

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA
RECHERCHE SCIENTIFIQUE
UNIVERSITÉ KASDI MERBAH OUARGLA



Mémoire

MASTER ACADEMIQUE

Domaine : Science de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Qualité Des Produits Et Sécurité

Alimentaire

Présenté par :

BOUSSETA Djahida

Thème

Etude physico-chimique des sous-produits oléicoles (eaux de lavage des huiles) : Bio-activité

Soutenu publiquement le : 27/07/2021

Devant le jury :

Président	CHOUANA Toufik	MCB.	U. Ouargla
Encadreur	OULD EL HADJ Mohamed Didi	Pr.	U. Ouargla
Co-Encadreur	Melle HADRI Nassima	Doctorante	U. Ouargla
Examineur	BOUAZIZ Sabrina	MCB.	U. Ouargla

Année Universitaire 2020/2021

Remerciements

*Au début nos remerciements vont en particulier à **Dieu, le tout puissant**, qui nous a donné la force et le courage pour poursuivre nos études.*

*On tient à exprimé toute notre reconnaissance et notre **gratitude à notre** Encadreur de recherche Mr **OULD EL HADJ Mohamed Didi** Professeur à l'université de Ouargla et Directeur du Laboratoire de Protection des Ecosystèmes en Zones Arides et Semi Arides, qu'il de mon profond respect. D'avoir accepté de diriger ce travail, sans ses orientations et ses précieux conseils, ce mémoire n'aurait jamais vu le jour.*

*Nous remercions le professeur Melle **Hadri Nassima** maître assistante à l'Université Kasdi Merbah-Ouargla pour son aide de nous faire l'honneur de juger ce travail, pour m'avoir fait confiance malgré les connaissances plutôt légères et qui fut pour moi un directeur de la mémoire attentif et disponible malgré ses nombreuses charges. Ses conseils pertinents, et ses nombreuses remarques, qu'elle trouve ici l'expression de ma grande reconnaissance et de mon profond respect.*

*Nos remerciements vont également au membre de jury Mr **CHOUANA Toufik**, Qui nous a fait le grand honneur d'accepter la présidence du jury, que vous trouvez ici l'expression de notre profond respect. A Mme **BOUAZIZ S**, qui a fait l'honneur d'être parmi le jury pour examiner notre travail.*

Nous adressons nos sincères remerciements à tous les professeurs, intervenants et toutes les personnes qui par leurs paroles, leurs conseils et leurs Critiques ont guidé nos réflexions jusqu'à l'obtention du diplôme de master. Nous adressons nos remerciements aux ingénieurs du CRAPC (centre de recherche scientifique d'analyses physiques et chimiques).

Nos vifs remerciements ET notre profonde reconnaissance vont à tous les Personnes qui ont contribué à la réalisation de ce travail.

MERCI



Dédicaces



*En premier lieu je remercie Allah le tout puissant de m'avoir
Donné la volonté, la santé ET le courage pour réaliser Ce
travail.*

Je dédie Ce travail :

*Â mes chers parents : Mon Cher Papa Ahmed,
Signe de fierté ET d'honneur, Ce travail EST le vôtre,
Inchallah tu*

*Trouveras ici toute Mon affection ET ma profonde gratitude
pour Toutes Ces années de sacrifice pour moi.*

*Ma chère Maman Khadidja,
J'espère que ce travail soit à tes yeux
Le fruit de tes efforts ET n témoignage de ma profonde
affection.*

*Â mes meilleurs frères Mohamed, Youssef, Bilal
Â mes soutiens sœurs Fatima, Aicha, Meriem, Zahia, Mazozia-
Saida,*

*Â mes chères Amis (es) ET particulièrement,
Aicha, kaltoum, Khadidja, Maria, Nadia, Omlkhir, Rayan,
Sara, Islam, NasiRa, Abdellatif.*

*ET à ceux qui ont contribué à la réalisation de Ce travail.
A vous tous merci.*



Liste des abréviations

°C : Degré Celsius.

µL : microlitre

AG : Acide Gras

C : Concentration

COI : Conseil Oléicole International

DBO : Demande biologique en oxygène

DCO : Demande chimique en oxygène

ha : hectare

ISO : Organisation Internationale de Normalisation

ITAFV : Institut Technique de l'Arboriculture Fruitière et de la Vigne.

M : Masse Molaire

m : Mètre

MG : matière gras

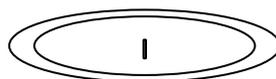
Min : Minute

ml : Millilitre

UV : UltraViolet

V/V : volume/volume

µS : microsiamence



Liste de la figure

N°	Titre	Page
01	<i>Olea europaea L.</i> (Acila, 2018)	6
02	Coupes schématiques d'un fruit d'olive (drupe) (Muzzalupo et Micali, 2015)	7
03	Pays avec des oliveraies dans le monde bio (COI, 2017)	9
04	Répartition des oliviers en Algérie (www.itafv.dz).	11
05	Besoin de température de l'olivier (HANNACHI <i>et al.</i> , 2007 ; ENNADJEH, 2012).	13
06	transport des olives est représenté par les caisses (Ahmidou, 2007).	17
07	extraction des huiles dans des moulins traditionnels et <i>séparation par décantation</i> . (Ahmidou, 2007).	20
08	Plan standard d'extraction d'huile d'olive d'une huilerie moderne (chaîne continue) (Chimi, 2006).	20
09	Etapas d'extraction d'huile d'olive par système discontinu avec Centrifugation à trois phases (Medjahdi, 2016).	21
10	Etapas d'extraction d'huile d'olive par système discontinu avec Centrifugation à trois phases (Medjahdi, 2016).	22
11	Etapas d'extraction d'huile d'olive par système discontinu avec Centrifugation à deux phases (Medjahdi, 2016).	23
12	Photo des grignons rejetés près de l'autoroute Est-Ouest d'une Huilerie à Oued Tlelet (Photo prise en Mars 2009). (Medjahdi, 2016).	24
13	Photo des margines rejetées dans les rivières par les huileries implantées dans la vallée de la Soummam –Kabylie- photo de Décembre 2013(Syphax, 2013). (Medjahdi, 2016).	26
14	Structure de noyau phénol (Mulinacci <i>et al.</i> , 2001).	29
15	morphologie de globule rouge (Buffet, P 2015).	36
16	schéma La membrane érythrocytaire. (web https://www.toutsurlatransfusion.com/immuno-hematologie/globules-rouges/structure.php,2020)	36
17	l'arbre de la variété étudiée Chemlal (Touami, 2015).	39

Liste de la figure

18	Situation géographique de la région du Souf (Google earth 2014 +D.S.A., 2000 El oued) modifié	40
19	l'étape d'extraction de polyphénol. (MBOURMAD, 2011).	43
20	Préparation de la suspension érythrocytaire (Govindappa, 2011).	46

Liste des tableaux

N°	Titre	Page
01	La classification botanique de l'olivier selon (Guignard, 2004) .	6
02	Superficie oléicole des pays membres du Conseil Oléicole International (COI, 2015)	9
03	Classification des variétés d'oliviers. (Villa, 2003) .	11
04	Principe variété d'olive en Algérie (LARID, 2019) .	12
05	Les types de Grinons (Nefzaoui, 1987) .	25
06	Composition des eaux de lavage des huiles (Medjahdi, 2016)	28
07	les composés phénoliques des eaux de lavage des huiles et leurs activités biologiques (Mendil et Sebai, 2006)	30
08	Présente un exemple de composition physicochimique Des eaux de lavage de l'huile utilisée par (Mekki et al. 2008) .	31
09	Les acides phénoliques présent dans les margines (Borja et al., 1995) .	33
10	Produits et matériels de l'extraction	43

Remerciements

Dédicaces

Liste d'abréviations	I
Liste des figures	II
Liste des tableaux	IV
Table de matière	V
Introduction	1

Synthèse bibliographique

Chapitre I.- Industrie oléicole

I.1.- Origine et histoire de l'olive	4
I.2.- Olivier	5
I.3.- Origine botanique de l'espèce Oléa européa	5
I.4.- Fruit	6
I.5.- Huile d'olive	8
I.6.- Répartition dans le monde	8
I.7.- Répartition en Algérie	10
I.8.- Classification des variétés d'oliviers	11
I.9.- Principales variétés d'olivier Algérienne	11
I.10.- Besoins naturelle de l'olivier	12
I.10.1.- Besoins climatique	12
I.10.1.1.- Température	12
I.10.1.2.- Pluviométrie	13
I.10.2.- Besoins édaphiques	14
I.10.2.1.- Hygrométrie	14
I.10.2.2.- Vent	14
I.10.2.3.- Lumière	14
I.10.2.4.- Altitude	15
I.10.2.5.- Sol	15
I.11.- Etapes de transformation des olives en huile	15
I.11.1.- la récolte des olives	15
I.11.2.- Transport des olives	16
I.11.3.- Réception des olives	17

Table de matière

I.11.4.- Stockage des olives avant transformation	17
I.11.5.- Transformation	18
I.11.5.1.- Processus d'extraction d'huile d'olive	18
I.11.5.1.1.- Effeillage	18
I.11.5.1.2.- Lavage	18
I.11.5.1.3.- Broyage	19
I.11.5.1.4.- Malaxage	19
I.11.5.1.5.- Extraction	19
I.11.5.1.6.1- Huilerie traditionnelle (Maâsra)	19
I.11.5.1.7.2.- Huilerie moderne	20
I.11.6.- Stockage et conservation de l'huile vierge au moulin	23
I.12.- Sous-produits de l'oléiculture	24
I.12.1- Grignons ou tourteaux	24
I.12.2.- Eaux de lavage des huiles	25
I.13.- Définition des Eaux de lavage des huiles	26
I.14.- L'origine des Eaux de lavage des huiles	26
I.15.- Composition des Eaux de lavage des huiles	27
I.16.- Définition des Polyphenols	29

Chapitre II.- Toxicité et activité hémolytique

II.1.- Généralités sur la toxicité	32
II.2. Toxicité des eaux de lavage des huiles	33
II.3.- Effet biologique des composés phénoliques	33
II.4.- Signes biologiques de l'hémolyse	34
II.5.- Hémolyse pathologique	34
II.3.- Définition de la DL50	35
II.4.- Globules rouges	35
II.5.- Définition	35
II.6.- Membrane érythrocytaire	36
II.7. Hémolyse	37
II.8.- Définition de l'hémolyse	37
II.9.- Test d'hémolyse ou de stabilité membranaire	37
II.10.- Test anti-hémolytique	37

Partie expérimentale

Table de matière

Matériel et méthodes

I.1.- Principe d'étude	38
I.2.- Matériel et méthode	39
I.2.1- Echantillonnage	39
I.2.2- Appareillage	39
I.2.3- Situation géographique de la région d'étude (El OUED)	39
I.3.- Méthode d'étude	40
I.3.1. - Etude physico-chimique des margines	40
I.3.1.1.- Mesure du PH	40
I.3.1.1.1.- Principe	40
I.3.1.1.1.- Mode opératoire	40
I.3.1.2.- Matière sèche (MS) e.t d'humidité	40
I.3.1.2.1.- Principe	40
I.3.1.2.2.- Mode opératoire	41
I.3.1.3.- Matière minérale (MM)	41
I.3.1.3.1.- Principe	41
I.3.1.3.2.- Mode opératoire	41
I.3.1.4.- Matière en suspension (MES)	41
I.3.1.4.1.- Principe	41
I.3.1.4.2.- Mode opératoire	41
I.3.1.5.- Détermination de la conductivité	41
I.3.1.5.1.- Principe	41
I.3.1.5.1.- Mode opératoire	41
I.3.1.6.- Détermination de La demande biologique en oxygène (DBO5)	41
I.3.1.6.1.- Principe	41
I.3.1.6.2.- Mode opératoire	41
I.3.1.7.- Détermination de la demande chimique en oxygène (DCO)	42
I.3.1.7.1.- Principe	42
I.3.1.7.2.- Mode opératoire	42
I.3.2.- Extraction des polyphénols des eaux de lavage des huiles	42
I.3.2.1.- Principe	42
I.3.2.1.- Matériel	43
I.3.2.3.- Mode opératoire	43

Table de matière

I.3.3.- Dosage des composés phénoliques totaux (TCP)	44
I.3.3.1.- Principe	44
I.3.3.1.- Matériel	44
I.3.3.3.- Mode opératoire	44
I.3.4.- Dosage flavonoïdes	44
I.3.4.1.- Principe	44
I.3.4.2.- Matériel	44
I.3.4.3.- Mode opératoire	44
I.3.6.- Dosage de tanins condensés	44
I.3.6.1.- Principe	45
I.3.6.3.- Mode opératoire	45
I.3.6.- Evaluation de l'activité hémolytique	45
I.3.6.1.- Préparation de la suspension érythrocytaire	45
I.3.6.2.- Mesure de la fuite de l'hémoglobine	46
I.3.6.3.- Evaluation de test anti-hémolytique	47
I.3.6.3.1.- Préparation des Globules rouges	47
I.3.6.3.2.- Effet sur l'hémolyse induite par le NaCl	47
I.3.6.3.3.- Effet sur l'hémolyse induite par l'éthanol	48
I.3.6.3.4.- Effet sur l'hémolyse induite par la température	48
I.3.6.3.5.- Effet sur l'hémolyse induite par H ₂ O ₂	48

Conclusion

Références bibliographiques

Annexe

Résumé

Introduction général



Introduction

La culture de l'olivier a une place importante dans la production agricole car elle joue un rôle significatif dans le développement économique de beaucoup de pays des régions méditerranéennes. Elle permet de d'augmenter la valeur des terres agricoles où le sol est impropre à d'autres cultures fruitières et l'oléiculture présente une capacité à se développer sous plusieurs conditions. L'olivier est l'une des cultures fruitières qui peuvent se développer dans un sol sablonneux en raison de sa capacité à tolérer fortement la sécheresse et les contraintes du sol. (Acila, 2018).

L'industrie oléicole mondiale se concentre essentiellement dans le bassin Méditerranéen où elle constitue une activité économique d'une grande importance via les deux filières : celle de l'huile d'olive et celle des olives de table. La production d'huile d'olive des pays du bassin méditerranéen représente 82,98% de la production mondiale. L'Algérie constitue le 7ème producteur à l'échelle mondiale avec une production d'environ 2,22% de la production méditerranéenne. La conséquence de la production importante et croissante d'huile d'olive est la production de grandes quantités de sous-produits oléicoles appelés eaux de lavage des huiles et grignons d'olives. Les eaux de lavage des huiles correspondent aux effluents liquides alors que les grignons correspondent aux sous-produits solides composés de résidus de pulpe et de fragments de noyaux. Chaque année, l'industrie de l'huile d'olive génère à l'échelle mondiale près de 30 Millions de m³ de margines et 20 millions de tonnes de grignons. L'Algérie produit à elle seule une moyenne de 200000 tonnes de margines et 90000 tonnes de grignons d'olive chaque année. (Nadour, 2015).

Ainsi, comme les autres pays méditerranéens producteurs d'huile d'olive, l'Algérie est confrontée à la problématique de l'élimination des margines et dans une moindre mesure des grignons. Les eaux de lavage des huiles, comme tous les effluents agricoles liquides sont très toxiques et posent de sérieux problèmes pour l'environnement à cause de leur forte charge organique et de leur richesse en composés phénoliques peu biodégradables. Ces margines sont souvent épandues de manière incontrôlée sur les sols agricoles ou stockées dans des bassins d'évaporation et déversées dans les égouts d'assainissement et les rivières. Or ces sous-produits peuvent contaminer les sols, les nappes phréatiques, les cours d'eau et l'air. Les grignons sont stockés généralement à côté des moulins avant d'être brûlés ce qui pose par conséquent moins de problèmes environnementaux. De ce fait, plusieurs stratégies visent au traitement et la valorisation des sous-produits oléicoles. Ainsi, plusieurs procédés physicochimiques et biologiques ont été proposés pour la prise en charge des margines avec comme principal objectif

Introduction

la réduction de leur teneur en composés phénoliques et leur valorisation. Le contenu non négligeable des margines et des grignons d'olive en sucres, minéraux, acides volatils et en lipides a conduit à leur prise en charge par plusieurs secteurs industriels ainsi qu'à leur bioconversion. Ces différents traitements des sous-produits oléicoles englobent l'utilisation en agriculture comme engrais et compost, l'utilisation pour la production de bioénergies (biohydrogène, biométhane et du bioéthanol), la production de molécules d'intérêt, l'utilisation comme substrats pour la production de mycètes comestibles, de polysaccharides microbiens, ou encore d'enzymes industrielles. Cependant, ces différentes voies de valorisation souffrent encore actuellement d'un faible degré de connaissances de ces sous-produits notamment en ce qui concerne leur composition chimique complexe et leur variabilité. **(Nadour, 2015).**

Pour cela, les eaux de lavage des huiles feront l'objet de cette étude. Les grignons sont réutilisés en agriculture et en industries, alors que les margines sont rejetées directement dans les égouts. Les critères de la pollution des margines se limitent à trois facteurs principaux :

-L'acidité.

-Une conductivité élevée due à l'ajout du sel lors du stockage des olives avant leur trituration.

-Une concentration élevée en matière organique représentée essentiellement par les composés Phénoliques qui sont responsables de la toxicité et de la coloration brune-rougeâtre à noire des margines **(Halah, 2003).**

Les composés phénoliques suscitent un intérêt considérable dans le domaine de l'alimentaire, de la chimie et de la médecine en raison de leur potentiel antioxydant prometteur **(Kalia et al., 2008)**. Les composés phénoliques ou polyphénols sont largement distribués dans le règne végétal et sont les métabolites secondaires les plus abondants dans les plantes. Ces métabolites comprennent de nombreuses classes de composés allant des acides phénoliques simples aux flavonoïdes complexes **(Nawaz et al., 2006)**.

La présente étude a pour but de caractériser différents paramètres d'eau de lavage des huiles (pH, conductivité, acidité, humidité, matière sèche, matière en suspension, DCO et DBO). Est de quantifier les composés phénoliques et d'évaluer in vitro quelques activités biologiques des extraits de polyphénol des margines de la région de OUED-SOUF. Par une recherche bibliographique qui a révélé le degré de la toxicité d'extrait sur l'humaines.

Introduction

Notre recherche est axée vers l'extraction des polyphénols, dosage de polyphénol totaux, flavonoïdes, tanins condensée,

Pour cela, notre travail est subdivisé en 2 parties :

- Partie bibliographique : généralité sur l'olivier, différents processus d'extraction, généralité des margines et leur composition, l'activité cytotoxique. (Bioactivité).
- Partie expérimentale présente le matériel et méthodes utilisées pour effectuer les différents tests. Des analyses physico-chimiques, extraction des polyphénols, des dosages, Evaluation de l'activité hémolytique par des tests hémolytiques et anti-hémolytiques

Synthèse Bibliographique



Chapitre I.- Industrie oléicole



I.1.- Origine et histoire de l'olive

L'olive était l'un des premiers arbres fruitiers cultivés par l'homme. Son origine a été le sujet de plusieurs débats, Son histoire se confond avec celle des civilisations qui ont vu le jour autour du bassin Méditerranéen (**Acila, 2018**). Il existait déjà sur le pourtour méditerranéen dès la préhistoire et 6000 ans avant J.C, il était signalé en Egypt. Dès 1200 ans avant J.C. Les grecs, peuple de la mer, ont sillonné la méditerranée et faire connaître la culture de l'olivier en Espagne, en Sicile et Afrique du Nord. Les Romains ont permis ensuite une grande extension des oliveraies et un essor des échanges d'huile d'olive (**COI, 2006**).

En Algérie, la culture de l'olivier remonte à la plus haute antiquité. En effet, l'huile d'olive faisait l'objet d'un commerce intense entre Algérie et Rome, durant l'époque romaine et constituait l'une des bases essentielles des activités économiques des populations rurales (**Acila, 2018**).

