

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
Ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique
Université Mouloud Mammeri de Tizi Ouzou



Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques
Département de Biochimie-Microbiologie

Mémoire de fin d'études

En vue de l'obtention de diplôme de Master
Filière : Sciences Biologiques
Spécialité : Microbiologie Appliquée

Thème

**Evaluation des propriétés antioxydante, anti-
inflammatoire et antibactérienne des extraits phénoliques
des olives de table d'Algérie**

Réalisé par :

- ❖ M^{elle} BOUZIANE Maroua.
- ❖ M^{elle} CHERIFI Narimane.

Le jury :

- ❖ **Président** : M^r TITOUCHE Yacine MCA à UMMTO
- ❖ **Encadreur** : M^r OUELHADJ Akli Professeur à UMMTO
- ❖ **Examinatrice** : M^{me} SENOUSSE Chahra MAA à UMMTO

Année universitaire: **2023/2024**



Remerciements

Nous remercions avant tous, **Dieu** le tout puissant pour la santé, la volonté et la patience qu'il nous a donné durant nos années d'études ainsi que pour la réalisation de ce modeste travail.

Tout d'abord, Nous tenons à exprimer nos plus vifs remerciements et nos profondes gratitudee à notre promoteur monsieur **OUELHADJ Akli**, professeur à l'université MOULOUD MAMMARI de Tizi Ouzou, pour son encadrement fructueux, sa générosité, sa disponibilité, son suivi au cours de notre travail. Nous avons pu bénéficier de ses précieuses informations, ses compétences scientifiques, ses conseils, sa rigueur dans le travail ainsi que les moyens qu'il a mis à notre disposition.

Nous tenons également à exprimer nos remerciements les plus sincères à monsieur **TITOUCHE Yacine**, maître de conférences A à l'université MOULOUD MAMMARI de Tizi Ouzou, qui nous a fait l'honneur de présider le jury de soutenance.

Nos vifs remerciements s'adressent à madame **SENOUSSI Chahra**, maître assistante A à l'université MOULOUD MAMMARI de Tizi-Ouzou, pour avoir accepté de juger ce travail et faire partie de ce jury en qualité d'examinatrice.

Nous remercions également nos parents et nos familles pour leur précieux soutien et leurs encouragements constants tout au long de ce projet.

Un grand merci à toutes les personnes ayant contribué de près ou de loin à notre formation, ainsi qu'à tous ceux qui nous ont apporté leur soutien et leurs encouragements durant la réalisation de ce travail.



Dédicace

Avec mes sentiments de gratitude les plus profonds je dédie ce travail :

A mon très cher père, celui qui m'a soutenue tout au long de ma vie scolaire, à l'homme qui se sacrifie pour me voir réussir et qui n'a jamais ménagé ses efforts pour mon bien, ce travail est pour toi et il te revient. Car je n'ai pu le réaliser qu'en pensant à l'amour que tu nous portes à tous. Qu'Allah te protège et t'accorde santé et longue vie.

A ma chère maman adorable, l'espoir de ma vie. À la femme qui m'a comblée de son amour et de sa tendresse. Ma mère a œuvré pour ma réussite grâce à son amour, son soutien, tous les sacrifices consentis et ses précieux conseils. Pour toute son assistance et sa présence dans ma vie, reçois à travers ce travail, aussi modeste soit-il, l'expression de mes sentiments et de ma gratitude éternelle. Qu'Allah te protège et t'accorde santé et longue vie.

A ma chère sœur adorable Nawel, merci d'avoir donné à ta petite sœur de grands conseils qui lui ont permis de faire des pas vers ses rêves. Merci pour ton soutien, ta confiance et ton amour.

À mes chers frères Salim et Abdelhafid, merci d'être toujours là pour moi. Votre présence dans ma vie est un cadeau précieux que je chéris chaque jour.

À ma chère amie Narimane, avec qui j'ai partagé des moments de joie, de stress, de sacrifices et de réussite, merci pour ton soutien moral, ta patience et ta compréhension tout au long de cette belle expérience.

À toute ma famille qui m'a encouragée et aidée tout au long de mes études.

MAROUA

Dédicace

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

Je tiens à dédier ce travail avec un profond amour :

À ma maman chérie, qui m'a bénie par ses prières. Tu as toujours été mon école de patience, de confiance, et surtout d'espoir et d'amour. Tu es et tu resteras pour moi ma référence et la lumière qui éclaire mon chemin.

Mon très cher père, qui a œuvré pour ma réussite grâce à son amour, son soutien et ses précieux conseils, pour toute son assistance et sa présence dans ma vie.

Votre foi en moi et vos sacrifices ont été les fondations de mon succès. Je vous remercie du fond du cœur et vous souhaite une vie pleine de joie, de santé et de sérénité.

À mes frères adorés, Amine, Nadjib et Rayane, votre présence et votre soutien tout au long de cette aventure ont été inestimables. Vous avez été mes premiers fans, mes conseillers et mes alliés les plus précieux.

Un grand merci à mon binôme et mon amie, Maroua, pour sa collaboration précieuse son esprit d'équipe et sa persévérance. Notre travail ensemble a été une expérience enrichissante et motivante.

Merci à mes amis pour leur soutien et leurs conseils précieux. Votre amitié a été une source constante de motivation et de réconfort.

NARIMANE

Résumé

Les olives de table sont connues pour leur haute valeur nutritionnelle en raison de leurs composants actifs auxquels sont attribuées diverses activités biologiques. Ce travail s'inscrit dans le cadre de la caractérisation des olives de table vertes et tournantes de la variété *Sigoise* d'Algérie. Pour cela, certains paramètres physico-chimiques de la saumure de conditionnement, la teneur en eau et en composés phénoliques des deux échantillons, ainsi que leurs activités antioxydante, anti-inflammatoire et antibactérienne ont été étudiés.

L'analyse physico-chimique de la saumure a révélé des valeurs de pH, d'acidité et de taux de chlorure conformes à la norme commerciale applicable aux olives de table exigée par le Conseil Oléicole International. Le test d'humidité a révélé des pourcentages de 74 ± 2 % et 60 ± 2 % pour les olives de table vertes et tournantes, respectivement.

L'analyse quantitative des extraits méthanoliques a révélé la richesse des olives de table en polyphénols totaux, avec des teneurs de $13\,217,82 \pm 13,25$ mg GAE/kg PF et $6\,451,88 \pm 16,57$ mg GAE/kg PF pour les olives de table tournantes et vertes, respectivement. Tandis que les teneurs en flavonoïdes ont été de l'ordre de $1\,765,89 \pm 5,81$ mg QE/kg PF et $191,67 \pm 1,75$ mg QE/kg PF.

L'évaluation de l'activité antioxydante a montré la forte capacité des extraits phénoliques à inhiber le radical DPPH, avec des pourcentages de $86,80 \pm 0,21$ % et $78,56 \pm 1,15$ % pour l'extrait d'olives vertes et tournantes, respectivement.

Le test évaluant l'activité anti-inflammatoire a montré que les extraits d'olive de table, à faibles doses, possèdent un effet inhibiteur important sur la dénaturation de la BSA.

L'activité antibactérienne des extraits phénoliques vis-à-vis des cinq souches bactériennes de référence a montré la sensibilité de la plupart des souches, à l'exception de *Staphylococcus aureus* MU50 et *Klebsiella pneumoniae* ATCC 700603.

En conclusion, les olives de table de la variété *Sigoise* d'Algérie, grâce à leur richesse nutritionnelle et à leurs effets bénéfiques pour la santé, présentent un potentiel intéressant en tant qu'aliment fonctionnel, avec des applications possibles dans les domaines médical et pharmaceutique.

Mots clés : Olive de table, Paramètres physicochimiques, Activité antioxydante, Activité anti-inflammatoire, Activité antibactérienne.

Abstract

Table olives are known for their high nutritional value due to their active components to which various biological activities are attributed. This work is part of the characterization of green and rotating table olives of the *Sigoise* variety from Algeria. For this, some physicochemical parameters of the packaging brine, the water content and phenolic compounds of the two samples, as well as their antioxidant, anti-inflammatory and antibacterial activities were studied.

The physicochemical analysis of the brine revealed pH, acidity and chloride values in accordance with the commercial standard applicable to table olives required by the International Olive Council. The humidity test revealed percentages of $74 \pm 2\%$ and $60 \pm 2\%$ for green and rotating table olives, respectively. Quantitative analysis of methanolic extracts revealed the richness of table olives in total polyphenols, with contents of $13,217.82 \pm 13.25$ mg GAE/kg PF and $6,451.88 \pm 16.57$ mg GAE/kg PF for rotating and green table olives, respectively. While the flavonoid contents were of the order of $1,765.89 \pm 5.81$ mg QE/kg PF and 191.67 ± 1.75 mg QE/kg PF.

The evaluation of the antioxidant activity showed the high capacity of phenolic extracts to inhibit the DPPH radical, with percentages of $86.80 \pm 0.21\%$ and $78.56 \pm 1.15\%$ for the extract of green and rotating olives, respectively.

The test evaluating the anti-inflammatory activity showed that the table olive extracts, at low doses, have a significant inhibitory effect on the denaturation of BSA.

The antibacterial activity of the phenolic extracts against the five reference bacterial strains showed the sensitivity of most of the strains, with the exception of *Staphylococcus aureus* MU50 and *Klebsiella pneumoniae* ATCC 700603.

In conclusion, table olives of the *Sigoise* variety from Algeria, thanks to their nutritional richness and their beneficial effects on health, present an interesting potential as a functional food, with possible applications in the medical and pharmaceutical fields.

Key words: Table olive, Physicochemical parameters, Antioxidant activity, Anti-inflammatory activity, Antibacterial activity.

Table de matière

Liste d'abréviation.....	I
Liste de figures.....	II
Liste des tableaux.....	III
Introduction.....	1

Partie Synthèse bibliographique

Chapitre I: Olives de table

I. Olive.....	3
I.1. Description et structure.....	3
II. Olives de table.....	3
II.1. Définition.....	3
II.2. Principaux cultivars destinés à l'olive de table.....	4
II.3. Composition des olives de table.....	4
II.4. Aspect économique des olives de table.....	6
II.5. Types d'olive de table.....	7
II.6. Élaboration des olives de table.....	7
II.7. Effet de l'élaboration sur la composition des olives.....	9

Chapitre II: Composés phénoliques

I. Composés phénoliques.....	11
I.1. Généralités sur les polyphénols.....	11
I.2. Principales classes des composés phénoliques.....	11
II. Activités biologiques des composés phénoliques.....	13
II.1. Activité anti-oxydante.....	13
II.1.1. Radicaux libres.....	13
II.1.2. Stress oxydatif.....	14
II.1.2.1. Définition.....	14
II.1.2.2. Conséquences de stress oxydatif.....	14
II.1.3. Antioxydants.....	14
II.1.3.1. Définition.....	14
II.1.3.2. Classification des antioxydants.....	15
II.2. Activité anti-inflammatoire.....	15

II.2.1. Inflammation.....	15
II.2.2. Anti-inflammatoires.....	15
II.2.2.1. Définition.....	15
II.2.2.2. Classification des anti-inflammatoires.....	16
II.3. Activité antibactérienne.....	17
II.3.1. Généralité sur les bactéries.....	17
II.3.2. Substances antibactériennes.....	17
II.3.2.1. Principales substances antibactériennes.....	17

Partie expérimentale

Chapitre I: Matériel et méthodes

I. Matériel et méthodes.....	19
I.1. Echantillon.....	19
I.2. Matériel.....	20
I.3. Méthodes.....	21
I.3.1. Analyses physico-chimiques de la saumure de conditionnement.....	21
I.3.1.1. pH.....	21
I.3.1.2. Acidité titrable.....	22
I.3.1.3. Taux de chlorure de sodium.....	23
I.3.2. Analyses physico-chimiques des olives de table.....	24
I.3.2.1. Teneur en eau.....	24
I.3.3. Analyses biochimique des olives de table.....	25
I.3.3.1. Extraction des composés phénoliques.....	25
I.3.3.2. Dosage des polyphénols totaux.....	27
I.3.3.3. Dosage des flavonoïdes.....	28
I.3.3.4. Evaluation de l'activité antioxydante.....	29
I.3.3.5. Evaluation de l'activité anti-inflammatoire <i>in vitro</i>	31
I.3.4. Evaluation de l'activité antibactérienne.....	33
I.3.4.1. Souches bactériennes.....	33
I.3.4.2. Revivification et purification des souches bactériennes.....	34
I.3.4.3. Préparation de la pré-culture.....	35
I.3.4.4. Préparation de la suspension bactérienne et standardisation.....	36
I.3.4.5. Réalisation de l'antibiogramme.....	36
I.3.4.6. Lecture de l'antibiogramme.....	37
I.4. Analyse statistique.....	38

Chapitre II: Résultats et discussion

I. Analyses physico-chimiques de la saumure de conditionnement.....	39
I.1. pH.....	39
I.2. Acidité titrable.....	40
I.3. Taux de chlorure de sodium.....	41
II. Analyses physico-chimiques des olives de table.....	42
II.1. Teneur en eau.....	42
III. Analyses biochimique des olives de table.....	43
III.1. Dosage des polyphénols totaux et des flavonoïdes.....	43
III.2. Evaluation de l'activité antioxydante.....	45
III.3. Evaluation de l'activité anti-inflammatoire <i>in vitro</i>.....	46
IV. Evaluation de l'activité antibactérienne.....	49
II. Analyse en composantes principales (ACP).....	54
Conclusion et perspectives.....	57
Références bibliographiques.....	59

Annexes

Liste des abréviations

COI	Conseil Oléicole International.
ITAF	Institut Technique de l'Arboriculture Fruitière.
ADN	Acide désoxyribonucléique.
BSA	Bovine Serum Albumin (Sérum Albumine Bovine).
PBS	Phosphate-buffered saline (Tampon phosphate salin).
ACP	Analyse en composantes principales.
CASFM	Comité de l'Antibiogramme de la Société Française de Microbiologie.
CLSI	Clinical and Laboratory Standards Institute (Institut des normes cliniques et de laboratoire).

Liste des tableaux

Tableau I: Cultivars utilisés pour l'élaboration des olives de table en Algérie.....	4
Tableau II: Les principaux composants chimiques de l'olive de table.....	5
Tableau III: Les différents types d'olives de table.....	7
Tableau IV: Effet de l'alcalinisation et la fermentation sur la composition des olives vertes produites selon le style espagnol.....	10
Tableau V: Les souches bactériennes utilisées.....	34
Tableau VI : Les milieux sélectifs utilisés pour chaque souche bactérienne.....	35
Tableau VII : Contenus des disques en papier Wattman.....	37
Tableau VIII : Echelle de l'estimation de l'activité antimicrobienne.....	37
Tableau IX : Valeurs du pH des deux échantillons de saumures des olives de table étudiés exprimées en moyenne \pm écart type.....	49
Tableau X : Résultats d'acidité des deux échantillons de saumures des olives de table étudiés exprimées en moyenne \pm écart type.....	40
Tableau XI: Taux de chlorure de sodium des deux échantillons de saumures des olives de table étudiés exprimées en moyenne \pm écart type.....	41
Tableau XII: Teneur en eau des deux échantillons d'olive de table étudiés exprimées en moyenne \pm écart type.....	42
Tableau XIII: Teneur en polyphénols totaux et en flavonoïdes des deux types d'olive de table étudiés exprimées en moyenne \pm écart type.....	43
Tableau XIV: Résultats de l'activité anti-radicalaire des deux types d'olive de table étudiés exprimées en moyenne \pm écart type.....	45
Tableau XV: Résultats de l'activité anti-inflammatoire des deux types d'olive de table étudiés exprimées en moyenne \pm écart type.....	47
Tableau XVI: Diamètres des zones d'inhibition pour le témoin négatif et les témoins positifs.....	49
Tableau XVII: Diamètres des zones d'inhibition autour de chaque disque exprimées en moyenne \pm écart type avec leurs interprétations.....	50

Liste des figures

Figure 01: Coupe longitudinale et transversale de l'olive.....	3
Figure 02 : Schémas de traitement des olives.....	9
Figure 03 : Structure chimique des sous-classes des acides.....	12
Figure 04 : Squelette de base des flavonoïdes.....	12
Figure 05 : Structure de base des tanins.....	13
Figure 06 : Echantillon des olives de table vertes.....	19
Figure 07 : Echantillon des olives de table tournantes.....	19
Figure 08 : Mesure de pH.....	21
Figure 09 : Mode opératoire schématisé du dosage d'acidité.....	22
Figure 10: Virage du couleur de la saumure à la fin du dosage.....	23
Figure 11: Mode opératoire schématisé du dosage des chlorures.....	24
Figure 12: Formation du précipité rouge brique dans la saumure à la fin du dosage.....	24
Figure 13: Mode opératoire schématisé du test d'humidité.....	25
Figure 14: Diagramme du protocole suivi pour l'extraction méthanolique.....	26
Figure 15: Les extraits phénoliques des olives de table.....	26
Figure 16: Mode opératoire schématisé du dosage des polyphénols totaux.....	27
Figure 17: Les mélanges réactionnels pour le dosage des polyphénols avant et après incubation.....	28
Figure 18: Mode opératoire schématisé du dosage des flavonoïdes.....	29
Figure 19: Les mélanges réactionnels pour le dosage des flavonoïdes avant et après incubation.....	29
Figure 20: Mode opératoire schématisé pour l'évaluation de l'activité antioxydante.....	30
Figure 21: Les mélanges réactionnels pour l'évaluation de l'activité antioxydante avant et après incubation.....	31
Figure 22: Mode opératoire schématisé pour l'évaluation de l'activité anti-inflammatoire....	32
Figure 23: Les mélanges réactionnels pour l'évaluation de l'activité anti inflammatoire après incubation.....	33
Figure 24: Schématisation du principe de mise en œuvre de l'antibiogramme.....	33
Figure 25 Aspect macroscopique des souches bactériennes sur gélose nutritive après incubation à 37°C pendant 24 h.....	34

Figure 26: Aspect macroscopique des souches bactériennes sur leurs milieux sélectifs après incubation à 37°C pendant 24 h.....	35
Figure 27: Aspect macroscopique des souches bactériennes sur gélose Muller-Hinton après incubation à 37°C pendant 24 h.....	36
Figure 28: Mode opératoire schématisé pour l'évaluation de l'activité antibactérienne.....	38
Figure 29: Teneur en polyphénols totaux et en flavonoïde des deux échantillons d'olive de table étudiés.....	44
Figure 30 : Corrélation entre la concentration et le pourcentage d'inhibition de la dénaturation du BSA.....	48
Figure 31: Effet des cinq échantillons d'extrait phénoliques sur les cinq souches bactérienne de référence.....	51
Figure 32: Antibiogramme de la souche <i>Staphylococcus aureus</i> MU50 sur gélose Mueller Hinton.....	52
Figure 33: Antibiogramme de la souche <i>Escherichia coli</i> ATCC 25922 sur gélose Mueller Hinton.....	52
Figure 34: Antibiogramme de la souche <i>Klebsiella pneumoniae</i> ATCC 700603 sur gélose Mueller Hinton.....	53
Figure 35: Antibiogramme de la souche <i>Pseudomonas aeruginosa</i> ATCC 27853 sur gélose Mueller Hinton.....	53
Figure 36: Antibiogramme de la souche <i>Bacillus cereus</i> ATCC 14579 sur gélose Mueller Hinton.....	54
Figure 37 : Cercle de corrélation des variables pour l'ACP.....	55
Figure 38 : Graphe des individus pour l'ACP.....	56

Introduction

Olea europaea L., communément appelé olivier, est originaire de la région méditerranéenne et constitue l'une des plus anciennes espèces d'arbres dont le fruit, l'olive, a historiquement servi de base à l'alimentation des populations indigènes, sous forme d'olives de table et d'huile d'olive. Les olives de table sont un produit alimentaire obtenu à partir de la transformation du fruit de l'olivier par différents processus d'élaboration. (ROCHA *et al.*, 2020).

La transformation des olives de table est répandue dans le monde entier et représente une source économique importante pour les pays oléicoles (MEDINA *et al.*, 2015). L'Algérie est l'un des principaux pays producteurs d'olives de table, avec une production accrue ces dernières années, estimée à 302 500 tonnes par an, représentant plus de 10 % de la production mondiale (COI, 2023).

Ce légume fermenté est un aliment essentiel dans le régime méditerranéen en raison de sa haute valeur nutritionnelle. Cent grammes d'olives fournissent environ 13 % de l'apport quotidien recommandé en fibres et 25 % de l'apport recommandé en vitamine E (LANZA, 2012 ; BOSKOU *et al.*, 2015). Une dose recommandée de 25 g d'olives apporte, en moyenne, 45 kcal, 250 mg de protéines, 5 500 mg de lipides, 650 mg de fibres et 300 mg de sodium (ARROYO-LOPEZ, 2014).

Les olives de table, grâce à leur teneur élevée en micronutriments fonctionnels tels que les acides gras mono-insaturés et les composés bioactifs (tocophérols et composés phénoliques), présentent un intérêt majeur pour la santé humaine. Ces composés possèdent des propriétés antioxydantes, anti-inflammatoires, antimicrobiennes et anticancéreuses, et jouent un rôle important dans la prévention des maladies dégénératives chroniques (BOSKOU *et al.*, 2015 ; AMBRA *et al.*, 2017 ; CAMPUS *et al.*, 2018). En outre, les olives de table constituent une source significative de fibres, qui contribuent à l'absorption du cholestérol, à la réduction du taux de glucose chez les patients atteints de diabète de type 2, et à la protection de la muqueuse gastrique (BOSKOU *et al.*, 2015). Ces composants nutritionnels dépendent largement de la variété d'olives, le stade de maturation de l'olivier, les conditions de culture et la méthode de traitement (ALEXANDRAKI, 2014).

Objectif de ce travail est d'étudier certains paramètres physico-chimiques de la saumure des olives de table d'Algérie. Il consiste également à déterminer la teneur en eau et en composés phénoliques, notamment les polyphénols et les flavonoïdes, ainsi qu'à évaluer

les propriétés antioxydantes, anti-inflammatoires et antibactériennes des extraits phénoliques des olives de table vertes et tournantes de la variété *Sigoise* d'Algérie.

L'étude est subdivisée en deux parties. La première est consacrée à une synthèse bibliographique qui aborde des généralités sur les olives de table, leur composition, les différents types présents sur le marché, ainsi que les divers procédés d'élaboration et leurs effets sur la composition du produit final. En outre, des généralités sur les composés phénoliques et leurs activités biologiques sont présentées. La deuxième partie, expérimentale, décrit le matériel végétal, l'ensemble des méthodes analytiques utilisées, ainsi que les résultats obtenus et leur interprétation.

Synthèse bibliographique

Chapitre I

Olives de table

I. Olive

I.1. Description et structure

L'olive, un fruit produit par l'olivier *Olea europaea L.* (GHEDIRA, 2008), est une drupe avec un noyau osseux très dur (GIGON et JEUNE, 2010). Son poids varie entre 0,5 et 20 g, et sa taille entre 2 et 3 cm. Elle se caractérise par un goût fortement amer qui diminue à mesure que le fruit mûrit (GUO *et al.*, 2018 ; CONTE *et al.*, 2020). L'olive est composée de trois parties : l'épicarpe, le mésocarpe et l'endocarpe (figure 01) (BIANCHI, 2003 ; GALLARDO-GUERRERO *et al.*, 2012).

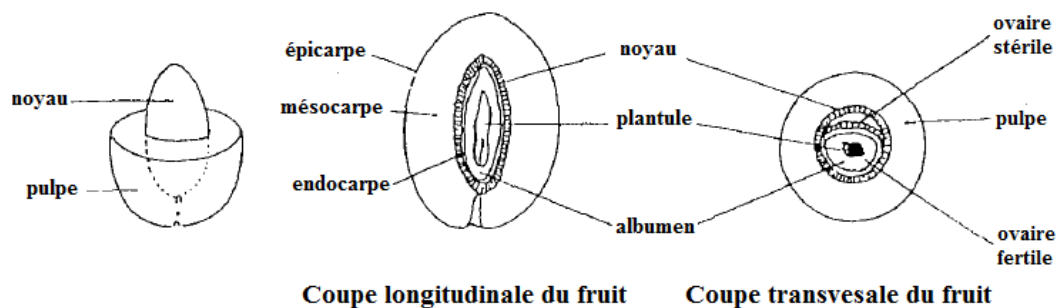


Figure 01: Coupe longitudinale et transversale de l'olive (HENRY, 2003).

L'épicarpe (peau), qui représente 1 % à 3 % du poids du fruit, reste vert pendant la phase de croissance, mais devient violet, brun ou noir pendant la maturation. Le mésocarpe (pulpe ou chair), représentant 84 % à 90 % de la masse totale du fruit, est un tissu parenchymateux (BIANCHI, 2003 ; GALANAKIS, 2011 ; GALLARDO-GUERRERO *et al.*, 2012). Il a une faible teneur en sucre, mais une teneur élevée en eau et en huile, qui varie en fonction de la variété et du stade de maturation du fruit (GALANAKIS, 2011). L'endocarpe (pierre ou noyau), qui représente 13 % à 30 % du fruit, a une forme ovoïde et est constitué de lignine fibreuse qui entoure la graine. Cette dernière forme une structure dure, devenant très résistante au cours de la maturation (BIANCHI, 2003 ; GALANAKIS, 2011 ; GALLARDO-GUERRERO *et al.*, 2012).

II. Olives de table

II.1. Définition

Selon le COI (2004), l'olive de table est le produit préparé à partir des fruits sains de variétés de l'olivier cultivé (*Olea europaea L.*), choisis pour leur production de fruits dont le

volume, la forme, la proportion de chair par rapport au noyau, la finesse de la chair, la saveur, la fermeté et la facilité à se séparer du noyau les rendent particulièrement aptes à la confiserie. Ces fruits sont soumis à des traitements de désamérisation et conservés par fermentation naturelle ou par traitement thermique, avec ou sans agent de conservation, conditionnés avec ou sans liquide de couverture.

II.2. Principaux cultivars destinés à l'olive de table

Les principales variétés d'olives de table utilisées dans les cinq principaux pays producteurs sont *Gordal*, *Manzanilla* et *Hojiblanca* pour l'Espagne, *Aggezi Shami*, *Hamed* et *Toffahi* pour l'Égypte, *Gemlik*, *Memecik* et *Memely* pour la Turquie, *Konservolia*, *Chalkidiki* et *Kalamon* pour la Grèce, *Azeradj* et *Sigoise* pour l'Algérie (CONTE *et al.*, 2020). Ainsi, selon l'ITAF (2017), d'autres cultivars peuvent être utilisés dans l'élaboration des olives de table, dont quelques-uns sont décrits dans le tableau I.

Tableau I: Cultivars utilisés pour l'élaboration des olives de table en Algérie (ITAF, 2017).

