons étudiés.

L'étude démontre aussi l'effet positif de l'enrichissement avec l'extrait de feuille d'olivier sur la réduction de fer ferrique en fer ferreux pour le même échantillon, rehaussant ainsi la capacité réductrice de 50,42%, équivalente à son augmentation en polyphénols totaux (16%), en flavonoïdes et 10% en *ortho*-diphénols. Par contre une diminution de la capacité réductrice de 2,50% pour l'OF pour une perte de 9% d'*ortho*-diphénols et 8% en polyphénols.

Conclusion et perspectives

Conclusion et perspectives

Le travail réalisé a été consacré à l'étude de l'effet de l'enrichissement des olives de table vertes et celles additionnées de légumes avec l'extrait des feuilles d'olivier, sur la teneur en composés phénolique et l'activité anti oxydante.

A l'issus des résultats, l'addition des légumes aux olives vertes entraine une augmentation de la teneur en polyphénols totaux et en Ortho-diphénols, à l'opposé une diminution de la teneur en flavonoïdes est enregistrée.

L'enrichissement par l'extrait de feuilles d'olivier a favorisé l'enrichissement des olives additionnées avec les légumes en polyphénols totaux, flavonoïdes et Ortho-diphénols pour lesquels une augmentation de 16% ,20% et 24 % a été constaté, respectivement. En revanche, les olives vertes en saumure accusent des pertes en ces composés estimées à 8% pour les polyphénols totaux, 52% pour les flavonoïdes et 9% pour les ortho-diphénols après l'enrichissement avec l'extrait de feuilles d'olivier.

L'activité antioxydante des extraits phénoliques dévoilent des pertes assez élevées allant de 66,60% à 66,90 % pour les olives vertes en saumure et les olives vertes additionnées avec les légumes, respectivement après enrichissement avec l'extrait de feuille d'olivier. Une augmentation remarquable (50%) de la capacité réductrice est notée pour les olives vertes additionnées avec les légumes après enrichissement avec l'extrait de feuille d'olivier.

A la lumière de ces résultats, il apparaît que l'enrichissement des olives de table avec l'extrait de feuilles d'olivier est une bonne stratégie pour rehausser la qualité des olives et compenser les pertes engendrées par le traitement d'élaboration. Cette stratégie mérite d'être élargie car ces olives sont dotées en divers composés phénoliques doués d'une activité antioxydante, Ces résultats restent partiels et d'autres travaux s'imposent, il serait intéressant de :

- Tester d'autres concentrations de l'extrait de feuilles d'oliviers;
- Suivre l'enrichissement au cours du temps (augmenter le temps de contact);
- Etudier l'apport de chaque légume sur la composition des olives;
- Déterminer le profil phénolique des olives enrichies;
- Procéder à l'analyse sensorielle des échantillons enrichie afin d'établir une concordance entre la capacité biologique et l'acceptabilité par le consommateur

*Références
bibliographiques*

Références bibliographiques

- A -

Addab N., Fetni S., Hamlaoui F., Zerguine A & Mahloul k. (2020). Evaluation comparative de l'activité antioxydante des extraits éthanoliques des feuilles d'*Olea europaea L.* de l'Est Algérien. *Jfaculté de Médecine d'Oran*, 4(2) :579- 586.

Ait Chabane F., Rovellini P., Boucheffa S., Medina, E & Tamendjari A. (2019). Quality of lipid fraction during Spanish-style table olives processing of Sigoise and Azzeradj cultivars. *Food Control*, 1-24.

Ajila C.-M., & Brar S.-K. (2012). Chapter 16: Role of Dietary Antioxidants in Cancer, In: Nutrition, Diet and Cancer, Shankar, S. et Srivastava, R.K. (Eds.), *Springer Science & Business Media B.V*, 384-404.

AL-Azzawie H.F., Alhamdani M.S. (2006). Hypoglycemic and antioxidant effect of oleuropein in alloxan-diabetic rabbits. *Life Science*, 78: 1371-1377.

Altiok E., Baycin D., Bayraktar O. & Ulku S. (2008). Isolation of polyphenols from the extracts of olive leaves (*Olea europaea L.*) by adsorption on silk fibroin. Separation and purification *Technology*, 62(2): 342-348.

Alyafi-Alzhri G. (2007). Determination of chemical composition of Prangos and the possibility to use in the applied field. Damascus University. 54.

Anonyme: <https://www.portailsudmaroc.com/actualite/8933/la-feuille-dolivier-lantibiotique-miracle-que-personne-ne-connat>.

Aouidi F. (2012). Etude de la valorisation des feuilles d'Olivier (*Olea Europaea*) dans l'industrie Agro-alimentaire. Thèse en doctorat, Institut National des Sciences Appliquées et de Technologie (Tunisie) .140.

Apak R., Güçlü, K., Demirata B., Özyürek M., Çelik S., Bektaşoğlu B., & Özyurt, D. (2007). Comparative Evaluation of Various Total Antioxidant Capacity Assays Applied to Phenolic Compounds with the cuprac Assay. *Molecules*, 12(7) : 1496–1547.

Arab K., Bouchenak O & Yahiaoui K. (2013). Évaluation de l'activité biologique des feuilles de l'olivier sauvage et cultivé. *Afriquescience* ,09(3) : 159 – 166.

Références bibliographiques

Ariani A., Vincenzetti S & Polidori P.(2019).Nutritional properties of table olives and their use in cocktails. *In Nutrients in Beverages*12: 509-541.

Arroyo-Lopez F- N. (2014). Conseil supérieur d'investigations scientifique. L'olive de table un aliment symbiotique.*consejosuperior de l'investigacionescientificas.*

Avenard V. (2008). L'olivier et les vertus thérapeutiques de ses feuilles. Université de Nantes: 64-88.

- **B** -

Benavente-García O., Castillo J., Lorente J., Ortuño A., & Del Rio, J. (2000).Antioxidantactivity of phenolicsextractedfrom *Olea europaea* L. leaves. *Food Chemistry*, 68(4): 457–462.

Bendini A., Bonoli M., Cerretani L., Biguzzi B., Lercker G., & Toschi T.G. (2003). Liquid–liquid and solid-phase extractions of phenols from virgin olive oil and their separationby chromatographic and electrophoretic methods. *Journal of Chromatography A*, 985(1-2):425-433.

Ben Othman N., Roblain D., Thonart P & Hamdi M. (2008).Tunisian table olive phenolic compounds and their antioxidant capacity. *Journal of Food Science*, 73: C235-40.