La voie de l'expansion des oliviers au cours du temps ne peut être déterminée avec certitude. Cependant, plusieurs hypothèses sont admises mais la plus fréquemment retenue est celle de De *Candolle* (1883), qui situe le berceau de l'olivier cultivé sous une forme primaire en Syrie et en Asie Mineure (Iran), il y a six millénaires. De là, de nombreuses civilisations méditerranéennes se relayèrent à travers l'histoire pour propager la culture de cet arbre de l'Est en Ouest, dans tout le Bassin circum –méditerranéen. (**Oudina et Baziz, 2017**).

Au VI^{ème}, sa culture s'est étendue à tout le Bassin méditerranéen par les grecs d'abord, puis par les romains qui l'ont utilisé comme arme pacifique dans leurs conquêtes pour l'établissement des villes en fixant les habitants des steppes. (**Blázquez, 1997**).

En Afrique du Nord, la culture de l'olivier existait déjà avant l'arrivée des romains, car les berbères savaient greffer les oléastres (**Camps-fabrer, 1974**). Cependant, les romains ont permis l'extension des champs aux régions plus arides, considérées jusqu'alors comme peu propices à cette culture. C'est le cas de la région de Sufetula, l'actuelle Sbeïbla en Tunisie. De plus, une foule de mosaïques trouvée en Tunisie et en Algérie témoigne de l'importance de l'olivier dans la civilisation romaine (**Camps-fabrer, 1974**).

La colonisation française a contribué à l'extension de l'oléiculture en Afrique du Nord, telles que l'oliveraie de Sfax en Tunisie, de Sig en Algérie. Et des oliveraies entre Meknès et Fez, au Maroc (**Mendil et Sbari, 2006**).

L'olivier a franchi les frontières de la méditerranée pour se répandre sur tous les continents, excepté, en Antarctiques : on trouve en effet des oliveraies en Afrique du sud, en Chine et au Vietnam, en Océanie méridionale, en Amérique du Nord, en Amérique Centrale et en Amérique du sud ; et la production mondiale d'huile d'olive nécessite d'augmenter depuis 1900. Cependant l'Italie et l'Espagne sont les deux plus grands producteurs d'huile d'olive au monde ; derrière eux, on trouve la Grèce, la Turquie, la Tunisie et le Maroc (**Oudina et Baziz, 2017**).

I.2.- L'olivier

L'olivier cultivé est un arbre à tronc droit souvent fissuré à écorce grise et aux petites feuilles opposées vertes argentées tout le long de l'année et sa forme varie avec les conditions climatiques, l'exposition, la fertilité du sol et la variété, auquel le climat méditerranéen convient parfaitement (hiver doux, automne et printemps pluvieux, été chaud, sec et une grande luminosité). Il est représenté par deux espèces, sous une forme sauvage oléastre (*Olea europaea*, variété *Sylvestris*) et sous une forme cultivée, olivier (*Olea europaea*, variété *Sativa*). L'espèce (*Olea europaea* L) est la seule espèce dont les fruits sont comestibles (**Iddir, 2020**).

Il pousse dans le climat tempéré et il est également réputé pour sa grande rusticité lui permettant de s'adapter facilement aux sols rocheux, ingrats, caillouteux et arides. Une autre particularité de l'olivier est le grand développement de son port qui peut atteindre 15 à 20 m de hauteur avec un tronc de 1,5 à 2 m de diamètre. Il a causé un intérêt typique ces dernières années non seulement au niveau de la méditerranée, la principale région oléicole à l'échelle mondiale, mais aussi au niveau d'autres continents. L'olivier bénéficie d'une longue durée de vie, il peut même être considéré comme immortel car si le tronc disparaît, des rejets reconstituent spontanément l'arbre. Il se multiplie très facilement par voie végétative ou à partir de boutures (**Lousert et Brousse, 1978 ; Amoretti et Comet, 1985 ; Bruneton, 2009**).

I.3.- Origine Botanique de l'espèce *Olea europaea*

L'olivier appartient à la famille des *oléacées*. Le genre est appelé "Olea" et comporte 30 espèces différentes réparties sur la surface du globe (**Khaled, 2013**).

Tableau 01.- La classification botanique de l'olivier selon (Guignard, 2004).

Embranchement :	Spermaphytes
Sous embranchement	Angiospermes
Classe :	Dicotylédones
Sous classe :	Astéridées
Ordre :	Lamiales
Famille :	<i>Oléacées</i>
Genre :	<i>Oléa</i>
Espèce :	<i>Oléa européa</i>
Sous-espèce :	<i>Olea europaea oleaster L.</i> (oléastre)
Sous-espèce :	<i>Olea europaea Sativa L.</i> (olivier cultivé)

**Figure 01.-** *Olea europaea L.* (Acila, 2018).

I.4.- Fruit

L'olive est une drupe à noyau à mésocarpe charnu, indéhiscente (ne s'ouvrant pas). Sa forme est ovoïde ou ellipsoïde. Ses dimensions sont très variables suivant les variétés. La paroi de ce fruit est constituée : de l'épicarpe (peau) solidement attaché à la pulpe. A maturation, l'épicarpe passe de la couleur vert tendre (olive verte), à la couleur violette ou rouge (olive tournante) puis à la coloration noirâtre (olive noire) (Bianchi, 2013).

Sa composition physique est :

- Un épicarpe 2 à 2.5 % : l'eau de l'olive. Elle est recouverte d'une matière cireuse, La cuticule, qui est imperméable à l'eau.
- Un mésocarpe 71,5 à 80,5% : la pulpe du fruit. Elle est constituée de cellule dans Lesquelles vont être stockées l'huile d'olive.
- Un endocarpe : 17,3 à 23,0% paroi du noyau 2,0 à 5,5% Amandes

Pour les composé chimique de L'olive ils sont généralement de lipides, glucides, protides, cendres et eau. (Maymone et al., 1961).

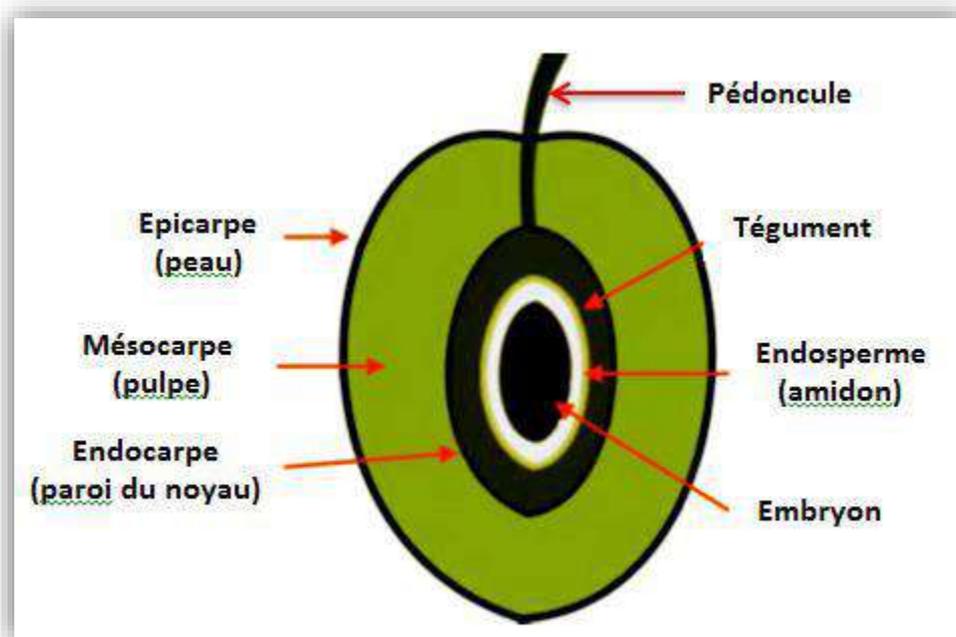


Figure 02.- Coupes schématiques d'un fruit d'olive (drupe) (Muzzalupo et Micali, 2015).

- ✚ **L'épicarpe** : c'est la peau de l'olive qui est très attaché au mésocarpe (ou pulpe). Elle est recouverte d'une matière cireuse ; la cuticule est imperméable à l'eau. A maturité, l'épicarpe passe de la couleur vert tendre (olive verte), à la couleur violette ou rouge (olive tournante), et enfin à la couleur noirâtre (olive noire), vers octobre novembre (Lousert et Brousse, 1978).
- ✚ **Le mésocarpe** : c'est la pulpe du fruit, représentant la partie charnue. Elle est constituée de cellules dans lesquelles sont stockées les gouttes de graisses qui formeront l'huile d'olive durant la lipogenèse qui dure de la fin du mois d'août jusqu'à la véraison (Lousert et Brousse, 1978).

✚ **L'endocarpe** : est constitué par un noyau très dur (osseux), généralement fusiforme portant une série de sillons longitudinaux. La morphologie et la dimension du noyau permet de caractériser et d'identifier les cultivars d'oliviers. L'endocarpe est formé de deux types de cellules : l'enveloppe qui se sclérifie l'été à partir de fin juillet et de l'amidon à l'intérieur du noyau, contenant deux ovaires dont l'un est stérile et le second produit un embryon (**Barranco et al., 2000**).

I.5.- Huile d'olive

Fait partie de la culture méditerranéenne. Si l'huile est constituée pour l'essentiel d'acides gras liés au glycérol (> 95 %), c'est-à-dire de triglycérides, elle contient, par ailleurs, un grand nombre d'autres composants, présents en faibles quantités. Ces composants dits «mineurs» n'en sont pas moins très importants : certains ont des effets bénéfiques sur la santé humaine, d'autres renforcent la stabilité de l'huile, d'autres encore sont responsables de son parfum délicat et unique. Le principal atout nutritionnel de l'huile d'olive réside cependant dans sa richesse en composés phénoliques ayant des propriétés antioxydants (**Bouhadjra, 2011**).

I.6.- Répartition dans le monde

Bien que l'olivier soit présent dans les quatre continents, environ 98% de la production mondiale de l'huile d'olive provient du Bassin méditerranéen. L'olivier est considéré comme une espèce caractéristique de la région méditerranéenne. On le rencontre surtout entre le 25^{ème} et 45^{ème} degré de latitude, dans l'hémisphère nord aussi bien que sud. Selon le COI (2015a), les oliviers couvrent plus de 11 millions d'hectares dans 47 pays des cinq continents. Notons que la surface totale des oliveraies des pays membres du Conseil Oléicole International (COI) est de 9 954 169 ha de la surface oléicole mondiale tableau 02. (**Acila, 2018**).

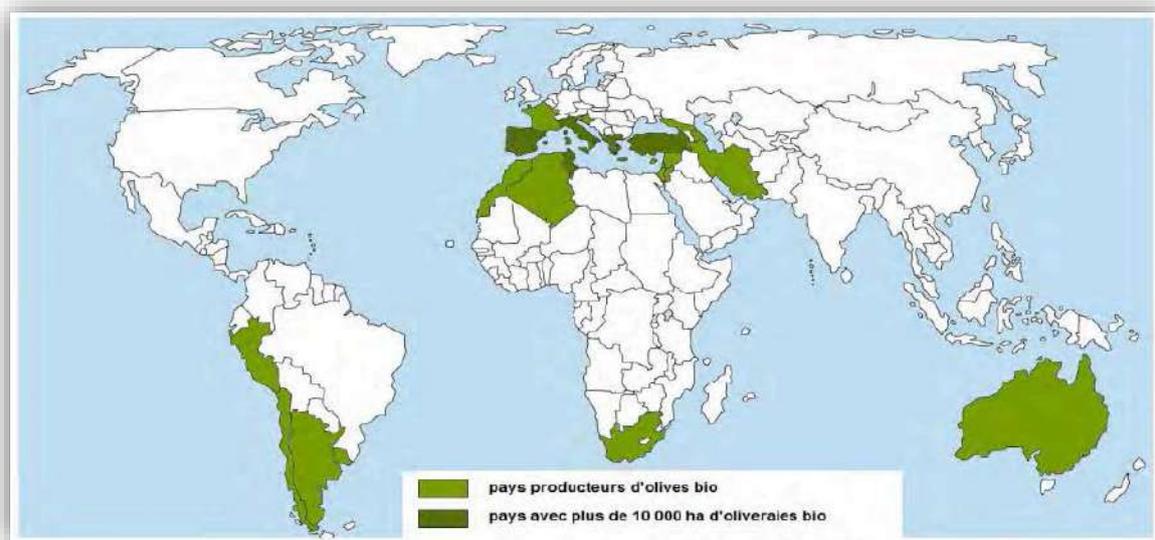


Figure 03.- Pays avec des oliveraies dans le monde bio (COI, 2017).

Tableau 02.- Superficie oléicole des pays membres du Conseil Oléicole International (COI, 2015a)

Pays	Superficie (ha)
Espagne	2 584 564
Tunisie	1 839 600
Italie	1 350 000
Grèce	1 160 000
Maroc	1 020 000
Turquie	798 493
Portugal	358 513
Algérie	330 000
Iran	136 619
Jordanie	132 582
Argentine	100 000
Liban	53 646
Albanie	47 152
Palestine	33 000
Uruguay	10 000
Total (ha)	9 954 169

I.7.- Répartition en Algérie

L'oléiculture à base de l'olivier (*Olea europaea L.*) est une des cultures caractéristiques du Bassin méditerranéen. En effet, l'olivier occupe à l'échelle nationale environ 50 % de la surface arboricole avec plus de 245.500 ha répartis sur tout le territoire national en particulier au Nord de l'Algérie. L'olivier occupe une place de choix dans le processus de relance économique de notre pays. L'olivier, de par ses fonctions multiples de lutte contre l'érosion, de valorisation des terrains agricoles et de fixation des populations dans les zones de montagne, constitue une des principales espèces fruitières cultivées en Algérie. (Acila, 2018).

L'oliveraie algérienne se répartit sur trois zones oléicoles importantes :

A) La zone de la région ouest, représentant 31 400 hectares répartis entre Cinq Wilayas : Tlemcen, Ain Ti mouchent, Mascara, Sidi Belabas et Relizan. Cette zone Représente 16,40 du verger oléicole national. (Sekour, 2012).

B) La zone de la région centrale du pays, de loin la plus importante, couvre une Superficie de 110200 hectares répartis entre les wilayas d'Ain Defla, Blida, Boumerdés, Tizi Ouzou, Bouira et Bejaia : cette zone représente 57.5 du verger oléicole national. La région de centre, Kabylie (Bouira, Bejaia et Tizi-Ouzou) détient à elle seule près de 44e la superficie oléicole nationale, il s'agit surtout des vergers extensifs situés sur des sols à Forte déclivité, ce qui constitue une contrainte à tout recours à l'intensification

C) La zone de la région Est, est représentée par des oliveraies de 49900 hectares, donc 26,1 du patrimoine national, et répartis entre les wilayas de Jijel-Skikda-Mila et Guelma (Sekour, 2012).

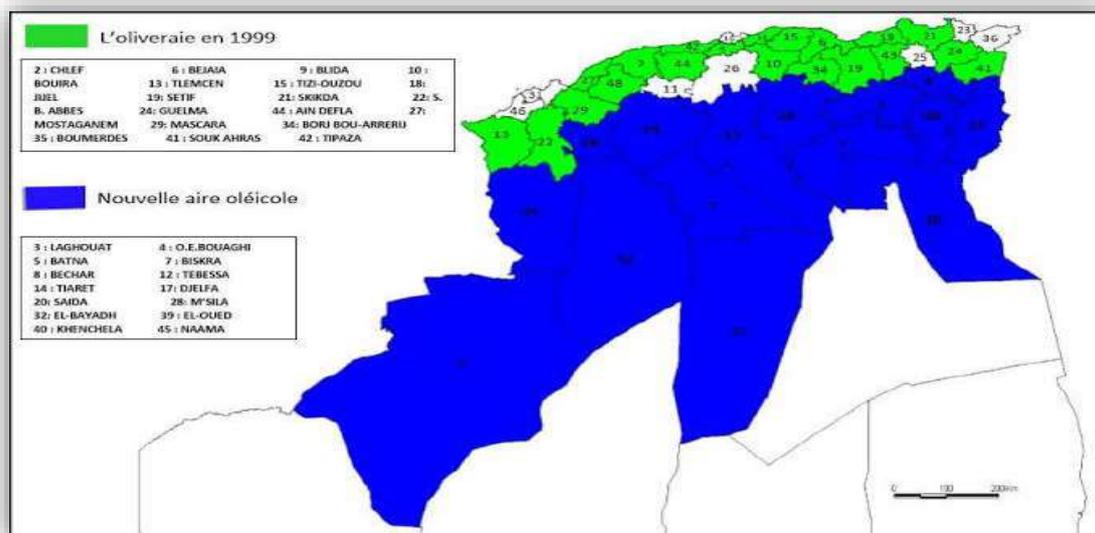


Figure 04.- Répartition des oliviers en Algérie (www.itafv.dz).

I.8.- Classification des variétés d'oliviers

On distingue les différentes variétés d'olives en fonction de la destination finale du fruit, soit en 3 typologies :

Tableau 03.- Classification des variétés d'oliviers. (Villa, 2003).

A)- les olives à huile	Leur production doit être constante et garantir une bonne rentabilité en termes de quantité et de qualité d'huile
B)- Les olives de table	Elles impliquent une certaine grosseur du fruit. Contenu riche en pulpe et en noyau mais faible en huile.
C)- Les olives mixtes	Présentent des propriétés à cheval entre les deux groupes ; en fonction du moment de sa récolte et de son adaptation à la zone de culture. On destine le fruit soit à la table (une fois la taille adéquate atteinte) soit à l'extraction de l'huile.

I.9.- Principales variétés d'olivier Algérienne

L'oléiculture algérienne est caractérisée par une large gamme de variétés, dans le Centre et dans l'Est prédominent les variétés : Hamma (pour la confiserie) ; Chemlal ; Azeradj ; Bouchouk ; Rougette ; Blanquette et Limli (pour l'extraction d'huile). Dans la région occidentale, les variétés les plus diffusées sont : Sigoise ; Verdial ; Cornicabra et Gor.

Tableau 04.- Principe variété d'olive en Algérie (Larid, 2019).

