

*République Algérienne Démocratique et Populaire*  
*Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique*  
Université A. MIRA - Béjaïa

*Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie*  
*Département des Sciences Alimentaire*  
*Spécialité : Qualité des Produits et Sécurité Alimentaire*



Réf : .....

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

**MASTER**

*Thème*

**Comparaison entre la désamérisation chimique  
et la désamérisation biologique des olives de  
table**

Présenté par :

**ADROUCHE Sana & MESKOUR Keltoum**

Soutenu le : **02 juillet 2019**

Devant le jury composé de :

**M. CHIKHOUNE. A**  
**Mme. TAMENDJARI. S**  
**Mme. AIDLI. A**

**MCA**  
**MCB**  
**MAA**

**Président**  
**Encadreur**  
**Examineur**

**Année universitaire : 2018 / 2019**

## **Remerciements**

*Tout d'abord nous remercions notre Dieu qui nous a donné le courage, la patience et la force pour réaliser ce modeste travail.*

*Au moment où s'achève ce travail, permettez-nous de remercier du fond du cœur, tous ceux et toutes celles qui, pendant ce temps de travail, nous ont dirigées, soutenues, aidées et encouragées.*

*Qu'il nous soit permis d'exprimer notre profonde reconnaissance et nos remerciements les plus sincères à notre promotrice Mme TAMENDJARI. S pour la confiance qu'elle nous a accordée en nous proposant ce thème de recherche, pour ses critiques constructives et sa rigueur scientifique qui nous ont été utiles pour mener à bien ce travail. Nous la remercions également pour sa patience, son extrême amabilité et ses qualités humaines.*

*Nos profonds remerciements vont également à Mr TAMANDJARI. A pour sa accueil au niveau du laboratoire de biochimie appliqué, pour ses conseils avisés et ses suggestions pertinentes. Nous le remercions également pour son soutien matériel qui nous a permis de réaliser les différentes analyses physico-chimiques.*

*Nous remercions l'ensemble des membres du Jury, Mr CHIKHOUNE. A et Mme AIDELLI. A, d'avoir accepté d'examiner ce modeste travail.*

*Enfin, nos remerciements s'adressent à Mme Smail. L, la technicienne de laboratoire d'analyse sensorielle et toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail.*

# Dédécasses

Je dédie ce modeste travail à mes chers parents **papa NOURDINE** et **mama MEBAREKA** aucune réussite ne serait exprimer l'amour et l'estime que je vous porte. Qu'Allah le tout puissant vous préserve et vous accorde santé, bonheur et longue vie.

A la mémoire de mes grands-parents, j'aurais aimé que vous soyez présents. Que Dieu ait vos âmes dans sa sainte miséricorde.

A mon cher frère **Abderrahmane** et son épouse cousine **Houda**  
A ma grande sœur **Sabrina** et son mari **Zinedine** de leur soutien durant toute l'année et à leurs petits-enfants, mon cœur **Djaber** et champion **Djebril**

A mes sœurs jumelles **SAFI** et **SOPHI**

A toutes mes tentes et leurs maris et mes oncles et leurs épouses a toutes mes cousines : **BAROU, TOTA, MADINA, HAYAT, IBTISSEM, YOUSRA**

A mon binôme **KELTOUM** et a toutes mes amies et amis en particulier **AMINE, BELKIS, NESSRINE, LAHNA, NOURA, SABAH**

A toute ma promotion, **Master 2 QPSA, 2018-2019.**

Sana

## Dédicaces

*À l'aide d'ALLAH le tout puissant ce travail est achevé, je le dédie à  
tous ceux qui me sont chers:*

*À mes très chers parents, en témoignage de ma reconnaissance pour  
leur confiance, leur patience, leurs sacrifices et leur soutien tout au long  
de mes études. Que Dieu vous accorder santé, bonheur et longue vie.*

*À mes très chères sœurs, que Dieu vous protège et vous garde.*

*À toute ma famille, la famille MESKOUR.*

*À tous mes enseignants qui ont contribué à ma formation d'une  
manière directe ou indirecte, de près ou de loin.*

*À tous mes amis et camarades, que Dieu éclaire vos chemins et vous  
aide à réaliser vos vœux.*

*À toute ma promotion, Master 2 « QPSA », 2018-2019, je vous  
souhaite la réussite dans vos vies.*

*Keltoum*

**TABŁE**  
**DE**  
**MATIÈRE**

# Table de matière

## Liste des abréviations

## Liste des figures

## Liste des tableaux

Introduction.....	1
-------------------	---

## Synthèse bibliographique

### I. Olives de table

I.1. Généralité sur l'olive.....	3
I.1.1. Définition de l'olive.....	3
I.1.2. Culture et récolte de l'olive.....	3
I.1.3. Structure et composition de l'olive.....	4
I.1.4 Composition chimique de l'olive.....	5
I.2. Olive de table.....	6
I.2.1. Définition d'olives de table.....	6
I.2.2. Type d'olives de table.....	6
I.3. Marché économique des olives de table.....	7
I.3.1. Marché mondial.....	8
I.3.2. Marché Algérien.....	8

### II. Désamérisation des olives de table

II.1. Elaboration des olives vertes à l'échelle industrielle.....	9
II.2. Désamérisation des olives de table vertes.....	10
II.2.1. Désamérisation chimique.....	10
II.2.2. Désamérisation biologique.....	12

## Partie expérimentale

### Matériel et méthodes

I. Présentation du matériel végétal.....	14
II. Paramètre physico-chimiques.....	15
II.1. Taux d'humidité.....	15
II.2. Mesure du pH.....	16
II.3. Acidité titrable.....	16
II.4. Taux de sel.....	16
III. Dosage des sucres.....	17
IV. Dosage des caroténoïdes.....	17
V. Dosage des composés phénoliques.....	17
V.1 Préparation des extraits méthanolique.....	17
V.2. Dosage des polyphénols totaux.....	18

V.3. Dosage des ortho-diphénols.....	18
V.4. Dosage des flavonoïdes.....	18
VI. Activité anti-oxydante.....	18
VI.1. Test du pouvoir réducteur.....	19
VI.2. Test de la réduction de phosphomolybdate.....	19
VI.3. Test du pouvoir anti-radicalaire.....	19
VI.4. Détermination RACI.....	20
VII. Analyse sensorielle.....	20
VII. Etude statistique.....	21
<b>Résultats et discussion</b>	
I. Paramètres physico-chimiques.....	22
I.1. Taux d'humidité.....	22
I.2. Taux de sel.....	23
I.3. pH et acidité titrable.....	23
II. Teneurs en sucres réducteurs.....	24
III. Teneurs en caroténoïdes.....	25
IV. Teneurs en Composés phénoliques.....	27
IV.1. Teneurs en polyphénols totaux.....	27
IV.2. Teneurs en Ortho-diphénols.....	28
IV.3. Les flavonoïdes.....	29
V. Evaluation de l'activité anti-oxydante.....	30
V.1. Pouvoir réducteur.....	30
V.2. Réduction de molybdate.....	31
V.3. Activité anti- radicalaire.....	32
V.4. Evaluation de l'Index Relatif de la Capacité Anti-oxydante (RACI).....	34
VI. Evaluation de l'analyse sensorielle.....	34
VI.1. Caractérisation des produits.....	34
VI.1.1. Pouvoir discriminant par descripteurs.....	35
VI.1.2. Coefficient des modèles.....	35
VI.2. Cartographie des préférences (preference Mapping).....	37
VI.2.1. Paramètres d'analyse en composantes principales (ACP).....	37
VI.2.2. Carte des préférences.....	38
Conclusion.....	39

## **Références bibliographiques**

## **Annexes**

LISTE  
DES  
ABRÉVIATIONS

# Liste des abréviations

**ANOVA** : Analyse de la variance

**COI** : Conseil Oléicole International

**DNS** : 3,5-dinitrosalicylique

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

**Ech** : Echantillon

**eq** : Equivalent

**IC50** : Concentration nécessaire pour inhiber 50% du radical DPPH·

**MF** : Matière fraîche

**rpm** : Rotation par minute

**RACI** : Index Relative de la Capacité Anti-oxydante

**HPLC** : High Performance Liquid Chromatography

***L. plantarum*** : *Lactobacillus plantarum*

**LISTE DES  
FIGURES / LISTE  
DES TABLEAUX**

## Liste des figures

Numéro	Titre	Page
1	Structure d'une olive (Sansoucy, 1984).	4
2	Evolution du marché algérien des olives de table.	9
3	Les étapes d'élaboration des olives de table vertes à l'échelle industrielle.	9
4	L'hydrolyse de l'oleuropéine par voie chimique (NaOH).	11
5	L'hydrolyse de l'oleuropéine par voie biologique (enzymatique).	13
6	Photographie des différents échantillons étudiés.	15
7	Teneurs en sucres des échantillons d'olives de table étudiés.	24
8	Teneurs en caroténoïdes des échantillons d'olives de table étudiés.	25
9	Mécanisme de dégradation des caroténoïdes au cours de traitement naturel d'olive de table (Ramirez <i>et al.</i> , 2015).	26
10	Teneurs en composés phénoliques des échantillons d'olives de table étudiés.	27
11	Teneurs en <i>ortho</i> -diphénols des échantillons d'olives de table étudiés selon.	28
12	Teneurs en flavonoïdes des échantillons d'olives de table étudiés.	29
13	Pouvoir réducteur des échantillons d'olives de table étudiés.	30
14	Capacité de réduction des ions de molybdate des échantillons étudiés.	31
15	Activité anti-radicalaire des échantillons d'olives de table étudiés.	32
16	Représentation graphique des valeurs RACI pour les échantillons étudiés.	34
17	Pouvoir discriminant par descripteurs.	35
18	Coefficient des modèles des échantillons étudiés.	36
19	Corrélations entre les variables et les facteurs des échantillons étudiés.	37
20	Carte des préférences PREFMAP.	38

## Liste des tableaux

Numéro	Titre	Page
I	Classification d'olives de table.	7
II	Caractéristiques des variétés d'olives étudiées	14
III	Résultats des paramètres physico-chimiques des échantillons d'olives de table étudiées.	22
IV	Valeurs d'IC <sub>50</sub> des différents échantillons étudiés.	33
V	Moyennes ajustées par produit.	36

# INTRODUCTION

## **Introduction**

L'olivier cultivé (*Olea europaea L.*) est un arbre existant en mode natif dans la région méditerranéenne (**Galanakis, 2011**). L'olive, le fruit de cette arbre, est une drupe, devenant généralement noirâtre brun à pleine maturité, (**Esteves da Silva, 2010**). Les fruits d'olives se trouvent sous différentes formes, tailles et poids, elles sont aussi consommées sous différentes formes, à savoir l'huile d'olive et l'olives de table (**Vinha et al., 2005; Galanakis, 2011**).

La texture du comestible est très variable, en fonction de la variété, la teneur en huile, stade de maturité, la qualité du sol, le climat et d'autres facteurs qui rentrent dans la composition chimique et physique du fruit (**Mafra et al., 2004**). La composition des fruits d'olive est influencée, en particulier, par leur stade de maturation (**Charoenprasert et Mitchel, 2012**).

La grande consommation des olives de table, pendant des siècles, est connue et fréquente dans le monde entier en raison de leurs caractéristiques nutritionnelles et agréables au goût. Selon le degré de maturité au moment de la récolte qui détermine la couleur il existe trois types principaux d'olives de table : vert, véraison et noir.

Les olives de table vertes sont actuellement les plus importants produits de légumes fermentés de l'industrie alimentaire dans le monde développé, elles ont un intérêt croissant en raison de leurs avantages pour la santé (**Caponio et al., 2019**).

Elles sont produites par le traitement des olives avec l'objectif d'éliminer leur amertume naturelle (**Esteves da Silva, 2010**), qui résulte de la présence d'une concentration élevée en de composés phénoliques, principalement oleuropéine.

Traditionnellement, les olives de table sont produites par un procédé de fermentation spontanée fortement influencée par le micro-biote autochtone, bien que plusieurs méthodes sont utilisées pour préparer les olives de table dans les différents pays (**Caponio et al., 2019**). Les olives de table vertes de style espagnol, traité par la soude, sont les plus populaires et les plus préférés au niveau du marché mondial.

Ces dernières années, les intérêts de recherche sur les olives de table ont considérablement augmenté (**Sabatini et al., 2009**). L'olives directement saumurées, sans désamérisation préalable par l'NaOH, gagnent de plus en plus d'acceptation dans le marché en raison de la préférence client actuel pour les produits naturels et biologiques (**Moreno-Baquero et al., 2013**). En outre, la solution de l'NaOH produit des grands volumes d'eaux usées contaminées (solutions alcalines et eaux de lavage) (**Habibi et al., 2016**).

C'est dans cet axe que s'inscrit ce travail qui a pour objectif d'évaluer l'effet de la désamérisation biologique et la désamérisation chimique sur les caractéristiques physico-chimiques, la composition et le pouvoir antioxydant des olives de table vertes et d'estimer l'appréciation des olives issues des deux traitements par le consommateur, afin de comparer entre les deux méthodes.

Le premier chapitre et le deuxième seront consacrés à faire une synthèse bibliographique concernant les olives de table et les méthodes de désamérisation applicables sur l'olive respectivement. Quant la partie expérimentale abordera l'explication des méthodes utilisées durant cette étude, les résultats obtenues et leurs interprétations.

**SYNTHÈSE**  
**BIBLIOGRAPHIQUE**

## **I. Olives de table**

### **I.1. Généralité sur l'olive**

L'olive est le fruit de l'olivier, arbre fruitier fait partie de la famille des Oléacées, caractéristique des régions méditerranéennes. On distingue l'olivier sauvage (*Olea Europa Sylvestris*) et l'olivier cultivé (*Olea Europae Sativa*).

L'olivier est cité dans le saint Coran comme étant un arbre béni, symbole de l'homme universel et l'huile d'olive, est source de la lumière divine pour guider les hommes. Il est cultivé pour ses fruits, que l'on consomme entières ou sous forme d'huile après pressage.

#### **I.1.1. Définition de l'olive**

L'olive est une drupe à peau lisse, à enveloppe charnue renfermant un noyau très dur, osseux, qui contient une graine, quelques fois deux. Sa forme ovoïde est typique. Sa couleur, d'abord verte, vire au bleu violacé et au noir à maturité complète. C'est un aliment et la source d'une huile alimentaire issue de son enveloppe riche en graisses (**Gigon et al., 2010**).

#### **I.1.2. Culture et récolte de l'olive**

La zone de présence de l'olivier délimite les régions de type méditerranéen. L'olivier est un arbre qui s'accommode de terrains pierreux et secs, il apprécie particulièrement les sols calcaires. Il craint le froid. En période de repos végétatif, l'olivier peut supporter des températures froides de l'ordre de  $-10^{\circ}\text{C}$  à  $-15^{\circ}\text{C}$ . L'olivier, par contre, est apte à supporter des températures élevées si l'apport en eau est satisfaisant.

La croissance de l'olive comprend les phases suivantes :

- la floraison (des grappes de fleurs jaunes et blanches se forment sur les rameaux de l'année précédente) ;
- La fécondation (pour se transformer en fruit, la fleur de l'olivier a besoin d'être fécondée) ;
- La nouaison (c'est l'étape de formation des fruits. Seulement 5 % des fleurs vont se transformer en fruits) ;
- Le grossissement des fruits (l'olive atteint sa taille adulte en septembre) ;
- la véraison (c'est l'étape de changement de couleur des olives), la maturation (l'olive mûrit pour passer du vert au noir, marron, violacé ..., selon la variété).

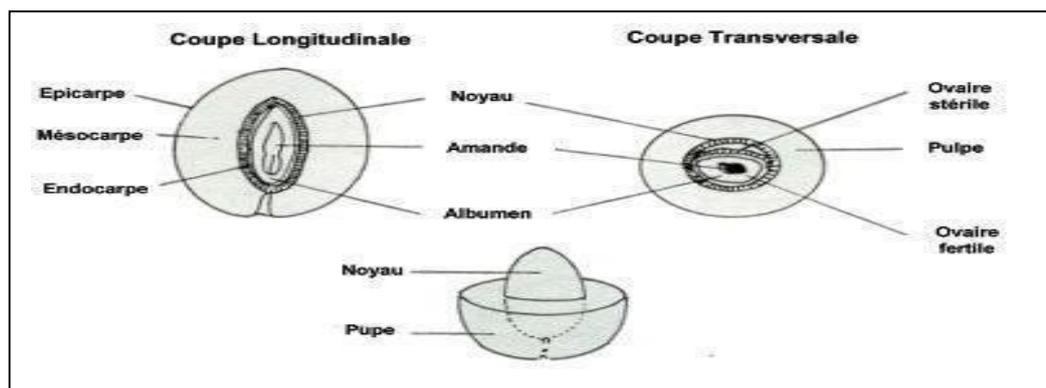
Selon l'usage auquel on les destine, les olives sont récoltées à des époques différentes. Suivant les variétés, on cueille les olives de table à partir du mois d'août jusqu'à la fin octobre. Elles sont alors de couleur verte puisqu'elles ne sont pas mûres. Les olives mûres, pour la fabrication de l'huile ou pour la table, de couleur noire, sont récoltées de novembre à février.

Il existe deux techniques de récolte, la récolte à la main où les olives sont ramassées à la main ou à l'aide d'un instrument appelé peigne et la récolte mécanisée : à l'aide de moyens mécaniques (vibreux, secoueurs,...) où les olives sont secouées ou aspirées, ne s'applique que pour les olives noires, Cette méthode nécessite un matériel coûteux. La cueillette manuelle est la technique la plus ancienne et la seule utilisée encore en Algérie.

### **I.1.3. Structure et composition de l'olive**

L'olive est constituée de l'extérieur vers l'intérieur de trois parties : l'épicarpe, le mésocarpe et l'endocarpe (**Fedeli, 1997**) : (Figure 1)

- **Épicarpe** (la peau de l'olive) : il est recouvert d'une matière cireuse imperméable à l'eau.
- **Mésocarpe** (la pulpe du fruit) : il est constitué de cellules dans lesquelles vont être stockées les gouttes de graisses.
- **Endocarpe** (le noyau) : il est formé de l'enveloppe qui se sclérifie l'été et l'amande à l'intérieur du noyau qui contient deux ovaires dont l'un n'est pas fonctionnel, stérile. Le deuxième produit un embryon qui, en situation favorable d'humidité, de chaleur et d'environnement donnera un nouvel olivier.



**Figure (1) : Structure d'une olive (Sansoucy, 1984)**

#### **I.1.4. Composition chimique de l'olive**

La distribution et la structure des constituants chimiques de l'olive sont complexes et dépendent de paramètres tels que la variété, les pratiques de culture, l'origine géographique et le niveau de maturation.

