

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

Faculté des Sciences et de la Nature et de la Vie
Département des Sciences Alimentaires
Filière : Sciences Biologiques
Spécialité : sciences alimentaires
Option : Industrie des corps gras



Réf :.....

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

MASTER

Thème

Effet des différentes concentrations de soude et de sel sur l'activité antioxydante de deux variétés d'olives de table (Azzeradj et Sigoise)

Présenté par :

Milaz Nadjat & Rabehi Louiza

Soutenu le : 20/06/2017

Devant le jury composé de :

M^{me} Lehouche R

M^{me} Bouali N

M^{me} Tamendjari S

Presidente

Examinatrice

Promotrice

Année universitaire : 2016 / 2017

Remerciements

On remercie avant tout le bon Dieu qui nous a illuminé nos idées, donné la santé, patience surtout la volonté pour réaliser ce travail

On tient a remercier particulièrement notre promotrice **M^{me} Tamendjari** qui nous a guidé durant tout le travail, pour ses conseils, son soutien, encouragements et surtout son sérieux dans le travail. Quelle trouve dans ces petits mots notre sincère respect et l'expression de notre reconnaissance.

Nos remerciements les plus chaleureux s'adressent aux membres de jury **M^{me} Lehouche** qui nous fait l'honneur de présider ce jury et a **M^{me} bouali** d'avoir accepté d'examiner notre travail.

Nos remerciements au **professeur Tamendjari** qui nous a accueillis dans son laboratoire ou notre travail a été réalisé qu'il trouve ici la gratitude et notre vif respect. Nos vifs remerciements s'adressent à **M^{me} Khlerrbachi** (Ingénieur du laboratoire) pour sa disponibilité et sa gentillesse.

Nos remerciements s'adressent à l'usine **Ali Khoudja** de Seddouk qui nous a fourni les échantillons d'olives qui ont fait l'objet de cette étude.

Enfin, on remercie tous les gens qui ont contribués de près et de loin à la réalisation de ce modeste travail.

Dédicaces

A mes chers parents, pour tous leurs sacrifices, leur amour, leur tendresse, leur soutien et leur prière tout au long de mes études.

A ma chère sœur et mon cher frère pour leur encouragement permanent et leur soutien moral.

A mes amis, pour leur appui et leur encouragement.

Nadjet

Dédicaces

A la mémoire de mon *papa* que Dieu te garde dans son vaste paradis

A ma chère et adorable *maman* que dieu te garde pour nous

A mes amours *frères et sœurs*

Mes anges *nièces et neveux*

A mon *époux*

Tous mes *amies*

Louiza

LISTE DES ABREVIATIONS

Abs : absorbance.

COI : Conseil Oléicole International.

DPPH : 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl.

E : équivalent.

EAC : équivalent acide caféique.

EAG : équivalent acide gallique.

EC₅₀ : concentration équivalente à 50% d'inhibition du radical.

EQ : équivalent quercétine.

E α -T : équivalent d' α tocophérol.

H : heure.

LDL : lipoprotéine faible densité.

MF : matière fraîche.

MO : molybdène.

MS : matière sèche.

P_m : poids moyen.

PP : polyphénols.

TCA : capacité antioxydante totale.

Liste des tableaux

Tableau I : Composition biochimique des olives de table.....	4
Tableau II: Marché mondiale des olives de table.....	9
Tableau III : Marché Algérien des olives de table.....	9
Tableau IV : Caractéristiques des variétés d'olives de table.....	14

Liste des figures

Figure 1: Différents constituants de l'olive.....	2
Figure 2 : Structures biochimiques des principaux composés phénoliques de l'olive.....	7
Figure 3: Réaction de test DPPH (2,2 Diphényl 1 picryl hydrazyl).....	18
Figure 4: Acidité libre des différents échantillons d'olives de table.....	20
Figure 5: Teneur en composés phénoliques des différents échantillons d'olives de table.....	21
Figure 6: Teneurs en <i>ortho</i> -diphénols des différents échantillons d'olives de table.....	22
Figure 7: Teneur en flavonoïdes de différents échantillons d'olives de table.....	23
Figure 8: Pouvoir anti radicalaire des différents échantillons des deux variétés d'olives de table	26
Figure 9 : Effet de la concentration de l'extrait sur le pouvoir antiradicalaire des variétés Sigoise (a) et Azzeradj (b) pour le rapport (1,5/8)	27
Figure 10 : Pouvoir réducteur sur le fer ferrique des différents échantillons d'olives de table.....	28
Figure 11: L'activité réductrice totale sur les molybdates des échantillons de deux variétés d'olives de table.....	29

Figure en annexes

Figure 1 : courbe d'étalonnage (a) polyphénol totaux (b) *ortho*-diphénols (c) flavonoïdes
Figure 2: courbe d'étalonnage (d) pouvoir réducteur (e) pouvoir antiradicalaire (f) activité
réductrice totale

Sommaire

Liste des abréviations

Liste des tableaux

Liste des figures

Introduction..... 1

Partie bibliographique

Chapitre I : Généralités sur les olives

I.1) Structure de l'olive..... 2

I.2) Définition de l'olive de table..... 3

I.3) Type d'olives de table..... 3

I.4) Classification de l'olivier..... 3

I.5) Composition biochimique de l'olive de table 4

I.5.1) Les antioxydants de l'olive 5

I.5.1.1) Les composés phénoliques..... 5

a) Les alcools phénoliques 5

b) Les secoiridoides..... 5

c) Les *ortho*- diphénols 5

d) Les flavonoïdes 5

I.5.1.2) les caroténoïdes 6

I.5.1.3) Les tocophérols..... 6

I.6) Marché économique des olives de table 8

I.6.1) Marché mondiale 8

I.6.2) Marché Algérien..... 8

I.7) Effets nutritionnelles et thérapeutiques des olives de tables 9

Chapitre II : Elaboration des olives de table

II) Procédé d'élaboration des olives de table vertes..... 11

II.1) Différents procédés connus dans le monde.....	11
II.1.1) Le style Américain.....	11
II.1.2) Le style Grec.....	11
II.1.3) Le style Espagnol	11
II.2) Elaboration des olives de table selon le style Espagnol	11
II.2.1) Le triage	12
II.2.2) La désamérisation.....	12
II.2.3) Le lavage.....	13
II.2.4) Fermentation.....	13
II.2.5) Conditionnement et conservation.....	13

Partie expérimentale

Chapitre I : Matériel et méthodes

I.1) Présentation du matériel végétal.....	14
I.2) Caractéristiques des olives de table.....	14
I.3) Elaboration des olives de tables.....	14
I.4) Méthodes d'analyses.....	15
I.4.1) Acidité titrable.....	15
I.4.2) Teneur en composés phénoliques.....	16
I.4.2.1) Préparation des extraits	16
I.4.2.2) Dosage des composés phénoliques.....	16
a) Les polyphénols totaux.....	16
b) <i>Ortho</i> -diphénols.....	16
c) Les flavonoïdes.....	16

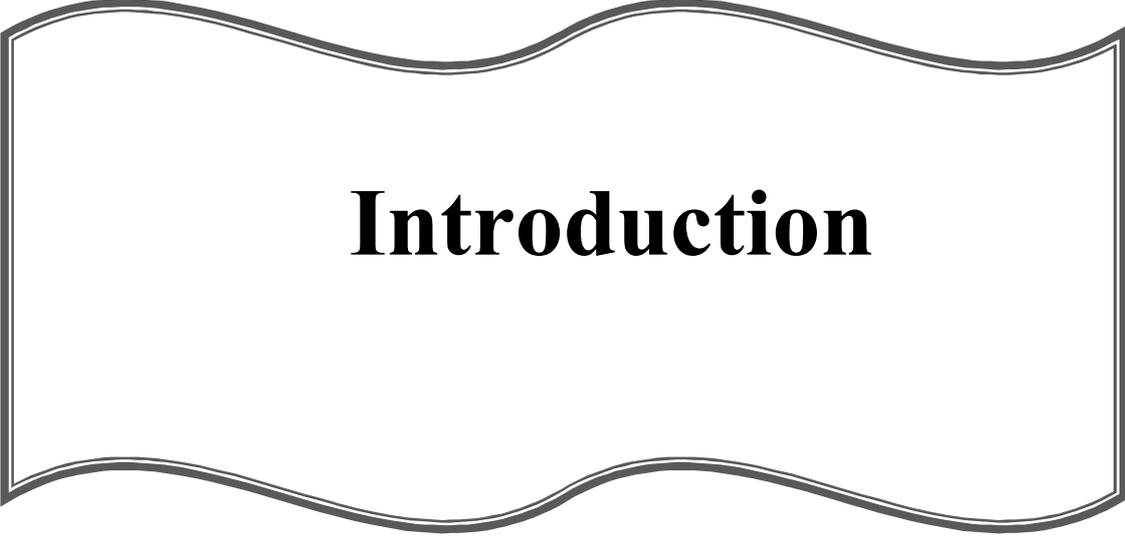
I.4.3) Etude de l'activité antioxydante des extraits méthanolique	17
I.4. 3.1) Pouvoir réducteur.....	17
I.4.3.2) Activité antiradicalaire sur le DPPH.....	17
I.4.3.3) Réduction de molybdate.....	18
I.5) Etude statistique.....	19

Chapitre II : Résultats et discussion

II.1) L'acidité libre.....	20
II.2) Les composés phénoliques	21
II.2.1) Les polyphénols totaux.....	21
II.2.2) Les <i>ortho</i> -diphénols	22
II.2.3) Flavonoïdes.....	23
II.3) Evaluation du pouvoir antioxydant.....	25
II 3.1) Activité anti radicalaire.....	25
II.3.2) Pouvoir réducteur sur le fer ferrique.....	28
II.3.3) Pouvoir réducteur sur les ions de molybdates.....	29
Conclusion.....	31

Références bibliographiques

Annexes



Introduction

Introduction :

Les olives de table sont une composante du régime méditerranéen (**Ramirez et al., 2015**), et sont considérées comme l'un des aliments fermentés traditionnels les plus importants (**Bleve et al., 2014**). Parmi les différents types d'olives de table, les olives vertes élaborées au style Espagnol sont les plus répandus (**Ramirez et al., 2015**).

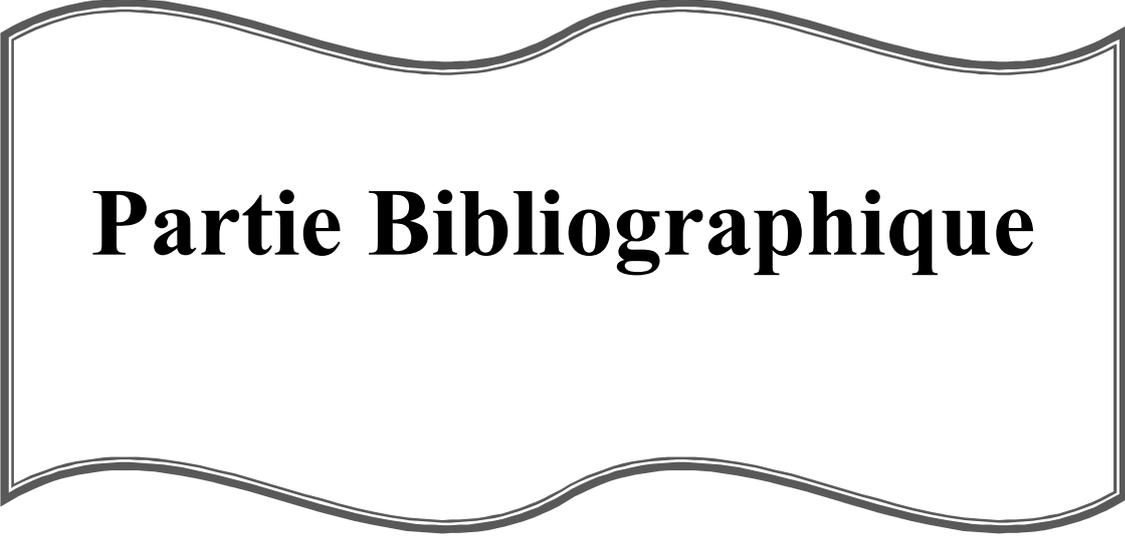
Les olives de table sont naturellement obtenues à partir des fruits d'*Olea europea* L, directement immergés dans une saumure, subissent une fermentation due au métabolisme microbien, le produit peut être conservé ou non par l'addition d'agents acidifiants. Les principales variables affectant le processus de fermentation sont à la fois intrinsèques, telles que la variété, et les caractéristiques technologiques principalement la concentration en sel des saumures, la température de traitement et les pratiques d'hygiène (**Campus et al., 2015**).

L'olive de table a un aspect économique important, avec une production mondiale de 270.000.0 tonnes durant la campagne 2016/2017 (**COI, 2016**).

En Algérie, les olives de table jouent un rôle important dans l'économie, car c'est l'un des produits majeurs de l'agriculture, la production atteint 234.000.0 tonnes en 2016 (**COI, 2016**). La variété Sigoise est la plus rencontrée, elle présente 48% de la production des olives vertes fermentées (**Kacem et Karem, 2006**).

Les olives de tables sont considérées comme un aliment fonctionnel important en raison de leur haute valeur nutritionnelle, teneur en fibres et composés antioxydants (**Stamatoula et al., 2017**). L'élaboration des olives de table selon le style Espagnol engendre des changements qualitatifs et quantitatifs dans les composés phénoliques, ces derniers doivent être mis en considération durant le traitement, car ils participent à l'aspect organoleptique (couleur et goût) des olives ainsi qu'à leur capacité antioxydante (**Ramirez et al., 2015**).

C'est dans ce contexte que notre travail s'inscrit, il a pour objectif de trouver les meilleurs rapports soude/sel pour chacune des variétés Sigoise et Azzeradj élaborées au stade vert suivant le style Espagnol, qui donne des olives de table aux extraits phénoliques les plus riches en composés phénoliques qui présentent les activités antioxydantes les plus élevées.



Partie Bibliographique

L'olivier est l'un des arbres fruitiers les plus importants dans le monde et plus précisément dans les pays méditerranéens (Espagne, Italie, Grèce). Il couvre 8 millions d'hectares, soit 98% de la surface totale plantée, et qui produisent près de 97% de la production mondiale. L'olivier est cultivé pour ses fruits comestibles (olive de table) et pour son huile végétale (Rokni *et al.*, 2015).

I.1) Structure de l'olive:

L'Olive est une drupe à mésocarpe charnu, riche en lipides. Elle a une forme ovoïde ou ellipsoïde. Ses dimensions sont très variables suivant les variétés (Branger *et al.*, 2007). Selon Chouchene (2010), l'olive est constituée de :

a) L'épicarpe : c'est la peau de l'olive, elle reste attachée au mésocarpe. Elle est recouverte d'une matière cireuse, la cuticule est imperméable à l'eau. A maturation, l'épicarpe passe de la couleur verte à la couleur violette ou rouge puis à la coloration noirâtre.

b) Le mésocarpe : c'est la pulpe du fruit. Elle est constituée de cellules dans lesquelles sont stockées les gouttes de graisses qui formeront l'huile d'olive durant la lipogenèse qui dure de la fin du moins d'Aout jusqu'à la véraison.

c) L'endocarpe : est constitué par un noyau fusiforme, très dur, sa forme et sa dimension varient suivant la variété. Ainsi la morphologie du noyau permet de caractériser et d'identifier les cultivars de l'olivier.

La figure suivante représente les différents constituants d'un fruit de l'olive.

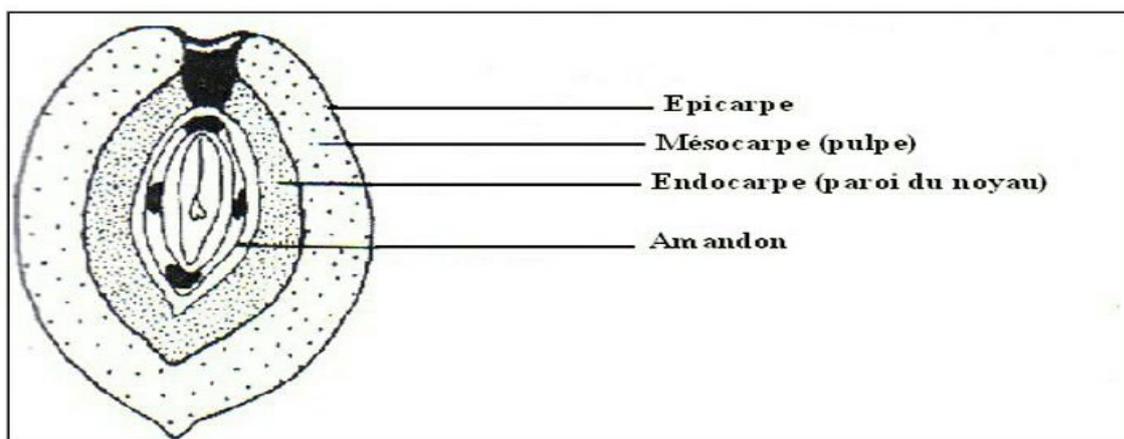


Figure 1 : Différents constituants de l'olive (Sansoucy, 1984).