Variétés	Aire de culture	Destination	Caractéristiques
Sigoise	Ouest algérien (Oranie, Tlemcen)	Table + huile	Très estimée pour la conservation et l'huilerie, rendement élevé en huile, variété auto fertile.
Chemlal	Centre Algérien Kabylie	Huile	Huile Très appréciée. Résiste en culture sèche. Inconvénients : autostérile, floraison tardive.
Azeradj	Centre Algérien	Table + huile	Très bon pollinisateur de Chemlal
Bouchouk la Fayette	Centre Algérien	Table + huile	Intéressante pour la région de Bougaâ
Limli	Est Algérien	Huile	Variété conseillée dans la région de Jijel à Sidi-Aich
Hamma de Constantine	Est Algérien	Table	Meilleure variété de la région constantinoise pour la conservation, nécessite des irrigations.
Bouricha	Est Algérien (Collo-Oued El Kebir)	Huile	Cultivée dans les régions à forte pluviométrie
Aberkane	Kabylie	Table + huile	/
Ferkani	Tébessa, Aurès	Huile	Vigueur moyenne, résistante au froid et à la sécheresse, fruit moyen de forme allongée

I.10.- Besoins naturels de l'olivier

La culture de l'olivier est associée à la zone du climat méditerranéen. Ce climat se caractérise par la douceur de l'hiver et un été chaud pratiquement sans pluie, correspondant à une saison sèche. (Hannachi et al., 2007 ; Ennadjeu, 2012)

I.10.1.- Besoins climatiques

I.10.1.1.- La température

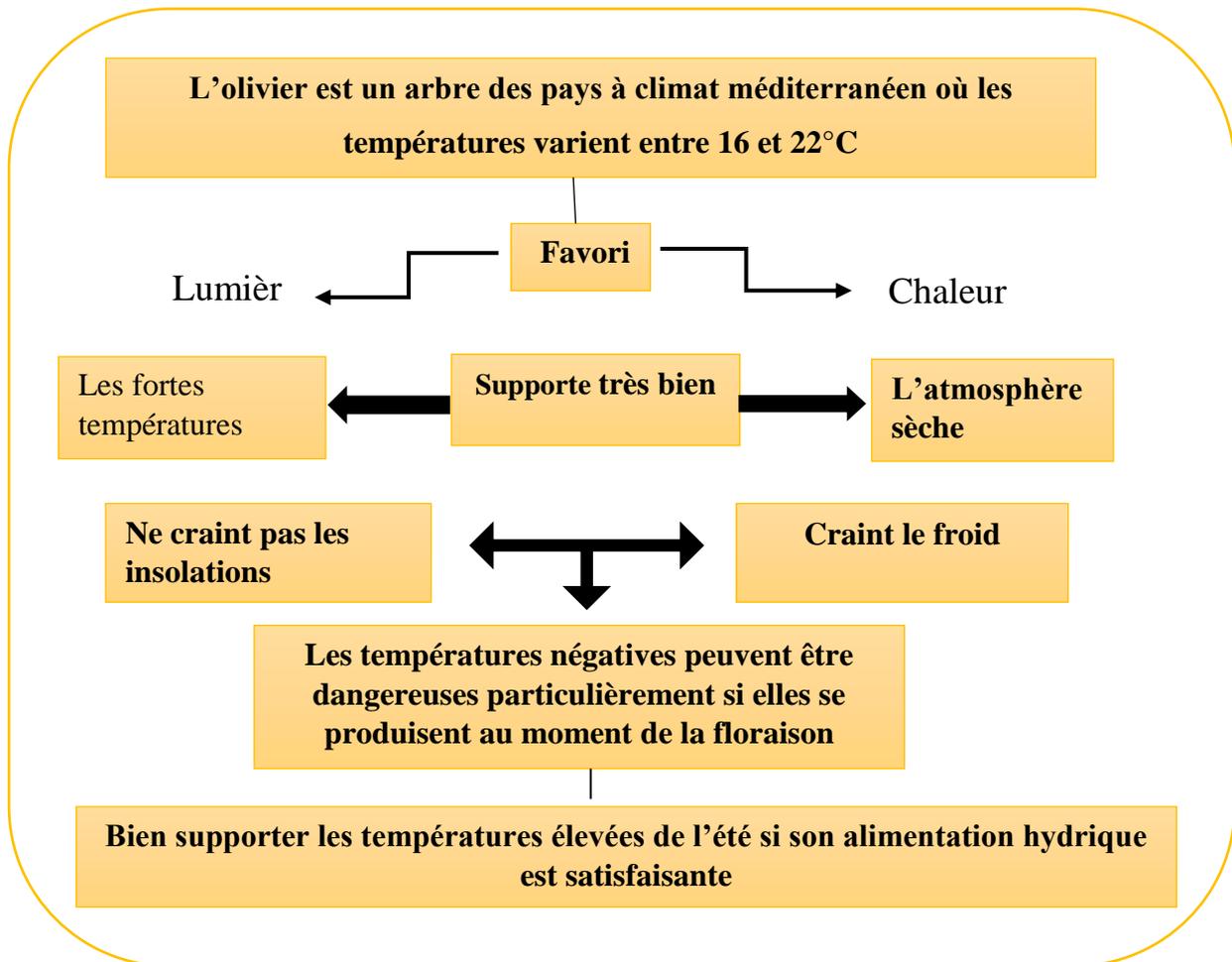


Figure 05.- Besoin de température de l'olivier (Hannachi et al., 2007 ; Ennadjeh, 2012)

L'olivier est un arbre thermophile caractéristique des régions chaudes, malgré son Aptitude à supporter les températures élevées de l'été (avec alimentation hydrique régulière et suffisante), en période de végétation. Les températures optimales du développement de l'arbre sont comprises dans la fourchette de 12°C à 22°C. A 35 – 38°C. Enfin, les températures élevées durant la maturation du fruit provoquent une augmentation de l'acide linoléique dans l'huile et une forte réduction de l'acide oléique (COI, 2007).

I.10.1.2.- Pluviométrie

Les précipitations hivernales permettent au sol d'emmagasiner des réserves en eau. Les pluies automnales de Septembre – Octobre favorisent le grossissement et la maturation des fruits (Ennadjeh, 2012).

L'exigence minimale en eau de l'olivier est de l'ordre de 200 mm par an, cette quantité peu élevée montre que l'olivier supporte bien la sécheresse. Il se contente, en effet, d'une pluviométrie basse, la moins élevée de toutes les espèces fruitières (**Ennadjeh, 2012**).

La période de 15 Juillet au 30 Septembre est très importante pour le développement des fruits. Si elle est trop sèche, les fruits tombent prématurément et le rendement diminue considérablement. C'est pourquoi, une irrigation est parfois nécessaire pour éviter cet accident (**Ennadjeh, 2012**).

I.10.2.- Besoins édaphiques

L'olivier peut se développer sur une large gamme de sols, ainsi que dans des sols peu profonds et de qualité médiocre. Seulement les sols compacts et faiblement drainables constituent un facteur limitant pour la culture de l'olivier, à cause de sa sensibilité à l'asphyxie. Les valeurs optimales de pH sont entre 7 et 8, bien que l'olivier puisse se développer dans des sols avec un pH de 5.5 à 8.5 (**Ennadjeh, 2012**).

I.10.2.1.- Hygrométrie

Les fortes humidités de l'air (+60 %) peuvent être néfastes pour la croissance de l'arbre. Elles favorisent le développement des maladies et des parasites comme elles gênent la pollinisation anémophile ; c'est pour cette raison que cette culture est à éviter dans les zones du littoral, à proximité immédiate de la mer (au moins 10 km). Par contre, certaines variétés, comme la Hamra cultivée dans le golfe de Jijel est assez tolérante à l'excès d'humidité, dans la mesure où elle n'est pas excessive (+ de 60%) ni constante (**Acila, 2018**).

I.10.2.2.- Vents

La pollinisation chez l'olivier est essentiellement anémophile. De ce fait, le vent joue un rôle primordial dans la production. Malgré son importance, l'olivier craint les vents chauds qui peuvent causer des brûlures sur les arbres et le dessèchement des stigmates au moment de la floraison, ce qui engendrerait la destruction de la récolte (**Acila, 2018**).

I.10.2.3.- Lumière

L'olivier étant exigeant en lumière, l'insolation est à considérer dans le choix de l'orientation des arbres ; la densité de plantation et les tailles d'éclaircie (**Walali et al., 2003**).

L'olivier exige une lumière abondante pour pousser et fructifier normalement, ce qui explique que seuls les rameaux externes de la frondaison fleurissent et fructifient, l'olivier donne de meilleurs rendements. Par ailleurs, les coteaux bien exposés au soleil (versant sud) présentent un meilleur développement. Par contre, un manque d'éclaircissement et d'enseulement affecte la formation des fruits et augmente la probabilité d'infection des oliviers par des parasites (**Acila, 2018**).

I.10.2.4.- Altitude

L'ITAFV (2004), signale que la culture de l'olivier dépend de l'altitude. Les limites à ne pas dépasser sont de 700 à 800 m pour les versants exposés au nord et de 900 à 1000 m pour les versants exposés au sud (**Courboulex, 2009**).

En altitude, parmi les contraintes, sont la neige, par son poids, peut provoquer la rupture des charpentières (**ITAFV, 2004**), et le froid, où les olives gelées dégradent rapidement la qualité de l'huile (**Courboulex, 2009**).

I.10.2.5.- Sol

L'olivier connu pour sa plasticité, est cultivé dans toutes sortes de types de sol. Néanmoins, les sols francs, profonds et fertiles constituent donc une base optimale de développement. Ils devraient avoir des caractéristiques physico-chimiques correspondant à celles indiquées dans le tableau II.2. La profondeur du sol nécessaire au développement de l'olivier doit être au minimum 1 à 1.5 m. (**Acila, 2018**).

I.11.- Etapes de transformation des olives en huile

I.11.1.- la récolte des olives

La récolte est une opération importante de la culture de l'olivier et, par conséquent, elle doit être contrôlée de près étant donnée ses répercussions sur le coût de la production, la qualité du produit obtenu et la qualité de l'huile d'olive. (**Chouchane, 2010**). Cette dernière est affectée aussi bien par les modalités de récolte (système, durée) que par l'époque à laquelle intervient celle-ci. (**Ahmidou, 2007**).

Plusieurs systèmes de récoltes sont décrits :

On trouve la cueillette manuelle qu'est la technique la plus ancienne et la seule

Utilisée encore en Algérie. Elle est réalisée par chute naturelle du fruit (une fois le stade de maturité est atteint), à la main ou encore avec de simples instruments de gaulage. Il est conseillé d'utiliser les filets de récolte pour recueillir les fruits car ils amortissent la chute des Fruits et limitent les dégâts dus à la rupture de l'épicarpe en contact avec le sol et améliore les rendements de récoltes. **(ITAF, 2012)**. Bien que cette méthode permette d'obtenir un volume d'huile élevé, la qualité s'en trouve altérée. L'acidité augmente et le profil du goût et de l'arôme change **(ITAF, 2012)**.

Une amélioration de la méthode de récolte consiste en l'installation de filets sous les Arbres, ce qui permet d'éviter le contact direct des olives avec les pathogènes et les résidus métalliques (fer et cuivre) du sol et réduit considérablement les possibilités de contamination et d'altération de l'huile, car les teneurs de ces deux éléments dans l'huile d'olive comestible doivent être respectivement inférieures ou égales à 3,0 et 0,1 mg/kg. **(ITAF, 2012)**.

La récolte peut se faire mécaniquement. Cette méthode de récolte utilise des équipements appropriés, on peut citer les crochets vibrants, les peignes oscillantes et les vibreurs **(Ahmidou, 2007)**.

Ces machines bien que rentables présentent l'inconvénient de laisser 20 à 30% de fruits sur l'arbre. Les vibreurs, n'étant pas sélectifs, les fruits récoltés présentent des meurtrissures, sont hétérogènes surtout au point de vue degré de maturité, ce qui ne manque pas d'affecter négativement la qualité de l'huile qui en est extraite **(Ahmidou, 2007 ; Chouchane, 2010)**.

I.11.2.- Transport des olives

Dans le souci de conserver les caractéristiques de qualité que les olives possèdent au moment de la récolte sur l'arbre, il s'avère nécessaire de les acheminer immédiatement vers les moulins **(Ahmidou, 2007)**.

Le moyen le plus approprié pour le transport des olives est représenté par les caisses à claire voie en matière plastique permettant la circulation de l'air et évitant des réchauffements préjudiciables causés par l'activité catabolique des fruits. Ces caisses limitent la couche d'olives et réduisent donc le danger d'écrasement, tout en représentant un moyen idéal pour le stockage en attendant la mouture. Par contre, le transport des olives dans des sacs en jute est peu rationnel, car cette modalité provoque inévitablement des lésions aux drupes, surtout si elles

sont très mûres. Elles sont à l'origine du déclenchement de processus biologiques d'altération de la qualité de l'huile (Ahmidou, 2007).



Figure 06.- transport des olives est représenté par les caisses. (Ahmidou, 2007).

I.11.3.- Réception des olives

Les lots d'olives, une fois pesés, sont stockés de manière individualisée, selon la Provenance, le degré de maturité et l'état sanitaire des fruits, etc. Le stockage des olives est effectué dans des caisses de plastiques aérées (Ahmidou, 2007). Les livraisons sont ou devraient être appréciées en tenant compte :

A.- du taux des impuretés (brindilles, feuilles, pierres, terre, etc.),

B.- de l'état des olives (état sanitaire, état de maturité et intégrité des olives) et

C.- de la teneur et de la qualité de l'huile (acidité, degré d'oxydation, etc.). Les olives Doivent être pesées et traitées individuellement (Ahmidou, 2007)

I.11.4.- Stockage des olives avant transformation

Le caractère saisonnier de la production oléicole, les problèmes de transport et les autres contraintes liées aux structures de la filière oléicole, ne permettent généralement pas d'adapter le rythme de réception aux capacités des unités de trituration ; d'où le nécessaire recours au stockage. (BENRACHOU, 2013).

Le stockage est donc un mal nécessaire et constitue dans la majorité des cas la principale cause de la détérioration de la qualité de l'huile extraite, l'allongement de la durée de

stockage, on assiste à une augmentation de l'acidité, de l'indice du peroxyde et à une détérioration des propriétés organoleptiques de l'huile. Pour atténuer ces altérations on peut opérer des stockages en silos ventilés ou greniers à olives, en bacs superposés en matière plastique, avec utilisation de fongicides, en saumures, en atmosphère contrôlée, sous froid. **(BENRACHOU, 2013).**

I.11.5.- Transformation

L'acte final de l'oléiculture est l'extraction de l'huile d'olive. La technologie d'extraction a beaucoup évolué, la matière première en l'occurrence l'olive doit être préparée et conditionnée selon un certain nombre d'étapes mécaniques apparemment simples. De la mise en œuvre correcte de ces phases, dépend la qualité finale de l'huile d'olive à condition que la matière première soit elle aussi de bonne qualité **(Ahmidou, 2007).**

I.11.5.1.- Processus d'extraction d'huile d'olive

L'extraction d'huile d'olive passe par les étapes suivantes :

I.11.5.1.1.- Effeuilage

Cette opération est nécessaire pour éviter une coloration trop verdâtre de l'huile, se traduisant par un excès d'amertume et par une moindre aptitude à la conservation de l'huile. Le poids de feuilles à tolérer ne doit pas dépasser 1% du poids du lot d'olives à triturer. L'effeuillage des olives peut être effectué manuellement ou à l'aide d'un système rectangulaire en fils de fer, séparés entre eux par environ 1 cm. Cette opération peut être effectuée par un appareil muni d'un système d'aspiration ou par des machines effeuilleuse-laveuse en même temps **(Chimi et Ouaouich, 2007).**

I.11.5.1.2.- Lavage

Le terme lavage signifie la séparation des impuretés de l'olive par un liquide, qui dilue et enlève les poussières, les terres, les pierres et autres matières solides et métalliques sans endommager ce même fruit. Puis la laveuse continue à circulation forcée d'eau pour bien effectuer le lavage des olives. **(Mordret, 1999).**

Cette opération n'est pas seulement indispensable pour les olives ramassées sur le sol, elle est très bénéfique aussi pour les olives cueillies, même si les lots paraissent propres **(Mordret, 1999).**

I.11.5.1.3.- Broyage

Les broyeurs sont constitués essentiellement par un organe métallique de forme variable, qui tourne à une grande vitesse en écrasant les olives sur une surface métallique fixe, pourvue d'orifices appropriés et les réduisant en pâte finement broyée. Ils peuvent être : à marteaux fixes ou mobiles, à cylindres striés, à disques dentés ou à cônes. (**Chimi et Ouaouich, 2007**).

Cette opération permet de détruire, plus ou moins parfaitement, les tissus végétaux et de libérer la plupart des gouttelettes d'huile des vacuoles contenues dans les cellules. Selon la norme du Conseil Oléicole International (COI), la durée de broyage ne doit pas dépasser 20 à 30 minutes. Si le broyage est plus prolongé, les polyphénols inhibiteurs naturels de l'oxydation, ainsi que l'huile produite s'oxydent en présence de l'air et cette dernière perd de sa qualité (**Chimi et Ouaouich, 2007**).

I.11.5.1.4.- Malaxage

Le malaxage de la pâte va faciliter l'union des gouttelettes d'huile en gouttes très grosses et également la formation de poches de phase huileuse continue, et la rupture de l'émulsion huile/eau (**Chimi et Ouaouich, 2007**).

Les appareils utilisés pour le malaxage sont souvent pourvus d'un double paroi, avec un dispositif de réchauffage (résistances électriques ou circulation d'eau chaude), permettant d'amener la pâte à une température comprise entre 25 et 30°C. Elle garantit une meilleure conservation de l'huile, un nombre élevé de polyphénols, de vitamines et de typiques éléments qui donnent de magnifiques caractéristiques qui facilitent la libération de l'huile. (**Chimi et Ouaouich, 2007**).

I.11.5.1.5.- Extraction

I.11.5.1.5.1- Huilerie traditionnelle (Maâsra)

La méthode traditionnelle artisanale est la plus ancienne et la plus répandue ; elle utilise la meule en pierre pour le broyage des olives pendant des heures pour obtenir une pâte homogène ; le pressoir manuel pour les moulins les plus anciens ou le pressoir hydraulique. La décantation et la séparation de l'huile s'effectuent en bassin. Le ramassage de l'huile s'effectue après filtration manuelle (**Camps-Faber, 1953**)

Cette technique n'est plus utilisée depuis des lustres, les presses mécaniques ou hydrauliques développent des forces de l'ordre de 400 kilos par centimètre carré qui rendent superflue toute deuxième pression (Courboulex, 2009).