Les fruits de l'olive, sont principalement composés d'eau (70–75%) et de lipides. La teneur en huile de l'olive varie de 14 à 30%, selon le cultivar et le stade de maturité (Bianchi, 2003).

Les olives sont riches en acides gras mono-insaturés, principalement de l'acide oléique (47–84%) et de l'acide palmitoléique (0,3-3,5%), de plus, l'olive contient des quantités importantes d'acides gras polyinsaturés, d'acides linoléique et linoléiques, qui sont des acides essentiels (Servili *et al.*, 2016).

Les sucres dans les fruits de l'olive représentent jusqu'à 3,5-6% (Servili *et al.*, 2016), une petite quantité comparée aux autres drupes. Les principaux sucres dans les fruits frais sont le glucose, le fructose, le saccharose et le mannitol, bien que d'autres sucres, tels que le galactose, le mannose, le sorbitol, le xylose et le rhamnose, aient été rapportés (Issaoui *et al.*, 2011, Aktas *et al.*, 2014 ).

Les olives contiennent des concentrations de composés phénoliques comprises entre 1 et 3% du poids de la pulpe fraîche. Les phénols les plus abondants dans les olives fraîches sont l'oleuropéine, la déméthyloléuropéine, l'hydroxytyrosol et le verbascoside (Blekas *et al.*, 2002 ; Servili *et al.*, 2016 ; Romero *et al.*, 2017). Les principales classes de composés phénoliques présents dans les olives sont les sécoiridoïdes, les acides phénoliques, les alcools phénoliques et les flavonoïdes.

Les sécoiridoïdes sont caractérisés par la présence soit d'acide élénolique, soit de ses dérivés dans leurs structures moléculaires. Ces composés sont présents exclusivement dans les plantes appartenant à la famille des Oléacées. L'oleuropéine, la déméthyloléuropéine, le ligstroside et le nüzhénide sont les sécoiridoïdes les plus abondants dans les olives, dont l'oleuropéine, est le sécoiridoïde typique de l'olivier (Servili et Montedoro, 2002).

L'oleuropéine est présente en grande quantité dans les fruits d'olive immatures non transformés, il est responsable de leur goût amer, ce composé représente jusqu'à 14% du poids sec des olives non mûres mais, pendant la maturation, il est hydrolysé et produit plusieurs molécules simples comme l'hydroxytyrosol et l'oleuropéine aglycone (Tan *et al.*, 2003).

L'hydroxytyrosol et le tyrosol sont les alcools phénoliques les plus abondants. Les flavonoïdes comprennent les glycosides de flavonol, tels que le lutéoline-7-glucoside et la rutine, ainsi que les anthocyanines. Le verbascoside, un dérivé de l'acide hydroxycinnamique, est également présent (Servili *et al.*, 2004 ; De la Torre-Carbot *et al.*, 2005).

Les olives fraîches sont riches en acides triterpéniques, principalement en acides masliniques et oléanoliques (Romero *et al.*, 2010; Medina *et al.*, 2012; Alexandraki *et al.*, 2014), qui sont principalement concentrés dans la peau (Romero *et al.*, 2017).

Plus récemment, une attention particulière a été accordée au phytoprostane (PhytoP), un composé bioactif identifié dans des olives fraîches et des olives vertes de style espagnol (Collado-González *et al.*, 2015).

L'olive de table est une source également en  $\alpha$ -tocophérol (Sakouhi *et al.*, 2008; Malheiro *et al.*, 2012).

## I.2. Les olives de table

### I.2.1. Définition d'olives de table

Selon Conseil Oléicole International (COI), On appelle « olives de table » le produit : préparé à partir des fruits sains de variétés de l'olivier cultivé 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.

Selon le **CODEX STAN 66 (2013)**, les olives de table sont classifiées selon le type d'olives et la préparation commerciale ou le traitement appliqué (Tableau I).

### I.2.2. Types d'olives de table

En fonction du degré de maturité des fruits frais, le COI a classé les olives de table en :

- 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.

Le tableau I résume les différentes préparations commerciales d'olives de table :

**Tableau I :** Classification d'olives de table (CODEX STAN, 2013)

Préparations commerciales	Types d'olives			Traitements
<b>Olives confites</b>	Olives vertes Confites	Olives tournantes confites	Olives noires confites	Traitement alcalin
	Olives vertes mures	/	/	Traitement destiné à enlever l'amertume plus un traitement thermique adéquat
<b>Olives au naturel</b>	Olives vertes au naturel	Olives tournantes au naturel	Olives noires au naturel	Fermentation totale ou partielle dans la saumure, conservée par adjonction d'agents acidifiants ou non
<b>Olives déshydratées et/ou ridées</b>	Olives vertes déshydratées et/ou ridées	Olives tournantes déshydratées et/ou ridées	Olives noires déshydratées et/ou ridées	Ayant subi ou non un léger traitement alcalin, conservées en saumure ou partiellement déshydratées au sel sec et/ou par chauffage ou autre procédé technologique
<b>Olives noircies par oxydation</b>	Olives noires			Olives vertes ou tournantes conservées en saumure, fermentées ou non, et noircies par oxydation, avec ou sans milieu alcalin.
<b>Spécialité</b>	Olives			Différentes traitements complémentaires.

### **I.3. Marché économique des olives de table**

#### **I.3.1. Marché mondiale**

Certains estiment qu'il y aurait plus d'un milliard d'oliviers dans le monde, la plupart bien sûr autour de bassin méditerranéen. La production d'olive est concentrée sur le pourtour méditerranéen : Espagne, Italie, Grèce, Turquie, Syrie, Algérie, Tunisie, Maroc, Égypte, Portugal.

Selon le COI (2019), la production mondiale de la campagne 2018/19 est estimée à 2 735 500 tonnes, soit une diminution de 7 % par rapport à la campagne antérieure (2017/2018), et les pays membres du COI contribueraient à 91 % de la production mondiale d'olives de table.

L'Espagne, premier producteur mondiale, enregistrerait une production de 613 000 t. L'Égypte, le deuxième pays producteur, enregistrerait 450 000 t. Elle est suivie de la Turquie (420 000 t), de l'Algérie (342 500 t), de la Grèce (190 000 t), du Maroc (130 000 t), de l'Iran (70 000 t) et de l'Argentine avec 66 000 t (COI, 2019). Les autres pays membres ont enregistrerait des volumes inférieurs.

La consommation est passée de 2 737 000 à 2 667 000 tonnes avec une diminution d'environ 3 % par rapport à la campagne 2017/18 et les principaux pays consommateurs sont également les principaux pays producteurs.

#### **I.3.2. Marché Algérien**

L'olivier occupe une place très importante dans l'agriculture Algérienne, en effet les surfaces agricoles consacrées à l'oléiculture ont atteint depuis 1999, près de 500.000 hectares au niveau national, selon un responsable du ministère de l'Agriculture et de la pêche. D'après l'estimation du COI (2019), l'Algérie a atteint une production de 342 500 t avec une augmentation de 8 %, en parallèle, la consommation marque aussi une augmentation (8 %) (Figure 2). L'Algérie est l'un des pays les plus producteurs des olives de tables vertes, ainsi, elle présente un taux de consommation très élevé par rapport aux autres pays membres de COI.

Au cours de cette campagne, 2018/19, et la campagne précédente, 2017/18, aucune importation ni exportation est enregistrée, et les demandes sont couvrir par la production nationale.

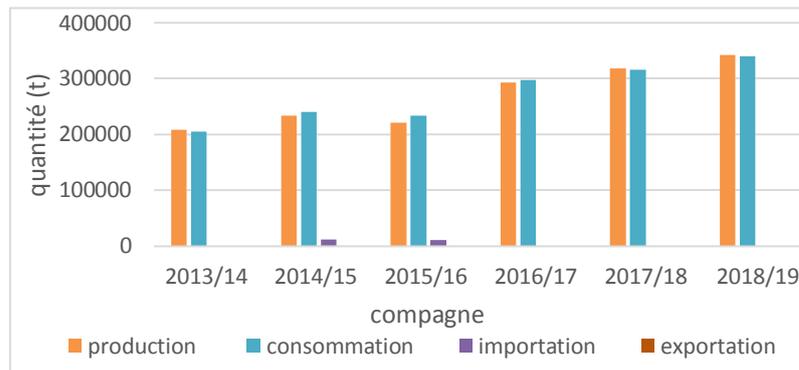


Figure (2) : Evolution du marché algérien des olives de table.

## II. Désamérisation des olives de table

L'olive est le seul fruit qui ne peut être consommé directement car il renferme des teneurs élevées en oleuropéine responsable du goût amer de la drupe, il doit être soumis à des traitements en fonction de la variété et stade de maturité pour éliminer cette amertume (Habibi et al., 2016).

Les olives de table sont habituellement traitées selon l'un des procédés suivants (Chemonics International, 2007) : Américain, Espagnol, Grec ou Kalamata.

### II.1. Elaboration des olives vertes à l'échelle industrielle

Dans toutes les conserveries l'élaboration des olives de table vertes se fait selon le style espagnol qui procède à une désamérisation chimique avec la soude tout en suivant les différentes étapes illustrées dans ce schéma :

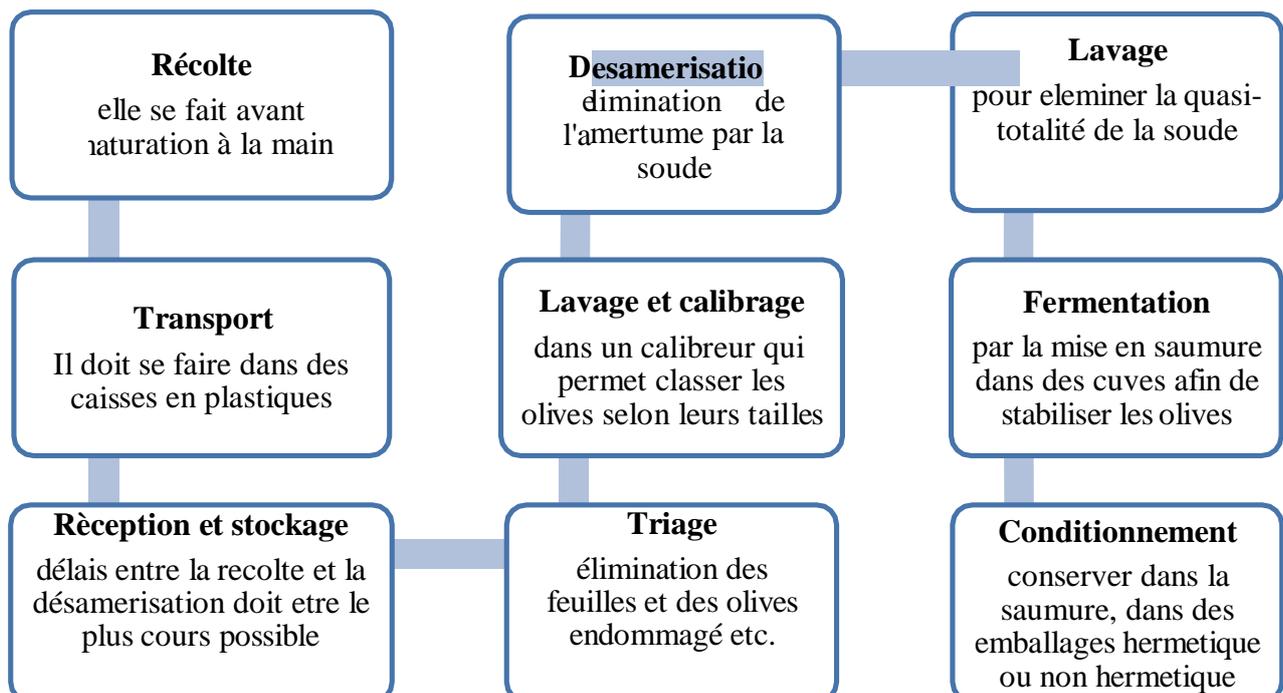


Figure (3) : Les étapes d'élaboration des olives de table vertes à l'échelle industrielle.

## **II.2. Désamérisation des olives de table vertes**

Pour rendre les olives plus agréables au goût et acceptables aux consommateurs, elles sont généralement désamérisées (**Owen *et al.*, 2003**). La désamérisation est un traitement destinée à éliminer l'amertume des olives vertes en hydrolysant et solubilisant l'oleuropéine, le composé responsable du goût amer (**Bianchi, 2003**). Il existe plusieurs méthodes pour la désamérisation des olives :

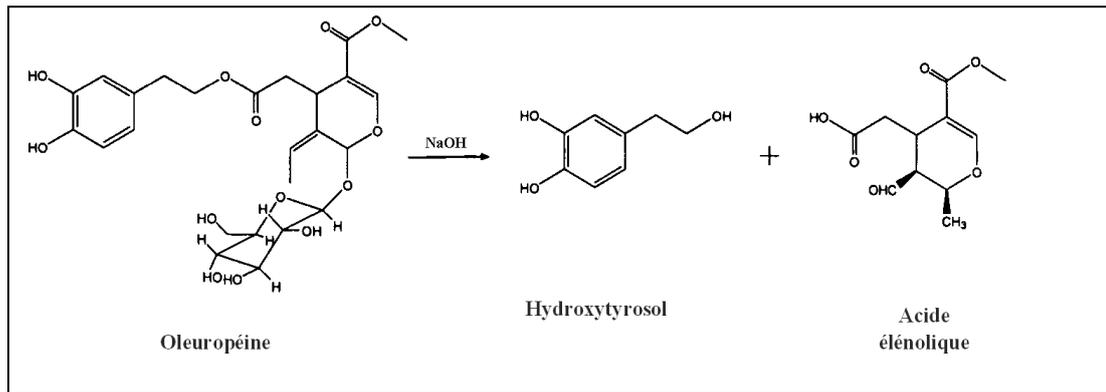
- Des méthodes traditionnelles qui peuvent être par voie chimique ou biologique.
- Des méthodes récentes telles que la désamérisation accélérée par ultrasons (**Habibi *et al.*, 2016**), l'utilisation à la fois de soude et de sel (**Ambra *et al.*, 2017**), par oxydation de l'oleuropéine (**Garia *et al.*, 2008**), par l'utilisation des enzymes (**Soner et Akpinar-Bayizit, 2009**), la désamérisation biologique par utilisation des microorganismes (**Lopez et Lopez, 2007**).

### **II.2.1. Désamérisation chimique**

Est la méthode la plus utilisée dans le monde dont les olives sont traité par une solution diluée de soude qui pénètre le fruit jusqu'au 2/3 de son volume et hydrolyse l'oleuropéine. Ce traitement est effectué avec la soude dont la concentration et la durée variable selon la variété et l'état de maturation des fruits.

Les olives vertes sont traitées avec une solution d'hydroxyde de sodium dont la concentration de l'NaOH varie 2% à 2,5% pendant 8 à 12 heures. Durant cette période, l'oleuropéine sera hydrolysée sous l'action de la soude. Les fruits doivent être complètement immergés dans la solution, car en cas où elles sont exposées partiellement ou entièrement à l'air elles noirciront rapidement d'une part et d'autre elles ne subiront qu'une partielle désamérisation.

Dans des conditions alcalines, la liaison ester de l'oleuropéine est brisée avec la formation de l'hydroxytyrosol et le glucoside d'acide élénolique (Figure 5), les deux composés non amers (**Brenes & de Castro, 1998**).



**Figure (4) :** L'hydrolyse de l'oleuropéine par voie chimique

Après le traitement, les olives sont lavées 2 à 3 fois pour éliminer la soude résiduelle dans l'olive et soumises à une fermentation lactique dans une saumure (9 - 10 %) pendant plusieurs mois (**Kiai et Hafidi, 2014**).

Le traitement avec l'NaOH permet l'édulcoration des olives vertes de style espagnol très rapidement et favorise un produit avec une couleur, flaveur et arôme caractéristique, due à la fermentation spontanée dans les saumures. La fermentation lactique est l'étape la plus importante dans cette préparation, car elle est responsable des propriétés organoleptiques des olives et garantit leur conservation (**Ramírez et al., 2017**).

Ce traitement alcalin engendre des modifications physico-chimiques et structurales importants sur les olives parmi elles on cite :

- Elimination partielle de l'amertume et osmose facilité par l'augmentation de la perméabilité de la peau (**Garrido Fernandez et al., 1992**).
- Ramollissement et perte de la tonicité de la pulpe.
- Une perte au niveau de la composition chimique des olives, sucres, polyphénols, lipides, acides organiques..., soit par dissolution de ces composés soit par leur dégradation chimique et donc une diminution de la valeur nutritionnelle des olives.
- Les composés phénoliques subissent des transformations quantitatives et qualitatives au cours du traitement d'olive (**Brenes et de Castro, 1998 ; Servili et al., 2006**).
- La diminution du taux de l'oleuropéine et l'augmentation du taux ses dérivés.
- La dégradation des lipides (**Lopez et Lopez, 2008**).
- La dégradation des chlorophylles (**Gandul Rojas et al., 2018**).

Au cours de la fermentation aussi il y a des changements physico-chimiques qui se produisent :

- Des composés hydrosolubles tels que des glucides, des composés phénoliques et des autres nutriments, diffuse à partir d'olives vers la saumure, tandis que le sel va de la saumure dans les olives jusqu'à ce qu'il atteigne un état d'équilibre à la fin du processus de saumurage.
- Les substrats fermentescibles (glucose, le fructose, le mannitol, le saccharose, etc.) sont la principale source d'énergie de micro-organismes de fermentation, qui fourniront des acides organiques (principalement de l'acide lactique) essentielle pour la stabilité et de la conservation des olives de table au cours de la fermentation et de stockage.
- Diminution du pH.

### II.2.2. Désamérisation biologique

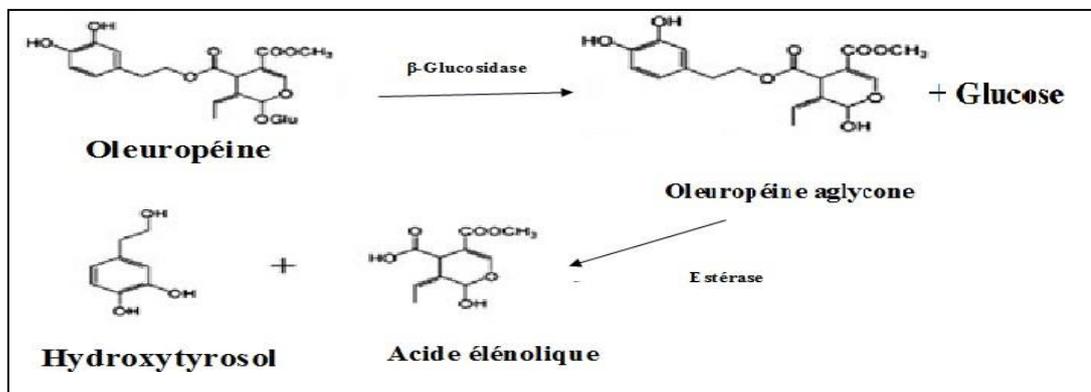
Les molécules de l'oleuropéine peuvent être également hydrolysées par voie enzymatique. Certains microorganismes possèdent une activité  $\beta$ -glucosidase et estérase dans leur métabolisme et de nombreux chercheurs ont étudié la possibilité de les utiliser pour hydrolyser l'oleuropéine et ainsi accélérer l'adoucissement des fruits (Ciafardini, *et al.*, 1994).