Cultivar	Description
<i>Sigoise</i>	Appelée aussi, olive de Tlemcen ou olive de Tell, originaire de la plaine de Sig, Wilaya de Mascara. C'est une variété à double aptitude (huile et olive de table), de saison, moyennement résistante au froid et à la sécheresse.
<i>Azeradj</i>	Appelée aussi, <i>Aradj</i> ou <i>Adjeraz</i> , originaire de la région de Seddouk, Wilaya de Béjaia, c'est une variété à double fin, de saison, résistante à la sécheresse.
<i>Tefah</i>	Appelée aussi <i>Atefah</i> ou <i>Tefahi</i> , originaire de la région de Seddouk, Wilaya de Béjaia. C'est une variété de saison, à double fin, rustique
<i>Longue de Miliana</i>	C'est une variété originaire de Miliana et répandue à travers les régions de Cherchell et le littoral de Tenes. C'est une variété à double fin, tardive sensible au froid et à la sécheresse.

II.3. Composition des olives de table

II.3.1. Composition chimique des olives de table

Les olives de table sont un aliment complet d'un point de vue nutritionnel qui présente une composition différente des autres fruits fermentés (LANZA, 2012 ; SANCHEZ-RODRIGUEZ *et al.*, 2019). Elle comprend différents nutriments et elle dépend de nombreux facteurs tels que : l'héritage génétique, le site géographique, la variété, la pratique de culture les conditions agronomiques, le stade de maturité ainsi que le procédé d'élaboration du fruit

(UCELLA, 2001 ; HANNACHI *et al.*, 2006 ; GOMEZ-RICO *et al.*, 2008 ; GHANBARI *et al.*, 2012). Le tableau II résume les principaux composants chimiques de l'olive de table.

Tableau II: Les principaux composants chimiques de l'olive de table.

Composé	Teneur
Eau	60-75 % (AIT CHABANE <i>et al.</i> , 2019 ; CONTE <i>et al.</i> , 2020).
Lipides	10-25 % dont le triacylglycérols (98 %), le diglycérides (1,1 %) et les acides gras (0,3 %) (MONTAÑO <i>et al.</i> , 2010 ; LANZA, 2012 ; ARIANI <i>et al.</i> , 2019 ; CONTE <i>et al.</i> , 2020).
Sucre réducteur	2-5 % (GALLARDO-GUERRERO <i>et al.</i> , 2012 ; CONTE <i>et al.</i> , 2020).
Protéines	0, 7-2 % (ROKNI <i>et al.</i> , 2018).
Acides organiques	0,1-2,1 % dont l'acide oxalique, succinique, malique, citrique et lactique sont présents en faible pourcentage (ROKNI <i>et al.</i> , 2018 ; ARIANI <i>et al.</i> , 2019).
Minéraux	Ca (8,3 g/kg), K (0,5 à 1,2 g/kg), Mg (0,5 à 2 g/kg), P (0,5 à 1,4 g/kg), Cu (1,7 à 11 mg/kg), Zn (1,5 à 3,6 mg/kg), le manganèse (0,2 à 1,5 mg/kg) et une teneur élevée en Na (LANZA, 2012 ; ARROYO-LOPEZ, 2014).
Fibres	2-6 % composées de pectine, d'hémicellulose, de cellulose et de lignine (GALLARDO-GUERRERO <i>et al.</i> , 2012 ; LANZA, 2012).
Vitamine	Vitamine A (β -carotène) 231 μ g par 100 g de pulpe, Vitamine B5 (acide pantothénique) 0,02 mg par 100 g de pulpe, Vitamine B6 (pyridoxine) 0,02 mg par 100 g de pulpe, Vitamine B9 (acide folique) 6,4 μ g par 100 g de pulpe, Vitamine E (tocophérol) 1,99 mg par 100 g de pulpe et Vitamine K1 1,4 μ g par 100 g de pulpe (ARROYO-LOPEZ, 2014).
Composés volatiles	Regroupés dans les classes chimiques suivantes : les acides, alcools aldéhydes/cétones, esters, hydrocarbures, phénols, terpènes et autres composés (SANCHEZ <i>et al.</i> , 2018).
Pigments	Chlorophylle 2 à 56 g/kg d'olive, on distingue la chlorophylle a et b. β -carotène (provitamine A) et les xanthophylles sont les formes les plus abondants dans les olives vertes à l'espagnol (ROCA et MINGUEZ, 2001 ; RAMIREZ <i>et al.</i> , 2015).

II.3.2. Composés phénoliques des olives de table

La fraction phénolique des olives de table peut comprendre plus de 36 composés différents qui peut varier en qualité tant qu'en quantité (entre 100 et 350 mg/100 g) en fonction de la méthode de transformation, le cultivar et le degré de maturation des olives (CHAROENPRASERT et MITCHELL, 2012 ; SERRELI *et al.*, 2017; ARIANI *et al.*, 2019 ; DEL PILAR FERNANDEZ-POYATOS *et al.*, 2019). Ils sont présents dans diverses parties du fruit (MALHEIRO *et al.*, 2015) et appartiennent aux grandes familles suivantes :

- **Les acides phénoliques:** celles qui prédominent dans l'olive sont l'acide caféique l'acide chlorogénique et le verbascoside (MALHEIRO *et al.*, 2015).
- **Les sécoiridoïdes:** les sécoiridoïdes les plus courants sont l'oleuropéine déméthyleuropéine, ligstroside et leurs aglycones. (MALHEIRO *et al.*, 2015).
- **Les alcools phénoliques:** l'hydroxytyrosol et le tyrosol sont les plus abondants (GHANBARI *et al.*, 2012).
- **Les flavonoïdes:** les flavones (Apigénine et lutéoline) sont les plus abondants dans les olives de table ainsi que les flavonols (principalement la quercétine-3-rutinoside) (BOSKOU *et al.*, 2015 ; MALHEIRO *et al.*, 2015).

II.4. Aspect économique des olives de table

II.4.1. Aspect économique mondial

La production mondiale des olives de table est estimée à environ 3 millions de tonnes pour la campagne 2022/2023. L'union européenne est la première productrice mondiale d'olives de table avec une production de 825,000 t. La deuxième position est occupée par la Turquie avec une production estimée 605,000 t. Ensuite, viennent l'Egypte (600,000 t) l'Algérie (256,500 t), le Maroc (128,000 t), Pérou (125,000 t), la Syrie (115,000). Au cours de la campagne 2022/2023, la consommation mondiale d'olives de table a augmenté jusqu'à atteindre 2, 890,500 t contre 2, 849,500 t consommés pendant la saison 2022/2021. L'essentiel de cette évolution de la consommation provient des principaux pays ou les productions sont élevées (COI, 2023).

II.4.2. Aspect économique algérien

L'Algérie est considérée parmi les principaux pays producteurs des olives de table avec une production estimée à 256,500 tonnes durant la campagne 2022/2023. La consommation

de l'Algérie est passée de 135,00 t en 1990/1991 à 256,500 t en 2022/2023. En revanche, elle a légèrement diminué par rapport à la campagne précédente (COI, 2023).

II.5. Types d'olive de table

Les olives de table sont classées selon les critères suivants : le degré de maturité, les préparations commerciales et la présentation (tableau III).

Tableau III: Les différents types d'olives de table (COI, 2004).

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

II.6. Élaboration des olives de table

Les olives présentent une amertume naturelle, principalement causée par le sécoiridoïde oleuropéine, qui devrait être éliminée pour améliorer l'appétence des olives de table augmentant ainsi son acceptation par les consommateurs. Par conséquent, les olives doivent subir un traitement de transformation choisi en fonction des régions et dépend de la variété d'olives (ROCHA *et al.*, 2020).

Bien que de nombreuses méthodes de transformation soient utilisées dans le monde seules certaines d'entre elles sont économiquement importantes d'un point de vue mondial (PREEDY et WASTON, 2010). Les plus importants d'entre eux sont expliqués ci-dessous.

II.6.1. Olives vertes à l'espagnole

Également connues sous le nom d'olives vertes à la sévillane (PREEDY et WASTON, 2010). Les olives, une fois récoltées (la couleur variant du vert au jaune), transportées à l'usine et classées par calibre sont soumises à un traitement de désamérisation à la soude (généralement entre 1,3 et 2,6 % de NaOH) qui hydrolyse l'oleuropéine, suivi, des lavages successifs pour éliminer la soude résiduelle (PREEDY et WASTON, 2010 ; SINHA *et al.*, 2011 ; ROKNI *et al.*, 2015 ; CAMPUS *et al.*, 2018 ; POZO *et al.*, 2020; ROCHA *et al.*, 2020). Les olives sont plongées ensuite dans une saumure (solution de NaCl à 10 %), où elles subissent une fermentation lactique naturelle à température ambiante. Enfin, les fruits sont triés et calibrés, la saumure d'origine est remplacée par une nouvelle et les olives sont conditionnées et conservés par plusieurs méthodes (figure 02, A) (PREEDY et WASTON, 2010 ; ROKNI *et al.*, 2015 ; CAMPUS *et al.*, 2018 ; POZO *et al.*, 2020).

II.6.2. Olives naturelles (olives noires à la grecque)

L'appellation olives naturelles est appliquée aux fruits placés directement en saumure sans aucun traitement à la lessive (PREEDY et WASTON, 2010). Les olives sont récoltées mûres et transportées à l'usine où elles sont lavées et immergées dans une saumure de 8 à 10 % de NaCl où ils vont subir une fermentation naturelle (PREEDY et WASTON, 2010; SINHA *et al.*, 2011). L'amertume des olives est réduite lors de la fermentation en raison de la diffusion de l'oleuropéine du fruit vers la saumure et de l'hydrolyse acide postérieure de ce composé (ROCHA *et al.*, 2020). La couleur s'estompe au cours du processus, mais se corrige en aérant les olives pendant deux ou trois jours, parfois, ils sont traités avec 0,1 % de gluconate ou de lactate ferreux pour leur donner un noir plus profond (PREEDY et WASTON, 2010). Enfin, les olives sont conditionnées et commercialisées sous le nom d'olives noires naturelles de style grec (figure 02, B) (SINHA *et al.*, 2011).

II.6.3. Olives noircies par l'oxydation

Ces olives sont également connues sous le nom d'olives noires de style californien (PREEDY et WASTON, 2010). Les olives sont récoltées avant d'atteindre leur stade final de maturation. Une fois transportées à l'usine et classées par calibre, les fruits subissent des traitements successifs à la soude (2 à 5 fois avec 1 à 2 % de NaOH) pendant des durées variables pour obtenir une pénétration progressive de la lessive dans la chair (PREEDY et WASTON, 2010; BOSKOU *et al.*, 2015; ROCHA *et al.*, 2020). Après chaque traitement alcalin, les olives sont mises dans l'eau et oxydées par injection d'air sous pression dans l'eau

ce qui permet un noircissement complet de la peau du fruit et une coloration uniforme de la chair (PREEDY et WASTON, 2010). Les olives noircies sont lavées plusieurs fois avec de l'eau pour éliminer la majeure partie de l'hydroxyde de sodium et généralement, 0,1 % de gluconate ou de lactate ferreux est ajouté au dernier lavage pour stabiliser la couleur. En fin, les olives noircies par oxydation sont conditionnés en saumure et soumises à un traitement de stérilisation (figure 02, C) (PREEDY et WASTON, 2010 ; ROCHA *et al.*, 2020).

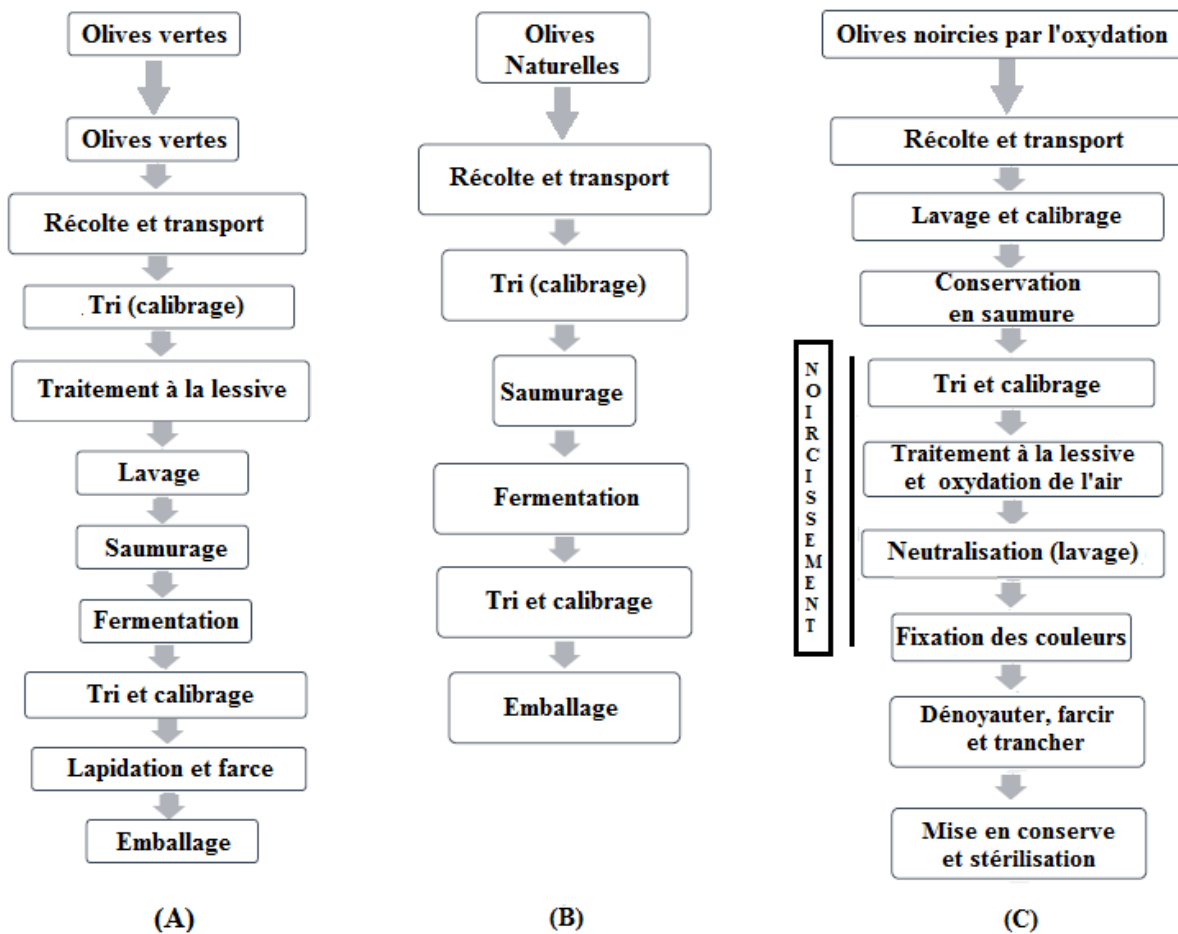


Figure 02: Schémas de traitement des olives (A) olives vertes à l'espagnole (B) olives noires à la grecque (C) olives noircies par l'oxydation (CONTE *et al.*, 2020).

II.7. Effet de l'élaboration sur la composition des olives

La technologie de transformation, engendre des changements de la structure, la couleur, la saveur et la texture de l'olive, en influençant sur sa composition chimique et ses propriétés physico-chimiques (SAHAN *et al.*, 2013 ; CAMPUS *et al.*, 2018 ; POZO *et al.*, 2020). Le tableau IV résume quelques modifications apportées à la composition des olives vertes produits selon le style espagnol.

Tableau IV: Effet de l'alcalinisation et la fermentation sur la composition des olives vertes produites selon le style espagnol.

Composés	L'étape de processus	L'effet
Polyphénols	Alcalinisation	Une perte des composés phénoliques qui varient de 12,5 % à 95 % (METTOUCHI <i>et al.</i> , 2016(a)).
	Fermentation	Les teneurs en acide caféique, oleuropéine et acide p-coumarique diminuent tandis que la concentration en tyrosol est constante (MOLHEIRO <i>et al.</i> , 2011).
α-tocophérol (Vitamine E)	Alcalinisation et Fermentation	Diminution de la teneur en α -tocophérol (UNAL et NEIRGEZ, 2003 ; SAKOUHI <i>et al.</i> , 2008).
Minéraux	Alcalinisation	Diminution de plus de 75 % des minéraux (potassium, calcium et zinc) (HABIBI <i>et al.</i> , 2015).
	Fermentation	La baisse de la teneur en phosphore, augmentation de la teneur en Na (LOPEZ-LOPEZ <i>et al.</i> , 2008 ; ARIANI <i>et al.</i> , 2019).
Acides Gras		Dégradation des peroxydes (LOPEZ-LOPEZ <i>et al.</i> , 2015).
Protéines	Alcalinisation	Une perte de la teneur en protéines (HABIBI <i>et al.</i> , 2015).
Sucres Réducteurs	Alcalinisation	Diminution des sucres réducteurs (TAMER <i>et al.</i> , 2012 ; PASQUALONE <i>et al.</i> , 2014).
	Fermentation	Ils agissent comme une source de carbone pour les micro-organismes ce qui provoque une diminution jusqu'à 90 % de sa teneur (MARSILIO <i>et al.</i> , 2005).
Pigments	Alcalinisation	Une diminution significative de la teneur en chlorophylle des olives (GANDUL-ROJAS et GALLARDO-GUERRERO, 2014).
Fibres	Alcalinisation	Désertification et solubilisation de la proto-pectine (GALANAKIS, 2011).
	Fermentation	Dégradation de la cellulose et de l'hémicelluloses A et B (GALANAKIS, 2011).

Chapitre II

Composés phénoliques

I. Composés phénoliques

I.1. Généralités sur les polyphénols

Les polyphénols ou composés phénoliques, sont des molécules spécifiques du règne végétal (BRUNETON, 1993). Ils sont présents dans toutes les parties des végétaux supérieurs (racines, tiges, feuilles, fruits) où ils jouent un rôle dans de nombreux processus physiologiques des plantes notamment dans leur protection contre les agressions pathogènes (BRUNETON, 1993 ; DREWNOWSKI et GOMEZ-CARNEROS, 2000 ; ZERN et FERNANDEZ, 2005). Ils sont aussi des éléments importants de la qualité sensorielle (couleur et caractères organoleptiques) et nutritionnelle des légumes, des fruits, des céréales ainsi que des boissons (SCALBERT *et al.*, 2005). Ce sont des métabolites secondaires (GARCIA-SALAS *et al.*, 2010), synthétisés par deux voies métaboliques:

- La voie du shikimate, la plus courante, qui conduit à la formation des acides phénoliques, flavonoïdes et lignines (MACHEIX *et al.*, 2006).
- La voie des polyacétates qui est à l'origine de composés polycycliques tels que les coumarines, les xanthones et les quinones (MACHEIX *et al.*, 2006).

Les polyphénols regroupent un vaste ensemble de plus de 8 000 molécules caractérisés par la présence d'au moins d'un noyau benzénique auquel est lié directement un ou plusieurs groupes hydroxyles libre (OH) (HOPKINS, 2003 ; BERGERON, 2012).

I.2. Principales classes des composés phénoliques

Les polyphénols sont classés en fonction de la complexité du squelette de base, le degré de modifications de ce squelette (degré d'oxydation, d'hydroxylation) ainsi que la présence d'une conjugaison possible avec d'autres molécules (glucides, lipides, protéines ou d'autres métabolites secondaires) (MACHEIX *et al.*, 2006). Il existe différentes classes de polyphénols, notamment : les acides phénoliques, les flavonoïdes, les tanins, les stilbenes, les lignanes, les saponines, les phytosterols ou bien phytostanols. Les plus importants sont : les acides phénoliques, les flavonoïdes et les tanins (HMID, 2013).

I.2.1. Acides phénoliques

Les acides phénoliques sont des composés organiques caractérisés par la présence d'au moins d'une fonction carboxylique lié à un cycle benzénique (STALIKAS, 2007; BRUNETON, 2008; SAMEC *et al.*, 2021). Ils se trouvent sous formes conjugués par des liaisons éther, acétal ou ester à des composants structuraux de la cellule végétale et

rarement trouvés sous forme libre (STALIKAS, 2007 ; SAMEC *et al.*, 2021). Selon leurs structures et leur précurseur de synthèse, les acides phénoliques se divisent en deux sous-classes: les dérivés de l'acide hydroxybenzoïque et les dérivés de l'acide hydroxycinnamique (figure 03) (STALIKAS, 2007; BRUNETON, 2008; BRUNETON, 2009). Ces molécules sont considérées comme des puissants antioxydants et se caractérisent par des effets de chélation et anti-inflammatoire (PSOTOVA *et al.*, 2003; STALIKAS, 2007; BRUNETON, 2009).

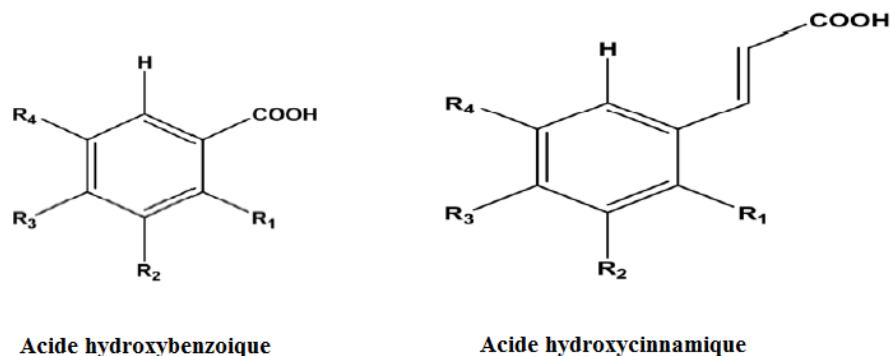


Figure 03: Structure chimique des sous-classes des acides phénoliques (STALIKAS, 2007).

I.2.2. Flavonoïdes

Les flavonoïdes possèdent tous un même squelette de base, caractérisé par la présence de deux noyaux aromatiques reliés par un hétérocycle oxygéné (figure 04) (BENNICK, 2002 ; CHARLES et BENBROOK, 2005 ; STALIKAS, 2007). Ils se divisent en six sous-classes : les flavones, les flavonols, les flavan-3-ols, les flavanones, les isoflavonols et les anthocyanines (SAMEC *et al.*, 2021).

Les flavonoïdes, plus à leur propriété antioxydante, ils exercent des fonctions importantes chez les plantes, en les protégeant contre les insectes herbivores et les agents pathogènes et en attirant les pollinisateurs (HOPKINS, 2003 ; STOCLET et SCHINI-KERTH, 2011 ; BERGERON, 2012).

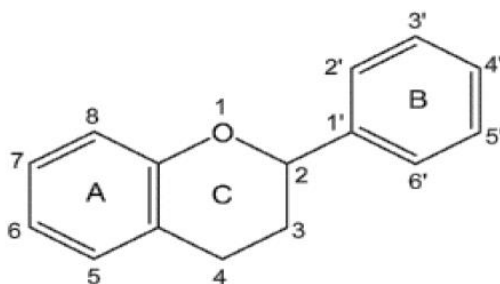


Figure 04: Squelette de base des flavonoïdes (STALIKAS, 2007).

I.2.3. Tanins

Les tanins constituent un groupe complexe de polymères naturels (figure 05) (BENNICK, 2002). Ce sont des molécules caractérisées par leur aptitude à se combiner avec des macromolécules (protéines, polysaccharides...) (GHESTEM *et al.*, 2001). Sur le plan structural, les tanins sont divisés en deux groupes : les tanins hydrolysables et les tanins condensés (BENNICK, 2002 ; HOPKINS, 2003 ; BERGERON, 2012).

Les tanins ont la propriété de tanner les peaux d'animaux et de précipiter les protéines (HOPKINS, 2003). Ils jouent aussi un rôle de défense chez les plantes dont leur présence dissuade les animaux de les brouter (BENNICK, 2002 ; HOPKINS, 2003).

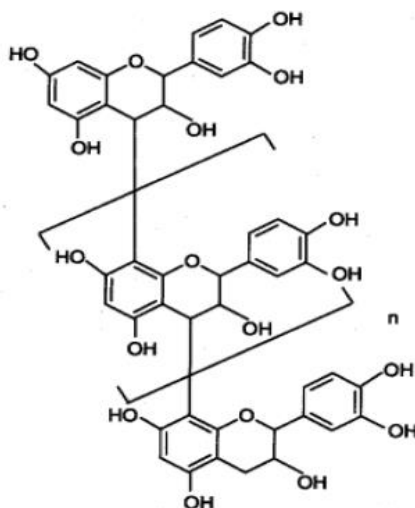


Figure 05: Structure de base des tanins (BENNICK, 2002).

II. Activités biologiques des composés phénoliques

II.1. Activité antioxydante

II.1.1. Radicaux libres

Les radicaux libres sont des espèces chimiques, atomiques ou moléculaires, contenant un ou plusieurs électron(s) libre(s) non apparié(s) sur leurs couches externes (DYKES et ROONEY, 2006). Cet état leur confère une instabilité énergétique et cinétique pour cela ces espèces radicalaires vont tenter à rapprocher leurs électrons célibataires en agressant toute molécule susceptible de se faire arracher un électron (DYKES et ROONEY, 2006 ; KOEHLIN-RAMONATXO, 2006). Ils apparaissent soit au cours de la rupture symétrique d'une liaison covalente ou bien au cours d'une réaction d'oxydo-réduction (KOEHLIN-RAMONATXO, 2006). Ils sont également générés sous l'effet des stress environnementaux

comme la pollution, la consommation d'alcool ou certains médicaments, l'exposition prolongée au soleil, l'effort intense ainsi que le tabagisme (KALAM *et al.*, 2015).

II.1.2. Stress oxydatif

II.1.2.1. Définition

Le stress oxydant peut être défini comme l'incapacité de l'organisme à se défendre contre l'agression des radicaux libres (SIES, 1991), suite à un déséquilibre entre la production de ces derniers et les défenses antioxydantes de l'organisme (SIES, 2015 ; SIES, 2018). Ce déséquilibre peut survenir suite à l'effet de certains stimuli pathologiques endogènes (hypertension, diabète...) ou exogènes (polluants environnementaux, tabagisme...) et conduit à des dégâts cellulaires irréversibles (PINCEMAIL *et al.*, 1999 ; FAVIER, 2003).

II.1.2.2. Conséquences du stress oxydatif

II.1.2.2.1. Conséquences moléculaires

La production excessive des radicaux libres provoque des lésions directes de macromolécules biologiques (ADN, protéines, lipides et glucides) et des lésions secondaires dues au caractère cytotoxique et mutagène des métabolites libérés lors de l'oxydation de ces macromolécules (THEROND, 2006 ; MAHJOUR et MASROUR-ROUDSARI, 2012).