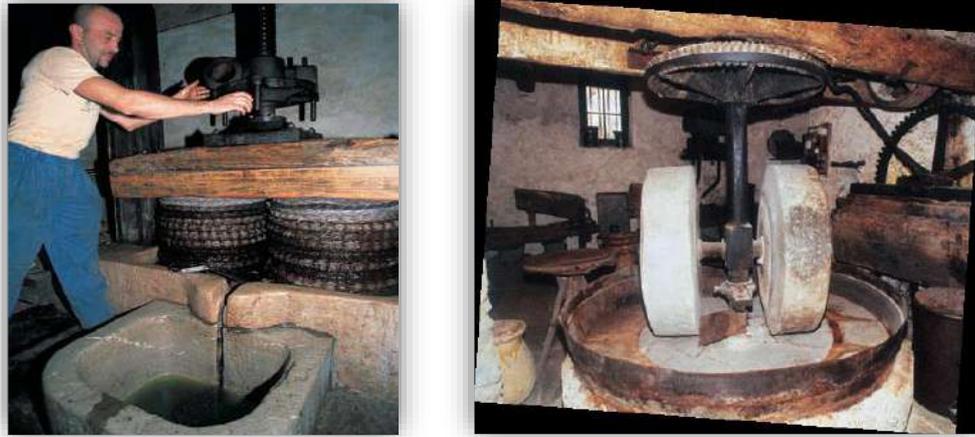


Figure 07.- Extraction des huiles dans des moulins traditionnels et *séparation par décantation.* (Ahmidou, 2007)

I.11.5.1.5.2.- Huilerie moderne

Les systèmes d'extraction de l'huile d'olive sont essentiellement de trois types

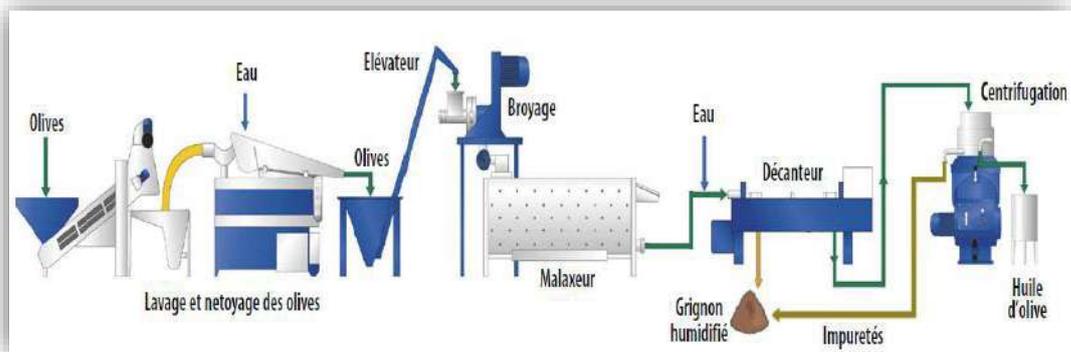


Figure 08.- Plan standard d'extraction d'huile d'olive d'une huilerie moderne (chaîne continue) (Chimi, 2006)

- **Soit** le système traditionnel ou de presse, qui consiste à presser la pâte à l'aide de presses hydrauliques. De nos jours, ce système est rarement utilisé voire abandonné ;

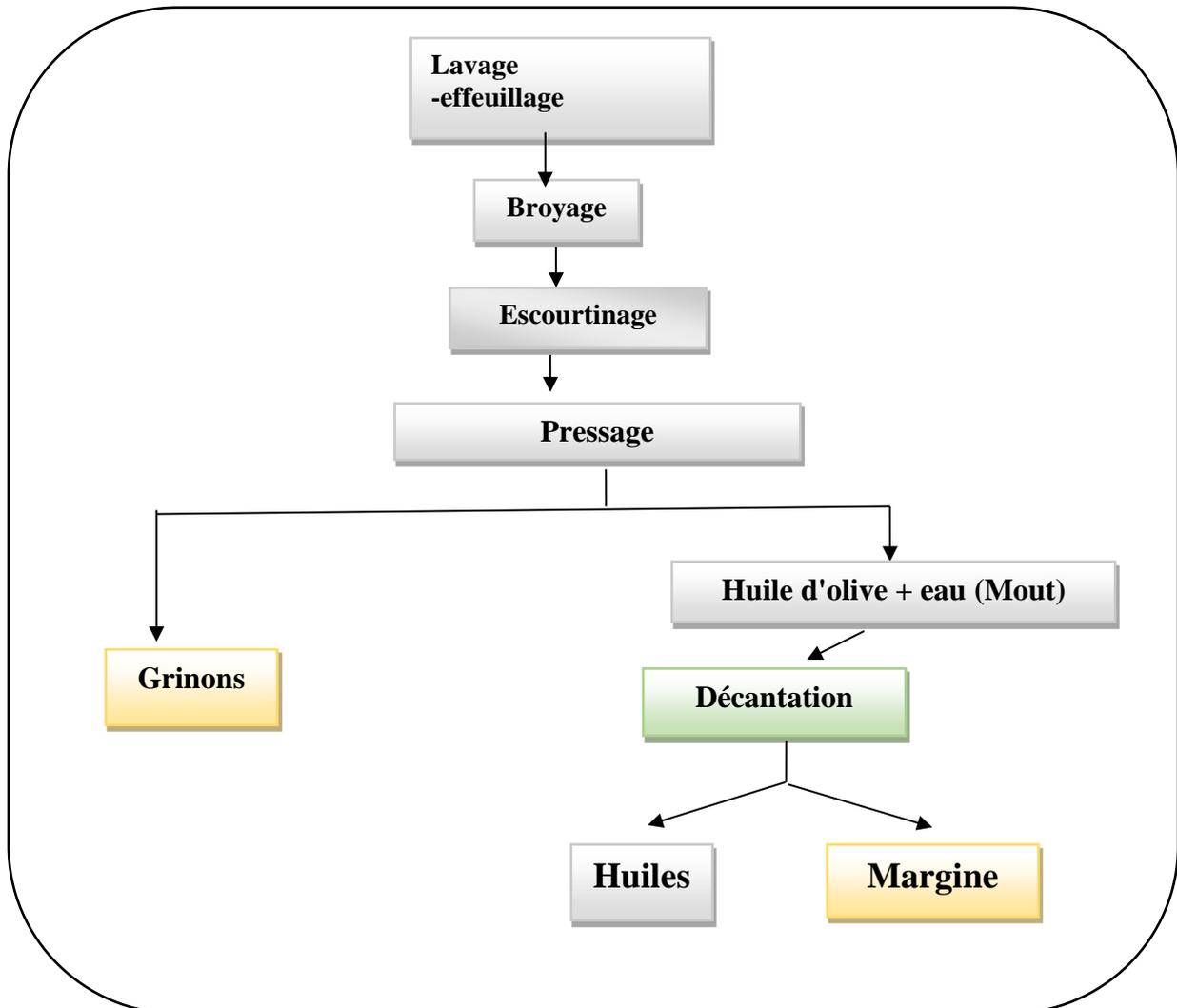


Figure 09.- Etapes d'extraction d'huile d'olive par système discontinu par presse (Medjahdi, 2016).

- Soit le système continu à trois phases où il s'agit de séparer l'huile de la pâte à l'aide d'une centrifugeuse horizontale nommée « décanteur » (**Figure 6**).

Les deux systèmes cités ci-dessus génèrent comme résultat : l'huile, les margines et les grignons.

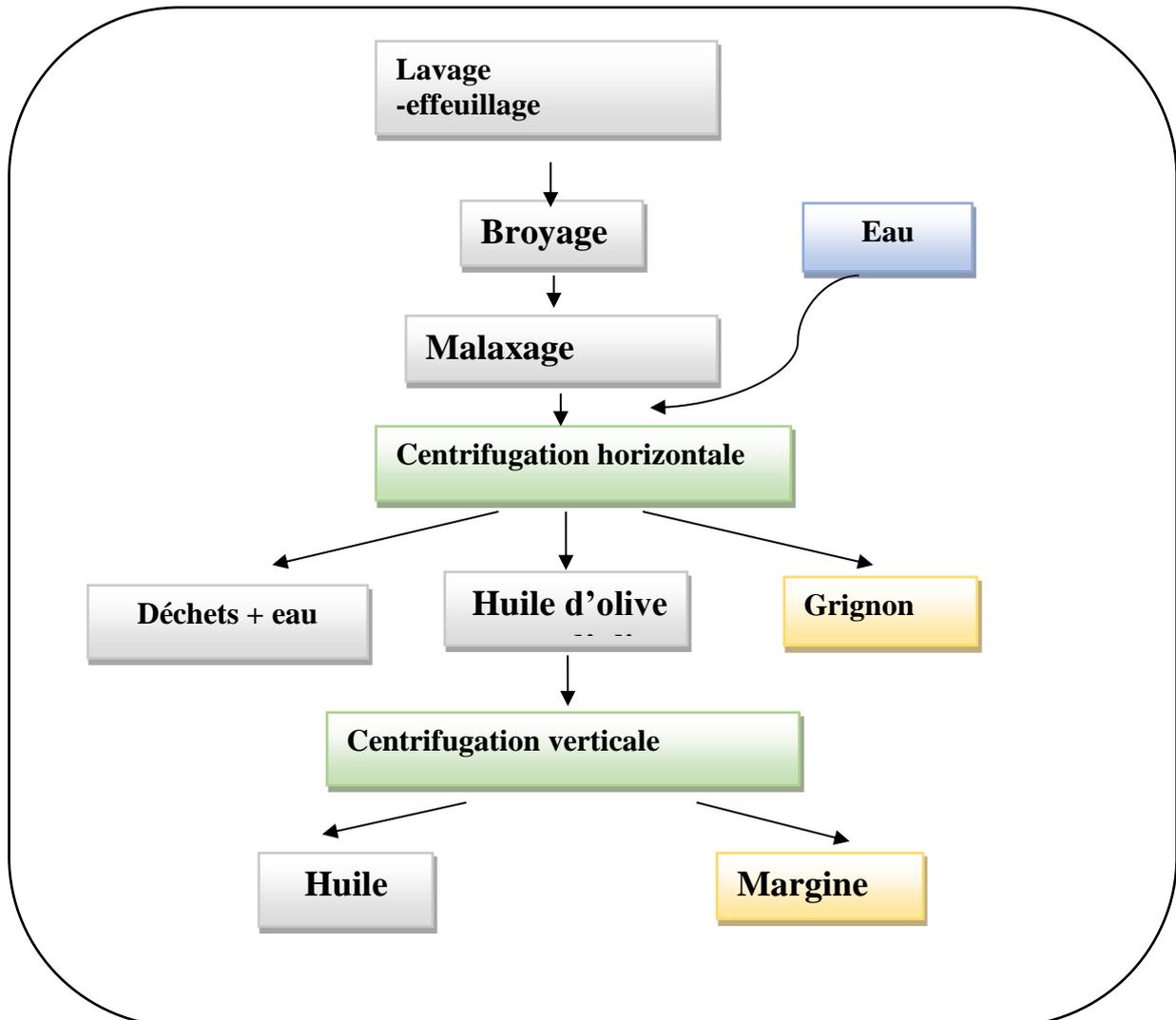


Figure 10.- Etapes d'extraction d'huile d'olive par système discontinu avec Centrifugation à trois phases (Medjahdi, 2016).

- Enfin, le système le plus récent et le plus souvent utilisé pour la plupart des Huileries est le continu à deux phases, où le décanteur sépare l'huile et le mélange de grignons et des eaux de végétation en une unique pâte appelée grignons humides.

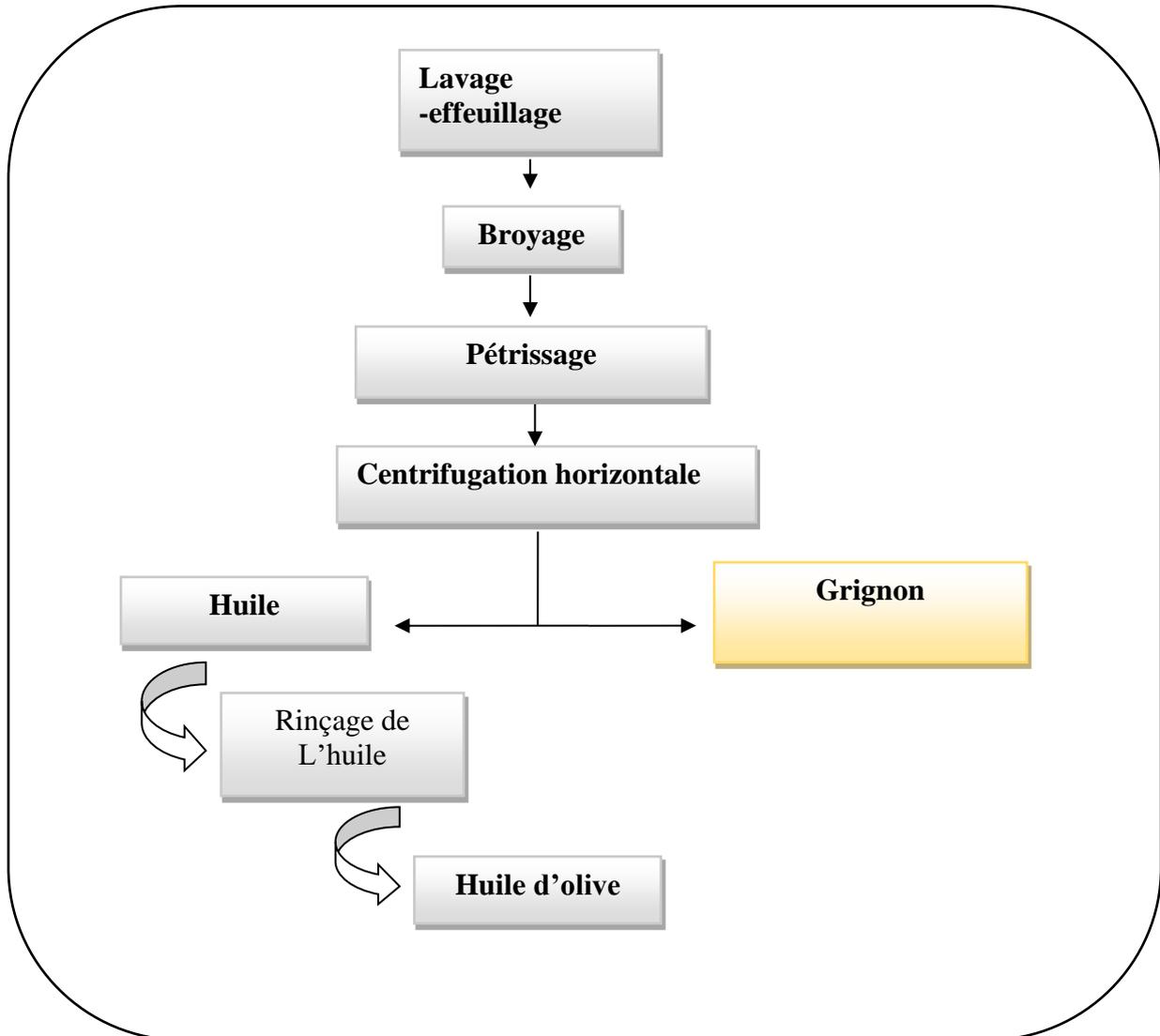


Figure 11.- Etapes d'extraction d'huile d'olive par système discontinu avec Centrifugation à deux phases (Medjahdi, 2016).

I.11.6. Stockage et conservation de l'huile vierge au moulin

Le stockage doit avoir lieu dans une zone séparée physiquement de la zone d'élaboration devant réunir un certain nombre de conditions en vue de diminuer au maximum, voire d'éliminer, les effets des oscillations de la température ambiante et de la lumière. Cette zone doit être facile à nettoyer. Les cuves où sera stockée et conservée l'huile préalablement

classées doivent être conçues avec des matériaux inertes non absorbants, avec un fond conique ou plan incliné, être hermétiques et dotés de systèmes auxiliaires permettant de remplir et vider l'huile par la partie inférieure et si possible d'un système efficace de nettoyage intérieur(Ahmidou, 2007).

I.12.- Sous-produits de l'oléiculture

Ces dernières années, le développement de l'activité agro-industrielle a engendré une large production de déchets qui sont notamment issus de la transformation des matières premières de l'agriculture. Comme toutes les industries agro-alimentaires, l'opération d'extraction nécessite des grandes quantités d'eau, par conséquent elle engendre des quantités importantes de déchets solides (grignons d'olive) et liquide (margines) estimés environ 3 millions de m³ /an. (Gueham et Harikeche, 2018).

I.12.1- Grignons ou tourteaux

Les grignons sont les résidus solides issus de la première pression ou centrifugation et sont formés des pulpes et noyaux d'olives. Ce produit peut être transformé en un produit destiné à l'alimentation animale ou en huile dite de grignons d'olive après extraction chimique. (Mendil, 2009 ; Touati, 2013).



Figure 12.- Photo des grignons rejetés près de l'autoroute Est-Ouest d'une Huilerie à Oued Tlelet (Photo prise en Mars 2009). (Medjahdi, 2016).

(Syphax, 2013). (Medjahdi, 2016).

Selon le traitement subit, les grignons se divisent en :

Tableau 05.- les types de Grignons (Nefzaoui, 1987).

a)- Grignon brut	C'est le résidu de l'extraction de l'huile de l'olive entière. Ses teneurs relativement Élevées en eau et en huile favorisent son altération rapide lorsqu'il est laissé à l'air libre
b)- Grignon épuisé	C'est le résidu obtenu après déshuilage du grignon brut par solvant, l'hexane Généralement
c)- Grignon partiellement dénoyauté	Il résulte de la séparation partielle des débris de noyau de la pulpe par tamisage ou Ventilation : - il est dit "gras" si son huile n'est pas extraite par solvant. - il est dit "dégraissé ou épuisé" si son huile est extraite par solvant

I.12.2.- Eaux de lavage des huiles

Les déchets liquides dénommés "les Eaux de lavage des huiles ". Obtenus lors de l'extraction de l'huile d'olive, constituent un important facteur de pollution du fait qu'ils renferment une fraction organique important (**Mendil, 2009**).

La charge organique est due, principalement, à la présence des macromolécules tel que les poly saccharoses, les lipides, les protéines et un nombre de molécules aromatiques monocycliques et polymériques. En plus des tanins, polyalcools, Pectines de l'huile résiduelle et acides organiques carbohydrates La présence des sels de potassium, magnésium, phosphate, carbonate, sodium, calcium et le fer, est responsable de la charge minérale. (**Mendil, 2009**).

Leur acidité moyennement élevée et leur concentration élevée de matière solide totale. Elles se présentent comme un liquide résiduel aqueux, de couleur brune rougeâtre à noir due de la présence de polyphénols et est fonction de l'état de dégradation des composés phénoliques et des olives dont ils dérivent nauséabonde, d'aspect trouble et une odeur spécifique d'huile d'olive Son goût est amer (**Gueham et Harikeche, 2018**).



Figure 13.- Photo des eaux de lavage des huiles rejetées dans les rivières par les huileries implantées dans la vallée de la Soummam –Kabylie- photo de Décembre 2013

Les olives contiennent environ 20% d'huile, 30% de grignons et 50% d'eau de lavage (**Khodja, 2011**).

I.13.- Définition les eaux de lavage des huiles

Les eaux de lavage des huiles appelées aussi margines sont des sous-produits de la Production de l'huile d'olives, se présentent comme un liquide aqueux de couleur brune Rougeâtre à noire due de la présence de polyphénols, d'aspect trouble, une odeur spécifique D'huile d'olive et d'un gout amer (**Zaghari, 2011**).

I.14.- L'origine des eaux de lavage des huiles

L'ensemble de déchets liquides est constitué en fonction du système de séparation utilisé dans l'opération d'extraction, à savoir : (**Larid, 2019**).

- Eaux de lavage du fruit la quantité utilisée varie entre 80 et 120 litre par tonne d'olive et qui dépend du type de produit qui arrive de la campagne. Elles sont constituées de particules de poussière ou de terre, ainsi que des petites quantités de matière grasse (MG) issus du fruit plus au moins ab. Ces eaux sont facilement recyclables par simple opération de décantation et/ou de filtrage en raison de leur faible contenu organique (**Gueham et Harikeche, 2018**)
- Eaux de rinçage des trémies de stockage.
- Eaux de végétation de l'olive elle-même, tel que, 40 à 50 % d'eau provient du fruit d'olive.

- Eaux ajoutées au cours du malaxage.
- Eaux de nettoyage d'huile : ce sont les eaux issues de la dernière Centrifugation de l'huile où on ajoute des proportions d'eau chaude. Elles Représentent :
- l'ensemble des déchets aqueux contenu dans l'huile d'extraction
- l'eau chaude ajoutée. (**Gueham et Harikeche, 2018**).

Les eaux de lavage des huiles sont obtenues lors de l'extraction de l'huile d'olive à partir de l'eau contenue dans le fruit, ajoutée au cours du broyage et des étapes de trituration. La qualité et la quantité des eaux de lavage des huiles dépendent de l'opération d'extraction d'huile d'olive. Elles sont aussi influencées par la variété d'olives, la saison de récolte, le taux de maturation des fruits et les conditions climatiques (**Larid, 2019**).

Elles sont caractérisées par des polyphénols qui rendent cet effluent très toxique et difficilement dégradable. C'est pour ça que les eaux de lavage des huiles posent de grands problèmes pour leurs éliminations (**Zaghari, 2011**).

En général, les eaux de lavage des huiles contiennent une variété de composés organiques et inorganiques de concentration et de nature différente. Plusieurs facteurs peuvent affecter leur quantité, leur qualité et leur composition chimique pendant l'extraction et/ou après leur rejet dans le milieu récepteur, notamment : la variété d'olive, la maturité des fruits, les conditions climatiques, la nature du sol, les pratiques agronomiques de culture et de récolte, l'âge des oliviers et les méthodes d'extraction. (**Zaghari, 2011**).

I.15.- Composition des eaux de lavage des huiles

La composition des eaux de lavage des huiles fluctue selon

- La variété de l'olive, leur mode d'extraction.
- les éléments minéraux dont les plus abondants sont le potassium, le calcium, le sodium et le magnésium ainsi qu'en éléments organiques de nature et de concentrations différentes (**Medjahdi, 2016**)
- les composés fondamentaux des eaux de lavage des huiles sont:
 - Eau: 82 à 83%
 - Substances organiques 15%
 - Substances minérales 1.8% (**Boudoukhana, H 2008**).