Le traitement par la soude pourrait être remplacé par une levure hydrolysant d'oleuropéine, ce traitement confère des propriétés biochimiques qui favorisent la fermentation lactique ultérieure avec *Lactobacillus plantarum* (*L. plantarum*) (Soler *et al.*, 2000).

Selon les découvertes, le traitement chimique pourrait également être remplacé par un procédé entièrement microbiologique qui assurerait à la fois les étapes de désamérisation et de fermentation en utilisant des souches oleuropéino-lytiques. Diverses souches de *L. plantarum* isolées de la saumure d'olives naturellement mûres non traitées avec un alcalin ont été trouvées capables d'hydrolyser l'oleuropéine. (Soler *et al.*, 2000).

Des études ont confirmé que certaines souches de *L. plantarum* ont pu hydrolyser l'oleuropéine par l'action de  $\beta$ -glucosidase formant son aglycone, et l'activité estérase a par la suite libéré les produits finaux de l'hydrolyse, l'acide élénolique et hydroxytyrosol (Figure 5) (Marsilio *et al.*, 1996 ; Ghabbour *et al.*, 2011 ; Zago *et al.*, 2013 ; Tofalo *et al.*, 2014).

Certaines de ces souches ont été capables d'hydrolyser 90 % de l'oleuropéine dans la solution modèle, obtenant l'hydroxytyrosol comme produit d'hydrolyse final, tandis que d'autres chercheurs ont seulement détecté la formation d'un métabolite intermédiaire, l'aglycone d'oleuropéine (**Santos *et al.*, 2012**).



**Figure (5)** : L'hydrolyse de l'oleuropéine par voie biologique (enzymatique).

Les olives vertes confites naturellement, qui ne sont pas traitées avec la soude, perdent leur amertume lentement pendant des mois. Le principal micro-biote dans la saumure de ces olives est formé par les levures et parfois des bactéries lactiques lorsque les conditions sont favorables (**Garrido-Fernandez *et al.*, 1997** ; **Ramirez *et al.*, 2017**).

La production et la consommation d'aliments biologiques et / ou naturels a augmenté ces dernières années, mais pas celles des olives écologiques et / ou naturels. Il y a plusieurs raisons de ce phénomène et parmi eux est la nécessité d'enlever l'amertume des olives sans l'utilisation d'une solution de NaOH et de fournir un produit souhaitable pour les consommateurs qui nécessite plus de temps. Le but de développer ce types de traitements naturelles d'olive verte est d'obtenir un produit final ayant des caractéristiques organoleptiques appréciables (couleur, fermeté et flaveur) ou semblables à ceux du type d'olives de table universellement acceptée, tels que les olives vertes de style espagnol.

L'inconvénient est que cette procédure reste applicable que sur des variétés d'olives relativement pauvres en composés phénoliques car l'action des bactéries lactiques est inhibée par les concentrations élevées d'oleuropéine (**Soler *et al.*, 2000**).

**MATERIEL**  
**ET**  
**METHODES**

## I. Présentation du matériel végétal

Le but de ce travail est de comparer entre deux méthodes d'élaboration des olives de table vertes, l'une consiste en une désamérisation chimique, en utilisant la soude, et l'autre en une désamérisation biologique d'olives tailladées, et d'évaluer l'effet de ces deux méthodes sur l'activité anti-oxydante des extraits méthanoliques.

Les olives des deux variétés *Gordal* (Seddouk) et *Teffahi* (Tazmalt), ont été récoltées durant la campagne oléicole 2018/2019, au niveau de la wilaya de Béjaia, elles sont transportées au laboratoire où elles sont triées, calibrées et lavées. Les caractéristiques des deux variétés étudiées sont présentées dans le tableau II.

**Tableau II** : Caractéristiques des variétés d'olives étudiées

Variété	Origine	Caractéristiques
<i>Gordal</i>	Bejaia (Seddouk)	Gros fruit, légèrement asymétrique au sommet pointu et à la base tronquée, à chair très abondante, ferme et craquante qui se détache très facilement d'un noyau long et fin. PM= 8,47 g
<i>Teffahi</i>	Bejaia (Tazmalt)	Gros fruit arrondi et symétrique de couleur vert jaunâtre. La chair est abondante et se détache très facilement d'un petit noyau. PM= 5,40 g

Les olives des deux variétés sont divisées en deux lots ; l'un est élaboré selon le procédé espagnol qui comprend : une désamérisation chimique, par immersion de l'échantillon d'olive dans une solution de soude (1,5%), jusqu'à pénétration de la soude aux 2/3 de l'épaisseur de la pulpe ; un rinçage avec l'eau deux fois pendant 4 heures, puis une fois pendant 12 heures ; et une fermentation dans une saumure à 10 % de NaCl.

Les olives du second lot sont tailladées en créant deux entailles dans chaque fruit d'olive avec une lame et mises directement dans une saumure concentrée à 10 % en NaCl.

Les olives sont fermentées pendant deux mois, jusqu'à abaissement du pH à 4,5. Les saumures des échantillons ont été renouvelées avec la même concentration initiale pour leur conservation.

Les échantillons ont été codés comme suit : GNT (*Gordal* Non Tailladée), GT (*Gordal* Tailladée), TNT (*Teffahi* Non Tailladée) et TT (*Teffahi* Tailladée). La figure (6) montre la photographie des différents échantillons étudiés.

Le matériel et les réactifs utilisés sont cités dans l'annexe I.

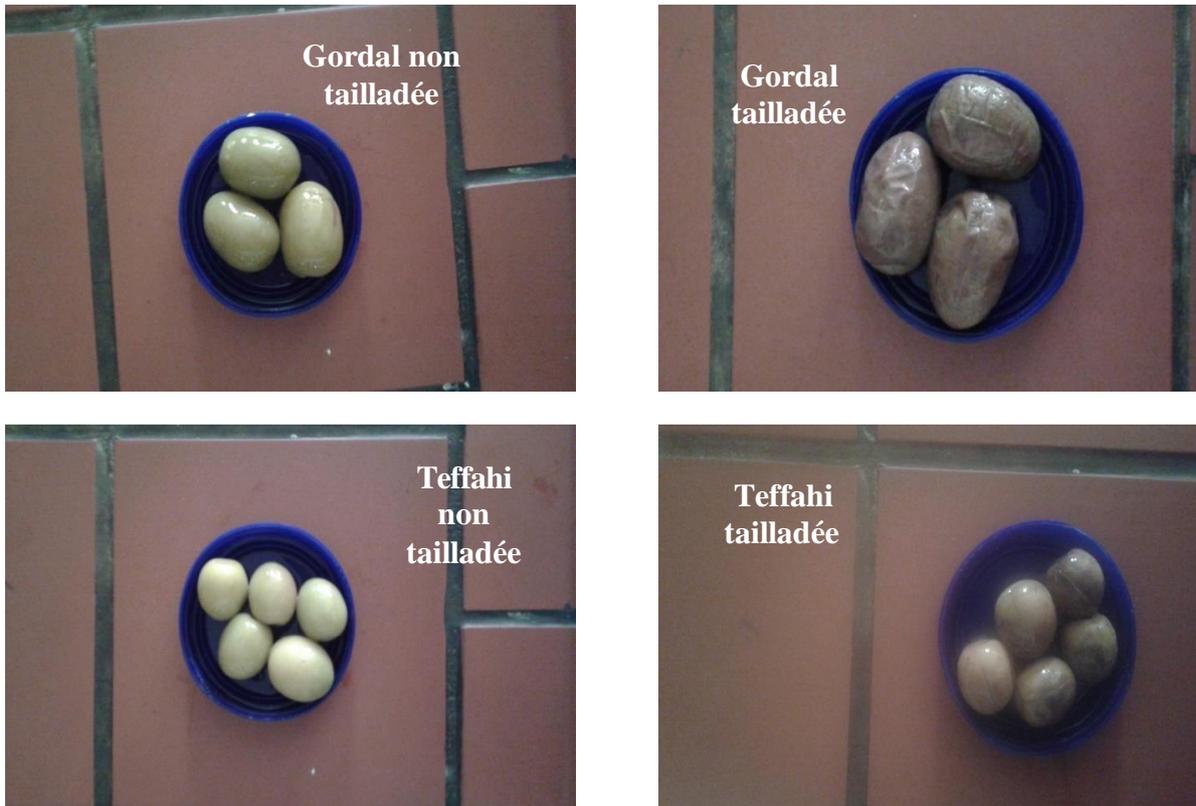


Figure (6) : Photographie des différents échantillons étudiés.

## II. Paramètres physico-chimiques

### II.1. Taux en humidité

Ce test consiste à déterminer la teneur en eau des fruits selon la méthode de **Tovar *et al.*, (2002)**. Un poids de 5g de pulpe d'olive de chaque échantillon est séché dans étuve à 105 °C jusqu'à obtention d'un poids constant (24 à 48h).

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

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

Avec :

**H%** : humidité des fruits exprimée en pourcentage.

**P** et **P<sub>s</sub>** : poids du creuset et de l'échantillon avant séchage et après séchage respectivement.

**P<sub>0</sub>** : poids du creuset vide.

## II.2. Mesure du pH

Le pH a été déterminé sur la saumure à l'aide d'un pH-mètre de marque CRISON.

## II.3. Acidité titrable

L'acidité titrable des olives a été déterminée par la méthode de **Garrido Fernandez *et al.*, (1997)**. Le protocole consiste à macérer 1 g d'olives dans 2 ml d'eau puis l'ajustement de volume à 10 ml et une filtration, l'acidité est titrée avec une solution d'hydroxyde de sodium (NaOH) à 0,1N, en présence de phénolphthaléine comme indicateur coloré, jusqu'à l'obtention d'une couleur rose persistante. L'acidité est exprimée en g d'acide lactique / 100g de pulpe d'olives et les résultats sont calculés selon la formule suivante :

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

**AT** : Acidité titrable.

**m** : Prise d'essai en g.

**N<sub>NaOH</sub>** : Normalité en mol/l de la solution de soude.

**V<sub>0</sub>** : Volume en ml du prélèvement aliquote.

**V<sub>NaOH</sub>** : Volume en ml de la solution de soude.

## II.4. Taux de sel

Le taux de sel est déterminé selon la méthode proposée par Pearson (1976), reprise par **Maldonado *et al.*, (2008)**. Il s'agit d'ajuster 1ml de la saumure à 50ml avec de l'eau distillée. Après ajustement du pH entre 7 et 9, un ml de chromate de potassium (5%) sont ajoutés, un titrage est réalisé avec le nitrate d'argent (0,1N) jusqu'au virage de la couleur au rouge brun.

Le taux de sel pour la saumure est calculé selon la formule suivante :

$$NaCl (\%) = N * V * 58,5 * 0,02$$

**N** : normalité de la solution d'AgNO<sub>3</sub>

**V** : volume d'AgNO<sub>3</sub> utilisé pour la titration.

**0,02** : facteur de dilution (1ml + 49ml d'eau distillée)

**58,5** : éq du NaCl

### III. Dosage des sucres

La teneur en sucres a été déterminée selon la méthode de Miller (1959), modifiée par **Gonçalves *et al.*, (2010)**, en utilisant le glucose comme standard. Les sucres réduisent l'acide 2,3-dinitrosalicylique (DNS) en acide 3-amino-5-nitrosalicylique, à chaud, le produit de la réaction en milieu basique développe une coloration jaune orangée avec un maximum d'absorption à 546 nm. 0,5 ml d'extrait, obtenu par macération dans l'eau, est additionnée à 0,5 ml du réactif de DNS et le mélange est incubé dans un bain-marie à 100° C pendant 5min, puis il est refroidis dans l'eau glacée et dilué avec l'ajout de 5ml de l'eau distillée. Lorsque le mélange atteint la température ambiante, l'absorbance est lue contre un blanc à 540nm et les résultats sont exprimés en g équivalent de glucose par 100g de matière fraîche en se référant à une courbe d'étalonnage (Annexe II-a).

### IV. Dosage des caroténoïdes

La teneur en caroténoïdes a été déterminée selon le Protocole décrit par **Fernando Reyes *et al.*, (2007)** dont l'équivalent de 5g d'échantillon est additionné à 12,5ml d'une solution de deux solvants, l'acétone et l'éthanol (50/50) suivi d'une filtration. Le résidu est lavé avec 10ml de la même solution additionnée de BHT, en suite 10ml d'hexane sont ajoutés, le mélange est agité et laissé au repos 15mn. Une autre agitation est réalisée après l'ajout de 10ml d'eau distillée, le mélange est laissé au repos pendant 30mn. L'absorbance est lue contre un blanc (hexane) à 470nm et les résultats sont exprimés en mg équivalent de  $\beta$ -carotène par 100g de matière fraîche en se référant à une courbe d'étalonnage (Annexe II-b).

## V. Dosage des composés phénoliques

### V.1. Préparation des extraits méthanoliques

Les extraits sont préparés suivant le protocole décrit par **McDonald *et al.*, (2001)**. Un équivalent de 5g de matière sèche de chaque échantillon est macéré et homogénéisé dans 25 ml de méthanol/eau (80/20). Après centrifugation à 3000 rpm pendant 5min, les surnageants sont récupérés tandis que les culots subissent une seconde extraction dans les mêmes conditions. Les extraits de même échantillon sont combinés puis délipidés (par deux lavages à l'hexane), ensuite ils sont filtrés.

## V.2. Dosage des polyphénols totaux

Les teneurs en polyphénols ont été déterminées par la méthode de Folin-Ciocalteu où en milieu basique les composés phénoliques réduisent le réactif de Folin-Ciocalteu en oxyde de tungstène et de molybdène de couleur bleue. L'intensité de cette couleur est proportionnelle à la quantité de polyphénols présents dans l'extrait (**Khadri *et al.*, 2013**).

Le dosage a été effectué suivant le protocole de **Borzillo *et al.*, (2000)**. Un volume de 0,5 ml de réactif de Folin-Ciocalteu est ajouté à 0,1 ml d'extrait méthanolique. Après 5 min, 3 ml de solution de carbonate de sodium (à 20 %) sont additionnés et le volume du mélange est ajusté à 10 ml avec l'eau distillée. Le mélange est incubé à l'obscurité pendant 30 min puis centrifugé (1500 rpm/15min).

L'absorbance du surnageant est mesurée contre un blanc à une longueur d'onde de 725 nm et les résultats sont exprimés en mg équivalent d'acide gallique par 100g de matière fraîche d'olive, en se référant à une courbe d'étalonnage (Annexe II-c).

## V.3. Dosage des *ortho*-diphénols

Les *ortho*-diphénols ont été quantifiés selon le protocole décrit par **Bendini *et al.*, (2003)** qui consiste à ajouter 1 ml de la solution de molybdate de sodium à 5%, préparée dans l'éthanol/eau 50%, à 4 ml d'extrait méthanolique. Après 15 minutes d'incubation à l'obscurité, l'absorbance est lue dans l'UV à 370 nm contre un blanc et les résultats sont exprimés en mg équivalent d'acide caféique par 100g de matière fraîche, en se référant à une courbe d'étalonnage (Annexe II-d).

## V.4. Dosage des flavonoïdes

Les teneurs en flavonoïdes ont été déterminées par la méthode de **Djeridane *et al.*, (2006)**, où 1,5 ml d'extrait ont été mélangés avec 1.5 ml de trichlorure d'aluminium à 2% et l'absorbance du mélange a été mesurée à 430 nm. Les résultats sont exprimés en mg équivalent de quercétine par 100g de matière fraîche, en se référant à une courbe d'étalonnage (Annexe II-e).

## VI. Activité anti-oxydante

L'activité antioxydante a été estimée par trois méthodes : un test du pouvoir réducteur sur le fer ferrique, un test de réduction du phosphomolybdate et un test du pouvoir anti-radicalaire sur le DPPH.

### VI.1. Test du pouvoir réducteur

Ce test consiste à mesurer la capacité des antioxydants à réduire le fer ferrique ( $\text{Fe}^{3+}$ ) du complexe ferricyanure en fer ferreux ( $\text{Fe}^{2+}$ ), à pH acide (Nur Alam *et al.*, 2013) par un simple transfert d'électrons.

Cette réaction d'oxydoréduction est traduite par une coloration verte dont l'intensité est proportionnelle au pouvoir réducteur (Blazovics *et al.*, 2003).

Ce pouvoir réducteur est déterminé selon le Protocole suivant : 1ml d'extrait est additionné à 2,5ml de tampon phosphate (0,2 M et pH 6,6), et 2,5 de ferricyanure de potassium à 10%. Un volume de 2,5 ml du mélange est additionné de 2,5 d'eau distillée et de 0,5ml de chlorure ferrique à 1%. L'absorbance est mesurée à 700 nm contre un blanc et les résultats sont exprimés en mg équivalent BHA par 100g de matière fraîche en se référant à une courbe d'étalonnage (Annexe II-f).

### VI.2. Test de réduction du phosphomolybdate

Le dosage de la capacité anti-oxydante totale est une méthode spectroscopique pour la détermination quantitative de la capacité anti-oxydante, par la formation d'un complexe phosphomolybdène. Le dosage est basé sur la réduction de Mo (VI) en Mo (V) par l'échantillon et la formation subséquente d'un complexe phosphate vert Mo (V) à pH acide.

La capacité anti-oxydante totale est déterminée selon la méthode décrite par Prieto *et al.* (1999). Un volume de 0,2 ml d'extrait est additionné de 2 ml de réactif (acide sulfurique 0,6 M, phosphate de sodium 28 mM et molybdate d'ammonium 4 mM) puis incubé à l'étuve à 95 °C pendant 90 minutes. Après refroidissement de l'échantillon à température ambiante, l'absorbance de mélange est mesurée à 95 nm contre un blanc. Les résultats sont exprimés en équivalent de trolox par 100g de Matière fraîche en se référant à une courbe d'étalonnage (Annexe II-g).

### VI.3. Test du pouvoir anti-radicalaire sur le radical DPPH

Le pouvoir anti-radicalaire est mesuré sur le DPPH : 1,1-diphényle-2-picrylhydrazyl, qui est un radical libre relativement stable de couleur violette en solution dans le méthanol sa décoloration explique le pouvoir de l'extrait à piéger ce radical libre, qu'on peut détecter par spectrophotomètre-UV (Khadri *et al.*, 2013).