Ben Othman N., Roblain D., Chammen N., Thonart P & Hamdi M. (2009). Antioxidant phenolic compounds loss during the fermentation of Chétoui olives. *Food Chemistry*, 116: 662–669.

Brescia M.A., PuglieseT., Hardy E &SaccoA. (2007). Compositional and structuralinvestigations of ripening of table olives, Bella dellaDaunia, by means of traditional andmagnetic resonance imaging analyses». *Food Chemistry*, 105: 400–404.

Bianchi G. (2003).Lipids and phenols in table olives. *European Journal of lipid Science and technologie*, 105 (5): 229–242.

Bisignano G., Tomaino A., Cascio R L, Crisafi G., Uccella N., & Saija A. (1999). Sur l'activité antimicrobienne in vitro de l'oleuropéine et de l'hydroxytyrosol. *Journal of Pharmacy andPharmacology*, 51(8): 971-974.

Références bibliographiques

- Blekas G., Vassilakis C., Harizanis C., Tsimidou M & Boskou D-G. (2002).** Biophenols in table olives. *Journal of Agriculture and Food Chemistry*, 50: 3688-92.
- Borzillo A., Iannotta N. & Uccella N. (2000).** Oinotria table olives: quality evaluation during ripening and processing by biomolecular components. *European Food Research and Technology*, 212: 113–121.
- Boskou G., Fotini N., Salta, Chrysostomou, S., Mylona, A., Chiou, A. & Andrikopoulos N.K. (2006).** Antioxidant capacity and phenolic profile of table olives from the Greek market. *Food Chemistry*, 94: 558–564.
- Botsoglou E., Govaris A., Christaki E. & Botsoglou N. (2010).** Effect of dietary olive leaves and/or α -tocopheryl acetate supplementation on microbial growth and lipid oxidation of turkey breast fillets during refrigerated storage. *Food Chemistry*, 121: 17-22.
- Bouallagui Z., Han J., Isoda H. & Sayadi S. (2011).** Hydroxytyrosol rich extract from olive leaves modulates cell cycle progression in MCF-7 human breast cancer cells. *Food and Chemical Toxicology*, 49 (1): 179-184.
- Bouaziz M & Sayadi S. (2003).** High yield extraction of oleuropein from chemlali olives and leaves and bioconversion to hydroxytyrosol. *Polyphénols actualités*, 23: 11-15.
- Bouaziz M & Sayadi S. (2005).** Isolation and evaluation of antioxidants from leaves of a Tunisian cultivar olive tree. *European Journal of Lipid Science and Technology*, 107 : 497–504
- Bouaziz M., Fki I., Jemai H., Ayadi M & Sayadi S. (2008).** Effect of storage on refined and husk olive oils composition: Stabilization by addition of natural antioxidants from chemlali olive leaves. *Food Chemistry*, 108 : 253-262.
- Boudiaf K. (2006).** Étude des effets anti-xanthine oxydoréductase et antiradicalaires des extraits des graines de *Nigella sativa*. Thèse de magistère. Département de biologie. Université Ferhat abbas. (Sétif) Algérie.
- Boudhrioua N., Bahloul N., Ben Slimen I & Kechaou N. (2009).** Comparison on the total phenol contents and the color of fresh and infrared dried olive leaves. *Industrial Crops and Products*, 29: 412–419.
- 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.

Références bibliographiques

Brenes M., Garcia P., Duran Mc & Garrido A. (1993). Modification de la concentration des composés phénoliques dans les saumures de stockage des olives mûres. *Journal of Food Science*, 58 (2) : 347-350.

Brenes M., García A., De los Santos B., Medina E., Romero C., de Castro A. & Romero F. (2011). Olive glutaraldehyde-like compounds against plant pathogenic bacteria and fungi. *Food Chemistry*, 125: 1262–1266.

- C -

Carlsen M.-H., Halvorsen B.-L., Holte K., Bøhn S.-K., Dragland S., Sampson L., Willey K., Senoo H., Umezono Y., Sanada C., Barikmo I., Berhe N., Willett W.-C., Phillips K.-M., Jacobs D.-R. & Blomhoff R. (2010). The total antioxidant content of more than 3100 foods, beverages, spices, herbs and supplements used worldwide. *Nutrition Journal*, 9 : 1-11.

Caturla N., Pérez-Fons L., Estepa A., & Micol V. (2005). Effets différentiels de l'oleuropéine, un biophénol d'*Olea europaea*, sur les membranes modèles des phospholipides anioniques et zwitterioniques. *Chimie et physique des lipides*, 137 (1-2) : 2-17.

Campus M., Değirmenciöğlü N & Comunian R. (2018). Technologies and Trends to Improve Table Olive Quality and Safety. *Frontiers in microbiology*, 9: 617.

Charoenprasert, S & Mitchell A. (2012). Factors Influencing Phenolic Compounds in Table Olives (*Olea europaea*). *Journal of agriculture and Food chemistry*, 96(11) : 1311-1316.

Code des pratiques loyales pour les olives de table. (2018). Version du 10 Janvier 2018.

COI (2004). Conseil Oléicole International COI/OT/NC n° 1 Décembre 2004.
FRANÇAIS Original : FRANÇAIS.

COI (2020) Conseil Oléicole International COI/OT/NC n° 159 Décembre 2020.
FRANÇAIS Original : FRANÇAIS.

COI (2021) Conseil Oléicole International COI/OT/NC n° 160 février 2021.
FRANÇAIS Original : FRANÇAIS.

Références bibliographiques

Corsetti A., Perpetuini G., Schirone M., Tofalo R., & Suzzi G. (2012). Application des ferments lactiques à la fermentation des olives de table : un aperçu des études expérimentales. *Frontières en microbiologi. 3 :1-6.*

Conte P., Fadda C., Del Caro A., Urgegh. P.P & Piga A. (2020). Table Olives: *An Overview on Effects of Processing on Nutritional and Sensory Quality. Foods, 9(4):514.*

- D -

Dahmoune F., BilmiBoras- A., Idrisou F., & Madani K. (2016). Composés phénoliques de l'oignon rouge : extraction / caractérisation, Editions Universitaires Européennes.40.