II.1.2.2.2. Conséquences pathologiques du stress oxydatif

Le stress oxydatif provoque des dommages sur tout l'organisme (SIVANANDHAM, 2011), en accélérant le vieillissement et l'apparition de plusieurs maladies cardiovasculaires (SITI *et al.*, 2015), neurodégénératives (TRAMUTOLA *et al.*, 2017) et pulmonaires (DUECKER *et al.*, 2018), ainsi que l'apparition du cancer (THANAN *et al.*, 2014), le diabète (RANI *et al.*, 2016), l'hypertension (MONTEZANO *et al.*, 2015), l'insuffisance rénale (TUCKER *et al.*, 2015), l'obésité (FURUKAWA *et al.*, 2017) et l'asthme (ALDAKHEEL *et al.*, 2016).

II.1.3. Antioxydants

II.1.3.1. Définition

Les antioxydants sont toutes substances naturelles ou synthétiques capables de neutraliser ou de réduire les dommages causés par les radicaux libres dans l'organisme, permettant ainsi leur maintien à des concentrations non cytotoxiques (VANSANT, 2004; DIALLO, 2005).

II.1.3.2. Classification des antioxydants

II.1.3.2.1. Antioxydants d'origine endogène

L'homéostasie rédox de la cellule est assurée par son système complexe de défense antioxydant endogène. Ce système comprend des enzymes antioxydantes endogènes comme la superoxyde dismutase, la catalase, la glutathion peroxydase et des composés non enzymatiques comme le glutathion, les protéines (ferritine, transferrine, céruloplasmine) et les piègeurs de faible poids moléculaire, comme l'acide urique, le coenzyme Q et l'acide lipoïque (POLJSAK *et al.*, 2013).

II.1.3.2.2. Antioxydants d'origine exogène

Plusieurs substances d'origines alimentaires comme les flavonoïdes, la vitamine E, les caroténoïdes, la vitamine C peuvent agir en tant qu'antioxydants (THIEBAULD et SPRUMONT, 2005). De nombreux agents thérapeutiques aussi ont été évalués pour leurs propriétés antioxydantes tel que les anti-hypertensifs, les bêta bloquants, les anti-inflammatoires non stéroïdiens (CALVIN, 2001).

II.2. Activité anti-inflammatoire

II.2.1. Inflammation

L'inflammation est un mécanisme de défense de l'organisme contre les agressions d'origine physique, chimique, biologique ou infectieuse. Elle est caractérisée par une perte de fonction accompagner de douleur, la chaleur, des rougeurs et un gonflement (TAOFIQ *et al.*, 2016 ; JOHN *et al.*, 2021). Elle conduit à l'élimination de l'agent nocif ou à la minimalisation de ses effets néfastes en limitant sa propagation (FOE *et al.*, 2016). L'inflammation fait intervenir une série complexe en cascade de réactions comprenant l'activation d'enzymes, la libération de médiateurs chimiques, l'épanchement de fluides, la migration cellulaire, les lésions tissulaires (THANH *et al.*, 2017). Il existe deux types d'inflammation : aiguë et chronique, classées en fonction de la durée et de la dynamique du processus inflammatoire (PAHWA *et al.*, 2022).

II.2.2. Anti-inflammatoires

II.2.2.1. Définition

Les anti-inflammatoires sont des molécules caractérisés par une activité antipyrétique et analgésique périphérique (MUSTER, 2005). Ils font partie de différentes classes chimiques et

diffèrent selon leurs actions sur les médiateurs biochimiques qui sont libérés pendant l'inflammation (GENTILI, 2007).

II.2.2.2. Classification des anti-inflammatoires

II.2.2.2.1. Anti-inflammatoires synthétiques

II.2.2.2.1.1. Anti-inflammatoires non stéroïdiens

Les anti-inflammatoires non stéroïdiens (AINS) sont des molécules sans structure stéroïdienne (DEVILLIER, 2001), avec des propriétés antalgiques, antipyrétiques et anti-inflammatoires. Les AINS agissent tous en inhibant les deux isoformes de la cyclo-oxygénase (COX1 et COX2), diminuant ainsi la synthèse des prostaglandines E2 et du thromboxane A2 (ELHENAWY *et al.*, 2019 ; PERLEMUTER et PERLEMUTER, 2020). En plus, ils sont capables d'agir sur les médiateurs cellulaires de l'inflammation en arrêtant la mobilité des cellules, surtout des macrophages (SIKA, 2020). Cependant, leur utilisation thérapeutique à long terme est souvent associée à des effets indésirables tels que les ulcères gastro-intestinaux et l'insuffisance rénale (CANNON et CANNON, 2012 ; TAKEUCHI, 2012).

II.2.2.2.1.2. Anti-inflammatoires stéroïdiens (glucocorticoïdes)

Les glucocorticoïdes (GCs) ont des propriétés anti-inflammatoires, antiallergiques et immunosuppressive. Ils sont très puissants et permettent de contrôler l'inflammation quand elle devient sévère ou qu'elle se déclenche sans raison apparente, comme dans les maladies dites inflammatoires (polyarthrite rhumatoïde, allergies sévères) (BOULANGER, 2017). Les GCs modulent la réponse cytokinique observée au cours de l'inflammation en inhibant la production et l'activité des cytokines pro-inflammatoires (IL1, IL2, IL3, IL6, IFN- γ , TNF- α) des chimiokines et des écosanoïdes (MARTIN *et al.*, 2017). Comme pour les AINS l'usage des glucocorticoïdes est associé à de nombreux effets indésirables (KESSEL *et al.*, 2014).

II.2.2.2.2. Anti-inflammatoires naturels

Les composés anti-inflammatoires naturels désignent les métabolites secondaires ayant des effets anti-inflammatoires en agissant sur différentes voies de signalisation cellulaire, ils comprennent principalement les monoterpènes, les diterpènes, les triterpènes, les phénylpropanoïdes, les lignanoïdes, la coumarine, les flavonoïdes, les anthraquinones, les alcaloïdes et les polyphénols (WANG et ZENG, 2019).

II.3. Activité antibactérienne

II.3.1. Généralité sur les bactéries

Les bactéries sont des organismes vivants unicellulaires et procaryotes qui ne possèdent pas de noyau, mais un ADN chromosomique circulaire situé dans le cytoplasme. Elles ont été découvertes à la fin du 17^{ème} siècle par Anthonio Van Leeuwenhoek, naturaliste hollandais, qui inventa la microscopie (MEDDOUR *et al.*, 2020).

La cellule bactérienne mesure entre 0,5 et 10-15 μm et présente différentes formes a savoir: sphérique (cocci), bâtonnet (bacilles), incurvée (vibrions) ou spiralée (spirochètes). (NAUCIEL et VILDE, 2005 ; MEDDOUR *et al.*, 2020). À l'exception des mycoplasmes, les bactéries sont entourées par une paroi complexe et selon sa nature chimique elles peuvent être classées en deux groupes, Gram+ et Gram-, à l'aide d'une coloration différentielle (NOUT *et al.*, 2003 ; MEDDOUR *et al.*, 2020). Elles possèdent aussi une membrane cytoplasmique formée d'une bicouche lipidique associée à des protéines, de nombreuses bactéries aussi possèdent des flagelles, des pili, ou une capsule à l'extérieur de la paroi (MEDDOUR *et al.*, 2020).

Certaines espèces bactériennes colonisent le corps humain et constituent une flore commensale, elles sont aussi utilisées dans l'alimentation ou dans certains médicaments. Cependant, plusieurs espèces sont pathogènes et à l'origine des maladies infectieuses plus ou moins graves comme le choléra, la syphilis, la tuberculose (MEDDOUR *et al.*, 2020).

II.3.2. Substances antibactériennes

Les substances antibactériennes sont des molécules ou des composés, qui à très faible concentration, inhibent le développement des bactéries ou les tuent. La sensibilité d'une bactérie à un antibactérien varie selon la nature de ce dernier (NICOLAS *et al.*, 1998).

II.3.2.1. Principales substances antibactériennes

II.3.2.1.1. Antibiotiques

Les antibiotiques sont des produits élaborés par des micro-organismes, des dérivés semi-synthétiques ou des produits entièrement synthétiques capables de détruire les bactéries (effet bactéricide) ou d'inhiber leur croissance (effet bactériostatique) sans exercer des effets toxiques pour les organismes supérieurs (ELGHOZI et DUVAL, 1992).

II.3.2.1.2. Composés phénoliques

Les polyphénols notamment les flavonoïdes et les tannins sont reconnus pour leur toxicité vis-à-vis des microorganismes. Cette toxicité peut être liée à l'inhibition des enzymes hydrolytiques (les protéases et les carbohydrases) ou d'autres interactions pour inactiver les adhésines microbiennes, les protéines de transport et les protéines de l'enveloppe cellulaire (COWAN, 1999).

Partie expérimentale

Chapitre I

Matériel et méthodes

Notre étude expérimentale a été réalisée au sein des laboratoires pédagogiques des analyses physicochimiques et microbiologiques ainsi que le laboratoire de recherche de Biochimie Analytique et Biotechnologie (LABAB) de la Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques de l'Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou (UMMTO), durant la période qui s'étend de février à mai 2024.

I. Matériel et méthodes

I.1. Echantillon

Deux échantillons des olives de table commercialisées en saumure proviennent d'une supérette au niveau de la wilaya de Tizi-Ouzou en février 2024.

Premier échantillon: des olives de table vertes de la variété *Sigoise* dénoyautés de la marque Belasla avec la saumure dans laquelle sont conditionnées (figure 06), fabriqué le 02/2023.



Figure 06: Echantillon des olives de table vertes. **A** : le fruit et **B** : la saumure.

Deuxième échantillon: des olives de table tournantes de la variété *Sigoise* entiers de la marque Belasla avec la saumure dans laquelle sont conditionnées (figure 07). Fabriqué le 01/2023.



Figure 07: Echantillon des olives de table tournantes. **A** : le fruit et **B** : la saumure.

I.2. Matériel

I.2.1. Appareillages

- pH-mètre (Metrohm, Suisse).
- Agitateur magnétique (Heidolph, Allemagne).
- Spectrophotomètre UV-VIS (SHIMADZU, Japon ; Biotech Engineering Management CO. LDT., Royaume-Uni)
- Centrifugeuse (Sigma, Allemagne).
- Balance électronique (Sartorius, Allemagne).
- Balance de précision (Sartorius, Allemagne).
- Bain marie (Daihan Scientific, Korea ; Nüve, Turquie ; Memmert, Allemagne).
- Agitateur vortex (Velp Scientifica, Italie).
- Hotte chimique (Köttermann, Allemagne).
- Autoclave (pbi international, Italie).
- Etuve microbiologique (Mempert, Allemagne).
- Réfrigérateur (ENIEM, Algérie).

I.2.2. Milieux de culture et réactifs

I.2.2.1. Réactifs

- Eau distillé
- Hydroxyde de sodium (NaOH) (Sigma-Aldrich).
- Phénolphtaléine (Sigma-Aldrich).
- Ethanol 96 pour cent (C₂H₆O) (SpeciLab).
- Chromates de potassium (K₂CrO₄) (Sigma-Aldrich).
- Nitrates d'argent (AgNO₃) (Biochem Chemopharma).
- Méthanol (CH₃OH) (Honeywell Riedel-de-Haën™).
- Hexane (C₆H₁₄) (Biochem Chemopharma).
- Folin-Ciocalteu (ProLabo).
- Carbonate de sodium (Na₂CO₃) (Gerhard Buchmann GmbH).
- Trichlorure d'aluminium (AlCl₃) (Fluka).
- DPPH (SpeciLab).
- Sérum Albumine Bovine (BSA) (Sigma-Aldrich).
- Chlorure de sodium (NaCl) (Honeywell Fluka™).

- Chlorure de potassium (KCl) (Honeywell Fluka™).
- Phosphate disodique (Na_2HPO_4) (Fluka).
- Phosphate de monopotassium (KH_2PO_4) (Fluka).
- Acide chlorhydrique 35-36 pour cent (HCl) (Biochem Chemopharma).
- Solution injectable de diclofénac sodique (75mg/3mL) (Clofenal de Sidal).
- Cristal Violet (IdealLabo).
- Lugol (IdealLabo).
- Fuchsine (SpeciLab).
- Disques d'antibiotiques (Liofilchem).

I.2.2.2. Milieux de culture

- Gélose Muller-Hinton (Adam Labo).
- Gélose nutritive (Ideal Labo).
- Gélose chapman (Bioscan).
- Gélose BCP (BromoCrésol Pourpre) (Bioscan).

I.3. Méthodes

I.3.1. Analyses physico-chimiques de la saumure de conditionnement

I.3.1.1. pH

Le pH été mesuré a l'aide d'un pH-mètre en introduisant l'électrode de ce dernier dans un volume suffisant de la saumure de conditionnement prélevé préalablement dans un bécher. La valeur du pH est ensuite lue sur le boîtier électronique du pH-mètre. La mesure été répétée trois fois pour chaque échantillon.

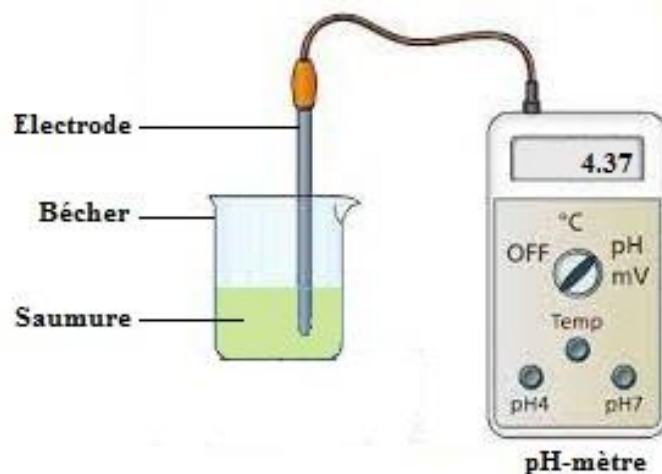


Figure 08: Mesure de pH.

I.3.1.2. Acidité titrable

Selon SADLER et MURPHY (2010), l'acidité titrable représente la concentration des acides organiques présents dans un volume d'un échantillon. Elle peut être déterminée par une réaction de neutralisation avec de la soude (hydroxyde de sodium (NaOH)) à 0,1N en présence de phénolphtaléine à 1 % comme indicateur coloré qui vire vers une couleur rose persistant une seule fois que le point d'équivalence est atteint (figure 10). Trois essais ont été effectués pour chaque échantillon et l'acidité de la saumure est exprimée en pourcentage d'acide organique présent dans la saumure, en utilisant l'équation suivante:

$$\text{Acidité (\%)} = V_{\text{NaOH}} \times 0,009 \times 100$$

Avec:

V_{NaOH} : volume de NaOH utilisé pour la titration en mL.

0,009: coefficient correspondant à l'acide lactique.

➤ Mode opératoire

- Prélever 10 mL de la saumure de conditionnement.
- Ajouter 0,1 mL de phénolphtaléine à 1 %.
- Titrer avec la solution d'hydroxyde de sodium à 0,1N jusqu'à l'obtention d'une couleur rose persistante.

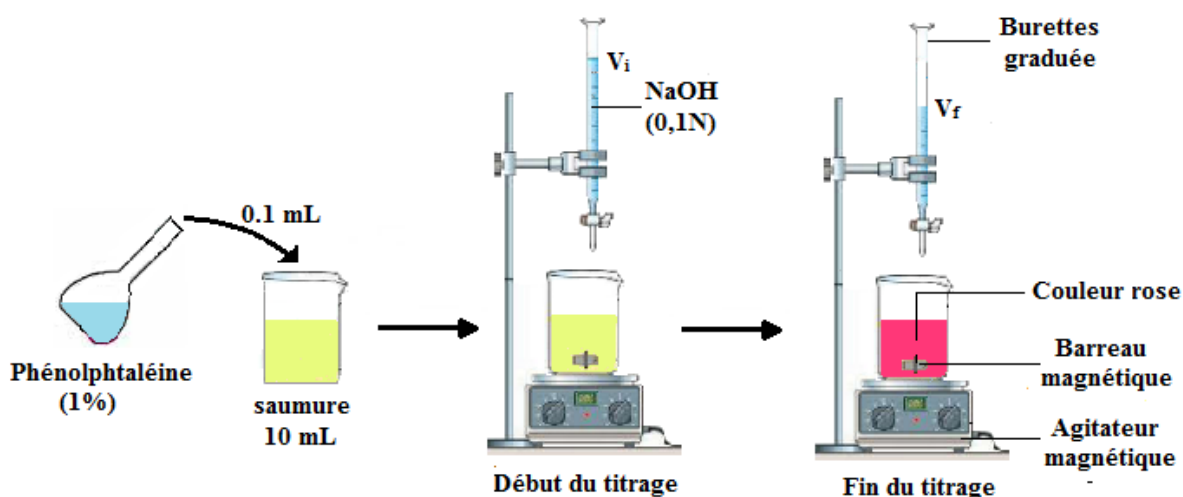


Figure 09: Mode opératoire schématisé du dosage d'acidité.

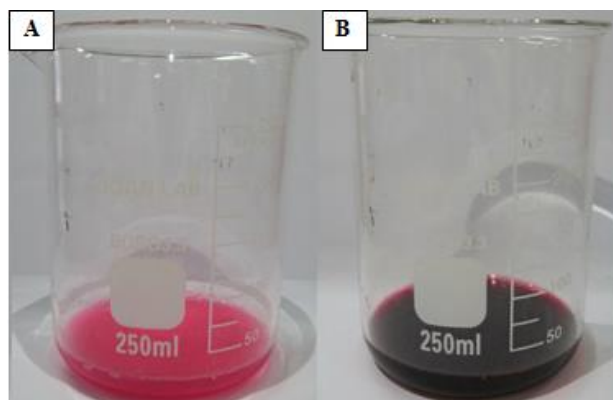


Figure 10: Virage du couleur de la saumure à la fin du dosage. **A** : la saumure des olives de table vertes. **B** : la saumure des olives de table tournantes.

I.3.1.3. Taux de chlorure de sodium

Ce paramètre a été déterminé selon la méthode de Karl Friedrich Mohr avec légère modification. Elle consiste en un dosage argentimétrique des ions chlorures par le nitrate d'argent (AgNO_3) à 0,1N en présence de chromate de potassium (K_2CrO_4) à 10% comme indicateur coloré qui réagit à la fin de dosage pour former le chromate d'argent (Ag_2CrO_4), apparaissant comme un précipité de couleur rouge brique (figure 12) (LABIDI, 2020). Trois essais ont été effectués pour chaque échantillon et le taux des chlorures est calculé selon la formule suivante :

$$\text{NaCl (\%)} = N \times V_{\text{AgNO}_3} \times 58,45 \times 0,5$$

Avec:

N: normalité de la solution d' AgNO_3 (0,1N).

V_{AgNO_3} : volume d' AgNO_3 utilisé pour la titration.

0,5: facteur de dilution ($5/100$) \times volume de la prise d'essai (10 mL).

58,45: équivalent du NaCl.

➤ Mode opératoire

- Préparer une solution contenant 1 mL de saumure ajusté à 100 mL avec d'eau distillée.
- Ajouter 1 mL de la solution de K_2CrO_4 (10 %) à 10 mL de la solution préparé.
- Titrer avec une solution d' AgNO_3 (0,1N) jusqu'à l'apparition d'une couleur rouge brique.

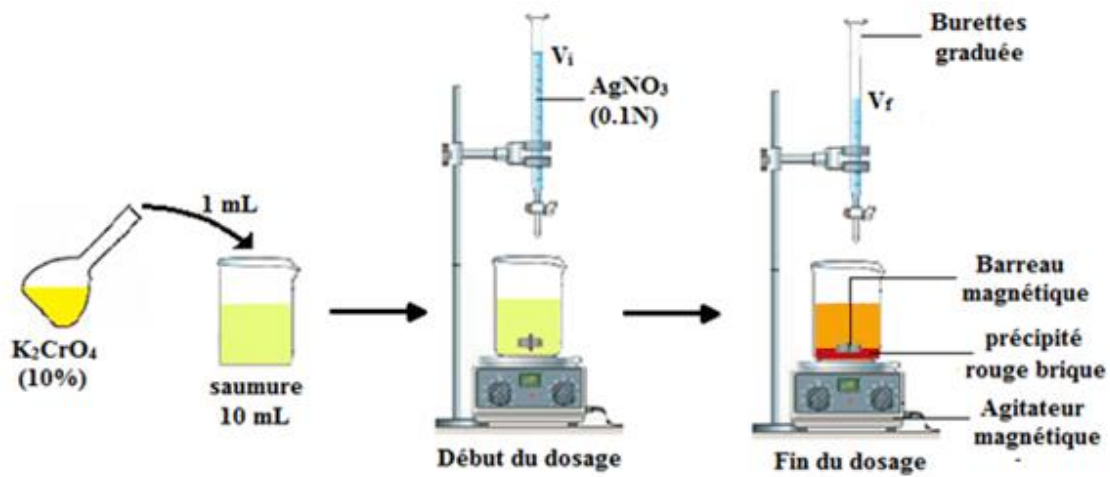


Figure 11: Mode opératoire schématisé du dosage des chlorures.

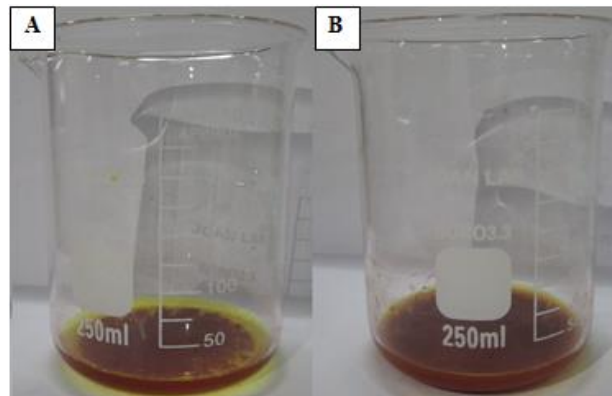


Figure 12: Formation du précipité rouge brique dans la saumure à la fin du dosage. **A** : la saumure des olives de table vertes. **B** : la saumure des olives de table tournantes.

I.3.2. Analyses physico-chimiques des olives de table

I.3.2.1. Teneur en eau

L'humidité des fruits a été déterminé en calculant la différence entre le poids de l'échantillon humide et celui de l'échantillon séché (TOVAR *et al.*, 2002). Un échantillon de 5 g de la pulpe d'olive est mis à sécher à 105°C pendant 24h à l'étuve, après refroidissement dans un dessiccateur, l'ensemble est repesé. Trois essais ont été effectués pour chaque échantillon et la teneur en eau est exprimée en pourcentage de masse:

$$\text{Humidité (\%)} = (P - P_s) / (P - P_0) \times 100$$

Avec

P: poids de la boîte de pétrie en verre + échantillon avant séchage.

P_s: poids de la boîte de pétrie en verre + échantillon après séchage.

P₀: poids de la boîte de pétrie en verre vide.

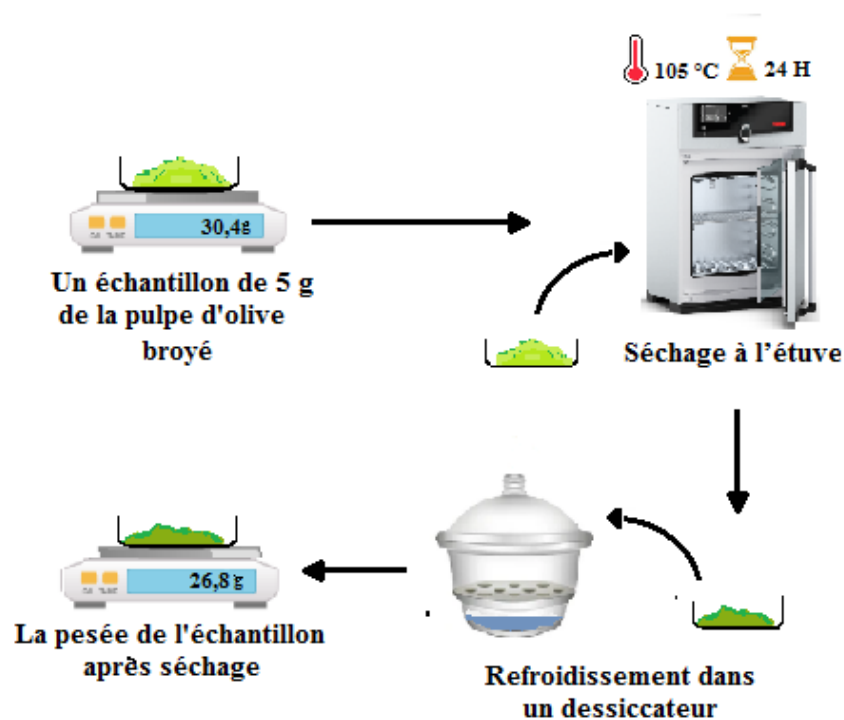


Figure 13: Mode opératoire schématisé du test d'humidité.

I.3.3. Analyse biochimique des olives de table

I.3.3.1. Extraction des composés phénoliques

La méthode décrite par AMBRA *et al.* (2017) a été utilisée pour l'extraction des composés phénoliques des olives de table avec légère modification. Une quantité de 10 g de la pulpe d'olive a été broyée et macérée dans un volume de 15 mL de méthanol puis soumise à une agitation magnétique pendant 15 min à température ambiante. Le mélange est ensuite séparé par centrifugation à 4000 tours pendant 5 min. Après avoir récupéré le surnageant, ce dernier est évaporé et dégraissé sous hotte dans 15 mL d'hexane pendant 24h à 48h. Après évaporation, l'extrait final est récupéré avec 2 mL de méthanol en utilisant un papier filtre mouillé préalablement avec du méthanol. Cette opération a été répétée plusieurs fois pour avoir un stock d'extraits. Les extraits phénoliques obtenus (figure 15) à la fin ont été stockés à +4°C jusqu'à utilisation ultérieure.