I.2) Définition de l'olive de table :

On appelle olive de table 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 la chair par rapport au noyau, la finesse de la chair, la saveur, la fermeté et la facilité à se séparer du noyau les rendent aptes à la confiserie. Les olives sont soumises à des traitements de désamérisation par fermentation naturelle, ou par traitements thermique, avec ou sans agents de conservation, conditionnées avec ou sans liquide de couverture (COI, 2004). Les olives destinées à la confiserie doivent être saines, charnues, fermes, résistantes à une faible pression entre les doigts, entières, non bosselées ni déformées ou écrasées, de couleur uniforme, Sans tâches autres que les pigmentations naturelles, à peau adhérente, exempte de piqûres, meurtrissures ou lésions qu'elle qu'en soit l'origine (Duriez, 2000).

I.3) Type d'olives de table :

D'après le Codex Stan 66 (1981), on distingue trois types d'olives de table en fonction de leur degré de maturité :

- a) **Olives vertes:** fruits récoltés au cours du cycle de maturation, avant la véraison, au moment où ils ont atteint leur taille normale.
- b) **Olives tournantes:** fruits récoltés avant complète maturité, à la véraison.
- c) **Olives noires:** fruits récoltés au moment où ils ont atteint leur complète maturité, ou peu avant.

I.4) Classification de l'olivier :

Selon Henry (2003), l'olivier appartient à : L'Embranchement : phanérogames, le sous-embranchement : Angiospermes, la classe : Dicotylédones, la sous-classe : Asteridae, l'ordre : Srophulariales, la famille : Oleaceae, le genre : *Olea*, l'espèce : *Olea europaea L.*

Deux sous-espèces :

L'olivier cultivé: *Olea europaea L.* Variété sativa.

L'olivier sauvage, encore appelé oléastre : *Olea europaea L.* Variété oléastre.

I.5) Composition biochimique de l'olive de table :

La composition de l'olive de table est dépendante de nombreux facteurs tels que : l'héritage génétique, le site géographique et les conditions agronomique, le stade de maturité ainsi que le procédé d'élaboration du fruit (Ucella, 2001 ; Sakouhi *et al.*, 2008).

Tableau I: Composition biochimiques des olives de table vertes.

Composés	Nature et proportion
L'eau	70 à 75 % (Balatsouras ,1997)
Glucides	2 à 5 %, représentés par le glucose, le fructose, le galactose, le saccharose et les polysaccharides (Saraiva <i>et al.</i> , 2007).
Protéines	1,5 à 2,2%, constitué essentiellement d'acides aminés (Balatsouras, 1997).
Lipides	8 à 24g /100g de matière fraîche, représenté par les alcools (10%) (Bianchi., 2003).
Minéraux et vitamines	Le sodium (144 à 5706mg/Kg de pulpe), le calcium 37-850mg/Kg et le potassium (82-1180mg/Kg, phosphore (57-144mg/Kg) Les vitamines B6 (14,4µg/100g), E (238-353 mg/100g de pulpe), C (19,9-19 mg/100g) et les carotènes (0,15 -0.23 mg/100g) (López <i>et al.</i> , 2008)
Composés volatiles	Les aldéhydes, les cétones, les alcools, les esters et les hydrocarbures produits au cours de la fermentation lactique (El hazzat <i>et al.</i> , 2015).
Chlorophylles	2 à 56 g/kg d'olives. On distingue deux types de chlorophylle : a et b (Roca et Minguez., 2001).
Antioxydants	2 à 3% (Kilcast, 2004).

I.5.1) Les antioxydants de l'olive :

I.5.1.1) Les composés phénoliques :

Les composés phénoliques dans les olives ont une grande importance, ils contribuent à la couleur, le goût et la texture des olives, ainsi qu'aux propriétés biologiques. Les polyphénols (PP) représentent 2 à 3 % du poids frais de l'olive. A maturité la drupe présente entre 1 et 10 g de polyphénols/kg d'olives. Ceci dépend essentiellement de la variété et du degré de maturité à la récolte. Parmi ces composés, se trouvent des formes spécifiques des Oléacées, les secoiridoïdes phénoliques, principalement constitués de l'oleuropéine (2 % dans le fruit vert frais) et du ligstroside, ainsi que de leurs dérivés aglycones, décarboxyméthylés et aldéhydiques (**Manallah, 2012**). Les différentes classes rencontrées dans les olives sont :

a) Les alcools phénoliques :

Les alcools phénoliques sont des composés organiques possédant au moins un alcool aliphatique et un hydroxyle phénolique. Le tyrosol et l'hydroxytyrosol (Figure 2) sont les principales molécules de cette classe. Ces composés sont les plus abondants dans l'olive, libres ou associés à l'acide élénolique (**Micol *et al.*, 2005 ; Salivas *et al.*, 2010**).

b) Les secoiridoïdes :

Ils dérivent du métabolisme secondaire des terpènes, sont caractérisés par la présence de l'acide élénolique ou de ses dérivés, et les métabolites distingués sont l'oleuropéine (figure 2) (**Charoenprasert et Mitchell, 2012**).

c) Les *ortho*-diphénols :

Représentent un groupe très important parmi les composés phénoliques de l'olive, caractérisée par la fonction O-dihydroxyle dans le noyau catéchol. Les composés dominants sont l'hydroxytyrosol, l'acide caféique, et l'oleuropéine (Figure 2). Ces composés exercent une meilleure activité antioxydante (**Brenes Balbuena *et al.*, 1992**).

d) Les flavonoïdes :

Il existe différentes classes de flavonoïdes, dont les principales sont, les flavonols, les flavanones, et les antocyanidines (Figure 2).

- Les flavanones

Ces composés sont caractérisés par l'absence de la double liaison entre C2 et C3 et par la présence d'un centre de chiralité en C2 (**Bruneton, 2008 ; Chira *et al.*, 2008**).

- Les flavonols :

Les flavonols (Figure 2) se distinguent par la présence d'un groupement OH en position C3 et d'une double-liaison en C2-C3. La quercétine est l'un de leurs principaux représentants (**Bianco *et al.*, 2013**).

- Anthocyanidines :

Ce sont des pigments, principalement sous formes de glycosides stables et hydrosolubles, rouges en milieu acide, virant au bleu-violet en milieu neutre ou faiblement alcalin (**Košir *et al.*, 2004**).

I.5.1.2) les caroténoïdes :

Les caroténoïdes présents dans l'olive sont les carotènes (β -carotène) et les xanthophylles, leur teneur varie de 0.9 à 12mg/Kg dans l'olive verte et diminue au cours de la maturation (**Mateos et García-Mesa, 2006**). Les caroténoïdes possèdent une activité antioxydante. Ils exercent un effet inhibiteur sur la photooxydation en désactivant l'oxygène singulet induit par les pigments chlorophylliens (**Giuffrida *et al.*, 2007**).

1.5.1.3) Les tocophérols :

Le contenu en tocophérols est fortement influencé par la variété d'olive, le stade de maturation et le processus de fabrication des olives de table (**Sakouhi *et al.*, 2008**). Les tocophérols sont reconnus pour leur double action bénéfique. En effet ils ont l'atout d'être une vitamine (vitamine E) et ils ont également une forte activité anti oxygène (**Botsoglou *et al.*, 2012**). Selon Balastouras (1997), la teneur de la pulpe d'olive est de 238,1-352mg /100g.

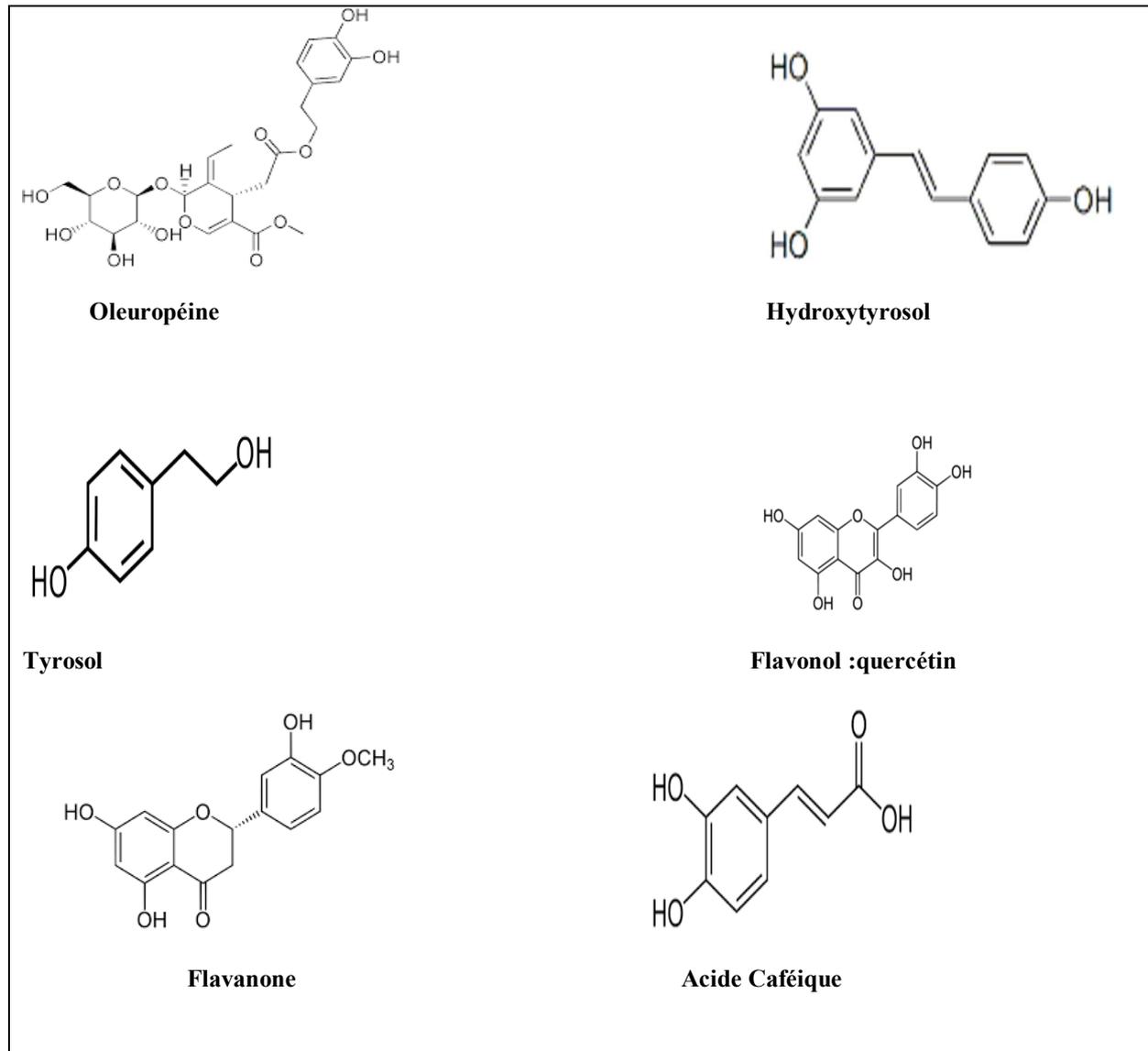


Figure 2 : Structures chimiques des principaux composés phénoliques de l'olive (Soler-Rivas *et al.*, 2000 ;Bendini *et al.*,2007 ; Omar,2010).

I.6) Marché économique des olives de table :

I.6.1) Marché mondiale :

La production mondiale en olives de table de la campagne (2016/2017) est estimée à 27365000t. soit une augmentation de 865000t par rapport à 2015/2016 (3%).

Cette augmentation revient principalement à une bonne production dans certains pays membres du COI comme l’Egypte qui compte atteindre 500,000t (6%) ; la Turquie, avec 433000t (9%) ; la Grèce, avec 234000t (23%) et l’Iran, avec 75500t (10%).

La production, de l’Espagne, qui reste le premier pays producteur mondiale a diminuer de 16% ; les autres pays membres enregistraient des chiffres similaires ou inférieurs à la campagne précédente selon les cas.

La consommation mondiale d’olives de table de trois dernières campagnes a augmenté de manière constante de 4% par an en moyenne, dans certains pays où les productions ont fortement augmenté ; l’Egypte ; 4000,000t de consommation, Turquie ; 350, 000t, l’Espagne qui ne dépasse pas ; 187,000t (COI, 2017).

I.6.2) Marché Algérien :

L’olivier constitue une composante essentielle de l’agriculture Algérienne, en effet le patrimoine oléicole compte environ 23 millions de pieds d’oliviers couvrant près de 350,000 ha dans la région ouest du pays la variété Sigoise appelée aussi « Zitoun Tlemcen » occupe un taux de 90% (Saad , 2009).

D’après l’estimation du COI (2016/2017), l’Algérie a atteint une production de 234000t mais qui reste similaire à celle de la campagne antérieure ; une légère augmentation 2,7% de sa participation à la production mondiale ; la consommation marque aussi une légère progression (1,10%). L’Algérie est considérée comme l’un des pays les plus producteurs des olives de table verte selon l’estimation du COI (2017) ainsi, elle présente un taux de consommation très élevé par rapport aux autres pays membres ; cette augmentation au fil des différentes campagnes encourage les oléiculteurs de l’Algérie.

Tableau II : Marché mondiale des olives de table (1,000tonnes) (COI, 2016)

Compagne	production	consommation	Importation	Exportation
2012/2013	2,512.5	2,552.5	645.5	670.0
2013/2014	2,660.5	2,493.5	667.5	638.0
2014/2015	2, 581.0	2,480.0	609.0	604.0
2015/2016	2, 650.0	2,581.5	623.0	610.0
2016/2017(estimation)	2,700.0	2,699.0	611.0	646.5

Tableau III : Marché Algérien des olives de table (1,000tonnes) (COI, 2016)

Compagne	production	consommation	importation	Exportation
2012/2013	175.0	172.0	12.0	0.0
2013/2014	208.0	205.0	8.0	0.0
2014/2015	233.5	240.0	0.0	0.0
2015/2016	233.0	242.0	8.5	0.0
2016/2017(estimation)	234.0	244.0	0.0	0.0

I.7) Effets nutritionnelles et thérapeutiques des olives de tables :

L'olive de table est un composant basique du régime méditerranéen, et considérée comme une source d'acides gras mono insaturés. Ces derniers protègent contre les maladies cardiovasculaires et protègent le cholestérol-LDL (mauvais cholestérol) de l'oxydation, contribuant ainsi à la prévention des risques d'athérosclérose (**Manache et al, 2005**).

Les olives de tables sont riches en antioxydants, principalement les polyphénols qui sont des composés qui optimisent la circulation sanguine en évitant la formation des caillots, et protègent les cellules du corps des dommages causés par les radicaux libres qui sont à

l'origine de certains cancers et d'autres maladies dégénératives liées au vieillissement accéléré (Owen et Haubner, 2004). Les polyphénols sont aussi impliqués dans l'inhibition de l'agrégation des plaquettes sanguines et leur adhérence sur les parois des vaisseaux. Ils combattent ainsi les troubles artériels et périphériques et les insuffisances cérébrales particulièrement chez les personnes âgées. Ces insuffisances peuvent provoquer des difficultés de concentration, l'anxiété et l'état dépressif (Yahiaoui, 2012). Ils peuvent agir comme antioxydants en aidant le corps à renforcer son système immunitaire contre les anomalies liées au stress oxydatif telles que les maladies cardiovasculaires et le processus inflammatoire (Gandul-Rojas *et al.*, 2005).

La vitamine E contenue dans les olives fermentées est excellente pour la peau, car elle protège contre les rayons ultra-violets, et permet aussi d'atténuer les rides et améliorer la microcirculation (Stamatoula *et al.*, 2017).

II) Procédé d'élaboration des olives de table vertes :

L'olive est une drupe qui contient une faible teneur en sucres (2,6 à 6%), contrairement aux autres drupes qui atteignent 12% ou plus, et une forte teneur en huile (12 à 30%), selon l'époque et la variété (Kaltsa *et al.*, 2015), aussi l'olive renferme des teneurs élevées en oleuropéine (Bianchi, 2003), cette caractéristique fait de l'olive un fruit qui ne peut être consommé directement, il doit être soumis à des traitements qui dépendent de la variété et stade de maturité (COI, 2016).

L'élaboration des olives de table constitue un moyen de conservation qui consomme peu d'énergie et ne demande généralement aucun traitement thermique étant donné que les olives se conservent le plus souvent par fermentation grâce à leurs caractéristiques de faible pH. (Chemonics international, 2007).

II.1) Différents procédés connus dans le monde :

Les olives de tables sont habituellement traitées selon l'un des procédés suivant :

II.1.1) Le style Américain :

La méthode de traitement par le style Américain commence par une désamérisation à l'hydroxyde de sodium pour éliminer l'amertume de l'oleuropéine. Entre les lavages, les olives sont muries par exposition à l'air, une fois les olives lavées, elles peuvent être fermentées en saumures ou mises en boîtes stérilisées (Peres *et al.*, 2012).