D'Antuono I., Bruno A., Linsalata V., Minervini F., Garbetta A., Tufariello M. & Cardinali A. (2018). Fermented Apulian table olives: Effect of selected microbial starters on polyphenols composition, antioxidant activities and bioaccessibility. *Food Chemistry, 248: 137–145.*

De Castro A., Sánchez A. H., Cortés-Delgado A., López-López A & Montañó A. (2019). Effect of Spanish-style processing steps and inoculation with *Lactobacillus pentosus* starter culture on the volatile composition of cv. Manzanilla green olives. *Food chemistry, 271: 543-549.*

De Leonardis A., Aretini A., Alfano G., Macciola V., & Ranalli G., (2008). Isolation of a hydroxytyrosol-rich extract from olive leaves (*Olea Europaea L.*) and evaluation of its antioxidant properties and bioactivity. *European Food Research and Technology, 226 (4): 653-659.*

De Lucas A., Martinez de la Ossa E., Rincón J., Blanco M.A. & Gracia I. (2002). Supercritical fluid extraction of tocopherol concentrates from olive tree leaves. *The Journal of Supercritical Fluids 3: 221-228.*

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

Djeridane A., Yousfi M., Nadjemi B., Boutassouna D., Stocche P., & Vidal, N. (2006). Antioxidant activity of some Algerian medicinal plant's extracts containing phenolic compounds. *Food Chemistry, 97: 654–660.*

Références bibliographiques

- E -

El S. N., & Karakaya, S. (2009). Olive tree (*Olea europaea*) leaves: potential beneficial effects on human health. *Nutrition Reviews*, 67(11): 632–638.

Erbay Z. & Icier F. (2009). Optimization of hot air drying of olive leaves using response surface methodology. *Journal of Food Engineering*, 91: 533-541.

Esmaeili-Mahania S., Rezaeezadeh-Roukerda M & Esmailpoura K.(2010). Olive (*Olea europaea* L) leaf extract elects' anti nociceptive activity, potentiates morphine analgesia and suppress morphine hyperalgesia in rats. *Journal of Ethno pharmacology*, 132: 200-205.

- F -

Farag R.S., Mahmoud E.A & Basuny A.M. (2007). Use Crude Olive Leaf Juice as A natural antioxidant for the stability of sunflower oil during heating. *International Journal of Food Science & Technology*, 42: 107-115.

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

Fernández-Poato, député, Ruiz-Medina A., & Llorent-Martínez EJ.(2019). Profil phytochimique, teneur en minéraux et activité antioxydante d'*Olea europaea* L. cv. Olives de table Cornezuelo. Influence de la digestion gastro-intestinale simulée in vitro. *Chimie alimentaire*. 1-8.

- G -

Galanakis C.M. (2011). Olive fruit dietary fiber: components, recovery and applications. *Trends in Food Science & Technology*, 22: 175-184.

Gallardo-Guerrero L., Gandul-Rojas B., M'inguez-Mosquera M I & Roca M.(2012). Olives and Olive Oil. *Subtropical Fruits–Noncitrus Group* 26:503-528.

Références bibliographiques

Garcia-Gomez A; Roig A. & Bernal M.P. (2003). Compostion of the solid fraction of olivemill waste water with olive leaves: organic matter degradation and biological activity. *Bioresource Technology*, 86: 59-64.

Ghoreishi S.M., GholamiShahrestani R. (2009). Subcritical water extraction of mannitol from olive leaves. *Journal of Food Engineering*, 93 (4):474-481.

Giao M.S., Gonzalez-Sanjose M.L., Rivero-Perez M.D., Pereira C.I., Pintado M.E. & Malcata F.X. (2007). Infusions of Portuguese medicinal plants: Dependence of final antioxidant capacity and phenol content on extraction features. *Journal of Science Food & Agriculture* 87 :2638-2647.

Gigon F., & Le Jeune R. (2010). Huile d'olive, *Olea europaea* L. *Phytothérapie*, 8(2) : 129-135.

Ghanbari R., Anwar F., Alkharfy K.-M., Gilani A.-H. & Saari N. (2012). Valuable Nutrients and Functional Bioactives in Different Parts of Olive (*Olea europaea* L.). *A Review International Journal of Molecular Sciences*, 13: 3291-3340.

Gonzalez-Fandos E & Simon A. (2016). Effect of cooking on antioxidant capacity and sensorial quality of minimally processed cauliflower. *Nutr. Hosp*, 33(2): 373-378.

Gómez A. H. S., García P. G., & Navarro L. R. (2006). Elaboration of table olives. *Grasas y aceites*, 57(1): 86-94.

Guo Z., Jia X., Zheng Z., Lu X., Zheng, Y., Zheng B., & Xiao, J. (2017). Composition chimique et fonction nutritionnelle de l'olive (*Olea europaea* L.): une revue. *Revue de phytochimie*. 17 : 1091-1110.

- *H* -

Habibi M., Golmakani M T., Mesbahi G., Majzoobi M & Farahnaky A. (2015). Ultrasound-accelerated debittering of olive fruits. *Food chemistry*, 192: 775-781.

Hannachi H & Elfalleh W. (2020). Enrichment of Olive Oil with Polyphenols from Oleaster Leaves Using Central Composite Design for the Experimental Measurements. *Analytical Letters*, 1–18.

Références bibliographiques

Harp B. P., Scholl P. F., Gray P. J., & Delmonte P. (2020). Quantitation of copper chlorophylls in green table olives by ultra-high-performance liquid chromatography with inductively coupled plasma isotope dilution mass spectrometry. *Journal of Chromatography A*, 461008.

Hubert J.(2006). Caractérisation biochimique et propriétés biologiques des micronutriments du germe de soja-Etude des voies de sa valorisation en nutriments et santé humaine. Thèse en doctorat, Institut National Polytechnique de Toulouse (France).65.

Hurtado A., Reguant C., Bordons A., & Rozès N. (2012). Bactéries lactiques d'olives de table fermentées. *Microbiologie alimentaire*, 31(1) : 1-8.

- J -

Jemai H., Bouaziz M., Fki I., El Feki A & Sayadi S. (2008).Hypolipidemic and antioxidant activities of oleuropein and its hydrolysis derivative-rich extracts from Chemlali olive leaves.*Chemico-Biological Interactions*, 176: 88-98.

- K -

Karakaya S. (2004).Biodisponibilité des composés phénoliques. Examens critiques en science alimentaire et nutrition, 44 (6), 453-464.

Kiai H. & Hafidi A. (2014).Chemical composition changes in four green olive cultivars during spontaneous fermentation. *Lebensmittel-Wissenschaft-Technologie- Food Science and Technology*, 57: 663-670.

Kailis S., & Harris D. J. (2007). Producing table olives. Landlinks press. El, S. N., &Karakaya, S. (2009). Olive tree (*Olea europaea*) leaves: potential beneficial effects on human health. *Nutrition Reviews*, 67(11): 632–638.