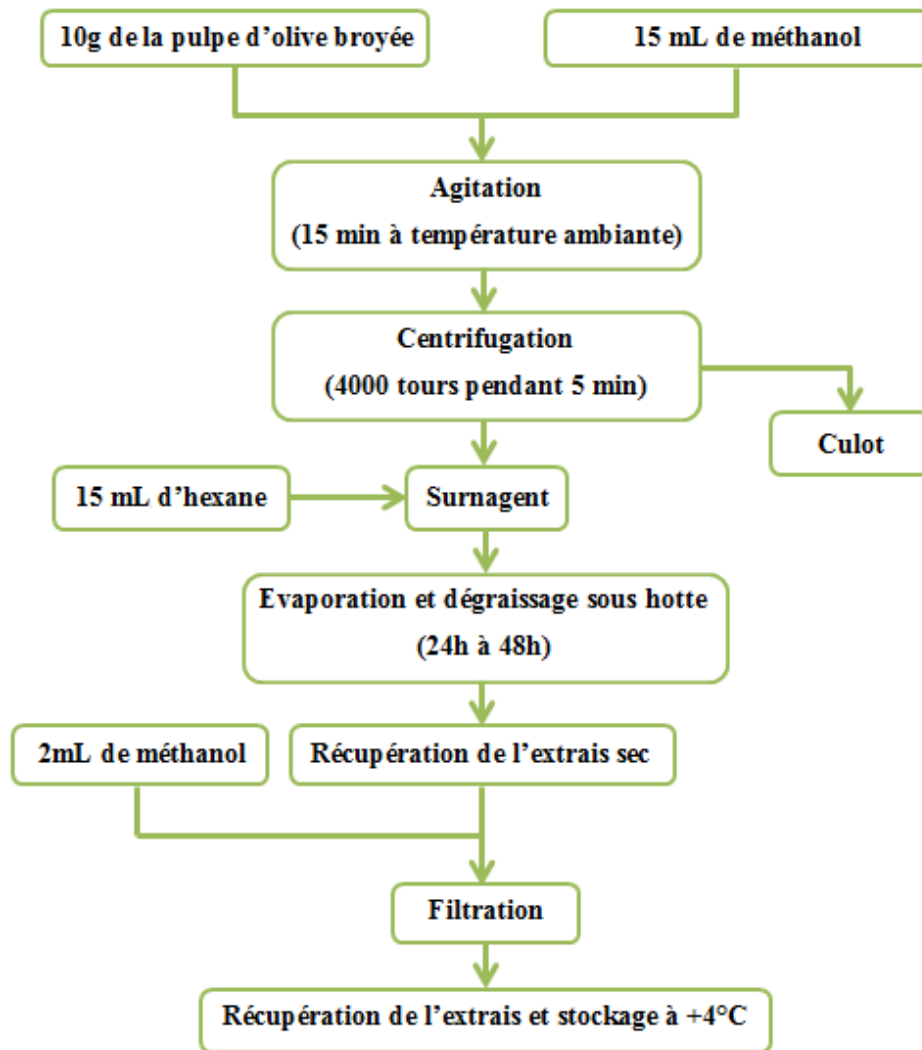


Figure 14: Diagramme du protocole suivi pour l'extraction méthanolique.



Figure 15: Les extraits phénoliques des olives de table. **A** : l'extrait des olives de table vertes. **B** : l'extrait des olives de table tournantes

I.3.3.2. Dosage des polyphénols totaux

La teneur phénolique totale des extraits a été déterminée avec la méthode Folin-Ciocalteu, décrite par UYLASER *et al.* (2015). Le réactif de Folin-Ciocalteu est un acide de couleur jaune constitué d'un mélange de l'acide phosphotungstique ($H_3PW_{12}O_{40}$) et l'acide phosphomolybdique ($H_3PMo_{12}O_{40}$). Lors de l'oxydation des phénols, ce dernier est réduit pour former un complexe bleu stable d'oxydes de tungstène et de molybdène. Cette coloration produite est donc proportionnelle à la quantité des composés phénoliques présents dans les extraits végétaux (UYLASER *et al.*, 2015).

Afin de déterminer la teneur des composées phénoliques totaux un volume de 1,5 mL du réactif Folin-Ciocalteu (dilué à 1/10 avec de l'eau distillée) a été ajouté à 0,3 mL d'extrait dilué (l'extrait des olives de table vertes a été dilué à 10% et celui des olives de table tournantes à 5%). Ensuite, 1,2 mL de Carbonate de sodium (Na_2CO_3) à 1M ont été ajoutés au mélange réactionnel. Après incubation en obscurité pendant 90 minutes à température ambiante, l'absorbance a été mesurée à 765 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-VIS contre un blanc contenant 0,3 mL de méthanol, 1,2 mL de réactif Folin-Ciocalteu et 1,2 mL de Carbonate de sodium à 1M (UYLASER *et al.*, 2015). Deux essais ont été effectués pour chaque échantillon et les résultats ont été exprimés en mg équivalent d'acide gallique (GAE) par kg de poids frais (mg GAE/kg PF) en utilisant une courbe d'étalonnage linéaire ($y = ax$) avec d'acide gallique.

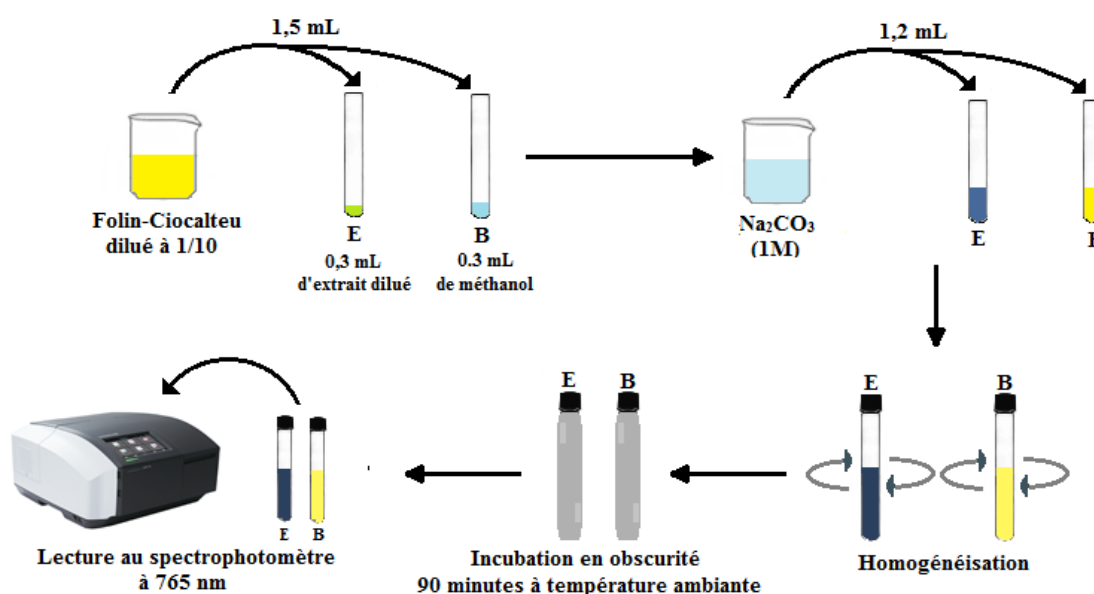


Figure 16: Mode opératoire schématisé du dosage des polyphénols totaux. **E** : l'échantillon.
B : le blanc.

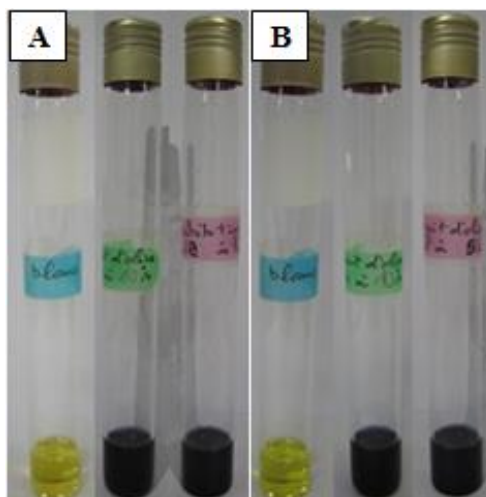


Figure 17: Les mélanges réactionnels pour le dosage des polyphénols avant (A) et après (B) incubation.

I.3.3.3. Dosage des flavonoïdes

La teneur totale en flavonoïdes a été déterminée selon la méthode décrite par ARVOUET-GRAND *et al.* (1994). 2 mL d'extrait dilué (l'extrait des olives de table vertes a été dilué à 10% et celui des olives de table tournantes à 5 %) ont été mélangés avec 0,5 mL de trichlorure d'aluminium ($AlCl_3$) à 5 %. La solution est ensuite ajustée à un volume de 25 mL avec de l'eau distillée. Après incubation en obscurité pendant 30 min et à température ambiante, l'absorbance a été mesurée au spectrophotomètre UV-Vis à 425 nm contre un blanc contenant 2 mL de méthanol et 0,5 mL de trichlorure d'aluminium et le volume est ajusté à 25 mL avec de l'eau distillée. Deux essais ont été effectués pour chaque échantillon et les résultats ont été exprimés en mg équivalent de la quercétine (QE) par kg de poids frais (mg QE/kg PF) en utilisant une courbe d'étalonnage linéaire ($y = ax$) avec de la quercétine.

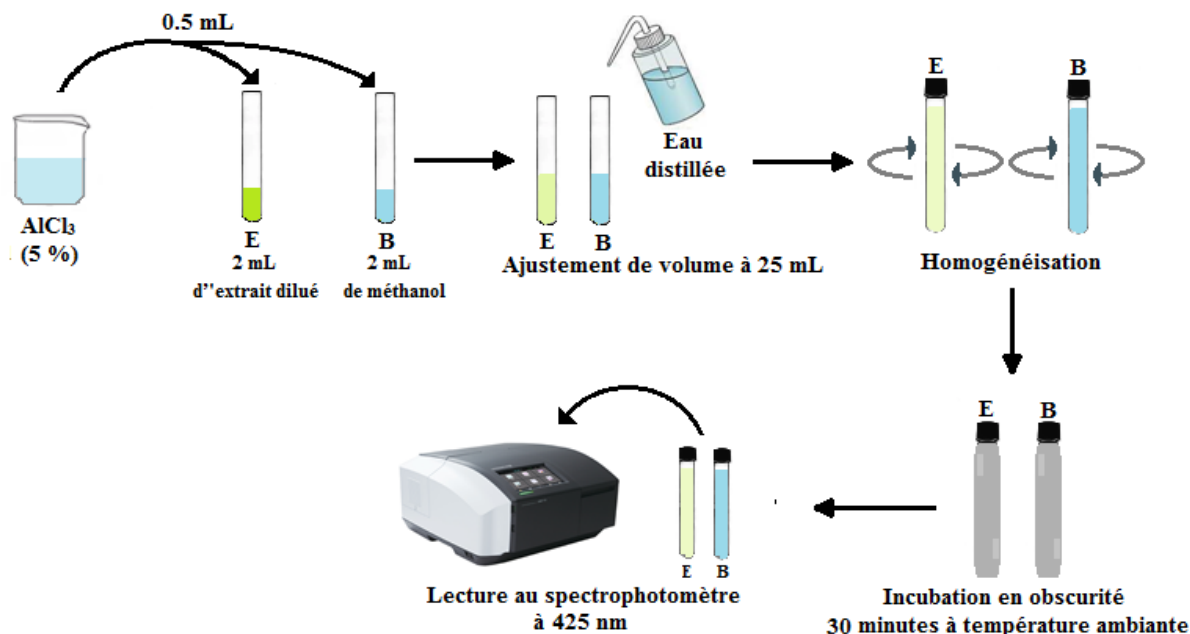


Figure 18: Mode opératoire schématisé du dosage des flavonoïdes. **E** : l'échantillon. **B** : le blanc.



Figure 19: Les mélanges réactionnels pour le dosage des flavonoïdes avant (**A**) et après (**B**) incubation.

I.3.3.4. Evaluation de l'activité antioxydante

L'activité antioxydante a été évaluée par la mesure du pouvoir de piégeage du radical 1,1-diphényl-2-picrylhydrazyl (DPPH) rapportée par SAB *et al.* (2022). Le DPPH est un radical libre relativement stable de couleur violet présentant un maximum d'absorption à 517 nm. Il se réduit en 2,2-Diphényl-1-picrylhydrazine de couleur jaune en présence d'un donneur de protons (antioxydant). Ce qui conduit à la diminution de l'absorbance du radical libre à 515 nm (PAIXO *et al.*, 2007 ; SHEKHAR et GOYAL, 2014).

Selon SAB *et al.* (2022), Un volume de 0,1 mL de chaque extrait phénolique a été ajouté à 3,9 mL de la solution méthanolique de DPPH (0,002 g/100 mL). Après une incubation de 60 min en obscurité et à température ambiante, l'absorbance a été mesurée à 515 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-VIS en utilisant le méthanol comme blanc et la solution DPPH comme contrôle. Deux essais ont été effectués pour chaque échantillon et les pourcentages d'inhibition du radical libre DPPH ont été calculés comme suit :

$$\text{Activité antiradicalaire (\%)} = [(AB - AA) / AB] \times 100$$

Avec

AB: est l'absorbance du contrôle.

AA: est l'absorbance de l'échantillon.

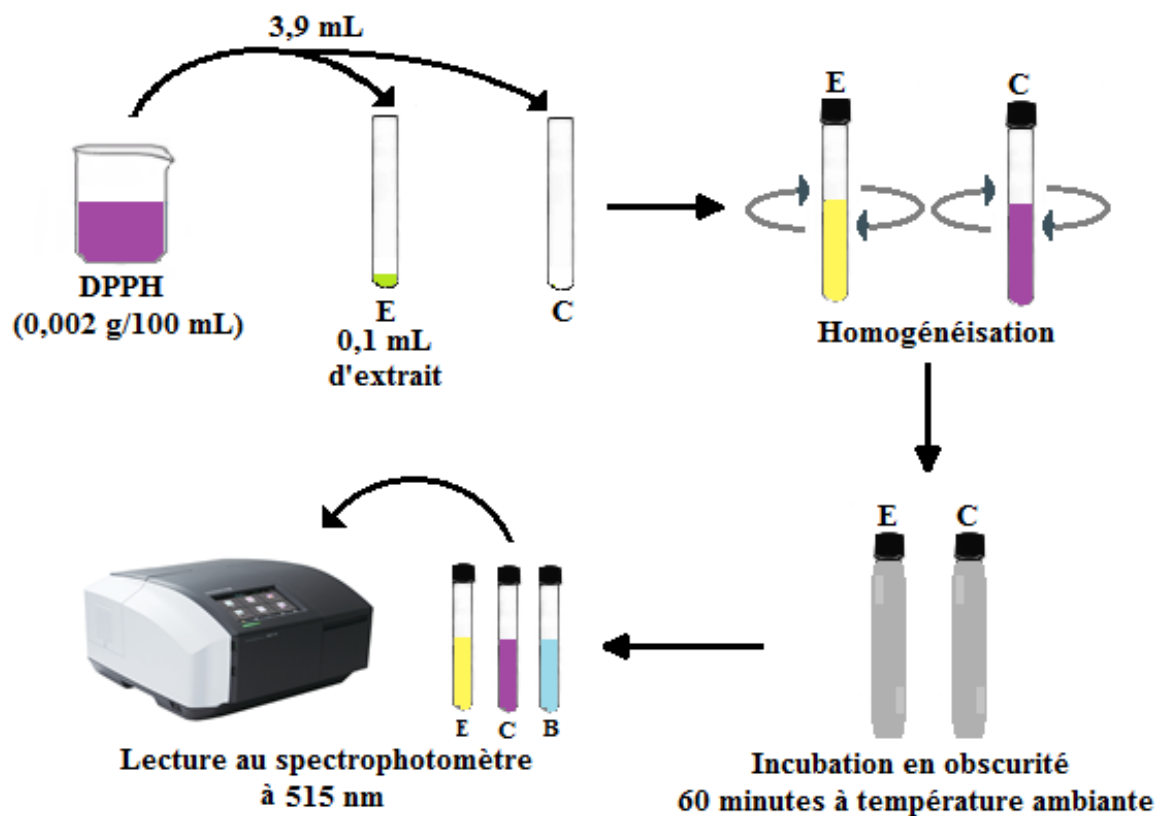


Figure 20: Mode opératoire schématisé pour l'évaluation de l'activité antioxydante.

E : l'échantillon. **C :** le contrôle. **B :** le blanc.

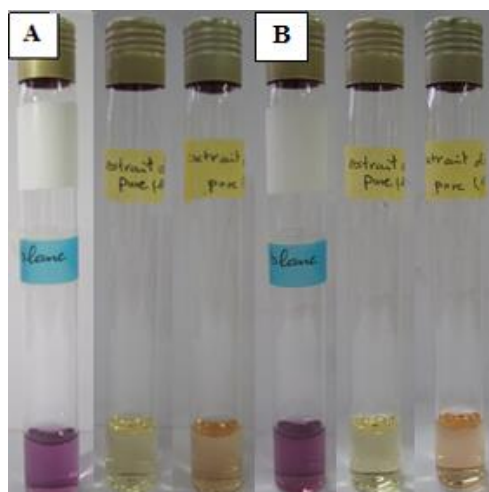


Figure 21: Les mélanges réactionnels pour l'évaluation de l'activité antioxydante avant (A) et après (B) incubation.

I.3.3.5. Evaluation de l'activité anti-inflammatoire *in vitro*

L'activité anti-inflammatoire des extraits phénoliques des olives de table a été évaluée par le test d'inhibition de la dénaturation thermique de la BSA décrit par FETNI et BERTELLA (2020) avec légère modification. 0,05 mL des concentrations (0,01, 0,1, 0,8 µg/mL) de l'extrait méthanolique, des concentrations (1, 5, 25 µg/mL) du médicament standard diclofénac sodique ont été mélangées chacune avec 0,45 mL de la solution de BSA à 0,5 % préparée dans du PBS (1X). En parallèle, un contrôle contenant 0,45 mL de BSA (0,5 %) a été préparé, représentant ainsi 100 % de la dénaturation de la BSA. Après homogénéisation à l'aide d'un agitateur vortex, les mélanges réactionnels sont incubés à 37°C pendant 20 min puis à 57°C pendant 3 min. Après refroidissement, 2,5 mL de tampon PBS (1X) ont été ajoutés et l'absorbance est ensuite mesurée en utilisant un spectrophotomètre UV-VIS à 255 nm contre un blanc (l'eau distillé). Deux essais ont été effectués pour chaque échantillon et l'inhibition de la dénaturation de la BSA est déterminée en pourcentage par rapport au contrôle en utilisant la formule suivante :

$$\text{Inhibition de dénaturation (\%)} = (1 - A2 / A1) \times 100$$

Avec

A1 : absorbance de contrôle.

A2 : absorbance l'échantillon à tester.

NB. La préparation de tampon PBS (1X) est détaillée en annexe I.

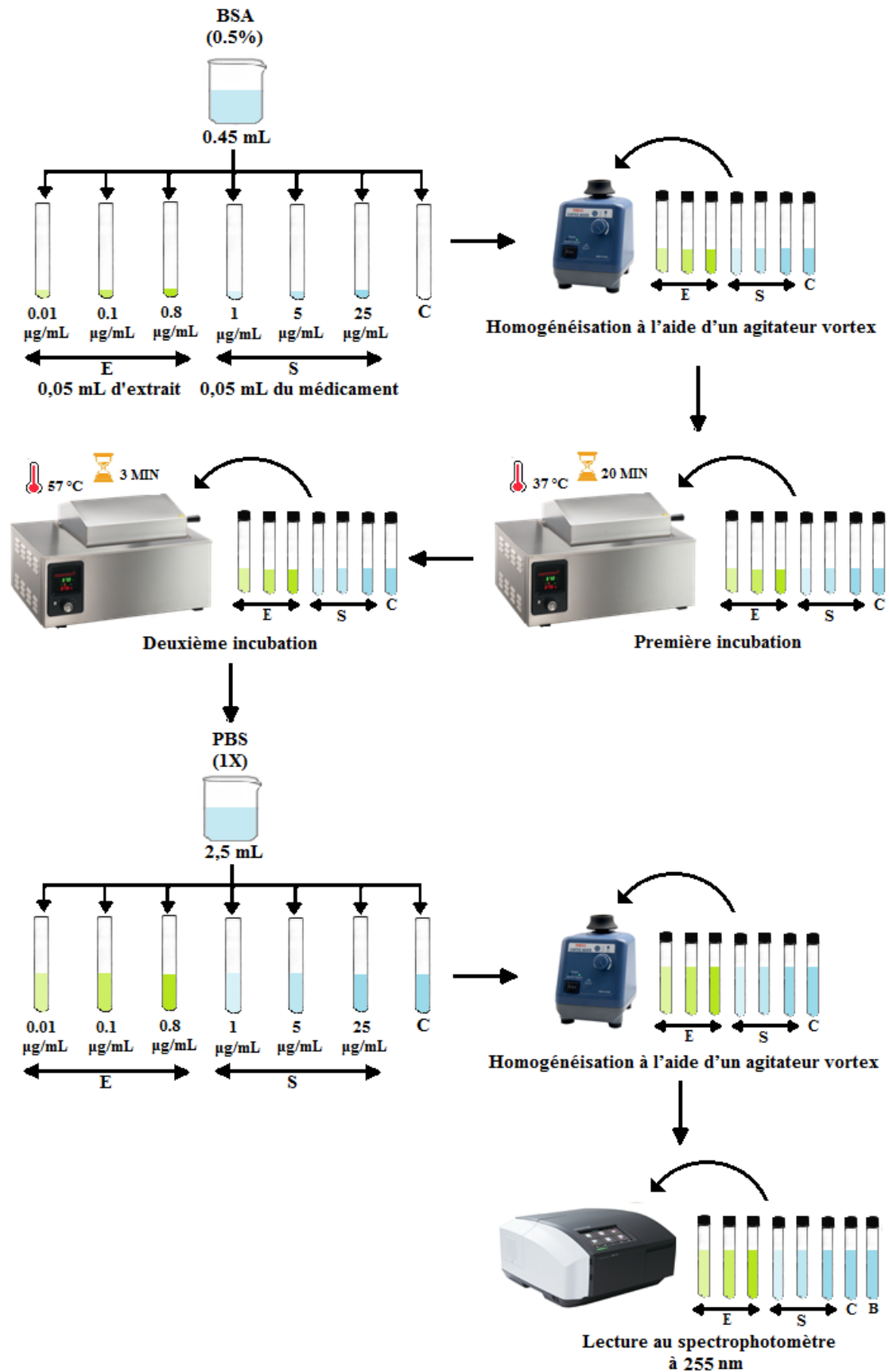


Figure 22: Mode opératoire schématisé pour l'évaluation de l'activité anti-inflammatoire.

E : l'échantillon. S : le standard. C : le contrôle. B : le blanc.

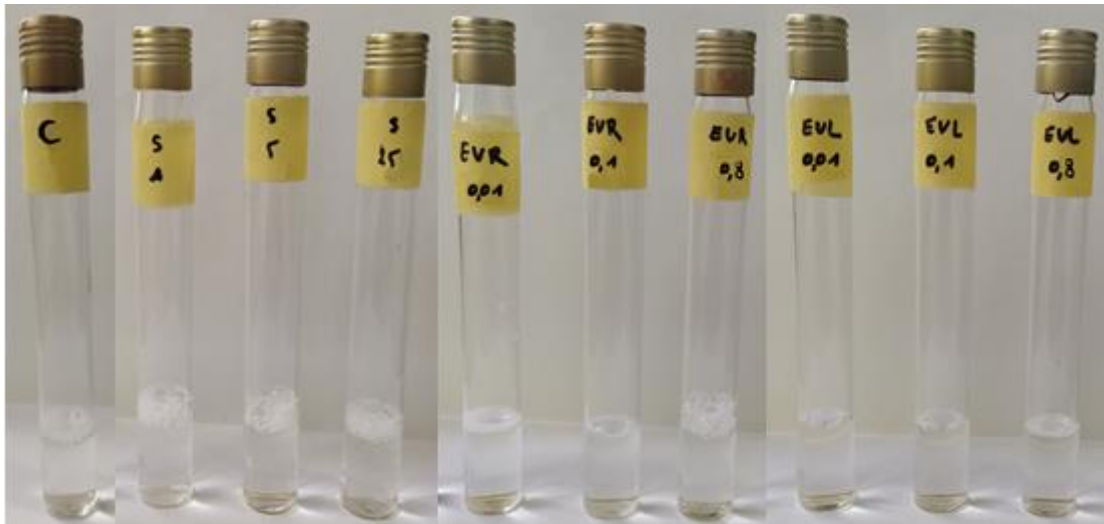


Figure 23: Les mélanges réactionnels pour l'évaluation de l'activité anti-inflammatoire après incubation.

I.3.4. Evaluation de l'activité antibactérienne

L'activité antibactérienne des extraits d'olive de table a été évaluée par la méthode de diffusion de disques sur gélose Mueller Hinton décrite par BSSAIBIS *et al.* (2009). Il s'agit de mesurer les zones d'inhibitions qui peuvent apparaître sous l'effet des extraits méthanoliques sur les cinq souches bactériennes de référence testées.

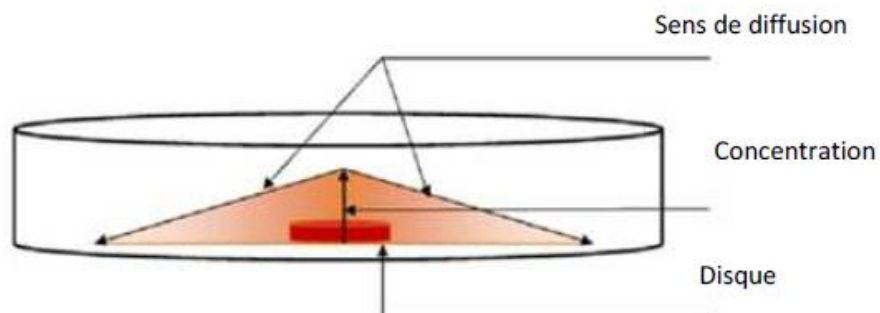


Figure 24: Schématisation du principe de mise en œuvre de l'antibiogramme (ALLANE, 2009).

I.3.4.1. Souches bactériennes

Le test de l'activité antibactérienne des extraits phénoliques des olives de table a été effectué sur cinq souches bactériennes de référence (tableau V) fournies par le laboratoire pédagogique de microbiologie de l'université de Tizi-Ouzou.

Tableau V: Les souches bactériennes utilisées.

