

**République algérienne démocratique et populaire**

**Ministère de l'enseignement Supérieur et de la Recherche scientifique**

**Université A.MIRA- Bejaia**

**Faculté des Sciences et de la nature et de la vie**

**Département des Sciences Alimentaires**

**Filière : Sciences biologiques**

**Option : contrôle de qualité et sécurité alimentaire**



*Réf : .....*

Mémoire de fin de Cycle

En vue de l'obtention du diplôme

**MASTER**

*Thème*

**Les composés volatils des olives de  
table vertes**

*Présenté par :*

***Bechar Meriem & Belkacemi Hayette***

*Soutenu le : 21 / 09/ 2020*

*Devant le jury composé de :*

*Mme Lehouche R.                      MCB                      Présidente*

*Mme Guerfi F.                      MCB                      Examinatrice*

*Mme Tamendjari S.                      MCB                      Promotrice*

***Année universitaire 2019 / 2020***

# *Remerciements*

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

*On tient à remercier particulièrement notre promotrice Mme  
Jamendjari qui nous a guidé durant tout le travail, pour ses conseils,  
son soutien, encouragements et surtout son sérieux dans le travail.*

*Nos remerciements les plus chaleureux s'adressent aux membres de  
jury Mme Lehouche qui nous fait l'honneur de présider ce jury et à  
Mme Guerfi d'avoir accepté d'examiner notre travail.*

*Nos remerciements au professeur Jamendjari qui nous a accueillis  
dans son laboratoire où notre travail étaient censés être réalisées si le  
covid-19 n'était pas au rendez-vous.*

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

## *Dédicaces*

*Je dédis ce modeste travail à :*

*A la femme de ma vie, mon exemple éternel, mon soutien moral et source de bonheur et d'amour, celle qui s'est toujours sacrifiée pour me voir réussir, malgré elle nous a quittés très tôt mais elle vit toujours dans mon cœur, que dieu te garde dans son vaste paradis ma cher maman.*

*A mon cher père qui ma aider et servi de guide par ces conseils et son soutien moral et affectif, son encouragement et son amour ces prières ont été pour moi le gage de ma réussite. J'espère que ce travail soit à tes yeux le fruit de tes efforts que dieu te garde pour nous.*

*A mes chers petites sœur Manel et Mélissa et à toute ma famille paternelle et maternelle.*

*A mes chers amis et à toute la promotion QPSA 2019/2020*

*Meriem*

## Dédicace

*A ma très chère maman qui ma soutenue et aider depuis toujours, pour les sacrifices qu'elle a fait pour mon éducation et mon bien être. Que dieu te guérisse et te garde pour nous.*

*A mon cher père qui m'a toujours soutenu. Par sa présence à mes coté sa confiance son éducation et son amour*

*Merci à vous mes chère parents pour tout l'amour que vous m'avez accordé et aux valeurs que vous m'avez transmis. Que dieu vous garde pour nous*

*A mes chère frères : Mohamed et ces enfant : Ayoub, Léa et notre petit prince Yodas*

*A Hamza, Lyes et Abdessalam pour leur encouragement et leurs conseils*

*A ma très chère et unique sœur Fatima et ses enfants : Amyas, Yanis, et ma poupée Nilya*

*A la personne qu'est très chère à mon cœur : Razik qui été toujours présent a mess coté, et qui a toujours cru en moi. Merci pour tous tes conseils, tes encouragements, ta compréhension et ton respect merci infiniment*

*À ma binôme et très chère ami Meriem et à toute sa famille. Merci pour ton soutien et ta compréhension*

*A mes très chère amis : Syla, Hylida, Nassima, Nadine, Katia, Safia, Rachida, Hanane... avec qui j'ai passé des moments inoubliable*

*Hayette*

# Sommaire

Liste des abréviations

Liste des tableaux

Liste des figures

**Introduction** ..... 1

## **Chapitre I : Généralités sur les olives de table**

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

I.2) Définition et classification de l'olive de table ..... 2

I.3) Composition des olives de table ..... 3

I. 3.1) Les composés phénoliques ..... 4

I.3.2) Les lipides..... 5

I.3.3) Les vitamines..... 5

I.3.4) Les substances inorganiques (les minéraux) ..... 5

I.3.5) Les acides organiques..... 6

I.3.6) Les pigments..... 6

I.3.7) Les composés volatils..... 6

I.4) Procédés d'élaboration des olives de tables..... 6

I.5) Marché économique des olives de table ..... 11

I.5.1) Marché mondial..... 11

I.5.2) Marché national ..... 11

I.6) Intérêts de la consommation des olives de table..... 12

## **Chapitre II : Les composés volatils des olives de table**

II.1) Définition des composés volatils..... 14

II.2) Les voies de formation des composés volatils dans les olives de table vertes.....	14
II.2.1) L'oxydation des acides gras par action des lipoxygénases .....	15
II.2.2) Désamination des acides aminés .....	18
II.2.3) Action de l'alcool acyl-transférase qui catalyse l'estérification des alcools avec l'acétyl-CoA .....	18
II.2.4) Les fermentations alcoolique, hétérolactique et propionique (bactéries lactiques et levures) des olives de table.....	19
II.3) Les principaux composés volatils des olives de table .....	20
II.4) La répartition des composés volatils dans les olives de table .....	25

### **Chapitre III : Méthode d'analyse des composés volatils.**

III.1) Effet du séchage sur les composés volatils .....	27
III.2) Extraction des composés volatils à partir de la pulpe et de la saumure .....	27
III.2.1) Extraction de composés volatils à partir de la matrice de fruits d'olives de table.....	28
III.2.2) Extraction de composés volatils à partir de la saumure des olives de table.....	32
III.3.3) Méthode d'identification.....	33
III.4) Utilisation du nez électronique pour une discrimination qualitative des olives vertes fermentées .....	34
III.4.1. Définition du nez électronique .....	35
III.4.2. Principe de fonctionnement du nez électronique .....	35
<b>Conclusion</b> .....	37

### **Références bibliographiques**

### **Annexes**

## *Liste des abréviations*

**AAT** : Alcool acétyl transférase.

**ADH** : Alcool déshydrogénase

**ADN** : Acide désoxyribonucléique.

**AGPI** : Acide gras polyinsaturé.

**AGPS** : Acide gras polysaturé.

**AGS** : Acide gras saturé.

**APS**: Algérie press service.

**CoA** : Coenzyme A.

**COI** : Conseil Oléicole International.

**COV** : Composé volatil.

**CPG- MS** : Chromatographie en phase gazeuse coupler a spectrométrie de masse.

**FAO**: Food and Agriculture Organization.

**HPL**: Hydroperoxyde lyase.

**HPOD**: Hydroperoxy-acide linoléique.

**HS-SPMI** : Headspace - micro-extraction en phase solide

**LDL** : lipoprotéine faible densité.

**LOX** : Lipoxygénase.

**MADR** : Ministère de l'Agriculture et du Développement Rural.

**ONFAA**: Organisation national des filières agricoles et agroalimentaire.

**T°** : Température.

## *Liste des figures*

Figure 01 : Coupe transversale de l'olive.....	2
Figure 02 : Mécanisme de décomposition chimique et enzymatique de l'oleuropéine.....	9
Figure 03 : Les voies de formation des composés volatils des olives.....	16
Figure 04 : Produits formés par action de l'hydroperoxyde- lyase au cours de la voie de la LOX.....	17
Figure05 : Voie proposée pour la biosynthèse des esters dans les olives de table.....	19
Figure 06 : Structures des principales classes des composés volatils d'olive de table.....	22
Figure 07 : Analyse de la composante principale de la composition en volatiles des échantillons d'olives fraîches et confites.....	25
Figure 08 : Représentation de l'effet de " salting out " des composés organiques volatils du milieu salin à la matrice du fruit de l'olive.....	26
Figure 09 : Flacon de conservation de l'échantillon et son espace de tête.....	29
Figure 10 : Schémas montrant le principe de la HS-SPME.....	30
Figure 11 : Principe de l'headspace en mode dynamique.....	30
Figure 12 : Principe de la microextraction en phase solide (SPME).....	32
Figure 13 : Dispositif de la CPG-MS.....	33
Figure 14 : Représentation du nez électronique comparé à celui du nez humain.....	36
Figure 15 (Annexe) : Chromatogramme HPLC montrant l'influence de la variété sur la composition volatile des olives.	

## Liste des tableaux

Tableau I : Composition chimique de l'olive (%).....	4
Tableau II : Les procédés d'élaboration des olives de table.....	7
Tableau III : Intérêts thérapeutiques et nutritionnels des olives de table.....	13
Tableau IV : L'effet des étapes de traitement alcalin et de la fermentation sur la formation des COVs.....	24
Tableau V : Quelques composés extraits de la matrice du fruit et de la saumure.....	26
Tableau VI : Composés volatils dans les matériels végétaux frais et séchés.....	28

# *Introduction*

L'olive de table est le principal produit fermenté consommé dans le bassin méditerranéen. La production mondiale en olives de table est estimée à plus de 2 millions de tonnes. L'union européenne, à elle seule, produit un tiers (COI, 2019). L'Algérie occupe, actuellement la huitième position des pays leader en ce type de production (COI, 2020).

L'olive, en raison de son amertume, ne peut être consommée en état directement après sa cueillette, plusieurs traitements sont nécessaires. Les procédés d'élaboration les plus répandus mondialement sont le procédé Grec, le procédé Espagnol et le procédé Californien. (Bianchi, 2003, El Khaloui et Nouri, 2007). Plus de la moitié de la production mondiale et nationale en olives table est monopolisée par la production des olives vertes au style Espagnol (COI., 2010).

L'objectif principale de ces préparations est le développement des caractéristiques organoleptiques des olives, suite à l'apparition des composés volatils qui communiquent à l'olive sa saveur et sa flaveur tant appréciée par le consommateur, cette flaveur est étroitement liée à la composition quantitative et qualitative des composés volatils (Panagou et Tassou, 2006 ; Sabatini *et al.*, 2008). Ce profil en volatils est fortement influencé par le traitement alcalin et la fermentation, qui sont des étapes clés pour la préparation des olives vertes selon le style Espagnol (Kalua *et al.*, 2007).

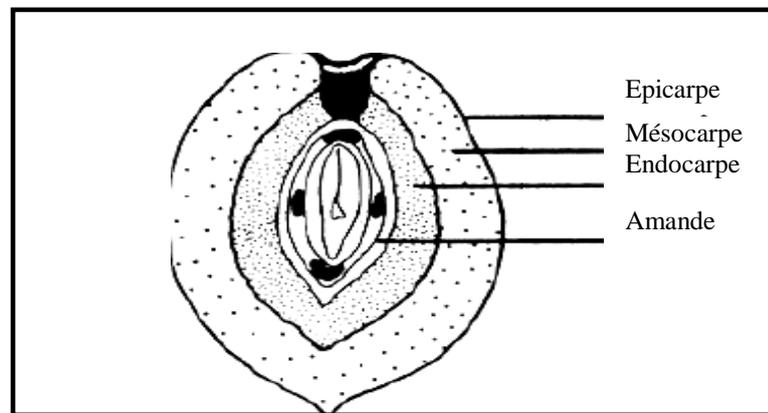
Ces composés ont un grand intérêt dans la détermination d'une certaine qualité olfactive et aromatique du produit. De plus, ils sont de bons indicateurs des défauts du produit. En les extrayant et en les identifiant, il est possible de trouver l'origine de leur présence comme par exemple un problème de contamination (nettoyage, contact, traitement...) ou un problème de fabrication (cuisson, stockage, matière première, ...) (Sabatini et Marsilio, 2008).

L'objectif de cette présente étude est de présenter une synthèse de l'état des connaissances concernant les composés volatils des olives de table vertes élaborée selon le style Espagnol. L'étude est organisée en trois chapitres : Le premier traite la composition et présente les procédés de préparation des olives de table, le deuxième chapitre s'articule autour des voies de formation des composés volatils et traite l'effet de la désamerisation et de la fermentation sur la composition de la fraction volatile des olives de table vertes. Dans le dernier chapitre seront présentées d'une manière générale les méthodes analytiques employées pour l'analyse de ces composés dans les olives de table. Ce travail synthétise les résultats des investigations entreprises dans cette optique.

*Généralités sur les  
olives de table*

## I.1. Structure de l'olive de table :

L'olive (*Olea europaea L.*) est une drupe charnue de forme ovoïde à noyau dur. Ce fruit est composé de trois compartiments (figure 1) : l'épicarpe (13 à 23% de la masse), le mésocarpe ou pulpe (84 à 90%) et l'endocarpe ou noyau (2 à 3%) (Ryan *et al.*, 1999).



**Figure 1 :** Coupe longitudinale de l'olive (Kiritsakis, 1998)

## I.2. Définition et classification de l'olive de table :

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

**Règne :** Plantae ; **Embranchement :** Phanérogames ; **Sous-embranchement :** Angiospermes ; **Classe :** Monocotylédones ; **Sous classe :** Dialypetales ; **Ordre :** Ligustrales ;

**Famille :** Oleaceae ; **Genre :** *Olea* ; **Espèce :** *Olea europaea Linné*

**Sous espèces :** *Olea europea subsp. Europaea var sylvestris*

*Olea europea subsp. Europaea var. Europaea*

Le conseil oléicole international COI, définit l'olive de table comme étant le produit préparé à partir des fruits sains de variétés de l'olivier cultivé (*Olea europaea Linné*) 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 agents de conservation et aussi conditionné avec ou sans liquide de couverture (COI, 2004).

Une olive mure est essentiellement composée d'eau (Ryan *et al.*, 1998), plus l'olive mûrit, plus elle s'enrichit en huile qui présente en fin de maturité un petit tiers du poids du

fruits (**Moreaux, 1997**). Cependant en fonction du degré de maturité des fruits frais, les olives de table sont classées dans l'un des types suivant selon le Codex Alimentarius n°66 (**1987**):

- a- **Olives vertes (Semi-mures)** : fruits récoltés au cours du cycle de maturation, avant la véraison, au moment où ils ont atteint leur taille normale, elles ont une pulpe assez consistante, leur couleur peut varier du vert au jaune paille.
- b- **Olives tournantes (olives violettes)** : fruits récoltés avant complète maturité, à la véraison la couleur de l'olive varie du violet au marron.
- c- **Olives noirs (mures)** : elles sont obtenues a partir de fruits cueillis au moment de leur quasi totale maturité très riche en l'huile, ayant acquis une teinte noir brillante ou mate notamment au niveau de la chair (**Balatsouras, 1999**).

### **I.3.Composition des olives de table :**

L'olive se distingue des autres fruits car elle referme de nombreux constituants en particulier les lipides qui lui donnent son fort pouvoir énergétique (100g d'olives apporte 150 Kilo- calories) (**Loussert et Brousse ; 1978**).

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

La masse de l'olive varie de 2 à 20g. Le mésocarpe (pulpe ou chair) à une faible teneur en glucides et une teneur élevée en huile qui varie selon la variété et le stade de maturité du fruit. L'endocarpe (noyau) est constitué de la lignine, de fibres cellulosique et hémicellulosiques (**Bianchi, 2003**). Il referme la graine qui représente approximativement 3% de la masse totale du fruit et contient 2- 4% de l'huile totale de l'olive. Sa composition moyenne comprend de l'eau (50%), de l'huile (22%) des sucres non cellulosiques (19,1%), de la cellulose (5,8%) des protéines (1,6%) et des cendre (1,5%) (**Niaounakis et Alvdakis, 2006**).

**Tableau I** : Composition chimique de l'olive (%) (**Ryan et al., 1998**)

Fraction de l'olive Constituants	Mésocarpe	Endocarpe	Epicarpe
Eau	50-60	9,3	30,0
Huile (triglycérides)	15- 30	0,7	27,3
Matières azotées	2- 5	3,4	10,2
Glucides (sucre)	3-75	41,0	26,6
Cellulose	3- 6	38,0	1,9
Sels minéraux (cendres)	1-2	4,1	1,5
Composés phénoliques	2-2,5	0,1	0,5- 1,0
Autres composés (acides organiques, tanins, pigments,etc).	/	3,4	2,4

### I.3.1. Les composés phénoliques :

L'olive renferme des composés phénoliques à raison de 1-3% (m/m) de la pulpe fraîche (**Fernandez et al., 1997**). Ces composés phénoliques sont principalement des secoiridoïdes des acides phénoliques et des flavonoïdes. Ce sont des dérivés non azotés dont le ou les cycles aromatiques sont principalement issus du métabolisme de l'acide shikimique ou de celui du polyacétate (**Ribereau Gayon et al., 1998**).