Tableau 06.- Composition des eaux de lavage des huiles (Medjahdi, 2016)

Les sucres	<p>La pulpe d'olives contient des composés ligno-celulosique : la cellulose et la pectine qui jouent un rôle important dans la texture des olives.</p> <p>Avec plusieurs autres sucres sont présents. Leur concentration varie de 2 à 8 % du poids de la pulpe d'olive fraîche. Qui indique l'état de fraîcheur des margines.</p>
Les protéines	Ils représentent la fraction azotée avec une teneur variant de 1,2 % à 2,4 % dans les margines.
Les vitamines	Les margines contiennent plusieurs types de vitamines, les plus abondantes sont celles du groupe D avec une concentration de 124 mg / Kg de margines.
Les acides organiques	Les plus fréquents sont les acides glycériques, lactiques et fumarique. Leur teneur varie entre 0,5 et 1,5%.
L'huile	La concentration d'huile contenue dans les margines varie de 0.03 à 1% et dépend du procédé d'extraction utilisé. L'acide oléique est l'acide gras le plus abondant avec une valeur de 65% des acides gras totaux de l'huile.
Les sels minéraux	Les margines présentent une forte teneur en sels minéraux causé essentiellement par les chlorures de sodium, liée probablement au salage pratiqué pour conserver les olives jusqu'à leur trituration.
Les phosphates	La teneur en ortho phosphates dépend des conditions climatiques et de l'utilisation ou non des engrais
Les composés phénoliques	<p>Ils sont caractéristiques des huiles d'olives vierges et leur confèrent des propriétés particulières (stabilité oxydative, saveur...).</p> <p>Ils sont issus de l'hydrolyse enzymatique des glucides et des esters de la pulpe d'olive au cours du processus d'extraction. Les margines comptent des composés phénoliques de structure variable.</p>

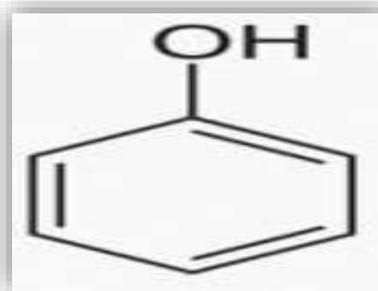


Figure 14.- Structure de noyau phénol (Mulinacci *et al.*, 2001).

I.16.- Définition des Polyphénols

Les polyphénols également connus sous le nom de « composés phénoliques » ou polyhydroxyphénols, sont une classe structurale de produits chimiques organiques principalement naturels mais également synthétiques ou semi-synthétiques, caractérisés par la présence de multiples unités structurales phénoliques. Le nombre et les caractéristiques de ces structures de phénol sont à la base des propriétés physiques, chimiques et biologiques uniques (métaboliques, toxiques, thérapeutiques, etc.) de certains membres de la classe. (Hennebelle *et al.*, 2004)

Les polyphénols sont le plus grand group de composés phytochimique. Ils sont largement répartis dans le règne végétal et participent à leur métabolisme secondaire, avec plus de 8 000 structures phénoliques actuellement connus, allant de simples molécules telles que des acides phénoliques à des substances hautement polymérisés comme les tanins. On peut considérer ces métabolites secondaires comme une catégorie de composant essentiel d'une manière indirect à la survie et au bon fonctionnement de la plante. Ces composés phénoliques sont impliqués dans de nombreux processus physiologiques comme la croissance cellulaire, la rhizogenèse, la germination des grains ou la maturation des fruits

Les polyphénols sont des antioxydants puissant qui complètent et ajoutent aux fonctions des vitamines l'effet antioxydante ainsi qu'aux enzymes et cela en améliorant la défense de ceux-ci contre le stress oxydatif cause par l'excès d'espèces réactives de l'oxygène. (Tsao, 2010).

Ils participent aussi aux réactions de défense face à différents stress biotiques (agents pathogènes, blessures, symbiose) ou abiotiques (lumière, rayonnements UV, faible

température, carences). Ces composés contribuent à la qualité organoleptique des aliments Issus des végétaux (couleur, astringence, arôme, amertume) .Les polyphénols sont présents de façon ubiquitaire au sein des végétaux : les racines, les tiges, les feuilles et les fleurs. (Middleton, et al., 2000).

Tableau 07.- les composés phénoliques des eaux de lavage des huiles et leurs activités biologiques (Mendil et Sebai, 2006)

Composé phénolique	Activité biologique
Hydroxytyrosol	Activité Antioxydant
	Activité Cardioprotective
	Activité Antimicrobienne et antivirale
	Activité Anti-inflammatoire
	Activité Fongicide
Tyrosol	Activité Antioxydant
	Activité Anti-inflammatoire
	Activité Cardio-protectrice
	Activité Neuroprotectrice
Oleuropéine	Activité Antioxydant
	Activité cardio-protectrice
	Activité Neuroprotectrice
	Activité Antiproliférative
	Activité Anti-hypertensive
	Activité Antimicrobienne et antivirale
Oleuropéine aglycone	Activité Antioxydant
	Activité Neuroprotectrice
	Activité Cytoprotectrice
	Activité Anti-inflammatoire

Tableau 08.- Présente un exemple de composition physicochimique Des eaux de lavage des l'huiles utilisés par (Mekki *et al.* 2008).

Paramètres	PH	Densité	Conductivité électrique (mS.cm-1)	Humidité (%)	DCO (g.L-1)	Matière Organiques (%)	Phénols (g.L-1)	MM
Margine	5,0	1,04	10,50	94,00	120,00	92,42	3,07	15,80

Chapitre II.-
Toxicité et activité hémolytique



II.1.- Généralités sur la toxicité

Toute substance biologiquement active est susceptible, à fortes ou à faibles doses et pour une administration prolongée de produire des effets indésirables, voire nocifs. C'est le cas particulier des produits végétaux riches en métabolites secondaires. Leurs propriétés principales sont antifongiques et antimycosiques, anti-inflammatoires. Les composés chimiques peuvent conférer à la plante des propriétés toxiques à fortes doses par voie générale, il apparaît indispensable de procéder à la détermination de leur pouvoir toxique pour une adaptation rationnelle de la thérapie traditionnelle surtout pour les modes d'administration et les précautions à observer en cas de non intégrité au niveau des muqueuses digestives (bouche, estomac, intestin, etc.). De même l'évaluation de la toxicité générale aiguë de l'extrait est primordiale pour situer les limites de tolérance de la plante pour toutes les expérimentations (**Ouedraogo et al., 2001**).

Une substance toxique est qualifiée comme un composé qui peut nuire à la santé des organismes vivants, en particulier à celle des êtres humains (**Glomot., 1986, Reichel et al., 2004**). L'effet d'un toxique dépend toujours de l'espèce et de la dose, selon leur origine, on distingue les toxiques synthétiques et les toxiques naturels (toxine) provenant des microorganismes, des animaux ou des plantes (**Reichel et al., 2004**).

L'évaluation de la toxicité s'appuie sur des études qualitatives (non mesurables) ou quantitatives (mesurables). Il existe plusieurs types d'études permettant d'évaluer les effets d'un toxique :

- Les études épidémiologiques, qui comparent plusieurs groupes d'individus,
- Les études expérimentales *in vivo*, qui utilisent des animaux (ex. : lapin, rat et souris) ; Certains organismes de réglementation préconisent l'utilisation d'au moins deux espèces animales, dont l'une appartenant aux rongeurs,
- Les études expérimentales *in vitro*, biochimiques ou cellulaires, les études théoriques par modélisation (exemple : structure-activité) (**Lapointe et al., 2004**).

Concernant ces différentes méthodes d'évaluation, l'OMS rappelle que les données *in vivo* sur les animaux sont plus indicatives de la toxicité et peuvent être considérées comme des marqueurs d'innocuité. (**MADI, 2018**).

II.2.- Toxicité des eaux de lavage des huiles

Les eaux de lavage des huiles sont dangereuses lorsqu'elles sont appliquées plusieurs fois, même des pollutions de l'air, sol, l'eau.

Les eaux de lavage des huiles étant des substances très actives, des composés organiques (polyphénol), elles sont potentiellement toxiques et doivent être utilisées avec vigilance, toujours sur la base de connaissances fiables et suffisantes. Les molécules aromatiques ne présentent pas toutes le même degré de toxicité.

Tableau 09.- Les acides phénoliques présents dans les margines (**Borja et al, 1995**).

Acides phénoliques

Acide caféique

Acide p-coumarique

Acide protocatéchique

Acide 4-hydroxyphénylacétique

Acide syringique

Acide p-hydroxybenzoïque

Acide vératric

Acide vanillique

II.3.- Effet biologique des composés phénoliques

Les composés polyphénoliques sont d'ailleurs de plus en plus utilisés en thérapeutique (**Crozier et al., 2010**). De nombreux travaux suggèrent que les polyphénols participent à la prévention des maladies cardio-vasculaires, les polyphénols agissent aussi en inhibant l'agrégation plaquettaire impliquée dans le phénomène de thrombose qui peut conduire à l'occlusion des artères (**Manach et al., 2005**).

Les polyphénols sont associés à de nombreux processus physiologiques dans la qualité alimentaire, impliqués lorsque la plante est soumise à des blessures mécaniques. La capacité d'une espèce végétale à résister à l'attaque des insectes et des microorganismes est souvent corrélée avec la teneur en composés phénoliques (**Bahorun, 1997**). Ces composés montrent des activités antioxydantes (**Gomez-Caravaca et al., 2006 ; Xiuzhen et al., 2010**), anticarcinogènes, anti-inflammatoires, antiathérogènes, anti-thrombotiques, analgésiques,

antibactériennes, antiviraux (**Babar Ali et al., 2007**), antiallergènes, vasodilatatrices (**Falleh et al., 2008 ; Hodgson et Croft, 2010**).

II.4.- Signes biologiques de l'hémolyse

Généralement, l'hémolyse provoque une augmentation du taux d'hémoglobine, du lactate déshydrogénase (LDH) et une diminution du taux d'haptoglobine et de l'hémoglobine glycosylé (Hbc). L'hémoglobine libérée est dégradée en bilirubine, non conjuguée Représentant 80% de la bilirubine totale, ou bien forme un complexe avec l'haptoglobine. Ce complexe est éliminé rapidement par le foie, ce qui entraîne des niveaux d'haptoglobine faibles (**Marchand et al., 1980**).

L'hémolyse est définie par une couleur rose-rouge détectable lorsque les taux plasmatiques d'hémoglobine dépassent la capacité de liaison à l'haptoglobine (0,3 g / L) et provoque une augmentation de fer dans les urines (**Wiltink et al., 1972**). Cette hémolyse est la cause de pathologies spécifiques telles que les maladies vasculaires aiguës et chroniques, l'inflammation, la thrombose et l'insuffisance rénale. Elle joue un rôle important dans la translocation de l'hémoglobine dans l'espace extravasculaire, les réactions oxydatives et la libération de l'hémine dans la signalisation moléculaire (**Dominik et al., 2013**).

II.5.- Hémolyse pathologique

Si la destruction des érythrocytes est un phénomène normal qui a lieu dans la rate lorsque les globules rouges sont en fin de vie, l'hémolyse anormale du sang peut avoir différentes causes. Il peut s'agir d'une pathologie qui aboutit à la destruction des globules rouges dans les vaisseaux sanguins, cas de certaines anémies, des accidents transfusionnels ou du paludisme. Des parasites sanguins, des infections bactériennes et virales, des agents chimiques, des plantes toxiques peuvent aussi entraîner une hémolyse. Par définition, l'hémolyse pathologique est la destruction précoce et exagérée des GR circulants sous l'effet d'un processus hémolytique qui peut être intrinsèque (Hémolyse corpusculaire) ou extrinsèque (Hémolyse extra-corpusculaire). Ce processus peut être congénital ou acquis. Elle affecte toujours un des constituants vitaux du globule rouge : membrane, enzyme, hémoglobine (Hb) (**Beaumont et Hergaux, 2005**). Elle peut être due à deux mécanismes principaux qui sont :

a- Soit une anomalie du globule rouge : hémolyses corpusculaires ou globulaires.

b- Soit à une agression extrinsèque des hématies : hémolyse extra-corpusculaires (**Aguilar et Martinez, 2007**).

II.6.- Définition de la DL50

La dose létale 50 (DL50) est la dose létale médiane représentant la valeur statistique de la dose d'une substance chimique qui provoque la mort de 50% des organismes d'une population donnée dans des conditions expérimentales définies (**Laigneau, 2000**). C'est étude qualitative et quantitative des phénomènes toxiques rencontrés après administration unique de la ou des substances actives contenues dans le médicament. Cette étude décrit les symptômes observés et fournit pour autant que cela soit possible indication de la dose létale 50 (DL50) (**Ruckebusch, 1981**). Cette dose sert souvent de point de départ des études de toxicité, car elle fournit un minimum de connaissances (**CSST, 2004**).

L'étude sur Des extraits phénoliques vis-à-vis les globules rouges humains de laboratoire doit porter sur un prélèvement sanguine.

Echelle de Hodge et sterner permet ainsi de classer les toxicités en fonction des DL50 orale mesurées chez l'humaines. Certains composés phénoliques des eaux de lavage des huiles possèdent elles peuvent présenter une toxicité à très forte dose (essentiellement les composés phénoliques). (**CSST, 2004**).

II.7.- Globules rouges

II.7.1.- Définition

Les globules rouges (GR), Hématies ou Erythrocytes sont les cellules les plus abondantes de la circulation sanguine. Ils ont pour fonction de transporter l'oxygène (O₂) des poumons vers les tissus, et d'évacuer le dioxyde de carbone (CO₂) en sens inverse. (**Guilaum, 2007**).

Leur production quotidienne est de 200.10⁹-par jour, et leur durée de vie est de 120 jours, au cours desquels ils effectuent un déplacement de près de 500 km dans la microcirculation. (**Guilaum, 2007**).

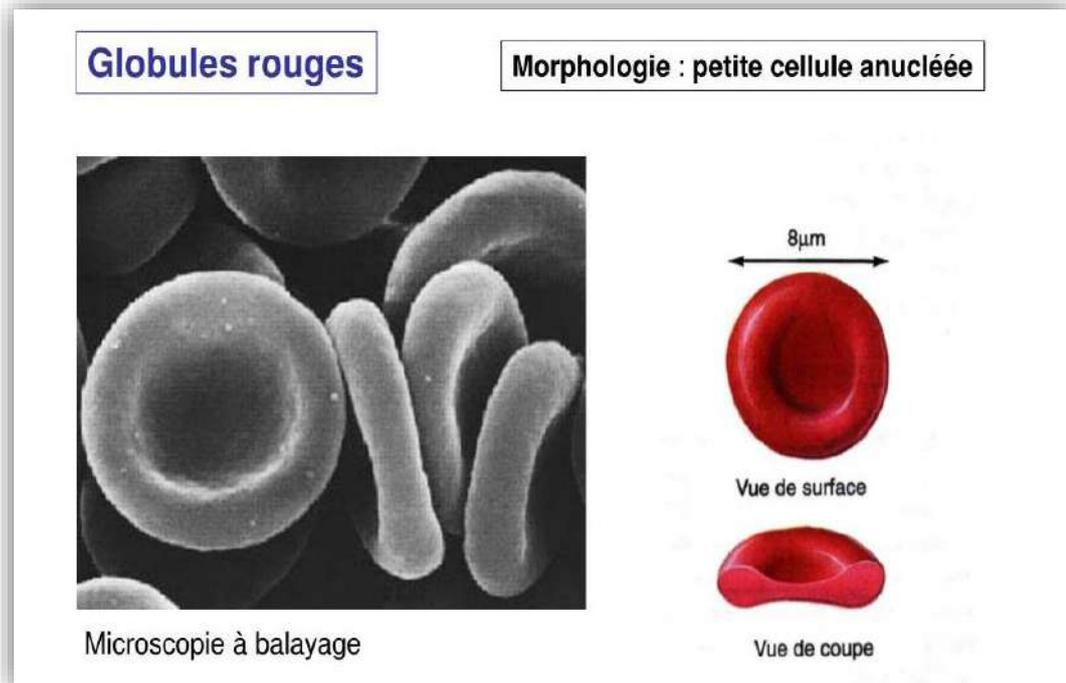


Figure 15.- Morphologie de globule rouge (Buffet, 2015).

II.7.2.- Membrane érythrocytaire

La membrane érythrocytaire est constituée d'une double couche lipidique dans laquelle s'insère nombre important de protéines r++éliées au cytosquelette sous membranaire

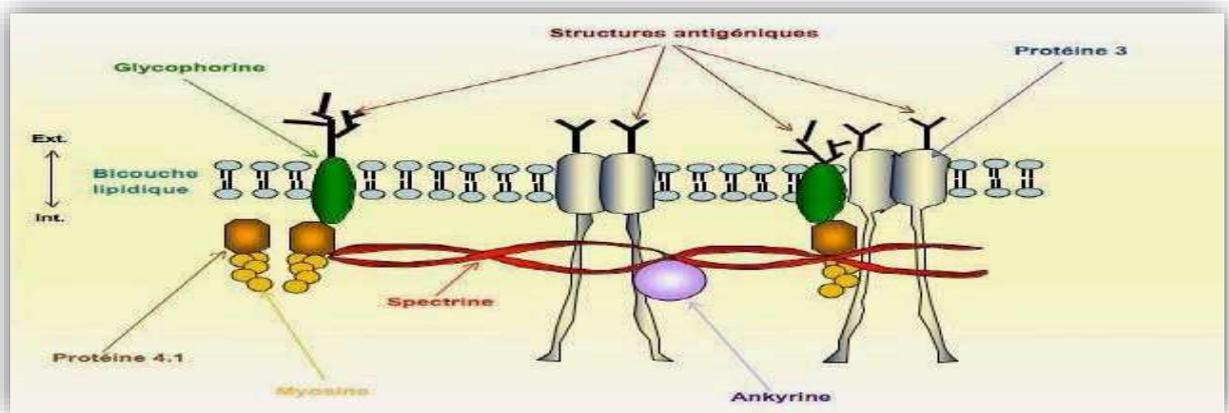


Figure16.- Schéma de La membrane érythrocytaire. (Web <https://www.toutsurlatransfusion.com/immuno-hematologie/globules-rouges/structure.php>,2020)

II.8.- Hémolysse

II.8.1.- Définition de l'hémolysse

L'hémolysse est un phénomène physiologique irréversible due à une libération des composants intracellulaires des érythrocytes notamment l'hémoglobine, suite à une perturbation de la membrane cellulaire après une durée de vie de 120 jours qui est un laps de temps normal (**Thomas, 2013**).

L'hémolysse est définie par une couleur rose-rouge détectable lorsque les taux plasmatiques d'hémoglobine dépassent la capacité de liaison à l'haptoglobine (0,3 g / L) et provoque une augmentation de fer dans les urines, cette hémolysse est la cause de pathologies spécifiques telles que les maladies vasculaires aiguës et chroniques, l'inflammation, la thrombose et l'insuffisance rénale. (**Wiltink et al., 1972**).

Elle joue un rôle important dans la translocation de l'hémoglobine dans l'espace extravasculaire, les réactions oxydatives et la libération de l'hème dans la signalisation moléculaire (**Dominik et al., 2013**).

II.9.- Test d'hémolysse ou de stabilité membranaire

Pour effectuer le test d'hémolysse ou de stabilité membranaire, une suspension de globules rouges est préparée. 10 ml du sang humain sont collectés et centrifugés à 3000 T/mn pendant 10 mn puis lavés trois fois avec un volume égal de solution saline normale. En fin, le volume de sang est mesuré puis dilué avec une solution saline normale à raison de 10% V/V (**Sadique et al., 1989 ; Saket et al., 2010**).

II.10.- Test anti-hémolytique

Le test anti hémolytique est effectué selon les étapes suivantes :

- Préparation des Globules rouges
- Effet sur l'hémolysse induite par le NaCl
- Effet sur l'hémolysse induite par la température

Effet sur l'hémolysse induite par H₂O₂ (**Sadique et al., 1989 ; Saket et al., 2010**).

