

DÉPARTEMENT DE BIOLOGIE

MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDES

Présenté par

TOUAM Khadidja et CHALGOU Ouissam

Pour l'obtention du diplôme de

MASTER EN SCIENCES BIOLOGIQUES

Spécialité : Microbiologie Appliquée

THÈME

**Potentiel Antioxydant et Activité de Piégeage des
Radicaux Libres d'Extraits de Feuilles d'Olivier :
Corrélation avec la Teneur en polyphénols Totaux.**

Soutenu le /14/06/2026

DEVANT LE JURY COMPOSÉ DE :

Président	SIDHOUM Warda	MCA	U. Mostaganem
Encadrant	BOUABSA Foufa	MCB	U. Mostaganem
Co-Encadrant	BEKKAR Nour Elhouda	MCB	U. Mostaganem
Examinatrice	BENGUENEB Asma	MCB	U. Mostaganem

Année universitaire 2025/2026

REMERCIEMENT

*Notre première gratitude va au tout-puissant **ALLAH**, le créateur du tout, pour nous avoir donné la vie et la force pour accomplir ce travail.*

*Nous adressons nos sincères remerciements à notre encadreur Dr **BOUABSSA F.** d'avoir accepté de nous encadrer, nous la remercions pour sa disponibilité, ses bons conseils, ces critiques constructives, sa patience et sa compréhension.*

*Et au co-encadrant Dr **BEKKAR N.** pour son orientation afin de mener notre travail à bon port.*

*J'adresse mes sincères remerciements à Dr **SIDHOUM W.**, d'avoir accepté de présider le jury. Je tiens également à exprimer mes vifs remerciements à Dr **BENGUENEB A.**, pour l'honneur qu'elles nous a fait en acceptant d'examiner ce mémoire.*

*Sans oublier les enseignants Dr **HAMOUM H.**, Dr **ARABI A.** et Mme **Tehlaiti A.**, ingénieur du laboratoire de recherche, Qui ont bien voulu nous accompagner, nous conseiller et nous consacrer une partie de leur temps, contribuant ainsi à la réussite de ce mémoire.*

Nous tenons à remercier profondément tous ceux qui ont participé de loin ou de près à La réalisation de ce travail.

DEDICACE

Au meilleur des pères

A ma très chère maman

*Dont le mérite, les sacrifices et les qualités humaines m'ont
permis de vivre ce jour.*

*A mes chères sœurs FATMA & KAOUTER et mon frère
YUCEF*

A qui je souhaite un avenir radieux plein de réussite

A mes amis

A tous les gens m'aiment

Quissam

DÉDICACE

Je dédie ce travail à mon cher père, dont les sacrifices, les efforts et le soutien ont éclairé mon chemin vers la réussite.

À ma chère mère, source d'amour, de tendresse et de patience, qui m'a toujours encouragé et soutenu dans les moments difficiles.

À mes frères et mes sœurs, pour leur affection, leur confiance et leur présence constante à mes côtés tout au long de mon parcours.

À mes amis, compagnons de route et de réussite, pour leur soutien, leurs encouragements et les précieux moments partagés.

À tous ceux qui ont contribué, de près ou de loin, à l'accomplissement de ce travail.

Khadija

Résumé

L'olivier (*Olea europaea* L.) est un arbre méditerranéen largement reconnu pour sa richesse en composés bioactifs, notamment les polyphénols, auxquels sont attribuées d'importantes propriétés antioxydantes. Cette étude a pour objectif d'évaluer le potentiel antioxydant et l'activité de piégeage des radicaux libres des extraits de feuilles d'olivier, ainsi que leur corrélation avec la teneur en polyphénols totaux.

Les extraits aqueux et éthanolique (70 %) ont été obtenus par macération à froid. Le rendement d'extraction le plus élevé a été enregistré pour l'extrait éthanolique (12,3 %). Le screening phytochimique a révélé la présence de plusieurs métabolites secondaires, notamment les polyphénols, les flavonoïdes et les tanins. L'analyse quantitative a montré que l'extrait éthanolique présente des teneurs plus élevées en composés phénoliques que l'extrait aqueux, avec des teneurs en polyphénols variant de $0,44 \pm 0$ à $7 \pm 0,11$ mg EAG/g contre $0,36 \pm 0$ à $4,08 \pm 0,06$ mg EAG/g, et des teneurs en flavonoïdes comprises entre $0,90 \pm 2,12$ et $335,40 \pm 4,24$ mg EQ/g contre $3,90 \pm 2,12$ et $86,40 \pm 8,49$ mg EQ/g, respectivement.