Les secoiridoïdes sont caractérisés par la présence de l'acide élénolique ou de ses dérivés. L'oleuropéine, le deméthyloleuropeine, le ligstroside, et le nuzhenide sont les secoiridoïdes glycosides les plus abondants dans l'olive (**Fernandez et al., 1997 ; Servili et al., 2004**). A noter que l'oleuropeine qui est responsable du gout amer de l'olive est concentrée dans le mésocarpe. ils procurent de nombreux bienfaits connus en raison de son activité antioxydante, cardioprotectrice et anticancérogène (**Cabera Barégil et al., 2017**).

### I.3.2. Les lipides :

Les lipides sont présents à une teneur de 8 à 24g /100g d'olives ; ils sont gouvernés par des acides gras insaturés dont les mono-insaturés (acide oléique). Le taux de triglycérides augmente avec la maturation du fruit (17 % dans l'olive verte et 25% dans l'olive noire).

Les acides gras de l'olive comportent deux types : **(Bianchi, 2003)**

- ✓ C10 (acide caprique), C16 (acides palmitique et palmitoléique) et C18 (acides stéarique, oléique, linoléique et linoléinique) ;
- ✓ C22 (acide érucique) à C28 (acide mortanique).

L'acide oléique est l'acide gras majoritaire de l'olive (83 %). Le rapport AGPI/AGS est faible et varie durant la maturation des fruits

Les alcools représentent 10 % des lipides de l'épicarpe et sont pratiquement absents dans la pulpe (**Owen *et al.*, 2003 ; Sakouhi *et al.*, 2008**).

### I.3.3. Les vitamines :

L'olive referme des vitamines hydrosolubles et liposolubles :

- La vitamine E (les tocophérols) : 238-352 mg/100g de pulpe,
- La vitamine C (l'acide ascorbique) : 12,9- 19 mg/100g,
- La vitamine B1 (la thiamine) : 0,54- 11mg/100g et les carotènes 0,15 – 0, 23 mg/100g  
**(Lopez *et al.*, 2008)**.

### I.3.4. Les substances inorganiques (les minéraux) :

L'olive est considérée comme étant une bonne source de calcium, de potassium, de magnésium, de phosphore et de fer (**Lopez- Lopez *et al.*, 2008**).

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

### **I.3.5. Les acides organiques :**

Ils sont représentés par l'acide oxalique, citrique et malique (**Balatsouras, 1997**).

### **I.3.6. Les pigments :**

La chair de l'olive contient de la chlorophylle a et b pour la couleur verte (**Roca et Minguez, 2001**), des caroténoïdes, des hydrocarbures triterpéniques pour la couleur jaune et les anthocyanines pour la couleur violette. le principal anthocyane des olives est la cyanidine (**Kailis et Harris, 2007**).

La chlorophylle est un pigment qui joue un rôle important dans la photosynthèse. Au cours de la maturation du fruit, la teneur en chlorophylle diminue tandis que les teneurs en bêta-carotène et en anthocyanines augmentent. Ces derniers donnent naturellement aux olives mures noires leur couleur pourpre-noire qui les caractérise (**Ryan et al., 2002**).

### **I.3.7. Les composés volatiles :**

Le terme "composés volatils" comprend une grande variété de substances chimiques ayant pour caractéristique commune d'être des hydrocarbures volatils à température ambiante. La composition chimique des olives de table révèle la présence d'une quantité de ces molécules qui définissent les caractéristiques organoleptiques de l'olive. Ils constituent un index de qualité des olives élaborées en contrôlant leur acceptabilité par le consommateur (**Sabatini et Marsilio, 2008**).

L'arôme de l'olive de table est constitué d'un mélange équilibré d'hydrocarbures, d'alcools, d'aldéhydes, des cétones, et d'esters produits au cours de la fermentation lactique (**EL hazza et al., 2015**).

Cet arôme est influencé par plusieurs paramètres : facteurs génétiques (variété), degrés de maturité des fruits, procédé et conditions d'élaboration (température, aération), type de sol (**Compeol et al., 2001 ; Gomez et al., 2008**).

## **I.4. Procédés d'élaboration des olives de tables :**

Selon le **COI (2013)**, les olives sont obtenues à partir de fruits recueillis pendant le cycle de maturation, avant la véraison et lorsqu'ils atteignent une taille normale, les olives sont généralement cueillies à la main, au moment où se produit un léger changement de coloration d'un vert feuille à un vert légèrement jaunâtre, mais avant son ramollissement et la

véraison de l'olive ne doit pas avoir commencé. L'olive est le seul fruit qui ne peut être consommé directement après sa cueillette. Il contient de l'oleuropéine qui lui confère un goût amer, ce composé est éliminé par divers traitements pour le rendre comestible. D'après **Chemomics international, (2007)** ; la demande commerciale, la variété d'olive et le stade de maturité au moment de la récolte dictent la nature du traitement. **Le tableau II** regroupe les procédés d'élaboration des olives de table les plus connus à l'échelle internationale (**Chemomics international, 2007 ;COI, 2013**).

**Tableau II** : Procédés d'élaboration des olives de table

Nom de procéder	Méthode du traitement
Le style Kalamata	Les olives ne sont pas traitées avec l'hydroxyde de sodium. Elles sont immergées dans l'eau lavées, puis fermentées dans du vinaigre avant d'être emballées dans une saumure fraîche et de l'huile d'olive ( <b>chemomics international, 2007</b> ).
Le style Grec	Les olives sont cueillies à pleine maturité (noires) subissent une fermentation en saumure, et sont remballées en saumure ( <b>chemomics international, 2007</b> ).
Le style Espagnol (Sevillian)	Les olives sont traitées avec une solution d'hydroxyde de soude 2% à 4%, et fermentées en saumure (8 à 10%), ( <b>COI,2013</b> ).
Le style Américain (picholine)	Elle consiste en des lavages à l'hydroxyde de sodium pour éliminer l'oleuropeine. Les olives sont muries par exposition à l'air, et fermentées en saumure ou mises en boîte et stérilisées ( <b>chemomics international, 2007</b> ).

- Le procéder d'élaboration des olives de table selon le style Espagnol

Comprend les étapes suivantes :

### 1) Récolte et transport

Les olives destinées à la conserve doivent être saines, charnues et fermes et doivent résister aux différents traitements des opérations ultérieures. Ces fruits sont cueillis à la main d'une manière délicate, afin d'éviter de les blesser et d'avoir un produit de meilleure qualité. La récolte des olives vertes commence vers la mi-septembre. Généralement, les olives vertes sont prêtes à être récoltées lorsque :

- la couleur commence à virer du vert-feuille au vert-jaune ou légèrement doré.
- Une goutte de liquide peut être extraite de l'extrémité de la tige de l'olive
- le noyau se détache facilement en coupant le fruit transversalement (l'effet freestone).

Après la récolte les olives sont débarrassées des impuretés, des fruits piqués, blessés et altérés, par la suite, elles sont acheminées le plus rapidement possible aux unités de transformation (**Smyth, 2012**).

## 2) Réception et stockage

Au cours du stockage, les olives sont exposées au risque de détérioration et à la perte de leur poids. En effet, une semaine après la récolte, elles commencent à se noircir. Cependant, elles sont mises rapidement dans des caisses perforées en plastique, à l'abri du soleil et de la pluie leur permettant ainsi une bonne aération (**Smyth, 2012**). Les olives sont calibrées selon leur taille, leur couleur, leur forme et classées selon la présence de défauts (**Boskou et al., 2015**).

Le délai entre la récolte et la désamérisation doit être le plus court possible. En moyenne il n'excèdera pas 24 heures à 20°C et 5 jours à 5°C.

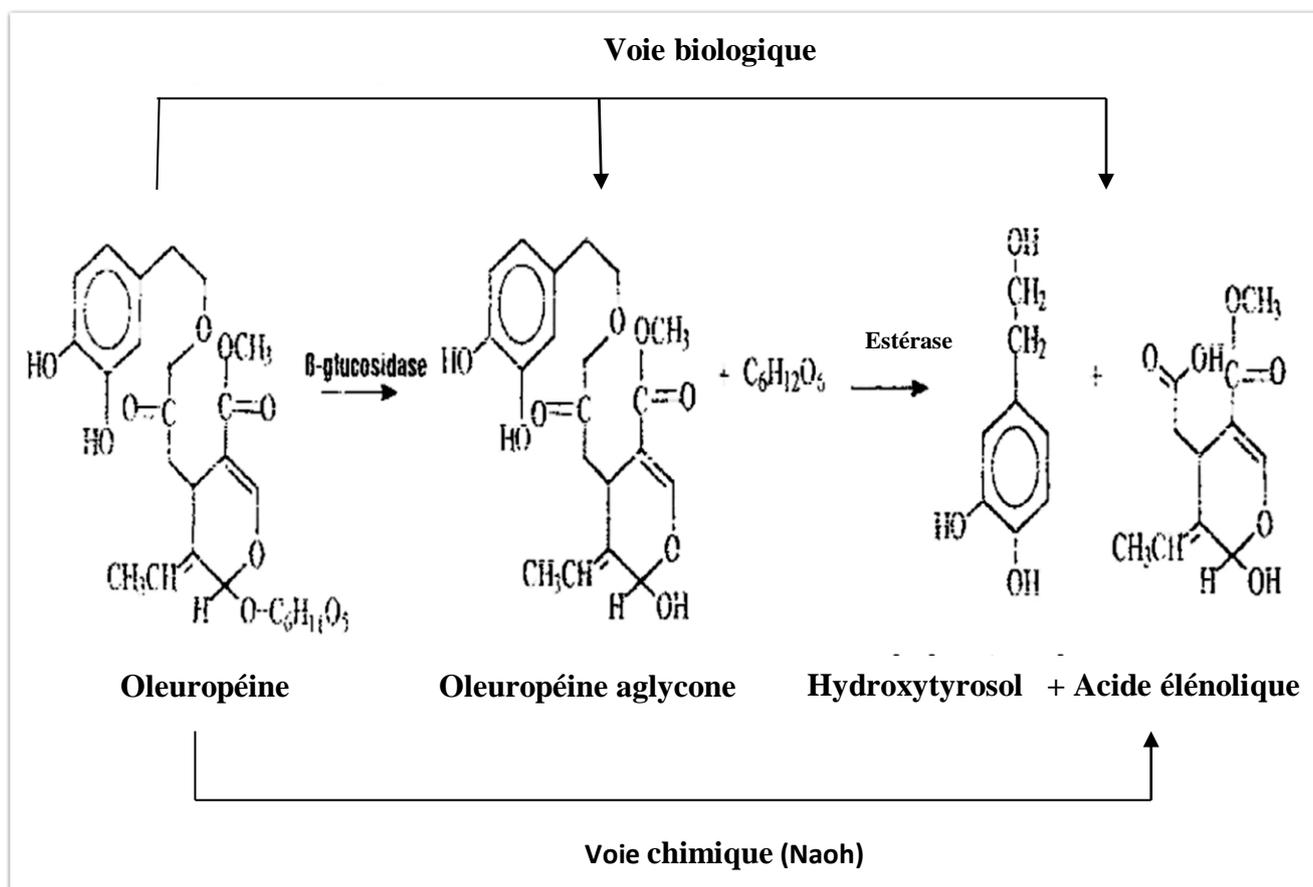
## 3) Désamérisation

La désamérisation consiste à éliminer essentiellement l'amertume due à la présence de l'oleuropéine qui rend l'olive impropre à la consommation (**Lanza, 2012**).

Elle se fait à une température située entre 20 et 25°C, par un traitement alcalin (voie chimique) par la soude à des concentrations variables allant de 1,5 à 2,5% selon la confiserie et le type d'olive traitée ou par un traitement prolongé à la saumure (voie biologique) (**Gambino et al., 2018**). Cependant, l'oleuropéine est hydrolysée et solubilisée en métabolites (figure 2).

En effet, les olives auront tendance à flotter, mais elles ne doivent pas être exposées à l'air. Elles doivent être complètement immergées dans la solution de soude, afin d'éviter leur noircissement d'une part et pour assurer une désamérisation totale d'une autre part (**Smyth, 2012**).

Cette opération dure de 8 à 12 heures. Elle est dépendante de la concentration de la soude dans la solution, de la température, du degré de maturation des olives, du rapport olive/solution de soude (Smyth, 2012).



**Figure 02 :** Mécanisme de décomposition chimique et enzymatique de l'oleuropeine (Idrissi *et al.*, 2004).

#### 4) Lavage

Afin d'éliminer la quasi-totalité de la soude résiduelle dans les olives à la fin du traitement alcalin, ces dernières sont lavées soigneusement à l'eau du robinet pour une durée totale de 7 heures (1<sup>er</sup> et 2<sup>ème</sup> lavage d'une durée de 30 min chacun et 3<sup>ème</sup> lavage d'une durée de 11 h). Cette succession de lavage peut conduire à des pertes importantes de la valeur nutritive d'olives traitées en réduisant ainsi la disponibilité en vitamines hydrosolubles, en minéraux et en sucre réducteur nécessaires à la fermentation postérieure.

En outre, tout lavage inadéquat peut engendrer une augmentation indésirable du pH de la saumure qui favorise le développement des microorganismes susceptibles de provoquer l'altération des olives (**Rokni et al., 2015**).

Habituellement, Afin de minimiser ces pertes, on préconise un premier lavage par un système de douche pour une durée de 15 à 20 minutes suivi d'un lavage ne dépassant pas 15 heures (**Lanza, 2012**).

### 5) Mise en saumure et fermentation

Après le lavage les olives sont logées en saumure (NaCl) de 6 à 12% acidifié à pH 6,2 - 6,5, ou elles subissent une fermentation lactique naturelle à température ambiante. Au cours de cette étape de fermentation, le pH et la salinité sont ajustés donnant ainsi une nouvelle saumure fraîche légèrement acidifiée avec un pH à des valeurs comprises entre 4 et 4.5 et avec des concentrations adéquates en chlorure de sodium qui atteint 6%.

L'ajustement de ces deux paramètres conduit à la production de l'acide lactique à partir du glucose issu de la saumure qui inhibe les bactéries pathogènes et les microorganismes responsables de l'altération des olives, par conséquent, une meilleure stabilisation de la qualité hygiénique et organoleptique des olives (**Rokni et al., 2015**).

Durant le processus de fermentation, de nombreux paramètres physico-chimiques interviennent tels que la température, le pH, la concentration en soude et en sels, la teneur et la nature des polyphénols et d'autre microbiologiques comme ; les bactéries lactiques, les entérobactéries, les levures et les moisissures, qui se traduisent généralement par des niveaux élevés d'olives altérées (**Rokni et al., 2015**).

### 6) Conservation

Cette opération consiste à loger le produit élaboré dans de petits récipients en plastique alimentaire, verre (**Smyth, 2012**). Les conditions minimales que doit réunir un bon conditionnement sont :

- ✓ Un poids correct ne dépassant pas 1 kg net égoutte.
- ✓ Un étiquetage conforme à la norme en vigueur.
- ✓ Des caractéristiques chimiques garantissant la stabilité du produit conditionné.

## **I.5.Marché économique des olives de table**

### **I.5.1.Marché mondial :**

La production mondiale d'olives de table est une activité économique très importante pour les pays de la région méditerranéenne. Selon les chiffres du conseil oléicole la production mondiale d'olive de table pour la campagne 2019/2020, montre une augmentation de 13,9% pendant la saison 2018/2019.

L'Egypte dépasse l'Espagne avec une récolte de 690,000 – 497,000 tonnes d'olive contre 500,000 – 16 l'an dernier, l'Espagne occupe la deuxième position avec 580,000 tonnes. D'autres grands producteurs comme l'Algérie et le Maroc conservent les niveaux de la campagne précédente, avec une production atteignant respectivement 300,000 et 130,000 tonnes.

Une légère baisse de production est enregistrée pour la Turquie, avec une récolte estimée à 414,000 – 423,000 tonnes. L'Italie, en revanche, prévoit une augmentation substantielle de 85%, passant de 40,000 tonne l'an dernier à 74,000 tonnes pour la saison 2019/2020, mais toujours faible en volume par rapport à ses grands concurrents. La Grèce connaît une augmentation de 24%.