L'espèce bactérienne	Le Gram	La référence
<i>Staphylococcus aureus</i>	Gram positif	MU50
<i>Escherichia coli</i>	Gram négatif	ATCC 25922
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	Gram négatif	ATCC 700603
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	Gram négatif	ATCC 27853
<i>Bacillus cereus</i>	Gram positif	ATCC 14579

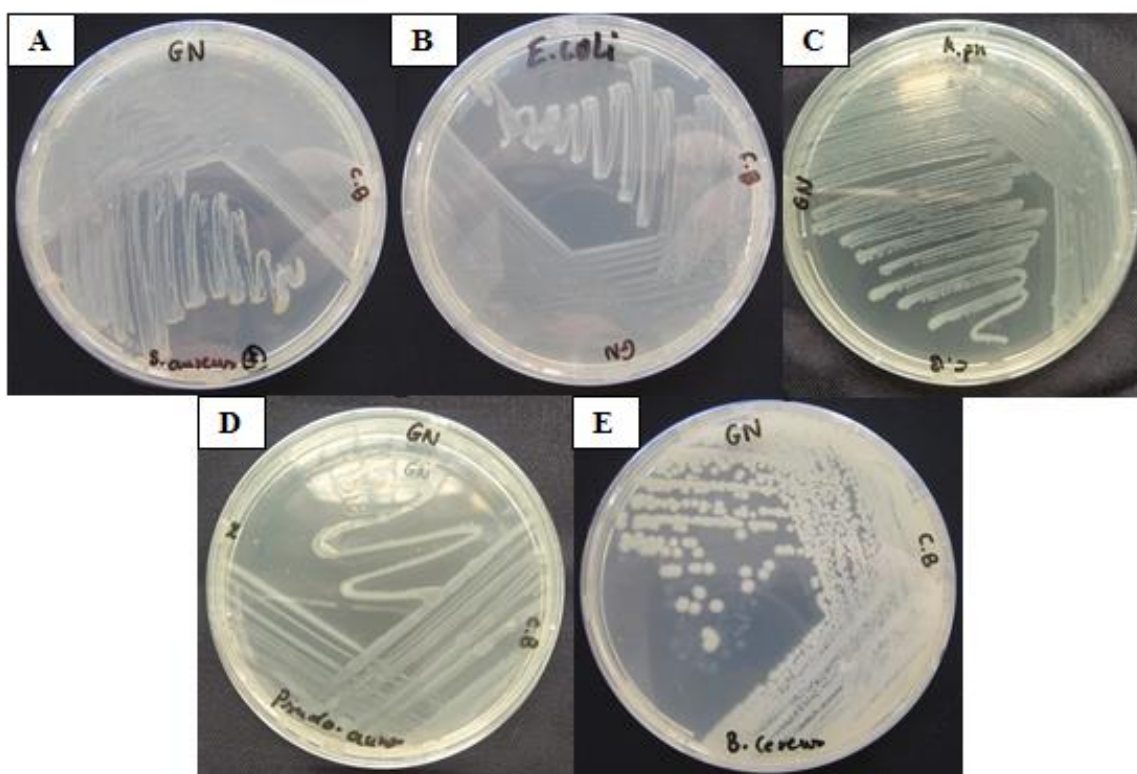


Figure 25: Aspect macroscopique des souches bactériennes sur gélose nutritive après incubation à 37°C pendant 24 h. **A** : *S. aureus*. **B** : *E. coli*. **C** : *K. pneumoniae*.

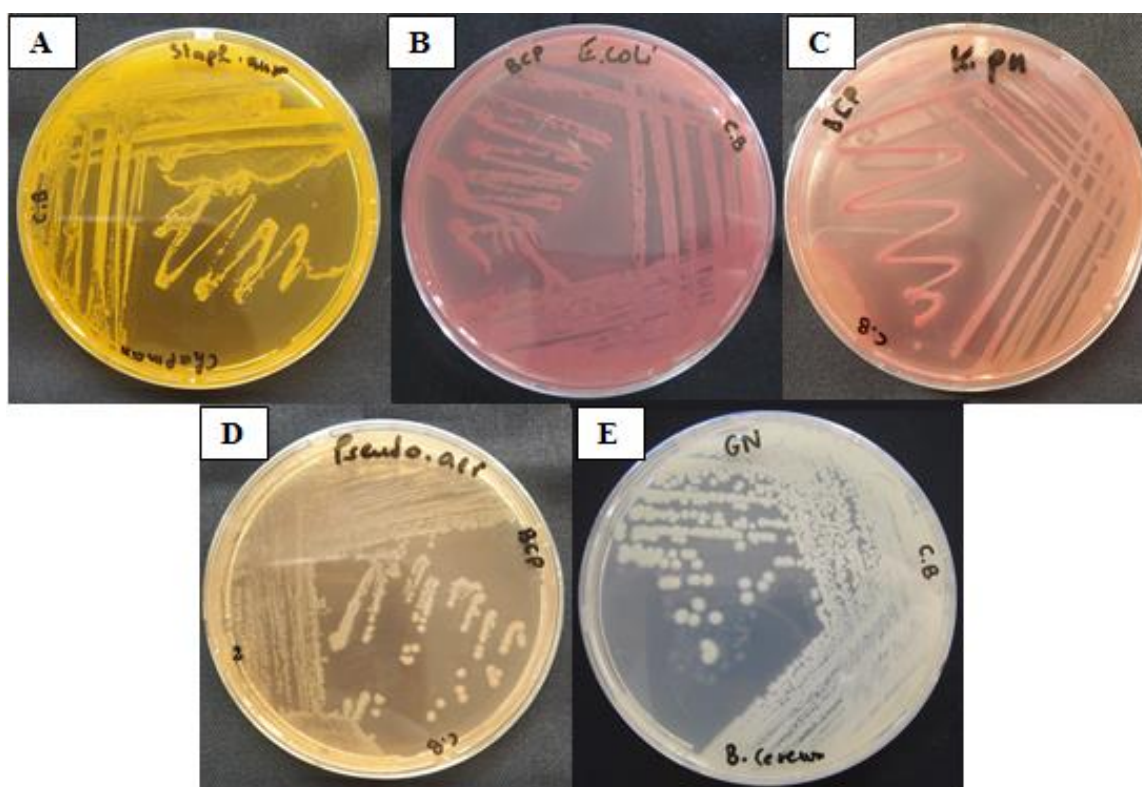
D : *P. aeruginosa*. **E** : *B. cereus*.

I.3.4.2. Revivification et purification des souches bactériennes

Les souches bactériennes étudiées ont été repiquées sur gélose nutritive et ensuite incubées à 37°C pendant 24h afin de les revivifier. Après incubation, elles sont repiquées sur différents milieux de culture (tableau VI). Après incubation à 37°C pendant 24h, la pureté de culture est vérifiée sur le plan macroscopique (aspect des colonies) et microscopique (le Gram).

Tableau VI: Les milieux de culture utilisés pour chaque souche bactérienne

Souche bactérienne	Milieu sélectif
<i>S. aureus</i> MU50	Gélose Chapman
<i>E. coli</i> ATCC 25922	Gélose BCP
<i>K. pneumoniae</i> ATCC 700603	Gélose BCP
<i>P. aeruginosa</i> ATCC 27853	Gélose BCP
<i>B. cereus</i> ATCC 14579	Gélose nutritive

**Figure 26:** Aspect macroscopique des souches bactériennes sur leurs milieux sélectifs après incubation à 37°C pendant 24h. **A** : *S. aureus*. **B** : *E. coli*. **C** : *K. pneumoniae*.

D : *P. aeruginosa*. **E** : *B. cereus*.

I.3.4.3. Préparation de la pré-culture

Les tests antibactériens doivent être réalisés sur des cultures jeunes de 18h en phase de croissance exponentielle. Pour cela, les souches bactériennes ont été repiquées sur gélose Muller-Hinton préalablement coulé en boîtes de Pétri puis incubé pendant 18h à 37°C.

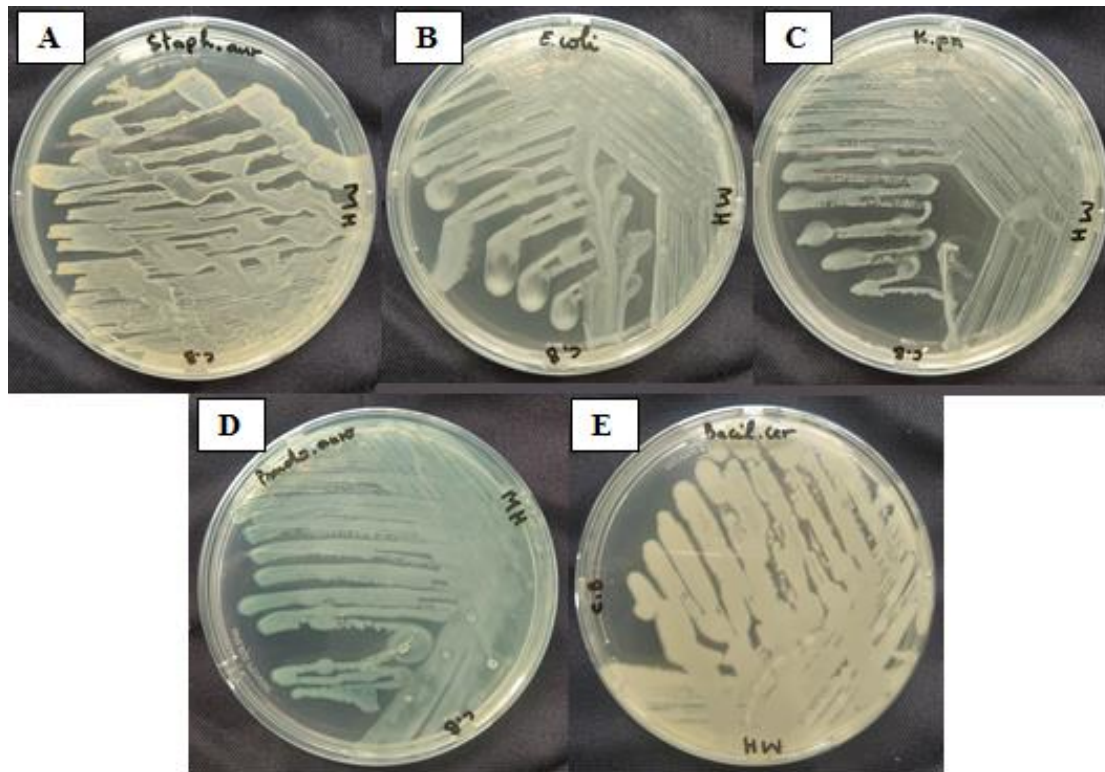


Figure 27: Aspect macroscopique des souches bactériennes sur gélose Muller-Hinton après incubation à 37°C pendant 24 h. **A** : *S. aureus*. **B** : *E. coli*. **C** : *K. pneumoniae*.

D : *P. aeruginosa*. **E** : *B. cereus*.

I.3.4.4. Préparation de la suspension bactérienne et standardisation

L'inoculum a été préparé à partir de la pré-culture. Des colonies bien isolées et parfaitement identiques ont été prélevées à l'aide d'une pipette Pasteur puis dissoutes dans 9 mL d'eau physiologique stérile à 0,9 %. La suspension bactérienne a été homogénéisée et ajustée à une densité optique comprise entre 0,08 et 0,10 (correspond à 10^8 UFC/mL) lue à 625 nm au spectrophotomètre. La suspension bactérienne est ajustée soit en ajoutant de la culture à la suspension soit de l'eau physiologique stérile.

I.3.4.5. Réalisation d'un antibiogramme

Dans les conditions d'asepsie, un écouvillon stérile est trempé dans la suspension bactérienne, essoré en le pressant fermement sur la paroi interne du tube afin de le décharger au maximum, puis frotté sur la totalité de la surface gélosée du milieu Mueller Hinton préalablement coulé en boîtes de Pétri, de haut en bas, en stries serrées. L'opération est répétée deux fois en tournant la boîte de 60° à chaque fois, sans oublier de faire pivoter l'écouvillon sur lui-même. L'ensemencement est fini en passant l'écouvillon sur la périphérie de la gélose. L'écouvillon est rechargé à chaque fois qu'une boîte de Pétri est ensemencée.

- Le témoin : deux disques d'antibiotiques Pénicilline G (P) et Gentamicine (CN) (témoins positifs) et un disque imbibé avec 10 μ L de méthanol (témoin négatif) ont été déposés délicatement sur la gélose pré-inoculée à l'aide d'une pince stérile.
- Les échantillons : cinq disques du papier Wattman ont été déposés délicatement sur la gélose pré-inoculée à l'aide d'une pince stérile, ensuite les disques ont été imbibés avec 10 μ L de l'extrait pure ou un mélange des deux extraits phénoliques (tableau VII).

Les boîtes ont été laissées à diffuser pendant 3 heures à + 4 °C, puis incubées immédiatement pendant 24 h à 37 °C.

Tableau VII: Contenus des disques en papier Wattman.

Numéro de disque	L'échantillon
1	Extrait des olives vertes
2	Extrait des olives tournantes
3	50% d'extrait des olives vertes et 50% d'extrait des olives tournantes
4	75% d'extrait des olives vertes et 25% d'extrait des olives tournantes
5	25% d'extrait des olives vertes et 75% d'extrait des olives tournantes

I.3.4.6. Lecture d'un antibiogramme

La sensibilité bactérienne à été déterminée par la mesure des diamètres des zones d'inhibitions autour des disques d'antibiotiques pour les témoins positifs et les disques de papier Wattman pour le témoin négatif et les extraits phénoliques.

Le diamètre de chaque zone d'inhibition est mesuré en millimètres en se référant à l'échelle de l'estimation de l'activité antibactérienne donné par PONCE *et al.* (2003) présenté dans le tableau VIII.

Tableau VIII: Echelle de l'estimation de l'activité antimicrobienne (PONCE *et al.*, 2003)

Activité antimicrobienne	Degré de sensibilité	Diamètre de la zone d'inhibition
Extrêmement sensible	+++	Plus de 20 mm
Très sensible	++	15mm à 19 mm
sensible	+	8mm à 14mm
Non sensible	/	Moins de 8mm

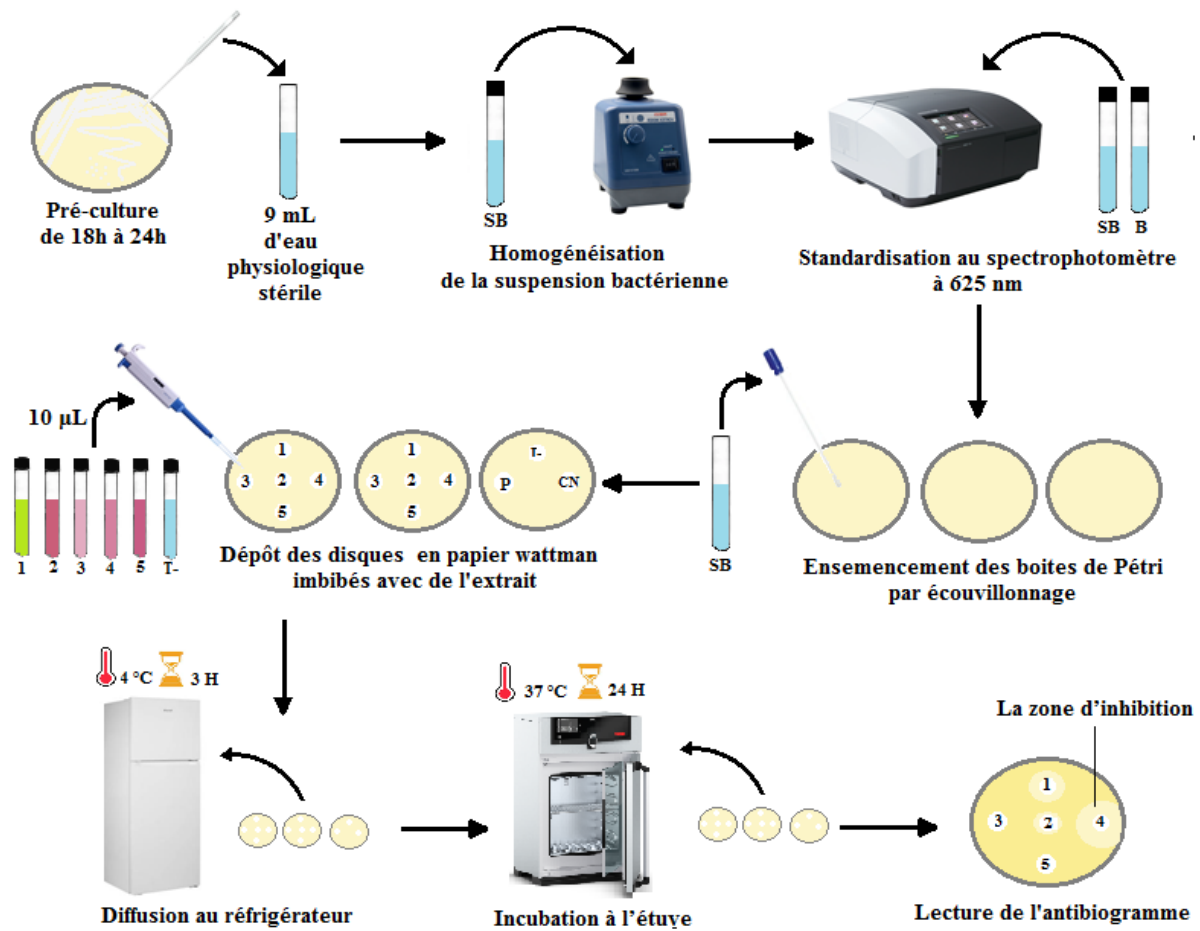


Figure 28: Mode opératoire schématisé pour l'évaluation de l'activité antibactérienne.

SB : la suspension bactérienne. **B :** le blanc (eau physiologique).

I.4. Analyse statistique

Les résultats sont présentés sous forme de moyenne \pm écart type. Afin d'évaluer les différences entre les types d'olive de table étudiés. Une analyse statistique a été réalisée à l'aide de logiciel R 3.6.3 comme suit :

- Comparaison de deux moyennes par le test de Student ou le test de Mann-Whitney, selon la normalité des données (activité antioxydante et les paramètres physicochimiques).
- Comparaison de plusieurs moyennes par l'ANOVA suivie du classement en groupes homogènes par le test de Newman-Keuls (activité anti-inflammatoire).
- Une ACP pour expliquer l'activité antioxydante et anti-inflammatoire par les paramètres physico-chimiques.

NB. Les scripts des tests sont en annexe II à IX.

Chapitre II

Résultats et discussion

I. Analyses physico-chimiques de la saumure de conditionnement

I.1. pH

Le tableau IX représente les résultats obtenus pour le potentiel d'hydrogène (pH) des deux échantillons de saumures des olives de table étudiés.

Tableau IX: Valeurs du pH des deux échantillons de saumures des olives de table étudiés exprimées en moyenne \pm écart type.

	Saumure des olives vertes		Saumure des olives tournantes	
	pH	Moyenne \pm Ecart-type	pH	Moyenne \pm Ecart-type
Mesure 1	4,5	4,37 \pm 0,12	4,1	4,17 \pm 0,06
Mesure 2	4,3		4,2	
Mesure 3	4,3		4,2	

L'analyse statistique des résultats ci-dessus ne montre aucune différence significative (p -value $>$ 0,05) entre les deux échantillons de saumure pour le potentiel d'hydrogène.

D'après les résultats mentionnés dans le tableau IX, les valeurs de pH obtenus sont conformes à la norme commerciale applicable aux olives de table exigée par le Conseil Oléicole International (2004), qui est comprise entre 4 et 4,3 pour les olives confites et les olives au naturel. Pour les autres types de préparations, il n'y a pas de limite maximale du pH mais elles doivent être conformes aux bonnes pratiques de fabrication. LOPEZ-LOPEZ *et al.* (2004) confirment dans leur étude que le profil de pH des olives conditionnées est variable selon le style d'élaboration et la méthode de conservation.

Le pH est un paramètre crucial d'un point de vue sanitaire de fait qu'il assure en combinaison avec d'autres paramètres la qualité microbiologique du produit final (KIAI et HAFIDI, 2014 ; AGAPI *et al.*, 2012). Ses valeurs basses sont dues à la transformation des sucres en acides organiques par les bactéries lactiques pendant le processus de fermentation (KIAI et HAFIDI, 2014).

I.2. Acidité titrable

Les résultats relatifs à l'acidité des deux échantillons de saumures des olives de table étudiés sont résumés dans le tableau X.

Tableau X: Résultats d'acidité des deux échantillons de saumures des olives de table étudiés exprimées en moyenne \pm écart type

	Saumure des olives vertes			Saumure des olives tournantes		
	V _{NaOH} (ml)	Acidité (%)	Moyenne \pm Ecart-type	V _{NaOH} (ml)	Acidité (%)	Moyenne \pm Ecart-type
Essai 1	3,9	3,51	3,42 \pm 0,17	7,6	6,84	6,60 \pm 0,21
Essai 2	3,6	3,24		7,2	6,48	
Essai 3	3,9	3,51		7,2	6,48	

Les résultats obtenus montrent que l'échantillon de la saumure des olives tournantes est plus acide (6,06 %) que celui de la saumure des olives vertes (3,42 %). Mais l'analyse statistique de ces résultats montre que la différence existant entre ces deux échantillons est statistiquement non significative (p -value $>$ 0,05).

Selon CHORIANOPOULOS *et al.* (2005), l'acidité de la saumure est principalement liée à la fermentation. En effet, Il est bien établi que lors du traitement alcalin des olives au cours de leur préparation, une quantité importante en substances nutritives diffuse de la pulpe vers la saumure qui seront reprises par les microorganismes pour produire, par fermentation, de l'acide lactique responsable de la baisse du pH et de l'augmentation de l'acidité du milieu (MANNA, 2006 ; KIAI et HAFIDI, 2014). Pour cela MANNA (2006) a considéré que la différence dans l'acidité entre deux échantillons est liée d'une part, à la teneur initiale de l'olive en sucres réducteurs et d'autre part à la perméabilité de l'épicarpe qui conditionne la diffusion des substances.

Il a été démontré aussi par MOUMENE *et al.* (2013), que la présence des acides organiques dans la saumure du produit final est considérée comme un facteur majeur pour accroître l'hygiène microbienne.

I.3. Taux de chlorure de sodium

Le taux de chlorure obtenu pour chaque échantillon de saumure est exprimé dans le tableau XI.

Tableau XI: Taux de chlorure de sodium des deux échantillons de saumures des olives de table étudiés exprimées en moyenne \pm écart type

	Saumure des olives vertes			Saumure des olives tournantes		
	V _{AgNO₃} (ml)	NaCl (%)	Moyenne \pm Ecart-type	V _{AgNO₃} (ml)	NaCl (%)	Moyenne \pm Ecart-type
Essai 1	1,7	4,97	4,68 \pm 0,29	2,1	6,14	6,04 \pm 0,45
Essai 2	1,6	4,68		1,9	5,55	
Essai 3	1,5	4,38		2,2	6,43	

L'analyse statistique montre qu'il existe une différence significative (p -value < 0,05) entre les résultats obtenus pour les deux échantillons de saumure analysés dont le taux de chlorure le plus élevé est observé pour la saumure des olives tournantes avec un pourcentage égale à 6,04 %, tandis que la saumure des olives vertes présente le pourcentage le plus faible et qui est égale à 4,68 %.

Les résultats mentionnés dans le tableau XI sont conformes à la norme commerciale applicable aux olives de table exigée par le Conseil Oléicole International (2004) qui fixe la concentration minimale en chlorure de sodium entre 4 % et 5 % pour les olives confites et les olives au naturel et à 10 % pour les olives déshydratées et/ou ridées. Pour les autres types de préparations, il n'y a pas de concentration minimale mais elles doivent respecter les bonnes pratiques de fabrication.

D'après ROKNI *et al.* (2015), la concentration en sel à un rôle très important dans l'évolution du processus de fermentation, elle peut inhiber une partie de la flore d'altération, notamment les coliformes, sans affecter la flore lactique.

II. Analyses physico-chimiques des olives de table

II.1. Teneur en eau

Les pourcentages d'humidité obtenus pour deux échantillons d'olives de table sont exprimés dans le tableau XII:

Tableau XII: Teneur en eau des deux échantillons d'olive de table étudiés exprimées en moyenne \pm écart type. **OV:** olives vertes. **OT:** olive tournante.

	Essai	P ₀ (g)	P (g)	P _s (g)	Teneur en eau (%)	Moyenne \pm Ecart-type
OV	Essai 1	25,4	30,4	26,8	72%	74 \pm 2
	Essai 2	29,4	34,4	30,7	74%	
	Essai 3	29,7	34,7	30,9	76%	
OT	Essai 1	28,5	33,5	30,6	58%	60 \pm 2
	Essai 2	29,3	34,7	31,3	63%	
	Essai 3	28,6	33,6	30,6	60%	

L'analyse statistique montre qu'il existe une différence significative (p -value $< 0,05$) entre les résultats obtenus pour les deux échantillons d'olive de table étudiés. On remarque que le pourcentage d'humidité le plus élevé est celui des olives de table vertes avec 74 %, tandis que les olives de table tournante ont un pourcentage et qui égale à 60 %.

La teneur en eau des olives vertes étudiés est comparable aux variétés d'olive italiennes élaborées selon la méthode espagnole rapportée par OWEN *et al.* (2003) (73,7 %) et ROMERO *et al.* (2004) pour les olives de table vertes qui varient entre 73,4 % et 76,8 %. Alors que le pourcentage d'humidité des olives tournantes étudié concorde avec celui obtenu par METTOUCHI *et al.* (2016 (b)) pour la variété *Sigoise* de Bejaia avec une teneur de 64,6 %.

Les résultats d'humidité obtenus pour les deux échantillons d'olive de table sont supérieurs à ceux de la variété *Tsakistes* (46 %) étudiée par BOSKOU *et al.* (2006) et celle de la variété *Sigoise* de Ain-defla (55,5 %) étudiée par METTOUCHI *et al.* (2016 (b)).

En fin, La différence du pourcentage d'humidité existante entre les deux échantillons étudiés a été expliquée par BRESCIA *et al.* (2007), qui confirment que la teneur en eau des olives dépend du facteur variétal, des conditions d'élaboration et de l'origine géographique. Ainsi, EL KHALOUI et NOURI (2007) affirment que la perméabilité de la paroi des olives en

contrôlant l'échange hydrique entre la matrice végétale et la saumure (l'effet osmotique) influence leurs teneurs en eau.

III. Analyses biochimique des olives de table

III.1. Dosage des polyphénols totaux et des flavonoïdes

Les résultats obtenus concernant les teneurs en polyphénols totaux et en flavonoïdes des deux échantillons d'olives de table sont présentés dans le tableau ci-dessous.

Tableau XIII: Teneur en polyphénols totaux et en flavonoïdes des deux types d'olive de table étudiés exprimées en moyenne \pm écart type

		Essai	DO	La teneur	Moyenne \pm Ecart-type
Olives de table vertes	Polyphénols totaux (mg GAE/kg PF)	Essai 1	1,392	6440,16	6451,88 \pm 16,57
		Essai 2	1,397	6463,60	
	Flavonoïdes (mg QE/kg PF)	Essai 1	0,158	190,43	191,67 \pm 1,75
		Essai 2	0,160	192,90	
Olives de table tournantes	Polyphénols totaux (mg GAE/kg PF)	Essai 1	1,427	13208,45	13217,82 \pm 13,25
		Essai 2	1,429	13227,19	
	Flavonoïdes (mg QE/kg PF)	Essai 1	0,497	1770	1765,89 \pm 5,81
		Essai 2	0,494	1761,78	

L'analyse statistique des résultats obtenus pour le taux des polyphénols totaux montre que la différence existante entre les deux échantillons d'olive de table étudiés est statistiquement significative (p -value $< 0,05$). On remarque que les olives de table tournantes renferment une teneur en polyphénols totaux plus élevée (13217,82 mg GAE/kg PF) que celle des olives de table vertes (6451,88 mg GAE/kg PF).