Khemakhem I., Abdelhedi O., Trigui I., Ayadi M. A., &Bouaziz M. (2018). Structural, antioxidant and antibacterial activities of polysaccharides extracted from olive leaves. *International Journal of Biological Macromolecules*, 106: 425–432.

Références bibliographiques

- *L* -

Lalas S., Athanasiadis V., Gortzi O., Bounitsi M., Giovanoudis I., Tsaknis J. & Bogiatzis F. (2011). Enrichment of table olives with polyphenols extracted from olive leaves. *Food Chemistry*, 127 : 1521–1525.

Larib R. (2015). Les composés phénoliques de quelques variétés de l'huile d'olive algérienne : identification et propriétés. Thèse en doctorat, Université Ferhat Abbas de Sétif (Algérie).29.

Lee O. H., Lee B. Y., Lee J., Lee H. B., Son J. Y., Park C. S., & Kim Y. C. (2009). Assessment of phenolics-enriched extract and fractions of olive leaves and their antioxidant activities. *Bioresource Technology*, 100(23): 6107-6113.

Li M.-J., Liu L., Fu Y. & Guo Q.-X. (2007). Accurate bond dissociation enthalpies of popular antioxidants predicted by the ONIOM-G3B3 method. *Journal of Molecular Structure: THEOCHEM*, 815: 1–9.

López A., Garrido A & Montaña A. (2007). Proteins and amino acids in table olives: relationship to processing and commercial presentation *Italian journal of food science*, 19(2).

López A., García P. & Garrido A. (2008). Multivariate characterization of table olives according to their mineral nutrient composition. *Food Chemistry*, 106 :369–378.

López-López A., Cortés-Delgado A & Garrido-Fernández A. (2015). Effect of green Spanish-style processing (Manzanilla and Mobiblanc) on the quality parameters and fatty acid and triacylglycerol compositions of olive fat. *Food chemistry*, 188: 37-45.

Lucena-Padrós H., Caballero-Guerrero B., Maldonado-Barragán A., & Ruiz-Barba J. L. (2014). Microbial diversity and dynamics of Spanish-style green table-olive fermentations in large manufacturing companies through culture-dependent techniques. *Food Microbiology*, 42: 154–165.

- *M* -

Majhenič L., Škerget M., & Knez Ž. (2007). Antioxidant and antimicrobial activity of guarana seed extracts. *Food Chemistry*, 104(3): 1258–1268.

Références bibliographiques

- Magalhães LM, SegundoMA., Reis S., &Lima JLFC.(2008).**Aspects méthodologiques sur l'évaluation in vitro des propriétés antioxydantes. *Analytica Chimica Acta*, 613(1) : 1–19.
- Marinova D.,Ribarova F &Atanassova M. (2005).**Total phenolics and total flavonoids in bulgarian fruits and vegetables. *Journal of the University of Chemical Technology and Metallurgy*,40(3) 2005: 255-260.
- Marsilio V.,Seghetti L.,IannucciE., Russi F.,Lanza B. &Felicioni M. (2005).** Use of a lactic acid bacteria starter culture during green olive (*Olea europaea* L. cv Ascolanatenera) processing. *Journal of Science Food and Agriculture*, 85: 1084–1090.
- Martin-Garcia A.I., Moumen A., Yáñez Ruiz D.R&Molina Alcaide E., (2003).**Chemical composition and nutrients availability for goats and sheep of two-stage olive cake and olive leaves. *Animal Feed Science and Technology*,107 :61-74.
- Martin-GarciaI., Yanez Ruiz D., Moumen A. & Molina Alcalde, E. (2006).** Effect of polyethylene glycol, urea and sunflower meal on olive (*Olea europaea* var. *europaea*) leaf fermentation in continuous fermentors. *Small Ruminant Research*, 61: 53-61.
- Malheiro R.,A. Sousa S.Casal A. Bento &Pereira J.A. (2011).** Cultivar effect on the phenolic composition and antioxidant potential of stoned table olives. *Food Chem. Toxicol.* 49:450–457.
- Malheiro R.,Rodrigues N., &Pereira J. A. (2015).**Olive Oil Phenolic Composition as Affected by Geographic Origin, Olive Cultivar, and Cultivation Systems. *Olive and Olive Oil Bioactive Constituents*, 93–121.
- McDonald S.,Prenzler P. D.,Antolovich M.,& Robards K. (2001).** Phenolic content and antioxidant activity of olive extracts. *Food chemistry*, 73(1): 73-84.
- Medina E.,Romero C., de Castro A.,Brenes M. & García, A. (2008).** Inhibitors of lactic acid fermentation in spanish-style green olive brines. *Food Chemistry*, 110: 932-937.
- Mettouchi S., Sacchib R., MoussaaZ.O., Paduanob A., avaresec M &TamendjariaA. (2016)(a).**Effect ofSpanish style processing on the phenolic compounds and antioxidant activity of Algerian green table olives. *Grasas y Aceites*, 67(1) :114.

Références bibliographiques

Mettouchi S., Bey, M. B., Tamendjari A., & Louaileche H. (2016)(b). Antioxidant Activity of Table Olives as Influenced by Processing Method. *International Journal of Chemical and Biomolecular Science*, 2: 8-14.

Montaño A., Javier Casado F., de Castro A., Sánchez A.H. & Rejano, L. (2005). Influence of processing, storage time, and pasteurisation upon the tocopherol and amino acid contents of treated green table olives. *European Food Research Technologie*, 220: 255–260.

Montaño A., Sánchez A H., López-López A., De Castro A & Rejano L. (2010). Chemical Composition of Fermented Green Olives: Acidity, Salt, Moisture, Fat, Protein, Ash, Fiber, Sugar, and Polyphenol. *In Olive and olive oil in health and disease prevention*, 291-297.

Mylonaki S., Kiassos E., Makris D.P. & Kefalas P. (2008). Optimisation of the extraction of olive (*Olea europaea*) leaf phenolics using water/ethanol-based solvent systems and response surface methodology. *Anal. Bioanal. Chemistry*, 392(5): 977-985.

- O -

Obied H.-K., Paul D., Prenzler P.-D., Ryan D., Servili M., Taticchi A., Espostob S. & Robards K. (2008). Biosynthesis and biotransformations of phenol-conjugated oleosidic secoiridoids from *Olea europaea* L. *Natural Product Reports*, 25: 1167–1179.

Orozco-Solano M., Ruiz-Jiménez J. & Luque de Castro M.D. (2010). Ultrasound-assisted extraction and derivatization of sterols and fatty alcohols from olive leaves and drupes prior to determination by gas chromatography–tandem mass spectrometry. *Journal of Chromatography A* 1217: 1227-1235.