La consommation mondiale d'olives de table a augmenté de 2,1% en 2019/2020, comme prévu par le conseil Oléicole international (COI, 2020).

### **I.5.2.Marché national :**

En Algérie, l'olivier occupe la première place avant le figuier, le dattier et les agrumes en superficie. Il s'étend sur le tiers de l'espace réservé aux cultures fruitières arborescentes. Environ 35 millions d'oliviers sont implantés sur une superficie de 471 657 ha sur le territoire national (ONFAA, 2016).

L'oléiculture est concentrée au niveau de 6 principales wilayas, trois wilayas de la région du centre, qui représente 50% de la surface oléicole nationale, dont Bejaia qui occupe une superficie de 51 874 ha environ 13,53%, Tizi Ouazou qui occupe 34 315 ha environ 9% et Bouira qui occupe 34 245 ha environ 8,93% de la surface oléicole nationale. Les trois autres sont de l'est de pays dont Bourdj Bou Arrirridj qui occupe une superficie de 23 885 ha environ 6,23%, Sétif qui occupe 14 183 ha environ 5,06% et Jijel qui occupe 14 183 ha environ 3,7% de la surface oléicole national (MADR, 2015).

La récolte en Algérie est essentiellement destinée à l'oléiculture, ensuite à la production d'olive de table avec une variété réputée à cet effet qui est la Sigoise de Mascara, occupant 25% du verger oléicole algérien. Ceci dit, la production d'olives de table est concentrée à l'ouest du pays (APS, 2016).

La consommation de l'olive de table en Algérie est passée de 14.000 t en 1990/1991 à 305.000 t en 2018/2019 (COI, 2020).

## I.6. Intérêts de la consommation des olives de table

Les olives de table sont riches en « bonnes graisses », 75% d'acides gras mono-insaturés reconnus pour leur effet antiathérogène. Le fruit est considéré aussi comme étant une source de fer (100g d'olive noires couvrent 45,5% de nos apports journalier recommandés), et également source en vitamine E (Anonyme, 2006). En plus de sa richesse en acides gras mono-insaturés, la présence de substance antioxydante telle que les composés phénoliques, interviennent dans la lutte contre l'athérosclérose et maladie cardio-vasculaire (Orozco *et al.*, 2011 ; Ghambari *et al.*, 2012).

La consommation des olives de table à un intérêt thérapeutique et nutritionnelle le tableau suivant regroupe les différents effets de l'olive de table sur la santé :

**Tableau III :** Intérêts thérapeutiques et nutritionnels des olives de table.

<b>Intérêt</b>	<b>Effet</b>
Prévention de l'athérosclérose	Les polyphénols, tocophérols et caroténoïdes empêchent l'oxydation du cholestérol-LDL qui est responsable de l'inflammation de la paroi artérielle ( <b>Tripoli <i>et al.</i>, 2005 ; Cicerale <i>et al.</i>,2010</b> ).
Prévention du diabète gras (Type 2)	Les acides mono-insaturés réduisent la demande en insuline, une diminution de la concentration plasmatique en glucose ainsi que celle en triglycérides ( <b>Benlemlih et Ghanem,2012</b> ).
Prévention des maladies cardio-vasculaires ou cancer	La richesse de l'olive de table en AGMI et en composés phénoliques, intervient pour réduire les risques d'oxydation des LDL et par conséquent, la réduction du taux de malonodialdéhyde (marqueur du stress oxydant), de cholestérol et de triglycérides plasmatiques ( <b>Chaoemprasert et Mitchell, 2012</b> ).
Effet sur l'activité anti-inflammatoire	Activité puissante des polyphénols (hydroxytyrosol) dans l'anti- agrégation plaquettaire ( <b>Cicerale <i>et al.</i>,2010 ; Gigon et Le jeune, 2011</b> ).
Activité antimicrobienne	L'oleuropéine et acides <i>p</i> -hydroxybenzoïque, vanillique et acide <i>p</i> -coumariques peuvent inhiber la croissance d' <i>Escherichia coli</i> , <i>Klebsiella pneumoniae</i> ,et <i>Bacillus cereus</i> . L'oleuropéine a un effet sur les virus en interfèrent avec la synthèse des acides aminés nécessaires pour l'activité virale, empêche la production de la transcriptase renverse et protéase. ( <b>Pereira <i>et al.</i>, 2006 ; Sousa <i>et al.</i>, 2006</b> ).
Prévention des maladies dégénératives	Il a été rapporté que l'oleuropéine augmente l'activité des enzymes protéosomiques, responsables de la dégradation des protéines. Le tyrosol et l'hydroxytyrosol préviennent la formation des plaques d'amyloïde (maladie d' <i>Alzheimer</i> ) ( <b>Chaoemprasert et Mitchell, 2012</b> ).

*Les composés volatils  
des olives de table*

## II.1. Définition des composés volatils

La communauté scientifique définit un composé organique volatil (COV) par un ensemble de propriétés. Pour être défini comme un COV, ce dernier doit être un composé organique contenant au moins un atome de carbone, de faible poids moléculaire, de pression de vapeur assez élevée pour être vaporisé et entrer en phase gazeuse à des températures et des pressions atmosphériques normales (**Dicke et Loreto, 2010 ; Hung *et al.*, 2015**). Les COVs possèdent aussi généralement une solubilité dans l'eau faible et une odeur distincte (**Herrmann, 2011**).

Une grande diversité de molécules correspond à cette définition ; sept classes de composés se distinguent :

- les hydrocarbures
- les alcools
- les aldéhydes
- les cétones
- les esters, les éthers
- les dérivés chlorés, nitrés, aminés
- Les monoterpènes

Les composés volatils sont des molécules qui définissent les caractéristiques organoleptiques des olive de table et représente ainsi un index de qualité des olive élaborées, en contrôlant leur acceptabilité par consommateur (**Campeol *et al.*, 2001 ; Conte *et al.*, 2002**).

## II.2. Les voies de formation des composés volatils dans les olives de table verte

La formation des composés aromatiques dans les olives de table est un processus dynamique qui se développe principalement durant le processus de fermentation de l'olive par des bactéries lactiques et des levures indigènes, ainsi qu'une variété de microorganismes contaminants, qui produisent des composés volatils à partir des principaux constituants des fruits par diverses voies biochimiques (**Sabatini et Marsilio, 2008**).

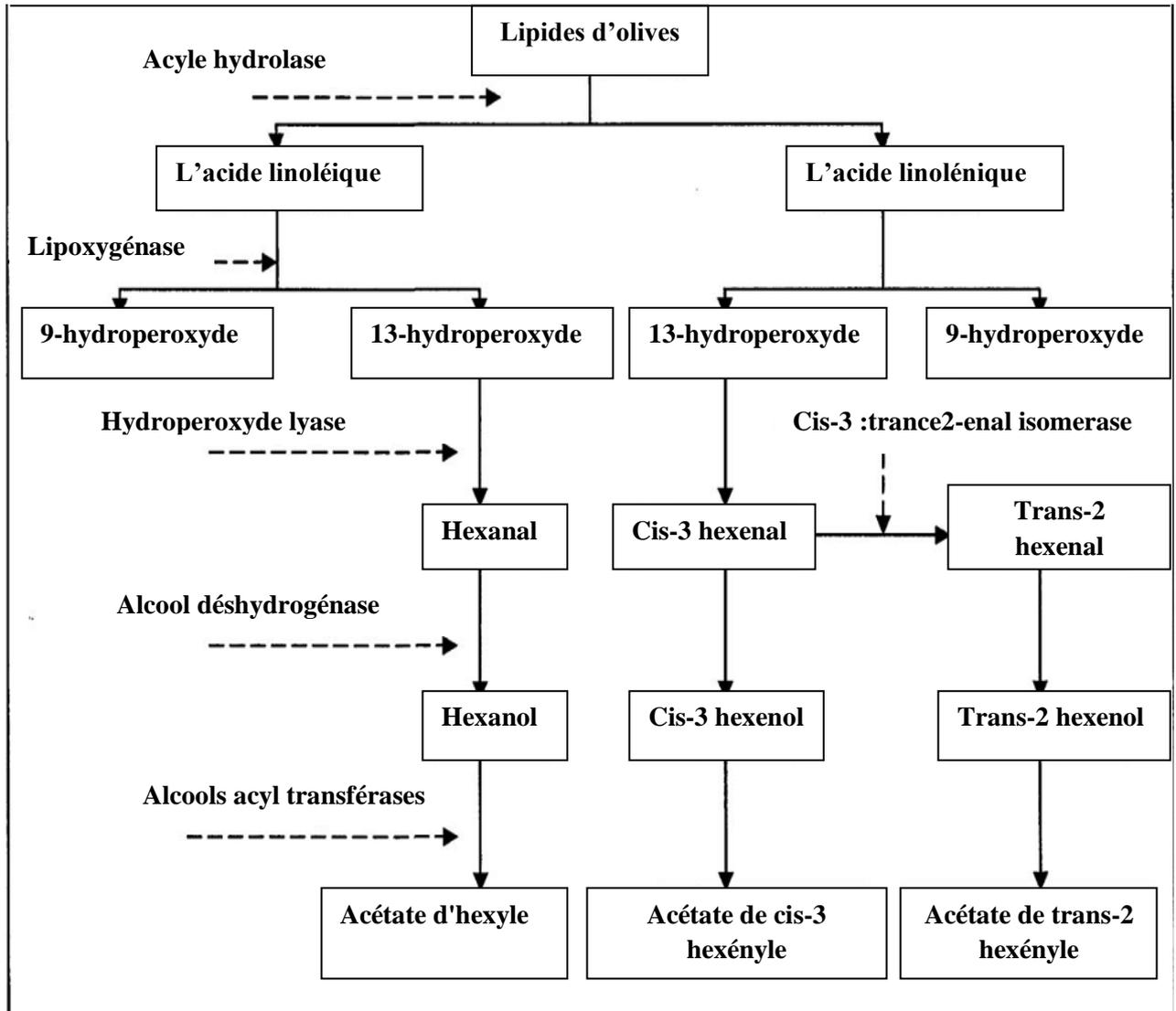
Les systèmes enzymatiques des olives sont actifs, la matière première affecte les activités métaboliques des microorganismes (**Sabatini et Marsilio, 2008**). Aussi, les différences enzymatiques (Hydroperoxyde lyase, alcool-acyl-transférases, alcool-

déshydrogénase et isomérase) sont déterminées génétiquement. Par ailleurs, le traitement alcalin et la fermentation impliqués dans l'élaboration des olives vertes sont responsables de modifications chimiques et physiques contribuant à la formation de l'arôme du produit fini (Bianchi, 2003). Les bactéries lactiques, représentées essentiellement par *Lactobacillus plantarum* et *L. pentosus* influencent directement le goût des fruits, contribuant au développement des caractéristiques des olives fermentées (McFeeters, 2004). En outre, les alcools, les esters, les aldéhydes et les cétones, ainsi que les acides, sont formés par des microorganismes qui sont en compétition avec les bactéries lactiques dans les olives en saumurées (Sabatini et Marsilio, 2008).

Plusieurs voies sont proposées pour la synthèse des composés aromatiques dans les olives de table (Kalua *et al.*, 2007 ; Sabatini et Marsilio, 2007).

### II.2.1. L'oxydation des acides gras par action des lipoxygénases (LOX)

La lipoxygénase est une voie de biosynthèse des composés volatiles active dans différents tissus des plantes, au cours de la maturation de l'olive et fait intervenir différentes réactions enzymatiques (Figure 2 et 3). (Gargouri *et al.*, 2008). Ces enzymes peuvent être activées durant l'étape de préparation des échantillons pour l'analyse ; certaines oxydent (lipoxygénases) d'autres hydrolysent (hydroperoxyde lyase) les AGPI (acides linoléique et linolénique) pour produire des aldéhydes qui seront ensuite réduits en alcools (alcool déshydrogénase) et estérifiés pour produire des esters (alcools acyl transférases). Cette voie aboutie à la formation d'aldéhydes et d'alcools (éthanol et hexanol) à six carbones, à partir d'acide linoléique et d'acide linolénique ( Conde *et al.*, 2008 ; Sabatini et Marsilio, 2008 ).



**Figure 03:** Les voies de formation des composés volatils des olives

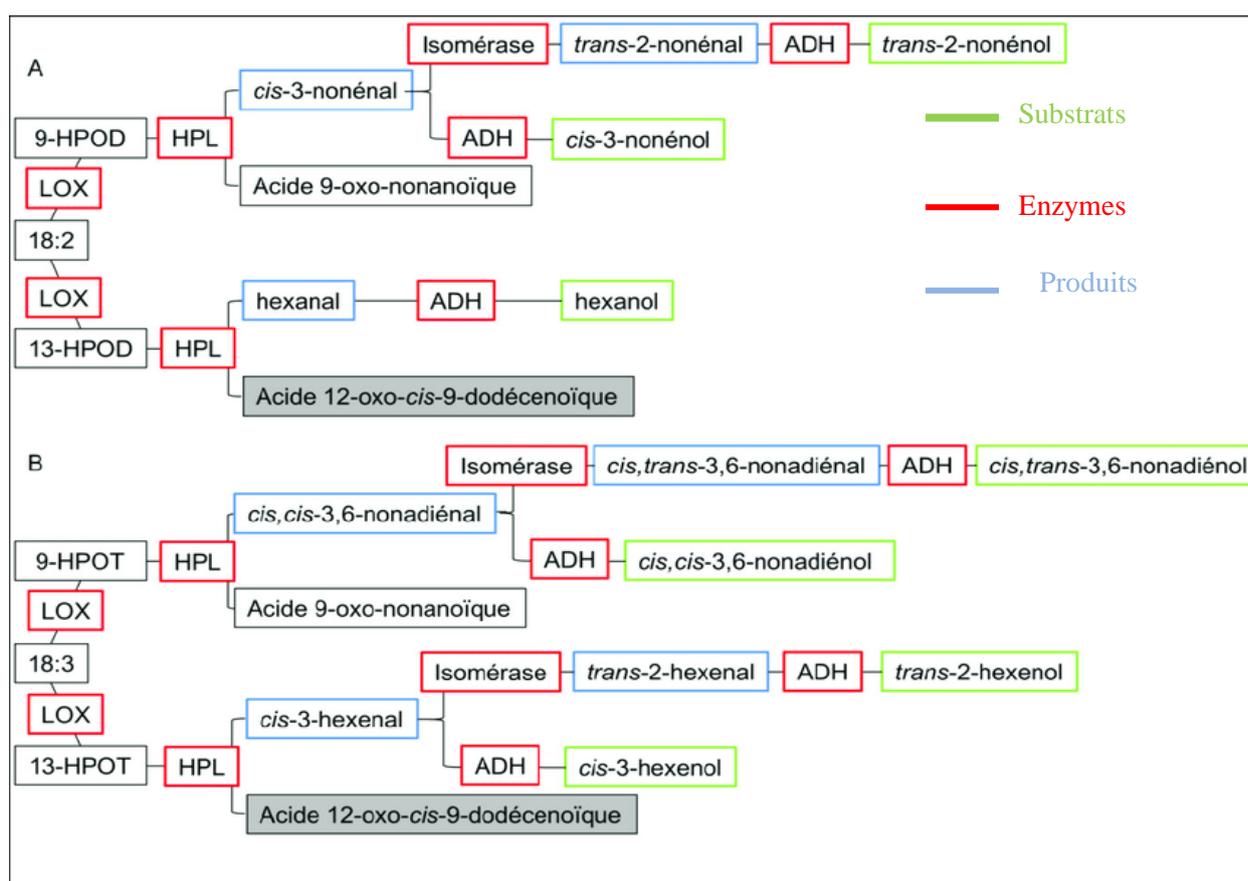
Cette voie implique une série d'enzymes qui oxydent et clivent les acides gras polyinsaturés (acides linoléique et linoléique) pour produire des aldéhydes (Sabatini et Marsilio, 2007). Ces derniers sont réduits en alcools qui sont à leur tour estérifiés pour produire les esters. Cette voie est responsable de la présence de teneurs élevées du 1-hexanol, 1-hexanal et du cis 3- hexen 1- ol dans les olives vertes (Conde *et al.*, 2008).

En première étape, l'acyl hydrolase (AH) hydrolyse les triglycérides et phospholipides libérant des acides gras libres notamment les acides linoléiques et linoléique. Ces derniers sont oxydés en 13- hydroperoxydes, qui deviennent à leurs tours des substrats pour d'autres réactions enzymatiques (Conde *et al.*, 2008).