Comparativement à d'autres variétés, la teneur en polyphénols totaux retrouvée dans les olives vertes est proche à celle de la variété *Gemlik* de la région Umurbey en Turquie (6042,46 GAE/kg PF) étudié par UYLASER (2014) et largement supérieure à celle obtenue par BOSKOU *et al.* (2006) pour les variétés d'olive de Grèce et du Portugal caractérisées par des teneurs variant dans un intervalle de 820 à 1710 mg GAE/kg PF. Alors que les olives tournantes étudiés ont un taux de polyphénols totaux largement supérieur à ceux des variétés *Sigoise* de Ain-Defla (6288 mg GAE /Kg PF) et *Cornicabra* (5021 mg Eq AG/Kg PF)

rapporter par OUTAOUS et RAHMANI (2016) dans une étude sur les olives de table tournantes d'Algérie.

En ce qui concerne les flavonoïdes, l'analyse statistique des résultats de tableau XIV montre que leur teneur diffère significativement (p -value < 0,05) entre les deux échantillons d'olives de table étudiés.

D'après les résultats obtenus (tableau XIV), on constate que les olives de table tournantes présentent une teneur très élevée en flavonoïde (1765,89 mg QE/kg PF) comparativement aux olives de table vertes (191,67 mg QE/kg PF).

La teneur en flavonoïde des olives de table vertes étudiés représente un pourcentage de 2,97% des polyphénols totaux. Ce dernier est supérieur à celui de la variété *Sigoise* (1,49%) mais inférieure à celui de la variété *Azeraj* (3,56%) rapportés par NOURI et OUCHEN (2022). Concernant l'échantillon des olives tournantes, ce dernier présente une teneur très élevée en flavonoïde que celles des deux variétés *Sigoise* de Bejaia et *Cornicabra* avec une teneur égale à 212,9 mg QE/kg PF et 101,6 mg QE/kg PF respectivement, rapportées par OUTAOUS et RAHMANI (2016).

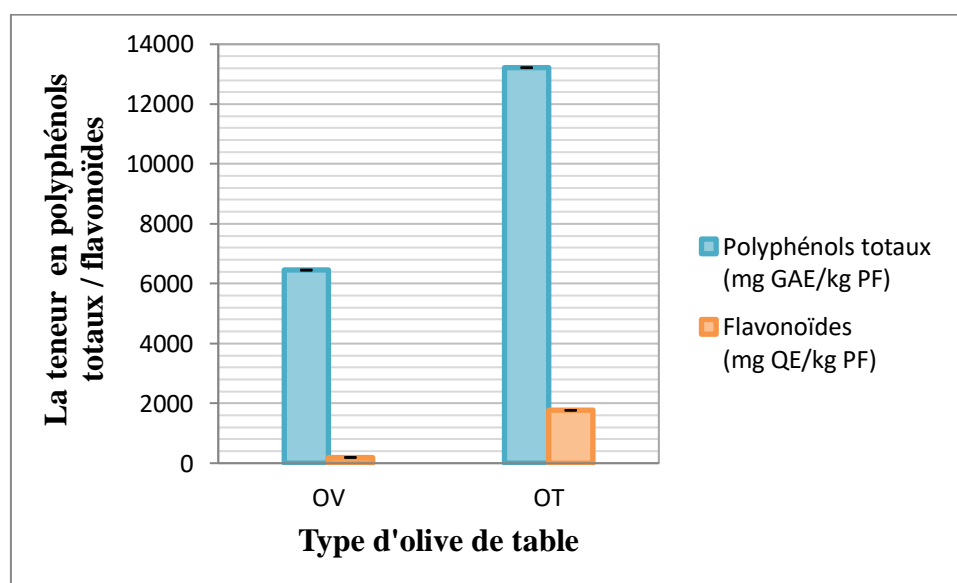


Figure 29: Teneur en polyphénols totaux et en flavonoïde des deux échantillons d'olive de table étudiés. **OV:** olives vertes. **OT:** olive tournante.

Selon la figure 29 et les résultats obtenus on relève que les flavonoïdes ne représentent qu'une petite fraction des polyphénols et qu'il y a d'autres composés qui occupent la majorité des polyphénols.

A l'issue de tous ces résultats, on constate que les olives de table et en raison de sa richesse en composés phénoliques constituent une source prometteuse en composés bioactives bénéfiques à la santé humaine. Ambra *et al.* (2017) et SAB *et al.* (2022) affirment que les effets de ces molécules bioactives sur la santé dépendent évidemment de leur type et de leur quantité, qui sont fortement influencées par la variété et les facteurs génétiques, degré de maturité de fruit à la récolte, les conditions de croissance de l'olivier (l'irrigation, conditions climatiques) ainsi que les méthodes d'élaboration. Ambra *et al.* (2017) ajoutent que la consommation d'un couple d'olive peut fournir environ 10 mg de composés phénoliques, une quantité comparable à celle existant dans 50-100 g d'huile d'olive.

III.2. Evaluation de l'activité antioxydante

Les pourcentages d'inhibition du radical libre DPPH obtenus sont montrés dans le tableau XIV.

Tableau XIV: Résultats de l'activité anti-radicalaire des deux types d'olive de table étudiés exprimées en moyenne \pm écart type

	Olives de table vertes			Olives de table tournantes		
	DO	Activité anti-radicalaire (%)	Moyenne \pm Ecart-type	DO	Activité anti-radicalaire (%)	Moyenne \pm Ecart-type
Essai 1	0,088	86,94	86,80 \pm 0,21	0,139	79,38	78,56 \pm 1,15
Essai 2	0,090	86,65		0,150	77,74	

L'analyse statistique des résultats de tableau ci-dessus montre une différence significative (p -value $< 0,05$) entre les deux échantillons de la variété *Sigoise* étudiées.

Les olives de table vertes sont plus performantes, en exerçant un pouvoir antioxydant estimé à 86,80 %, tandis que les olives tournantes présentent un pourcentage égal à 78,56 %.

En comparaison avec d'autres études, on peut remarquer que nos extraits phénoliques ont une capacité de neutralisation du radical DPPH plus élevée que celle des olives fermentées de la même variété étudiée par SAB *et al.* (2022) pour lesquelles le pouvoir antioxydant a été évalué à 65,75 % et celle des olives vertes naturellement fermentées de la variété *Tonda di Cagliari* (65 %) rapportée par FADDA *et al.* (2014) ainsi que celle de la variété *Gemlik* de la région Kumla en Turquie (32,04 %) étudiée par UYLASER (2014). En

revanche les résultats qu'on a obtenus restent inférieurs à celle de cultivar *Picual* étudié par POPOVICI (2009) et qui présente un pouvoir antioxydant égal à 91,4 %. On remarque aussi que l'activité antioxydante des olives tournantes étudiées est proche à celle de la variété *Gemlik* de la région Umurbey en Turquie (70,18 %) rapportés par UYLASER (2014).

En comparant le pouvoir antiradicalaire des deux échantillons d'olive de table étudiés, il apparaît que les olives de table vertes sont plus performantes que les olives de table tournantes alors que les teneurs en composés phénoliques se présentent dans l'ordre opposé. Ceci est due au fait que l'effet antioxydant n'est pas seulement dose dépendant mais également structure dépendant. RODRIGUEZ-BERNALDO DE QUIRÖS *et al.* (2009) et TORRES DE PINEDO *et al.* (2007) confirment que l'activité antioxydante est corrélée positivement avec la structure des polyphénols. Généralement, les polyphénols avec un nombre élevé de groupements hydroxyles présentent l'activité antioxydante la plus élevée due à leur capacité de donner plus d'atomes pour stabiliser les radicaux libres.

PEREZ-BONILLA *et al.* (2006) ont montré dans leurs travaux que l'hydroxytyrosol, l'oleuropéine et le tyrosol, trois polyphénols prépondérants dans l'olive, possèdent une activité antioxydante vis-à-vis du DPPH de l'ordre de 76,7%, 20,4%, et 3,7% respectivement. Pour cela on suppose que l'activité antioxydante élevée des olives de table vertes soit probablement due à la présence élevée des deux polyphénols (hydroxytyrosol et oleuropéine) contre une faible quantité de tyrosol et le contraire pour les olives tournantes.

AIT CHABANE *et al.* (2019) ont signalé aussi qu'il y a une perte de plus de 50 % des composés phénoliques totaux de la variété *Sigoise* après l'élaboration (désamérisation et lavage). Les pertes sont aussi observées durant la fermentation due à la diffusion des composés phénoliques de l'olive vers la saumure (CHRANIOTI *et al.*, 2018). Ces pertes peuvent être aussi la raison pour laquelle le pouvoir antioxydant des olives de table tournantes étudiés est inférieures à celui des olives vertes malgré leur teneur élevée en polyphénols.

III.3. Evaluation de l'activité anti-inflammatoire *in vitro*

Les pourcentages d'inhibition de la dénaturation du BSA en fonction des différentes concentrations en extrait phénoliques et en diclofénac sodique sont présentés dans tableau XV.

Tableau XV: Les résultats de l'activité anti-inflammatoire des deux types d'olive de table étudiés exprimées en moyenne \pm écart type

	Concentration ($\mu\text{g/mL}$)	Essai	DO	Inhibition de dénaturation (%)	Moyenne \pm Ecart-type
Olives de table vertes	0,01	Essai 1	0,378	22,85	23,26 \pm 0,58
		Essai 2	0,374	23,67	
	0,1	Essai 1	0,364	25,71	25,61 \pm 0,14
		Essai 2	0,365	25,51	
	0,8	Essai 1	0,361	26,32	26,32 \pm 0
		Essai 2	0,361	26,32	
Olives de table tournantes	0,01	Essai 1	0,401	18,16	17,75 \pm 0,58
		Essai 2	0,405	17,34	
	0,1	Essai 1	0,381	22,24	21,73 \pm 0,72
		Essai 2	0,386	21,22	
	0,8	Essai 1	0,369	24,69	25,10 \pm 0,58
		Essai 2	0,365	25,51	
Le standard (diclofénac sodique)	1	Essai 1	0,414	15,51	15,20 \pm 0,44
		Essai 2	0,417	14,89	
	5	Essai 1	0,396	19,18	19,18 \pm 0
		Essai 2	0,396	19,18	
	25	Essai 1	0,392	20	20 + 0
		Essai 2	0,392	20	

L'analyse statistique des résultats du tableau XV montre que :

- La concentration a un effet très significatif sur le pourcentage d'inhibition de la dénaturation du BSA (p-value $<$ 0,05).
- Le type d'échantillons a un effet très significatif sur le pourcentage d'inhibition de la dénaturation du BSA (p-value $<$ 0,05).
- L'interaction des deux facteurs à savoir la concentration et le type d'échantillon a un effet très significatif sur le pourcentage d'inhibition de la dénaturation du BSA (p-value $<$ 0,05).

Une classification en groupes homogènes de ces données a été effectuée (annexe IX) dont les valeurs portant la même lettre ne représentent aucune différence significative (p -value $>0,05$).

Nos résultats montrent que les pourcentages d'inhibition de la dénaturation du BSA de l'extrait d'olives de table vertes pour les différentes concentrations ont été supérieures à ceux de l'extraits d'olives de table tournantes et de diclofénac sodique. Pour une concentration de $0,8 \mu\text{g/mL}$ les olives vertes ont relevé un pourcentage d'inhibition maximale de $26,32 \%$, alors que les olives tournantes à $0,8 \mu\text{g/mL}$ ont montré une inhibition de $25,10 \%$. Concernant le diclofinac, pour une concentration $25 \mu\text{g/mL}$, le pourcentage d'inhibition de la dénaturation du BSA est de 20% .

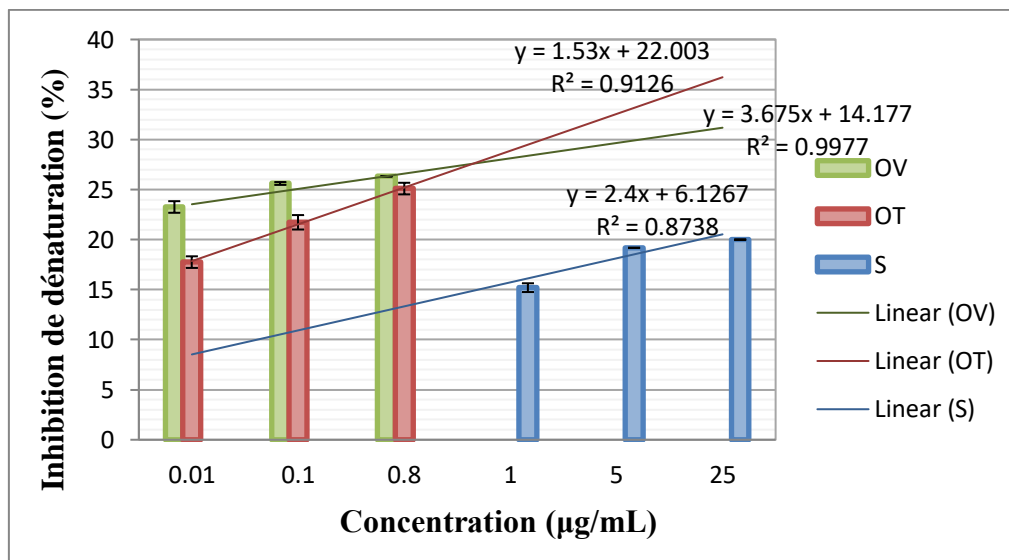


Figure 30: Corrélation entre la concentration et le pourcentage d'inhibition de la dénaturation du BSA. **OV:** olives vertes. **OT:** olive tournante. **S:** le standard.

La corrélation entre la concentration et le pourcentage d'inhibition a montré que la capacité d'inhibition de la dénaturation de la BSA dépend de la concentration de l'extrait (figure 30). Ceci peut être confirmé par les résultats de tableaux XVI où on remarque l'existence d'une relation proportionnelle entre l'augmentation de la concentration et le pourcentage de la dénaturation de BSA par le diclofénac et par les deux extraits phénoliques étudiée.

FETNI et BERTELLA (2020) et BARROS *et al.* (2008) affirment que la dénaturation des protéines est parmi les causes de l'inflammation car elle induit la production d'auto-antigènes. Cette dénaturation consiste à une altération des liaisons électrostatique, hydrogène, hydrophobe ou disulfure qui maintien la structure tridimensionnelle des protéines (BARROS

et al., 2008). Il était prouvé que les anti-inflammatoires non stéroïdiens n'inhibent pas seulement la synthèse des prostaglandines pro-inflammatoires, mais inhibent aussi la dénaturation des protéines (SANGEETHA *et al.*, 2011). A la lumière de ces informations et les résultats obtenus, on peut conclure que les extraits phénoliques des olives de table, à faible dose, possèdent une activité anti-inflammatoire par inhibition de la dénaturation des protéines donc ils sont capables d'inhiber la production d'auto-antigènes participant ainsi à l'entretien de l'inflammation.

IV. Evaluation de l'activité antibactérienne

Les diamètres des zones d'inhibition obtenus pour chaque échantillon d'extraits phénoliques sont représentés dans le tableau XVII, tandis que ceux des témoins sont représentés dans le tableau XVI.

Les résultats de tableau XVI montrent que le méthanol n'exerce aucune activité inhibitrice sur les bactéries testées. En ce qui concerne les témoins positifs, les diamètres des zones d'inhibition obtenus sont conformes aux diamètres critiques des normes CASFM (2024) et CLSI (2024) (annexe V).

Tableau XVI: Diamètres des zones d'inhibition pour le témoin négatif (T-) et les témoins positifs (T+).

Souche bactérienne	T- (Methanol)	T+	
		Pénicilline G (P)	Gentamicine (CN)
<i>S. aureus</i> MU50	5 mm	18,5 mm	23 mm
<i>E. coli</i> ATCC 25922	5 mm	5 mm	23 mm
<i>K. pneumoniae</i> ATCC 700603	5 mm	5 mm	14 mm
<i>P. aeruginosa</i> ATCC 27853	5 mm	5 mm	18 mm
<i>B. cereus</i> ATCC 14579	5 mm	5 mm	24 mm

NB. Les diamètres des disques de papier Wattman (5 mm) sont inclus dans les mesures.

Tableau XVII: Diamètres des zones d'inhibition autour de chaque disque exprimées en moyenne \pm écart type avec leurs interprétations selon PONCE *et al.* (2003).

		Diamètre de la zone d'inhibition (mm)		Moyenne \pm Ecart-type	Interprétation
		1 ^{ère} boîte	2 ^{ème} boîte		
<i>S. aureus</i> MU50	1	9	5	7 \pm 2,8	Non sensible
	2	6	5	5,5 \pm 0,7	Non sensible
	3	5	5	5 \pm 0	Non sensible
	4	5	5	5 \pm 0	Non sensible
	5	7	5	6 \pm 1,4	Non sensible
<i>E. coli</i> ATCC 25922	1	7	6	6,5 \pm 0,7	Non sensible
	2	8	8	8 \pm 0	Sensible
	3	5	8	6,5 \pm 2,1	Non sensible
	4	7	9	8 \pm 1,4	Sensible
	5	7	8	7,5 \pm 0,7	Non sensible
<i>K. pneumoniae</i> ATCC 700603	1	10	5	7,5 \pm 3,5	Non sensible
	2	9	6	7,5 \pm 2,1	Non sensible
	3	5	8	6,5 \pm 2,1	Non sensible
	4	7	7	7 \pm 0	Non sensible
	5	7	8	7,5 \pm 0,7	Non sensible
<i>P. aeruginosa</i> ATCC 27853	1	9	10	9,5 \pm 0,7	Sensible
	2	6	8	7 \pm 1,4	Non sensible
	3	7	6	6,5 \pm 0,7	Non sensible
	4	8	8	8 \pm 0	Sensible
	5	8	9	8,5 \pm 0,7	Sensible
<i>B. cereus</i> ATCC 14579	1	8	11	9,5 \pm 2,1	Sensible
	2	12	7	9,5 \pm 3,5	Sensible
	3	8	8	8 \pm 0	Sensible
	4	8	8	8 \pm 0	Sensible
	5	9	9	9 \pm 0	Sensible

NB. Les diamètres des disques de papier Wattman (5 mm) sont inclus dans les mesures.

Les résultats de tableau XVII montrent que *B. cereus* ATCC 14579 est la souche la plus sensible aux effets des extraits d'olive de table, suivie par *P. aeruginosa* ATCC 27853 et *E. coli* ATCC 25922, alors que *S. aureus* MU50 et *K. pneumoniae* ATCC 700603 sont résistantes.

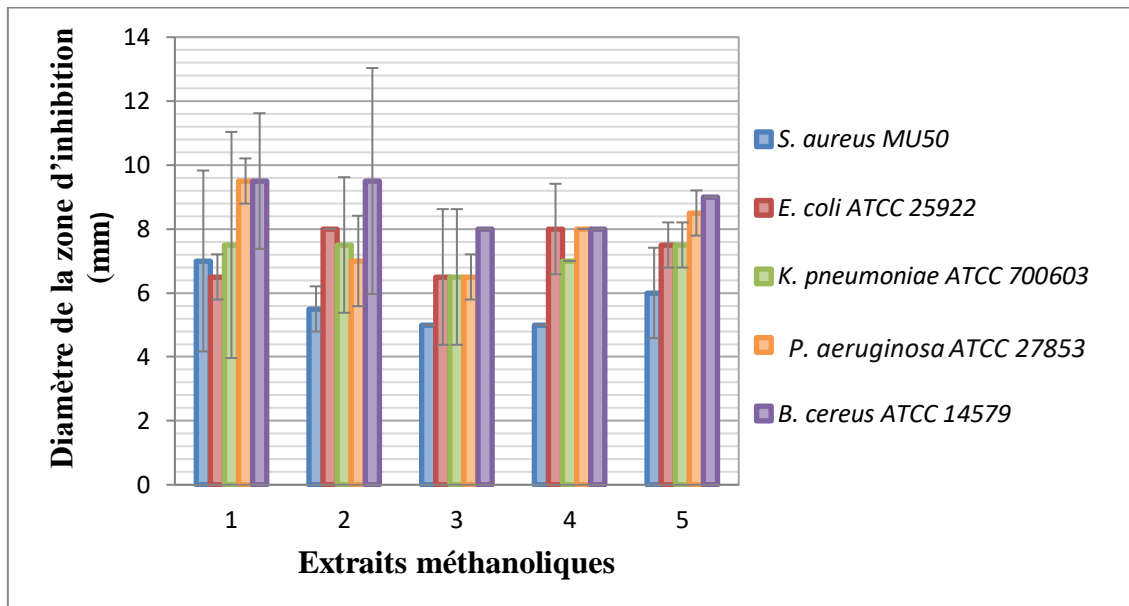


Figure 31: Effet des cinq échantillons d'extrait phénoliques sur les cinq souches bactériennes de référence.

D'après la figure 31 et le tableau XVIII, les plus grands diamètres de zones d'inhibitions sont observés chez *P. aeruginosa* ATCC 27853 et *B. cereus* ATCC 14579 sous l'effet de l'extrait pure d'olives vertes qui est de $9,5 \pm 0,7$ mm et $9,5 \pm 2,1$ mm respectivement. Suivie de celui de *B. cereus* ATCC 14579 sous l'effet de l'extrait pure d'olives tournantes qui est de $9,5 \pm 3,5$ mm.

L'absence d'une zone d'inhibition pour certaine souche bactérienne, pourrait s'expliquer par la résistance développée par ces souches contre les molécules bioactives des extraits utilisés ou bien la concentration insuffisante de ces molécules.

Selon COWAN (1999), la toxicité des extraits envers les microorganismes est due aux différentes classes de polyphénols essentiellement les tanins et les flavonoïdes. Cette toxicité est en fonction du site et du nombre de groupements hydroxyles présents sur le composé phénolique c'est à dire que l'augmentation de l'hydroxylation conduit à une augmentation de la toxicité.

Le mécanisme d'action des polyphénols est sans doute très complexe. Parmi les hypothèses avancées : l'inhibition de la synthèse d'acide nucléique, l'altération des fonctions

de la membrane cytoplasmique, la séquestration de substrats nécessaires à la croissance microbienne et l'inhibition du métabolisme énergétique microbien (JUNGKIND, 1995).

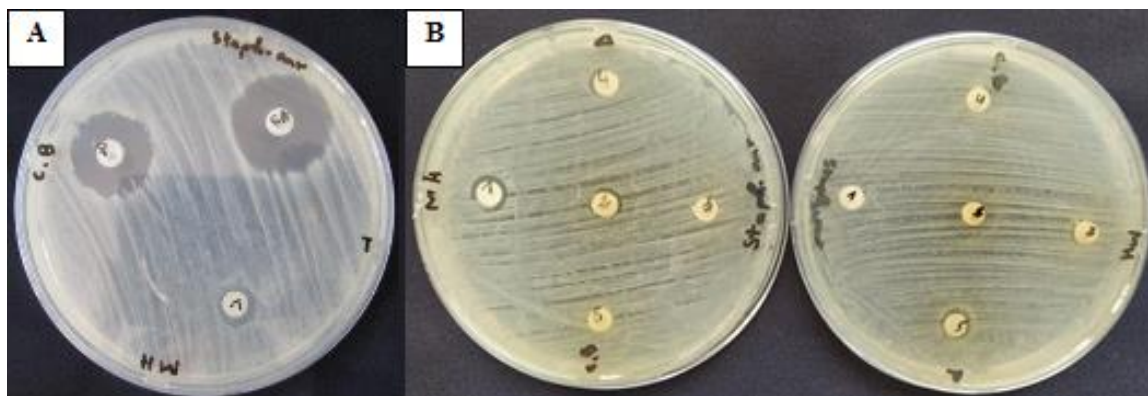


Figure 32: AntibioGramme de la souche *Staphylococcus aureus* MU50 sur gélose Mueller Hinton. **A:** boîte de témoins. **B:** boîtes des échantillons. **P :** Pénicilline G. **CN :** Gentamicine.

T- : témoin négatif. **1 :** extrait des olives vertes. **2 :** extrait des olives tournantes. **3 :** 50% d'extrait des olives vertes et 50% d'extrait des olives tournantes. **4 :** 75% d'extrait des olives vertes et 25% d'extrait des olives tournantes. **5 :** 25% d'extrait des olives vertes et 75% d'extrait des olives tournantes.

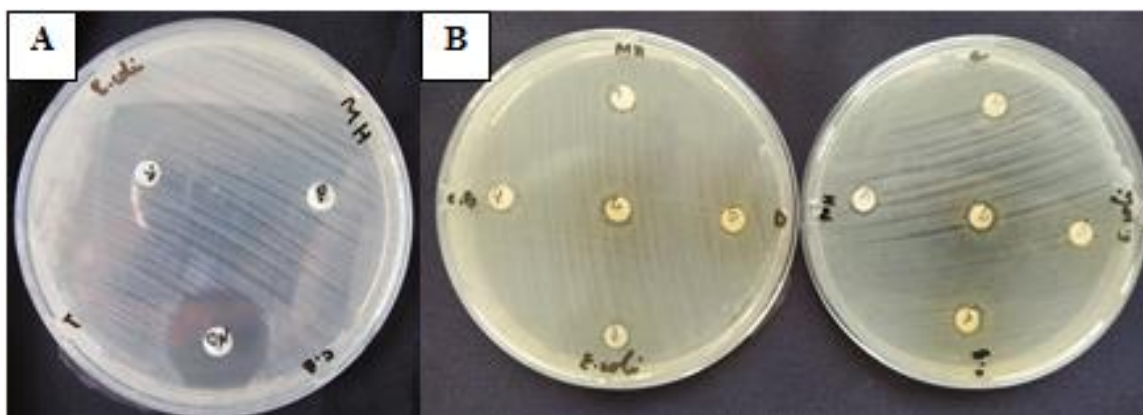


Figure 33: AntibioGramme de la souche *Escherichia coli* ATCC 25922 sur gélose Mueller Hinton. **A:** boîte de témoins. **B:** boîtes des échantillons. **P :** Pénicilline G. **CN :** Gentamicine.

T- : témoin négatif. **1 :** extrait des olives vertes. **2 :** extrait des olives tournantes. **3 :** 50% d'extrait des olives vertes et 50% d'extrait des olives tournantes. **4 :** 75% d'extrait des olives vertes et 25% d'extrait des olives tournantes. **5 :** 25% d'extrait des olives vertes et 75% d'extrait des olives tournantes.