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.

Özcan M. M., & Matthäus B. (2016). A review: benefit and bioactive properties of olive (*Olea europaea* L.) leaves. *European Food Research and Technology*, 243(1) : 89–99.

Références bibliographiques

Ouldmousa Z.E.N. (2013). Effet du procédé d'élaboration sur l'activité antioxydante des extraits phénoliques des olives de table vertes. Thèse de doctorat, université Abderrahmane mira (Bejaïa). 46.

- P -

Paixo N., Perestrel O-R., Marques J., & Camara J. (2007). Relationship between antioxidant capacity and total phenolic content of red, rose' and white wines. *Food chemistry*, 105 (1): 204–214.

Parinos C-S., Stalikas C.D., Giannopoulos Th.S. & 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.

Pasqualone A., Nasti R., Montemurro C., & Gomes T. (2014). Effect of natural-style on the oxidative and hydrolytic degradation of the lipid fraction of table olives. *Food Control*, 37: 99–103.

Pereira A. P., Ferreira I. C., Marcelino F., Valentão P., Andrade P. B., Seabra R., & Pereira J. A. (2007). Phenolic compounds and antimicrobial activity of olive (*Olea europaea* L. Cv. Cobrançosa) leaves. *Molecules*, 12(5) : 1153-1162.

Perpetuini G., Caruso G., Urbani S., Schirone M., Esposito S., Ciarrocchi, A. Corsetti, A. (2018). Changes in Polyphenolic Concentrations of Table Olives (cv. Itrana) Produced Under Different Irrigation Regimes During Spontaneous or Inoculated Fermentation. *Frontiers in Microbiology*, 9.

Pauli 1925 <https://www.aimant-boutique.fr/lexikon/le-principe-de-pauli>.

Pourkhodadad S., Alirezaei M., Moghaddasi M., Ahmadvand H., Karami M., Delfan B., & Khanipour Z. (2016). Neuroprotective effects of oleuropein against cognitive dysfunction induced by colchicine in hippocampal CA1 area in rats. *The Journal of Physiological Sciences*, 66(5): 397–405.

Pozo B. D., Gallardo-Guerrero L & Gandul-Rojas B. (2020). Influence of Alkaline Treatment on Structural Modifications of Chlorophyll Pigments in NaOH—Treated Table Olives Preserved without Fermentation. *Food*, 9(6):701.

- **R** -

Rababah T M., (2019).Effect of different fermentation processes on the phytochemical properties of green table Olives. *RevistaBrasileiradeFruticulturaJaboticabal*, 42(1), 1-9.

Ramírez E., Gandul-Rojas B., Romero C., Brenes M., & Gallardo-Guerrero L. (2015).Composition of pigments and colour changes in green table olives related to processing type. *Food Chemistry*, 166: 115–124.

Ren F., Reilly K.,Gaffney M., Kerry J. P., Hossain M., & RaiD. K. (2017). Evaluation of polyphenolic content and antioxidant activity in two onion varieties grown under organic and conventional production systems. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 97(9): 2982–2990.

Roca M. & Minguez Mosquera M.I. (2001).Changes in chloroplast pigments of olive varieties during fruit ripening. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 49: 832- 839.

Rokni Y., Ghabbour N., Chihib N. E., Thanorat P &Asehraou A. (2015).Physico-Chemical and Microbiological Characterization of the Natural Fermentation of MoroccanPicholineGreen Olives Variety.*Journal of Materials and Environmental Science* 6(6):1740-1751

Rokni Y., Abouloifa H., Bellaouchi R., Gaamouche S., Mchiouer K., Hasnaoui I., Lamzira Z., Ghabbour N &Asehraou A. (2018).Technological process of fermented olive. Environment and Ecology, *Journal of Chemical and Environmental Research*, 04: 63-91.

Romero C., Brenes M.,Yousfi K.,García P., García A., &Garrido A. (2004). Effect of cultivar and processing method on the contents of polyphenols in table olives. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 52(3): 479-484.

Romeo F. V.,Piscopo A.,Mincione A., &Poiana M. (2012). Quality evaluation of different typical table olive preparations (cv Nocellara del Belice). *Grasas y Aceites*, 63(1): 19–25

Ryan D., Robards K., Prenzler P., Jardine D., Herlt T. &Antolovich M. (1999). Liquid chromatography with electrospray ionization mass spectrometric detection of phenolic compounds from *Olea europaea*. *Journal of ChromatographyA*, 855: 529–537.

Références bibliographiques

Ryan D., Antolovich M., Prenzler P., Robards K., & Lavee S. (2002). Biotransformation of phenolic compounds in *Olea europaea* L. *Scientia Horticulturae*, 92(2): 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.

- S -

Sabatini N., Perri E., & Marsilio V. (2009). An investigation on molecular partition of aroma compounds in fruit matrix and brine medium of fermented table olives. *Innovative Food Science & Emerging Technologies*, 10(4) :621–626

Sakouhi A, Harrabi S., Absalon C., Sbei K., Boukhchina S & Kallel H. (2008). a-Tocopherol and fatty acids contents of some Tunisian table olives (*Olea europea* L.): Changes in their composition during ripening and processing. *Food chemistry*, 108(3): 833-839.

Sánchez-Ávila, N., Priego-Capote, F., Ruiz-Jiménez, J & Luque de Castro, M.D. (2009). Fast and selective determination of triterpenic compounds in olive leaves by liquid chromatography–tandem mass spectrometry with multiple reactions monitoring after microwave-assisted extraction. *Talanta*, 78: 40-48.

Sánchez A H., López-López A., Cortés-Delgado A., Beato V. M., Medina E., de Castro A & Montaña, A. (2018). Effect of post-fermentation and packing stages on the volatile composition of Spanish-style green table olive. *Food chemistry*, 239: 343-353.

Sánchez-Rodríguez L., Corell M., Hernández F., Sendra E., Moriana A., Carbonell-Barrachina A. (2019). Effect of Spanish style processing on the quality attributes of hydrosustainable green olive. *Journal of the science of food and agriculture*. 99(4): 1804-1811

Sevim D., Tuncay O., & Koseoglu O. (2013). The Effect of Olive Leaf Addition on Antioxidant Content and Antioxidant Activity of “Memecik” Olive Oils at Two Maturity Stages. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 90(9): 1359–1369.

Références bibliographiques

Smyth JD. (2012). Table Olive Production Manual A practical guide for all table olive producer. *Rural Industries Research and Development Corporation*.