Les 13- hydroperoxydes sont clivés sous l'action d'une hydroperoxyde- lyase (HPL) pour former des aldéhydes à 6 atomes de carbones : l'hexanal à partir de l'acide linoléique et le cis-3-hexenal à partir de l'acide linoléinique qui s'isomérisent en trans 2- hexenal par action de la cis 3-trans 2- enal isomérase. Ces aldéhydes seront ensuite réduits en 1-hexanol par l'alcool deshydrogénase (ADH) (Angerosa, 2002 ; Kalua *et al.*, 2007).

L'action de l'alcool acyl- transférase catalyse la formation d'esters volatiles à partir des alcools (Kalua *et al.*, 2007).

La figure 3 donne les produits formés par action de l'hydroperoxyde lyase.



**Figure 04 :** Produits formés par action de l'hydroperoxyde- lyase au cours de la voie de la LOX (Alberti, 2013).

L'étude réalisée par Sabatini et Marsilio (2008), a révélé la présence d'une teneur élevée en 1-hexanol dans les olives vertes élaborées selon le style Espagnol ; ce qui laisse prétendre une dominance de la voie d'oxydation de l'acide linoléique, contrairement aux

olives élaborées selon le style grecque où une prédominance du cis-3-hexen 1- ol renseigne sur une prévalence de la voie d'oxydation de l'acide linoléique.

Par ailleurs, il a été rapporté dans l'étude de **De castro et al., (2020)**, que la teneur en aldéhydes et cétones initialement élevée dans les olives fraîches diminue nettement après désamerisation des olives, en effet le traitement alcalin désactive la plupart des enzymes endogènes telle que la lipoxygénase. **Salas et al. (1999)**, ont démontré une inactivation totale de cette enzyme à pH inférieur à 7,5. Par ailleurs, l'étude réalisée par **Kalua et al., (2007)** a révélé une activité de la LOX à pH alcalin ; ce qui suggère l'existence de différentes formes de cette enzyme.

### II.2.2. Désamination des acides aminés

Cette voie aboutit à la production des acides acétique et propionique, d'aldéhydes, d'alcools et d'esters. Peu de données sont publiées sur cette voie de formation des COVs. Il est établie que la valine et la leucine sont converties en composés volatils, en donnant des alcools méthylés (**Kalua et al., 2007**).

### II.2.3. Voie de l'alcool acyl-transférase

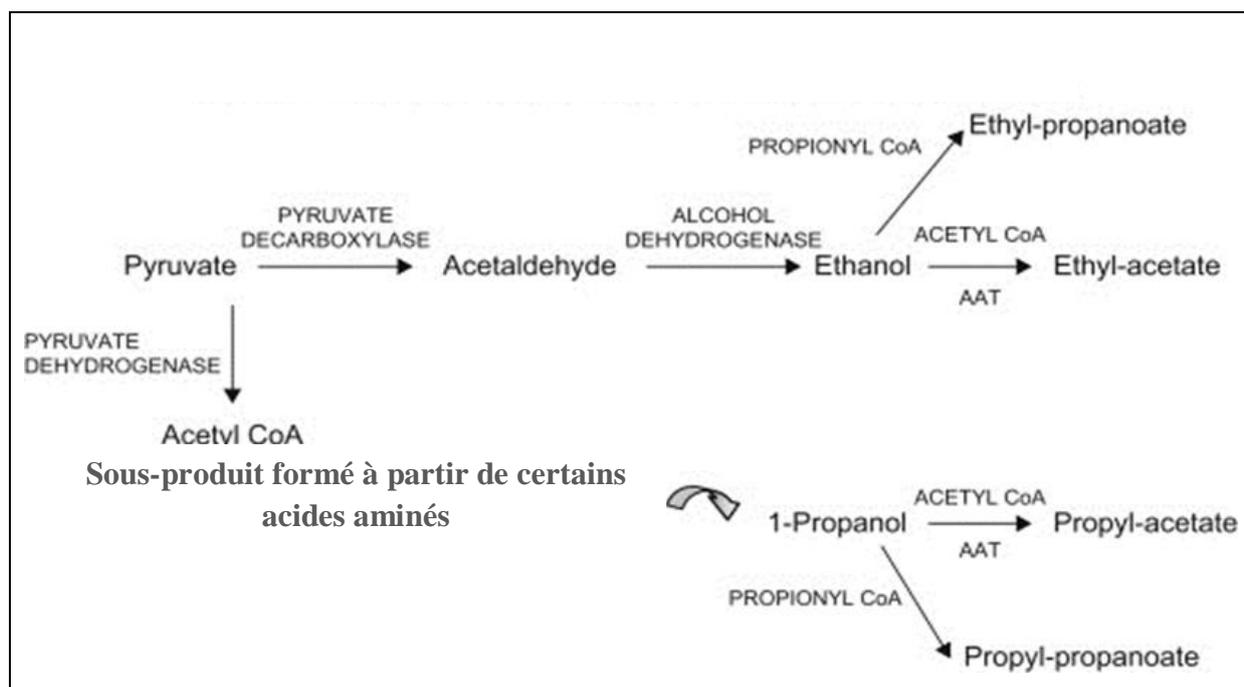
Cette enzyme catalyse l'estérification des alcools avec l'acétyl-CoA donnant ainsi naissance aux acétates. Les esters volatils sont des composants majeurs de l'arôme de tous les fruits, souvent étant les composés principalement responsables de la bonne saveur appréciée par les consommateurs (**Sanz et al., 1997**).

Les acétates sont synthétisés par une enzyme, l'alcool-acyl-transférase (AAT), qui catalyse l'estérification des alcools volatils avec des molécules d'acétyl CoA pour produire des esters volatils et des CoA-SH libres (**Salas, 2004**).

L'AAT à une grande affinité envers l'hexanol et le 3-hexénol qui sont utilisés comme substrats pour cette enzyme. Les esters d'acide propénoïque sont synthétisés par l'estérification des alcools volatils avec les molécules de propionyl-COA (**Sanz et al., 1997**).

L'analyse microbiologique des saumures d'olives vertes (style espagnol) réalisée par **Sabatini et Marsilio (2008)** a révélé une dominance des bactéries propioniques et des acetobacters dans la saumure qui seraient responsables de la formation des acides propionique

et acétique. En se basant sur ces données de la littérature, **Sabatini et Marsilio (2008)** ont proposé une voie de formation des esters dans les olives de table (Figure 05).



**Figure 05:** Voie proposée pour la biosynthèse des esters dans les olives de table.

(**Sabatini et Marsilio, 2008**) AAT = alcool acétyl transférase.

#### II.2.4. Les fermentations alcooliques, hétérolactique et propionique (bactéries lactiques et levures) des olives de table

La fermentation des olives implique la décomposition des substances organiques complexes en substances plus simples. Le pyruvate est métabolisé en divers composés (**Kalua et al., 2007; Sabatini et Marsilio, 2007**) :

Le lactate dans la fermentation homolactique sous l'action de lactate déshydrogénase

- ✓ l'éthanol et le dioxyde de carbone dans la fermentation alcoolique et le lactate
- ✓ Autres acides et alcools, en fermentation hétérolactique

L'éthanol est considéré comme étant un composé aromatique essentiel dérivant de la voie glycolytique d'Embden Meyerhoff (**Herrero et al., 2006**). La fermentation produite par les bactéries telles que *Acetobacter* de *Clostridium acetobutylicum* et certaines levures aboutit à la formation de l'acide acétique par oxydation de l'éthanol.

- ✓ L'acide propionique est produit par les *Propionibacterium* comme produit du catabolisme des acides gras et de quelques acides aminés.

### II.3. Les principaux composés volatils des olives de table

Les composés volatiles et les composés organiques semi-volatils, sont responsables du goût des olives. Plusieurs études se sont consacrées à l'étude des composés volatils des olives de table afin de déterminer la nature et les teneurs en ces composés.

L'analyse de la fraction volatile des olives de table vertes élaborées au style Espagnol par plusieurs auteurs a permis d'identifier un nombre important de composés appartenant à différentes classes chimiques : alcools, aldéhydes, cétones, esters et terpènes (figure 6). Les travaux de **Mettouchi et al. (2016)** ont mis en évidence un effet significatif de la variété et du procédé d'élaboration au style espagnol sur la composition qualitative et quantitative des olives de table.

L'arôme de l'olive de table est constitué d'un mélange équilibré d'hydrocarbures, d'alcools, d'aldéhydes, de cétones et d'esters. La composition aromatique de l'olive de table est fonction de facteurs génétiques (**Dabbou et al., (2012)**) et de l'origine géographique (**Delgado et al., 2016 ; Garrido-Fernández et al., 2017**), du régime d'irrigation (**Cano lamadrid et al., 2015**), du degré de maturité de l'olive, mais surtout du procédé et des conditions d'élaboration (Température, aération) (**Mettouchi et al., 2016 ; Sabatini et Marsilio, 2007**) ou des étapes de post-fermentation et de conditionnement (**Sánchez et al., 2018**).

La production des COVs en quantités importantes se fait pendant le stade climactérique de la maturation (**Kalua et al., 2007**).

Les données de la littérature montrent que le profil en volatils des olives vertes fraîches est dominé par les alcools (**Mettouchi et al., 2016**), l'hexanol et le propanédiol sont les plus représentatifs de cette classe (entre 35 et 50%) et les aldéhydes, tels : l'Hexanal aldéhyde saturé à sensation désagréable), le trans 2-hexenal (impact positif sur la qualité organoleptique) se classent en seconde position. Le benzacétaldéhyde (communiquant une flaveur amande) est considéré, selon ces auteurs, comme marqueur variétal. Dans cette même optique, **Malheiro et al., (2011)** considèrent le phénylacétaldéhyde à flaveur fuité florale (formé par la dégradation de la phénylalanine) comme marqueur variétal.

Par ailleurs, pour **Cano Lamadrid *et al.* (2015)** et **De Castro *et al.*, (2018)**, les classes des aldéhydes (hexanal, 2,4-hexadienal et phenylacétaldéhyde) et des cétones (1-penten- 3-one) sont majoritaires.

**Malheiro *et al.* (2011)** rapportent une dominance à plus de 75% des aldéhydes (hexanal, 2,4-heptadienal et phenylacétaldéhyde). Sur les trois variétés étudiées par **Dabbou *et al.* (2012)**, deux ont montré une prédominance des terpènes.

La classe des aldéhydes, notamment l'hexanal et le benzacétaldéhyde ne contribue pas uniquement au développement de la flaveur particulière des olives, mais exerceraient aussi une activité antimicrobienne et antifongique à l'encontre d'une large gamme de microorganismes (**Malheiro *et al.*, 2011**).

Il convient de signaler que la variété d'olives Teffahi, étudiée par **Mettouchi *et al.* (2016)** et alcappara étudiée par **Malheiro *et al.* (2011)** se distingue par leur taux élevé en limonène (composé volatil caractéristique du citron), qui présente plusieurs vertus biologiques (propriétés anticancérigène, antimicrobienne). Les résultats des deux auteurs convergent sur un autre point, parmi les cétones dominants le 6-méthyl 5-hepton 2-on, qui est considéré comme un marqueur de la dégradation du lycopène et de la dégradation des acides gras.

Après élaboration, les acides et les esters deviennent les plus dominants (acides propionique éthyl-ester et acétique méthyl ester)). L'élaboration des olives selon le procédé Espagnol engendre des fermentations homolactiques et hétérolactiques et propioniques qui sont à l'origine de la formation de ces composés (**Mettouchi *et al.*, 2016**).

Des composés volatils dits phénoliques sont également formés après élaboration des olives (4-Ethyl phénol, 2-méthoxyphénol). Quatre norisoprénoides ont été identifiés par **Malheiro *et al.* (2011)** ; ces composés sont formés par la dégradation des caroténoïdes ( $\beta$ -carotène, lutéolin, neoxanthin et des glucosides. Une activité antimicrobienne et antifongique a été associée à ses composés, ils inhibent les spores d'*Aspergillus flavus* et se caractérisent par une faible perception olfactive (**Ferreira *et al.*, 2004**).

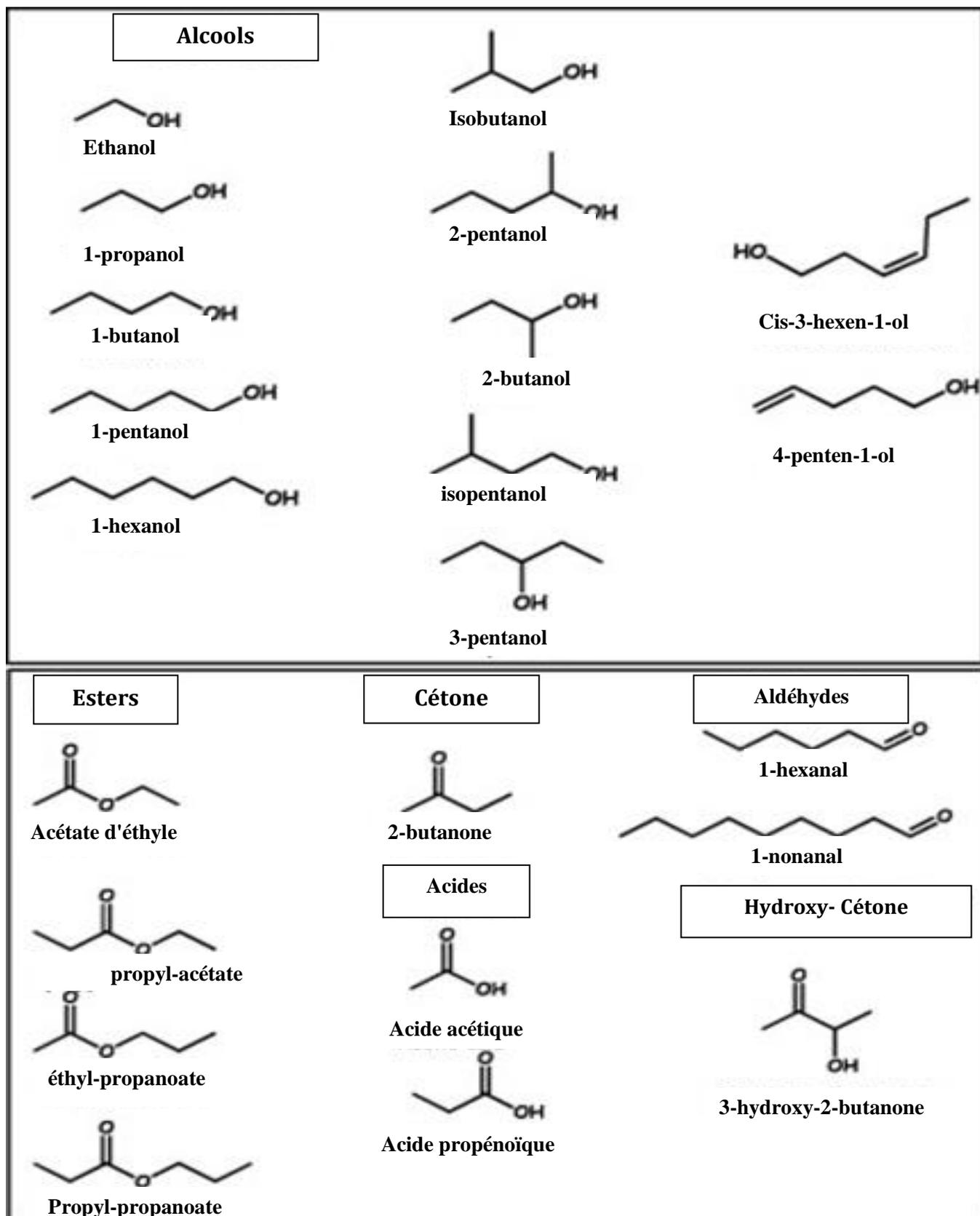


Figure 06 : Structures des principales classes des composés volatils d'olive de table

(Sabatini et Marsilio, 2008).

**De Castro et al. (2019)** ont étudié l'effet des étapes du traitement alcalin et de la fermentation sur la formation des COVs dans les olives vertes élaborées au style espagnol. Après traitement alcalin, les acides volatils n'ont pas été détectés en raison du pH basique, mais leur présence a été confirmée après acidification des échantillons avant analyse. L'éthanol et l'acide acétique sont formés comme produits de la dégradation alcaline des sucres. Les alcools dominants, les aldéhydes et les cétones majoritaires à l'état frais ont totalement été éliminés après traitement alcalin en raison de l'inactivation des enzymes endogènes par le NaOH.