Selon le mode opératoire décrit par Boskou *et al.*, (2010), 0,5ml d'extrait est mélangée avec 2ml d'une solution méthanolique de DPPH, et mis à l'obscurité pendant 30 min.

La lecture de l'absorbance est faite à 515 nm contre un blanc en se référant à un témoin sans extrait. Les pourcentages d'inhibition sont calculés comme suite :

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

**AA** : l'activité anti-radicalaire (en % d'inhibition) ;

**A<sub>t</sub>** : l'absorbance du témoin ;

**A<sub>0</sub>** : l'absorbance de l'échantillon.

Les résultats ont été exprimés en mg d'équivalent  $\alpha$ -tocophérol par 100g de matière fraîche en se référant à une courbe d'étalonnage (Annexe II-h).

La valeur IC<sub>50</sub> qui représente la concentration d'extrait inhibant 50% du radical DPPH (Boskou *et al.*, 2006), a été déterminée pour chaque échantillon en utilisant les courbes de l'annexe III.

#### VI.4. Détermination de RACI

Le RACI représente les scores moyens des activités anti-oxydantes des échantillons pour classer ces derniers selon leur potentiel antioxydant, il est calculé selon la méthode de Sun et Tanumihardjo (2007).

Pour évaluer l'Index Relatif de la Capacité Anti-oxydante de chaque échantillon, le calcul du score standard est calculé selon la formule suivante :

$$Score\ standard = \frac{x - \mu}{\sigma}$$

Avec **x** est la valeur brute de chaque test correspondant à chaque échantillon,  **$\mu$**  est la moyenne des valeurs pour chaque test,  **$\sigma$**  est la dérivation standard de toutes les valeurs appartenant à chaque test.

Ensuite, la valeur du RACI est obtenue par le calcul de la moyenne des scores comme suite :

$$RACI = \frac{\sum scores\ des\ tests}{Nombre\ des\ tests}$$

#### VII. Analyse sensorielle

L'approche qui prévaut en analyse sensorielle est de considérer le jury comme un instrument de mesure (Delacharlerie *et al.*, 2008).

L'analyse sensorielle a été effectuée par un jury expert composé de huit personnes, préalablement formés et entraînés à l'évaluation sensorielle par l'Université

d'Abderrahmane MIRA de Bejaia. La séance de dégustation a lieu au niveau du laboratoire d'analyse sensorielle de l'Université.

Les olives ont été évaluées selon les principaux attributs de qualité des olives de table déterminés par le **COI (2011)**, dont quatre groupes d'attributs ont été choisie pour la mise en place du questionnaire préparé (annexe IV) : sensation olfactives (odeur, flaveur), attributs gustatifs (salinité, acidité, amertume, astringence), sensation kinesthésiques (fermeté) et aspects rhéologiques (détachement du noyau, croustillance ...) (**Aponte et al., 2010**).

Les experts ont été invités à donner une note pour chaque attribut en utilisant une échelle de notation de 1 à 5, puis donner une note de préférence aux quatre échantillons par rapport aux descripteurs sur une échelle de 1 à 9.

L'analyse statistique des résultats a été réalisée à l'aide d'un logiciel de statistiques et d'analyse des données nommé XLSTAT.

Les quatre échantillons d'olives de table étudiés sont codés comme suit :

**A** : pour les olives de tables non tailladées de variété Teffahi.

**B** : pour les olives de table non tailladées de variété Gordal

**C** : pour les olives de tables tailladées de variété Teffahi.

**D** : pour les olives de table tailladées de variété Gordal

## VIII. Etude statistique

Chaque test, à part le taux d'humidité, le pH, l'acidité titrable et le taux de sel, est réalisé en deux essais pour obtenir deux valeurs avec l'estimation d'une troisième valeur par le calcul de la moyenne. Les résultats représentent la moyenne des trois valeurs.

Une étude statistique a été réalisée pour la comparaison des résultats et la mise en évidence de différences significatives entre les échantillons pour chaque paramètre en appliquant une analyse de la variance (ANOVA) suivie du test de Newman-Keuls à l'aide d'un logiciel STATISTICA 5.5. Le degré de signification des résultats est pris à la probabilité  $p < 0.05$ .

RÉSULTATS  
ET  
DISCUSSION

## I. Paramètres physico-chimiques

Les résultats des mesures du taux d'humidité, du pH, de l'acidité titrable et du taux de sel de tous les échantillons sont regroupés dans le tableau suivant :

**Tableau III** : Résultats des paramètres physico-chimiques des échantillons d'olives de table étudiées.

Echantillons	<i>Gordal</i> Non Tailladée	<i>Gordal</i> Tailladée	<i>Teffahi</i> Non Tailladée	<i>Teffahi</i> Tailladée
Paramètres				
<b>Taux d'humidité (%)</b>	71	68,12	61,2	56,4
<b>pH</b>	6,54	4,55	6,12	4,88
<b>Acidité titrable (g d'Ac. lactique/100gMF)</b>	1,911	3,225	3,055	4,117
<b>Taux de sel (%)</b>	3,15	2,34	2,11	1, 69

### I.1. Taux d'humidité

D'après les résultats obtenus pour les deux variétés étudiées, les olives non tailladées sont plus humides que les olives tailladées, on remarque que le taux d'humidité d'olives non tailladées à augmenter de 2% dans la variété *Gordal* et d'environ 5% dans *Teffahi* par rapport aux olives tailladés de chaque variété.

Selon **Brescia et al., (2007)**, l'humidité des olives de table est influencée par les lavages qu'elles subissent pendant le traitement à cause des échanges hydrique entre la pulpe et la saumure qui augmente la teneur en eau du tissu d'olives.

L'augmentation de la teneur en eau dans olives non tailladés (traitées à la soude) peut être liée à l'augmentation de la perméabilité membranaire par dégradation des polysaccharides et déesterification des pectines (**Maldonado et al., 2008**). Dans le cas des olives tailladées cette teneur est réduite probablement à cause des entailles qui provoquent la sortie de l'eau de la pulpe vers la saumure en créant un équilibre entre les deux matrices (**Brescia et al., 2007**).

La différence enregistrée dans le taux en humidité entre les deux variétés s'explique par la possible différence dans l'apport hydrique pendant le cycle de maturation entre les deux variétés (**Casas et al., 1999**). Aussi, à la différence dans la perméabilité et l'épaisseur de l'épicarpe entre les deux variétés (**Poiana et Romeo, 2006**).

### I.2. Taux de sel

La teneur en sel de la saumure est un facteur très important dans le processus de la fermentation et la conservation des olives de table (**Rokni et al., 2015**).

Le taux de sel des saumures des échantillons d'olives de table étudiés est présenté dans le tableau III. D'après ces résultats, on constate que la variété *Gordal* renferme des teneurs en sel plus élevées que *Teffahi* et que les olives non tailladées (désamérisées chimiquement) présentent des teneurs en sel plus élevées que les olives tailladées (désamérisées par voie biologique) pour les deux variétés étudiées. Ceci revient à l'action de la soude qui est responsable de l'augmentation de la perméabilité membranaire ce qui facilite la diffusion des chlorures dans la pulpe jusqu'à établissement d'un équilibre entre la pulpe et la saumure (**Chammem et al., 2005 ; Maldonado, 2008**).

### I.3. pH et acidité titrable

L'acidité élevée est un avantage recherché dans le processus de fermentation des olives de table, car l'acidité limite l'altération de ce produit et contribue dans sa conservation.

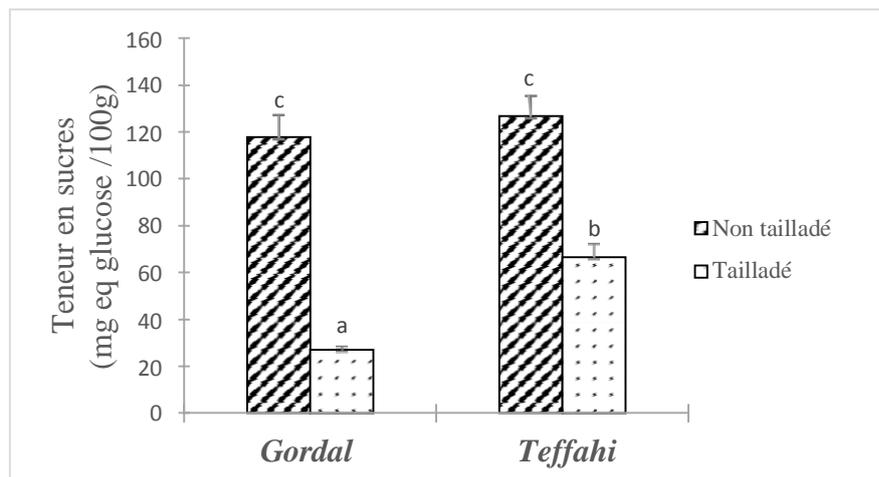
Les résultats de la mesure du pH de la saumure de fermentation montrent une différence nette entre les saumures des olives non tailladés et celles des olives tailladés, Les olives tailladées étant plus acides, une différence d'acidité titrable est estimée à 39% et 25% pour les olives non tailladés des variétés *Gordal* et *Teffahi*, respectivement par rapport aux olives non tailladés.

D'après **Sakouhi et al., (2008)**, le pH est lié à la présence d'acides gras libres et d'acides organiques produits par les bactéries, mais surtout à la fermentation des sucres en acide lactique par les bactéries lactiques et les levures (**Chorianopoulous et al., 2005**). En outre, la diffusion de certains phénols acides et la dégradation d'autres composés phénoliques en des acides tel que l'acide élénolique peut contribuer à l'abaissement du pH au cours de fermentation (**Kiai et Hafidi, 2014**). Aussi, l'hydrolyse des triacylglycérols sous l'action des enzymes lipolytiques contribue pour l'augmentation de l'acidité (**Pasqualone et al., 2014**).

Les olives tailladées sont plus acides que les olives non tailladées à cause de leur richesse en acides organiques, principalement l'acide lactique obtenu par la fermentation des sucres. L'augmentation du pH dans la saumure des olives non tailladées peut être expliqué par la dégradation des acides organiques par les levures et moisissures (Asehrou *et al.*, 2000). La soude résiduelle au traitement de désamérisation chimique entrave l'action des bactéries lactiques (qui opère à pH 5,6 à 5,4) pour un bon déroulement de la fermentation (Chammem *et al.*, 2005 et Lamzira *et al.*, 2005). Les résultats obtenus attestent bien de l'effet négatif de la désamérisation chimique sur le déroulement de la fermentation lactique (Rokni, 2015).

### II. Teneurs en sucres réducteurs

Les teneurs en sucres réducteurs des échantillons étudiés sont représentés dans la figure suivante :



**Figure (7) :** Teneurs en sucres des échantillons d'olives de table étudiés

*Les barres verticales représentent les écart-types ;*

*Des lettres différentes indiquent des différences significatives ( $p < 0,05$ ).*

L'étude statistique ne montre aucune différence significative entre les échantillons non tailladés des deux variétés qui ont les teneurs les plus élevées. Par contre, une différence significative est notée entre les olives tailladées et les olives non tailladées, aussi entre les deux échantillons tailladés.

Une différence de 84% et 50% est notée dans les taux de sucres entre les olives tailladées et les olives non tailladées des variétés *Gordal* et *Teffahi*, respectivement.

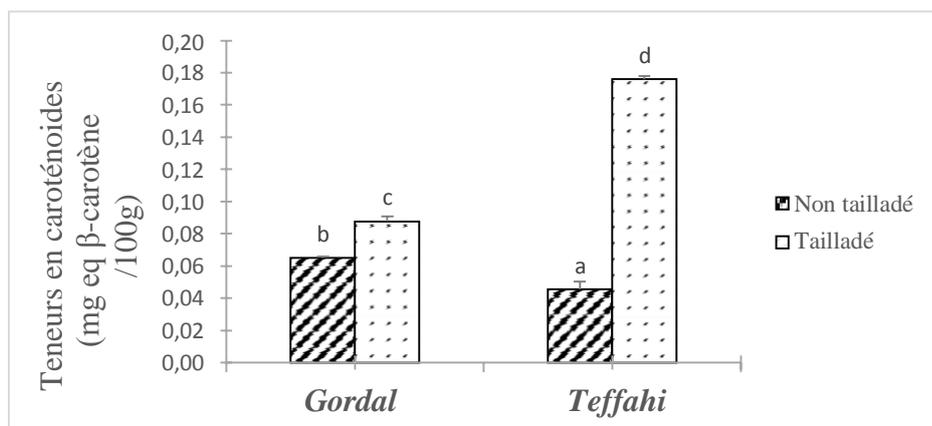
Il y a une forte relation entre la teneur en sucres et la progression de la fermentation lactique car les micro-organismes utilisent les sucres, principalement le glucose, le fructose et le saccharose (Issaoui *et al.*, 2011) en tant que source de carbone dans la fermentation lactique. Les travaux de Kia et Hafidi, (2014) ont montré que la teneur en sucres diminue avec la progression de la fermentation. En effet une corrélation significative ( $r = -0,528$ ) a été observée entre la teneur en sucres et l'acidité des olives.

D'après les résultats obtenus, les olives tailladées renferment des teneurs en sucres réducteurs plus faibles parce qu'elles ont subies une fermentation plus poussée par rapport aux olives non tailladées et probablement, leurs entailles ont augmenté la surface de contact entre les micro-organismes et les substrats de fermentation et améliorées le taux de fermentation. La persistance de la soude dans la saumure des olives non tailladées crée une acidité combinée qui entrave le bon déroulement de la fermentation (Chammem *et al.*, 2005).

Il importe de souligner que les teneurs en sucres résiduels dans les olives non tailladées (élaborées au style espagnol) sont largement supérieures aux valeurs publiées par Mettouchi *et al.*, (2016) sur les mêmes variétés (16,60 g/Kg pour *Gordal* et 11,72 g/Kg pour *Teffahi*).

### III. Teneurs en caroténoïdes

Les teneurs en caroténoïdes des échantillons étudiés sont illustrés dans la figure suivante :



**Figure (8) :** Teneurs en caroténoïdes des échantillons d'olives de table étudiés

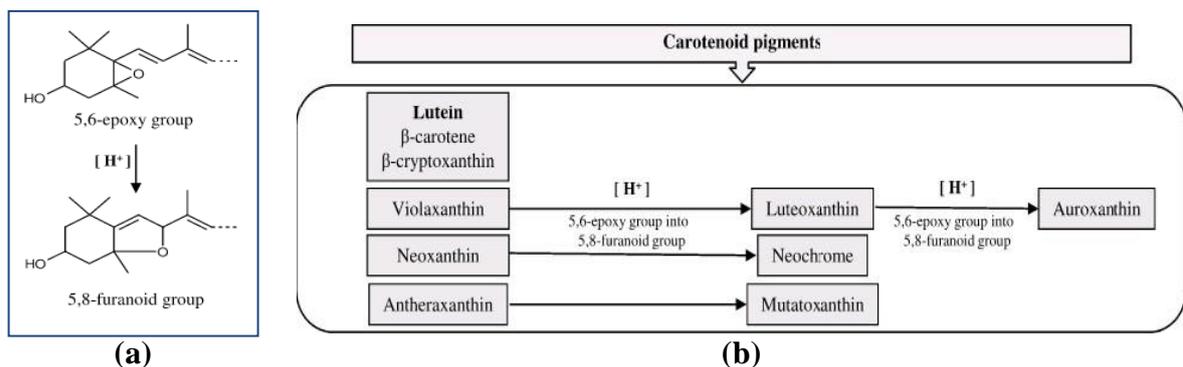
Les barres verticales représentent les écart-types ;

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

L'étude statistique a révélé une différence significative entre les quatre échantillons d'olives de table étudiés. Les résultats montrent que les olives tailladées présentent des teneurs plus élevées en caroténoïdes en comparaison aux olives non tailladées pour la même variété. Le taux en caroténoïdes est plus élevé de 74,43% et 26,13% dans les olives tailladées que les non tailladées pour *Gordal* et *Teffahi*, respectivement.

Les caroténoïdes sont plus concentrés dans la peau que dans la pulpe de fruits charnus (Gautier, 2014), les tissus de la peau des olives non tailladés sont altérés sous l'effet de la soude qui détruit la structure de ces composés.

Les caroténoïdes sont moins affectés par le pH alcalin (traitement par la soude) que par le pH acide (rappelant que les olives tailladées sont plus acides). L'acidité conduit à la formation des groupements 5,8 epoxydes au niveau des caroténoïdes (figure 9 (b)) et à l'apparition de nouveaux dérivés de caroténoïdes (néochrome, luteoxanthine,...) et par la suite la réorganisation de ces groupements en 5,8 furanoïde (figure 9 (a)) (Ramirez *et al.*, 2015 ; Gandul Rojas et Guerrero, 2018).



**Figure (9) :** Mécanisme de dégradation des caroténoïdes au cours de traitement naturel d'olive de table. (Ramirez *et al.*, 2015).

Aussi, Garrido Fernandez *et al.* (2010) ont rapporté dans leur étude que certaines souches de *L. plantarum* sont capables de produire un composé caroténoïde nommé C30 4,4-diaponeurosporène. Ces données expliquent la teneur élevée en caroténoïdes des olives tailladées.

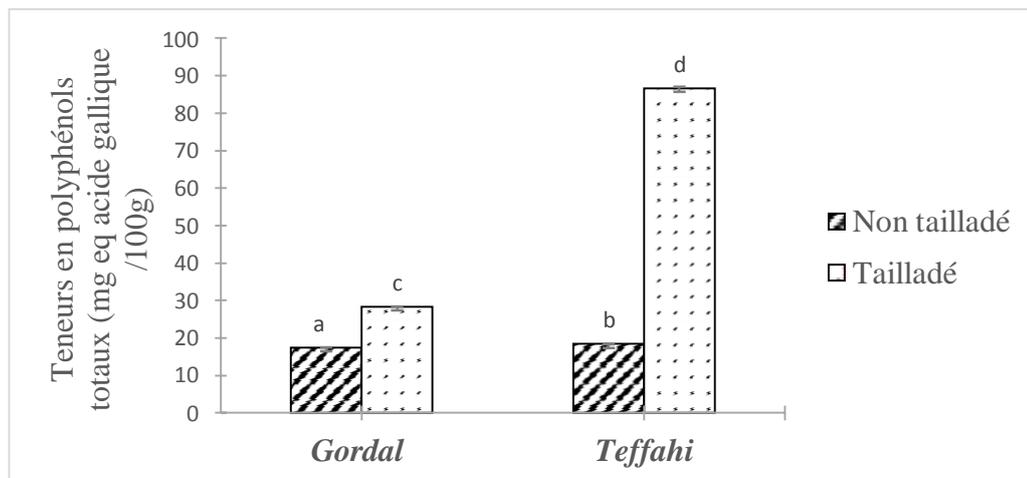
## IV. Teneurs en Composés phénoliques

### IV.1. Teneurs en polyphénols totaux

La teneur en polyphénols des échantillons d'olives tailladées et non tailladées des variétés *Gordal* et *Teffahi* sont représentés dans la figure (10). L'analyse statistique montre une différence significative entre les quatre échantillons étudiés.