Soni M.G., Burdock G.A., Christian M.S., Bitler C.M. & 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.

- *T* -

Tadashi U. (2006). Antiaging food compositions containing collagen and heir manufacture. Patent written in Japanese. *Application: JP 2006191845 A 20060727: 7*.

Talhaoui N., Taamalli A., Gómez-Caravaca A.M., Fernández-Gutiérrez, A., & Segura Carretero A. (2015). Phenolic compounds in olive leaves: Analytical determination, biotic and abiotic influence, and health benefits. *Food Research International*, 77: 92-108.

Tamer C E., İncedayı B., Yıldız B & Çopur Ö U. (2012). The Use of Vacuum Impregnation for Debittering Green Olives. *Food and Bioprocess Technology*, 6(12): 3604-3612.

Tassou C.C., Panagou E.Z., & Katsaboxakis K.Z. (2002). Microbiological and physicochemical changes of naturally black olives fermented at different temperatures and NaCl levels in the brines. *Food Microbiology*, 19(6): 605–615.

Thomas D., Nemone T., Marianne W-L & Armin W. (2006). Cosmetic and dermatological composition for the treatment of aging or photodamaged skin. Patent written in German. EP2005-20052 20050915: 40.

Tovar M.J., Romero M.P., Girona J., & Motilva M.J. (2002). L-Phenylalanine ammonia-lyase activity and concentration of phenolics in developing olive (*Olea europaea* Lcv Arbequina) fruit grown under different irrigation regimes. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 82(8): 892-898.

- *U* -

Ünal K. & Nergiz C. (2003). The effect of table olive preparing methods and storage on the composition and nutritive value of olives. *Grasas y Aceites*, 54 : 71-76.

Références bibliographiques

- V -

Vladimir A. (2008). L'olivier et les vertus thérapeutiques de ses feuilles. Thèse de magistère. Faculté de pharmacie. Université de Nantes.

- Y -

Yoon, Saskatchewan. (2018). Oleuropéine comme antioxydant et protecteur du foie. *Le foie*, 323-335.

Yuhong L., Qingsheng L., Huiqing K., Chen Z., Xiong L., Qiuyan L. & Meiling L. (2006). Study on using microwave to extract flavonoid antioxidants from olive leaves. *Journal written in Chinese* 8: 111-114.

- Z -

Zhan Y., Hong-Dong C., & 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 : 1365- 1370.

Žugčić T., Abdelkebir R., Alcantara C., Collado MC, García-Pérez JV & Meléndez-Martínez AJ ., Barba FJ (2019). De l'extraction de composés précieux aux bienfaits pour la santé des feuilles d'olivier en passant par la bio accessibilité, la biodisponibilité et l'impact sur le microbiote intestinal. *Tendances de la science et de la technologie alimentaires*.

Les Annexes

Annexes 1

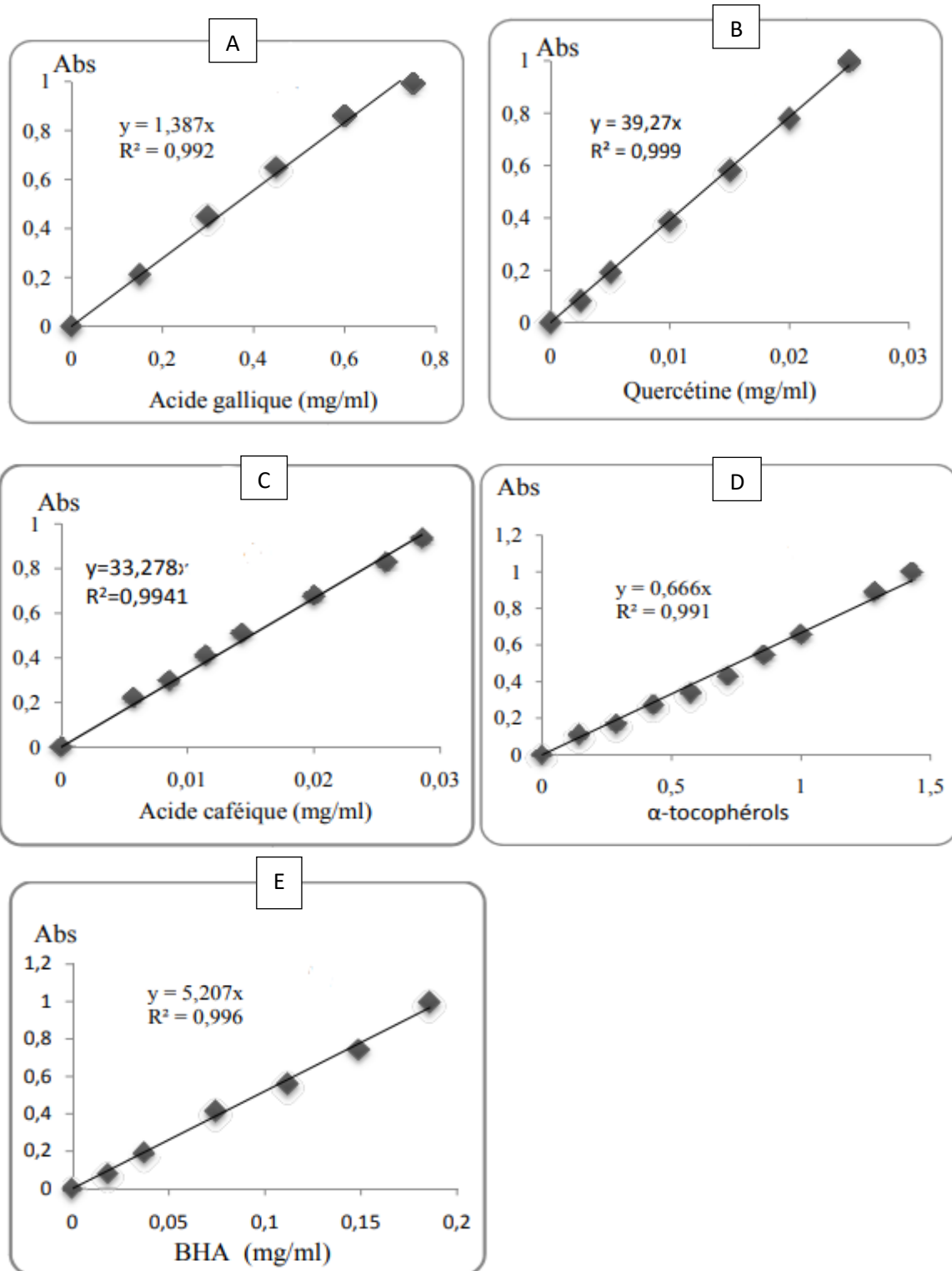


Figure N° 14: Courbes d'étalonnage pour le dosage des polyphénols « A », des flavonoides « B », des ortho-diphénols « C », activité anti-radicalaire « D » et de pouvoir réducteur « E ».