Matériel et méthodes



I.1.- Principe d'étude

L'étude vise à déterminer les paramètres physico-chimiques de sous-produit d'oléicole « eau de lavage des huiles ». Les eaux de lavage des huiles sont considérées comme une source très riche en composés phénoliques, pour le raison (toxicité), évaluer in vitro quelques activités biologiques des extraits de polyphénol des margines par une recherche bibliographique qui a révélé le degré de la toxicité d'extrait sur l'humaines, les chercheurs ont proposé de les extraire. Il est, à cet effet, de très larges applications industrielles (pharmaceutique, cosmétique, alimentation, santé, cuisine). Par ce choix, on vise, d'une part d'expérience réalisée les analyses physico-chimique et des tests hémolytique, anti hémolytique des sous-produits d'oléicoles (eau de lavage des huiles) après une extraction de polyphénol (bio-activité).

Etude physico-chimique de sous-produit d'oléicole (eaux de lavage des huiles) : bio-activité qui s'articule autour de les étapes suivantes :

- ✓ Analyse physique-chimique «eaux de lavage des huiles pure »
Caractériser différents paramètres : acidité (pH), Matière sèche (MS), Matière minérale (MM), matières en suspension (MES), conductivité, Demande biochimique en oxygène (DBO), demande chimique en oxygène (DCO).
- ✓ Extraction des polyphénols «eaux de lavage des huiles filtré et délipidée avec l'acétate d'éthyle»
- ✓ Dosage de l'extrait polyphénolique issue de l'eau de lavage des huiles – Dosage de flavonoïdes – Dosage de tanins.
- ✓ Evaluation de l'activité hémolytique des eaux de lavage des huiles vis-à-vis les globules rouges humains par des tests :
 - Test hémolytique, test anti-hémolytique.

I.2.- Matériel d'étude

I.2.1.- Echantillonnage

Les eaux de lavage des huiles utilisées dans notre étude ont été obtenues à partir des olives de la variété Chemlal, située dans la région El-Oued au sud de l'Algérie, pendant la campagne oléicole 2020/2021. Pressées dans une huilerie par le processus d'extraction issus des unités de centrifugation à trois phases ont été prélevés le mois de Février 2021.

Notre choix s'est orienté vers d'une unité industrielle moderne. L'échantillon est transporté dans des flacons de 1.5 litres au laboratoire, puis ont été conservés à l'abri de la lumière à 4°C.

I.2.2- Appareillage Annexe (1)



Figure 17.- l'arbre de la variété étudiée Chemlal (Touami, 2015).

I.2.3- Situation géographique de la région d'étude (El OUED)

La région d'El-Oued est située au Nord-est du Sahara algérien (Bas-Sahara), aux Confins septentrionaux du Grand Erg Oriental, entre les parallèles : (33° et 34°) Nord, et (6° et 8°) Est. Se trouve à 70 mètre au niveau de la mer, Cette immense étendue sablonneuse se trouve, d'une part, à mi-chemin entre la mer méditerranée au Nord et la limite méridionale du Grand-Erg Oriental au Sud, et d'autre part, à égales distances entre le golfe de Gabès à l'Est et l'Atlas Saharien à l'Ouest. La zone est délimitée par :

- Les wilayas de Biskra, Khenchela et Tébessa, au Nord
- La frontière Algéro-Tunisienne à l'Est
- Les wilayas de Biskra, Djelfa et Ouargla, à l'Ouest
- La wilaya d'Ouargla au Sud. (Boulifa, 2012).



Figure 18. – Situation géographique de la région du Souf (Google earth 2014 +D.S.A., 2000 El oued) modifié

I.3.- Méthode d'étude

I.3.1.- Etude physico-chimique des eaux de lavage des huiles

L'analyse physico-chimique est basée sur l'étude des paramètres suivants : acidité (pH), Matière sèche (MS), Matières minérale (MM), matières en suspension (MES), conductivité, Demande biochimique en oxygène (DBO), demande chimique en oxygène (DCO)

I.3.1.1.- Mesure du pH

I.3.1.1.1.- Principe

Le pH donne une indication sur l'acidité ou l'alcalinité du milieu, il est déterminé à partir de la quantité d'ions d'hydrogènes libres (H) contenue dans l'eau de lavage (AFNOR, 1983).

I.3.1.1.2.- Mode opératoire Annexe (2)

I.3.1.2.- Matière sèche (MS) et d'humidité

I.3.1.2.1.- Principe

Elle est déterminée en calculant la différence entre le poids de l'échantillon humide et celui de l'échantillon séché (Tovar *et al.*, 2002).

I.3.1.2.2.- Mode opératoire Annexe (3)

I.3.1.3.- Matières minérale (MM) et organique (MO)

I.3.1.3.1.- Principe

La matière organique correspond à la différence entre le poids sec et les cendres (Correspondant à la MM) qui en résultent.

I.3.1.3.2.- Mode opératoire Annexe (4)

I.3.1.4.- Matière en suspension (MES)

I.3.1.4.1.- Principe

Elle est déterminée par filtration sur des filtres de porosité 0,45 µm de diamètre, soit Par centrifugation (2800 à 3200 g/15min).

I.3.1.4.2.- Mode opératoire Annexe (5)

I.3.1.5.- Détermination de la conductivité

I.3.1.5.1.- Principe

La conductivité est la capacité d'une solution à faire passer le courant électrique. Elle Est exprimée par micro siemens par centimètre (µS/cm) ou en millisiemens par centimètre (ms/cm) (Amiar et Zouaoui, 2016).

I.3.1.5.2.- Mode opératoire Annexe (6)

I.3.1.6.- Détermination de La demande biologique en oxygène (DBO5)

I.3.1.6.1.- Principe

La demande biochimique en oxygène (DBO) est mesurée par la consommation D'oxygène à 20°C à l'obscurité pendant 5 jours d'incubation d'un échantillon préalablement Ensemencé, temps nécessaire à l'oxydation biologique des matières organiques carbonées (Derouiche et Redjalmelah, 2019).

I.3.1.6.2.- Mode opératoire Annexe (7)

I.3.1.7.- Détermination de la demande chimique en oxygène (DCO)

I.3.1.7.1.- Principe

La DCO est la mesure de la quantité d'oxygène nécessaire pour la dégradation Chimique de toute la matière organique biodégradable ou non contenue dans une eau. Elle est Exprimée en gramme d'oxygène par litre d'échantillon. (**Derouiche et Redjalmelah, 2019**).

I.3.1.7.2.- Mode opératoire Annexe (8)

I.3.2.- Extraction des polyphénols des eaux de lavage des huiles

Parmi les méthodes de quantification des composés phénoliques, nous utilisons dans notre laboratoire préférentiellement un protocole utilisant le réactif de Folin-Ciocalteu. Il s'agit d'une méthode analytique biochimique nécessitant la prise d'échantillons, l'extraction des composés phénoliques à partir de ces échantillons puis d'une mesure spectrophotométrique des extraits. (**Scalbert *et al.*, 1989**).

I.3.2.1.- Principe

L'extraction des polyphénols généralement au moyen des solvants appropriés tels que le méthanol, à partir d'un liquide tel que le plasma, les eaux usées, les margines. C'est dernières subissent une délipidation préalable, pour éliminer la totalité des lipides et faciliter l'extraction.

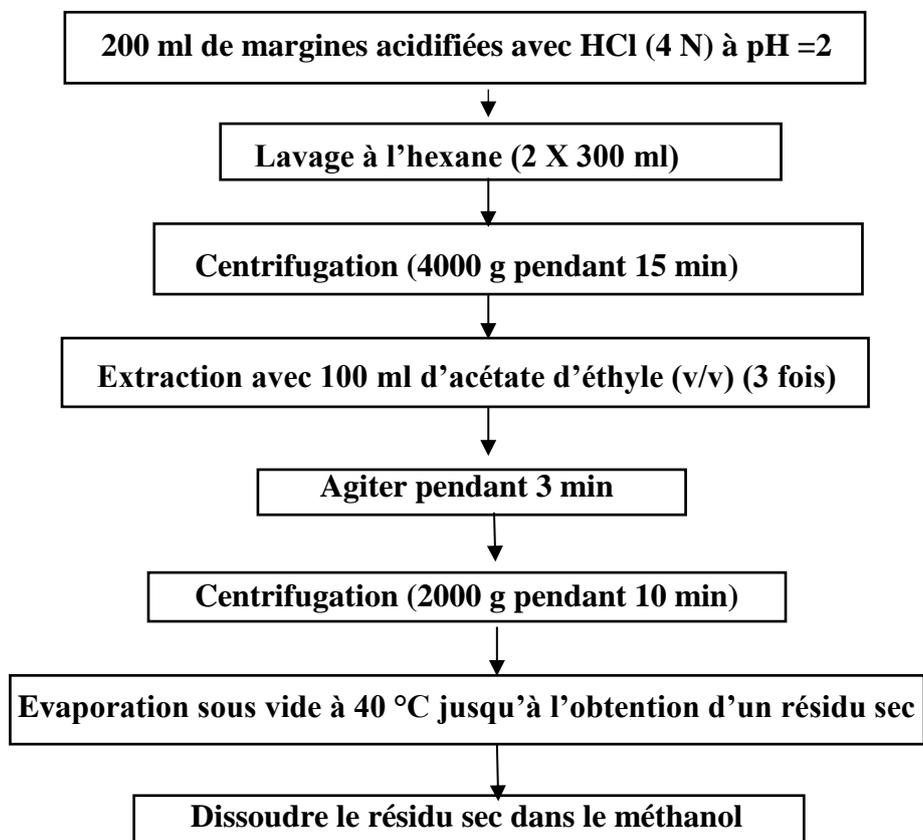
L'efficacité de l'extraction au solvant et influencée par la nature du solvant, le PH du milieu d'extraction qui détermine le degré de solubilité des substances solubles, la température (21°C), le nombre d'extraction et le volume de solvant utilisé ainsi que la taille et la forme des particules.

Les différents types d'extraction des composé phénoliques à partir des margines et de l'huile d'olive sont :

- Extraction liquide-liquide (LEL) au solvant, généralement l'acétate d'éthyle.
- Extraction phase-solide (SPE) : c'est une technique pour fractionner /purifier ou encore pour pré-concentrer des composés présents dans des matrices liquides. Se fait généralement par élution avec un solvant approprié sur cartouche C18, C8.

Tableau.01.- Produits et matériels de l'extraction.

Produits :	Matériels :
HCL	Passoire
Hexane	Papier filtre
Acétate D'éthyle	Centrifugation
Sulfate de sodium	Becher - Balance
Méthanol	flacons - Rota vapeur

I.3.2.2.- Mode opératoire Annexe (9)**Figure 19.-** Etapes d'extraction de polyphénol. (MBOURMAD, 2011).

I.3.3.- Dosage des composés phénoliques totaux (TCP)

I.3.3.1.- Principe

Le réactif de Folin-Ciocalteu est un acide de couleur jaune constitué d'un mélange de deux acides : acide phosphotungstique (H₃PW₁₂O₄₀) et acide phosphomolybdique (H₃PMo₁₂O₄₀). Il est réduit lors de l'oxydation des phénols pour former un complexe bleu stable d'oxydes de tungstène et de molybdène. La coloration produite, dont l'absorption maximum est au voisinage de 760 nm, est proportionnelle à la quantité des composés phénoliques présents dans les extraits végétaux. (Mbourmed, 2011).

I.3.3.2.- Mode opératoire Annexe(10)

I.3.4.- Dosage des flavonoïdes

I.3.4.1.- Principe

Le dosage des flavonoïdes totaux est basé sur un test colorimétrique utilisant le trichlorure d'aluminium AlCl₃ avec lequel ils forment des complexes acides stables soit avec le carbonyle (C=O) en position C-4, soit avec le groupe hydroxyle en C-3 ou C-5 des flavones et des flavonols. Par ailleurs, AlCl₃ peut également former des complexes acides labiles avec les groupements orthodihydroxyles éventuellement présents sur le noyau A et/ou B des flavonoïdes (Chang *et al.*, 2002).

I.3.4.2.- Mode opératoire Annexe (11)

1.3.5.- Dosage de tanins condense

Tanins condensés : Les tanins condensés sont déterminés par la méthode de la vanilline en milieu acide : Le réactif de vanilline a été préparé en mélangeant à volume égal : HCl à 8 % (v/v), le méthanol à 37 % (v/v) et 4 % de vanilline dans du méthanol (m/v). Le mélange a été maintenu à 30 °C avant le dosage. 200 µl de chaque extrait à analyser ont été ajoutés à 1 000 µl de réactif de vanilline ; le mélange a été agité puis incubé à l'obscurité à 30 °C pendant 20 min. L'absorbance est mesurée à 500 nm par un spectrophotomètre UV (Perkin Elmer) contre un blanc constitué d'un mélange de méthanol (37 %) et de HCl (8%) à volume égal. (MAHMOUDI, 2013).

1.3.5.1.- Principe

Cette méthode de détermination du taux des proanthocyanidines a été proposée par (Vermerris & Nicholson, 2008). La quantification des tanins condensés ou les proanthocyanidines est réalisée par deux méthodes.

1.3.5.2.- Mode opératoire Annexe (12)

I.3.6.- Evaluation de l'activité hémolytique

Cette méthode est basée sur l'aptitude des extraits phénolique des eaux de lavage des huiles pour des tests hémolyse vis-à-vis les globules rouges humains. A partir d'un prélèvement sanguin.

Réactifs utilisé

NaCl, KCl, K_2HPO_4 , Na_2PO_4 , EDTA, MgCl_2 , SDS.

Mode opératoire

I.3.6.1.- Préparation de la suspension érythrocytaire

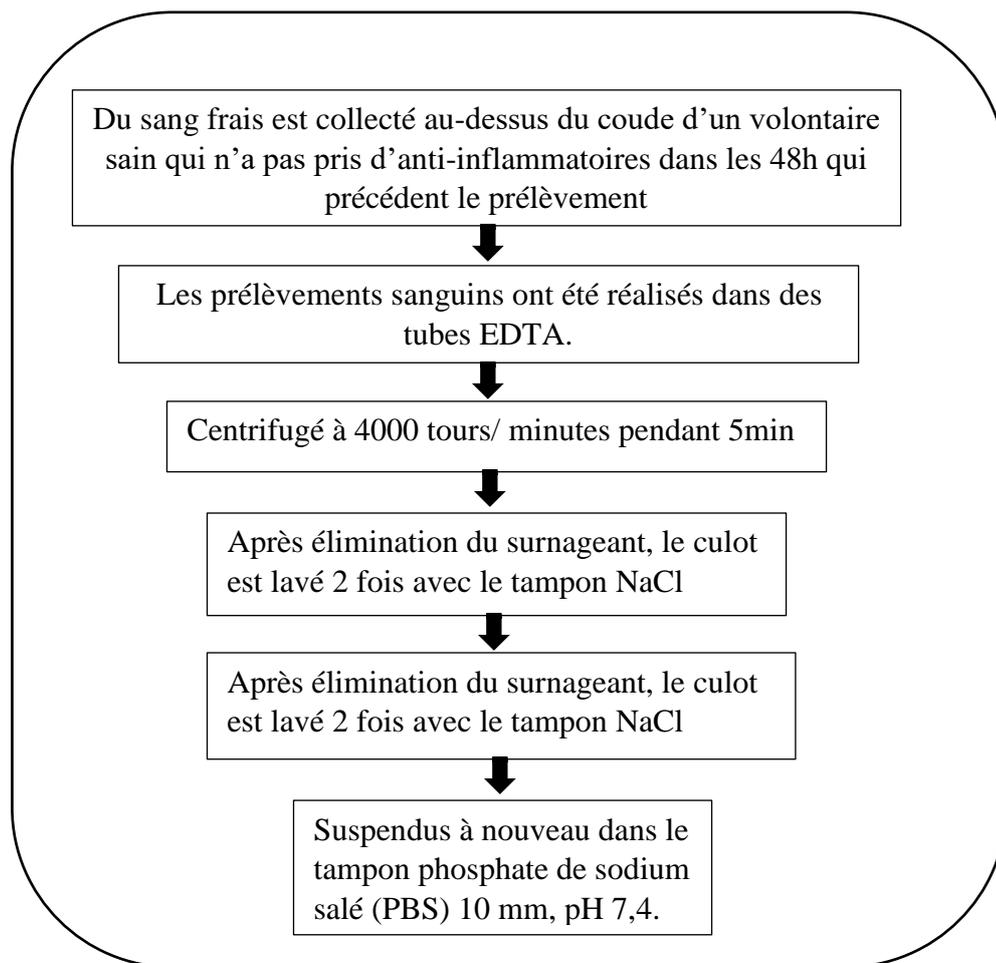


Figure.20.- Préparation de la suspension érythrocytaire (Govindappa, 2011).

I.3.6.2.- Mesure de la fuite de l'hémoglobine

Pour effectuer le test d'hémolyse ou de stabilité membranaire, une suspension de globules rouges est préparée.

- 10 ml du sang humain sont collectés et centrifugés à 3000 T/mn
- pendant 10 mn puis lavés trois fois avec un volume égal de solution saline normale.
- En fin, le volume de sang est mesuré puis dilué avec une solution saline normale à raison de 10% V/V (Sadique *et al.*, 1989 ; Saket *et al.*, 2010).
- Le mélange réactionnel est constitué de 1ml de l'extrait phénolique d'eau de lavage des huiles à tester et 1 ml de la suspension des globules rouges à 10%. Pour le contrôle, l'échantillon est remplacé par la solution saline normale.

➤ Les tubes du mélange réactionnel sont incubés à 56°C pendant 30 à minutes. A la fin de l'incubation, les tubes sont refroidis directement sous l'eau de robinet pour arrêter la réaction puis sont centrifugés à 2500 T/mn pendant 5min.

L'absorbance du surnageant est lue à 540 nm. L'expérience est réalisée trois fois pour tous les échantillons (Shide *et al.*, 1999 ; Saket *et al.*, 2010 ; Govindappa, 2011).

Le pourcentage d'hémolyse par rapport au contrôle positif (100% d'hémolyse) est déterminé selon l'équation suivante :

$$\% \text{ hémolytique} = \frac{\text{Densité optique (échantillon)} - \text{densité optique}}{\text{Densité optique (hémolyse totale)} \times 100}$$

I.3.6.3.- Evaluation de test anti-hémolytique

Le test anti hémolytique est effectué selon les étapes suivantes :

I.3.6.3.1.- Préparation des Globules rouges

- ✚ 5 ml de sang d'une personne saine sont recueillis dans des tubes (EDTA), puis centrifugés pendant 5 mn à 1000 T/mn.
- ✚ Le surnageant est éliminé et le culot est lavé trois fois avec du PBS (0,2 M, pH 7,4) puis remis en suspension dans une solution saline (4%).
- ✚ lavage consiste en une série de centrifugation à 1000 T/mn (5mn) et la suspension du culot dans le PBS. Après la dernière centrifugation
- ✚ 0.4 ml du culot est additionné à 9.6 ml de tampon phosphate salin (0,2M à un pH de 7,4) pour obtenir une solution érythrocytaire d'hématocrite à 4 % (Yang *et al.*, 2005).

I.3.6.3.2.- Effet sur l'hémolyse induite par le NaCl

- ✚ Un mélange de 1.8 ml de l'extrait phénolique est 200 µL de suspension érythrocytaire
- ✚ Ajoute 1,8ml de NaCl à différentes concentrations (1,8%, 0,9%, 0,75%, 0,5%) et la préparation est incubée à la température ambiante pendant 10mn
- ✚ Après centrifugation, l'absorbance du surnageant a été mesurée à 541nm (Lourrad *et al.*, 2016).