II.1.2) Le style Grec :

Les olives sont fermentées en saumure, et doivent être réemballées dans une saumure fraîche avant leur consommation (Chemonics international, 2007).

II.1.3) Le style Espagnol :

C'est le procédé le plus appliqué pour l'élaboration des olives de table vertes, ce mode contribue à 50% de la production mondiale. Les olives sont désamérisées avec la soude et soumises à une fermentation naturelle (Fendri *et al.*, 2013).

II.2) Elaboration des olives de table selon le style Espagnol :

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

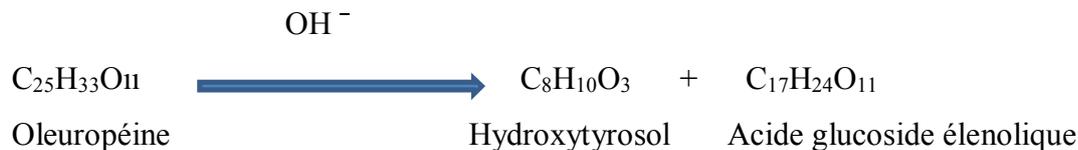
II.2.1) Le triage :

C'est la première étape de transformation, elle consiste à éliminer les feuilles, séparer les fruits piqués, blessés ou altérés et trier les olives selon leur degré de maturité (vertes, tournantes et noires).

II.2.2) La désamérisation :

L'amertume de l'olive est éliminée en traitant les olives par une solution contenant 1,5 à 2,5% de soude. La concentration de la soude varie suivant la variété (texture de la pulpe), Cette opération permet également d'augmenter la perméabilité de l'épiderme et favoriser la diffusion des matières fermentescibles dans la saumure lors de la fermentation. La désamérisation est obtenue lorsque la zone brune indiquant la limite de pénétration de la soude dans la pulpe à environ au 2/3 de l'épaisseur de la pulpe ou à 1 mm du noyau (**El khaloui et Nouri, 2007**).

La soude hydrolyse l'oleuropéine, et libère l'hydroxytyrosol et l'acide élenolique. Sachant que l'oleuropéine inhibe les bactéries lactiques ; cette réaction est importante pour permettre leur action lors de la fermentation (**Idrissi et al., 2010**)



La désamérisation est à l'origine de modifications importantes dans la composition de l'olive :

- hydrolyse partielle de la matière grasse (**Lopez Lopez et al., 2011**).
- Diminution de la teneur en protéines brute par dissolution (**Tamer et al., 2012**).
- Réduction du taux en sucres (**Marsilio et al., 2008**).
- Désorption du potassium (**Sahan, 2010**) ; rétention accrue du cuivre et du calcium (**Lopez lopez, 2008**).
- Solubilisation accrue de l'α tocophérol (**Sakouhi et al., 2008**); perte en vitamines B6 (**Lopez Lopez et al., 2008**) D
- Dissipation partielle des polyphénols (**Therios, 2012**).
- Perte de 20 à 25% de pigments du phytol et apparition de chlorophyllides (**Arroyo-Lopez et al., 2008**).

II.2.3) Le lavage :

Les olives sont lavées pour éliminer la soude collante à la surface et une partie de celle ayant pénétré à l'intérieure de la pulpe, les olives sont toujours maintenues immergées. Le premier rinçage et le deuxième durent 4 heures, le troisième 12 heures. Ce cycle de rinçages successifs est maintenu jusqu'à ce que l'eau reste claire au moins durant 4 heures (**Raja et al., 2011**).

II.2.4) Fermentation :

Les olives sont placées dans des cuves de fermentation pendant 2 à 3 mois, les cuves contiennent une saumure constituée d'eau claire et de sel à raison de 60 à 120 grammes par litre d'eau. Cette saumure à 24 à 25°C favorise la fermentation lactique qui se traduit par une augmentation de l'acidité. La valeur du pH est de 8 au début de la fermentation, il est réduit à 6 en deux jour, la correction du pH est effectué par l'addition d'acide alimentaire (acide citrique) (**Ünal et Cevdet., 2003**).

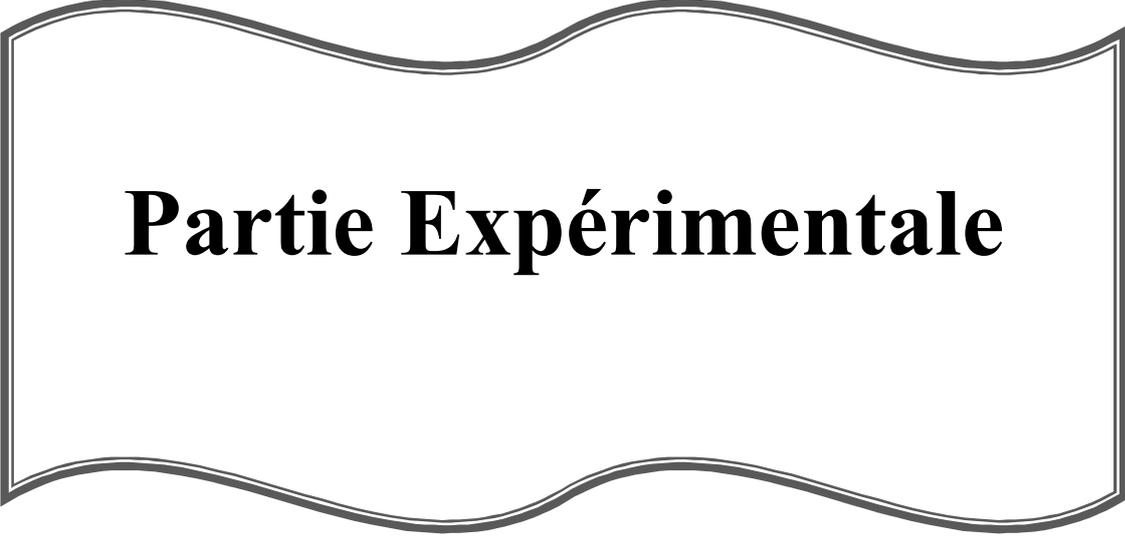
A la fin de la fermentation, la valeur de pH est de 4,7, les olives perdent complètement leur amertume, acquièrent les caractères organoleptiques désirés et changent de couleur, les olives vertes deviennent jaunes-dorées, elles peuvent être conditionnées directement ou subir d'autres traitements (**El khaloui et Nouri., 2007**).

La fermentation entraîne des changements dans la composition de l'olive :

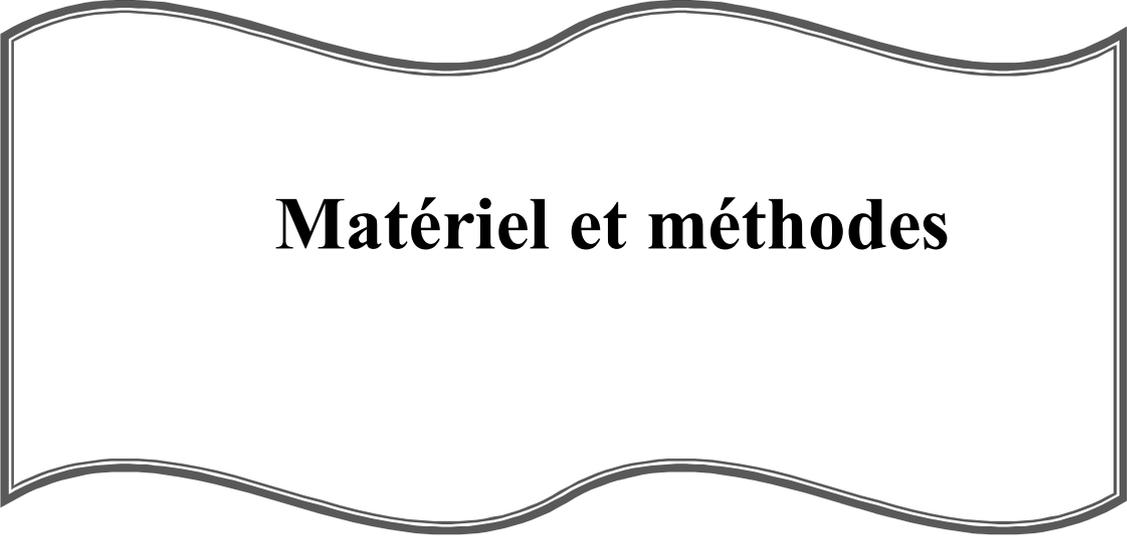
- Dégradation des acides aminés dont phénylalanine en β -phénylacétate (**El Hazzat et al., 2012**).
- Disparition globale des sucres (**Di Cagno et al., 2013**).
- Diminution de la teneur en phosphore (**Lopez Lopez et al., 2008**), augmentation de la teneur en sodium (**Bautista-Gallego et al., 2011**).
- Synthèse des vitamines du groupe B (**Di Cagno et al., 2013**).
- Dégradation importante en polyphénols (**Rodriguez et al., 2009**).

II.2.5) Conditionnement et conservation :

C'est une opération qui clôt la fabrication des olives vertes confites en saumure. Elle doit être conduite dans des conditions d'hygiène requises, les caractéristiques de la saumure doivent être en conformité avec les bonnes pratiques de fabrication assurant la stabilité des olives. Le COI recommande une concentration en sel de 5 à 7% et une acidité libre exprimée en acide lactique de 0.4 à 0.7% (**Chemonics International., 2007**).



Partie Expérimentale



Matériel et méthodes

I.1) Présentation du matériel végétal :

Les échantillons d'olives utilisés pour cette étude ont été récoltés durant le mois d'octobre 2016 au stade de maturité vert jaunâtre obtenus à partir de 2 variétés d'olives. Après triage et calibrage, un échantillon d'olive de 250g par variété a été utilisé.

I.2) Caractéristiques des olives de table :

Les caractéristiques des deux variétés d'olives de table sont résumées dans le tableau suivant.

Tableau IV : caractéristiques des variétés d'olives de table.

Variété	Origine	Caractéristiques
Azzeradj	Bejaïa (Seddouk)	Gros fruit ovoïde de forme allongée au sommet pointu avec une base arrondie légèrement asymétrique, de couleur jaune-verdâtre ; à chaire abondante fine, ferme et craquante, se détache facilement d'un noyau elliptique allongé et lisse. Pm= 4,97 g
Sigoise	Mescara (Sig)	Fruit de forme ovoïde légèrement asymétrique, avec une base tronquée et un sommet pointu. La chaire est abondante, ferme et craquante et de couleur vert- jaunâtre. La pulpe se détache facilement d'un noyau elliptique lisse et fin. Pm= 4,58 g

Pm : poids moyen.

I.3) Elaboration des olives de tables :

Les olives sont élaborées par fermentation lactique selon le style Espagnol conformément aux normes établies par le **COI (2004)** concernant la préparation des olives vertes confites en saumure :

- Désamerisation : les olives sont désamerisées par immersion dans une solution de soude à différentes concentrations (1,5%, 1.75% et 2%) à raison d'un litre et demi de soude par kilogramme d'olives, jusqu'à ce que la soude pénètre aux deux tiers de la pulpe.
- Rinçage : les olives sont lavées à l'eau deux fois pendant 4H et une fois pendant 12H.
- Fermentation : réalisée dans une saumure à trois concentrations de sel (8%, 9% et 10%) jusqu'à réduction du pH de 4 à 4,5.
- Conservation : les fruits ont été conservés en saumure au réfrigérateur (4°C).

Les rapports soude/sel obtenus seront désignés comme suite :

1,5/8 : 1,5% NaOH et 8% NaCl.

1,5/9 : 1,5% NaOH et 9% NaCl.

1,5/10 : 1,5% NaOH et 10% NaCl.

1,75/8 : 1,75% NaOH et 8% NaCl.

1,75/9 : 1,75% NaOH et 9% NaCl.

1,75/10 : 1,75% NaOH et 10% NaCl.

2/8 : 2% NaOH et 8% NaCl.

2/9 : 2% NaOH et 9% NaCl.

2/10 : 2% NaOH et 10% NaCl.

I.4) Méthodes d'analyse:

I.4.1) Acidité titrable :

L'acidité de la saumure est estimée selon la méthode rapportée par **Mannai (2006)** ; qui consiste à titrer 10 ml de saumure avec une solution d'hydroxyde de sodium NaOH (0,22 N) en présence de phénophtaléine (1%), jusqu'à obtention d'une couleur rose persistante.

L'acidité des échantillons est calculée selon la formule ci-dessous :

$$A (\%) = V \text{ NaOH} * N \text{ NaOH} * 0,99$$

Où : A est l'acidité libre, V est le volume (ml) de la solution de NaOH consommée pour le titrage, N est la normalité de NaOH.

I.4.2) Teneur en composés phénoliques :

I.4.2.1) Préparation des extraits :

Pour la préparation des extraits phénoliques, 5g de poids sec de pulpe de chaque variété sont extraits avec 25 ml de méthanol/eau (80/20). Après agitation et centrifugation (3000rpm/5 min), l'extrait est récupéré, le culot subit une deuxième extraction dans les mêmes conditions. Les extraits sont combinés, lavés deux fois à l'hexane et filtrés.

I.4.2.2) Dosage des composés phénoliques:

a) Les polyphénols totaux :

Le dosage des polyphénols totaux par la méthode utilisant le réactif de Folin-Ciocalteu qui est un acide de couleur jaune constitué par un mélange d'acide phosphotungstique ($H_3PW_{12}O_{40}$) et d'acide phosphomolybdique ($H_3PMo_{12}O_{40}$). Il est réduit lors de l'oxydation des phénols, en un mélange d'oxydes bleus de tungstène et de molybdène. L'absorption maximale à 765nm est proportionnelle à la quantité de polyphénols présents dans les extraits végétaux (**Ghazi et Sahraoui, 2005 ; Boizot et Charpentier, 2006**).

Le dosage des polyphénols totaux a été réalisé suivant le protocole de **Malik et Bradford (2006)**, qui consiste à mélanger 0,1ml de l'extrait dilué est mélangé avec 0.5 ml de réactif Folin-Ciocalteux. Après 5 minutes, 3ml de solution de carbonate de sodium (20%), le mélange est ajusté avec de l'eau distillée jusqu'à un volume total de 10 ml. Après une incubation pendant 30 minutes à l'obscurité, l'absorbance de l'échantillon est mesurée contre un blanc à 725 nm. La courbe d'étalonnage est effectuée par l'acide gallique (annexe a) à différentes concentrations. Le résultat est exprimé en mg équivalent d'acide gallique/100g de matière fraîche (mg EAG/100g MF).

b) Les *Ortho*-diphénols :

La concentration en *ortho*-diphénols des extraits méthanoliques des échantillons est déterminée suivant la méthode de **Tovar et al. (2002)**, qui est basée sur la formation de complexe jaune, entre les *ortho*-diphénols et les ions molybdates, qui absorbent à 370 nm. 4 ml d'extrait méthanolique sont additionnés de 1 ml de la solution de molybdate de sodium à 5% dans l'éthanol 50%. L'absorbance est mesurée à 370 nm après 15 min.

Les concentrations en *ortho*-diphénols des échantillons sont déterminées à partir d'une courbe d'étalonnage (annexe b) réalisée avec l'acide caféique comme standard et les résultats sont exprimés en mg équivalent d'acide caféique /100g de matière fraîche (mg d'EAC/100g MF).

c) Les flavonoïdes :

La quantification des flavonoïdes a été effectuée par une méthode basée sur la formation de

complexes entre les composés phénoliques et le trichlorure d'aluminium. Les complexes produits sont de couleur jaune absorbant à 415 nm (Alyafi Alzhri, 2007).

Le protocole décrit par Djerridane *et al.* (2006) consiste à mélanger des volumes égaux de l'extrait et de la solution méthanolique de trichlorure d'aluminium à 2%. L'absorbance est mesurée à 430 nm et les résultats sont exprimés en mg équivalent quercétine par 100g de matière fraîche (mg EQ /100g MF), par référence à une courbe d'étalonnage (Annexe c).

I.4.3) Etude de l'activité antioxydante des extraits méthanoliques :

I.4.3.1) Pouvoir réducteur :

le pouvoir réducteur mesure la capacité d'un antioxydant à réduire le fer ferrique Fe^{3+} ($FeCl_3$) en fer ferreux Fe^{2+} ($FeCl_2$) en présence d'un agent chromogène le ferricyanure de potassium $[Fe(CN)_6]$. Ceci se traduit par le virage de la couleur jaune du ferricyanure de potassium vers une couleur bleue verte dont l'intensité dépend du pouvoir réducteur de l'antioxydant (Chou *et al.*, 2003).