Annexes 2

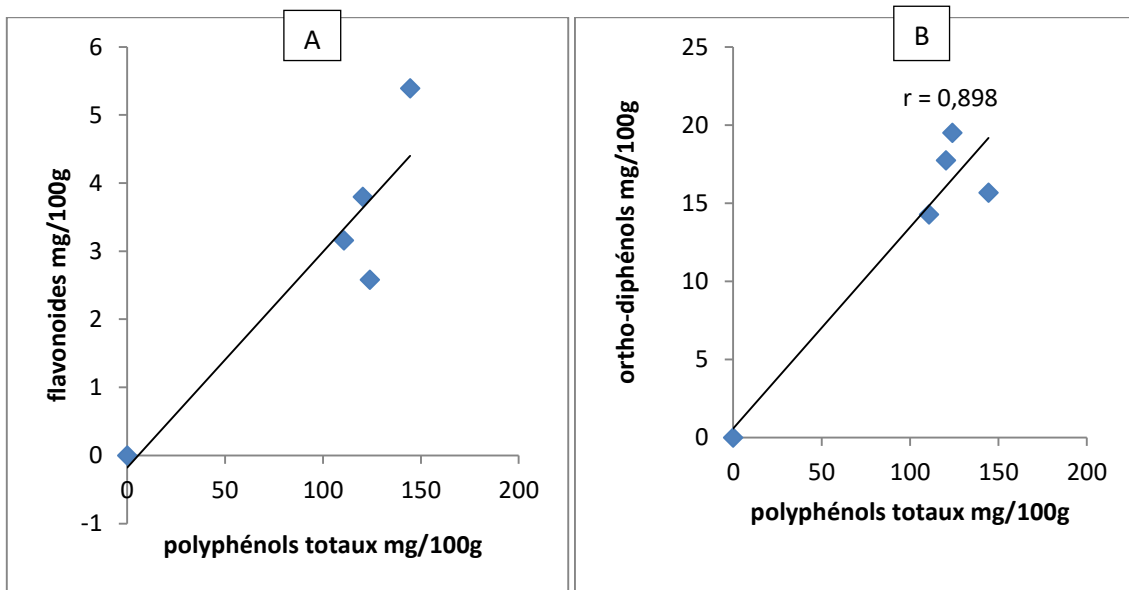


Figure N° 15 : courbes des corrélations linéaires obtenues entre la teneur en polyphénols totaux et en flavonoïdes (A) et en ortho-diphénols (B).

Annexes 3

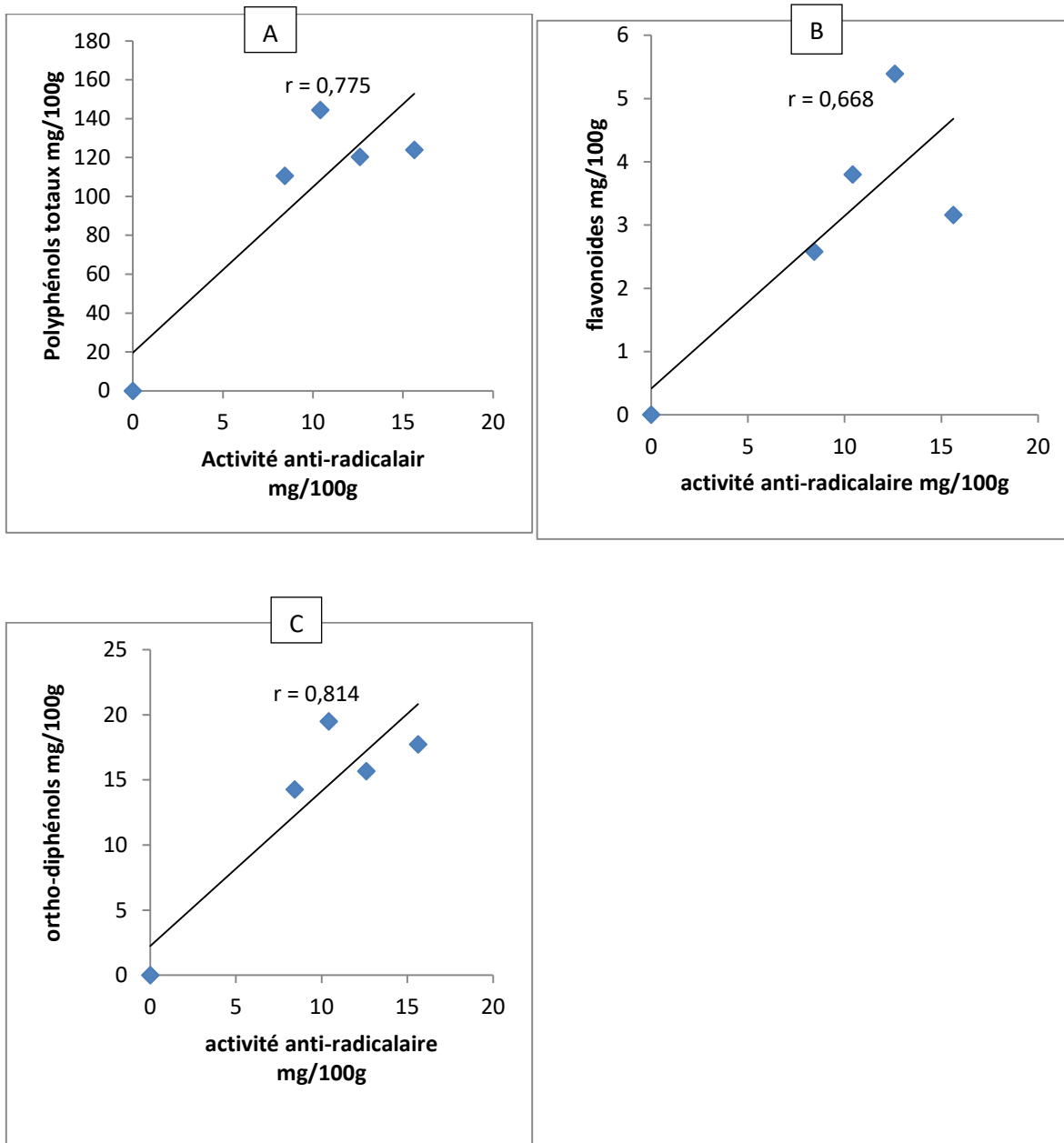


Figure N° 16 : courbes des corrélations linéaires obtenues entre l'activité anti-radicalaire et la teneur en polyphénols totaux (A), en flavonoïdes (B) et en ortho-diphénols (C).