D'après les résultats obtenus, on constate que les olives tailladées, qui ont subies une désamérisation biologique (Olives tailladées) présentent des teneurs plus élevées en polyphénols totaux par rapport aux olives désamérisées chimiquement (olives non tailladées). Selon **Marsilio et al., (2005)**, le traitement naturel des olives favorise une plus grande rétention des bio-phénols, probablement en raison du développement d'un biofilm comme une barrière pour la diffusion des polyphénols.

La fermeté des olives désamérisées biologiquement permet à l'épiderme d'agir comme une barrière limitant la diffusion (faible vitesse de diffusion) des composés phénoliques (**Fadda et al., (2014) ; Chranidi, (2018)**).



**Figure (10) :** Teneurs en composés phénoliques des échantillons d'olives de table étudiés.

*Les barres verticales représentent les écart-types ;*

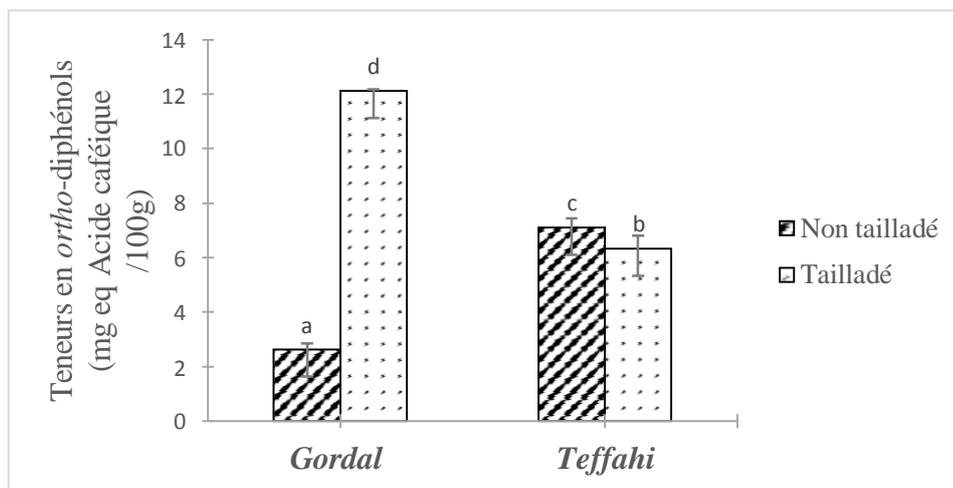
*Des lettres différentes indiquent des différences significatives ( $p < 0,05$ ).*

La faible teneur en polyphénols des olives non tailladées, traité par la soude, peut être expliquée par la diffusion des polyphénols, dans la soude, l'eau de lavage et la saumure, pendant les étapes de lavage et de l'ensauumage au cours du traitement alcalin (**Parinos et al., 2007 ; Chranioti et al., 2018**).

Une différence importante est notée dans la teneur en composés phénoliques entre les olives tailladées et non tailladées dans les deux variétés étudiées (78,71%, équivalent à Cinq fois plus, dans *Teffahi* et 38,23% dans *Gordal*) en faveur des olives tailladées. Ce qui confirme les données de **Bianchi, (2003)** à savoir que le traitement d'élaboration influence différemment le contenu phénolique entre les variétés en raison de la différence dans leur profil phénolique.

### IV.2. Teneurs en *Ortho*-diphénols

Les teneurs en *ortho*-diphénols obtenus pour les échantillons étudiés sont représentées dans la figure suivante :



**Figure (11) :** Teneurs en *ortho*-diphénols des échantillons d'olives de table étudiés.

*Les barres verticales représentent les écart-types ;*

*Des lettres différentes indiquent des différences significatives ( $p < 0,05$ ).*

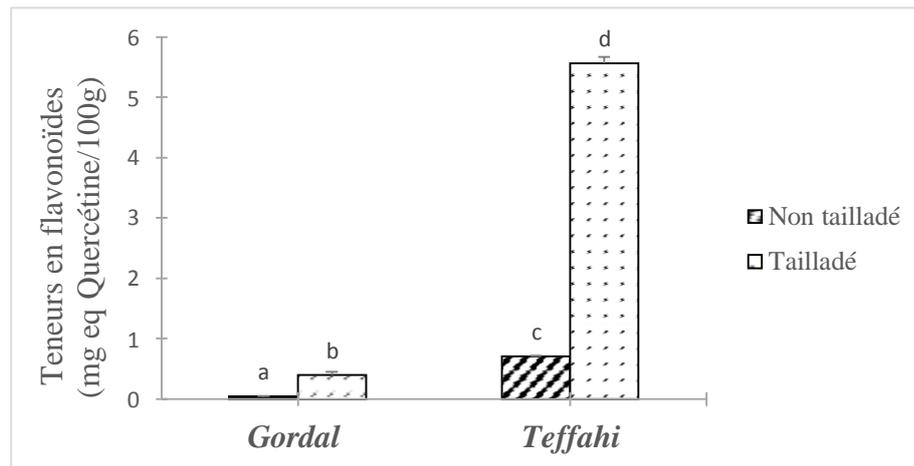
L'étude statistique montre que les teneurs en *ortho*-diphénols diffèrent significativement ( $p < 0,05$ ) entre les quatre échantillons.

Selon les résultats obtenus, la teneur en *ortho*-diphénols des olives tailladées de la variété *Gordal* (12,124mg/100g) est six fois plus élevée que celle des olives non tailladées (2,62 mg/100g). Ainsi la part des *ortho*-diphénols par rapport aux polyphénols totaux passe de 14,99% dans les olives non tailladées à 42,78% dans les olives tailladées pour *Gordal*. Par contre dans la variété *Teffahi*, c'est les olives non tailladées qui présentent une teneur plus élevée par rapport aux olives tailladées, et la part des *ortho*-diphénols passe alors de 34,27% dans les olives non tailladées à 7,29% dans les olives tailladées.

Une supposition serait à vérifier, si la teneur en oleuropéine est majoritaire dans la variété *Teffahi*, dans ce cas la différence entre les teneurs en ortho-diphénols des olives tailladées et les non tailladées est liée au degré d'hydrolyse de ces composés qui est plus rapide et plus importante par la voie chimique.

### IV.3. Les flavonoïdes

Les teneurs en flavonoïdes des échantillons étudiés sont représentés dans la figure suivante :



**Figure (12)** : Teneurs en flavonoïdes des échantillons d'olives de table étudiés.

*Les barres verticales représentent les écart-types ;*

*Des lettres différentes indiquent des différences significatives ( $p < 0,05$ ).*

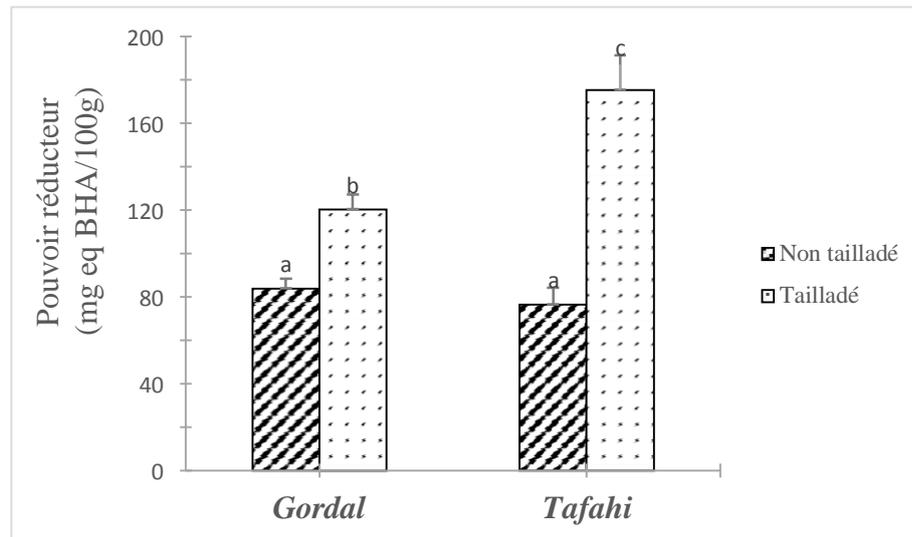
L'analyse statistique montre que les teneurs en flavonoïdes diffèrent significativement selon la variété et le mode de préparation des olives.

Comme les résultats le montrent, la teneur en flavonoïdes est plus élevée dans les extraits des olives tailladées que les non tailladées. D'après la figure (12), les olives tailladées de la variété *Teffahi* ont une teneur sept fois plus élevée que celle des olives non tailladées cela confirme que les flavonoïdes sont mieux préservés et plus retenues dans les olives tailladées. Dans les olives non tailladées, ces composés sont perdus probablement par diffusion dans la saumure en raison de l'augmentation de la perméabilité de l'épiderme.

## V. Evaluation de l'activité anti-oxydante

### V.1. Pouvoir réducteur

La figure suivante illustre le pouvoir réducteur des olives de table tailladées et non tailladées étudiés.



**Figure (13)** : Pouvoir réducteur des échantillons d'olives de table étudiés.

*Les barres verticales représentent les écart-types ;*

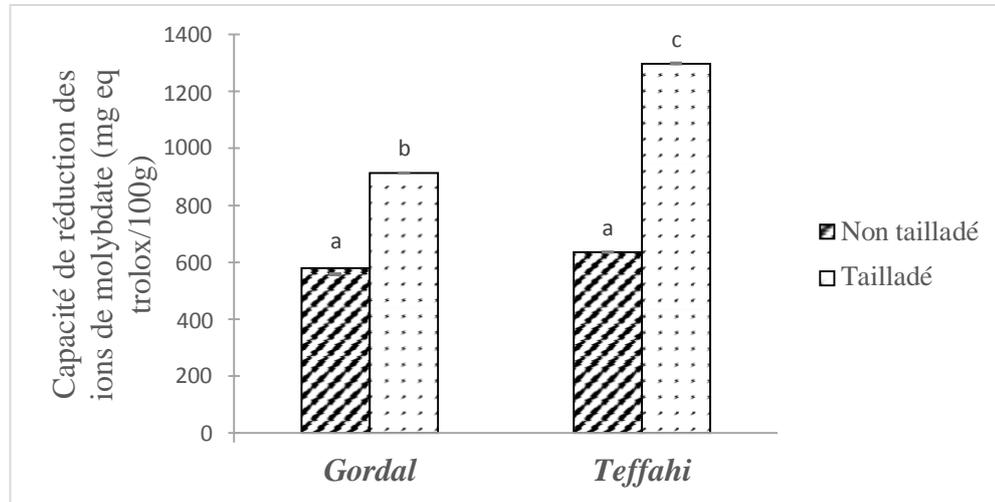
*Des lettres différentes indiquent des différences significatives ( $p < 0,05$ ).*

D'après l'étude statistique, il existe une différence significative entre les extraits méthanoliques des olives tailladées et celles des non tailladées pour les deux variétés mais aucune différence significative n'est enregistrée entre les deux échantillons d'olives non tailladés.

Comme la figure (13) le montre, les olives tailladées ont un pouvoir réducteur plus élevé que les olives non tailladés, chez les olives tailladés de variété *Teffahi*, la capacité réductrice a doublée en taillant les olives. Cette augmentation dans la capacité réductrice des olives tailladées est liée à l'augmentation de la teneur en polyphénols totaux et en flavonoïdes. Ceci est confirmé par l'existence d'une corrélation significative entre le pouvoir réducteur et les polyphénols totaux ( $r = 0,957$ ) et la teneur en flavonoïdes ( $r = 0,896$ ).

## V.2. Réduction de molybdate

La figure (14) illustre les résultats de la capacité des échantillons étudiés à réduire les ions de molybdate.



**Figure (14) :** Capacité de réduction des ions de molybdate des échantillons étudiés.

*Les barres verticales représentent les écart-types ;*

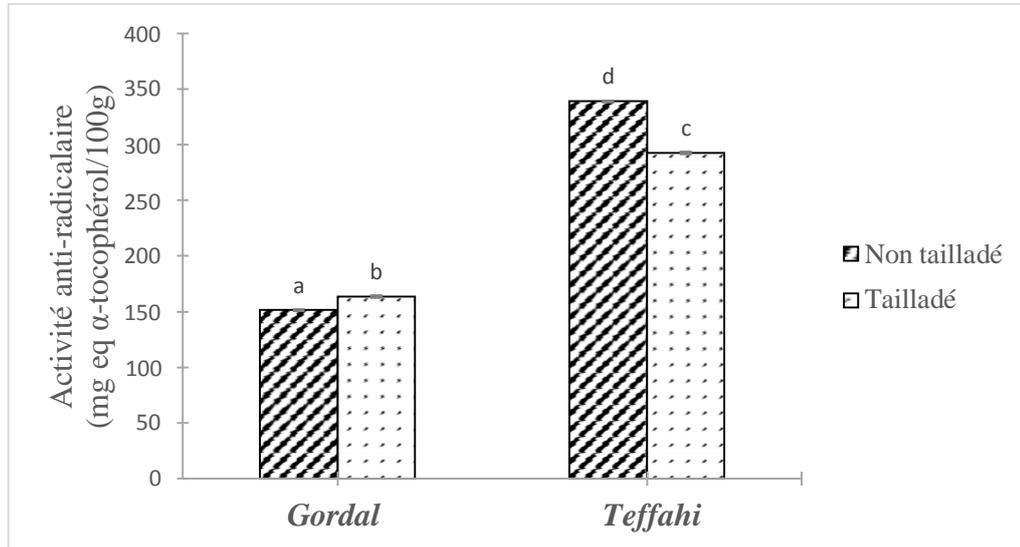
*Des lettres différentes indiquent des différences significatives ( $p < 0,05$ ).*

L'Analyse statistique montre une différence significative entre les olives tailladées et les olives non tailladées pour la même variété, mais elle ne révèle aucune différence significative entre les deux échantillons d'olives non tailladées.

Les olives tailladées, pour les deux variétés étudiées, ont la capacité réductrice la plus élevée tandis que les olives non tailladées enregistrent la capacité la plus faible. Ce qui rappelle la même tendance que les teneurs en composés phénoliques ( $r = 0,952$ ) et en flavonoïdes ( $r = 0,901$ ).

### V.3. Activité anti-radicalaire sur le radical DPPH

L'activité anti-radicalaire des quatre échantillons étudiés est illustrée dans la figure suivante :



**Figure (15)** : Activité anti-radicalaire des échantillons d'olives de table étudiés.

*Les barres verticales représentent les écart-types ;*

*Des lettres différentes indiquent des différences significatives ( $p < 0,05$ ).*

D'après l'analyse statistique il existe une différence significative entre les deux variétés et entre les deux modes de préparations pour une même variété.

On observe deux cas, le cas de la variété *Gordal*, où les olives tailladées ont l'activité anti-radicalaire la plus élevée et le cas contraire, le cas de la variété *Teffahi* où les olives non tailladées montrent une activité plus forte que les olives tailladées.

Il apparaît d'après les résultats obtenus que l'activité anti-radicalaire des échantillons ne suit pas la même évolution que la teneur en polyphénols ; confirmé par l'absence d'une corrélation entre les trois classes de composés phénoliques dosés et l'activité anti-radicalaire. Ces résultats confirment l'importance de la qualité des composés phénoliques (nature, Propriétés structurales) mis en jeu dans l'action anti-oxydante sur la quantité de ces composés. (Pereira *et al.*, 2006 ; Mc Donald *et al.*, 2001). Ces résultats restent néanmoins en contradiction avec ceux de D'Antuono *et al.*, (2018).

Aussi, la soude employée pour la désamérisation des olives non tailladées inhibe l'action des polyphénols oxydases responsables de l'oxydation des composés phénoliques

(et surtout des *ortho*-diphénols) (**Ramirez et al., 2015**). Ces enzymes étant actives dans les olives tailladées catalysent l'oxydation des composés phénoliques qui deviennent alors moins actifs contre les radicaux libres.

La valeur IC<sub>50</sub> déterminée en mg/ml exprime la concentration efficace de l'extrait antioxydant nécessaire pour le piégeage et la réduction de 50% des molécules de DPPH· en dissolution dans du méthanol. Plus le IC<sub>50</sub> est faible plus l'activité anti-oxydante d'un composé est élevée (**Molyneux, 2004 ; Villano et al., 2007**).

D'après **Qusti et al., (2010)**, Cette valeur est déduite à partir de la régression linéaire de la pente reliant le pourcentage de l'activité anti-oxydante et la concentration de l'extrait (annexe III), le tableau IV rapporte les valeurs IC<sub>50</sub> des échantillons étudiés.

**Tableau IV :** Valeurs d'IC<sub>50</sub> des différents échantillons étudiés.

Echantillon	Ic <sub>50</sub> (mg/ml)
<i>Teffahi</i> Tailladée	5,66
<i>Teffahi</i> Non Tailladée	8,20
<i>Gordal</i> Tailladée	15,71
<i>Gordal</i> Non Tailladée	18,68

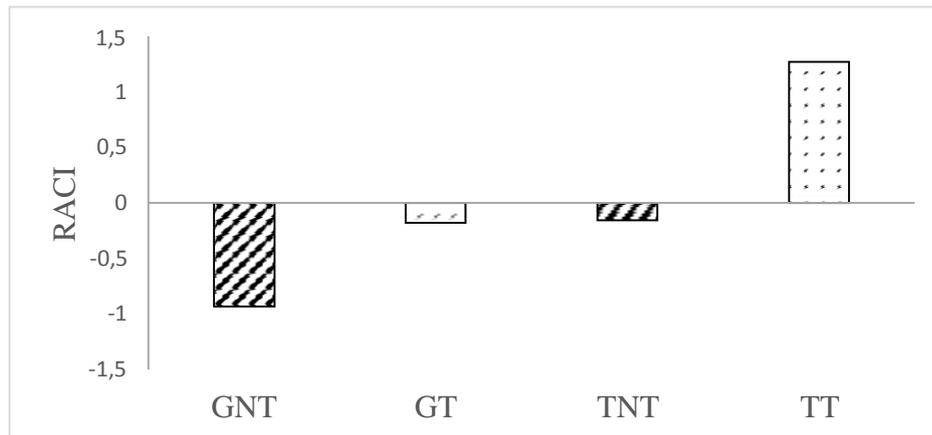
Les olives tailladées marquent une activité anti-oxydante plus élevée que les olives non tailladées, et l'extrait de *Teffahi* tailladée donne la valeur IC<sub>50</sub> la plus faible. En effet, des corrélations significatives sont observées entre la teneur en polyphénols totaux et les valeurs IC<sub>50</sub> ( $r = -0,67$ ). Les valeurs IC<sub>50</sub> obtenues sont supérieures à celles publiées par **Sousa et al., (2008)** pour des olives vertes (*Alcaparras*) tailladées en saumure entre 0,340 et 1,72mg/ml, elles sont supérieures aussi à celles publiées par **Habibi et al., (2016)** comportant une désamérisation par la soude qui donne un IC<sub>50</sub> de 0.92mg/ml à une désamérisation par ultrason qui réduit l' IC<sub>50</sub> à 0.80mg/ml.