La fermentation des olives est l'étape clé pour la formation des COVs, elle est responsable de la formation d'alcools, de phénols, d'esters et d'acides suite à l'activité des bactéries lactiques et des levures (**Delgado et al., 2016**). L'acide propanoïque est dominant, étant un marqueur de l'activité des propionibactérium durant la fermentation. Les terpènes apparaissent après fermentation (comme produits de dégradation de composés non volatils) Les composés carbonylés disparaissent à l'exception du 2-décenal (marqueur de la peroxydation lipidique) (**De Castro et al., 2019**). .

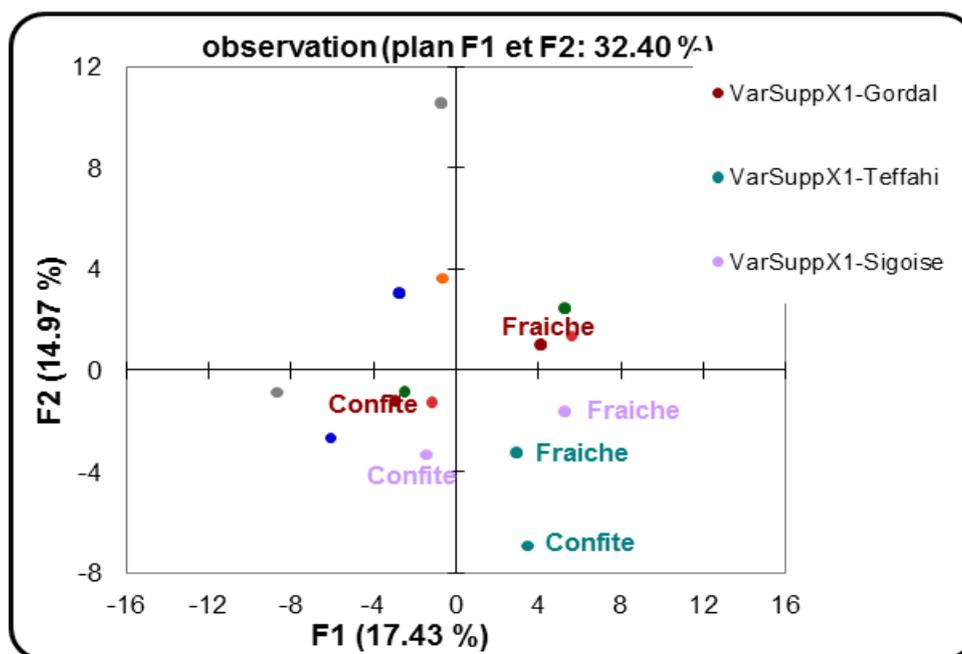
L'inoculation des saumures par des cultures starters, telles *Lactobacillus pentosus* LP99 réalisée par **De Castro et al. (2019)** a permis une augmentation (de 100 fois) de la teneur en 4-ethyl-phénol, formé suite à la décarboxylation de l'acide *p*-coumarique.

Le tableau IV montre l'effet des étapes de traitement alcalin et de la fermentation sur la formation des COVs.

L'analyse de la composante principale (ACP) (**Mettouchi et al., 2016**), affirme l'impact de l'élaboration suivant le procédé d'élaboration suivant le procédé Espagnol sur la composition de la fraction volatile des olives (figure 7) .

**Tableau IV** : L'effet des étapes de traitement alcalin et de la fermentation sur la formation des COVs (en µg/kg) (De Castro *et al.*, 2019)

Composés	Fruits fraîche	Après traitement alcalin	Après fermentation spontanée
<b>Acides</b>			
Acide acétique	13	ND	184
Acide propionique	ND	ND	38
Acide 2- Méthyl butanoïque	4,8	ND	20
Acide hexanoïque	ND	ND	4,3
Acide benzoïque	2,3	ND	1,3
<b>Alcools</b>			
Ethanol	ND	109	155
(Z)-2-Penten-1-ol	137	ND	ND
1-Hexanol	201	ND	ND
(Z)-3-Hexen-1-ol	13	34	15
benzacétaldéhyde	108	18,2	66
Phényléthanol	11	6	84
	37	5	311
<b>Aldéhydes/cétones</b>			
2-Methylbutanal	39	43	ND
1-Penten-3-one	36	3,5	0,3
(E)-2-Pental	105	ND	ND
(E)-2-Hexenal	29	ND	ND
Phénylacétaldéhyde	255	3,5	ND
<b>Esters</b>			
Acétate d'éthyle	ND	ND	81
Acétate de propane	ND	ND	1,0
Butanoate de méthyle	1,6	1,3	ND
Acétate d'isoamyle	ND	ND	ND
Hexanoate de méthyle	ND	ND	3
<b>Terpenes</b>			
Limonene	6,5	ND	ND
6-Methyl-5-hepten-2-one	6	1,9	1,7
Copaene	21	16	6
α-Terpinéol	ND	ND	3
<b>Phénols</b>			
4-Créosol	ND	ND	207
Phénol	26	4,3	2,4
4-Ethylphénol	ND	ND	44
Tyrosol	6	3	24



**Figure 07 :** Analyse de la composante principale de la composition en volatiles des échantillons d'olives fraîches et confites (Mettouchi *et al.*, 2016).

#### II.4. La répartition des composés volatils dans les olives de table

Les composés aromatiques des olives fermentées sont présents à la fois dans la matrice du fruit et dans la saumure. Ces derniers sont produits dans la saumure par un processus de fermentation opéré par des micro-organismes, et dans la matrice du fruit par l'action d'enzymes endogènes (comme les lipo-oxygénases) et d'enzymes exogènes (produites par les bactéries lactiques, les levures, etc.) et par le métabolisme des lipides, des protéines et des acides aminés (Sabatini *et al.*, 2009).

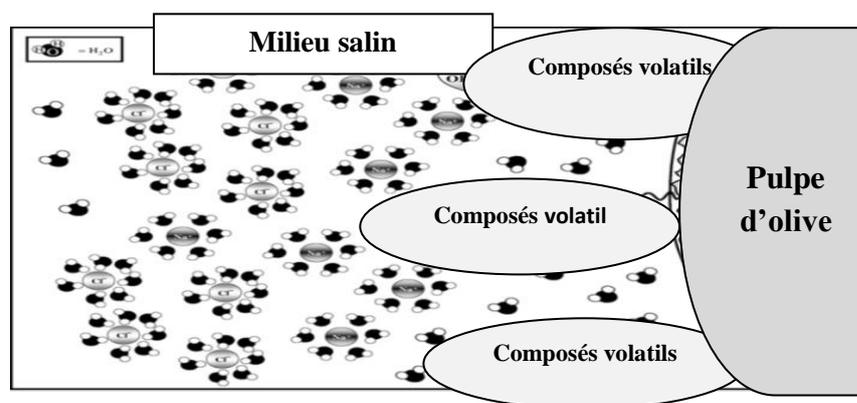
La répartition des composés aromatiques entre la matrice du fruit et la saumure est extrêmement différente et dépend de plusieurs facteurs tels que la longueur et/ou la ramification de la chaîne carbonée, les groupes polaires, la concentration en sel de sodium (NaCl) et la température. Le tableau V présente certains Composés volatils extraits de la matrice du fruit et du milieu salin (saumure) par GC-GC/MS

La plupart des COVs des fruits ont une affinité majeure pour la phase hydrophobe (pulpe d'olive), des études ont montré que des composés moins volatils peuvent être identifiés dans la saumure également en raison de l'effet de "relargage" dû à la forte concentration de NaCl de la saumure ; entraînant ces composés organiques vers la phase hydrophobe (Sabatini

*et al.*, 2009). Il est bien connu que la solubilité d'un soluté organique dans les solutions aqueuses est altérée par la présence de sels en provoquant un phénomène appelé "salting out" (Vakili-Nezhad *et al.*, 2004). Les molécules d'eau solvatent ces sels inorganiques en entraînant des composés organiques à la matrice du fruit (phase hydrophobe) (figure7). La présence d'éthanol dans le milieu salin est due au fait que l'éthanol est miscible à l'eau comme il peut être produit en saumure par la fermentation alcoolique et hétérolactique. Le tableau V représente certains composés volatils extraits de la matrice de l'olive ainsi que dans la saumure.

**Tableau V** : Quelques composés extraits de la matrice du fruit et de la saumure  
(Sabatini *et al.*, 2009)

Composés extrait de la saumure	Composés extrait de la matrice du fruit (olive de table)
Ethyl-acetate	n-Octane
2-Butanone	Pentanol.
Methanol	Ethyl-acetate
3-Methyl-1-butanal	2-Butanone
Ethanol	Butanol
Trichloroethylen	Methanol
2-Butanol	3-Methyl-1-butanal
1-Propanol	Ethanol
Isobutanol	Penten-1-ol
Ethyl-benzene	Propyl-acetate
1-Butanol	Ethyl-propanoate
Isopentanol	Hexanol
Styrene	Cis-3-hexen-1-ol
1-Hexanol	1-Hexanal
Cis-3-hexen-1-ol	Acetic acid



**Figure 08** : Représentation de l'effet de " salting out " des composés organiques volatils du milieu salin à la matrice du fruit de l'olive (Sabatini *et al.*, 2009).

*Méthode d'analyse des  
composés volatils*

### III.1. Effet du séchage sur les composés volatils :

L'effet du séchage sur la composition d'huile essentielle de diverses plantes aromatiques, a fait l'objet de nombreuses études, montrant que les composés aromatiques volatils sont sensibles du séchage. Des changements dans la concentration des composés volatiles pendant le séchage dépendent de plusieurs facteurs comme la méthode de séchage et les conditions de séchage (Température, vitesse de l'air, humidité relative) (**Kaya and Aydin, 2009 ; Torres et al., 2010**).

Le séchage est généralement réalisé par lyophilisation. (**Antal et al., 2011**) ont étudié l'effet du séchage sur les composés volatils et l'effet de la pression (haute et basse) du lyophilisateur a également été étudié. Il a été constaté que le temps de séchage et la teneur en huile essentielle sont fortement influencés par la pression de la chambre du lyophilisateur. La lyophilisation à haute pression est la méthode qui donne les meilleurs résultats. La lyophilisation à basse pression et le séchage à l'air chaud entraîne de grandes pertes de ces composés. Le tableau VI montre l'effet de la méthode de séchage sur les composés volatils.

Une réduction de 42,8% de la quantité totale des COVs a été observée dans le cas d'un séchage à l'air chaud (43°C), une réduction de 25,2% après lyophilisation à basse pression et une réduction de 11,4% si la lyophilisation a lieu à haute pression végétal fraîche. (**Venskutonis, 1996 ; Figiel et al., 2010**).

### III.2. Extraction des composés volatils à partir de la pulpe et de la saumure.

La caractérisation de ces composés volatils est un challenge continu. Ces molécules volatiles, odorantes ou non, sont souvent présentes à des concentrations très faibles (ppm ou ppb) et possèdent de plus un large éventail de polarités, solubilités, volatilités.

La technique la plus utilisée pour l'extraction des composés volatils des olives de table est la technique Headspace -microextraction en phase solide.

**Tableau VI :** Composés volatils dans les matériels végétaux frais et séchés (Antal *et al.*, 2011).

Composés	Concentration			
	Échantillons de matériel végétal (mg/100g)			
	Frais	HAD	FD-LP	FD-HP
<b>Carvone</b>	605.43	359.24	476.31	519.04
<b>Dihydrocarvone</b>	134.57	101.11	109.39	133.38
<b>Limonene</b>	92.42	16.18	45.16	89.61
<b>Menthone</b>	44.82	32.14	32.28	43.78
<b>β-Citronellol</b>	30.31	0.00	21.488	25.61
<b>Terpineol</b>	22.51	17.21	15.48	20.32
<b>Cariophillene</b>	21.36	16.88	15.94	18.14
<b>Linalool</b>	16.10	11.36	12.62	14.21
<b>β-Pinene</b>	15.2	8.36	8.11	7.87
<b>Total</b>	984	562	736	872

**HAD** : séchage à l'air chaud

**FD-LP** : lyophilisation à basse pression : 10-30 Pa.

**FD-HP** : lyophilisation à haute pression : 150-250 Pa.

### III.2.1. Extraction de composés volatils à partir de la matrice de fruits d'olives de table

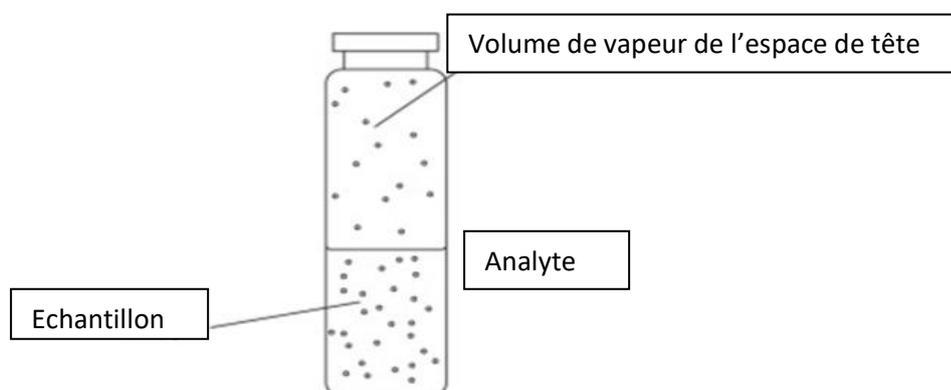
Pour les olives de table, l'extraction des COVs se fait par la technique d'espace de tête dynamique « headspace » ou/et par microextraction en phase solide (HS- SPME).

Cette méthode, largement utilisée pour analyser la qualité et la quantité des molécules d'arôme de l'huile d'olive, a été mise à jour et utilisée pour extraire les composés volatils des

olives. Les caractéristiques physico-chimiques des olives de table sont différentes de celles de l'huile d'olive. L'olive fermentée est une phase solide constituée de parties hydrophiles et hydrophobes, tandis que l'huile d'olive n'est qu'une phase liquide hydrophobe (**Sabatini et Marsilio, 2008**).

Pour cette raison, il a été nécessaire de modifier certains paramètres liés à la technique décrite pour l'huile d'olive. La température d'extraction est abaissée à 30–33 ° C (37 ° C pour l'huile d'olive) afin d'éviter une évaporation excessive de l'eau (les olives de table contiennent une forte concentration d'eau); la concentration de charbon est augmentée à 100 mg (30 mg pour l'huile d'olive); le volume d'éther diéthylique (solvant d'élution) est réduit à 1 ml (1,5 ml pour l'huile d'olive) (**Sabatini et Marsilio, 2008**).

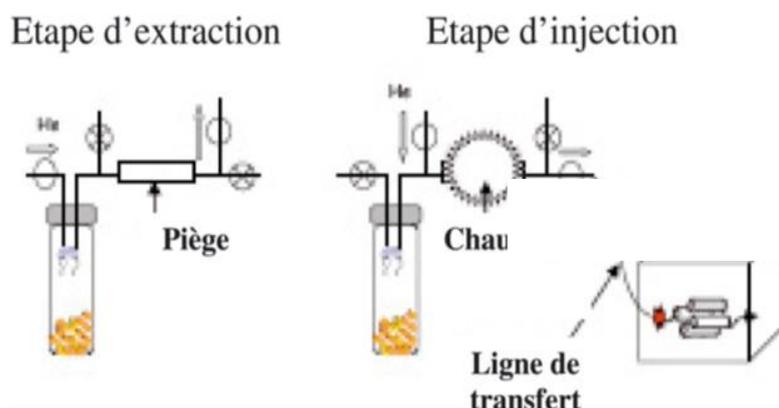
L'appareil utilisé pour l'extraction des substances volatiles est représenté schématiquement dans la Figure 08.



**Figure 09** : Flacon de conservation de l'échantillon et son espace de tête

Pour l'extraction des composés volatils, la méthode optimisée est une extraction P/V de la pulpe d'olive avec une solution composée de NaCl (30%), acide ascorbique (0,3%) et acide citrique (0,3%) (**Cortes-Delgado et al., 2016**).