Annexes 4

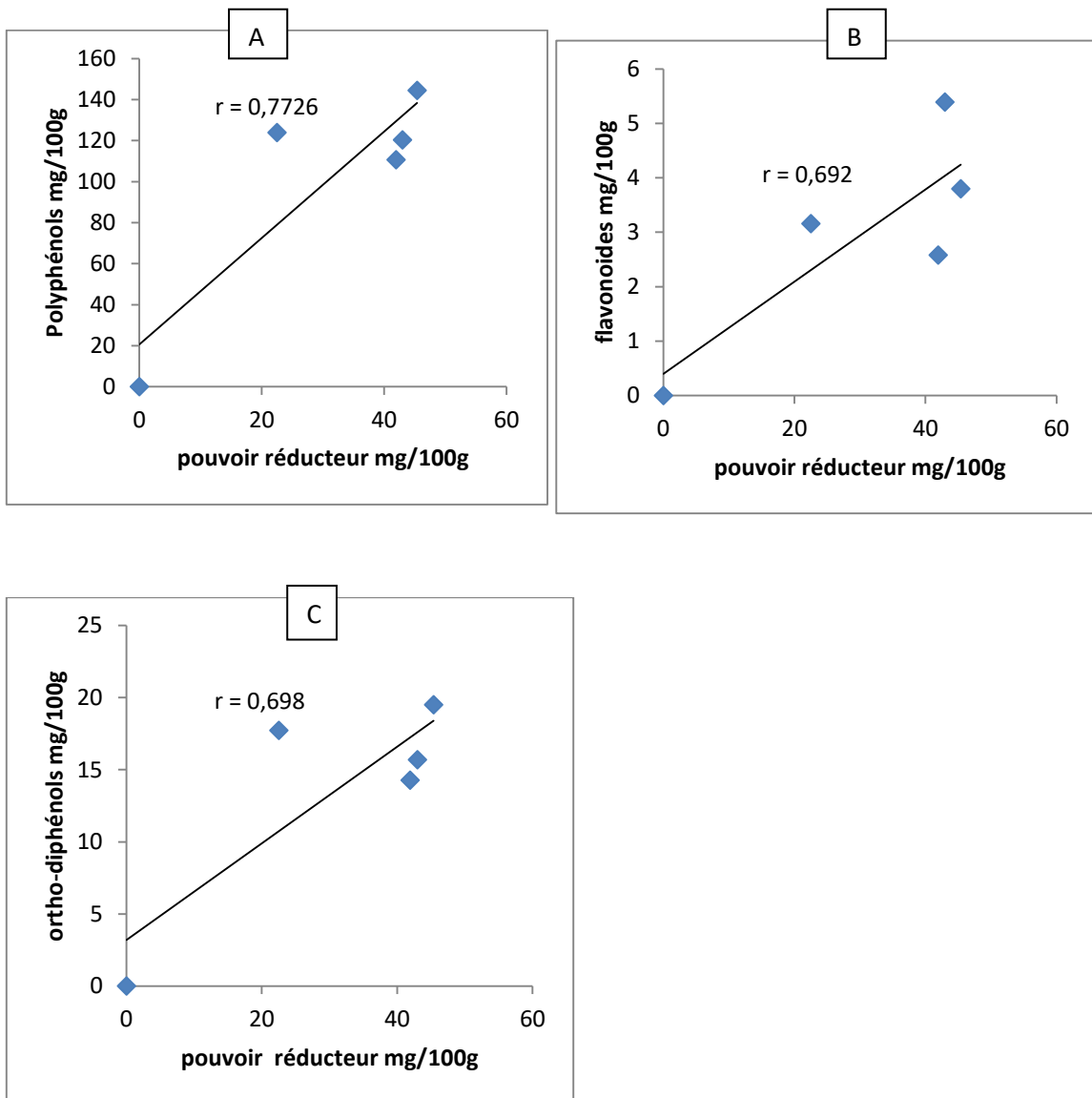


Figure N° 17 : courbes des corrélations linéaires obtenues entre l'activité anti-radicalaire et la teneur en polyphénols totaux (A), en flavonoïdes (B) et en ortho-diphénols (C)

Résumé

L'objectif de ce travail est d'étudier l'effet de l'enrichissement des olives de tables en saumure et celles additionnées de légumes (oignon, chou-fleur, cornichon, poivron) par l'extrait de feuilles d'olivier sur la composition phénoliques et l'activité antioxydante. L'enrichissement a favorisé une augmentation de 60 % de la teneur en composés phénoliques pour les olives vertes aux légumes par contre une diminution de 69% de la teneur en composés phénoliques est marqué pour les olives vertes en saumure.

L'activité antioxydante des extraits phénoliques a marqué des pertes élevées de 66,60% pour les olives vertes en saumure et 66,90 % pour les olives vertes additionnées avec les légumes après enrichissement avec l'extrait de feuille d'olivier. En revanche une augmentation remarquable de 50% de la capacité réductrice est notée pour les olives vertes additionnées avec les légumes après enrichissement avec l'extrait de feuille d'olivier. Les résultats de l'étude indiquent que l'enrichissement avec l'extrait de feuilles d'olivier est une bonne stratégie pour rehausser la qualité des olives et compenser les pertes engendrées par le traitement d'élaboration.

Mots clés : Olive de table, feuille d'olivier, enrichissement, composés phénoliques, activité antioxydante.

Abstract

The objective of this work is to study the effect of the enrichment of table olives in brine and those supplied with vegetables (onion, cauliflower, pickle, pepper) by olive leaf extract on the phenolic compositions and antioxidant activity. Enrichment led to a 60 % increase in the content of phenolic compounds for green olives with vegetables, but a 69% decrease in the content of phenolic compounds is marked for green olive in brine.

The antioxidant activity of phenolic extracts marked high losses of 66.60% for green olives in brine and 66.90% for green olives supplied with vegetables after enrichment with olive leaf extract. A remarkable 50% increase in reducing capacity is noted for green olives supplied with vegetables after enrichment with olive leaf extract. The results of the study indicate that enrichment with olive leaf extract is a good strategy to enhance the quality of olives and compensate for the losses caused by the processing.

Key words: Table olive, olive leaf, enrichment, phenolic compounds, antioxidant activity.