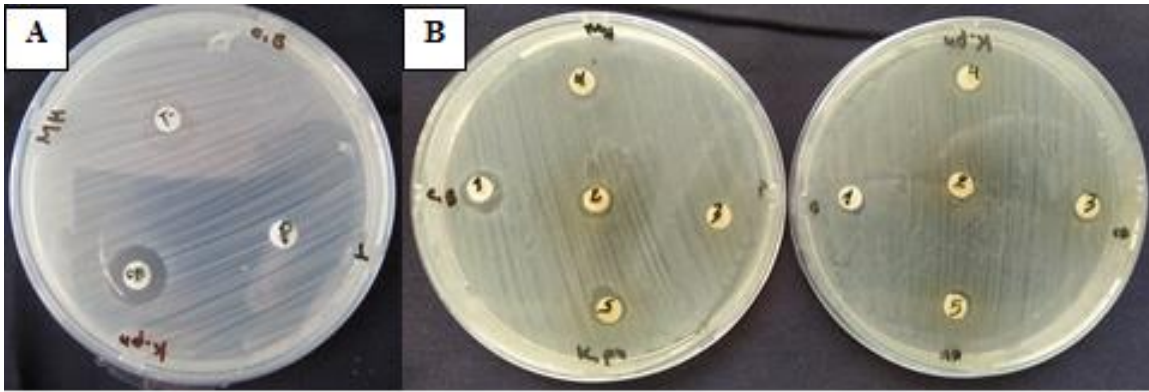


Figure 34: AntibioGramme de la souche *Klebsiella pneumoniae* ATCC 700603 sur gélose Mueller Hinton. **A:** boîte de témoins. **B:** boîtes des échantillons. **P :** Pénicilline G. **CN :** Gentamicine. **T- :** témoin négatif. **1 :** extrait des olives vertes. **2 :** extrait des olives tournantes. **3 :** 50% d'extrait des olives vertes et 50% d'extrait des olives tournantes. **4 :** 75% d'extrait des olives vertes et 25% d'extrait des olives tournantes. **5 :** 25% d'extrait des olives vertes et 75% d'extrait des olives tournantes.

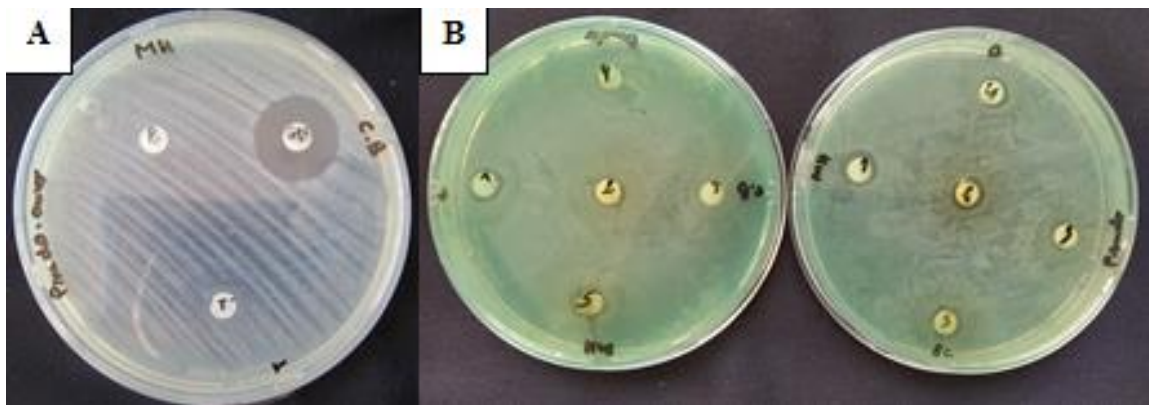


Figure 35: AntibioGramme de la souche *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853 sur gélose Mueller Hinton. **A:** boîte de témoins. **B:** boîtes des échantillons. **P :** Pénicilline G. **CN :** Gentamicine. **T- :** témoin négatif. **1 :** extrait des olives vertes. **2 :** extrait des olives tournantes. **3 :** 50% d'extrait des olives vertes et 50% d'extrait des olives tournantes. **4 :** 75% d'extrait des olives vertes et 25% d'extrait des olives tournantes. **5 :** 25% d'extrait des olives vertes et 75% d'extrait des olives tournantes.

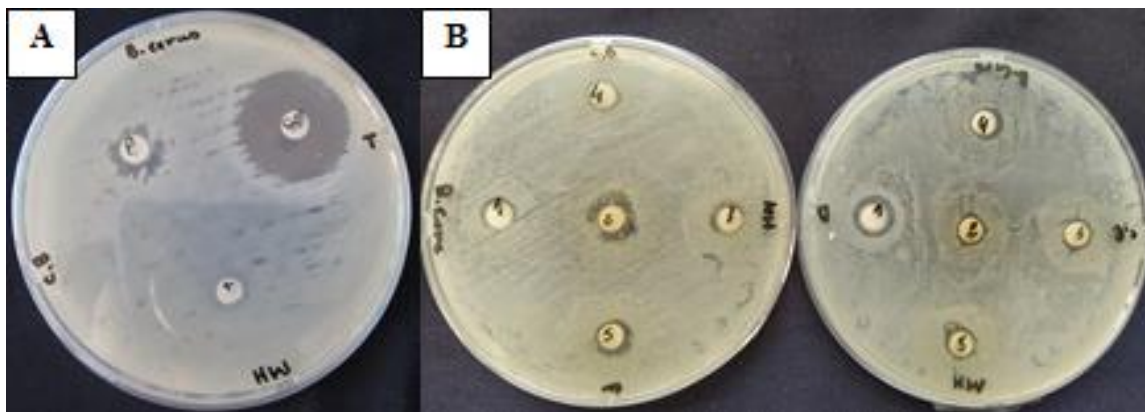


Figure 36: AntibioGramme de la souche *Bacillus cereus* ATCC 14579 sur gélose Mueller Hinton. **A:** boîte de témoins. **B:** boîtes des échantillons. **P :** Pénicilline G. **CN :** Gentamicine. **T- :** témoin négatif. **1 :** extrait des olives vertes. **2 :** extrait des olives tournantes. **3 :** 50% d'extrait des olives vertes et 50% d'extrait des olives tournantes. **4 :** 75% d'extrait des olives vertes et 25% d'extrait des olives tournantes. **5 :** 25% d'extrait des olives vertes et 75% d'extrait des olives tournantes.

V. Analyse en composantes principales (ACP)

Une approche statistique ACP a été réalisée sur nos données (pH, acidité titrable, taux de chlorures, humidité, teneur en polyphénols totaux et en flavonoïdes, activité antioxydante et activité anti-inflammatoire) pour résumer les informations contenants dans les tableaux IX, X, XI, XII, XIII, XIV et XV. La figure 37 représente le cercle de corrélation qui permettra d'étudier la relation existante entre les différents paramètres.

Le pourcentage de variance restitué est égal à 100 % ce qui signifie que les deux premiers axes sont suffisants. L'ensemble des paramètres pH, acidité titrable, taux de chlorures, et la teneur en polyphénols totaux et en flavonoïdes sont représentés par des flèches superposés l'une sur l'autre ce qui implique que ces paramètres sont corrélés positivement. On remarque aussi que l'ensemble de ces paramètres sont corrélés négativement à la fois avec la teneur en eau et l'activité antioxydante (car ils forment un angle plat) et avec l'activité anti-inflammatoire (en raison de l'angle obtus formé entre eux).

Les trois paramètres, la teneur en eau, l'activité antioxydante et l'activité anti-inflammatoire, sont séparés par un angle aigu loin d'être droite ce qui signifie que ces paramètres sont corrélés positivement.

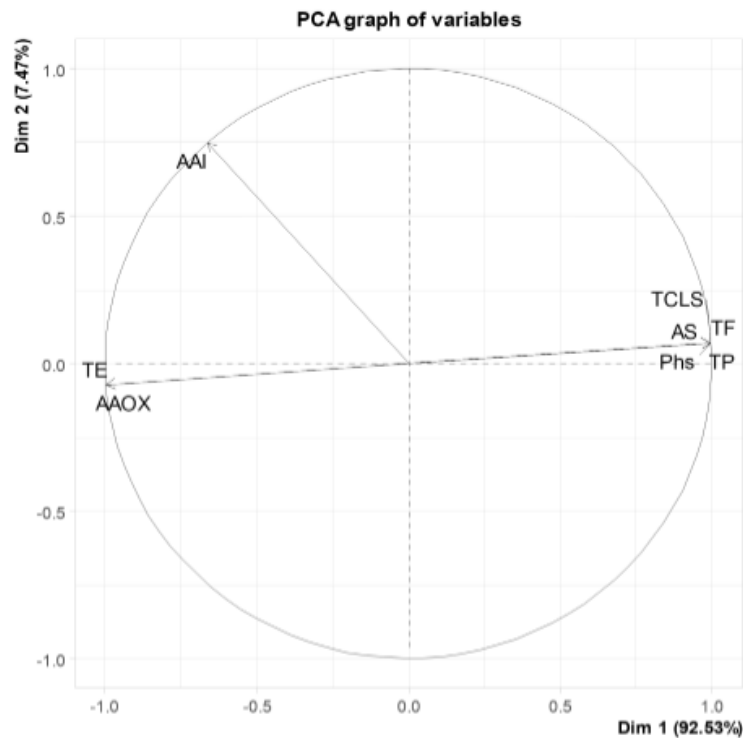


Figure 37 : Cercle de corrélation des variables pour l'ACP. **AAOX** : activité antioxydante.

TE : teneur en eau. **AAI** : activité anti-inflammatoire. **TP** : teneur en polyphénols.

TF : teneur en flavonoïdes. **pHS** : pH de la saumure. **AS** : acidité de la saumure.

TCLS : teneur en chlorure de la saumure.

Par ailleurs, le graphique des individus (Figure 38), nous permet d'évaluer le lien entre les deux types d'olives de table étudiés selon les paramètres analysés, il permet aussi de faire apparaître la dispersion des deux types d'olives de table par rapport aux vecteurs générés par le cercle de corrélation.

Le graphique montre que les olives de table tournantes présentent des bonnes valeurs pour le pH, l'acidité titrable, le taux de chlorures et la teneur en polyphénols totaux et en flavonoïdes au contraire des olives de table vertes.

On remarque aussi que les olives vertes présentent des bonnes valeurs pour les trois paramètres, la teneur en eau et l'activité antioxydante et l'activité anti-inflammatoire, à l'inverse des olives tournantes.

En ce qui concerne l'activité anti-inflammatoire, on remarque que la concentration C3 qui égale à 0,8 µg/mL de l'extrais d'olives vertes présente la meilleure activité anti-inflammatoire, tandis que la concentration C1 qui égale à 0,01 µg/mL de l'extrais d'olives tournantes présente l'activité anti-inflammatoire la plus faible.

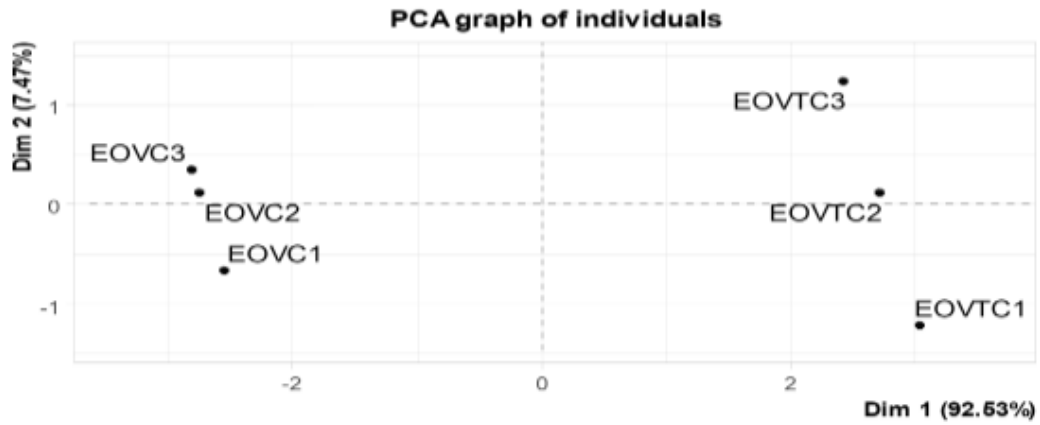


Figure 38 : Graphe des individus pour l'ACP. **EOV**: extrait d'olives vertes. **EOT** : extrait d'olives tournantes. **C1** : extrait la concentration 0,01 $\mu\text{g/mL}$. **C2** : la concentration 0,1 $\mu\text{g/mL}$. **C3** : la concentration 0,8 $\mu\text{g/mL}$.

Conclusion et perspectives

Le présent travail a pour objectif d'évaluer deux types d'olive de table de la variété *Sigoise* d'Algérie, à travers l'analyse des paramètres physicochimiques (pH, acidité titrable et le taux de chlorure de sodium) de la saumure et à travers leur teneur en eau et en composés phénoliques ainsi que l'estimation de l'activité antioxydante, anti-inflammatoire et antibactérienne.

L'analyse physicochimique de la saumure a montré des valeurs de pH, d'acidité et de taux de chlorure qui sont conformes à la norme commerciale applicable aux olives de table exigée par le Conseil Oléicole International. Il était démontré aussi que ces paramètres jouent un rôle très important dans l'évolution du processus de fermentation et dans l'inhibition d'une partie de la flore d'altération assurant ainsi la qualité microbiologique du produit final.

Le test d'humidité a révélé des pourcentages de 74 % et 60 %, pour les olives de table vertes et tournantes respectivement. Ce paramètre dépend de plusieurs facteurs tels que les conditions d'élaboration et la perméabilité de la paroi des olives.

La caractérisation quantitative des composés phénoliques des deux échantillons nous a révélé la richesse des olives de table vertes et tournante en polyphénols et en flavonoïdes, constituant ainsi des sources prometteuses en composés bioactives qui ont des effets bénéfiques sur la santé humaine. Ces effets dépendent évidemment de leur type et de leur quantité, qui sont fortement influencées par les facteurs génétiques, degré de maturité de fruit, les méthodes d'élaboration.

L'évaluation de l'activité anti-radicalaire des deux extraits phénoliques en utilisant le test de DPPH a montré un pouvoir anti-radicalaire significatif de l'ordre de 86,80 % et 78,56 % pour les olives de table vertes et tournante, respectivement.

L'étude de l'activité anti-inflammatoire a montré que les extraits d'olive de table et à faible doses possèdent un important effet inhibiteur de la dénaturation des protéines donc ils sont capables d'inhiber la production d'auto-antigènes participant ainsi à l'entretien de l'inflammation.

En ce qui concerne l'activité antibactérienne, les extraits testés sur *Bacillus cereus* ATCC 14579, *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853 et *Escherichia coli* ATCC 25922 ont révélé que ces derniers possèdent un effet antibactérien contre ces souches. En revanche, aucun résultat positif n'a été enregistré vis-à-vis *Staphylococcus aureus* MU50 et *Klebsiella pneumoniae* ATCC 700603.

Ainsi, ces résultats conséquents nous permettent de dire que les olives de table constituent une source de biomolécules importante qu'on peut exploiter dans le domaine pharmaceutique.

Les importantes activités efficaces de ce produit nous encouragent à sélectionner cette dernière comme une source prometteuse pour des études approfondies afin de caractériser les molécules naturelles responsables de ces activités. Ainsi, de nombreuses perspectives peuvent être envisagées :

- Une étude complémentaire approfondie concernant l'identification des polyphénols des olives de table par des méthodes chromatographique comme HPLC.
- Etude de ces activités *in-vivo* en vue de faire une corrélation avec les résultats obtenus *in-vitro*.
- Etude de la synergie des polyphénols avec d'autres molécules afin d'améliorer leur performance.
- Amélioration des procédés de fabrication des olives de table afin de minimiser la perte en composé phénolique lors de traitements.

Références bibliographiques



- AGAPI I-D., PARASKEVI P., ANTHOULA A-A., GEORGE-JOHN E-N., CHRYSOULA C-T. et RFSTATHIOS Z. P. (2012).** Molecular characterization of lactic acid bacteria isolated from industrially fermented Greek Table olives. *Food of science and technologie*, 50, 353-356.
- AIT CHABANE F., ROVELLINI P., BOUCHEFFA S., MEDINA E. et TAMENDJARI A. (2019).** Quality of lipid fraction during Spanish-style table olives processing of *Sigoise* and *Azzeradj* cultivars. *Food Control*, 1-24.
- ALDAKHEEL F. M., THOMAS P. S., BOURKE J. E., MATHESON M. C., DHARMAGE S. C. et LOWE A. J. (2016).** Relationships between adult asthma and oxidative stress markers and pH in exhaled breath condensate: a systematic review. *Allergy*, 71(6), 741-757.
- ALEXANDRAKI V., GEORGALAKI M., PAPADIMITRIOU K., ANASTASIOU R., ZOUMPOPOULOU G., CHATZIPAVLIDIS I. et TSAKALIDOU E. (2014).** Determination of triterpenic acids in natural and alkaline-treated Greek table olives throughout the fermentation process. *Food Science and Technology*, 58(2), 609-613.
- ALLANE T. (2009).** Etudes de pouvoirs antioxydant et antibactérien des quelques espèces végétales locales alimentaires et non alimentaires. Thèse de magister en génie alimentaire. Université M'hamed Bougara. Boumerdes.
- AMBRA R., NATELLA F., BELLO C., LUCCHETTI S., FORTE V. et PASTORE G. (2017).** Phenolics fate in table olives (*Olea europaea* L. cv. *Nocellara del Belice*) debittered using the Spanish and Castelvetro methods. *Food and Nutrition Research Center – Council for Agricultural Research and Economics*, 546, 00178.
- ARIANI A., VINCENZETTI S. et POLIDORI P. (2019).** Nutritional properties of table olives and their use in cocktails. *In Nutrients in Beverages*, 12, 509-541.
- ARROYO-LOPEZ F. N. (2014).** Conseil supérieur d'investigations scientifique. L'olive de table un aliment symbiotique. *Consejos superior de l'investigacionescientificas*.
- ARVOUET-GRAND A., VENNAT B., POURRAT A. et LEGRET P. (1994).** Standardisation d'un extrait de propolis et identification des principaux constituants. *Journal de Pharmacie de Belgique*, 49, 462-468.



- BARROS L., FALCÃO S., BAPTISTA P., FREIRE C., VILAS-BOAS M., et FERREIRA I. C. (2008).** Antioxidant activity of Agaricus sp. Mushrooms by chemical, biochemical and electrochemical assays. *Food chemistry*, 111(1), 61-66.
- BENNICK A. (2002).** Interaction of plant polyphenols salivary proteins. *Crit Rev Oral Biol Med.* 13(2), 184-185
- BERGERON C. (2012).** Overview of the Chemistry of Primary and Secondary Plant Metabolites. *Biorefinery Co-Products: Phytochemicals, Primary Metabolites and Value Added Biomass Processing.* CARRIER D. J. et RAMASWAMY S. (eds), Wiley, États-Unis, 382 p.
- BIANCHI G. (2003).** Lipids and phenols in table olives. *European Journal of lipid Science and technologie*, 105 (5), 229-242.
- BOSKOU D., CAMPOSEO S. et CLODOVEO M L. (2015).** Table olives as sources of bioactive compounds. *In Olive and olive oil bioactive constituents*, 217-259.
- BOSKOU G., FOTINI N., SALTA F. N., CHRYSOSTOMOU S., MYLONA A., CHIOU A. et ANDIKOPOULOS N. K. (2006).** Antioxidants capacity and phenolic profiles of table olives from the Greek market. *Food Chemistry*, 94, 558-564.
- BOULANGER C. M., LOYER X., RAUTOU P. E. et AMABILE N. (2017).** Extracellular vesicles in coronary artery disease. *Nat Rev Cardiol*, 14(5), 259-272.
- BRESCIA M. A., PUGLIESE T., HARDY E. et SASSO A. (2007).** Compositional and structural investigations on ripening of table olive Bella della Daunia by means of traditional and Magnetic Resonance Imaging Analyses. *Food Chemistry*, 105(1), 400-404.
- BRUNETON J. (1993).** Pharmacognosie : Phytochimie, Plantes médicinales. *Lavoisier Techniques & Documentation*, Paris, 1 504 p.
- BRUNETON J. (2008).** Acides phénols. In: Pharmacognosie, phytochimie et plantes médicinales. *Lavoisier Techniques & Documentation*, 198-260.
- BRUNETON J. (2009).** Pharmacognosie-Phytochimie, Plantes Médicinales. *Lavoisier Techniques & Documentation*, Paris, 1288 p.
- BSSAIBIS F., GMIRA N. et MEZIANE M. (2009).** Activité antibactérienne de *Dittrichia viscosa* (L.). *Revue de Microbiologie Industrielle, Santé et environnement*, 3, 44-55.



- CALVIN A. (2001).** Investigation phytochimique de trois plantes indonésiennes aux propriétés antioxydants et antiradicalaires. (*Tinospora crispa*), (*Merremia emarginata*) et (*Orophea enne-andra*). Thèse de doctorat. Université de Lausanne. Suisse.
- CAMPUS M., DEĞIRMENCIOĞLU N. et COMUNIAN R. (2018).** Technologies and trends to improve table olive quality and safety. *Frontiers in microbiology*, 9, 617.
- CANNON C. P. et CANNON P. J. (2012).** COX-2 inhibitors and cardiovascular risk. *Science*, 336(6087), 1386-1387.
- CHARLES M. et BENBROOK P. D. (2005).** Accroître la teneur en antioxydants des aliments grâce à l'agriculture et à la transformation alimentaire biologiques. *The Organic Center*, 10.
- CHAROENPRASERT S. et MITCHELL A. (2012).** Factors Influencing Phenolic Compounds in Table Olives (*Olea europaea*). *Jornal of agriculture and Food chemistry*, 96(11), 1311-1316.
- CHORIANOPOULOS N., BOZIARIS I., STAMATIOU A. et NYCHAS G-J. (2005).** Microbial association and acidity development of unheated and pasteurized green-table olives fermented using glucose or sucrose supplements at various levels. *Food Microbiology*, 22(1), 117-124.
- CHRANIOTI C., KOTZEKIDOU P. et GERASOPOULOSA D. (2018).** Effect of starter cultures on fermentation of naturally and alkali-treated cv. Conservolea green olives. *LWT-Food Sci Technol*, 89, 403-8.
- Clinical and Laboratory Standards Institute (CLSI) (2020).** Performance Standards for Antimicrobial Susceptibility Testing. 30th ed. CLSI supplement M100.
- Conseil Oléicole International (COI) (2004).** Norme Commerciale Applicable aux Olives de Table. COI/OT/NC n° 1.
- Conseil Oléicole International (COI) (2023).** Chiffres mondiaux sur les olives de table. Récupérée de <https://www.internationaloliveoil.org/what-we-do/economic-affairs-promotion-unit/#figures>. (Consulter le 17-05-2024).
- CONTE P., FADDA C., DEL CARO A., URGEGH P.P. et PIGA A. (2020).** Table Olives: An Overview on Effects of Processing on Nutritional and Sensory Quality. *Foods*, 9(4), 514.
- COWAN M. M., (1999).** Plant products as antimicrobial agents. *Clinical microbiology reviews*, 12 (4), 564-570.



- DEL PILAR FERNANDEZ-POYATOS M., RUIZ-MEDINA A. et LLORENT-MARTINEZ E. J. (2019).** Profil phytochimique, teneur en minéraux et activité antioxydante d'*Olea europaea* L. cv. Olives de table *Cornezuelo*. Influence de la digestion gastro-intestinale simulée in vitro. *Chimie alimentaire*, 1-8.
- DEVILLIER P. (2001).** Pharmacologie des anti-inflammatoires non-stéroïdiens et pathologies ORL. *La Presse Médicale*, 30(39-40), 70-79.
- DIALLO A. M. (2005).** Etude des Plantes médicinales de Niafunké (Région de Tombouctou), phyto-chimie et Pharmacologie de (*Maerua crassifolia*) Forsk (Capparidacée). Thèse de doctorat. Bamako, 140 p.
- DREWNOWSKI A. et GOMEZ-CARNEROS C. (2000).** Bitter taste, phytonutrients, and the consumer. *American Journal of Clinical Nutrition*, (72), 1424-1435.
- DUECKER R., BAER P., EICKMEIER O., STRECKER M., KURZ J., SCHAIBLE A. et SCHUBERT R. (2018).** Oxidative stress-driven pulmonary inflammation and fibrosis in a mouse model of human ataxia-telangiectasia. *Redox biology*, 14, 645-655.
- DYKES L. et ROONEY L. W. (2006).** Sorghum and millet phenols and antioxidants. *Journal of cereal Sciences*, 44, 236 - 241.



- EL KHALOUI M. et NOURI A. (2007).** Procédé d'élaboration des olives de table à base des variétés *Picholine* Marocaine et *Dahbia*. *Transfert Technol. Agric.*, 152, 1-4.
- ELGHOZI J-L. et DUVAL D. (1992).** Pharmacologie. *Médecine Flammarion*. Paris. 289 p.
- ELHENAWY W., TSAI C. N. et ETCOOMBES B. K. (2019).** Host-specific adaptive diversification of Crohn's disease-associated adherent-invasive *Escherichia coli*. *Cell host et microbe*, 25(2), 301-312.



- FADDA C., DEL CARO A., SANGUINETTI A. M., et al. (2014).** Texture and antioxidant evolution of naturally green table olives as affected by different sodium chloride brine concentrations. *Grasas Aceites*, 65.
- FAVIER A. (2003).** Le stress oxydant. Intérêt conceptuel et expérimental dans la compréhension des mécanismes des maladies et potentiel thérapeutique. *L'actualité chimique*, 108-115.

FETNI S. et BERTELLA N. (2020). In vitro study of anti-inflammatory properties of methanolic extract fruits from *Rosa canina* L. (*Rosaceae*). *Nutr. Santé*, 09(02), 117-125.

FOE F. M. C. N., TCHINANG T. F. K., NYEGUE A. M., ABDOU J. P., YAYA A. J. G., TCHINDA A. T., OYONO ESSAME J. L. et ETOA F. X. (2016). Chemical composition, in vitro antioxidant and anti-inflammatory properties of essential oils of four dietary and medicinal plants from Cameroon. *BMC Complementary and Alternative Medicine*, 16(1): 1-12.

FURUKAWA S., FUJITA T., SHIMABUKURO M., IWAKI M., YAMADA Y., NAKAJIMA Y. et SHIMOMURA I. (2017). Increased oxidative stress in obesity and its impact on metabolic syndrome. *The Journal of clinical investigation*, 114(12), 1752-1761.



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

GALLARDO-GUERRERO L., GANDUL-ROJAS B., M'INGUEZ-MOSQUERA M.I. et ROCA M. (2012). Olives and Olive Oil. *Subtropical Fruits-Noncitrus Group*, 26, 503-528.

GANDUL-ROJAS B. et GALLARDO-GUERRERO L. (2014). Pigment changes during processing of green table olive specialties treated with alkali and without fermentation. *Food Research International*, 65, 224-230.

GARCIA-SALAS P., MORALES-SOTO A., SEGURA-CARRETERO A. et FERNANDEZ-GUTIERREZ A. (2010). Phenolic-compound-extraction systems for fruit and Vegetable samples. *Molecules*, (15), 8813-8826.

GENTILI A. (2007). LC-MS methods for analyzing anti-inflammatory drugs in animal-food products. *Trends in Analytical Chemistry*, 26(6), 595-608.