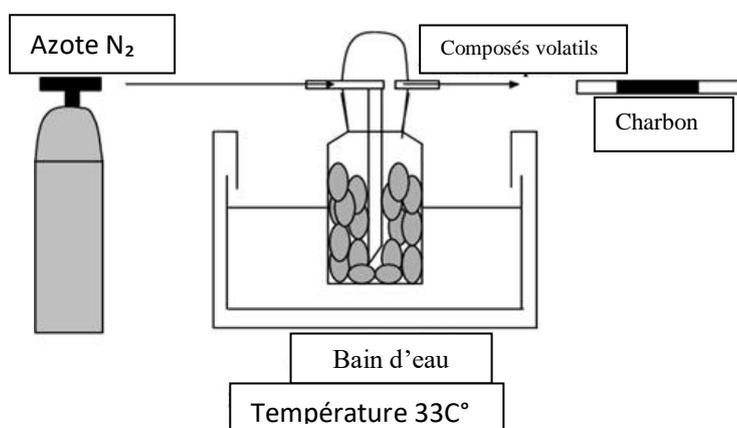
L'analyse de l'espace de tête est une technique de prélèvement et d'examen des substances volatiles associées à un échantillon solide ou liquide. L'espace libre est lui-même le volume de vapeur ou de gaz au-dessus de l'échantillon. Les COVs sont souvent d'une importance primordiale lorsqu'il s'agit de déterminer la composition chimique du mélange donnant naissance à l'arôme de l'échantillon.



**Figure 10 :** Schémas montrant le principe de la HS-SPME (Sabatini et Marsilio, 2008).

Lorsque des meilleures conditions de température, de temps de chauffage et de pH ont été déterminées, l'analyse se réalise en mode dynamique

Les substances volatiles sont entraînées par un gaz vecteur (par exemple l'hélium) soit dans l'espace de tête soit en le faisant directement « barboter » dans la matrice. Les substances volatiles sont adsorbées sur un piège qui les concentre. Une désorption thermique est ensuite réalisée pour injecter ces substances piégées dans le chromatographe (figure 10)



**Figure 11 :** Principe de headspace en mode dynamique

Plusieurs approches alternatives sont apparues pour l'analyse de l'espace de tête impliquant une troisième phase (en plus de l'échantillon lui-même et de l'espace de tête) qui est soit un sorbant soit un liquide introduit dans l'espace de tête. Tel que la micro extraction en phase solide

La micro-extraction en phase solide fut proposée par Pawliszyn (**Réglementation Technique Sanitaire, 1983**) et développée par la société Supelco. La phase solide est déposée sur un support rétractable après exposition aux analytes. L'analyse est effectuée soit en chromatographie en phase gazeuse.

La HS-SPME est une technique sans solvant qui est basée sur l'exposition d'une phase stationnaire immobilisée à l'espace de tête où sont contenus les analytes. Après équilibrage, les composés sont résorbés thermiquement dans l'orifice d'injection d'un chromatographe en phase gazeuse et transféré sur la tête d'une colonne capillaire pour une séparation et une identification ultérieures cité par **Navarro et al. (2004)**.

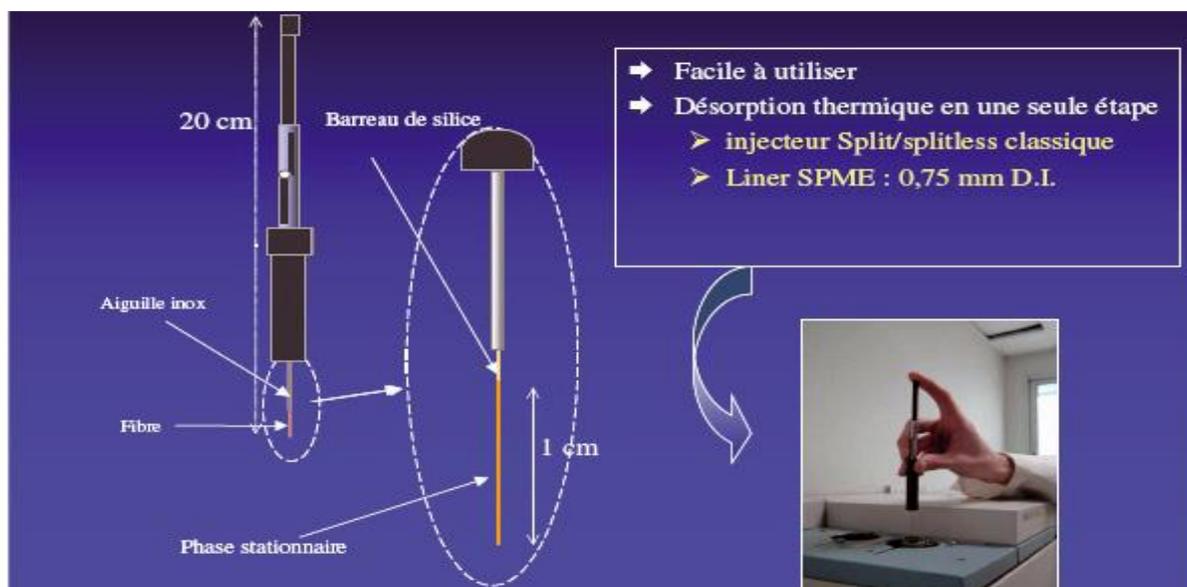
Soit le prélèvement est effectué dans la matrice qui est souvent un liquide et la sélection des molécules d'intérêt est réalisée en utilisant la sélectivité des différentes phases stationnaires. La micro extraction en phase solide (SPME) est une technique qui s'inspire de l'extraction sur colonne et de l'espace de tête. Le principe de fonctionnement est illustré par la figure 11.

Le dispositif comprend une seringue munie d'une aiguille creuse dans laquelle peut couler un piston muni d'une courte fibre. Cette fibre en silice imprégnée d'une phase stationnaire est introduite dans le liquide ou dans l'espace situé au-dessus de la surface. Elle concentre les composés extractibles de la matrice, les fibres les plus utilisées sont de 50/30 mm DVB-CAR-PDMS. Afin de faciliter le transfert des composés volatils dans l'espace de tête du flacon, l'échantillon est soumis à une agitation thermique à une température de 35°C. La fibre SPME est insérée dans le flacon d'espace de tête pendant 30 min. La fibre est ensuite insérée dans l'injecteur par l'intermédiaire de la seringue et de son piston rétractable (**Navarro et al., 2004**). Elle subit une désorption thermique dans la colonne. La même fibre peut servir une cinquantaine de fois.

Il existe de nombreuses possibilités de phases stationnaires (fibres) (**Garrido Fernandez et al., 2017 ; Sanchez et al., 2018**).

- Le PDMS polydiméthyl siloxane, utilisé pour les molécules non polaires de masses moléculaires comprises entre 125 et 600. – Le polyacrylate, utilisé pour les molécules polaires semivolatiles ayant une masse moléculaire de 80 à 300.
- Le PDMS/DVB (divinylbenzène), utilisé pour les amines et les composés nitro-aromatiques.
- Le DVB/carboxen/PDMS, utilisé pour les composés volatiles et semi volatiles de C3 à C20.
- Le carboxen/PDMS, utilisé pour les composés à faible poids moléculaire de 30 à 225.

Ces fibres (PDMS, PDMS/DVB, CAR/PDMS et DVB/CAR/PDMS) précédemment décrites comme étant adaptées aux saveurs et aux odeurs



**Figure 12** : Principe de la microextraction en phase solide (SPME).

### III.2.2. Extraction de composés volatils à partir de la saumure des olives de table

Les données sur l'analyse des composés volatils présents dans les saumures d'olive sont faiblement rapportées dans la littérature et ces analyses sont généralement effectuées par la technique de l'espace de tête « headspace » couplé à la chromatographie en phase gazeuse GC (HSGC) (Montaño *et al.*, 1993).

Les COVs sont extraits avec du diéthyléther/ milieu salin (1 :10). La teneur en NaCl est portée de 7 à 15% pour renforcer l'effet de salage des composés organiques volatils de la

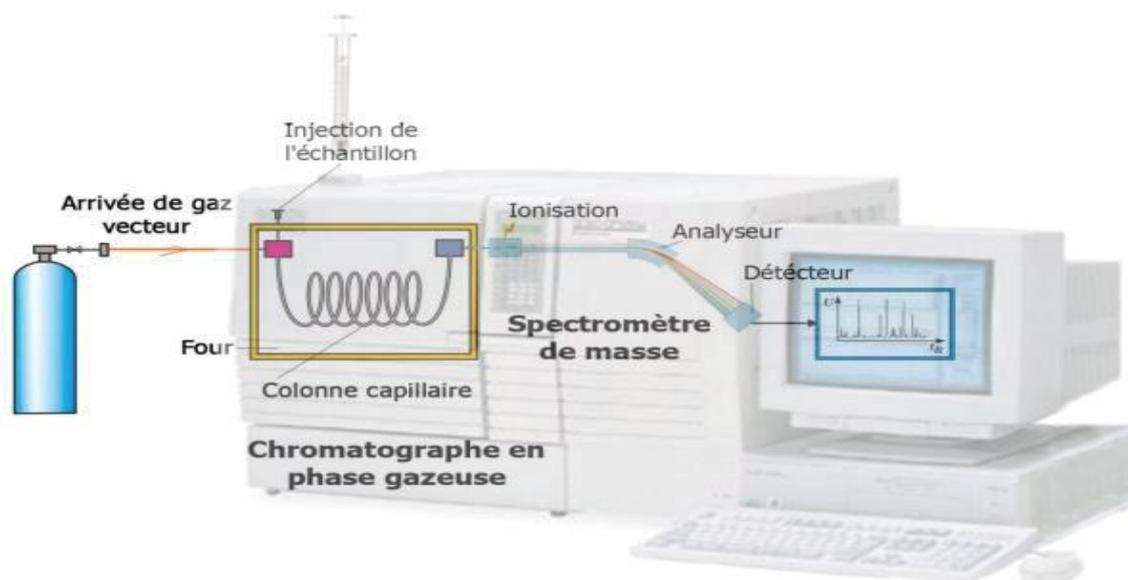
phase aqueuse à la phase organique. La fraction volatile distillée est additionnée de  $\text{Na}_2\text{SO}_4$  et filtrée (Sabatini et Marsilio, 2008 ; Cortes-Delgado *et al.*, 2016).

### III.3. Méthode d'identification

La technique HS-SPME permet l'extraction des composés volatils, leur identification se fait par d'autres techniques telles qu'à Chromatographie en Phase Gazeuse couplée à la Spectrométrie de Masse (CPG-MS).

Elle est fondée sur la séparation des constituants présents dans un mélange odorant et permet l'ionisation et la fragmentation des molécules. Cette méthode fournit deux informations :

D'une part, quantitative, car une séparation préalable des produits facilite la détermination de leur concentration et, d'autre part, qualitative en identifiant chaque composé à partir de son spectre de masse spécifique (Figure 12). Cette technique ne permet pas de déterminer la nature de l'odeur globale telle qu'elle est perçue lors d'une analyse sensorielle (Sabatini et Marsilio 2008).



**Figure 13 :** Dispositif de la CPG-MS (Haddi, 2013).

La fibre du headspace est placée dans l'orifice d'injection du système GC où elle est résorbée thermiquement en mode splitless pendant 10 minutes à 230°C. Les composés

résorbés sont séparés sur une CPG avec un détecteur de spectromètre de masse d'une colonne. Les conditions utilisées, par **Navarro et al. (2004)** et **Mettouchi et al. (2016)** pour l'analyse par GC sont les suivantes : température initiale 40°C pendant 4 minutes, augmentée à 240°C à un débit de 3,5 ml/ min pendant 3 minutes, la vitesse de balayage 0,4 scan/s. L'identification des composés est basée sur la comparaison des spectres de masse à ceux archivés dans les banques de spectres de masse (27 NIST, le NIST 147, SZTERP).

Les travaux d'investigation de **Garrido Fernandez et al. (2017)** et **Lopez- Lopez et al. (2008)**, rapportent une meilleure exploitation des résultats de la GC-MS, par utilisation des analyses statistiques (PCA, dendogramme,...) qui permettent une meilleur discrimination de la composition et ainsi une identification variétale plus aisée.

Afin de détecter les acides volatils après traitement alcalin, de l'HCL 2N est ajouté afin d'ajuster le pH à 4 (**Castro et al., 2019**).

#### **III.4. Utilisation du nez électronique pour une discrimination qualitative des olives vertes fermentées**

Etant donné que l'odeur est le paramètre olfactif majeur qui détermine la qualité sensorielle des produits alimentaires, il est donc intéressant de rechercher si les composés volatils contribuant aux odeurs caractéristiques peuvent être considérés comme un facteur de discrimination qualitative des olives vertes fermentées. Afin de déterminer la qualité des olive de table, une analyse sensorielle basée sur un panel d'experts formé est nécessaire pour la classification et le contrôle qualité de ces derniers, mais elle n'est pas toujours fiable en raison du coût élevé, et prend du temps et souvent sans aucune valeur objective (**Montano et al., 1990**).

Pour cela, la technique du nez électronique est proposée pour une discrimination quantitative des olives de table fermentées. Cette technique permet de classer les olives en trois catégories : acceptables, marginales et inacceptables ; en se basant sur une analyse multivariétale (PCA) et le dendogramme. Cette technique s'avère être peut coûteuse, rapide et non destructive (**Panagou et al., 2006**).

La technique du nez électronique est utilisée dans plusieurs applications alimentaires telles que : La classification des huiles végétales (**Gan et al., 2005**), le control de la qualité de l'huile d'olive la caractérisation des vins (**Cosio et al., 2007**), évaluation de la qualité des viandes (**Rajamak et al., 2006**).

### III.4.1. Définition du nez électronique :

Julien W. Gardner, l'un des chercheurs pionniers dans le domaine des nez électroniques de l'Université de Warwick en Grande Bretagne, a publié la définition suivante : un nez électronique est un instrument qui consiste en une association de capteurs chimiques avec des sensibilités spécifiques et qui est en mesure de reconnaître des odeurs complexes à l'aide de méthodes de reconnaissance de formes (**Gardner et al., 1994**). L'objectif majeur du nez électronique dans les applications de la sécurité alimentaire est de constituer une alternative des techniques d'analyses classiques chimiques tout en répondant aux exigences de portabilité, de rapidité, de faible coût et des analyses sur site.. De plus, cette technique s'est avérée rapide et simple par rapport à la GC – MS (**Panagou et al., 2006**).