Le protocole de Zhan *et al.* (2006) est utilisé pour évaluer le pouvoir réducteur des extraits méthanoliques. Un volume de 1 ml d'extrait méthanolique est additionné à 2,5 ml de tampon phosphate (0,2 M ; pH 6,6) et 2,5 ml ferricyanure de potassium $K_3 [Fe (CN)_6]$ à 1%. Après incubation à 50°C pendant 20 min, 2,5 ml d'acide trichloroacétique à 10 % sont ajoutés au mélange puis, centrifugé pendant 10 min à 1500 tours/min. 2,5 ml du surnageant sont mélangés à 2,5 ml d'eau distillée et 0,5 ml de chlorure ferrique ($FeCl_3$) à 0,1 %. L'absorbance est mesurée à 700 nm après 10 min de réaction. La quantité d'antioxydants ayant un pouvoir réducteur est déterminée à partir d'une courbe d'étalonnage (annexe d) réalisée avec la quercétine. Les résultats sont exprimés en mg équivalent quercétine par 100g de matière fraîche (mg EQ/100g MF).

I.4.3.2) Activité antiradicalaire sur le DPPH :

L'activité antiradicalaire des composés phénoliques contenus dans les extraits préparés est évaluée en mesurant leurs capacités de piéger le radical libre DPPH (2,2'-diphényl-1-picrylhydrazyl) , sa couleur violette foncée se transforme en jaune lors de sa réduction (capté par les produits testés) (Zeghad., 2009). Cette réaction est représentée dans la figure suivante :

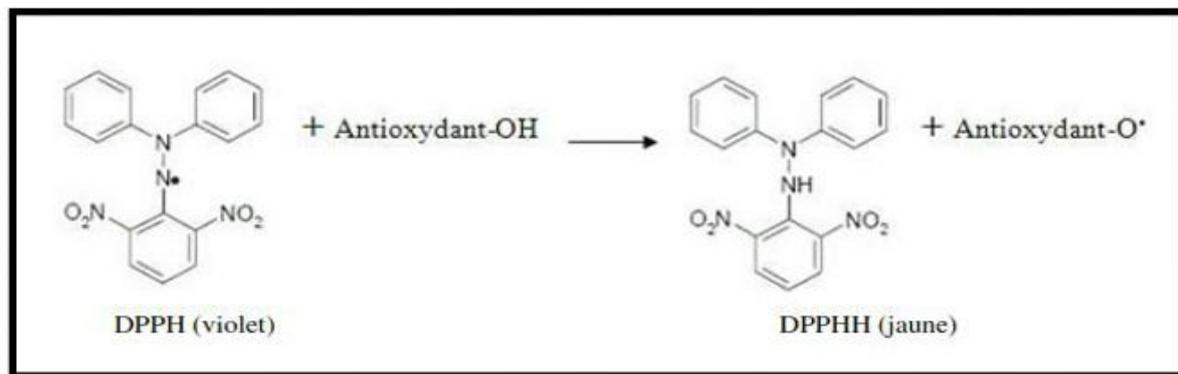


Figure 3 : Réaction de test DPPH (2,2 Diphényl 1 picryl hydrazyl) (Congo, 2012).

La mise en évidence du pouvoir antioxydant des extraits méthanoliques des échantillons étudiés, via le test DPPH, est effectuée par la méthode décrite par **Boskou et al. (2006)** ; 0,5 ml d'extrait sont ajoutés à 2 ml d'une solution méthanolique du DPPH. Après une incubation de 30 min à l'obscurité, l'absorbance est mesurée à 515 nm et le pourcentage d'inhibition du radical est calculé selon la formule suivante :

$$AA(\%) = [(Abs_0 - Abs) / Abs_0] * 100$$

Où : AA est l'activité antiradicalaire (en % d'inhibition) ;

Abs est l'absorbance du témoin ;

Abs₀ est l'absorbance de l'échantillon.

L'activité antiradicalaire est exprimée en mg équivalent trolox par 100g de matière fraîche (mg ET/100g de MF). Les résultats sont exprimés sous forme d'une courbe d'étalonnage (Annexe e)

I.4. 3.3) Réduction des ions de molybdate :

Cette technique est basée sur la réduction de molybdène Mo(VI) présent sous la forme d'ions molybdate MoO_4^{2-} à molybdène Mo (V) Mo^{2+} en présence de l'extrait pour former un complexe vert de phosphate/Mo(V) à pH acide (**Prieto et al., 1999**).

La capacité anti-oxydante total (TAC) des extraits est évaluée par la méthode de phosphomolybdène déterminée par **Bukhari et al. (2013)**; 200µl d'extrait méthanolique est mélangé avec 2 ml du réactif phosphomolybdate d'ammonium. Après un temps d'incubation de 90min à 95°C, l'absorbance est mesurée à 695 nm contre un blanc. Les résultats sont exprimés en mg équivalent α - tocophérol par 100 g de matière fraîche (mg E α - T/100g MF) par une courbe d'étalonnage (Annexe f).

I.5) 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 ($p < 0,05$).

A decorative border with a wavy, scalloped top and bottom edge, enclosing the text.

Résultats et Discussions

II.1) Acidité libre :

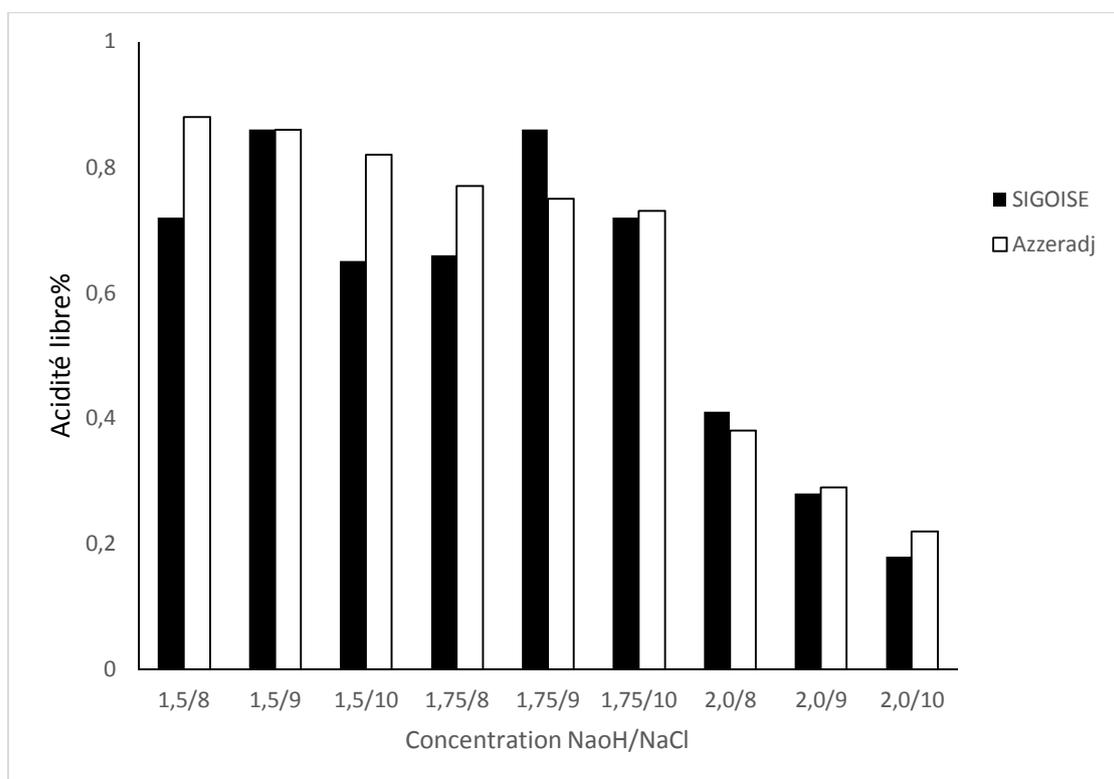


Figure 4 : Acidité libre des différents échantillons d'olives de table.

La figure (4) donne l'acidité libre des différentes préparations d'olives de table.

L'analyse montre, que l'acidité libre la plus élevée est donnée par les rapports (1,5/9) et (1,75/9) avec 0,82% pour la variété Sigoise. Pour la variété Azzeradj l'acidité libre la plus élevée est donnée par les rapports (1,5/8) et (1,5/9) avec 0,88% ; le rapport (2,10) donne les valeurs d'acidité les plus faibles pour les deux variétés.

En se référant au COI, (2004), l'acidité minimale pour des olives vertes élaborées au style Espagnol est de 0,4%. Les rapports (2,0/9) et (2,0/10) pour Sigoise et les rapports à 2% de soude pour Azzeradj ne répondent donc pas à cette norme.

Les résultats montrent que pour les deux variétés, l'augmentation de la concentration en soude/sel engendre une diminution de l'acidité libre, ce qui est plus observé pour la variété Azzeradj, ces résultats ne sont pas en accord avec ceux de **Chemmam *et al.*, (2005)** qui ont noté une nette augmentation de l'acidité en employant des concentrations élevées en soude (2,5%) et qui a montré qu'une forte concentration en soude favorise les réactions d'hydrolyse

dans l'olive libérant ainsi des substrats de fermentation (sucres,...), ce qui se traduit par l'augmentation de l'acidité des échantillons.

Pour les deux variétés, l'utilisation des concentrations élevées en soude/sel, donne l'acidité la plus faible. Selon **Panagou *et al.*, (2006)** et **Chammem *et al.*, (2005)**, la diffusion de la soude dans les olives ralenti la croissance des bactéries lactiques par augmentation de l'acidité combinée dans la saumure ; ce qui entraîne la baisse du pH du milieu.

II.2) Teneurs en composés phénoliques

II.2.1) Teneurs en polyphénols totaux :

Les teneurs des échantillons en polyphénols pour les deux variétés sont illustrées dans la figure (5).

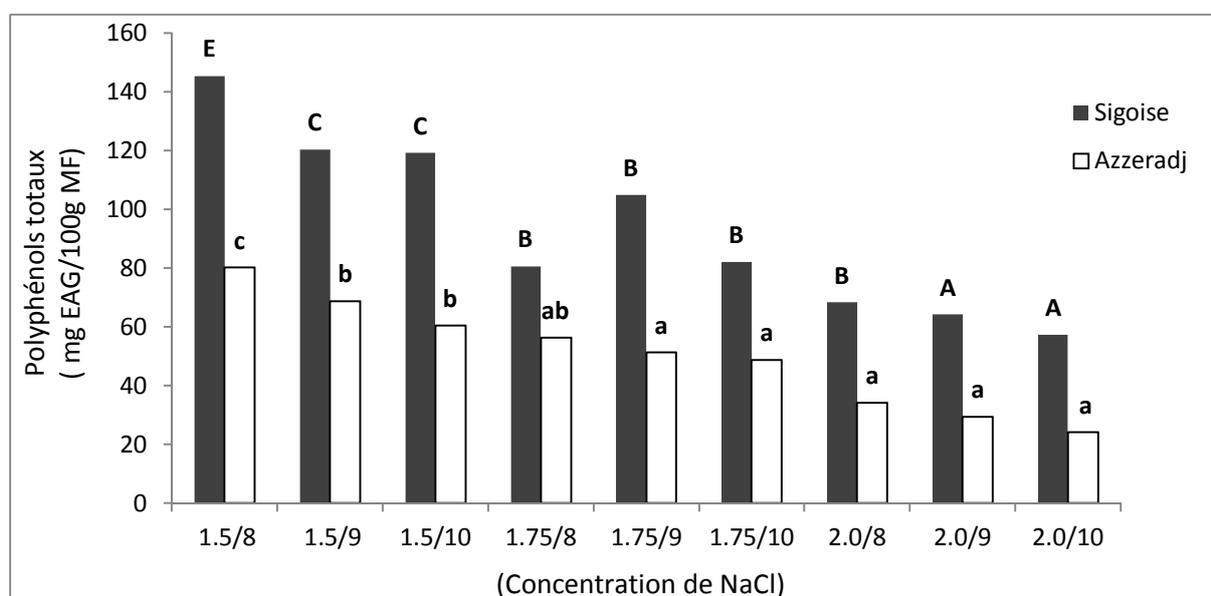


Figure 5 : Teneur en composés phénoliques des différents échantillons d'olives de table.

L'analyse statistique ne montre aucune différence significative ($p < 0,05$) pour la variété Sigoise entre les rapports (1,5/9), (1,5/10) et entre (1,75/8), (1,75/9), (1,75/10) et (2,0/8) et entre (2,0/9) et (2,0/10). Par contre, une différence significative ($p < 0,05$) est observée entre les rapports (1,5/8) et les autres rapports.

Pour la variété Azzeradj aucune différence significative ($p < 0,05$) n'est relevée entre les rapports (1,5/9), (1,5/10) et (1,75/8) et entre (1,75/8), (1,75/9), (1,75/10), (2,0/8), (2,0/9) et (2,0/10). Par contre, une différence significative est relevée pour le rapport (1,5/8) et les autres rapports.

Le rapport (1,5/8), pour les deux variétés, donne la teneur la plus élevée en polyphénols totaux (145,36 mg/100g de MF pour Sigoise et 80.23 mg/100g de MF pour Azzeradj).

Certains rapports étudiés donnent des teneurs en polyphénols totaux qui appartiennent à l'intervalle rapportées par **Sahan *et al.* (2013)** (entre 117,44 à 418 mg EAG /100g de MF), sur les extraits d'olives de variétés turque élaborées selon le style Espagnol avec un rapport soude/sel de (1,5/8).

II.2.2) Teneurs en *ortho*-diphénols

Les teneurs des échantillons étudiés en *ortho*-diphénols sont représentées dans la figure (6).

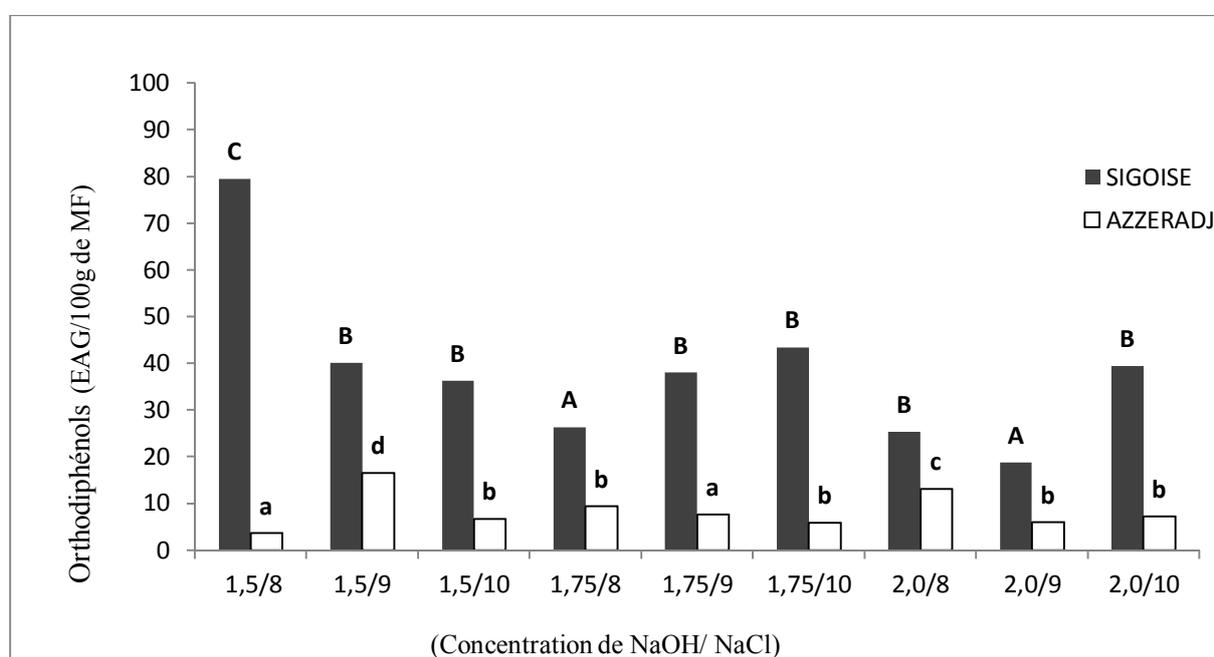


Figure 6 : Teneur en *ortho*-diphénols de différents échantillons d'olives de table.

L'analyse statistique ne montre aucune différence significative ($p < 0,05$) pour la variété Sigoise entre les rapports (1,5/9), (1,5/10), (1,75/9), (1,75/10), (2,0/8) et (2,0/10) et entre (1,75/8) et (2,0/9). Par contre, une différence significative ($p < 0,05$) est révélée pour le rapport (1,5/8) et les autres rapports.

Pour la variété Azzeradj, aucune différence significative ($p < 0,05$) n'est détectée entre les rapports (1,5/8) et (1,75/9) et entre (1,5/10), (1,75/8), (1,75/10), (2,0/9) et (2,0/10). Par contre, une différence significative est observée pour les deux rapports (1,5/9) et (2,0/8) et les autres rapports.