I.3.6.3.3.- Effet sur l'hémolyse induite par l'éthanol

- + 200 µL de de suspension érythrocytaire (10%) est traité par 1.8 de l'extrait.
- + Le mélange pré-incubé pendant 1mn à température ambiante est additionné de NaCl et d'éthanol à différentes concentrations déjà citées dans la partie du témoin positif de l'hémolyse. Ce protocole opératoire est achevé par une centrifugation et une lecture au spectrophotomètre à 540nm. (Salah, 2018).

I.3.6.3.4.- Effet sur l'hémolyse induite par la température

- + 500 µl de suspension érythrocytaire est traité par 4,5 ml d'extrait.
- + Le mélange est incubé pendant 1mn en présence de 4,5ml de NaCl à 9% puis incubé pendant 20min à différentes températures (30°C, 50°C, 60°C).
- + Après centrifugation à 3000T/mn pendant 5mn, l'absorbance du surnageant est mesurée à 540nm. (Salah, 2018).

I.3.6.3.5.- Effet sur l'hémolyse induite par H2O2

- + Ajouter à 500µl de l'extrait 2ml de suspension érythrocytaire (4%)
- + Incuber pendant 1mn à température ambiante.
- + Ajouter 2,5ml de tampon phosphate et 500µl de H2O2 (10V) (Salah, 2018).

Conclusion



Les eaux de lavage des huiles présent en grand quantité rejeté poussent des différentes pollutions d'environnement, à cause de sa richesse en composés phénoliques qui assurent différent activité biologique.

Ce travail présenté tous les concepts et relation dans l'aspect théorique lié à l'eau de lavage des huiles : ses propriétés physico-chimique, sa teneur en polyphénols et son activité hémolytique.

L'objectif comme la suite :

Déterminer les caractéristiques physico-chimiques des eaux de lavage des huiles d'olive.

Caractériser différents paramètres : acidité (pH), Matière sèche (MS), Matières minérale (MM), matières en suspension (MES), conductivité, Demande biochimique en oxygène (DBO), demande chimique en oxygène (DCO).

Extraction des polyphénols «eaux de lavage des huiles filtré et délipidee avec l'acétate d'éthyle»

Dosage de l'extrait polyphénolique issue de l'eau de lavage des huiles – Dosage de flavonoïdes – Dosage de tanins.

Evaluation de l'activité hémolytique des eaux de lavage des huiles vis-à-vis les globules rouges humains par des tests :

Préparation des Globules rouges

Effet sur l'hémolyse induite par le NaCl

Effet sur l'hémolyse induite par la température

Effet sur l'hémolyse induite par H₂O₂

Référence bibliographiques



Reference bibliographique

ABDESSEMED, S (2017). Contribution à la caractérisation et à l'identification des écotypes d'olivier *Olea europaea*. L dans la région des Aurès. Thèse Doctorat, Université de Batna 2.

ACHAT, S (2013). Polyphénol de l'alimentation : extraction pouvoir antioxydant et interaction avec des ions métalliques. THÈSE EN CO-TUTELLE Pour l'obtention du grade de DOCTEUR EN SCIENCES. Université d'AVIGNON ET DES PAYS DE VAUCLUSE Ecole Doctorale 536 – Avignon BEJAIA.

AFNOR (1983). Recueil de normes françaises : eau, méthodes d'essai, 2ème édition, Paris, France, 621p

AGGOUNE -ARHAB, M (2016). Caractérisation de la composition en microconstituants des margines issues de la production oléicole et utilisabilité comme complément dans la ration chez la vache laitière. Thèse Doctorat. Université Frères Mentouri CONSTANTINE.

Aguilar M., (2007). H2- Erythrocytes-MB7 : Hématologie H2 – Faculté de Médecine Montpellier- Nimes.

AHMIDOU O., HAMMADI C. (2007). Guide du producteur de l'huile d'olive. Projet de développement du petit entrepreneuriat agro-industriel dans les zones périurbaines et rurales des régions prioritaires avec un accent sur les femmes au Maroc. pp 13-18,26-27.

AISSAM. H. (2003). Etude de la biodégradation des effluents des huileries (margines) et leur valorisation par production de l'enzyme tannase. Thèse de doctorat à l'Université Sidi Mohamed Ben Abdellah.

Alloum D., (1974). L'oléiculture algérienne, l'olivier, Paris : CIHEAM, Options Méditerranéennes, 24, 45-48

AMIAR, F et ZOUAOUI, N (2016). Caractéristiques physico-chimiques des margines issues de deux systèmes d'extraction. Mémoire de Master, Université EDISUD.

Amouretti, M et Comet, G (2011). L'olivier éditions équinoxe, juin 2011. P-09.

Reference bibliographique

ARGEBSOON C. (2008). La culture de l'olivier dans le monde, ses productions, les tendances. *Le Nouvel Olivier*. 61: 8-11.

Argenson C., Reigis S., Jourdin J.M., et Vaysse P., (1999). L'olivier. Centre technique interprofessionnel des fruits et légumes, 204, 07-09

ATHAMENA, S (2009). ETUDE QUANTITATIVE DES FLAVONOÏDES DES GRAINES DE *Cuminum cyminum* ET LES FEUILLES DE *Rosmarinus officinalis* ET L'ÉVALUATION DE L'ACTIVITÉ BIOLOGIQUE. Mémoire de Magister, Université EL-HADJ LAKHDAR-BATNA.

BAHORUN, T. (1997). Substances naturelles actives la flore Mauricienne. Une source D'approvisionnement potentielle *Food and agricultural research Council Mauritius*, 83-94.

BATAICHE, I (2014). Recherche de nouvelles potentialités de *Yarrowia lipolytica*, isolé de différents milieux naturels pour des applications biologiques. Thèse de doctorat. Université CONSTANTINE 1.

BENRACHOU, N (2013). Etude des caractéristiques physicochimiques et de la composition biochimique d'huiles d'olive issues de trois cultivars de l'Est algérien. (Université Badji Mokhtar Annaba).

BERNOU, A et BOUCENDALA, M (2015). Essai de traitement des effluents d'huileries d'olives par l'adsorption et combinaison avec le procédé Fenton. Mémoire de master, Université A. M. OULHADJ – BOUIRA.

Bianchi G. (2003). Lipides and phénols in table olive. *Journal Lipide Science Technology*, 105,229-242

Borja R., Banks C.J., Alba J., A (1995). Simplified method for determination of kinetic parameters to describe the aerobic biodegradation of two important phenolic constituents of olive mill wastewater treatment by a heterogeneous microbial culture. *Environ. Sci. Health., A.*, 30 (3), 607-626

Reference bibliographique

BOUCHOUKA, E (2016). Extraction des polyphénols et étude des activités antioxydants et antibactérienne de quelques plantes Sahariennes. Thèse de Doctorat, UNIVERSITE BADJI MOKHTAR –ANNABA.

BOUDOUKHANA, H (2008). IMPACTS DES MARGINES SUR LES EAUX DE OUED BOUCHTATA (Wilaya de Skikda), Mémoire de Magister. Université du 20 Août 1955 SKIKDA.

BOUHADJRA, S (2011). Etude de l'effet des antioxydants naturels et de synthèse sur la stabilité oxydative de l'huile d'olive vierge, Mémoire de Magister, Université Mouloud Mammeri TIZI-OUZOU.

Boulifa, K. (2012). Synthèse hydrogéologique sur la region d'El-Oued Sahara nord oriental – Est Algérien ; Université Constantine 1.

BOULKROUNE, H (2016). L'oléiculture en petite Kabylie : améliorer la qualité de produit participe au développement durable de la filière. Thèse doctorat. Université Ferhat Abbas Sétif 1.

BUFFET, P (2015). Rétention et « pitting » splénique des globules rouges au cours du paludisme grave traité par dérivés de l'artémisinine. Thèse de doctorat de biologie UNIVERSITE PIERRE ET MARIE CURIE.

C.O.I. (2015). Norme commerciale applicable aux huiles d'olive et aux huiles de grignons d'olive. Conseil oléicole international. COI/T.15/NC n° 3/Rév. 8

Camps-Fabrer, H., 1953. olivier et l'huile dans l'Afrique romaine. *Imp. Officielle*, Université de Virginie, 95 p.

CAR/PP, (2000). Prévention de la pollution dans la Production d'huile d'olive. Centre d'Activités Régionales pour la Production Propre. Plan d'Action pour la Méditerranée, Barcelona, Espagne, 140 p.

Chalabi A. L'olivier et l'huile d'olive. <http://iquebec.ifrance.com/tasacora/huiledolive>.

Reference bibliographique

CHIKHI, C et NAZEF, M (2018). Traitement et valorisation des margines. Mémoire de Master. Université Mouloude Hammeri TIZI-OUZOU.

Chimi, H., Ouaouich, A., (2007). Guide du producteur de l'huile d'olive, Préparé dans le cadre du projet de développement au Maroc. ONUDI, Austria, Vienne, 35 p.

CHOUCHANE, A., (2010). Etude expérimentale et théorique de procédés de valorisation de sous-produits oléicoles par voies thermique et physico-chimique. Thèse pour l'obtenir de grade de docteur. University de Haute-Alsage.

COI, (2006). Le monde oléicole, L'olivier, Conseil Oléicole International, p1.

COI, (2007). Techniques de production en oléiculture. Conseil oléicole international, Madrid, Espagne, 346 p.

COI, (2015). Marché oléicole. Edition du conseil oléicole international N°92.1-6 p.

Conseil Oléicole International. (COI, 2017). NEWSLETTER – MARCHÉ OLÉICOLE N° 119 – Septembre 2017

Courboulex, M., 2009. Les oliviers. *Éd. Rustica*, Paris, France, 119 p.

CROZIER, A, DEL RIO, D et CHIFFORD, M.N (2010). Bioavailability of dietary flavonoides phenolic compounds. *Molecular Aspects of Medicine*, 31,446-467.

CSST (Commission de la santé et de la sécurité du travail du Québec); 2004. Notions de toxicologie. Bibliothèque nationale du Québec ; 2ème édition

DeFronzo, R. A., Fleck, P. R., Wilson, C. A., & Mekki, Q. (2008). Efficacy and safety of the dipeptidyl peptidase-4 inhibitor alogliptin in patients with type 2 diabetes and inadequate glycemic control: a randomized, double-blind, placebo-controlled study. *Diabetes care*, 31(12), 2315-2317.

Reference bibliographique

DERMERCHE, S. NADOUR, M. LARROCHE, C. MOULTI-MATTI, F. MICHAUD, P. (2013).Olive mill wastes: Biochemical characterizations and valorization strategies .Process Biochemistry, 48, 1532–1552

DESJARDINS, R, (1990).le traitement des eaux 2nd Montreal, presses internationales.

Di Giovacchino, L. (1989). Olive Processing Systems. Separation of the Oil from the Must. *Olivae*; 26:21-29.

DSA, (2016). Annuaire Statistique de la wilaya d'El-Oued. Campagne agricole 2015/2016.

Canevas No : A. SERIE (A+B+E) Volet (1+2). Service Statistique et Compte Economique. Direction des Services Agricoles de la Wilaya d'El-Oued, Ministere de l'Agriculture et du développement Rural, 12 p.

EL-HACHEMI, A (2008) Valorisation du Grignon d'olive dans l'alimentation du poulet de chair : effets sur les performances de croissance et sur le dépôt des acides gras dans les muscles de la cuisse et du filet. Thèse de doctorat, Université D'ORAN Es-Sénia

ENNAJEH M., (2012). L'olivier (*Olea europaea* L.) et la sécheresse : comportement écophysioologique et mécanismes d'adaptation. Edition presse académique francophone .p 13-14, 16-17

Esmail, A, Abed, H, Firdaous, M , Chahboun, N , Mennane, Z , El Hassan Berny, E , Ouhssine, M (2013). Étude physico-chimique et microbiologique des margines de trois régions du Maroc (Ouazzane, Fès Boulman et Béni Mellal) [Physico-chemical and microbiological study of oil mill wastewater (OMW) from three different regions of Morocco (Ouazzane, Fès Boulman and Béni Mellal)] P 122.

Gharby, S, Harhar, H , Bouzoubaa, Z , Roudani, R , Chafchaoui, I , Kartah, B , Charrouf, Z (2013) Effet des Polyphénols extraits des margines sur la stabilité de l'huile de tournesol (Effect of Polyphenols extracts from margins on the stability of sunflower oil). P 432-435

Glomot, R. (1986). Etude toxicologique in vivo, dans Derache R. (1986). Toxicologie et sécurité des aliments. Ed : Lavoisier, p. 08

Reference bibliographique

Govindappa M., Sadnamda T., Channabasava R and Vinay B., Raghavendra. 2011. In vitro anti-inflammatory, lipoxygenase, xanthine oxidase and acetylcholinesterase inhibitory activity of *tecoma stans* (L) juss. Ex kunth. Vol 2 : pp: 277, 279.

GUEHAM, S et HARIKECHE, S (2019). Vérification d'un système de traitement des margines, Mémoire de Master. Université de JIJEL.

Guignard J.L., Dupont F., (2004). *Botanique les familles des plantes*, Editions Masson, Paris, France. P 336

GUISSOUS, M (2019). La filière oléicole en petite Kabylie: quelles innovations pour un développement durable? These Doctorat, Université Ferhat Abbas Sétif 1.

HADDOU, D (2017). L'infestation de la Teigne de l'olivier dans quelques vergers. Memoire de Master, Université de TLEMCEM.

HADJ MOUSSA, A (2012). Contribution à l'étude in vitro de l'effet des extraits de feuilles de *Retama raetam* sur l'activité de l' α -amylase. Mémoire de fin d'étude pour l'obtention du Diplôme d'Etude Supérieure en Biologie, option. Université Abou Bekr Balkaïde.

HALAH, A (2003). Etude de la biodégradation des effluents des huileries (margines) et leur valorisation par production de l'enzyme tannase. Thèse de Doctorat, Université SIDI MOHAMED BEN ABDELLAH.

HANNACHI H., M'SALLEM M., BENALHADJ S. et EL-GAZZAH M., (2007) Influence du site géographique sur les potentialités agronomiques et technologiques de l'olivier (*Olea europaea*) en Tunisie. *C.R. Biologies* 330, p 135-142.

Hennebelle, T., Sahpaz, S., & Bailleul, F. (2004). Polyphénols végétaux, sources, utilisations et potentiel dans la lutte contre le stress oxydatif. *Phytothérapie*, 2(1), 3-6.

IBOUKHOULEF- BEKDA, H (2014). Traitement des margines des huileries d'olive par les procédés d'oxydation avancée basés sur le système Fenton-like (H₂O₂/Cu), Thèse de doctorat à l'université Mouloud MAMMERI Tizi Ouzou.

Reference bibliographique

IDDIR, A. (2020). Etude comparative du comportement des huiles d'olive durant leur stockage. Influence du climat, l'altitude et la date de récolte. Thèse doctorat, université Abdelhamid Ibn Badis MOSTAGANEM.

ITAF, (2012). La culture de l'olivier. Tessala El Merdja-Birtouta - Alger. p 27.

ITAFV, (2004). La culture de l'olivier. Institut Technique de l'Arboriculture Fruitière et de la Vigne. Ministre de l'Agriculture, du Développement Rural et de la Pêche, Algérie, 38 p.

Karumi, Y; Onyeyili, P.A; Ogugb uaja, V.O; (2004). Identification of active principales of balsamina (Balsam apple) leaf extract. J. Med. Scien. 4: 179-182.

Khaled R., (2013). Caractérisation physico-chimique et organoleptique des huiles d'olive vierges provenant de différentes, variétés algériennes, Master 2 en sciences agronomiques, p2, Université Saad Dahleb de BLIDA

Khodja, I. (2011) Valorisation des sous-produits de l'activité oléicole; République Algérienne démocratique et populaire, Ministère de l'aménagement du territoire et de l'environnement centre National des Technologies de Production plus Propre (CNTPP); p8

Konig, M., Seholz, E., Hartmann, R., Lehmann, W., Rimpler, H. (1994). Ellagitannins and complex tannins from *Quercus patroae* bark. Journal of Natural Product, 57, 1411-15

Labdaoui, D. (2017). Impact socio-économique et environnemental du modèle d'extraction des huiles d'olives à deux phases et possibilités de sa diffusion dans la région de Bouira (Algérie). Thèse De Doctorat En Sciences De L'université Abdelhamid Ibn Badis de Mostaganem. Algérie.

Laigneau J , (2000). Mort annoncée du pire des tests.

Lapointe, N., St-Hilaire, M., Martinoli, M. G., Blanchet, J., Gould, P., Rouillard, C., Cicchetti, F. (2004). Rotenone induces non-specific central nervous system and systemic toxicity. The FASEB journal, 18(6), 717-719.

Reference bibliographique

LARID, I. et Elaichi, K. (2019). Etude de profil chimique des polyphénols extraits à partir des margines : Essais de biodégradation et biotransformation avec lamicroflore indigène et sélectionnée, Mémoire de Master, Université BLIDA 1.

LEULMI, N (2011). La valorisation nutritionnelle des margines et de leur impact sur la réduction de la méthanogènes ruminale chez l'ovine, Mémoire de Magister. Université Mentouri CONSTANTINE.

Louillard, Y., Haddi, R., and Harche, M.K. (2016). Etude de la peroxydation lipidique chez une plante médicinale *Haloxylon scoparium* POMEL. *Journal of Bioresources Valorization* 1,28.

M'SADAK, Y. MAKHLOUF, M. EL AMROUNI, S. (2015), Evaluation qualitative et possibilité de valorisation biologique de la biomasse oléicole reprise dans le Sahel Tunisien. *Journal of new sciences*, 18, 4, 670.

MADI, A. (2018) Caractérisation phytochimique et évaluation des activités biologiques de *Cleome arabica*. These doctorat. UNIVERSITE DES FRERES MENTOURI. CONSTANTINE 1.

MAHMOUDI, S (2013). Etude de l'extraction des composés phénoliques de différentes parties de la fleur d'artichaut (*Cynara scolymus* L.).

MANACH, C., MAZUR, A. et SCALBERT, A. (2005). Polyphenols and prevention of cardiovascular diseases. *Current opinion in lipidology*.

Marchand, A., Galen, R. S., & Van Lente, F. (1980). The predictive value of serum haptoglobin in hemolytic disease. *Jama*, 243(19), 1909-1911.

Maymone B., A. Battaglini, M. (1961). Tiberio, Ricerche sul valore nutritivo della sansa diolive. *Alimentazione Animale*. 5, 219-250.

MBOURMAD, S (2011). Extraction des polyphénols a partir des margines et valorisation en tant qu'antioxydant naturelle dans les huiles végétales. Mémoire de Magister. Ecole National supérieure agronomique el Harrach- ALGER.

Reference bibliographique

MEDJAHDI, N., (2016). Evaluation du compostage des sous-produits d'huile d'olive sur le rendement de quelque espèces a intérêt agroalimentaire. Thèse doctorat. Université Mohamed Boudiaf ORAN.

Mendil M. (2009). L'oléiculture : Expériences algériennes. Filaha Innove, 1111, 4762, p 06.

Mendil, M., Sebai, A., (2006). Catalogue des Variétés Algériennes de l'Olivier. ITAFV Alger, Ministère de l'agriculture et du développement rural, Algérie, 98 p

Milala, J., Grzelak, K., Król, B., Juskiewicz, J., & Zdunczyk, Z. (2009). Composition and properties of chicory extracts rich in fructans and polyphénols. *Polish Journal of Food and Nutrition Sciences*, 59(1).

Mordret, F., (1999). Conférence Chevreul: évolution des critères de qualité des huiles d'olive vierges: perspectives. OCL. Oléagineux, corps gras, lipides, Pp. 69-76. Chimi, H., (2006). Bulletin mensuel d'information et de liaison de PNTTA: Maroc, 4 p.

MOURIDA A., (2014). Contribution a l'étude des maladies cryptogomiques d'olive dans HENNAYA- TLEMCEN.