GHANBARI R., ANWAR F., ALKHARFY K. M., GILANI A. H. et SAARI N. (2012). Valuable Nutrients and Functional Bioactives in Different Parts of Olive (*Olea europaea* L.). *International Journal of Molecular Sciences*, 13, 3291-3340.

GHEDIRA K. (2008). L'olivier. *Phytothérapie*, 6, 83-89.

GHESTEM A., SEGUIN E., PARIS M. et ORECCHIONI A. M. (2001). Le préparateur en pharmacie. *Médicales Internationales*, Paris, 108-119 p.

GIGON F. et LE JEUNE R. (2010). Huile d'olive, *Olea europaea* L. *Phytothérapie*, 8(2), 129-135.

GOMEZ-RICO A., FREGAPANE G. et SALVATOR D. (2008). Effect of cultivar and ripening on minor components in Spanish olive fruits and their corresponding virgin olive oils. *Food Research International*, 41, 433-440.

GUO Z., JIA X., ZHENG Z., LU X., ZHENG, Y., ZHENG B. et XIAO J. (2017). Composition chimique et fonction nutritionnelle de l'olive (*Olea europaea L.*). *Revue de phytochimie*, 17, 1091-1110.

-H-

HABIBI M., GOLMAKANI M. T., MESBAHI G., MAJZOBI M. et FARAHAKEY A. (2015). Ultrasound-accelerated debittering of olive fruits. *Food chemistry*, 192: 775-781.

HANNACHI H., MSALLEM M., BEN ELHADJ S. et EL GAZZAH M. (2006). Influence du site géographique sur les potentialités Agronomiques et technologique de l'olivier (*Olea europea L.*) en Tunisie. *Biologies*, 330, 135-142.

HENRY S. (2003). L'huile d'olive: son intérêt nutritionnel, ses utilisations en pharmacie et en cosmétique. *Sciences pharmaceutiques*, hal-01731806.

HMID I. (2013). Contribution a la valorisation alimentaire de la grenade marocaine (*Punica granatum L.*) : caractérisation physicochimique, biochimique et stabilité de leur jus frais. Alimentation et Nutrition. Thèse de doctorat. Université d'Angers. France.

HOPKINS W. G. (2003). Métabolisme et molécules. Physiologie végétale. *De Boeck université*, Bruxelles, 203 p.

-I-

Institut Technique de l'Arboriculture Fruitière et de la vigne (2017). Guide Variétal de l'Olivier.

-J-

JOHN K. K., FATOU SHCHERAZADE O-S., GEORGES A., N'GUESSAN ERNEST Z., KOFFI ROGER K., KOUASSI EMILE B., KANGAH MIREILLE K. T., JEAN-JACQUES K. K. et SEVERIN K. (2021). Activité Anti-Inflammatoire Et Études Phytochimiques De L'extrait Aqueux Des Écorces *Distemonanthus Benthamianus* Baill. (*Caesalpiniaceae : Leguminosae - Caesalpinioideae*). *European Scientific Journal*, 17(7), 74.

JUNGKIND D. L. (1995). Antimicrobial resistance: a crisis in health care. *Plenum Press*, New York, 248 p.

-K-

KALAM S., GUL M. Z., SINGH R. et ANKATI S. (2015). Free radicals: Implications in etiology of chronic diseases and their amelioration through nutraceuticals. *Pharmacologia*, 6(1), 11-20.

KESSEL L., TENDAL B., JØRGENSEN K. J., ERNGAARD D., FLESNER P., ANDRESEN J. L. et HJORTDAL J. (2014). Post-cataract prevention of inflammation and macular edema by steroid and nonsteroidal anti-inflammatory eye drops: a systematic review. *Ophthalmology*, 121(10), 1915-1924.

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

KOECHLIN-RAMONATXO C. (2006). Oxygen, oxidative stress and antioxidant supplementation, or in other way for nutrition in respiratory diseases. *Nutrition clinique et métabolique*, 20, 165-177.



LABIDI A. (2020). Dosage des Chlorures (Méthode de Mohr). *ResearchGate*.

LANZA B. (2012). Nutritional and sensory quality of table olives. *Olive Germplasm, The olive cultivation, table olive and olive oil industry in Italy*, Muzzalupo I. (ed), InTech, Croatia, 343-372 p.

LÓPEZ-LÓPEZ A., CORTÉS-DELGADO A. et GARRIDO-FERNÁNDEZ A. (2015). Effect of green Spanish-style processing (Manzanilla and Mobiblanc) on the quality parameters and fatty acid and triacylglycerol compositions of olive fat. *Food chemistry*, 188, 37-45.

LÓPEZ-LÓPEZ A., GARCÍA-GARCÍA P., DURÁN-QUINTANA M. C. et GARRIDO-FERNÁNDEZ A. (2004). Physicochemical and Microbiological Profile of Packed Table Olives. *Journal of Food Protection*, 67(10), 2320-2325.

LÓPEZ-LÓPEZ A., GARCIA P. et GARRIDO A. (2008). Multivariate characterization of table olives according to their mineral nutrient composition. *Food Chemistry*, 106, 369-378.



MACHEIX J. J., FLEURIET A. et SARNI-MANCHADO P. (2006). Composés phénoliques dans la plante, structure, biosynthèse, répartition et rôle. Les polyphénols en agroalimentaire. *Lavoisier Techniques & Documentation*, Paris, 380-398 p.

MAHJOUB S., MASROUR-ROUDSARI J. (2012). Role of oxidative stress in pathogenesis of metabolic syndrome. *Caspian Journal of Internal Medicine*, 3(1), 379:386.

- MALHEIRO R., RODRIGUES N. et PEREIRA J. A. (2015).** Olive oil phenolic composition as affected by geographic origin, olive cultivar, and cultivation systems. *In Olive and Olive oil Bioactive constituents*, 93-121.
- MALHEIRO R., SOUSA A., CASAL S., BENTO A. et PEREIRA J. A. (2011).** Cultivar effect on the phenolic composition and antioxidant potential of stoned table olives. *Food and Chemical Toxicology*, 49, 450-457.
- MANNA I. (2006).** Etude des mécanismes diffusionnels lors d'une fermentation spontanée des olives de table vertes ; deux cas : olives traitées à la lessive et olives non traitées à la lessive. Thèse doctorat. Université de Tunisie.
- MARSILIO V., SEGHETTI L., IANNUCCI E., RUSSI F., LANZA B. et FELICIONI M. (2005).** Use of a lactic acid bacteria starter culture during green olive (*Olea europaea* L. cv *Ascolana tenera*) processing. *Journal of Science Food and Agriculture*, 85, 1084-1090.
- MARTIN R., POHLERS S., MÜHLSCHLEGEL F. A. et KURZAI O. (2017).** CO₂ sensing in fungi: at the heart of metabolic signaling. *Curr Genet*, 63(6), 965-972.
- MEDDOUR R., MISSERAOUI M. A., LAAREF A. et BENJEDAH A. (2020).** La classification bactérienne. *ResearchGate*.
- MEDINA E., RAMÍREZ E., BRENES M., CASTRO DE A. et ROMERO C. (2016).** Oleuropein hydrolysis by lactic acid bacteria in natural green olives. *Food Science and Technology*, 78, 165-171.
- METTOUCHI S., BACHIRBEY M., TAMENDJARI A. et LOUAILECHE H. (2016) (b).** Antioxidant Activity of Table Olives as Influenced by Processing Method. *International Journal of Chemical and Biomolecular Science*, 8-14.
- METTOUCHI S., SACCHIB R., MOUSSAAZ O., PADUANOB A., AVARESEC M. et TAMENDJARIA A. (2016) (a).** Effect of Spanish style processing on the phenolic compounds and antioxidant activity of Algerian green table olives. *Grasas y Aceites*, 67(1), 114.
- MONTAÑO A., SANCHEZ A. H., LOPEZ-LOPEZ A., DECASTRO A. et REJANO L. (2010).** Chemical Composition of Fermented Green Olives. *Olive and olive oil in health and disease prevention*, 291-297 p.
- MONTEZANO A. C., DULAK-LIS M., TSIROPOULOU S., HARVEY A., BRIONES A. M. et TOUYZ R. M. (2015).** Oxidative stress and human hypertension: vascular mechanisms, biomarkers, and novel therapies. *Canadian Journal of Cardiology*, 31(5), 631-641.

MOUMENE H., HASIB A., Soumia A. M. I. R. et JAOUAD A. (2013). Qualité Hygiénique des olives de table vendus en vrac dans la région Marrakech-Tensift El Hawz. *Les technologies de laboratoire*, 8(32).

MUSTER D. (2005). Médicaments de l'inflammation. *EMC-Stomatologie*, 1(1), 21-29.



NAUCIEL C. et VILDE J-L. (2005). Bactériologie médicale. *Masson* .Paris. 5-10 p.

NICOLAS M., FIGARELLA J. et DANIEL C. (1998). Activités technologiques en microbiologie-Techniques de base et méthodologie. *CRDP D'Aquitaine-Bordeaux*. 152 p.

NOURI K. N. et OUCHEN W. (2022). Amélioration de la valeur biologique des olives de table vertes : essai d'enrichissement et de désamérisation par les cendres. Mémoire de master. Université Abderrahmane Mira de Béjaia. Algérie.

NOUT R., HOUNHOUGAN J. et VAN BOEKEL T., (2003). Les aliments «Transformation, Conservation et Qualité», *ISBN*, 90-5782-124-9, 268 p.



OUTAOUS Z. et RAHMANI M. (2016). Activité antioxydante des extraits hydro-méthanoliques des olives de table tournantes. Mémoire de master. Université Abderrahmane Mira de Béjaia. Algérie.

OWEN R. W., HAUBNER R., MIER W., GIACOSA A., HULL W. E., SPIEGELHALDER B. et BARTSCH H. (2003). Isolation, structure elucidation and antioxidant potential of the major phenolic and flavonoid compounds in brined olive drupes. *Food and Chemical Toxicology*, 41 (5), 703-717.



PAHWA R., GOYAL A. et JIALAL I. (2022). Chronic Inflammation. *StatPearls Publishing*.

PAIXO N., PERESTREL O-R., MARQUES J. et CAMARA J. (2007). Relationship between antioxidant capacity and total phenolic content of red, rose´ and white wines. *Food chemistry*, 105 (1), 204-214.

PASQUALONE A., NASTI R., MONTEMURRO C. et GOMES T. (2014). Effect of natural-style on the oxidative and hydrolytic degradation of the lipid fraction of table olives. *Food Control*, 37, 99-103.

- PEREZ-BONILLA M., SALIDO S., VAN BEEK T. A., LINARES-PALOMINO P. J., ALTAREJOS J., NOGUERAS M. et SANCHEZ A. (2006).** Isolation and identification of radical scavengers in olive tree (*Olea europaea*) wood. *Journal of Chromatography A*, 1112, 311-318.
- PERLEMUTER G. et PERLEMUTER L. (2020).** Guide pratique infirmier. *Elsevier Masson*.
- PINCEMAIL J., MEURISSE M., LIMET R. et DEFRAIGNE J. O. (1999).** L'évaluation du stress oxydatif d'un individu: une réalité pour le médecin. *Vaisseaux, Coeur, Poumons*, 4(5), 7.
- POLJSAK B., ŠUPUT D. et MILISAV I. (2013).** Achieving the balance between ROS and antioxidants: when to use the synthetic antioxidants. *Oxidative medicine and cellular longevity*, 1-11.
- PONCE A. G., FRITZ R., DEL VALLE C. et ROURA S. I. (2003).** Antimicrobial activity of essential oils on the native microflora of organic Swiss chard. *LWT-Food Science and Technology*, 36(7), 679-684.
- POPOVICI C. (2009).** Phenolic components and antioxidant activity of wood extracts from 10 main Spanish olive cultivars. *Journal of agricultural and food chemistry*, 63, 6493-6500.
- POZO B. D., GALLARDO-GUERRERO L. et GANDUL-ROJAS B. (2020).** Influence of alkaline treatment on structural modifications of chlorophyll pigments in NaOH- treated table olives preserved without fermentation. *Foods*, 9(6), 701.
- PREEDY V. R. et WASTON R. R. (2010).** Olives and Olive Oil in Health and Disease Prevention. *Elsevier, États-Unis*, 1479 p.
- PSOTOVA J., LASOVSKÝ J. et VICAR J. (2003).** Metal-Chelating Properties, Electrochemical Behavior, Scavenging and cytoprotective activities of six natural phenolics. *Biomed.* 147(2), 147-153.



- RAMIREZ E., GANDUL-ROJAS B., ROMERO C., BRENES M. et GALLARDO GUERRERO L. (2015).** Composition of pigments and colour changes in green table olives related to processing type. *Food Chemistry*, 166, 115-124.
- RANI V., DEEP G., SINGH R. K., PALLE K. et YADAV U. C. (2016).** Oxidative stress and metabolic disorders: Pathogenesis and therapeutic strategies. *Life sciences*, 148, 183-193.

ROCA M. et MINGUEZ MOSQUERA M. I. (2001). Changes in chloroplast pigments of olive varieties during fruit ripening. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 49, 832-839.

ROCHA J., BORGES N. et PINHO O. (2020). Table olives and health. *Journal of Nutritional Science*, 57 (9), 1-16.

RODRIGUEZ-BERNALDO DE QUIRÖS A., LAGE-YUSTY M. A. et LÓPEZ-HERNANDEZ J. (2009). HPLC analysis of polyphenolic compounds in Spanish white wines and determination of their antioxidant activity by radical scavenging assay. *Food Research International*, 42, 1018-1022.

ROKNI Y., ABOULOIFA H., BELLAOUCHI R., GAAMOUCHE S., MCHIOUER K., HASNAOUI I., LAMZIRA Z., GHABBOUR N. et ASEHRAOU A. (2018). Technological process of fermented olive. *Journal of Chemical and Environmental Research*, 04, 63-91.

ROKNI Y., GHABBOUR N., CHIHIB N. E., THANORAT P. et ASEHRAOU A. (2015). Physico-Chemical and Microbiological Characterization of the Natural Fermentation of Moroccan Picholine Green Olives Variety. *Journal of Materials and Environmental Science* 6(6), 1740-1751

ROMERO C., BRENES M., YOUSFI K., GARCÍA P., GARCÍA A., & GARRIDO A. (2004). Effect of cultivar and processing method on the contents of polyphenols in table olives. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 52(3): 479-484.



SAB C., MEDINA E. et OUELHADJ A. (2022). Acides triterpéniques, profil phénolique et activité antiradicalaire des olives de table vertes fermentées de la variété algérienne *Sigoise*. *Phytothérapie*, 0373.

SADLER J. D. et MURPHY P. A. (2010). pH and Titratable Acidity. *Food Analysis*, 219-238

SAHAN Y., CANSEV A. et GULEN H. (2013). Effect of processing techniques on antioxidative enzyme activities, antioxidant capacity, phenolic compounds, and fatty acids of table olives. *Food Science and Biotechnology*, 22(3), 613-620.

SAKOUHI A., HARRABI S., ABSALON C., SBEI K., BOUKHCHINA S. et KALLEL H. (2008). α -Tocopherol and fatty acids contents of some Tunisian table olives (*Olea europaea L.*): Changes in their composition during ripening and processing. *Food chemistry*, 108(3), 833-839.

- SAMEC D., KARALIJA E., ŠOLA I., BOK V. et SONDI S. B. (2021).** The Role of Polyphenols in Abiotic Stress Response: The Influence of Molecular Structure. *Plants*, 10(1), 118.
- SANCHEZ A. H., LOPEZ-LOPEZ A., CORTES-DELGADO A., BEATO V. M., MEDINA E., DE CASTRO A. et MONTAÑO, A. (2018).** Effect of post-fermentation and packing stages on the volatile composition of Spanish-style green table olive. *Food chemistry*, 239, 343-353.
- SANCHEZ-RODRIGUEZ L., CORELL M., HERNANDEZ F., SENDRA E., MORIANA A. et CARBONELL-BARRACHINA Á. A. (2019).** Effect of Spanish-style processing on the quality attributes of HydroSOSustainable green olives. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 99(4), 1804-1811.
- SANGEETHA M., KOUSALYA K., LAVANYA R., CHERUKURU S., CHAMUNDEESWARI D. et UMAMAHESWARA R. (2011).** *In-vitro* Anti-inflammatory and Anti-Arthritic Activity of Leaves of Cleodendron inerme. *RJPBCS*, 2(1), 822-827.
- SCALBERT A., JOHNSON I. et SALTMARSH M. (2005).** Polyphenols: antioxidants and beyond. *The American Journal of Clinical Nutrition*, 81(1), 215-217.
- SERRELI G., INCANI A., ATZERI A., ANGIONI A., CAMPUS M., CAULI E. et DEIANA M. (2017).** Antioxidant effect of natural table olives phenolic extract against oxidative stress and membrane damage in enterocyte-like cells. *Journal of food science*, 82(2), 380-385.
- SHEKHAR C. T. et GOYAL A. (2014).** Antioxidant Activity by DPPH Radical Scavenging Method of Ageratum conyzoides Linn. Leaves. *American Journal of Ethnomedicine*, 1(4), 244-249
- SIES H. (1991).** Oxidative stress. *From basic research to clinical application*, 91(3), 31-38.
- SIES H. (2015).** Oxidative stress: a concept in redox biology and medicine. *Redox biology*, 4, 180-183.
- SIES H. (2018).** On the History of Oxidative Stress: concept and some aspects of current development. *Current Opinion in Toxicology*, 7, 122-126.
- SIKA W. G. S. (2020).** La prescription des anti-inflammatoires par voie générale en endodontie: étude rétrospective des dossiers de patients reçus au service d'odontologie conservatrice et endodontie du centre de consultation et de traitements odonto stomatologiques (cctos) du chu de cocody. Thèse de doctorat. Université félix houphouët boigny. Côte d'Ivoire.

SINHA N. K., HUI Y. H., ÖZGÜL EVRANUZ E., SIDDIQ M. et AHMED J. (2011). Handbook of vegetables and vegetable processing. *Blackwell Publishing*, États-Unis, 722 p.

SITI H.N., KAMISAH Y. et KAMISIAH J. (2015). The role of oxidative stress, antioxidants and vascular inflammation in cardiovascular disease (a review). *Vascular pharmacology*, 71, 40-56.

SIVANANDHAM V. (2011). Free radicals in health and diseases. *Pharmacologyonline*, 1, 1062-1077.

Société Française de Microbiologie (2024). Tableaux des concentrations critiques pour l'interprétation des cmi et des diamètres critiques des zones d'inhibition. *Comité de l'Antibiogramme de la Société Française de Microbiologie (CASFM)*, 24-105 p.

STALIKAS C. D. (2007). Extraction, separation, and detection methods for phenolic acids and flavonoids. *Journal of Separation Science*, 30 (18), 3269-3270.

STOCLET J. C. et SCHINI-KERTH V. (2011). Dietary flavonoids and human health. *Annales Pharmaceutiques Françaises*, 69, 78-90.



TAKEUCHI K. (2012). Pathogenesis of NSAID-induced gastric damage: importance of cyclooxygenase inhibition and gastric hypermotility. *World journal of gastroenterology: WJG*. 18(18), 2147.

TAMER C. E., İNCEDAYI B., YILDIZ B. et ÇOPUR Ö. U. (2012). The Use of Vacuum Impregnation for Debittering Green Olives. *Food and Bioprocess Technology*, 6(12), 3604-3612.

TAOFIQ O., MARTINS A., BARREIRO M. F. et FERREIRA I. C. (2016). Anti-inflammatory potential of mushroom extracts and isolated metabolites. *Trends in Food Science and Technology*, 50, 193-210.

THANAN R., OIKAWA S., HIRAKU Y., OHNISHI S., MA N., PINLAOR S. et MURATA M. (2014). Oxidative stress and its significant roles in neurodegenerative diseases and cancer. *International journal of molecular sciences*, 16(1), 193-217.

THANH T.B., DUC L.V., THANH H.N AND TIEN V.N. 2017. *In vitro* antioxidant and anti-inflammatory activities of isolated compounds of ethanol extract from *Sancheziaspeciosa* Leonard's leaves. *Journal of basic and clinical physiology and pharmacology*, 28(1), 79-84.

THEROND P. (2006). Oxidative stress and damages to biomolecules (lipids, proteins, DNA). *In Annales pharmaceutiques francaises*, 64(6), 383-389.

THIEBAULD C. et SPRUMONT P. (2005). Le sport après 50 ans. Université Bruxelles. *De boeck*.

TORRES DE PINEDO A., PEÑALVER P. et MORALES J. C. (2007). Synthesis and evaluation of new phenolic-based antioxidants: Structure-activity relationship. *Food Chemistry*, 103, 55-61.

TOVAR J., ROMO P., GIRONA J. et MOTILVA M. J. (2002). L-phenylalanine ammonia lyase activity and concentration of phenolics in developing olives *Olea europea* L. cv. *Arbequina* fruit grown under different irrigation regimes. *Journal of the science of Food and Agriculture*, 82, 892-898.

TRAMUTOLA A., LANZILLOTTA C., PERLUIGI M. et BUTTERFIELD D. A. (2017). Oxidative stress, protein modification and Alzheimer disease. *Brain research bulletin*. 133, 88-96.

TUCKER P. S., SCANLAN A. T. et DALBO V. J. (2015). Chronic kidney disease influences multiple systems: describing the relationship between oxidative stress, inflammation, kidney damage, and concomitant disease. *Oxidative medicine and cellular longevity*, 1-8.

-U-

UCELLA N. (2001). Olive biophenols: Novel ethnic and technological approach. *Trends in Food Science and technology*, 11, 328-339.

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

UYLAŞER V. (2014). Changes in phenolic compounds during ripening in *Gemlik* variety olive fruits obtained from different locations. *CyTA – Journal of Food*, 13(2), 167–173.

UYLAŞER V. (2015). Changes in phenolic compounds during ripening in *Gemlik* variety olive fruits obtained from different locations. *CyTA - Journal of Food*, 13, (2), 169-17.

-V-

VANSANT, G. (2004). Radicaux libres et antioxydant : principe de base symposium. <Antioxydant et alimentation >. *Institut Danone*.

-W-

WANG Y. H. et ZENG K. W. (2019). Natural products as a crucial source of anti-inflammatory drugs: recent trends and advancements. *Traditional Medicine Research*, 4(5), 257-268.

-Z-

ZERN T. L. et FERNONDEZ M. L. (2005). Cardioprotective effects of dietary polyphenols. *The Journal of Nutrition*, 135, 2291-2294.

Annexes

Annexe I: La préparation de tampon PBS (1X).

- Dissoudre dans 800 mL d'eau distillée les éléments suivants: 8 g de NaCl, 0,2 g de KCl, 1,44 g de Na₂HPO₄ et 0,24 g de KH₂PO₄.
- Ajuster le volume à 1 L avec de l'eau distillée.
- Après avoir bien homogénéisé, le pH est ajuster à 6.4 avec du HCl (1N).
- A la fin, la solution est stocké à +4°C jusqu'à utilisation ultérieure.

Annexe II: Test Student pour le pH.

Two Sample t-test

data: Phs[TOT == "EOV"] and Phs[TOT == "EOT"]

t = 2.6833, df = 4, p-value = 0.05504

alternative hypothesis: true difference in means is not equal to 0

95 percent confidence interval: -0.006944 0.406944

sample estimates:

mean of x mean of y

4.366667 4.166667

Annexe III: Test Mann-Whitney pour l'acidité libre.

Test de Mann-Whitney

data: AS by TOT

W = 9, p-value = 0.0722

alternative hypothesis: true location shift is not equal to 0

Annexe IV: Test Student pour les chlorures.

Two Sample t-test

data: TCLS[TOT == "EOV"] and TCLS[TOT == "EOT"]

t = -4.4272, df = 4, p-value = 0.01145

alternative hypothesis: true difference in means is not equal to 0

95 percent confidence interval: -2.2191410 -0.5085257

sample estimates:

mean of x mean of y

4.676000 6.039833

Annexe V: Test Student pour l'humidité.

Two Sample t-test

data: TE[TOT == "EOV"] and TE[TOT == "EOT"]

t = 7.4058, df = 4, p-value = 0.001774

alternative hypothesis: true difference in means is not equal to 0

95 percent confidence interval: 8.550718 18.807306

sample estimates:

mean of x mean of y

74.00000 60.32099

Annexe VI: Test Mann-Whitney pour la teneur en polyphénols totaux.

Test de Mann-Whitney

data: TP by TOT

W = 4, p-value = 0.3333

Annexe VII: Test Mann-Whitney pour la teneur en flavonoïdes.

Test de Mann-Whitney

data: TF by TOT

W = 4, p-value = 0.3333

Annexe VIII: Test Student pour l'activité antioxydante.

data: AAOX[TOT == "EOV"] and AAOX[TOT == "EOT"]

t = 9.9281, df = 2, p-value = 0.009993

alternative hypothesis: true difference in means is not equal to 0

95 percent confidence interval: 4.665792 11.803050

sample estimates:

mean of x mean of y

86.79525 78.56083

Annexe IX: Les tests ANOVA et Newman-Keuls pour l'activité anti-inflammatoire.

Analysis of Variance Table

Response: AAI

Df Sum Sq Mean Sq F value Pr(>F)

ECHT 2 144.371 72.185 373.158 2.200e-09 ***

Conc 2 80.367 40.183 207.726 2.944e-08 ***

ECHT:Conc 4 10.408 2.602 13.451 0.000775 ***

Residuals 9 1.741 0.193

Signif. codes: 0 '***' 0.001 '**' 0.01 '*' 0.05 '.' 0.1 ' ' 1

AAI groups

EOV 25.06333 a

EOT 21.52667 b

ST 18.12667 c

AAI groups

C3 23.80667 a

C2 22.17333 b

C1 18.73667 c

AAI groups

EOV:C3 26.32 a

EOV:C2 25.61 a

EOT:C3 25.10 a

EOV:C1 23.26 b

EOT:C2 21.73 c

ST:C3 20.00 d

ST:C2 19.18 d

EOT:C1 17.75 e

ST:C1 15.20 f

Annexe V: Diamètres critique des zones d'inhibition pour les deux antibiotiques utilisés
(CASFM, 2024 ; CLSI, 2020).

Souche bactérienne	Antibiotique	La norme	
		Sensible \geq	Résistante <
<i>S. aureus</i> MU50	Pénicilline G	26 mm	26 mm
	Gentamicine	18 mm	18 mm
<i>E. coli</i> ATCC 25922	Pénicilline G	Résistance naturelle	
	Gentamicine	17 mm	17 mm
<i>K. pneumoniae</i> ATCC 700603	Pénicilline G	Résistance naturelle	
	Gentamicine	17 mm	17 mm
<i>P. aeruginosa</i> ATCC 27853	Pénicilline G	Résistance naturelle	
	Gentamicine	15 mm	12 mm
<i>B. cereus</i> ATCC 14579	Pénicilline G	Résistance naturelle	
	Gentamicine	Sensible (GDOURA, 2020)	