Le rapport (1,5/8) donne, pour Sigoise, la teneur la plus élevée en *ortho*-diphénols (79,01mg EAC/100g de MF équivalent à 303mg/100g de MS). Pour Azzeradj c'est le rapport (1,5/9) qui donne la valeur la plus importante (16,56 mg EAC/ 100g de MF équivalent à 62,49mg EAC /100g de MS).

Les échantillons que nous avons étudiés renferment des teneurs en *ortho*-diphénols supérieurs à celles publiés par **Mettouchi *et al.* (2016)a** pour un rapport soude/sel de (1,5/8) (261 mg/100g de MS pour Sigoise de Ain Defla et 43,49mg/100g de MS pour Azzeradj).

II.2.3) Flavonoïdes :

Les teneurs des échantillons en flavonoïdes pour les deux variétés sont rapportées dans la figure (7).

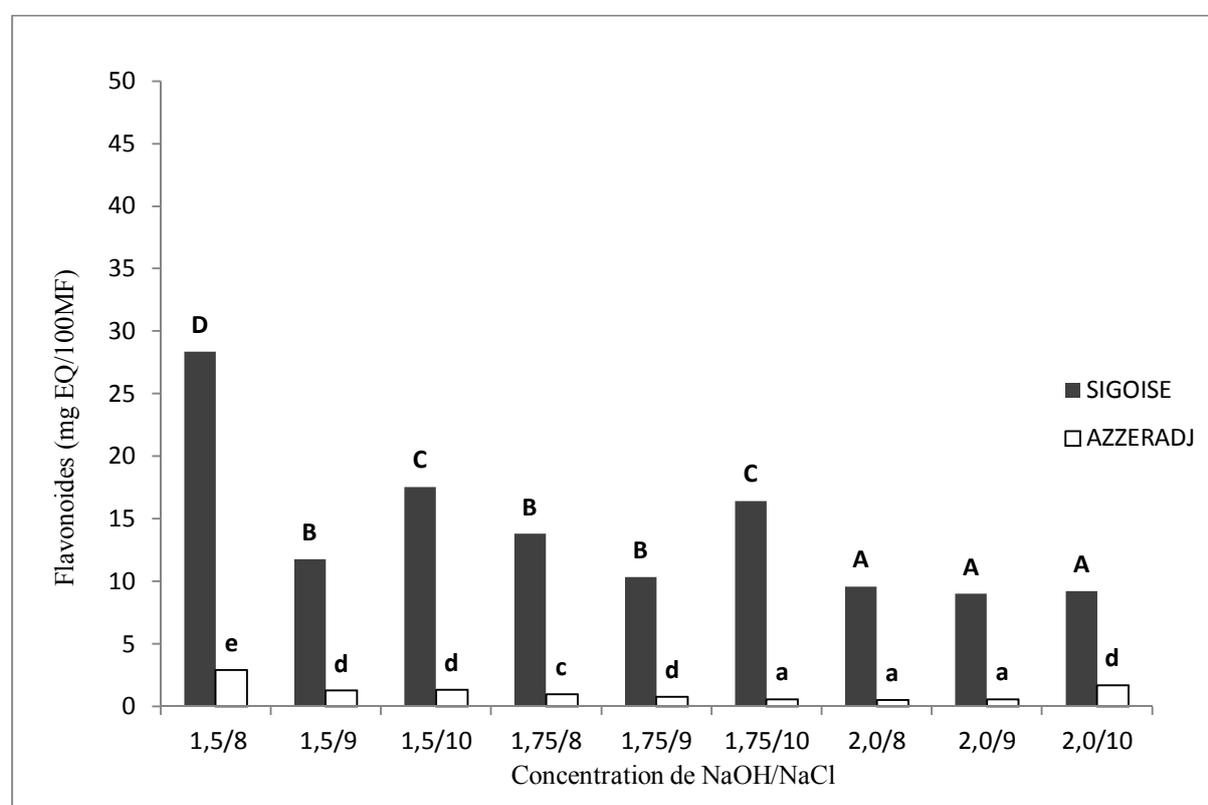


Figure 7 : Teneurs en flavonoïdes des différents échantillons d'olives de table.

Statistiquement, aucune différence significative ($p < 0,05$) n'a été relevée pour la Sigoise entre les rapports (1,5/9), (1,75/8) et (1,75/9) et entre (1,5/10) et (1,75/10) et entre (2,0/8), (2,0/9) et (2,0/10). Une différence significative ($p < 0,05$) est relevée entre le rapport (1,5/8) et les autres rapports.

Azzeradj ne présente aucune différence ($p < 0,05$) significative entre les rapports (1,5/9) et (1,5/10), (1,75/9) et (2,0/10) et entre (1,75/10), (2,0/8) et (2,0/9). Une différence significative est relevée pour les rapports (1,5/8) et (1,75/8) et les autres rapports.

Il apparaît clairement, d'après ces résultats, que la Sigoise est plus riche en flavonoïdes par rapport à Azzeradj et le rapport (1,5/8) donnent les teneurs les plus élevées pour les deux variétés (25,36 mg EQ/100g MF pour Sigoise, 2,90mg EQ/100g MF pour Azzeradj).

Les teneurs de nos échantillons en flavonoïdes sont inférieures à celles rapportées par **Bisset (2011)** pour les variétés d'olives de l'Est Algérien (Batna) qui sont respectivement de 29,62, 30,62 et 35,47 mg EQ/100g de MS pour les variétés Chemlali, Farhi et Beskri, respectivement.

❖ Discussion générale

Selon l'étude réalisée par **Kiai et Hafidi, (2014)** sur la variété d'olive Picholine marocaine, le processus d'élaboration engendre des diminutions dans la teneur en composés phénoliques, qui sont liées à la dégradation des composés phénoliques par *Lactobacillus Plantarum*, qui croît massivement pendant la fermentation.

Selon les résultats que nous avons obtenus, l'augmentation de la concentration en soude/sel s'accompagne d'une diminution nette de la teneur en composés phénoliques pour les deux variétés étudiées.

Ces résultats sont en accord avec ceux de **Ben Othmane et al. (2009)** qui ont travaillé sur la variété d'olive Chétoui, qui a montré que l'augmentation des pertes en composés phénolique est proportionnelle à l'augmentation de la concentration en soude, car les concentrations importantes de soude provoquent la dégradation du matériel pectique responsable de la consistance de l'olive, par conséquent les composés phénoliques diffusent vers la saumure, ce qui entraîne une réduction significative en composés phénoliques.

Dans cette même conjoncture, **El Khaloui et Nouri (2007)** ont noté une augmentation de la perte en composés phénoliques de 11% pour une augmentation de la concentration en soude de 1,5 à 2%.

Selon **Albert et al. (2009)** qui ont utilisé une saumure qui contient 5 à 6% de sel, la concentration élevée en sel des saumures influence les différentes populations de microorganismes et favorise l'élimination des bactéries lactiques qui sont responsables de la libération des composés phénoliques sous l'action des estérases et de la β -glucosidase. En effet, la réponse microbienne à l'égard du stress osmotique est un phénomène important durant le processus de fermentation, car lorsque les lactobacilles poussent dans un milieu salé

élevé, les propriétés structurales de la muqueuse cellulaire changent, bien que la fluidité de la membrane ne change pas. Les transporteurs et les autres protéines membranaires sont modifiés pour accumuler la bétaine et d'autres solutés tels que la proline ou le glutamate ce qui augmente la capacité de la cellule à accumuler du Na^+ et K^+ dans le but de maintenir l'équilibre.

Les résultats obtenus à partir des différents rapports soude/sel, nous permettent de noter que les deux variétés étudiées sont affectées par l'augmentation des concentrations en soude et en sel.

II.3) Evaluation du pouvoir antioxydant :

II.3.1) Activité antiradicalaire :

L'activité antiradicalaire des échantillons d'olives de table pour les variétés étudiées sont illustrées dans la figure (8).

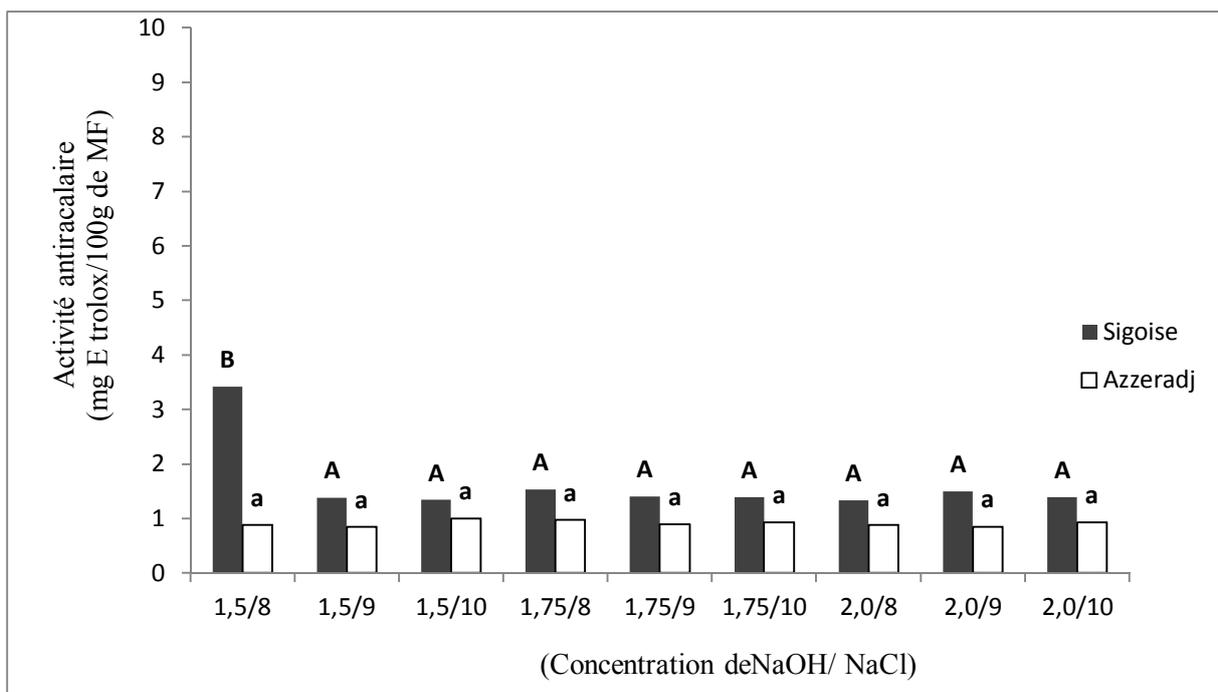


Figure 8: Pouvoir antiradicalaire des différents échantillons d'olives de table.

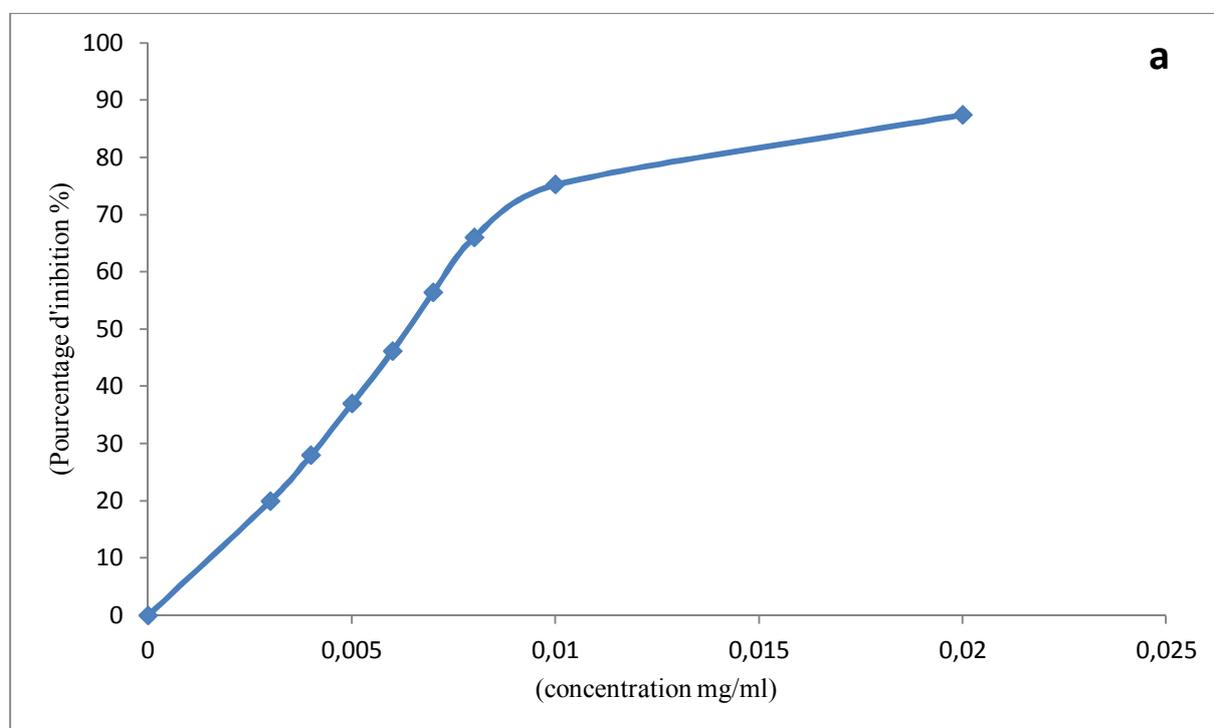
Les résultats montrent l'existence d'une différence significative ($p < 0,05$), entre le rapport (1,5/8) et les autres rapports, pour Sigoise. Pour Azzeradj, aucune différence significative ($p < 0,05$) n'est observée entre les différents rapports étudiés.

L'étude a révélé que la Sigoise exerce la meilleure activité antiradicalaire qui est donnée par le rapport (1.5/8) (3,42mg ET/100g de MF équivalent à 12,90 mg ET/100g de MS).

Les capacités antiradicalaire enregistrées sont largement inférieures à celle publiées par Mettouchi *et al.* (2016)**b** (4684,93 mg ET/100g de MS pour la Sigoise et 395,71 mg ET/100g de MS pour Azzeradj).

Les résultats montrent que pour Sigoise, les extraits les plus riches en composés phénoliques exercent les activités antiradicalaire les plus élevées, ceci est confirmé par l'existence d'une corrélation significative ($r= 0,85$) entre la teneur en composés phénoliques et l'activité antiradicalaire.

L'étude de l'effet de la concentration de l'extrait sur l'activité anti radicalaire des échantillons pour le rapport (1.5/8) deux variétés d'olives sont représentés dans la figure (9) (a et b).



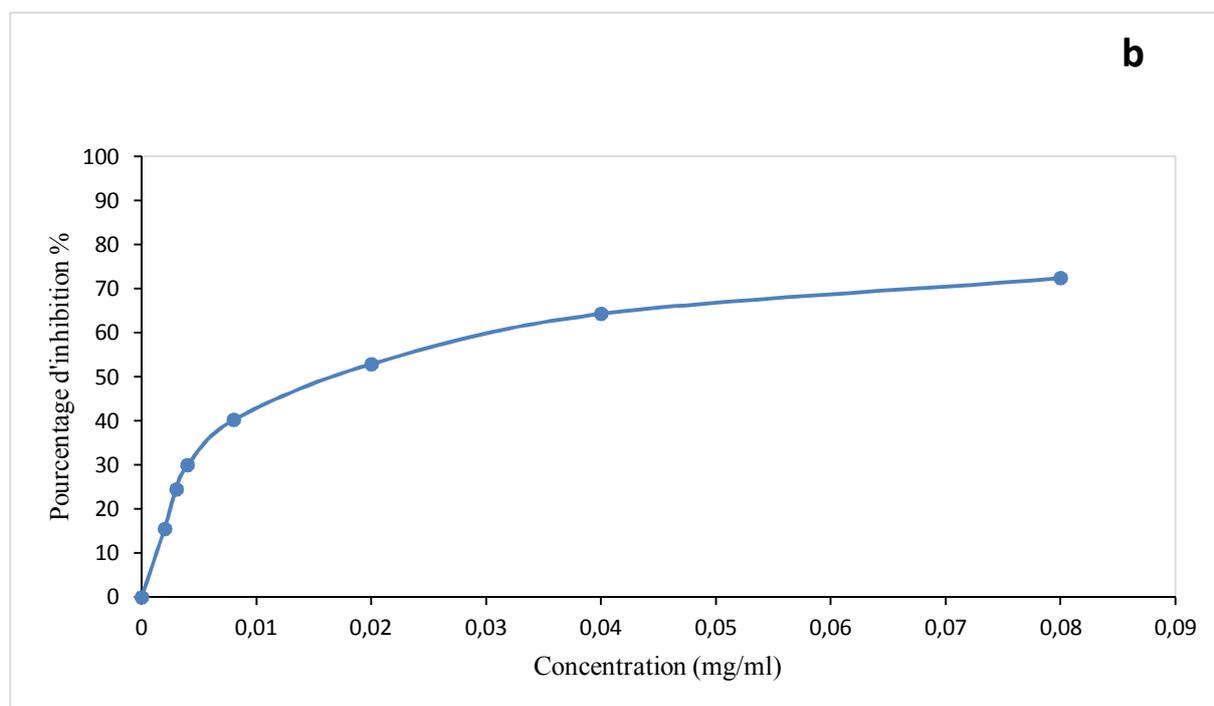


Figure 9 : Effet de la concentration de l'extrait sur le pouvoir antiradicalaire des variétés Sigoise (a) et Azzeradj (b) pour le rapport (1,5/8).