Des corrélations significatives ont été relevées entre l'acidité libre et l'activité anti-radicalaire des échantillons étudiés ( $r = 0,56$ ). Ce qui n'est pas en accord avec les résultats d'**Obeid et al., (2008)**, qui montrent que la présence d'acides (acide lactique ou citrique)

ou de bases dans le milieu interrompt l'équilibre ionique ce qui entrave la réaction des polyphénols avec le radical DPPH.

### V.4. Evaluation de l'Index Relatif de la Capacité Anti-oxydante (RACI)

Le classement de nos échantillons selon leurs valeurs de RACI est illustré dans la figure (16).



**Figure (16)** : Représentation graphique des valeurs RACI pour les échantillons étudiés.

D'après les résultats obtenus, on constate que les olives tailladées, issues de la désamérisation biologique, présentent des valeurs RACI plus élevées par rapport à celles qui ont été désamérisées par voie chimique. Cette valeur RACI traduit une meilleure activité anti-oxydante.

Les olives tailladées de la variété *Teffahi* enregistre la valeur RACI la plus élevée (1,27). Cette variété tailladée est donc la plus performante.

## VI. Evaluation de l'analyse sensorielle

L'évaluation sensorielle permet d'étudier les caractéristiques sensorielles des produits en faisant intervenir l'homme comme instrument de mesure.

### VI.1. Caractérisation des produits

Ce test permet d'identifier et de caractériser les descripteurs qui discriminent le mieux les produits perçus par le jury et de déterminer leurs caractéristiques principales. Le descripteur apparaît en bleu si il est apprécié, en rouge si il est non apprécié et en blanc si il n'a pas été détecté.

### VI.1.1. Pouvoir discriminant par descripteurs

Les descripteurs s'affichent ordonnés du plus fort pouvoir discriminant sur les échantillons d'olives de table étudiés au plus faible.

La figure (17) représente les résultats obtenus pour le pouvoir discriminant de chaque descripteur.

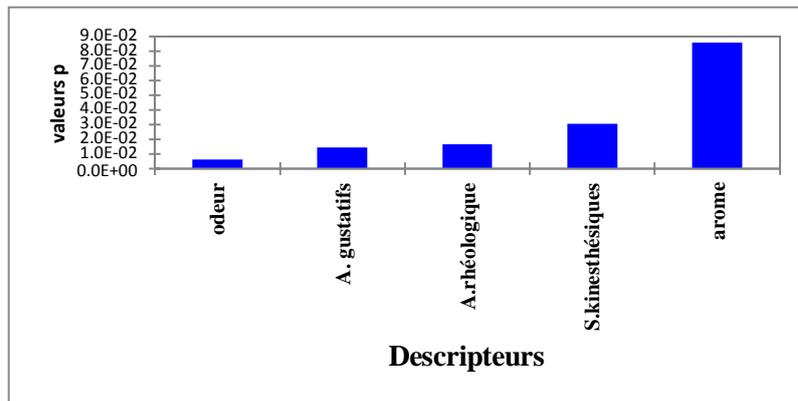


Figure (17) : Pouvoir discriminant par descripteur

D'après ce graphe, l'odeur possède le pouvoir discriminant le plus fort sur les échantillons étudiés. Les attributs gustatifs (exactement l'amertume et le goût salé) et les aspects rhéologiques (les caractères croustillant et facilement détachable du noyau), possèdent un pouvoir discriminant moyennement fort, donc ces caractéristiques diffèrent d'un échantillon à un autre. Tandis que l'arôme et les sensations kinesthésiques sont les moins discriminantes, donc il n'y a pas une grande différence entre les échantillons concernant ces caractéristiques.

On constate donc que les experts ont relevé des différences dans les trois premiers descripteurs des échantillons.

### VI.1.2. Coefficient des modèles

Dans ce test, les résultats du traitement sont donnés pour chaque combinaison descripteurs-produit sous forme des graphes et l'analyse de chaque graph permet de définir le produit correspondant. La couleur bleue représente les caractéristiques dont le coefficient est significativement positif, la couleur rouge est significativement négatif, et la couleur blanche non significatif.

Les figures (18) présentent les résultats de coefficient des modèles des échantillons étudiés et le tableau V rapporte les moyennes ajustées par produit.

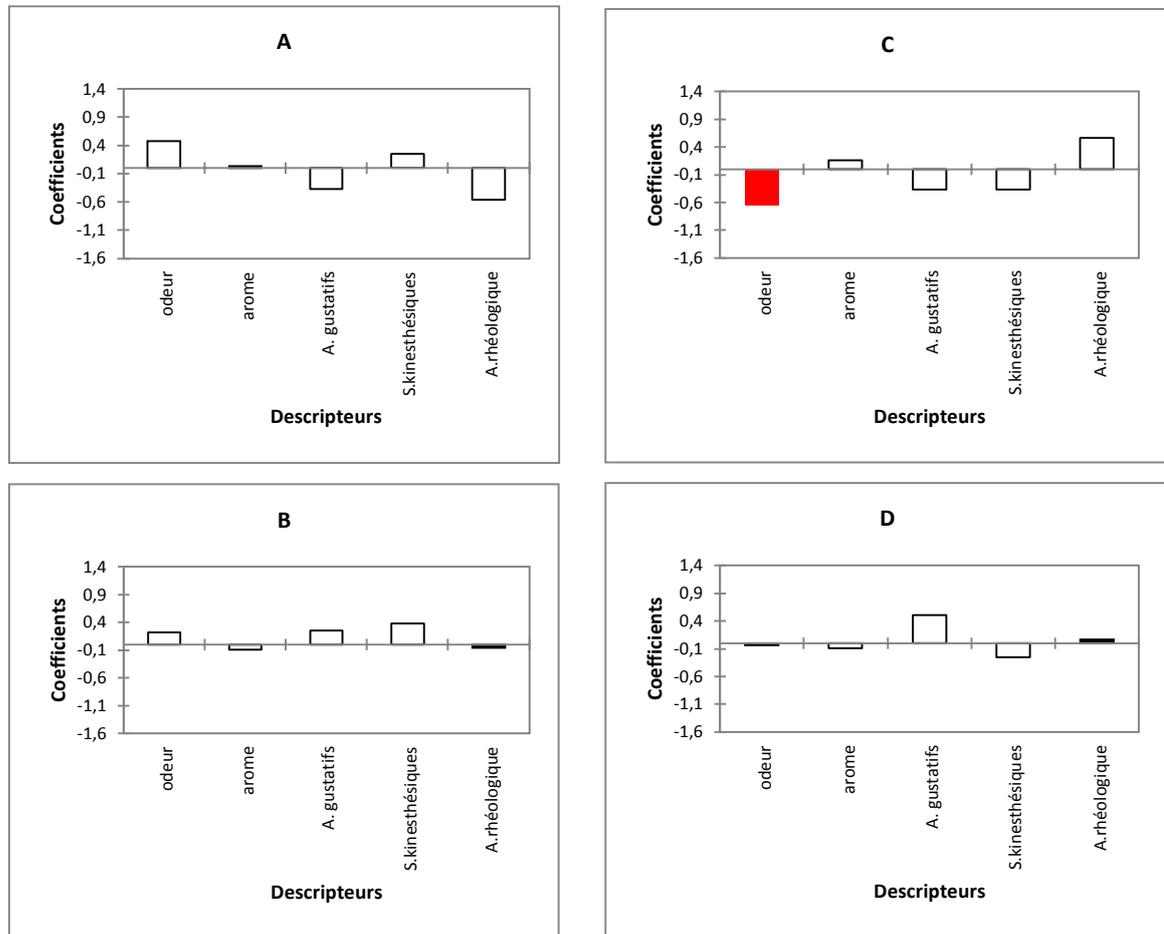


Figure (18) : Coefficient des modèles des échantillons étudiés.

Tableau V : Moyennes ajustées par produit.

Echantillon	Aspect rhéologique	Arome	Attributs gustatifs	Sensation kinesthésiques	Odeur
C	2,87	3,37	4,00	2,87	2,50
D	2,37	3,12	4,87	3,00	3,12
A	1,75	3,25	4,00	3,50	3,62
B	2,25	3,12	4,62	3,62	3,37

Les graphs précédents montrent que tous les coefficients des caractéristiques pour échantillons A, B et D ne sont pas significatifs, car qu'ils ont des notes proches de la moyenne des notes données par les jurys (tableau V). Donc ces caractéristiques sont ni faiblement ni fortement intenses.

L'échantillon C a un coefficient significativement négatif pour l'odeur, donc il n'a pas une bonne odeur appréciable.

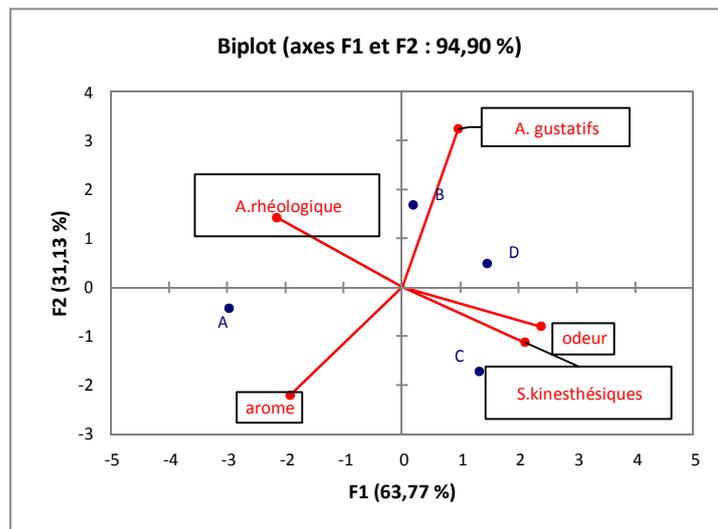
### VI.2. Cartographie des préférences (preference Mapping)

Il y a deux types de cartographies des préférences :

- La cartographie interne des préférences qui consiste en une ACP effectuée sur la matrice des données de préférence, avec comme individus les produits étudiés et comme variables les consommateurs. La carte de préférence correspond au bi-plot (bi ou tri dimensionnel) des individus et des variables.
- La cartographie externe des préférences (PREFMAP) qui permet de relier les préférences exprimées par les juges aux caractéristiques des produits d'une part et d'autre part elle montrant leur niveau de préférence.

#### VI.2.1. Paramètres d'analyse en composantes principales (ACP)

La figure qui suit présente les corrélations entre les variables et les facteurs de nos échantillons par l'ACP :



**Figure (19) :** Corrélations entre les variables et les facteurs des échantillons étudiés.

La carte obtenue a une très bonne qualité car elle montre que tous les descripteurs et permet de représenter 94,90% de la variabilité, cette carte nous permet de constater que les olives ont été perçues par les experts comme assez différentes.

D'après la carte, l'échantillon C est caractérisé par l'odeur et la sensation kinesthésique, texture ferme, alors que l'échantillon A est caractérisé par son arôme. Les échantillons B et D sont caractérisés par leurs attributs gustatifs, le gout salé pour les olives B et gout amer concernant les olives D.

Comme le montre la figure (17), les produits A et B sont très proches des axes, entre l'arôme et les aspects rhéologiques et entre ces derniers et les attributs gustatifs pour chaque produit respectivement, à cause de leur caractère rhéologique croustillant.

### VI.2.2. Carte des préférences

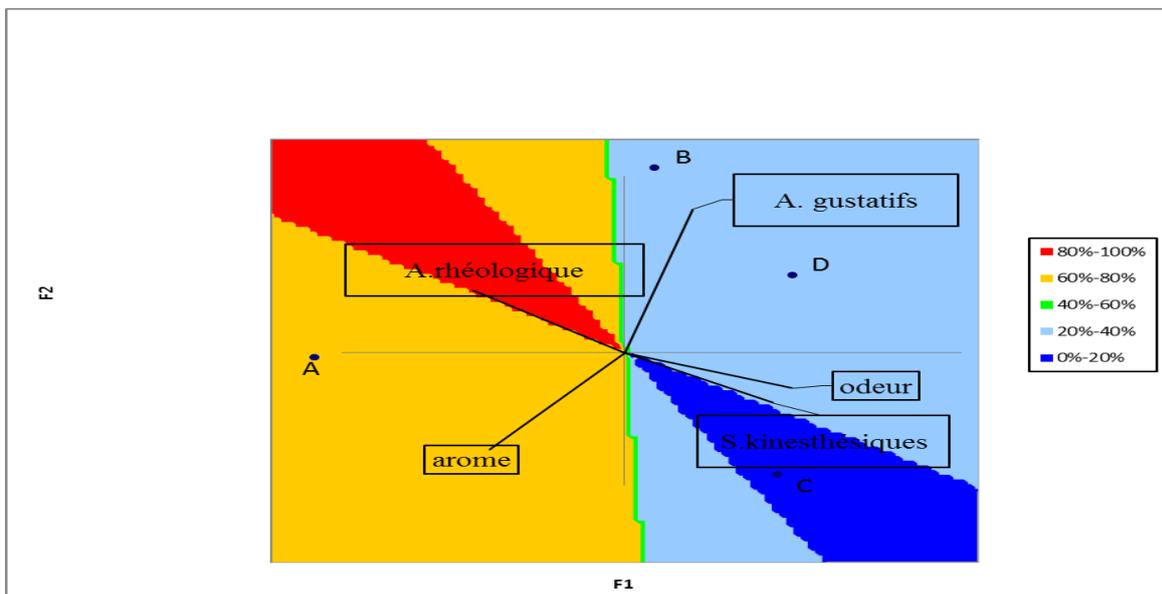


Figure (20) : Carte des préférences PREFMAP

D'après ces résultats, on constate que le produit A (olives non tailladées de variété *Teffahi*) est le plus préféré par le membre de jury, il est aimé par 60 à 80% des juges vue de leurs caractéristiques (il a un fort arôme et croustillant). Les produits B (olives non tailladées de variété *Gordal*), caractérisé par un gout salé, et D (olives tailladées de variété *Gordal*), caractérisé par un gout amer, ont le même degré de préférence entre 20 et 40%. Le produit C (olives tailladées de variété *Teffahi*) n'est pas apprécié, il a un pourcentage de préférence entre 0 et 20%, à cause de l'odeur désagréable.

Les résultats de préférence ne reflètent pas forcément l'avis du consommateur, car l'analyse a été effectuée par huit personnes femmes, et ces derniers ne représentent pas la population. L'analyse hédonique n'a pas pu être réalisée en raison de la quantité insuffisante des échantillons d'olives.

CONCLUSION  
ET  
PERSPECTIVES

### Conclusion et perspectives

L'olive, à travers ses composés phénoliques, constitue une source prometteuse en molécules bioactives bénéfiques à la santé humaine. Le traitement chimique des olives vertes contribue significativement à la perte en ces composés d'une manière plus ou moins importante en fonction de la variété.

L'étude réalisée a pour objectif de comparer entre la désamérisation chimique (olives non tailladées) et biologique (olives tailladées) d'olives de table vertes et par l'évaluation de l'activité anti-oxydante des extraits méthanoliques de deux variétés d'olives, *Gordal et Teffahi*, cultivées au niveau de la wilaya de Bejaia.

Les résultats obtenus démontrent que les olives tailladées sont plus acides et qu'elles renferment des teneurs plus élevées en polyphénols totaux, en flavonoïdes et en caroténoïdes que les olives non tailladées. Elles sont également plus performantes dans les tests d'activité anti-oxydante réalisés, confirmé par les valeurs RACI les plus élevées. La différence entre les deux est due au traitement chimique par la soude qui altère la membrane et augmente ainsi sa perméabilité. Par contre, le traitement biologique préserve les composés bioactifs.

Le traitement biologique peut prendre une longue durée afin d'éliminer complètement l'amertume, ce problème peut être réglé par l'augmentation de nombre des entailles sur les olives ou par l'ajout des bactéries lactiques dans la saumure accéléré la fermentation. Comme une addition des bactéries lactiques à côté de réalisation entailles sur les olives est possible.

D'après nos résultats, les olives désamérisées biologiquement, qui ont l'activité anti-oxydante la plus élevée sont les moins préférées par le jury experts tandis que les olives désamérisées chimiquement et qui ont faible activité anti-oxydante, sont les plus appréciées. Pour améliorer la satisfaction des consommateurs et rendre les olives désamérisées biologiquement plus acceptable on peut améliorer la qualité de ces olives par l'addition des agrumes durant la fermentation qui donne une saveur agréable et un goût apprécié aux olives et améliorer leur arôme et odeur.

En guise de perspectives, il serait intéressant de :

- Elargir l'échantillonnage sur d'autres variétés.
- Réaliser des tests *in vivo* et étudier l'activité antibactérienne des extraits.
- Identifier les composés phénoliques par HPLC afin de mieux cerner l'impact de la méthode de désamérisation sur la nature des composés générés.

REFERENCES

BIBLIOGRAPHIQUES

## Références bibliographiques

### A

- Aktas, A. B., Ozen, B., Tokatli, F., & Sen, I.** (2014). Comparison of some chemical parameters of a naturally debittered olive (*Olea europaea* L.) type with regular olive varieties. *Food chemistry*, *161*, 104-111.
- Alam, M. N., Bristi, N. J., & Rafiquzzaman, M.** (2013). Review on in vivo and in vitro methods evaluation of antioxidant activity. *Saudi pharmaceutical journal*, *21*(2), 143-152.
- Alexandraki, V., Georgalaki, M., Papadimitriou, K., Anastasiou, R., Zoumpopoulou, G., Chatzipavlidis, I., ... & Tsakalidou, E.** (2014). Determination of triterpenic acids in natural and alkaline-treated Greek table olives throughout the fermentation process. *LWT-Food Science and Technology*, *58*(2), 609-613.
- Ambra, R., Natella, F., Bello, C., Lucchetti, S., Forte, V., & Pastore, G.** (2017). Phenolics fate in table olives (*Olea europaea* L. cv. Nocellara del Belice) debittered using the Spanish and Castelvetro methods. *Food Research International*, *100*, 369-376.
- Aponte, M., Ventorino, V., Blaiotta, G., Volpe, G., Farina, V., Avellone, G., & Moschetti, G.** (2010). Study of green Sicilian table olive fermentations through microbiological, chemical and sensory analyses. *Food microbiology*, *27*(1), 162-170.
- Asehraou, A., Peres, C., Faid, M., & Brito, D.** (2002). Reducing the bloater spoilage incidence in fermented green olives during storage. *Grasas y Aceites*, *53*(3), 330-334.