MUANDA, F (2010). IDENTIFICATION DE POLYPHENOLS, EVALUATION DE LEUR ACTIVITE ANTIOXYDANTE ET ETUDE DE LEURS PROPRIETES BIOLOGIQUES, THESE Présentée en vue de l'obtention du grade de Docteur de l'Université Paul Verlaine-Metz.

NADOUR, M (2015). Extraction, caractérisation des polysaccharides et des poly phénols issus des sous-produits oléicoles. Valorisation des polysaccharides à visée alimentaire. Thèse de Doctorat, Université Mouloud Mammeri de TIZI-OUZOU.

Nefzaoui, A. (1987). Contribution à la rentabilité de l'oléiculture par la valorisation optimale des sous-produits, OLIVAE IV Tunisie.

Niaounakis. M., Halvadakis. C.P, (2006).Olive processing waste management (Literature Review and Patent Survey), ELSEVIER.

Reference bibliographique

OGBI BEN HADOUICHE, F et SIAD, H (2017). Criblage phytochimique et évaluation de l'activité antibactérienne des alcaloïdes et polyphénols de deux plantes médicinales (famille de Boraginaceae), Mémoire de master. Université Akli Mohamed- BOUIRA.

Oudina, M et Baziz, A., (2017). Etude des caractéristiques physico-chimiques et biochimiques de trois échantillons d'huiles d'olives Algérien. Mémoire de master, l'Université Frères Mentouri CONSTANTINE 1

Ouedraogo, y., Nacoui, MA., Guissou, I.P., Guede, Gulna F. (2001). Evaluation in vivo et in vitro de la toxicité des extraits aqueux d'écorces de tige et de racines de *Mitragyna inermis* (wilid).o.ktz (rubiaceae). Pharmacopée et médecine traditionnelle Africaine, 11, 13-29.

Pinelli P et Romani A., (2003). Minor polar compound and fatty acid analyses in monocultivar virgin olive oils from Tuscany. Food Chemistry, 80: 331-336.

Rallo, L., Barranco, D., (1982). Autochthonous olive cultivars in Andalusia. *Fruit Breeding, XXI IHC 140*, Pp. 169-179.

Rayan, D Robards, K (1998). Phenolic compound in olive, *Analyst*, 123, 31-44.

Reichel, J., Benecke, N., Eckert, K.G., Erber, B., Golly, I.C., Kreppel, H., Liebel, B., Mukte, H., Szinicz, L., Zilker, T. (2004). Guide pratique de toxicologie. Ed: De Boeck, 04.

REJEB, I (2007). Etude de l'effet de F irradiation sur les polyphénols du curcumin. Projet de Fin d'Etude pour Diplôme National d'Ingénieur. Université du 7 novembre à Carthage.

SAAD, D (2009). Etude des enomycorhizes de la variété Sigoise d'olivier (*olea europea L.*) et essai de leur application à des boutures semi-ligneuses. Mémoire de Magister, Université D'ORAN.

Salah H.K, (2018),valoriation de l'ortie (*urtica dioica L*) phytochimique ,activité antibacterienne,activité anti hémolytique.

Reference bibliographique

Scalbert, A., Monties, B., & Janin, G. (1989). Tannins in wood: comparison of different estimation methods. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 37(5), 1324-1329.

SELKA, S et TCHOUAR, A (2014). Contribution à l'étude physico-chimique et organoleptique de deux huiles d'olive d'extraction traditionnelle

STEPHANIE, H (1972). L'huile d'olive, son intérêt nutritionnel, ses utilisations en pharmacie et en cosmétique. Thèse de Doctorat. Université Henri Poincaré-NANCY.

TALBI, M (2015). Dosages des poly phénols de la plante d'artemisia compestris.L par chromatographie HPLC. Mise en évidence de l'activité biologique. Mémoire de Magister, Université Ahmed benbella ORAN.

Thomas, L. (2013). Haemolysis as influence and interference factor. eJIFCC vol 13 no 4.

TOUATI, L. (2013). Valorisation de Grignons d'olive étude de cas : essai de valorisation en Biocarburant. Mémoire de Magister. Université M'hamed bougara BOUMERDAS.

Tovar J. Romo P. Girona J. et Motilva M., (2002). L-Phenylalanine ammonia-lyase activity and concentration of phenolics in developing olive (*Olea europaea* L cv Arbequina) fruit grown under different irrigation regimes, *Journal of the science of Food and Agriculture*. 82,892-898
Tsao, R. (2010). Chemistry and biochemistry of dietary polyphenols. *Nutrients*, 2(12), 1231-1246.

VILLA P. (2003). La culture de l'olivier. DE.vitthi. pp 95.

Villa. P, (2006). La culture de l'olivier, Edition De Vecchi, ,143 pages.

Walali, L.D., Skiredj, A., Elattir, H., (2003). Bulletin mensuel d'information et de liaison *du PNTTA n°105 (MADER/ DERD), Rabat, Maroc*: 4

Wiltink, W., Van Eijk, H., Bobeck-Rutsaert, M., Gerbrandy, J., & Leijnse, B. (1972). Urinary iron excretion in nephrotic syndrome. *Acta haematologica*, 47(5), 269-276.

Reference bibliographique

Zaghari, M., (2018). The environmental impact of olive mill wastewater in ousefrou river : physicochemical characterizations and évaluation by gas chromatography coupled with mass spectrometry (GC-MS). American Journal of Innovative Research and Applied Sciences. ISSN 2429-5396 I www.american-jiras.com. Université Sidi Mohammed Ben Abdellah, MAROC

ZAIER, H; CHMINGUI, W; RAJHI, H; BOUZIDI, B; ROUSSOS, S; RHOUMA , A.(2017). Physico-chemical and microbiological characterizations of olive mill wastewater (OMW) of different regions of Tunisia (North, Sahel, South), JNSciences.

I.1- Appareillage Annexe (1)

- Appareil à distillation
- Centrifugeuse
- Conductimètre
- Dessiccateur
- DBO-mètre
- Etuve
- Four à moufle
- Four DCO
- pH Mètre
- Rota vaper
- Spectrophotométrie

I.2.- Mode opératoire Annexe (2)

- ✚ Après étalonnage du pH mètre,
- ✚ l'électrode de mesure est plongée dans un bécher contenant un volume de 100 ml (Marg)
- ✚ Bien homogénéisée et le pH indiqué est noté. (**Henry, 2003**).

I.3.- Mode opératoire Annexe (3)

La matière sèche est constituée par l'ensemble des substances organiques et inorganiques, En solution ou en suspension, contenues dans les margines. La MS est déterminée par la :

- ✚ Pesée d'un échantillon de Margines avant et après évaporation à 105°C pendant 24 heures.
- ✚ Elle est exprimé en g/100 g de Poids frais (**Tovar, 2002**)
((L'analyse est effectuée en triple))

$$\text{Humidité (\%)} = (P - P_s) / (P - P_o)$$

$$\text{MS (\%)} = 100 - \text{Humidité (\%)}$$

P : poids du creuset + échantillon avant séchage.

P_s : poids du creuset + échantillon après séchage.

P_o : poids du creuset vide.

I.4.- Mode opératoire Annexe (4)

- Les eaux de lavage des huiles sèches ont été incinérées à 550°C jusqu'à une masse constante dans un four à Moufle.
- La matière organique correspond à la différence entre le Poids sec et les Cendres (correspondant à la MM) qui en résultent. (**HENRY, 2003**).

$$(\%) \text{ cendre totale} = M \text{ cendre} \times 100/M \text{ (prise d'essai)}$$

I.5.- Mode opératoire matière en suspension (MES) Annexe (5)

Concernant les eaux de lavage des huiles filtrés ; la teneur en matière en suspension Est déterminée par différence de poids avant et après la filtration et séchage à l'étuve à 105°C pendant 24h.selon (**Rodier, 1996**).

$$\text{MES} = \text{PF} - \text{PS} / \text{PF}$$

MES : Teneur en matière en suspension

PS : Poids de l'eau de lavage des huiles séché

PF : Poids de l'eau de lavage des huiles filtré

- Après centrifugation de 100 ml des eaux de lavage des huiles à une vitesse de 3200 g/15 min,
- le liquide surnageant est séparé par aspiration à l'aide d'une pipette en verre sans Perturbation du dépôt,
- Puis le culot déposé au fond du tube à centrifuger est transvasé dans Une capsule en porcelaine préalablement séchée et pesée.
- Le tube à centrifuger est aussi rincé à l'eau distillée et les eaux de lavage des huiles sont recueillies avec le culot dans la capsule
- Sécher a l'étuve à 105 °C jusqu'à obtention d'une masse constante. Après refroidissement Au dessiccateur, la capsule est à nouveau pesée.

Les opérations de séchage sont recommencées, refroidissement et pesées jusqu'à Stabilisation entre deux pesées successives (**Rodier, 1996**).

La teneur en MES est calculée par la formule suivante :

$$[\text{MES}] \text{ (g/l)} = (\text{M1}-\text{M0})1000/\text{VE}$$

M0 : Masse de la capsule vide (g).

M1 : Masse de la capsule pleine après dessiccation à 105 °C (g).

VE : Volume de l'eau de lavage des huiles (ml).

I.6.- Mode opératoire Annexe (6)

✚ Après étalonnage du conductimètre, la sonde est plongée dans un bécher contenant 100ml de l'eau de lavage des huiles bien homogénéisées.

✚ La valeur donné par le conductimètre correspond à la Conductivité des Margines en prenant en considération la température à laquelle la mesure a été faite, elle est exprimé en ms/cm. (Amiar et Zouaoui, 2016).

I.7.- Mode opératoire Annexe (7)

La mesure de la DBO5 de notre échantillon a été faite par une méthode Respirométrique à l'aide d'un DBO-mètre.

- ✚ On prélève un volume de 2,5ml des eaux de lavage des huiles (filtrée ou centrifugée),
- ✚ Dilué 100 fois avec de l'eau distillée. Au début,
- ✚ on corrige le pH de chaque échantillon dans un intervalle de 6,5 et 7,5 par l'ajout de NaoH.
- ✚ On introduit chaque échantillon dans une bouteille de DBO5-mètre.
- ✚ Après on règle la charge des bouchons à 250mg d'O2/l correspondante au volume introduit (250ml).

La dépression due à la consommation d'oxygène et l'adsorption du gaz carbonique par La potasse est mesurée à l'aide du manomètre à mercure. Les valeurs de la DBO5 sont Exprimées comme suit :

$$\text{DBO5 (mg d'O2/l)} = \text{valeurs lues} \times \text{facteur dilution}$$

Les résultats sont exprimés en mg d'O2/l.

I.8.- Mode opératoire Annexe (8)

La détermination de la DCO est effectuée par la méthode de dichromate de potassium Le principe de cette méthode est basé sur une oxydation des matières réductrices par un

- ✚ excès de dichromate de potassium en milieu acide (H₂SO₄), en présence du sulfate d'argent comme catalyseur, du sulfate de mercure comme complexant des chlorures.
- ✚ La DCO est évaluée par une prise d'essai de 2 mL de l'eau de lavage des huiles diluées 100 fois qu'on mettra dans un tube DCO contenant les solutions citées auparavant.
L'ensemble est mis dans un four DCO (MERCK TR 320) à 150°C pendant 2 heures. La DCO des eaux de lavage des huiles est obtenue par spectrophotométrie à une longueur d'onde de 620 nm. La courbe d'étalonnage est tracée avec le biphthalate de potassium. La concentration de la demande chimique en oxygène est exprimée en mg/l O₂. (**Derouiche et Redjalmelah, 2019**).

I.9.- Mode opératoire Annexe (9)

Le traitement et l'extraction liquide-liquide des phénols de margine ont été fait selon la Méthode décrite par de (**MARCO et al., 2007**).

La margine est délipidée par une extraction totale à l'hexane. Les polyphénols sont extraits de la margine délipidée par l'acétate d'éthyle (V/V). Le mélange est agité puis décanté, cette opération est Il s'agit d'une extraction liquide-liquide avec un solvant polaire (acétate d'éthyle). (**Gharby et al., 2013**).

Une étape d'acidification des margines brutes avec de l'HCl (4 N) à pH =2 suivie d'une étape de délipidation avec un solvant apolaire (hexane) x2(150ml), dont le but d'éliminer la matière grasse, avec un centrifugation (4000g pendant 20 min) pour confirmer l'absence de l'hexane. Continue à l'extraction avec 100 ml d'acétate d'éthyle (v/v), répétée trois fois dans le but de récupérer le maximum de composés phénoliques. Une séparation en deux phases permet d'aspirer le surnageant composé d'acétate d'éthyle riche en Poly phénols dans un flacon contient du sulfate de sodium(Na₂Po₄) solide, après une filtration dans papier filtre. Agirer pendant 03min. Evaporation sous vide à 40°C jusqu'à l'obtention d'un résidu sec. Dessouder le résidu dans le méthanol (figure19) (**MBOURMAD, 2011**)

I.10.- Mode opératoire Annexe(10)

Adaptée pour le dosage des composés phénoliques totaux est celle décrite par Kim et ses collaborateurs (**Kim et al., 2003**) avec une légère modification.

- ✓ Diluer 0.5ml de l'extrait méthanolique dans 20 ml d'eau distillée.
- ✓ Introduire 0.3 ml de l'extrait méthanolique dilués, 20ml d'eau distillée et 0.625ml de réactif Folin–Ciocalteu dans de fioles de 25ml.

- ✓ Après 03 min, ajouter 2.5ml de la solution saturée de carbonate de sodium (Na_2CO_3) 35/
- ✓ Agiter le contenu et diluer le volume avec d'eau distillée jusqu'au trait de jauge.
- ✓ Préparer un blanc, dans les mêmes conditions, en éliminant l'extrait.
- ✓ Maintenir les fioles préparées à l'obscurité pendant 1 heure.
- ✓ Lire les densités optiques à 725 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV/visible.
- ✓ Trois lecteurs ont été pris pour chaque extrait et l'analyse répétée 03 fois pour les deux extraits.
- ✓ La gamme étalon a été préparée suivant les mêmes étapes citées précédemment dans mêmes conditions et en même temps que les extraits phénoliques.
- ✓ Les résultats sont exprimés en milligramme d'équivalents de l'acide gallique par litre de margines (mg AC Gal/l). (**Mbourmed, 2011**).

I.11.- Mode opératoire Annexe (11)

Protocole La méthode décrite par Kim et ses collaborateurs (2003) est adoptée pour déterminer la teneur en flavonoïdes dans l'extrait phénolique

- + Un volume de 400 μl de chaque extrait convenablement dilué dans le méthanol
- + ajouté à 120 μl de NaNO_2 à 5%.
- + Après 5 minutes, on ajoute 120 μL d' AlCl_3 à 10%.
- + Ensuite, après 6 minutes, on ajoute 800 μL de NaOH (1M). La solution est bien homogénéisée et l'absorbance a été mesurée immédiatement à 510 nm. (**Bouchouka, 2016**).

La teneur en flavonoïdes dans les extraits est calculée à partir de la gamme d'étalonnage établie avec la catéchine

Courbe d'étalonnage A partir d'une solution mère de la catéchine de 200 mg/l, une série de solutions filles est ainsi préparée, de concentrations allant de 10 à 120 mg/l. Ensuite, nous avons suivi le même protocole entrepris pour doser les échantillons. (**Bouchouka, 2016**).

1.12.- Mode opératoire Annexe(12)

La méthode est basée sur le mélange butanol/HCl.

- + Un volume de 250 μl de l'extrait a été mélangé avec 2,5 ml d'une solution d'acide de sulfate ferreux (77mg de sulfate d'ammonium ferrique : $\text{Fe}_2(\text{SO}_4)_3$ dissous dans 500 ml de (3:2 n-butanol : HCl).

- ✚ Après incubation à 95°C pendant 50 minutes, l'absorbance a été mesurée à 550nm.
- ✚ La teneur en Proanthocyanidine a été calculée selon la formule suivante :

$$T = \frac{A550nm \times DF \times MW}{(\epsilon \times l)}$$

DF : est le facteur de dilution

MW : la masse moléculaire de la cyanuration (287g/mol)

ε : le coefficient d'extinction moléculaire (34700 l/mol/cm).

Les proanthocyanidines ont été exprimées en mg de cyanidine équivalent / g d'extrait.

première méthode est celle décrite par (**Sun et al., 1998**)

- ✚ utilisant la vanilline-HCl. A 0,2 ml de l'extrait, 1 ml de la solution fraîchement préparée de la vanilline 1% (p/v) en acide acétique glacial et HCl (98:2, v/v) est ajouté.
- ✚ Après incubation à 30°C pendant 20 min, l'absorbance est mesurée à 510 nm par un spectrophotomètre UV-Visible.
- ✚ L'étalonnage est réalisé avec de la catéchine (de 0 à 1 mg/ml) et le taux des tanins condensés est calculé en mg équivalent de catéchine EC/g de poids sec de matériel végétal.

Deuxième méthode est effectuée selon la procédure décrite par (**Bucić-Kojić et al., (2009) ; Škerget et al., (2005) et Avallone et al., 1997**).

- ✚ Un volume de 2 ml d'extrait est mélangé avec 20 ml de la solution de sulfate ferrique (77 mg FeSO₄. 7H₂O dans 500 ml d'HCl/n-butanol: 2/3).
- ✚ Le mélange est incubé à 95 °C pendant 15 min.
- ✚ Après incubation, le mélange est refroidi et l'absorbance est mesurée à 540 nm par un spectrophotomètre UV-Visible.
- ✚ La gamme d'étalonnage est préparée avec de la cyanidine (0 à 0,5 mg/ml) et les résultats sont exprimés en mg équivalent de cyanidine/g de poids sec de matériel végétal.

Résumé

Les eaux de lavage d'huile d'olive « effluents liquides » résultent de l'industrie huilière, ce sont des polluants ayant des impacts sur l'environnement mais considérés comme des sources naturelles de substances bioactives car ils sont riches en majorité des composés phénoliques qui assurent des différentes activités biologiques.

La présente étude est centrée autour des caractéristiques physico-chimiques des eaux de lavage, nous travaillons sur la richesse de la composition biochimique (polyphénols, flavonoïdes, tanins condensés) s'intéresse particulièrement sur l'activité hémolytique des eaux de lavage et/ou son extrait polyphénolique des composés bioactifs.

Mots clés : eau de lavage des huiles, effluents liquides, caractéristique physico-chimique des composés phénoliques, activité hémolytique.

Abstract

The olive oil washing waters "liquid effluents" result from the oil industry, they are pollutants having impacts on the environment but considered as natural sources of bioactive substance because it is rich in the majority of phenolic compounds that they provide different biological activities.

The present study centered around the physico-chemical characteristics of vegetable waters, we are working on the richness of the biochemical composition (polyphenols, flavonoids, condensed tannins) is particularly interested in the hemolytic activity of washing waters and / or its polyphenolic extract. Bioactive compounds.

Key words: oil washing water, liquid effluents, physico-chemical characteristics of phenolic compounds, hemolytic activity.

ملخص

تنتج مياه غسل زيت الزيتون "المخلفات السائلة" من صناعة الزيت، وهي ملوثات لها تأثيرات على البيئة ولكنها تعتبر مصادر طبيعية للمادة النشطة بيولوجياً لأنها غنية بأغلبية المركبات الفينولية التي توفر أنشطة بيولوجية مختلفة. تركز الدراسة الحالية على الخصائص الفيزيائية والكيميائية لمياه غسل زيت الزيتون، ونحن نعمل على ثراء التركيب الكيميائي الحيوي (البوليفينول، الفلافونويد، التانينات المكثفة) ونهتم بشكل خاص بالنشاط الانحلالي لمياه غسل زيت الزيتون و / أو مستخلص البوليفينولي.

الكلمات المفتاحية: ماء غسل الزيت، المخلفات السائلة، الخصائص الفيزيائية والكيميائية للمركبات الفينولية، النشاط الانحلالي.