Les résultats nous montrent l'existence d'une relation proportionnelle entre la concentration de l'extrait et le pourcentage d'inhibition du radical DPPH. L'analyse montre que pour la gamme de concentrations allant de 0 à 0,01mg/ml pour Sigoise et de 0 à 0,02 mg/ml pour Azzeradj présente une augmentation nette de l'activité anti radicalaire, au-delà de ces concentrations, une stabilité de l'activité est remarquée. Un maximum d'inhibition de 72,5% et 87,7% est obtenu pour Sigoise et Azzeradj ; respectivement. Sigoise présente une valeur EC_{50} égale à 6 $\mu\text{g/ml}$ et pour Azzeradj cette valeur n'est que de 1,6 $\mu\text{g/ml}$, ce qui traduit une excellente efficacité des extraits de ce rapport (1,5/8) dans la neutralisation du radical DPPH. Ces valeurs d' EC_{50} sont largement inférieures à celles obtenus par **Maalej et al. (2017)** ($EC_{50}=1,6 \text{ mg/ml}$) et par **Pereira et al. (2006)** (600 $\mu\text{g/ml}$).

Il est à noter d'après ces résultats, que Sigoise est beaucoup plus riche en composés phénoliques, notamment en polyphénols totaux, en *ortho*-diphénols et en flavonoïdes, mais Azzeradj présente une valeur EC_{50} plus faible. Ce constat renseigne sur l'importance de la nature des composés phénoliques (degrés d'hydroxylation et position des groupements, présence de sucres, de groupements amide, sulfhydryl) dans l'action antiradicalaire (**Mc Donald et al., 2001 ; Pérez-Bonilla et al.,2006**).

II.3.2) Pouvoir réducteur sur le fer ferrique :

Le pouvoir réducteur des échantillons d'olives de tables pour les variétés étudiées sont illustrées dans la figure (10).

L'étude statistique ne montre aucune différence significative ($p < 0,05$), pour la Sigoise, entre les rapports (1,5/9), (1,5/10) et entre (1,75/9), (1,75/10) et (2,0/10) et entre (2,0/8) et (2,0/9). Une différence significative, par contre, est signalée pour les rapports (1,5/8), (1,75/8) et les autres rapports.

Pour Azzeradj, aucune différence significative ($p < 0,05$) n'est enregistrée entre les rapports (1,5/8) et (1,5/9) ; entre (1,5/10), (1,75/8), (1,75/9), (1,75/10) et (2,0/9) et entre (2,0/8) et (2,0/10).

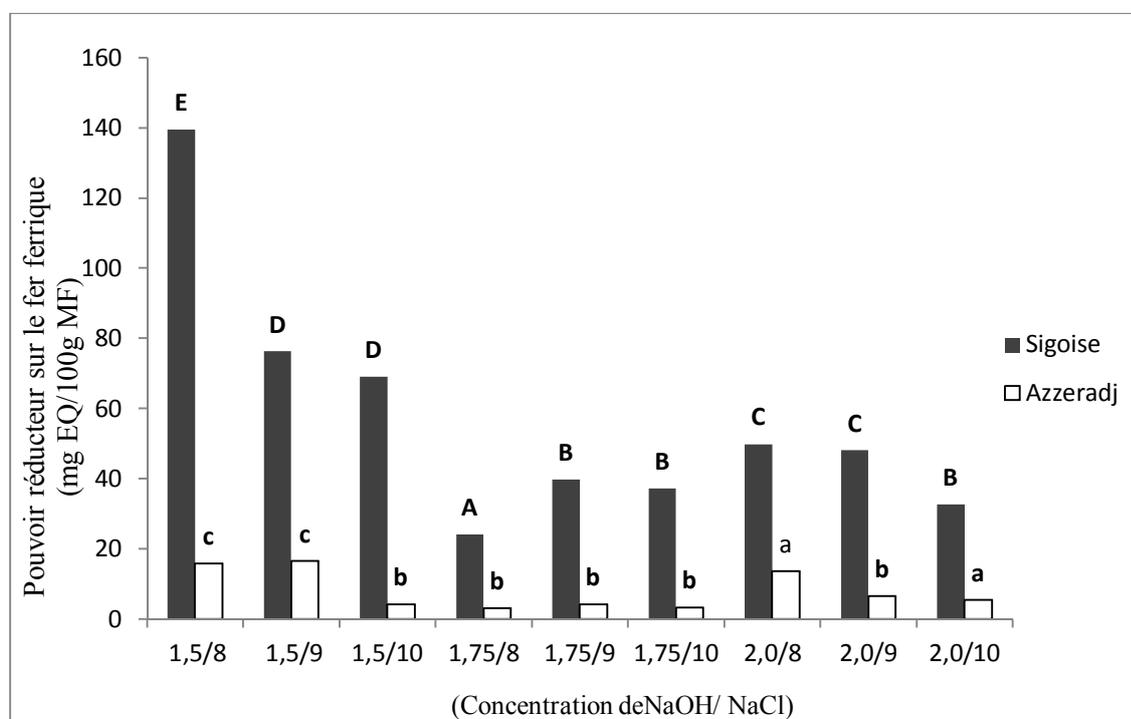


Figure 10 : Pouvoir réducteur des différents échantillons d'olives de table.

Le rapport (1,5/8) pour Sigoise exerce le pouvoir le plus élevé (139,47mg EQ/100g de MF) ; pour Azzeradj c'est les rapports (1,5/8) et (1,5/9) qui présentent une meilleure activité réductrice (16,85 et 22,50mg EQ/100g de MF respectivement).

Les différents rapports que nous avons étudiés présentent un pouvoir réducteur sont supérieurs à ceux de Milella *et al.* (2014) ; Condelli *et al.* (2015) (20,19 mg EQ/100g MF, pour la variété italienne Frantoio et de 4,41 mg EQ/100g de MF pour la variété Sigoise).

D'après les résultats, nous pouvons déduire que les extraits d'olives riches en polyphénols totaux et en *ortho* diphénols présentent les meilleurs pouvoirs réducteurs en réduisant les groupements de fer ferrique en fer ferreux, des corrélations significatives sont obtenues entre le pouvoir réducteur et les teneurs en polyphénols totaux ($r = 0,62$ pour Sigoise, $r = 0,40$ pour Azzeradj) ainsi qu'avec les teneurs en *ortho* diphénols ($r = 0,80$ pour Sigoise, $r = 0,46$ pour Azzeradj).

II.2.3) Pouvoir réducteur sur les ions molybdates :

La figure (11) représente l'activité réductrice totale sur les molybdate des échantillons étudiés.

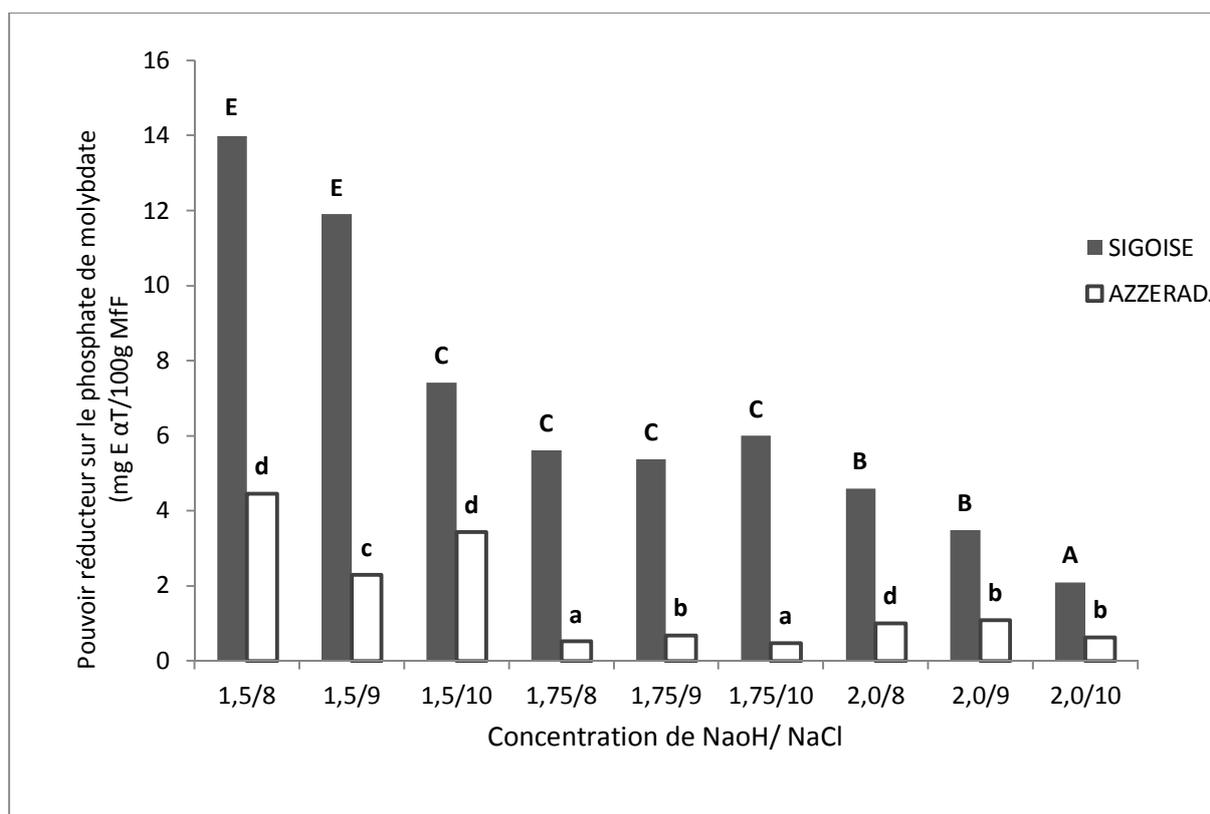


Figure 11 : L'activité réductrice totale sur les molybdates des différents échantillons des deux variétés d'olives de table.

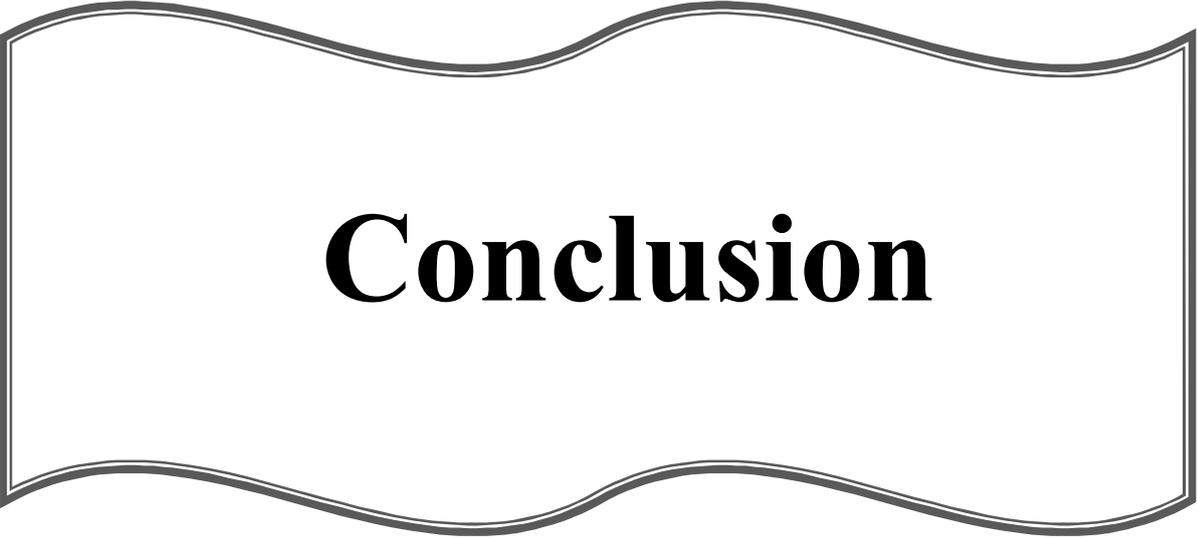
Pour la variété Sigoise, l'étude statistique montre qu'il n'existe aucune différence significative ($p < 0,05$) entre les rapports (1,5/8) et (1,5/9) et entre (1,75/8), (1,75/9) et

(1,75/10) et entre (2,0/8) et (2,0/9). Par contre une différence significative est révélée dans le rapport (2,0/10) et les autres rapports.

Pour la variété Azzeradj, aucune différence significative ($p < 0,05$) n'est détectée entre les rapports (1,5/8) et (1,5/10) et entre (1,75/8), (1,75/10) et entre (1,75/9), (2,0/8), (2,0/9) et (2,0/10). Par contre, l'analyse nous montre la présence d'une différence significative pour le rapport (1,5/9) et les autres rapports.

La capacité réductrice totale la plus élevée est déterminée dans les rapports : (1,5/8) et (1,5/9) pour la variété Sigoise (13,98 et 11,90 mg ET/100g MF respectivement), et (1,5/8) et (1,5/10) pour la variété Azzeradj (4,45 et 7,42 mg ET/100g MF respectivement).

L'ensemble des résultats obtenus, montrent que l'activité réductrice totale la plus élevée pour les deux variétés d'olive de table est exercée par les échantillons les plus riches en composés phénoliques, notamment les polyphénols totaux et les *ortho*-diphénols. Ceci est montrée par l'existence des corrélations significatives entre l'activité réductrice et les teneurs en polyphénols totaux ($r = 0.72$ pour Sigoise, $r = 0.66$ pour Azzeradj).



Conclusion

Conclusion générale :

Nous nous sommes intéressées dans ce travail à déterminer l'effet des différentes concentrations de soude (1,5 ; 1,75 ; 2%) et de chlorure de sodium (8 ; 9 ; 10%) employées dans l'élaboration de deux variétés d'olives de table vertes (Azzeradj de Seddouk, Sigoise de Mascara) selon le style Espagnole, sur la teneur en composés phénolique et l'activité antioxydante de ces fruits.

Les résultats obtenus montrent que la variété Sigoise présente la teneur la plus élevée en acidité libre, cette dernière est exprimée dans les rapports (1,5/9) et (1,75/9). L'étude a révélé que l'augmentation de la concentration de soude réduit l'acidité des échantillons.

Les teneurs quantitatives des composés phénoliques varient selon la variété et le rapport soude/sel employé. Pour Sigoise le rapport (1,5/8) donne les teneurs les plus élevées en polyphénols, flavonoïdes et *ortho*-diphénols. Pour Azzeradj, le rapport (1,5/8) donne les teneurs les plus élevées en polyphénols totaux et flavonoïdes, les teneurs les plus élevées en *ortho*-diphénols sont données par le rapport (1,5/9).

Les résultats montrent une diminution de la teneur en composés phénoliques avec l'augmentation du rapport soude/sel, ceci est démontré par l'existence des corrélations significatives entre les composés phénoliques et l'acidité libre ($r = 0,75$) pour Sigoise et ($r = 0,93$) pour Azzeradj.

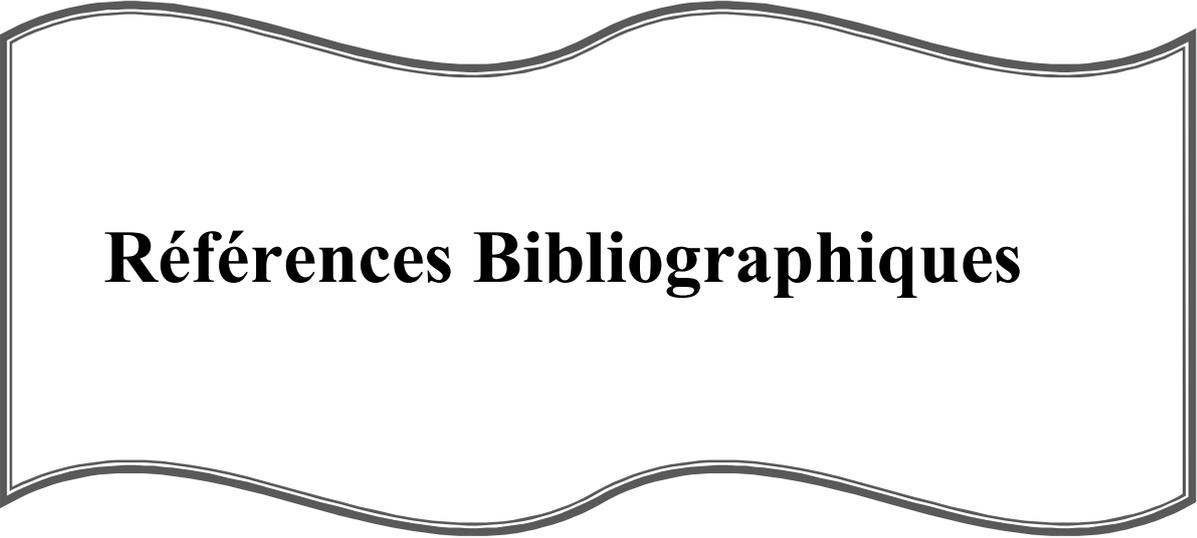
Les rapports soude/sel de Sigoise les plus riches en composés phénoliques exercent l'activité antioxydante, le pouvoir réducteur ainsi que la capacité réductrice totale les plus élevées. Pour Azzeradj, tous les rapports expriment la même activité antiradicalaire. Les rapports (1,5/ 8) et (1,5/9) exercent le meilleur pouvoir réducteur. L'activité réductrice des ions de molybdate enregistre la valeur la plus élevées dans les rapports (1,5/8) et (1,5/10).