### B

- 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 separation by chromatographic and electrophoretic methods. *Journal of Chromatography A*, *985*(1-2), 425-433.
- Bianchi, G.** (2003). Lipids and phenols in table olives. *European Journal of Lipid Science and Technology*, *105*(5), 229-242.
- Blázovics, A.** (2003). Reducing power of the natural polyphenols of *Sempervivum tectorum* in vitro and in vivo. *Acta Biologica Szegediensis*, *47*(1-4), 99-102.
- Blekas, G., Vassilakis, C., Harizanis, C., Tsimidou, M., & Boskou, D. G.** (2002). Biophenols in table olives. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, *50*(13), 3688-3692.
- 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*(1), 113-121.
- Boskou, G.** (2010). Antioxidant capacity and phenolic profile of table olives from the Greek market. In *Olives and olive oil in health and disease prevention* (pp. 925-934). Academic Press.
- 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.
- Brenes, M., & de Castro, A.** (1998). Transformation of oleuropein and its hydrolysis products during Spanish\_style green olive processing. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, *77*(3), 353-358.

**Brescia, M. A., Pugliese, T., Hardy, E., & Sacco, A. (2007).** Compositional and structural investigations of ripening of table olives, Bella della Daunia, by means of traditional and magnetic resonance imaging analyses. *Food chemistry*, 105(1), 400-404.

## C

**Caponio, F., Difonzo, G., Calasso, M., Cosmai, L., De Angelis, M. (2019).** Effects of olive leaf extract addition on fermentative and oxidative processes of table olives and their nutritional properties. *Food Research International*, 116, 1306-1317.

**Casas, J. S., Gordillo, C. D. M., & Exposito, J. M. (1999).** La qualité de l'huile d'olive provenant de variétés en Estrémadure en fonction de la composition et la maturation de l'olive. *Olivae*, 75, 31-36.

**Chammem, N., Kachouri, M., Mejri, M., Peres, C., Boudabous, A., & Hamdi, M. (2005).**

Combined effect of alkali pretreatment and sodium chloride addition on the olive fermentation process. *Bioresource technology*, 96(11), 1311-1316.

**Chemonies international, INC., 2007.** Rapport à l'intention de l'agence américaine pour le développement international. Contrat n°608-M-00-000543-01.

**Chorianopoulos, N. G., Boziaris, I. S., Stamatidou, A., & Nychas, G. J. (2005).** Microbial association and acidity development of unheated and pasteurized green-table olives fermented using glucose or sucrose supplements at various levels. *Food Microbiology*, 22(1), 117-124.

**Chranioti, C., Kotzekidou, P., & Gerasopoulos, D. (2018).** Effect of starter cultures on fermentation of naturally and alkali-treated cv. Conservolea green olives. *LWT*, 89, 403-408.

**Ciafardini, G., Marsilio, V., Lanza, B., & Pozzi, N. (1994).** Hydrolysis of oleuropein by *Lactobacillus plantarum* strains associated with olive fermentation. *Appl. Environ. Microbiol.*, 60(11), 4142-4147.

**Codex Stan 66, 2013.** « Norme Codex pour les olives de table ».

**Collado-González, J., Moriana, A., Girón, I. F., Corell, M., Medina, S., Durand, T., ... & Ferreres, F. (2015).** The phytoprostane content in green table olives is influenced by Spanish-style processing and regulated deficit irrigation. *LWT-Food Science and Technology*, 64(2), 997-1003.

**Conseil Oléicole international. (2011).**

[www.internationaloliveoil.org/documents/viewfile/4132-met-ot-org](http://www.internationaloliveoil.org/documents/viewfile/4132-met-ot-org) (site consulté en mars 2019).

**Conseil Oléicole international. (2019).**

<http://www.internationaloliveoil.org/documents/viewfile/14006-newsletter-marche-septembre-2018> (site consulté en mars 2019).

## D

**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 la Torre-Carbort K., Jauregui O., Gimeno E., Castellote A.I., Lamuela-Raventós R.M. and López-Sabater M.C.** (2005). Characterization and quantification of phenolic compounds in olive oils by solid-phase extraction, HPLC-DAD, and HPLC-MS/MS. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 53: 4331–4340.

**Delacharlerie, S., de Biourge, S., Chèné, C., Sindic, M., & Deroanne, C.** (2008). *HACCP organoleptique: Guide pratique*. Presses Agronomiques de Gembloux.

**Djeridane, A., Yousfi, M., Nadjemi, B., Boutassouna, D., Stocker, P., & Vidal, N.** (2006). Antioxidant activity of some Algerian medicinal plants extracts containing phenolic compounds. *Food chemistry*, 97(4), 654-660.

## E

**Esteves da Silva, J.C.G.** (2010). Chemometric classification of cultivars of olives: Perspectives on Portuguese olives. In R.P. Victor, & W. Ronald Ross (Eds.), *Olives and olive oil in health and disease prevention* (pp. 33–42). San Diego: Academic Press.

## F

**Fadda, C., Del Caro, A., Sanguinetti, A. M., & Piga, A.** (2014). Texture and antioxidant evolution of naturally green table olives as affected by different sodium chloride brine concentrations. *Grasas y Aceites*, 65(1), 002.

## G

**Galanakis, C.M.** (2011). Olive fruit dietary fiber: Components, recovery and applications. *Trends in Food Science & Technology*, 22(4), 175–184.

**Gandul-Rojas, B., & Gallardo-Guerrero, L.** (2018). Pigment changes during preservation of green table olive specialities treated with alkali and without fermentation: Effect of thermal treatments and storage conditions. *Food Research International*, 108, 57-67.

**García, A., Romero, C., Medina, E., García, P., De Castro, A., & Brenes, M.** (2008). Debittering of olives by polyphenol oxidation. *Journal of agricultural and food chemistry*, 56(24), 11862-11867.

**Garrido, F., Adams, M. R., & Fernandez-Diez, M. J.** (1997). *Table olives: production and processing*. Springer Science & Business Media.

**Garrido, F., Garcia, P. G., del Carmen Duran Quintana, M., & Balbuena, M. B.,** (1992). Lactic fermentation during the storage of ‘Alorena’ cultivar untreated green table olives. *Journal of Applied Bacteriology*, 73(4), 324-330.

**Garrido, F., Arroyo-López, F. N., Durán-Quintana, M. C., & Bautista-Gallego, J.** (2010). Fermentation profiles of Manzanilla-Aloreña cracked green table olives in different chloride salt mixtures. *Food microbiology*, 27(3), 403-412.

**Gautier, H.** (2014). Enrichissement des fruits charnus en caroténoïdes: exemple de la tomate et des agrumes. *Innovations Agronomiques* (42), 77-89.(2014).

**Ghabbour, N., Lamzira, Z., Thonart, P., Cidalia, P., Markaoui, M., & Asehrou, A.** (2011). Selection of oleuropein-degrading lactic acid bacteria strains isolated from fermenting Moroccan green olives. *grasas y aceites*, 62(1), 84-89.

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

**Gonçalves, C., Rodriguez-Jasso, R. M., Gomes, N., Teixeira, J. A., & Belo, I.** (2010). Adaptation of dinitrosalicylic acid method to microtiter plates. *Analytical Methods*, 2(12), 2046-2048.

## H

**Habibi, M., Golmakani, M. T., Farahnaky, A., Mesbahi, G., & Majzoobi, M.** (2016). NaOH-free debittering of table olives using power ultrasound. *Food chemistry*, 192, 775-781.

## I

**Issaoui, M., Dabbou, S., Mechri, B., Nakbi, A., Chehab, H., & Hammami, M.** (2011). Fatty acid profile, sugar composition, and antioxidant compounds of table olives as affected by different treatments. *European Food Research and Technology*, 232(5), 867-876.

## K

**Khadri, S., Bedyk, R. D., & Nair, V.** (2013). *U.S. Patent No. 8,520,828*. Washington, DC: U.S. Patent and Trademark Office.

**Kiai, H., & Hafidi, A.** (2014). Chemical composition changes in four green olive cultivars during spontaneous fermentation. *LWT-Food Science and Technology*, 57(2), 663-670.

## L

**Lamzira, Z., Asehraou, A., Brito, D., Oliveira, M., Faid, M., & Peres, C.** (2005). Reducing the bloater spoilage during lactic fermentation of Moroccan green olives. *Food Technology and Biotechnology*, 43(4), 373-377.

**López-López, A., Jiménez-Araujo, A., García-García, P., & Garrido-Fernández, A.** (2007). Multivariate analysis for the evaluation of fiber, sugars, and organic acids in commercial presentations of table olives. *Journal of agricultural and food chemistry*, 55(26), 10803-10811.

**López-López, A., Montaña, A., Ruíz-Méndez, M. V., & Garrido-Fernández, A.** (2008). Sterols, fatty alcohols, and triterpenic alcohols in commercial table olives. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 85(3), 253-262.

## M

**Mafra, I., Coimbra, M., & Kilcast, D.** (2004). Improving the texture of processed fruit: The case of olives. *Texture in Food: Solid Foods*, 2, 410-431.

**Maldonado, M. B., Zuritz, C. A., & Assof, M. V.** (2008). Diffusion of glucose and sodium chloride in green olives during curing as affected by lye treatment. *Journal of food engineering*, 84(2), 224-230.

**Malheiro, R., Casal, S., Sousa, A., de Pinho, P. G., Peres, A. M., Dias, L. G., ... & Pereira, J. A.** (2012). Effect of cultivar on sensory characteristics, chemical composition, and nutritional value of stoned green table olives. *Food and bioprocess technology*, 5(5), 1733-1742.

**Marsilio, V., Lanza, B., & Pozzi, N.** (1996). Progress in table olive debittering: Degradation in vitro of oleuropein and its derivatives by *Lactobacillus plantarum*. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 73(5), 593-597.

**Marsilio, V., Seghetti, L., Iannucci, E., Russi, F., Lanza, B., & Felicioni, M.** (2005). Use of a lactic acid bacteria starter culture during green olive (*Olea europaea* L cv *Ascolana tenera*) processing. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 85(7), 1084-1090.

**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., Morales-Sillero, A., Ramírez, E. M., Rallo, P., Brenes, M., & Romero, C.** (2012). New genotypes of table olives: profile of bioactive compounds. *International Journal of Food Science & Technology*, 47(11), 2334-2341.

**Mettouchi, S., Sacchi, R., Moussa, Z. O., Paduano, A., Savarese, M., & Tamendjari, A.** (2016). Effect of Spanish style processing on the phenolic compounds and antioxidant activity of Algerian green table olives. *Grasas y Aceites*, 67(1), 114.

**Molyneux, P.** (2004). The use of the stable free radical diphenylpicrylhydrazyl (DPPH) for estimating antioxidant activity. *Songklanakarin J. Sci. Technol*, 26(2), 211-219.

**Moreno-Baquero, J., Bautista-Gallego, J., Garrido-Fernandez, A., & Lopez-Lopez, A.** (2013). Mineral and sensory profile of seasoned cracked olives packed in diverse salt mixtures. *Food Chemistry*, 138(1), 1-8.

## O

**Obied, H. K., Prenzler, P. D., Ryan, D., Servili, M., Taticchi, A., Esposto, S., & Robards, K.** (2008). Biosynthesis and biotransformations of phenol-conjugated oleosidic secoiridoids from *Olea europaea* L. *Natural product reports*, 25(6), 1167-1179.

**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(5), 703-717.

## P

**Parinos, C. S., Stalikas, C. D., Giannopoulos, T. 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(1-2), 339-343.

**Pasqualone, A., Nasti, R., Montemurro, C., & Gomes, T.** (2014). Effect of natural-style processing on the oxidative and hydrolytic degradation of the lipid fraction of table olives. *Food Control*, 37, 99103.

**Pereira, A., Ferreira, I., Marcelino, F., Valentão, P., Andrade, P., Seabra, R., ... & Pereira, J.** (2006). Phenolic compounds and antimicrobial activity of olive (*Olea europaea* L. Cv. Cobrançosa) leaves. *Molecules*, 12(5), 1153-1162.

**Poiana, M., & Romeo, F. V.** (2006). Changes in chemical and microbiological parameters of some varieties of Sicily olives during natural fermentation. *Grasas y aceites*, 57(4), 402-408.

**Prieto, P., Pineda, M., & Aguilar, M.** (1999). Spectrophotometric quantitation of antioxidant capacity through the formation of a phosphomolybdenum complex: specific application to the determination of vitamin E. *Analytical biochemistry*, 269(2), 337-341. **Q**

**Qusti, S. Y., Abo-khatwa, A. N., & Lahwa, M. B.** (2010). Screening of antioxidant activity and phenolic content of selected food items cited in the Holly Quran. *EJBS*, 2(1), 40-51.

## R

**Ramírez, E., Brenes, M., de Castro, A., Romero, C., & Medina, E.** (2017). Oleuropein hydrolysis by lactic acid bacteria in natural green olives. *LWT-Food Science and Technology*, 78, 165-171.

- 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.
- Ramírez, E., Medina, E., García, P., Brenes, M., & Romero, C.** (2017). Optimization of the natural debittering of table olives. *LWT*, 77, 308-313.
- Reyes, L. F., & Cisneros-Zevallos, L.** (2007). Degradation kinetics and colour of anthocyanins in aqueous extracts of purple-and red-flesh potatoes (*Solanum tuberosum* L.). *Food Chemistry*, 100(3), 885-894.
- Robards, K., Prenzler, P. D., Tucker, G., Swatsitang, P., & Glover, W.** (1999). Phenolic compounds and their role in oxidative processes in fruits. *Food chemistry*, 66(4), 401-436.
- Rokni, Y., Ghabbour, N., Chihib, N. E., Thonart, P., & Asehrou, A.** (2015) Caractérisation Physico-Chimique et Microbiologique du Processus de Fermentation Naturelle des Olives Vertes de la Variété Picholine Marocaine Physico-Chemical and Microbiological Characterization of the Natural Fermentation of Moroccan Picholine Green Olives Variety.
- Romero, C., García, A., Medina, E., Ruíz-Méndez, M. V., de Castro, A., & Brenes, M.** (2010). Triterpenic acids in table olives. *Food Chemistry*, 118(3), 670-674.
- Romero, C., Medina, E., Mateo, M. A., & Brenes, M.** (2017). Quantification of bioactive compounds in Picual and Arbequina olive leaves and fruit. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 97(6), 1725-1732.

## 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, F., Harrabi, S., Absalon, C., Sbei, K., Boukhchina, S., & Kallel, H.** (2008).  $\alpha$ -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 Gómez, A.H., García García, P., & Rejano Navarro, L.** (2006). Elaboration of table olives. *Grasas y Aceites*, 57(1), 86-94.
- Sansoucy R.** 1984. Importance de la production oléicole et des sous-produits de l'olivier. In: « Utilisation des sous-produits en alimentation animale dans le bassin méditerranéen. », P:1- 46.
- Santos, M. M., Piccirillo, C., Castro, P. M., Kalogerakis, N., & Pintado, M. E.** (2012). Bioconversion of oleuropein to hydroxytyrosol by lactic acid bacteria. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 28(6), 2435-2440.
- Servili M. and Montedoro G.** (2002). Contribution of phenolic compounds in virgin olive oil quality. *European Journal of Lipid Science and Technology* 104: 602-613.
- Servili M., Selvaggini R., Esposito S., Taticchi A., Montedoro G. and Morozzi M.** (2004). Health and sensory properties of virgin olive oil hydrophylic phenols: agronomic and technological aspects of production that affect their occurrence in the oil. *Journal of Chromatography A* 1054: 113-127.
- Servili, M., Settanni, L., Veneziani, G., Esposito, S., Massitti, O., Taticchi, A., Urbani, S., Montedoro, G.F., Corsetti, A.,** 2006. The use of *Lactobacillus pentosus* 1MO to shorten

the debittering process time of black table olives (cv. Itrana and Leccino): a pilot-scale application. *Journal of Agriculture and Food Chemistry* 54, 3869e3875.

**Servili, M., Sordini, B., Esposto, S., Taticchi, A., Urbani, S., & Sebastiani, L.** (2016). Metabolomics of olive fruit: A focus on the secondary metabolites. In *The Olive Tree Genome* (pp. 123-139). Springer, Cham.

**Soler R.C., Espín J.C. and Wichers H.J.** (2000). Review oleuropein and related compounds. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 80: 1013–1023.

**Soner, T. U. N. A., & Akpınar-Bayazit, A.** (2009). The Use of  $\beta$ -Glucosidase Enzyme in Black Table Olives Fermentation. *Notulae Botanicae Horti Agrobotanici Cluj-Napoca*, 37(2), 182-189.

**Sousa, A., Ferreira, I. C., Barros, L., Bento, A., & Pereira, J. A.** (2008). Effect of solvent and extraction temperatures on the antioxidant potential of traditional stoned table olives “alcaparras”. *LWT-Food Science and Technology*, 41(4), 739-745.

**Sun, T., & Tanumihardjo, S. A.** (2007). An integrated approach to evaluate food antioxidant capacity. *Journal of Food Science*, 72(9), R159-R165.

## T

**Tan, H. W., Tuck, K. L., Stupans, I., & Hayball, P. J.** (2003). Simultaneous determination of oleuropein and hydroxytyrosol in rat plasma using liquid chromatography with fluorescence detection. *Journal of Chromatography B*, 785(1), 187-191.

**Tofalo, R., Perpetuini, G., Schirone, M., Ciarrocchi, A., Fasoli, G., Suzzi, G., & Corsetti, A.** (2014). *Lactobacillus pentosus* dominates spontaneous fermentation of Italian table olives. *LWT-Food Science and Technology*, 57(2), 710-717.

**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* L cv Arbequina) fruit grown under different irrigation regimes. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 82(8), 892898.

## V

**Villano, D., Fernández-Pachón, M. S., Moyá, M. L., Troncoso, A. M., & García-Parrilla, M. C.** (2007). Radical scavenging ability of polyphenolic compounds towards DPPH free radical. *Talanta*, 71(1), 230-235.

**Vinha, A. F., Ferreres, F., Silva, B. M., Valentao, P., Gonçalves, A., Pereira, J. A., ... & Andrade, P. B.** (2005). Phenolic profiles of Portuguese olive fruits (*Olea europaea* L.): Influences of cultivar and geographical origin. *Food chemistry*, 89(4), 561-568.

**Visioli, F., Poli, A., & Gall, C.** (2002). Antioxidant and other biological activities of phenols from olives and olive oil. *Medicinal research reviews*, 22(1), 65-75.

## Z

**Zago, M., Lanza, B., Rossetti, L., Muzzalupo, I., Carminati, D., & Giraffa, G.** (2013). Selection of *Lactobacillus plantarum* strains to use as starters in fermented table olives: Oleuropeinase activity and phage sensitivity. *Food microbiology*, 34(1), 81-87.