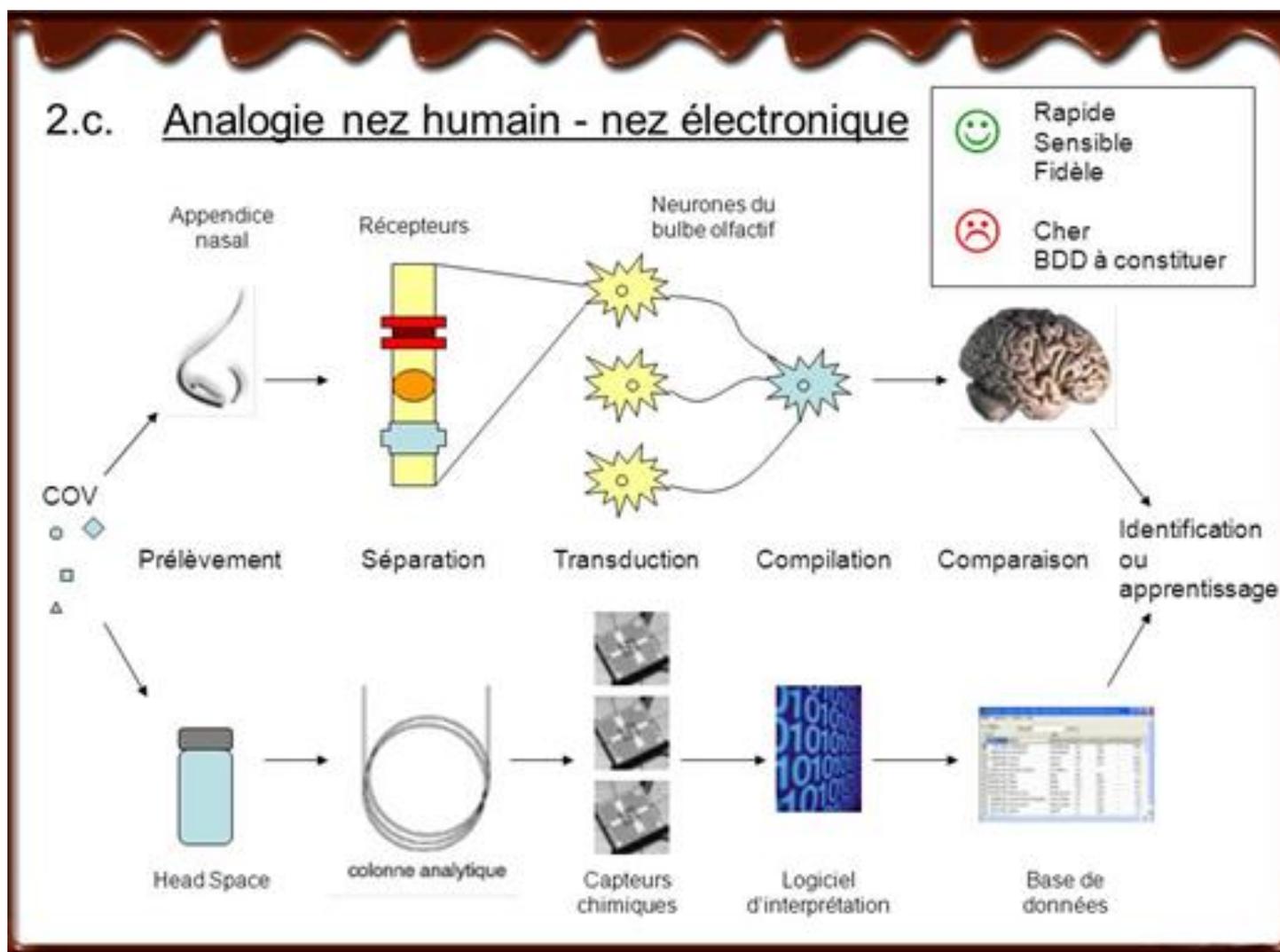
Les principaux capteurs utilisés pour la conception des systèmes de nez électroniques sont (**Haddi, 2013**).

- À base d'oxyde métallique (MOS : Metal Oxide Sensors)
- À effet de champ (MOSFET : Metal Oxide Semiconductor Field Effect Transistor)
- À base de nanotubes de carbone, (CNTs: Carbon NanoTubes),
- À base de polymères conducteurs (CPs: Conducting Polymers)
- capteurs microbalances à cristal de quartz (QMB: Quartz MicroBalance)
- capteurs à ondes acoustiques de surface (SAW: Surface Acoustic Wave)
- Capteurs à fibres optiques

### III.4.2. Principe de fonctionnement du nez électronique :

Le principe de fonctionnement d'un nez électronique est similaire à celui du nez humain. Chez l'homme l'inhalation des les molécules volatiles d'un échantillon entrent en contact avec les cellules nerveuses au niveau de l'épithélium provoquant un signal électrique qui est transmis au cerveau.

De même pour le nez électronique, *l'interaction* des substances volatiles sur l'élément sensible (capteurs) provoque des changements dans la résistance électrique du capteur, et comme la cinétique du capteur est différente, les données produites sont converties en une empreinte d'odeur (empreinte digital) qui peut être interprétée à l'aide de techniques appropriées d'analyse multivariétales ou des réseaux de neurones artificiels (RNA).



**Figure 14 :** Représentation du principe du nez électronique comparé à celui du nez humain (Senn, 2007).

Ainsi, différents échantillons peuvent être caractérisés et discriminés en fonction de leurs modèles de production volatils **Mielle et al., (1999)** et **Panagou et al., (2006)**.

Le nez électronique est considéré comme l'outil de dépistage pour le contrôle de la qualité des produits fermentés « les olives de table » en fonction de leur volatilité. La détection des composés organiques volatils présents dans l'espace libre du produit fournit dans un délai rapide et de manière objective des informations sur les propriétés sensorielles des olives de table (**Panagou et al., 2006**).

# *Conclusion*

L'objectif de cette étude est de faire une synthèse de l'état des connaissances concernant la fraction volatile des olives de table vertes, en mettant en avant l'effet des étapes de l'élaboration sur sa composition en volatils.

Les composés aromatiques des olives fermentées sont présents à la fois dans la matrice du fruit et dans la saumure, cette répartition est extrêmement différente et dépend de plusieurs facteurs tels que la longueur et/ou la ramification de la chaîne carbonée, les groupes polaires, la concentration en sel de sodium.

La formation de ces composés dans les olives de table se fait par plusieurs voies, parmi les principales voies, la lyxogénase, qui implique une série d'enzymes qui oxydent et clivent les acides gras polyinsaturés (acides linoléique et linolénique) en 13-hydroperoxydes qui sous l'action de la HPL forme des aldéhydes : l'hexanal à partir de l'acide linoléique et le cis-3-hexenal à partir de l'acide linolénique. Ces aldéhydes seront ensuite réduits en 1-hexanol par la ADH qui seront ensuite catalysés en ester volatil par la AAT.

L'étude faite par **Sabatini et Marsilio en 2008**, a montré la présence d'une teneur élevée en 1-hexanol dans les olives vertes élaborées selon le style Espagnol, contrairement aux olives noirs qui se caractérisent par une teneur élevée du cis-3-hexen-1-ol. La deuxième voie consiste à désaminer les acides aminés. Cette voie aboutit à la production des acides acétique et propionique, d'aldéhydes, d'alcools et d'esters. La voie de l'alcools acyl-transférase qui catalyse l'estérification des alcools avec l'acétyl-CoA donnant ainsi naissance aux acétates et fermentations impliquées pour la formation des composés volatils dans les olives de table, la fermentation homolactique aboutit à la production de lactate, l'éthanol et le CO<sub>2</sub> formé par fermentation alcoolique ainsi que d'autres acides et alcools en fermentation hétérolactique.

Afin d'étudier la fraction volatile des olives de table élaborées selon le style espagnol la micro extraction en phase solide de l'espace de tête HS-SPME est mise en évidence couplée à la chromatographie en phase gazeuse et spectrométrie de masse pour les identifier.

La richesse en COVs dans les olives de table vert fait l'objet d'étude de plusieurs auteurs qui a permis d'identifier un nombre important de composés appartenant à différentes classes chimiques : alcools, aldéhydes, cétones, esters et terpènes. Les données de l'étude menée par **Mettouchi et al en 2016** montre que le profil en volatils des olives vertes fraîches est dominé par les alcools en particulier l'hexanol et le propanediol (entre 35 et 50%) et les

aldehydes, tels : l'Hexanal aldéhyde et le trans 2-Hexenal qui a un impact positif sur la qualité organoleptique. Le benzacétaldéhyde est considéré, selon ces auteurs, comme marqueur variétal ainsi que le phénylacétaldéhyde.

Par contre pour **Cano Lamadrid *et al* et Castro *et al***, ont montrés que les classes des aldéhydes (hexanal, 2,4-hexadienal et phenylacétaldéhyde) et des cétones (1-penten- 3- one) sont majoritaires.

Après élaboration, les acides et les esters deviennent les plus dominants en particulier les acides propionique éthyl-ester et acétique méthyl ester en raison des fermentation homolactique , hétérolactique et propionique qui sont à l'origine de leur formation, l'étude réalisée par **Castro en 2019** sur l'effet des étapes du traitement alcalin et de la fermentation sur la formation des COVs dans les olives vertes élaborées au style espagnol montre que Les alcools dominants, les aldéhydes et les cétones majoritaires à l'état frais ont totalement été éliminés après traitement alcalin en raison de l'inactivation des enzymes endogènes par le NaOH. Des composés volatils dits phénoliques sont également formés après élaboration des olives (4-Ethyl phénol, 2-méthoxyphénol). Certain composés volatils tel l'hexanal, le benzacétaldéhyde, limonène et Quatre Norisoprénoides ne contribue pas uniquement au développement de la flaveur particulière des olives, mais exerceraient aussi une activité antimicrobienne, antifongique et anticancérigène à l'encontre d'une large gamme de microorganismes.

En général, la qualité sensorielle des olives de table représente son acceptabilité et sa désirabilité. Elle est déterminée par un ensemble de caractéristiques positives évaluées à travers les organes sensoriels. La couleur, l'odeur, le goût et les sensations tactiles ont de véritables fonctions physiologiques car ils stimulent l'appétit et l'effet gratifiant, et rendent ces aliments acceptables.

*Références*  
*bibliographiques*

## *Références bibliographiques*

### **-A-**

**Alberti J. (2013).** Etude du mécanisme catalytique de la lipogénase d'olive. Science agricoles université de corse Pascal Paoli: 149.

**Angerosa F. (2002).** Influence of volatile compounds on virgin olive oil quality evaluated by analytical approaches and sensor panels. European Journal of Lipid Science and Technology, 104: 639–660.

**Anonyme (2006). Institut de la Grasa de Sevilla.** Consejo Superior de Investigacione Cientificas. Valores de Etiquetado Nutricional.

**Antal T., Kerekes B., et Sikolya L. (2011).** Influence of drying on the volatile compounds of spearmint (*Mentha spicata* L). In Proceedings of the III European Drying Conference EuroDrying.

**Montaño .A, Sánchez A.H., et Rejano L. (1990).** Rapid quantitative analysis of headspace Components of green olive brine, J. Chromatogr , 521: 153–157.

**Montaño .A, Sánchez A.H., et de Castro A. (1993).** Controlled fermentation of Spanish type green olives, J. Food Sci, 4: 842–844.

**Argenson C., Regis S., Jourdain JM., et Vaysse P. (1999).** The olive tree. L'olivier Centre technique interprofessionnel des fruits et légumes : 08-27.

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

### **-B-**

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

**Benlemlih M., et Ghanam J. (2012).** Polyphenols d'huile d'olive. Tresors santé, ISBN978-2-87211 :117-6.

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

**Boskou D. (2015).** Olive fruit, table olives, and olive oil bioactive constituents. In olive and olive oil bioactive constituents, AOCS Press: 1-30.

**Boskou D., Camposeo S., et Clodoveo M. L. (2015).** Table olives as sources of bioactive compounds. In *Olive and olive oil bioactive constituents*, AOCS Press: 217-259.

**Breidt F., McFeeters R.F., Perez-Diaz I., et Lee C. (2013).** Fermented vegetables. In M.P. Doyle & R.L. Buchanan Eds, *Food microbiology: fundamentals and frontiers*, 4th Ed: 841-855. Washington, D.C. ASM Press.

**-C-**

**Cabrera B-M., Schaide T., Manzano R., Delgado A-J., Duran M- I. et Martin V- D. (2017).** Optimization and validation of a rapid liquid chromatography method for determination of the main polyphenolic compounds in table olives and in olive paste. *Food Chemistry*, 233: 164-173.

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

**Cano-Lamadrid M., Giron I.F., Pleite R., Burlo F., Corell M., Moriana A., et Carbonell-Barrachina A.A. (2015).** *LWT- Food Science and Technology*, 62:19-26.

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

**Chemonics International, Inc. (2007).** Guide de bonnes pratiques de fabrication des olives de table.

**Cicerale S., Lucas L. et Keast R. (2010).** Biological Activities of Phenolic Compounds Present in Virgin Olive Oil. *International Journal of Molecular Sciences*.ISSN 1422-0067.

**Codex Stan 66-1981.** Norme CODEX pour les olives de table : 1-21.

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

**COI, (2010).** Conseil oléicole international.

**COI, (2013).** MARKET NEWSLETTER, No 76 – Octobre 2013, production d'olives de Table : 1-6.

**Conseil Oléicole International. (2019).** MARKET NEWSLETTER, No 141– Septembre 2019, Olive de table : 8-10.

**Conseil Oléicole International. (2020).** MARKET NEWSLETTER, No 145– Janvier 2020, Maeché international : 9-14.

**Conde C., Delrot S., et Gerós H. (2008).** Physiological, biochemical and molecular changes occurring during olive development and ripening. *Journal of plant physiology*, 165 (15): 1545-1562.

**Conte, L., & Totis, N., Koprivnjak, O. (2002).** Influence of olive fruit storage in bags on oil quality and composition of volatile compounds. *Food Technology and Biotechnology*, 40, 129–134.

**Cosio M.S., Ballabio D., Benedetti S., et Gigliotti C. (2007).** Evaluation of different storage conditions of extra virgin olive oils with an innovative recognition tool built by means of electronic nose and electronic tongue, *Food Chem.* 101: 485–491.

**-D-**

**Dabbou S., Issaoui M., Brahmi F., Nakbi A., Chehab H., Mechri B., et Hammami M. (2012).** Changes in volatile compounds during processing of Tunisian-Style table olives. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 89: 347-354.

**De Castro, A., López-López, A., Sánchez, A. H., Cortés-Delgado, A., & Montaña, A. (2018).** Relating sensory analysis with SPME-GC-MS data for Spanish-style green table olive aroma profiling. *LWT*, 89, 725-734

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

**De Castro A., Sánchez A. H., López-López A., Cortés-Delgado A., et Montaña A. (2020).** Aroma profile and volatile composition of black ripe olives (Manzanilla and Hojiblanca cultivars). *Food Research International*: 127, 108733.

**Delgado. A., Sánchez A. H., de Castro A., López-López A., Beato V. M., et Montaña A. (2016).** Volatile profile of Spanish-style green table olives prepared from different cultivars grown at different locations. *Food Research International*, 83: 131–142.

**Dicke M. et Loreto F. (2010).** Induced plant volatiles: from genes to climate change. *Trends Plant Sci.* 15,3 : 115.

**-E-**

**El Khaloui M., et Nouri A. (2007).** Procédés d'élaboration des olives de table à base des variétés Picholine Marocaine et Dahbia. *Transfert de la technologie en agriculture* : 152.

**-F-**

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

**Ferreira .M.A., Mendes-Faia, A., & Leão, C. (2004).** Growth and fermentation patterns of *Saccharomyces cerevisiae* under different ammonium concentrations and its implications in winemaking industry. *Journal of Applied Microbiology*, 97(3), 540-545.

**Figiel A., Szumny A., Gutiérrez-Ortíz A., et Carbonell- Barrachina Á.A. (2010).** Composition of oregano essential oil (*Origanum vulgare*) as affected by drying method. *Journal of Food Eng.*, 98: 240-247.

### **-G-**

**Gambino C.M., Accardi G., Aiello A., Candore G., Dara-Guccione G., Mirisola M., et Caruso C. (2018).** Effect of extra viring olive oil and table olives on the immune-inflammatory responses: potential clinical applications. *Endocrine, Metabolic & Immune Disorders-Drug Targets (Formerly Current Drug Targets-Immune, Endocrine & Metabolic Disorders)*, 18 (1): 14-22.

**Gardner P.N. et Bartlett. (1994).** A brief history of electronic noses, *Sens. Actuators B: Chem.*:18–19 :211–220.

**Gargouri M., Ben Akacha N., Kotti F., et Ben Rejeb I. (2008).** Voie de la lipoxygénase: Valorisation d'huiles végétales et biosynthèse des flaveurs. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.*, Vol.12, N°2 :185-202.

**Garrido-Fernández, A., Montaña, A., Sánchez-Gómez, A. H., Cortés-Delgado, A., & López-López, A. (2017).** Volatile profiles of green Spanish-style table olives: Application of compositional data analysis for the segregation of their cultivars and production areas. *Talanta*, 169, 77-84

**Ghanbari R., Anwar F., Alkharfy K. M., Gilani A. et Saari N . (2012).** Valuable Nutrients and Functional Bioactives in Different Parts of Olive (*Olea europaea* L.). *International Journal of Molecular Sciences*. ISSN 1422-0067.

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

**Gigon F., et Le Jeune R. (2010).** Huile d'olive, *Olea europaea* L. *Physiothérapies*, 8 :129–135.

### **-H-**

**Haddi Z. (2013).** Conception et développement d'un système multicapteur en gaz et en liquide pour la sécurité alimentaire. Thèse de doctorat. Chimie analytique. Université Claude Bernard- Lion 1. Université Moulay Ismail (Maknès, Maroc) : 239.

**H.L. Gan., Y.B. Che Man., C.P. Tan I. Noraini S., et A.H. Nazimah. (2005).** Characterisation of vegetable oils by surface acoustic wave sensing electronic nose, *Food Chem*, 89: 507–518.