Après l'étude de l'effet de la concentration de l'extrait en polyphénols totaux sur l'activité antiradicalaire des deux variétés étudiés au rapport (1,5/8), permet de conclure qu'il existe une relation proportionnelle entre la concentration de l'extrait en composés phénolique et le pourcentage d'inhibition du radicale DPPH. Les valeurs d'EC₅₀ sont égales à 6µg/ml pour Sigoise et 1,6 µg/ml pour Azzeradj, ce qui reflète l'efficacité de ce rapport dans l'inhibition du radical DPPH.

Nous retenons de notre étude, que chaque variété propose des rapports soude/sel, spécifique pour son élaboration ; ça lui permet de gardé toute sa richesse en composés phénoliques, de ce fait son activité antioxydantes.

La Sigoise est la moins affectée par l'augmentation des concentrations soude/sel, le rapport (1,5/8) donne les teneurs les plus élevées en composés phénoliques ; de ce fait il exerce les activités antioxydante les plus élevées.

Azzeradj est considérée la plus sensible à ce traitement, ça est observés dans toutes les analyses effectuées, sa meilleur teneur en composés phénoliques est exprimée dans le rapport (1,5/8) de soude/sel.



Références Bibliographiques

Références bibliographique

Albert H., Cristina R., Albert B et Nicolas R. (2009). Influence of fruit ripeness and salt concentration on the microbial processing of Arbequina table olives. *Food Microbiology*, 26 : 827-833.

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

Arroyo-López F N., Bautista-Gallego J., Duràn-Quintana M C et Garrido-Fernández G. (2008). Effect of ascorbic acid, sodium metabisulfite and sodium chloride on freshness retention and microbial growth during the storage of Manzanilla-Aloreña cracked table olives. *Lebensmittel- Wissenschaft- Technologie*, 41: 551-560.

Balatsoura G. (1997). The chemical composition of the brine of stored Greek black Olive. *Grasas y aceites*, 17: 83-88.

Balatsoura G. (1997). Encyclopedie mondiale de l'olivier. Conseil Oléicole International : 295-342.

Baustira-Gallego J., Arroyo-López F N., López A et Garrido-Fernández A. (2011). Effect of chloride salt mixtures on selected attributes and mineral content of fermented cracked Aloreña olives. *Lebensmittel- Wissenschaft- Technologie. Food Science and Technology*, 44: 120-129.

Bellaji M. (1987). Aptitude des olives de table à la conservation. Département de technologie INRA- RABAT: 23-28.

Bendini A., Cerretani L., Carrasco-Pancorbo A., Gómez-Caravaca A M., Segura-Carretero A., Fernández-Gutiérrez A et Lercker G. (2007). Phenolic molecules in virgin olive oils: a survey of their sensory properties, health effects, antioxidant activity and analytical methods: an overview of the last decade. *Molecules*, 12: 1679-1719.

Ben Othmane N., Roblain D., Chammen N., Thonart P et Hamd M. (2009). Antioxidant phenolic compounds loss during the fermentation of Chétoui olives. *Food Chemistry*, 116: 662-669.

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

Bianco A., Chiacchio M A., Grassi G., Iannazzo D., Piperno A et Romeo R. (2006). Phenolics compounds of *Olea europaea* : Isolation of new tyrosol and hydroxytyrosol derivatives. *Food Chemistry*. **95**: 562-565.

Bisset, S., 2011. Activités antioxydante et inhibitrice vis-à-vis de l'élastase d'extrait des polyphénols *Olea* d'olive (*europaea* L.). Mémoire de magister, Université Ferhat Abbas Sétif.

Boizot N., Charpentier J p. (2006). Méthode rapide d'évaluation du contenu en composés phénoliques des organes d'un arbre forestier. *Le Cahier des Techniques de L'Inra*: 79-82.

Boskou G., Fotini N., Chrysostomo S., Mylona A., Chiou A et Andrikopoulos N. (2006). Antioxidant capacity and phenolic profile of table olives from the Greek market. *Food Chemistry*, 94 : 558-564.

Bleve G., Tufariello M., Durante M., Grieco F., Ramires F A., Mita G., Tasioula-Margari M et Logrieco AF. (2015). Physico-chemical characterization of natural fermentation process of Conservolea and Kalam_ata table olives and development of a protocol for the pre-selection of fermentation starters. *Food Microbiology*, 46: 368-382.

Botsoglou E., Govaris A., Fletouris D et Botsoglou N. (2012). Lipid oxidation of stored eggs enriched with very long chain n-3 fatty acids, as affected by dietary leaves (*Olea europaea* L.) or α -tocopheryl acetate supplementation. *Food Chemistry*, 134 : 68-1059.

Branger A., Richer M M et Roustel S. (2007). Alimentation et processus technologique. ED Educagri. Digion : 204.

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

Bruneton J. (2008). Acides phénols. In: Pharmacognosie, phytochimie et plantes médicinales. *Ed: Tec & Doc. Lavoisier, Paris* : 198-260.

Bukhari S M., Simic N., Latif H L et Ahmed V U. (2013). Determination of Antioxydant Activity of *Crambe Cordifolia*. *World Applied sciences journal*, 22 : 1561-1556.

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

Campus M., Sedda P., Cauli E., Piras F., Comunian R., Paba A., Daga E., Schirru S., Angioni A., Zurru R et Bandino G. (2015). Evaluation of a single strain starter culture, a selected inoculum enrichment, and natural microflora in the processing of Tonda di Cagliari natural table olives: Impact on chemical, microbiological, sensory and texture quality. *LWT - Food Science and Technology*, 64: 671-677.

Charoenprasert S et Milchell A. (2012). Factors influencing phenolic compounds in table olives (*Olea europaea*). *Journal of Agriculture and Food Chemistry*, 60 : 7081-7095.

Chemonics international, Inc. (2007). Guide de bonnes pratiques de fabrication des olives de table : 7-19.

Chira K., Such J., Saucier C et Teissèdre L. (2008). Les polyphénols du raisin. *Ed : Springer*, 6 : 75-82.

Codex Stan 66.1981., Norme CODEX pour les olives de table : 1-21.

Condelli N., Caruso MC, Galgano F., Russo D., Milella L., Favati F. (2015). Préviation de l'activité antioxydante des huiles d'olive extra vierges produites dans la région méditerranéenne. *Chimie alimentaire*, 177 : 233-239.

Conseil oléicole international. (2004). Norme commerciale applicable aux olives de table : 1

Conseil oléicole International. (2016). Evolution de la campagne d'huile d'olive 2015/16 et estimative de la campagne huile d'olive et olives de table 2016/17. Marché oléicole N°108 : 1-5.

Conseil oléicole international. (2017). MARCHÉ oléicole N° 112 : 7.

Congo M. (2012). Etude des propriétés antiradicalaire et antiproliférative d'extraits de feuilles et de rameaux de *Salvadora Persica L.* (Salvadoraceae). Thèse de pharmacie. Université d'Ouagadougou Burkina Faso : 42.

Chou S T., Chao W W et Chung Y C. (2003). Antioxydative activity and safety of 50% ethanolic red bean extract (*Phaseolus radiatus L. var. Aurea*). *Journal of Food Science*, 68(1): 21-25.

Chouchene A. (2010). Etude expérimentale et théorique de procédés de valorisation de sous-produits oléicoles par voies thermique et physico-chimique. Thèse de Doctorat. Ecole Nationale d'Ingénieurs de Monastier et de l'Université de Haute-Alsace en Génie Energétique-Génie des Procédés : 7.

Di Cagno R., Coda R., De Angelis M et Gobbetti M. (2013). Review: Exploitation of vegetables and fruits through lactic acid fermentation. *Food Microbiology*, 33: 1-10.

Djeridane A., Yousfi M., Nadjemi B., Boutassouna D., Stocker P et Vidal N. (2006). *Food Chemistry*, 97 : 654-660.

Duriez J M. (2000). Code de bonnes pratiques loyales pour les olives de table. Fédération des industries condimentaires de France.8. Rue de L'isly-75008 Paris: 5-7.

El Hazzat N., Iraqi R., Bouya D et Bouseta A. (2012). Evolution des composés odorants clés au cours de la maturation de l'olive et du procédé de fermentation. In "Microbial Biotechnology for Development, Microbiona (Eds). *Second Edition of the international Congress*: 88.

El hazzat N., Iraqui R., Bousetta A. (2015). Identification par GC-MS et GC-FID-O des composés volatils des olives vertes de la variété « Picholine marocaine », effet de l'origine géographique. Université Sidi Mohamed Ben Abdellah. Atlas, Fès, Maroc. B.P : 1796.

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

Fendri I., Chamkha M., Labat M., Sayadi S et Abdelkafi S. (2013). Olive fermentation brine : Biotechnological potentialities and valorisation. *Environmental Technology*, 34 : 181-193.

Gandul-Rojas B., Roca M., Mínguez-Mosquera M I. (2005). *J. Plant Physiol*, 161: 499-507.

Ghazi F., Sahraoui S. (2005). Evolution des composés phénoliques et des caroténoïdes totaux au cours de la maturation de deux variétés de datte communes Tantboucht et Hamraia, mémoire de Magister en agronomie, El Harrach : 65.

Giuffrida D., Salvo F. Salvo A. La Pera L et Dugo G. (2007). Pigments composition in monovarietal virgin olive oils from various Sicilian olive varieties. *Food chemistry*, 101 (2): 833-837.

Henry S. (2003). l'huile d'olive, son intérêt nutritionnels, ses utilisations en pharmacie et en cosmétique. Thèse Université Henri-Poincare- Nancy : 9-13.

Idrissi I J., Huang P et Lee-Huang S. (2010). Oleuropein and Related Componds Rededuce Atherosclerosis. *The Open Proceeding Journal*, 1: 81-86.

Kacem M., Karem N E. (2006). Microbiological study of naturally fermented Algerian grenn olives : Isolation and identification of lactic acid bacteria and yeasts along with the effects of brine solutions obtained at the end of olive fermentation on lactobacillus plantarum growth. *Grasas y Aceites*, 57 : 292-300.

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

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

Kilcast D. (2004). Texture in food : solid foods. Edition CRC & Wood Heard Publishing LTD. ISBN 185573 724 8, 1 : 419-477.

Košir I J., Lapornik B., Andrenšek S., Wondra A., Vrhovšek U et Kidric J. (2004). Identification of anthocyanins in wines by liquid chromatography, liquid chromatography-massspectrometry and nuclear magnetic resonance. *Analytica Chimica Acta*, 513: 277-282.

Lavermiccola., Tattaridou M ., kotzekidou P., 2005. Laboratory of food microbiology and hygien, department of food science, faculty of agriculture, Aristotle university of Thessaloniki, Thessaloniki, Greece, 38: 54-124.

López A., Garcia p et 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 et Garrido-Fernández, A. (2011). Chemometric characterisation of the fast released during the conditioning processes of table olives. *Food chemistry*, 126: 1620-1628.

- Maalej A , Bouallagui Z , Hadritch F , Isoda H , Sayadi S. (2017).** Évaluation des extraits de fruits *Olea europaea* L: Caractérisation phytochimique et investigation de la voie anticancéreuse. Laboratoire de bioprocédés environnementaux, Centre de biotechnologie de Sfax, CP 1177, Sfax 3038, Tunisie. Alliance pour la recherche sur l'Afrique du Nord (ARENA), Université de Tsukuba, Tennodai 1-1-1, Ville de Tsukuba, Ibaraki : 305-8587.
- Malik N S A ., Bradford M. (2006).** Changes in oleuropein levels during differentiation and development of floral buds in *Arbequina* olives. *scientia Horticulturae*, 110 : 274-278.
- Mannai. (2006).** Etude des mécanismes diffusionnels lors d'une fermentation spontanée des olives de table vertes; deux cas: olives traitées à lessive et olives non traitées à lessive.
- Manach C., Mazur A et Scalbert A. (2005).** Polyphenols and prevention of cardiovascular diseases. *Current Opinion in Lipidology*, 16 : 1–8.
- Manallah A. (2012).** Activité antioxydante et anticoagulante des polyphénols de la pulpe d'olive. Thèse de Magister. Université de Ferhat Abbas. Sétif: 132.
- Marsilio V., Russi F., Iannucci E et Sabatini N. (2008).** Effect of alkali neutralization with CO₂ on fermentation, chemical parameters and sensory characteristics in Spanish-style green olives (*Olea europaea* L). *Lebensmittel-Wissenschaft-technologie*, 41: 796-802.
- Mateos R et García-Mesa J A. (2006).** Rapid and quantitative extraction method for the determination of chlorophylls and carotenoids in olive oil by high-performance liquid chromatography. *Analytical and Bioanalytical Chemistry*, 385: 1247-1254.
- McDonald S., Prenzler P.D., Antolovich M. and Robards K. 2001.** Phenolic content and antioxydant activity of olive extracts. *Food Chemistry*, 73: 73- 84.
- Mettouchi S., Sacchi B., ZED Ould Moussa A., Paduano B., Savarese M et Tamendjari A. (2016) a.** Effects of Spanish style treatment on phenolic compounds on the antioxydant activity of Algerian Green table olives. *International Journal Of Fats and Oils*, 67 : 114.
- Mettouchi S., Bachir Bey M., Tamendjari A et Louaileche H. (2016) b.** Antioxidant Activity of Table Olives as Influenced by Processing Method. *International Journal of Chemical and Biomolecular Science*, 1: 8-14.

- Micol V., Caturia N., Perez-Fons L., Mas V., Perez L. et Estepa A. (2005).** The olive leaf extract exhibits antiviral activity against viral haemorrhagic septicaemia Rhadovirus (VHSV). *Antiviral Research*, 66: 129-136.
- Milella L., Bader A., De Tommasi N., Russo D., Braca A. (2014).** Activité antioxydante et de radicaux libres de constituants de deux espèces de Scorzonera . *Chimie alimentaire*, 160 : 298-304.
- Omar S H. (2010).** Oleuropein in olive and its pharmacological effects. *Sci Pharm*, 78: 133–154.
- Owen R W et Haubner R. (2004).** Olives and olive oil in cancer prevention, 13(4): 319-26.
- Panagou E Z. (2006).** Greek dry-salted olives: Monitoring the dry-salting process and subsequent physico-chemical and microbiological profile during storage under different packing conditions at 4 and 20 °C. *LWT*, 39 : 322–329.
- Pereira J. A., Pereira A. P. G., Ferreira I. C. F. R., Valentão P., Andrade P. B et Seabra R. (2006).** Table olives from Portugal: Phenolic compounds, antioxidant potential, and antimicrobial activity. *Journal of Agriculture and Food Chemistry*, 54(22), 8425–8431.
- Peres C M., Peres C., Hernandez-Mendoza A et Xavier Malcata F. (2012).** Review on fermented plant materials as carries and sources of potentially probiotic lactic acid bacteria with an emphasis on table olives. *Trends in Food Science and Tecchnologie*, 26 : 31-42.
- Pérez-Bonilla M., Salido S., Van- Beek T A., Linares-Palomino P J., Altarejos J., Nogueras M et Sanchez A. (2006).** Isolation and identification of radical scavenger in olive tree (*Olea europaea*).
- Prieto P., Pineda M et Aguilar M. (1999).** Spectrophotometric quantitation of complex : specific application to the determination of vit E. *Analytical Biochemistry*, 209 : 337-341.
- Raja B., Achibat H., Atif H., 2011.,** Procédé de fabrication des olives vertes confites selon le système HACCP. Université Sultane Moulaye Slimane, Benni Mellal, Maroc : 21.
- Ramírez E., Gandul-Roja 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.
- 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.

Rodríguez H., Curiel J A., Landete J M., De las Rivas B., De Felipe F L. Gómez-Cordovés C., Mancheño J M et Muñoz R. (2009). Review Food phenolics and lactics acid bacteria. *International Journal of food Microbiology*, 132: 79-90.