# ANNEXES

## Annexe I

### Les produits chimiques le matériel utilisés

#### ❖ Les produits chimiques

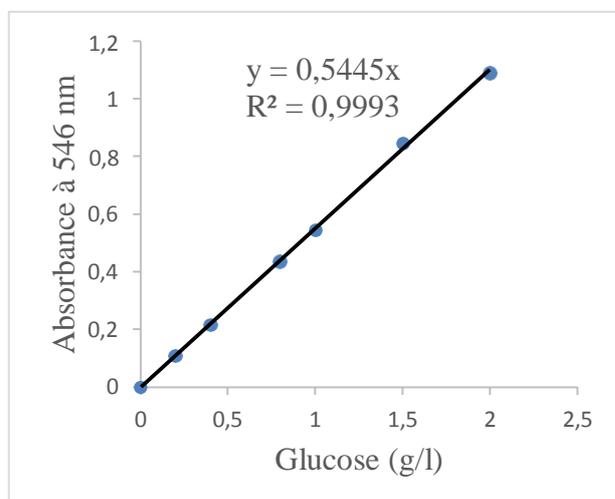
Méthanol, hexane, éthanol, acétone, DNS, NaOH, réactif Folin-Ciocalteu,  $\text{AlCl}_3$ , molybdate de sodium, carbonate de sodium,  $\text{FeCl}_3$ , acide sulfurique, phosphate de sodium, molybdate d'ammonium, BHA, DPPH, acide gallique, acide caféique, trolox, quercitine, ferricyanure de potassium, chlorure ferrique,  $\alpha$ -tocophérol, chromate de potassium, nitrate d'argent, BHT et  $\beta$ -carotène.

#### ❖ Le matériel utilisé

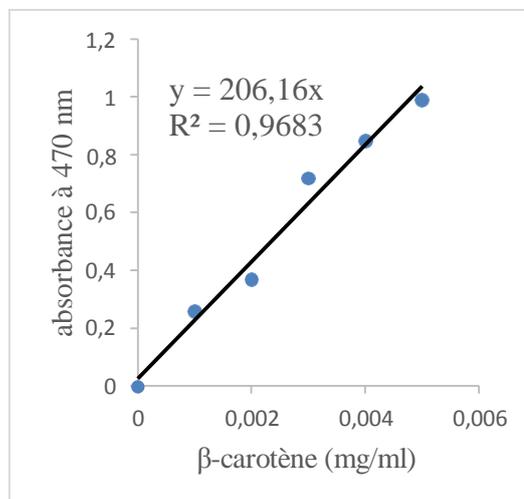
Balance, mortiers avec pilon, agitateur, centrifugeuse, spectrophotomètre, pH-mètre, étuve, distillateur, bain-marie, réfrigérateur, verrerie de laboratoire (bêcher, erlenmeyer, entonnoirs, tubes à essais, burettes, éprouvettes graduées, fioles jaugées, pipettes graduées), micropipettes, pissettes, support et portoir pour les tubes.

## Annexe II

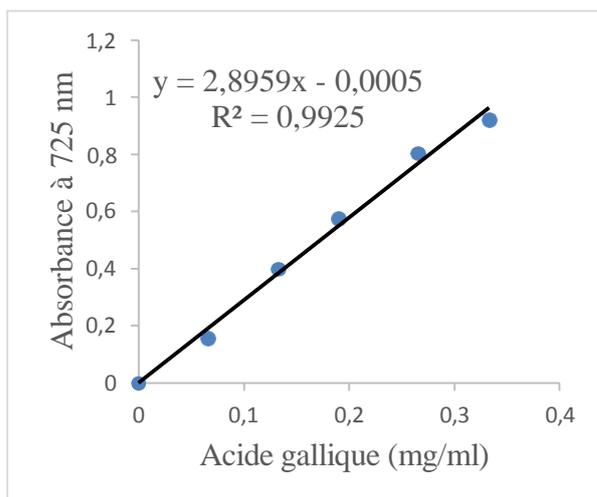
### Les Courbes d'étalonnage



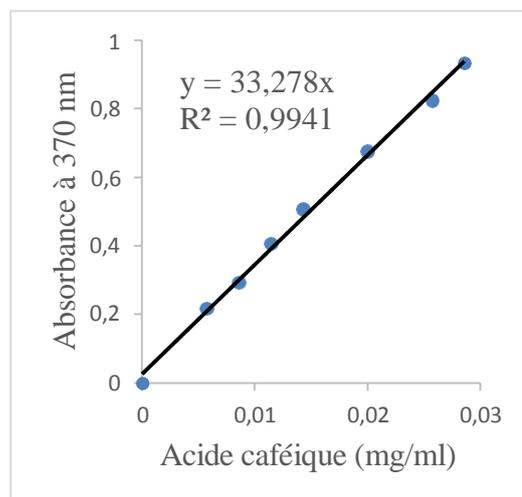
a) Courbe d'étalonnage avec le glucose pour le dosage des sucres réducteurs.



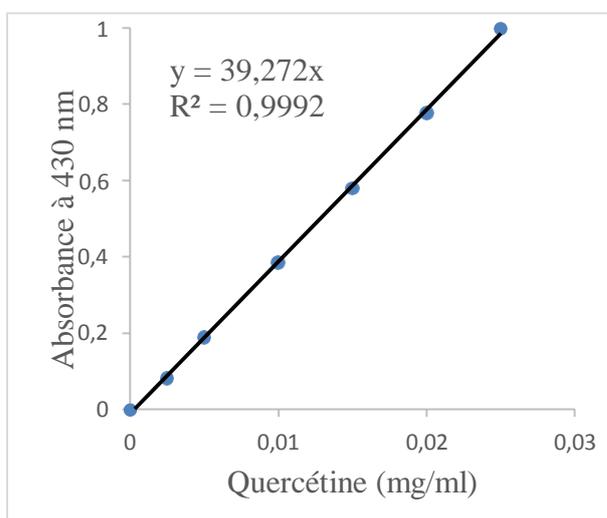
b) Courbe d'étalonnage avec le  $\beta$ -carotène pour le dosage des caroténoïdes.



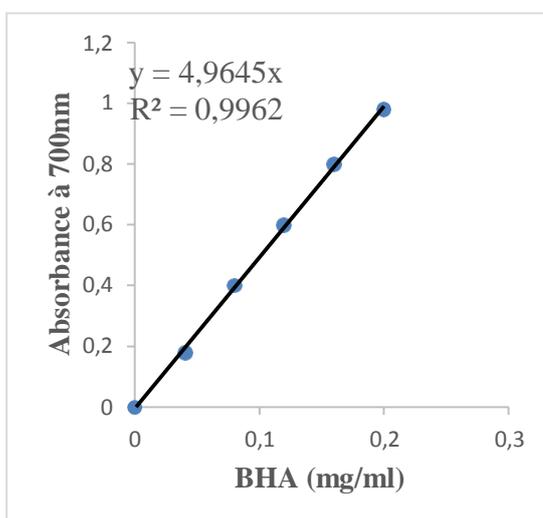
c) Courbe d'étalonnage avec l'acide gallique pour le dosage des polyphénols



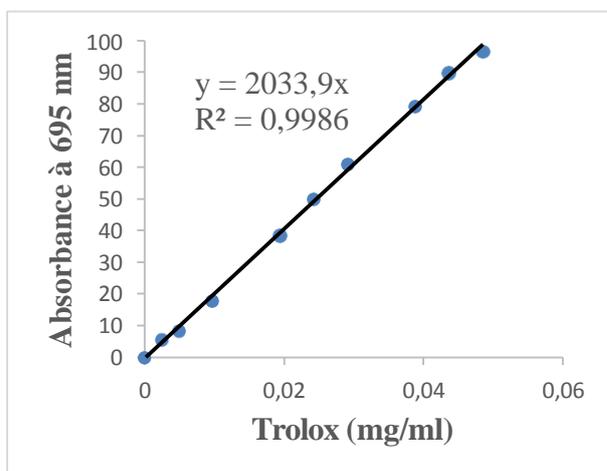
d) Courbe d'étalonnage avec l'acide caféique pour le dosage d'*ortho*-



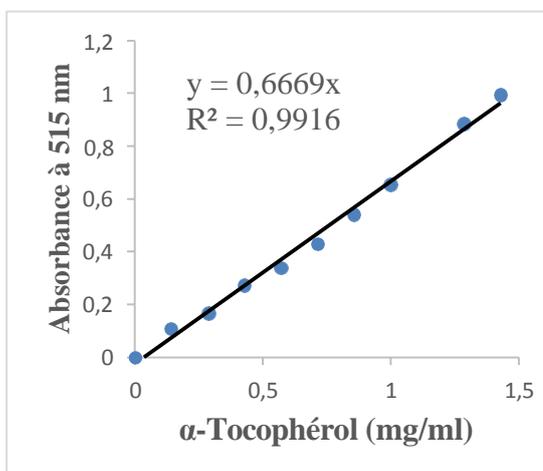
e) Courbe d'étalonnage avec la quercétine pour le dosage des flavonoïdes.



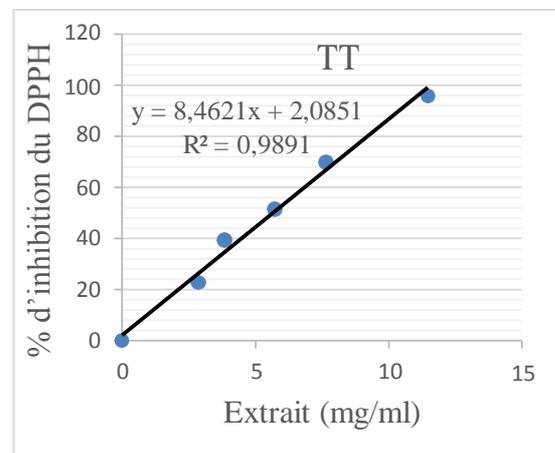
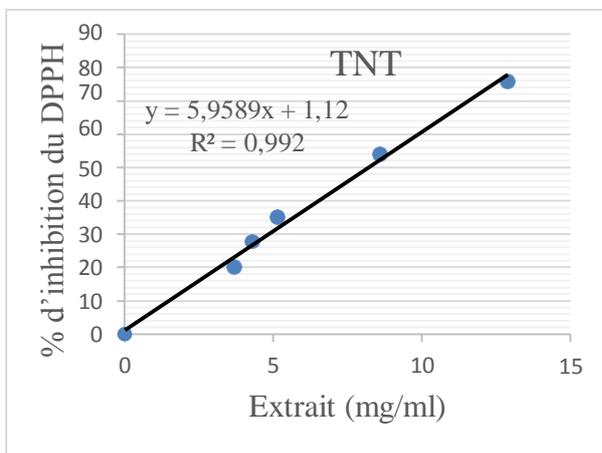
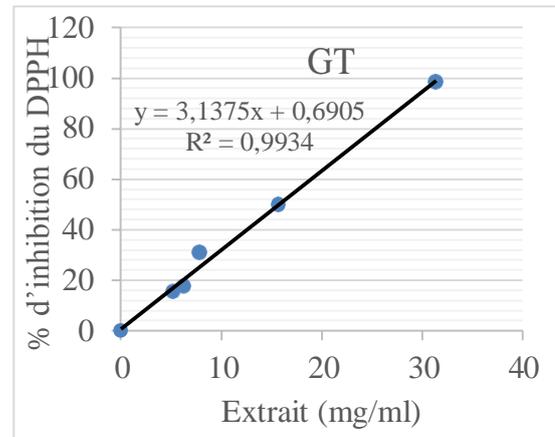
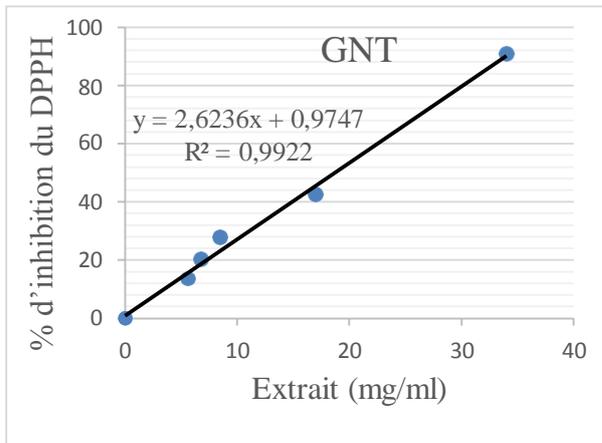
f) Courbe d'étalonnage avec la BHA pour l'évaluation de pouvoir réducteur sur le fer ferrique.



g) Courbe d'étalonnage avec le trolox pour l'évaluation de l'activité réductrice sur le molybdate.



h) Courbe d'étalonnage avec l' $\alpha$ -Tocophérol pour l'évaluation de l'activité anti-radicalaire contre le radical DPPH.

**Annexe III****Effet de la concentration d'extrait de chaque échantillon d'olives de table sur l'activité anti-radicalaire (IC<sub>50</sub>)**

**Annexe IV****Questionnaire pour l'analyse sensorielle d'olives de table**

Nom: .....

Prénom: .....

Sexe : F ou M

Date: .....

Quatre préparations d'olives de table vous sont présentées, vous attribuez une note pour chacun des échantillons (A, B, C et D), en mettant le numéro dans la case correspondante, selon vos impressions.

**NB : prière de vous rincer la bouche après chaque dégustation.**

**1. Sensations olfactives :****A) Odeur (sans goûter)**

Donnez une note pour chaque échantillon selon la présence ou l'absence d'une odeur et son intensité, comme présenté dans l'échelle ci-dessous :

- 1-Absente
- 2-Faible
- 3-Moyenne
- 4-Forte
- 5-Très forte

Echantillon A	Echantillon B	Echantillon C	Echantillon D

**B) Arôme (après avoir goûté)**

Donnez une note pour chaque échantillon selon l'intensité de l'arôme :

- 1-Absente
- 2-Faible
- 3-Moyenne
- 4-Forte
- 5-Très forte

Echantillon A	Echantillon B	Echantillon C	Echantillon D

## 2. Les attributs gustatifs :

Donnez une note pour chaque échantillon selon la saveur caractéristique des échantillons d'olives, comme présenté dans l'échelle ci-dessous :

- 1-Piquant
- 2-Sucré
- 3-Astringent
- 4-Amer
- 5-Salé

Echantillon A	Echantillon B	Echantillon C	Echantillon D

## 3. Sensations kinesthésiques :

Donnez une note pour chaque échantillon selon les sensations kinesthésiques (texture au touché) propres pour chaque échantillon d'olives, comme présenté dans l'échelle ci-dessous :

- 1-Très mou
- 2-Mou
- 3-Ferme
- 4-Dur
- 5-Très dur

Echantillon A	Echantillon B	Echantillon C	Echantillon D

## 4. Aspect rhéologique :

Donnez une note pour chaque échantillon selon l'aspect rhéologique (texture en bouche) propres pour chaque échantillon d'olives, comme présenté dans l'échelle ci-dessous :

- 1-Difficilement détachable
- 2-Croustillant
- 3- Facilement détachable du noyau
- 4-Très facilement détachable du noyau
- 5-juteux

Echantillon A	Echantillon B	Echantillon C	Echantillon D

**5. Préférence :**

Attribuez une note pour chaque échantillon selon votre préférence, en mettant une croix dans la case correspondante :

Note Ech	1	2	3	4	5	6	7	8	9
<b>A</b>									
<b>B</b>									
<b>C</b>									
<b>D</b>									

**6. Motivation des préférences**

Votre préférence a été motivé par :

	Sensation gustative					Sensation kinesthésique			Sensation olfactive	
	Salé	Amère	Acide	Astringent	Sucré	Mou	Ferme	Dur	Odeur	Flaveur
<b>A</b>										
<b>B</b>										
<b>C</b>										
<b>D</b>										

**Merci pour votre collaboration**

## **Résumé :**

L'olive de table est un composant traditionnel du régime méditerranéen de large consommation dans le monde entier. L'élimination du goût amer d'olives vertes dépend de l'hydrolyse de l'oleuropéine, un processus qui nécessite quelques jours à plusieurs mois, selon la technologie adoptée. L'étude vise à faire une comparaison entre deux méthodes de traitement qui permet la désamérisation d'olives de table vertes. Des échantillons d'olives vertes de deux variétés, *Gordal* et *Teffahi*, ont été désamérisées en utilisant le style espagnol (désamérisation chimique) et la fermentation naturelle dans la saumure (désamérisation biologique). Les variations des paramètres physico-chimiques (humidité, taux de sel, pH et l'acidité titrable) et la composition chimique (sucres, caroténoïdes, polyphénols totaux, flavonoïdes et *ortho*-diphénols) ont été étudiées à la fin de la fermentation spontanée dans les saumures. L'étude démontre que les olives non tailladées, désamérisées chimiquement, ont une faible activité anti-oxydante par rapport aux olives désamérisées biologiquement pour les deux variétés. Les olives tailladées, désamérisées biologiquement par une fermentation naturelle, présentent les meilleurs teneurs en caroténoïdes, polyphénols totaux et flavonoïdes, ce qui confère à ces olives une meilleure activité anti-oxydante et donnent les valeurs RACI les plus élevées. L'analyse sensorielle montre une différence dans les caractéristiques organoleptiques des échantillons étudiés, les olives de table les mieux appréciées par les jurys sont les olives traitées par la soude de variété *Gordal*, les olives désamérisées biologiquement sont moins préférées.

**Mots clé :** olives vertes, désamérisation, activité anti-oxydante, olives tailladées, composés bioactifs.

## **Summary:**

The table olive is a traditional component of the Mediterranean diet of wide consumption worldwide. The elimination of the bitter taste of green olives depends on the hydrolysis of oleuropein, a process that requires a few days to several months, depending on the technology adopted. The study intend to make a comparison between two methods of treatment that allows the debittering of table olives. Samples of two varieties green olives, *Gordal* and *Teffahi*, were debittered using Spanish style (chemical debittering) and natural fermentation in brine (biological one). Changes in physicochemical parameters (humidity, salt content, pH and titratable acidity) and chemical composition (sugars, carotenoids, polyphenols, flavonoids, and *ortho*-diphenols) had been studied at the end of the spontaneous fermentation in the brines. The study shows that olives not cracked, debittered chemically, have low antioxidant activity compared to debittered ones biologically for both varieties. Cracked olives, debittered biologically by a natural fermentation, have the higher levels of carotenoids, polyphenols, flavonoids, giving a better antioxidant activity. Sensory analysis shows a deference in the organoleptic characteristics of the studied samples, the most favorite table olives by the juries are the *Gordal* variety olives processed by lye, biologically debittered olives are less preferred.

**Key words:** green olives, debittering, antioxidant activity, cracked olives, bioactive compounds.