**Herrero M., Garcia L. A., et Diaz M. (2006).** Volatile compounds in cider, Inoculation time and fermentation temperature effects. *Journal of the Institute of Brewing*, 112(3): 210–214.

**Herrmann A., (2011).** *The Chemistry and Biology of Volatiles*, John Wiley & Sons: 534.

**Hung R., Lee S. et Bennett J., (2015).** Fungal volatile organic compounds and their role in ecosystems. *Appl. Microbiol. Biotechnol.* 99,8: 3395–3405.

### **-I-**

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

### **-K-**

**Kailis S., et Harris D. J. (2007).** *Producing table olives*. Landlinks press.

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

**Kaya A., Aydin O. (2009).** An experimental study on drying kinetics of some herbal leaves. *Energy Conversion and Management*, 50: 118-124.

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

**Koprivnjak O., Conte L., et Totis N. (2002).** Influence of olive fruit storage in bags on oil quality and composition of volatile compounds. *Food Technology and Biotechnology*, 40, 2:129-134.

### **-L-**

**Lanza B. (2012).** Nutritional and sensory quality of table olives. Olive germplasm the olive cultivation, table olive and olive oil industry in Italy: 343-372.

**López- Arroyo, F. N., Querol, A., Bautista-Gallego, J., & Garrido-Fernández, A. (2008).** Role of yeasts in table olive production. *International journal of food microbiology*, 128(2), 189-196.

**López-López A., Montaña A., Cortés-Delgado A. et Garrido-Fernández A. (2008).** Survey of Vitamin B6 Content in Commercial Presentations of Table Olives. *Plant Foods for Human Nutrition*, 63: 87–91.

**López-López, A., Segovia-Bravo, K. A., Garcia-Garcia, P., Arroyo-López, F. N., & Garrido-Fernández, A. (2008).** Ozonation process for the regeneration and recycling of Spanish green table olive fermentation brines. *European Food Research and Technology*, 227(2), 463-472.

**Loussert R., Brousse G. (1978).** L'olivier G.P. Maisonneuve et Larousse. France : 1-127-164-283.

**-M-**

**Malheiro R., de Pinho P.G., Casal S., Bento A., et Pereira J.A. (2011).** Determination of the volatile profile of stoned table olives from different varieties by using HS-SPME and GC/IT-MS. *Journal of the Science of Food and Agriculture*: 1693-1701.

**McFeeters, R. F. (2004).** Fermentation microorganisms and flavor changes in fermented foods. *Journal of Food Science*, 69, 35–37.

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

**Mielle P., et Marquis F. (1999).** An alternative way to improve the sensitivity of electronic olfactometers. *Sensors and Actuators B: Chemical*: 526-535.

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

**-N-**

**Navarro T., de Lorenzo C., et Pérez R.A. (2004).** SPME analysis of volatile compounds from unfermented olives subjected to thermal treatment. *Analytical and Bioanalytical Chemistry*. 379: 812-817.

**Niaounaki M. et Alvadakis C.P.(2006).** Olive processing waste management, 2.ed. Elsevier: 514.

**-O-**

**Orozco F. R., Roca M., Gandul-Rojas B., et Gallardo-Guerrero L.(2011).** DPPHscavenging capacity of chloroplastic pigments and phenolic compounds of olive fruits (cv.Arbequina) during ripening. *Journal of Food Composition and Analysis*, 24: 858–864.

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

**-P-**

**Panagou E. Z., et Tassou C. C. (2006).** Changes in volatile compounds and related biochemical profile during controlled fermentation of cv. Conservolea green olives. *Food Microbiology*, 23: 738–746.

**Pereira J.A., Pereira A., Ferreira I., valentao P., ndrade P., seabra R., estevinho L., et Bento A. (2006).** Table Olives from Portugal: Phenolic Compounds, Antioxidant Potential, and Antimicrobial Activity. *J. Agric. Food Chem*, 54: 8425–8431 8425.

**-R-**

**Rajamaki T., Alakomi H.L. , Ritvanen T., Skytta E., Smolander M., et Ahvenainen R.(2006).** Application of an electronic nose for quality assessment of modified atmosphere Packaged poultry meat, *Food Control*, 17: 5–13.

**Reglamentación Técnico Sanitaria**, Real Decreto 1074/1983 de 25 de Marzo. BOE 6/83

**Ribéreau-Gayon P., Glories Y., Maujean A., et Dubourdieu D. (1998).** Les composés phénoliques. *Chimie du vin. Stabilisation et traitements. Traité d’OEnologie*, 2 :163-237.

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

**Rodríguez-Gómez F., Ruiz-Bellido M. Romero-Gil Á., Benítez-Cabello V., Garrido-Fernández A., et Arroyo-López F. N. (2017).** Microbiological and physicochemical changes in natural green heat-shocked Aloreña de Málaga table olives. *Frontiers in Microbiology*, 8: 2209.

**Rokni Y., Ghabbour N., Chihib N. E., Thonart P., et Aszhraou A. (2015).** Physico-Chemical and mivrobiological characterization of the Natural Fermentation of Moroccan Picholine Green Olives Variety: 1740-1751.

**Ryan D., Robards K. et Lavee S. (1998).** Evaluation de la qualité de l’huile d’olive. *Olivae* : 75, 31-36.

**Ryan D., Antholovich M., Prenzler P.D., Robard K. et Lavee S. (2002).** Biotransformations Of phenolic compounds in *Olea europaea* L. *Scientia Horticulturyae*, 92: 147- 176.

**Ryan D., Robards K. et Lavee S. (1999).** Changes in phenolic content of olives during maturation. *International Journal of Food Science and Technology*, 37: 523–526.

**-S-**

**Sabatini N., Mucciarella M., Regina et Marsilio V. (2007).** Volatile compounds in uninoculated and inoculated table olives with *Lactobacillus plantarum* (*Olea europaea* L., cv. Moresca)

**Sabatini N., et Marsilio M. (2008).** Volatile compounds in table olives. *Olea europaea* L., Nocellara del Belice cultivar. *Food Chemistry*, 107, pp 1522–1528.

**Sabatini N., Perri E., et 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.

**Salas J. J., Williams M., Harwood J. L., et Sanchez J. (1999).** Lipoxygenase Activity in Olive (*Olea europaea*) Fruit. *JAOCS*, Vol. 76, no. 10: 1163-1168.

**Salas J. J. (2004).** Characterization of alcohol acyltransferase from olive fruit. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 52: 3155–3158.

**Sánchez A. H., de Castro A., López-López A., Cortés-Delgado A., Beato V. M., Medina., et Montaña A. (2017).** Retention of color and volatiles compounds of Spanish-style green table olives pasteurized and stored in plastic containers under conditions of constant temperature. *LWT*, 75: 685-691.

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

**Sanz C., Olias J.M., et Perez A.G. (1997).** Aroma biochemistry of fruits and vegetables. In: Barberan Tomas, F.A., Robins, R.J. (Eds.), *Phytochemistry of Fruits and Vegetables*. Proceedings of Phytochemical Society of Europe, vol. 41. Clarendon Press, Oxford: 125–155.

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

**Senn, C. (2007).** Analyse des composés organiques volatils et application à la traçabilité des aliments: Cas particulier du chocolat (Doctoral dissertation), pp 63.

**Servili M., Selvaggina R., Esposito S., Taticchia A., Montedoroa G.-F. et Morozzi, G. (2004).** Health and sensory properties of virgin olive oil hydrophilic phenols: Agronomic and technological aspects of production that affect their occurrence in the oil. *Journal of Chromatography A*, 1054: 113–127.

**Smyth JD, 2012.** Table olive production manual, Rural Industries Research and Development Corporation.

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

**-T-**

**Tripoli E., Giammanco M., Tabacchi G., Di Majo D., Giammanco S., et La Guardia M. (2005).** the phenolic compounds of olive oil: structure, biological activity and beneficial effects on human health. *Nutrition Research Reviews*, 18: 98–112.

**-U-**

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

**-V-**

**Vakili-Nezhad M., Mohsen-Nia G. R., Taghikhani V., Behpoor M., et Aghahosseini M. (2004).** Salting-out effect of NaCl and KCl on the ternary LLE data for the systems of water+propionic acid+isopropyl methyl ketone and of water+propionic acid+ isobutyl methyl ketone. *The Journal of Chemical Thermodynamics*, 36: 341–348.

**Venskutonis P.R. (1996).** Effect of drying on the volatile constituents of thyme (*Thymus vulgaris* L.) and sage (*Salvia officinalis* L.) *Food Chemistry*, 59, 2: 219-227.

# *Annexes*

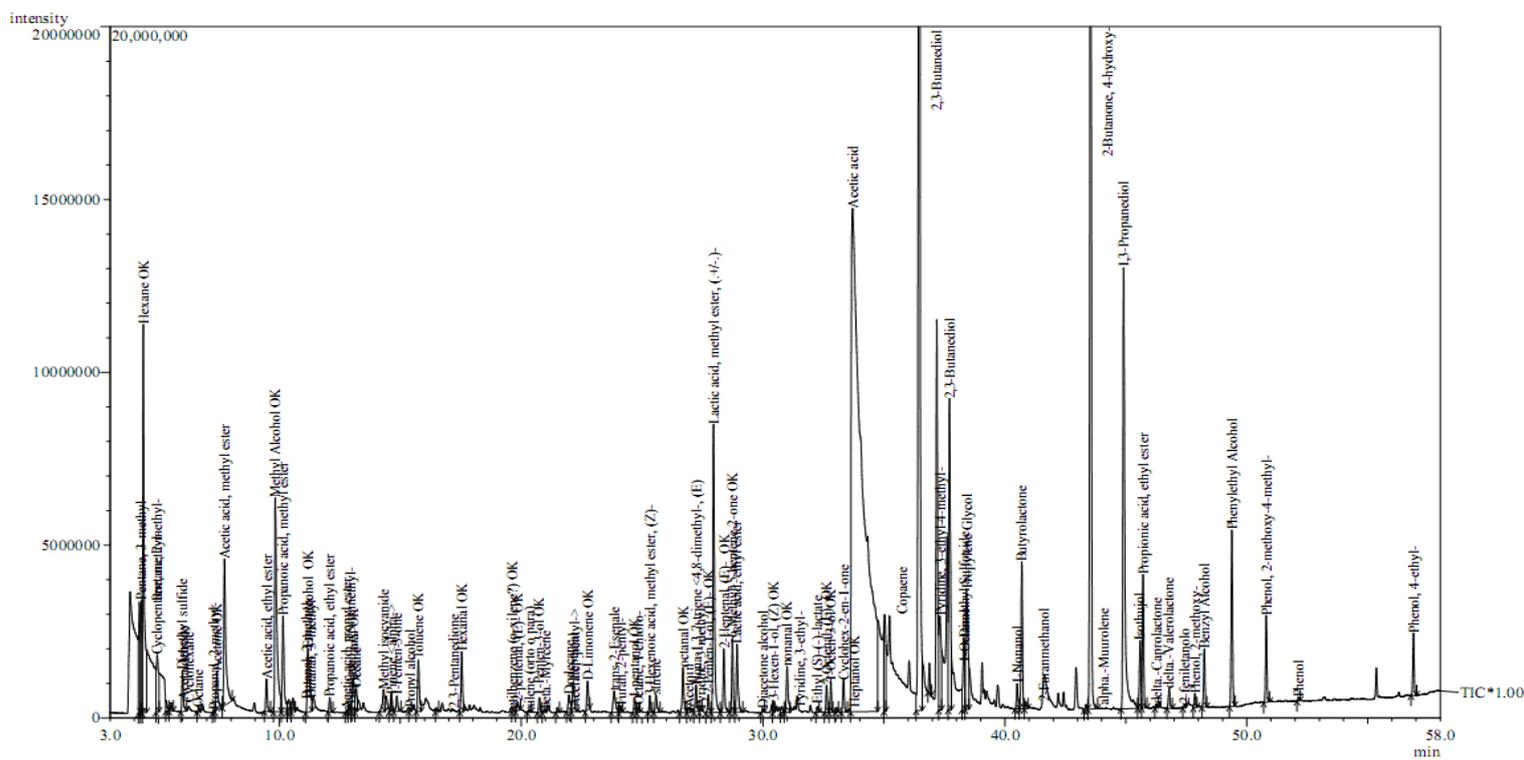


Figure 15 : Chromatogramme HPLC montrant l'influence de la variété sur la composition volatile des olives

## Résumé

L'olive de table est le principal produit fermenté consommé dans le bassin méditerranéen. L'objectif de cette présente étude est de présenter une synthèse de l'état des connaissances concernant les composés volatils des olives de table vertes élaborée selon le style Espagnol, en mettant en avant l'effet des étapes de l'élaboration sur sa composition en volatils.

Les résultats de la littérature montrent que la teneur en composé volatile dans les olives de table est fonction des variétés, des caractéristiques du fruit, de la maturation et des technologies de transformation. Leurs formations dans ce fruit se fait par plusieurs voies : la lyxoxgénase, la désamination des acides aminés, la voie de l'alcool acyl-transférase et des fermentations homolactique, hétérolactique et propionique, ces derniers appartiennent à différentes classes chimiques : alcools, aldéhydes, cétones, esters et terpènes. Ces composés sont analysés par micro-extraction en phase solide de l'espace de tête et identifiés par chromatographie en phase gazeuse couplée à spectrométrie de masse.

Les olives vertes élaborées présentent une teneur élevée en 1-hexanol, contrairement aux olives noires qui se caractérisent par une teneur élevée du cis-3-hexen-1-ol. Les composés volatils dominants dans les olives vertes fraîches sont l'hexanol et le propanediol (entre 35 et 50%) et l'hexanal aldéhyde et le trans-2-Hexenal, d'autre part les hexanal, 2,4-hexadienal et phénylacétaldéhyde et les 1-penten-3-one sont considérés comme des classes majoritaires. Les étapes du traitement alcalin par NaOH et de la fermentation ont un grand effet sur la formation des composés volatils d'où alcools dominants, les aldéhydes et les cétones majoritaires à l'état frais sont totalement éliminés, d'autre part, certains composés sont formés dans les olives vertes fermentées tel que l'acide propionique éthyl-ester et l'acétate méthyle ainsi qu'une formation de certains composés phénoliques. Les composés volatils contribuant aux odeurs et saveurs caractéristiques de l'olive de table sont considérés comme un facteur de discrimination qualitative des olives vertes fermentées, en plus de la caractérisation des saveurs d'olives certaines exercent des activités antimicrobiennes, antifongiques et anticarcinogènes.

**Mots clés :** Olive de table, composés volatils, Désamérisation, fermentation, micro-extraction en phase solide (HS-SPME).

## Abstract

The table olive is the main fermented product consumed in the Mediterranean basin. This present study is to present a synthesis of the state of knowledge concerning the volatile compounds of green table olives prepared according to the Spanish style, by highlighting the effect of the evaluation steps on its volatile composition.

The results of the literature show that the content of volatile compounds in table olives depends on the varieties, characteristics of the fruit, ripening and processing technologies. Their formation in this fruit takes place by several routes: lyxoxgenase, deamination of amino acids, the route of alcohol acyl-transferase and homolactic, heterolactic and propionic fermentations, the latter present in different chemical classes: alcohols, aldehydes, ketones, esters and terpenes. These compounds are analyzed by solid phase micro extraction of the headspace and identified by gas chromatography coupled with mass spectrometry.

The processed green olives have a high content of 1-hexanol, unlike black olives which are characterized by a high content of cis-3-hexen-1-ol. The dominant volatile compounds in fresh green olives are hexanol and propanediol (between 35 and 50%) and hexanal aldehyde and trans-2-Hexenal, on the other hand hexanal, 2,4-hexadienal and phenylacetaldehyde and the 1-penten-3-ones are granted as majority classes. The stages of alkaline treatment with NaOH and fermentation have a great effect on the formation of volatile compounds from which the dominant alcohols, aldehydes and predominant ketones in the fresh state are completely eliminated, on the other hand, some compounds are formed in fermented green olives such as propionic acid ethyl ester and acetic methyl ester as well as formation of certain phenolic compounds. The volatile compounds contributing to the characteristic odors and flavors of table olive are predicted to be a qualitative discriminatory factor for fermented green olives, in addition to the characterization of olive flavors some exert antimicrobial, antifungal and anticarcinogenic activities.

**Keywords:** Table olive, volatile compounds, alcohols, aldehydes, ketones, acids, fermentation, solid phase micro-extraction (HS-SPME).