Rokni Y., Ghabbour N., Chihib N E., Thonart P et Asehraou A. (2015). Caractérisation Physico-Chimique et Microbiologique du Processus de Fermentation Naturelle des Olives Vertes de la Variété Picholine Marocaine. *J. Mater. Environ. Sci* : 1740-1751.

Saad D. (2009). Etude des endomycorhizes de la variété Sigoise d'olivier (*olea europea L*) et essai de leur application à des boutures semi- ligneuses. Thèse de Magister : Biotechnologie. Université d'Oran : 98.

Sahan, Y. (2010). Some Metals in Table Olives. In *Olives and Olive Oil in Health and Disease Prevention, Section 1: Metals Electrolytes and Other Components*, Elsevier, 3: 299-306.

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

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

Sekouhi F., Harrabi S., Absalon C., Boukhchina S et Kallel H. (2008). α -Tocopherol and Fatty acids contents of some Tunisian table olives (*Olea europaea L.*): Changes their composition during ripening processing. *Food Chemistry*, 3 : 9-833.

Silva S., Gomes L., Leitao F., Bronse M., Caelho A.V. et Boas V. (2010). Secoiridoids in olive seed: characterization of nüzhenide and 11-methyl oleosides by liquid chromatography with diode array and mass spectrometry. *Grassasy Aceites*, 61 (02): 157-164.

Soler-Rivas C., Espi'n JC et Wichers H. (2000). Oleuropein and related compounds. *J Sci Food Agric*, 80: 1013–1023.

Stamatoula B C., Tassou C C., Panagou E Z e t Nychas G J E. (2017). Fermentation oléicole de table à l'aide de cultures initiales avec potentiel multifonctionnel.

Tamer C E., Incedayi B., Yildiz B et opur Ö U. (2012). The use of vacuum impregnation for the debettering green olives. *Food and Bioprocess Technology. Iinternational Journal, Springer Science & Business Media* : 5.

Rodríguez H., Curiel J A., Landete J M., De las Rivas B., De Felipe F L. Gómez-Cordovés C., Mancheño J M et Muñoz R. (2009). Review Food phenolics and lactics acid bacteria. *International Journal of food Microbiology*, 132: 79-90.

Rokni Y., Ghabbour N., Chihib N E., Thonart P et Asehraou A. (2015). Caractérisation Physico-Chimique et Microbiologique du Processus de Fermentation Naturelle des Olives Vertes de la Variété Picholine Marocaine. *J. Mater. Environ. Sci* : 1740-1751.

Saad D. (2009). Etude des endomycorhizes de la variété Sigoise d'olivier (*olea europea L*) et essai de leur application à des boutures semi- ligneuses. Thèse de Magister : Biotechnologie. Université d'Oran : 98.

Sahan, Y. (2010). Some Metals in Table Olives. In *Olives and Olive Oil in Health and Disease Prevention, Section 1: Metals Electrolytes and Other Components*, Elsevier, 3: 299-306.

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

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

Sekouhi F., Harrabi S., Absalon C., Boukhchina S et Kallel H. (2008). α -Tocopherol and Fatty acids contents of some Tunisian table olives (*Olea europaea L.*): Changes their composition during ripening processing. *Food Chemistry*, 3 : 9-833.

Silva S., Gomes L., Leitao F., Bronse M., Caelho A.V. et Boas V. (2010). Secoiridoids in olive seed: characterization of nüzhenide and 11-methyl oleosides by liquid chromatography with diode array and mass spectrometry. *Grassasy Aceites*, 61 (02): 157-164.

Soler-Rivas C., Espi'n JC et Wichers H. (2000). Oleuropein and related compounds. *J Sci Food Agric*, 80: 1013–1023.

Stamatoula B C., Tassou C C., Panagou E Z e t Nychas G J E. (2017). Fermentation oléicole de table à l'aide de cultures initiales avec potentiel multifonctionnel.

Tamer C E., Incedayi B., Yildiz B et opur Ö U. (2012). The use of vacuum impregnation for the debettering green olives. *Food and Bioprocess Technology. Iinternational Journal, Springer Science & Business Media* : 5.

Therios I. (2012). Olives, crop production science in horticulture 18. Edition CABI. ISBNB, 3: 27-278.

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

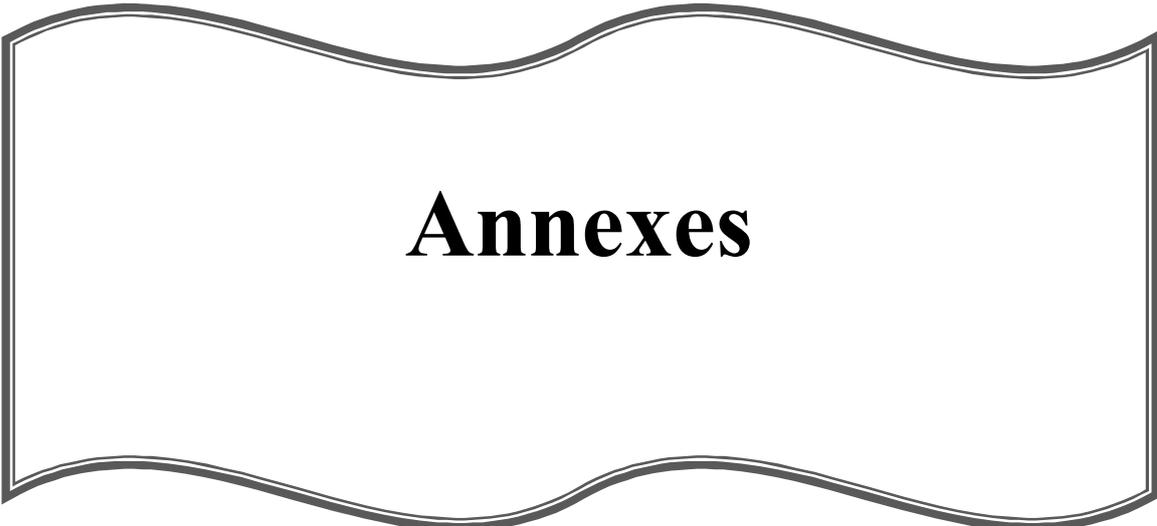
Ucella N. (2001). Olive biophenols : Novel ethnic and technological approach. *Trends in food science and technology*, 11 : 328- 339.

Ünal k., Cevdet N. (2003). The effects of table olive preparing methods and storage on the composition and nutritive value of olives. Ege University, Engineering Faculty, Department of Food Engineering, 35100 Bornova Izmir-Turkey, 54: 71-76.

Yahiaoui N., 2012. Etude de l'absorption des composés phénoliques des margines d'olive sur carbonate de calcium et hydroxyapatite de charbon actif. Mémoire de Magister : chimie de l'environnement. Université Mouloud Mammeri de Tizi Ouzou : 105

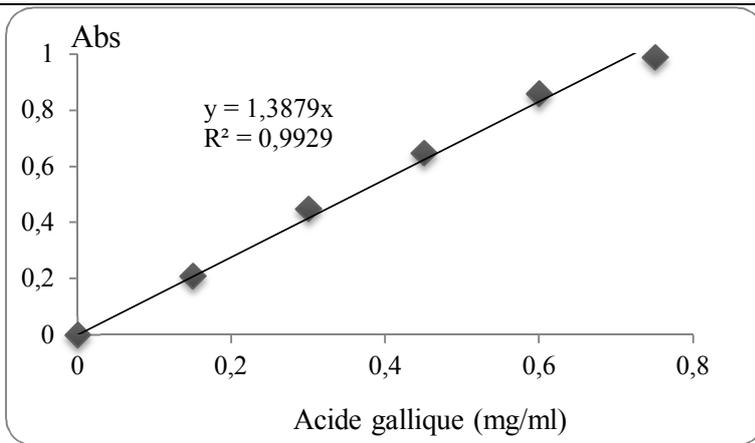
Zeghad N. (2009). Etude du contenu polyphénolique de deux plantes médicinales d'intérêt économique (*Thymus vulgaris*, *Rosmarinus officinalis*) et évaluation de leur activité antibactérienne Mémoire de Magister Université de Constantine : 41- 69.

Zhan Y., Hong-Dong C., et Yao Y-J. (2006). Antioxydant activities of aqueous extract from cultivated fruits- bodies of *cordyceps militaris* (L.) Link in vitro. *Journal of Integrative Plant Biology*, 48 (11) : 1365-1370.

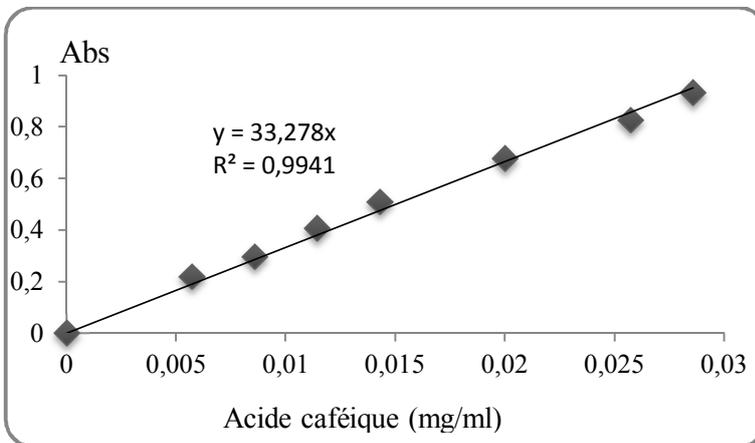


Annexes

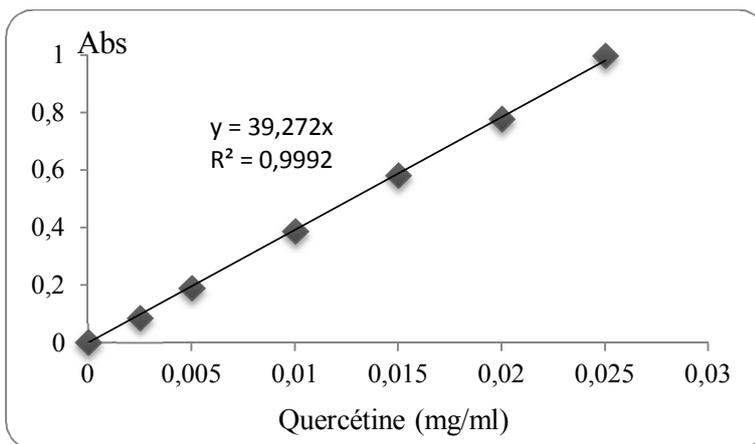
Annexes



(a)

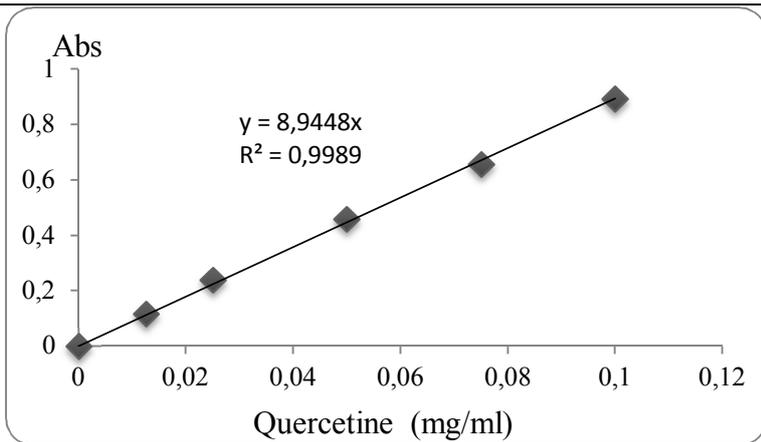


(b)

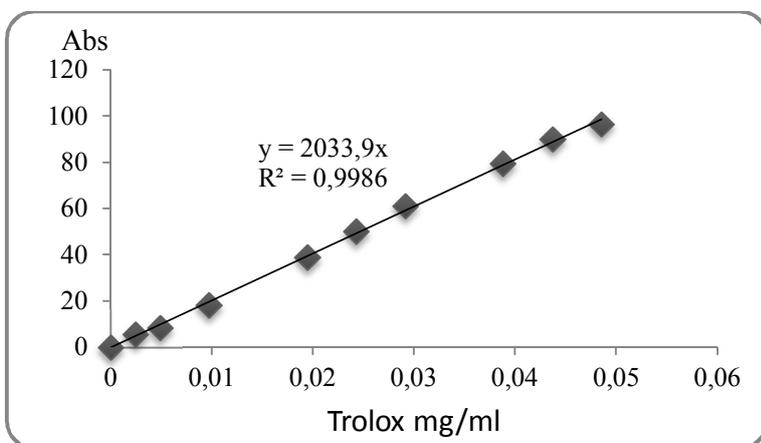


(c)

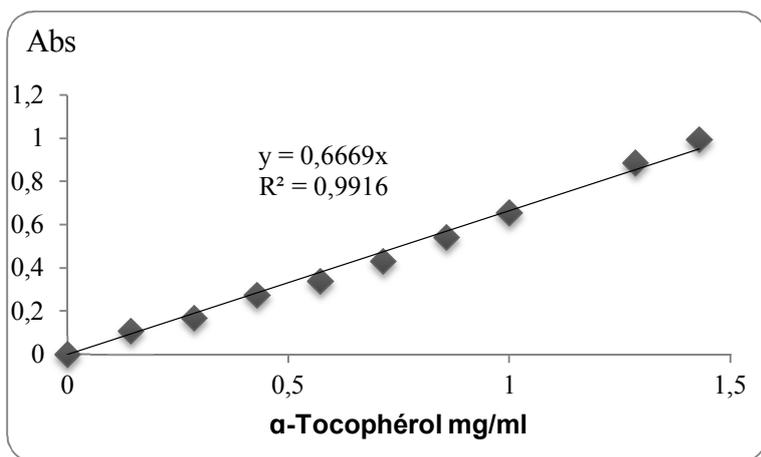
Figure 1 : courbe d'étalonnage (a) polyphénol totaux (b) *ortho*-diphénols (c) flavonoïdes



(d)



(e)



(f)

Figure 2: courbe d'étalonnage (d) pouvoir réducteur (e) pouvoir antiradicalaire (f) activité réductrice totale

Résumé :

L'objectif de ce travail est de déterminer le meilleur rapport soude/sel à utiliser pour l'élaboration des olives vertes de deux variétés, qui permet la préservation des composés phénoliques et d'optimiser l'activité antioxydante de ces fruits. Sigoise présente l'acidité libre la plus élevée dans les rapports (1,5/9) et (1,75/9). Le rapport (1,5/8) donne les teneurs les plus élevées en polyphénols totaux pour les deux variétés étudiées (145,36 mg EAG/100g de MF et 80, 23 mg EAG/100g de MF pour Sigoise et Azzeradj ; respectivement). Ces mêmes rapports exercent la plus forte activité antiradicalaire (3,42 et 0,99mg ET/100g de MF), respectivement. Ainsi que l'activité totale (139,47mg EaT/100g de MF et 16,85mg EaT/100g de MF) respectivement ; Le meilleur pouvoir réducteur est exercé par le rapport (1,5/8). Les extraits de ce rapport exercent une très grande efficacité dans la neutralisation du radical DPPH avec un EC_{50} de 6 et 1,6 $\mu\text{g/ml}$ pour Sigoise et Azzeradj, respectivement. Les résultats montrent que le choix du rapport soude/sel est nécessaire pour utiliser le traitement d'élaboration au style Espagnol, et ça dans le but de préserver toute la richesse de nos fruits en composés phénoliques et l'optimisation de leur capacité antioxydante.

Mots clés : olives de table, style Espagnol, NaOH, NaCl, DPPH, composés phénoliques, activité antioxydante.

Abstract:

The objective of this study is designate the best rapport NaOH/NaCl employ for elaboration of green olives of two varieties, who permit the preservation of phenolic compounds and optimize antioxidant activity of these fruits. Sigoise presents the best and highest tenor free acidity for the rapports (1,5/9) and (1,75/9). The rapport (1,5/8) present a highest tenor of phenolic compounds for two varieties (145,36 mg GAE/100g of FW and 80, 23 mg GAE/100g of FW)for Sigoise and Azzeradj; respectively. These similar rapports exert the best antiradical activity (3, 42 and 0,99mg TE/100g of FW), respectively; such for total activity (139,47mg a T E/100g of FW and 16,85mg aTE/100g of FW) respectively; the best-reducing power is exert via the rapport (1, 5/8). The extracts of this rapport is very efficient in neutralization of DPPH radical with effectives concentrations of EC_{50} of 6 and 1,6 $\mu\text{g/ml}$ for Sigoise and Azzeradj, respectively. Results of this study show that the use of appropriate NaOH/NaCl rapports in green table olives preparation is necessary to preserve phenolic compounds and to optimize antioxidant capacity of the fruits

Key word: table olive, Spanish-style, NaOH, NaCl, DPPH, phenolic compounds, antioxidant activity.