L'activité antioxydante a été évaluée par le test du DPPH, mettant en évidence une activité de piégeage des radicaux libres dépendante de la concentration et plus importante pour l'extrait éthanolique, caractérisée par une valeur d'IC₅₀ de 1702,45 µg/mL contre 4476,14 µg/mL pour l'extrait aqueux. L'étude de corrélation entre la teneur en polyphénols totaux et l'activité antioxydante a montré des corrélations positives mais statistiquement non significatives ($p > 0,05$).

Ces résultats suggèrent que les feuilles d'olivier constituent une source intéressante de composés bioactifs à potentiel antioxydant, l'extrait éthanolique étant le plus performant dans les conditions expérimentales étudiées.

Mots-clés : *Olea europaea* L., feuilles d'olivier, extraits polyphénoliques, molécules bioactifs, activité antioxydante DPPH, corrélation.

Abstract

The olive tree (*Olea europaea* L.) is a Mediterranean species widely recognized for its richness in bioactive compounds, particularly polyphenols, which are known for their important antioxidant properties. This study aimed to evaluate the antioxidant potential and free radical scavenging activity of olive leaf extracts, as well as their correlation with total polyphenol content.

Aqueous and 70% ethanolic extracts were obtained by cold maceration. The highest extraction yield was recorded for the ethanolic extract (12.3%). Phytochemical screening revealed the presence of several secondary metabolites, including polyphenols, flavonoids, and tannins. Quantitative analysis showed that the ethanolic extract contained higher levels, of phenolic compounds than the aqueous extract, with polyphenol contents ranging from 0.44 ± 0 to 7.00 ± 0.11 mg GAE/g, compared with 0.36 ± 0 to 4.08 ± 0.06 mg GAE/g, and flavonoid contents ranging from 0.90 ± 2.12 to 335.40 ± 4.24 mg QE/g, compared with 3.90 ± 2.12 to 86.40 ± 8.49 mg QE/g, respectively.

Antioxidant activity was assessed using the DPPH assay, which demonstrated a concentration-dependent free radical scavenging activity, with the ethanolic extract exhibiting greater activity characterized by an IC_{50} value of 1702.45 μ g/mL, compared with 4476.14 μ g/mL for the aqueous extract. The correlation study between total polyphenol content and antioxidant activity revealed positive but statistically non-significant correlations ($p > 0.05$).

These findings suggest that olive leaves represent a promising source of bioactive compounds with antioxidant potential, with the ethanolic extract showing the highest performance under the experimental conditions investigated.

Keywords: *Olea europaea* L., olive leaves, polyphenolic extracts, bioactive molecules, DPPH antioxidant activity, correlation.

ملخص

تعتبر شجرة الزيتون (*Olea europaea* L.) من أشجار حوض البحر الأبيض المتوسط المعروفة على نطاق واسع بغناها بالمركبات النشطة بيولوجياً، ولا سيما البوليفينولات، والتي تُعزى إليها خصائص مهمة مضادة للأكسدة. تهدف هذه الدراسة إلى تقييم القدرة المضادة للأكسدة ونشاط كنس (تثبيط) الجذور الحرة لمستخلصات أوراق الزيتون، بالإضافة إلى دراسة ارتباطها بالمحتوى الإجمالي للبوليفينولات.

تم الحصول على المستخلصين المائي والإيثانولي (70%) عن طريق النقع البارد. وقد سُجل أعلى عائد استخلاص بالنسبة للمستخلص الإيثانولي بنسبة (12.3%). كشف الفحص الكيميائي النباتي (Phytochemical screening) عن وجود العديد من المستقلبات الثانوية، وخاصة البوليفينولات، الفلافونويدات، والتانينات. وأظهر التحليل الكمي أن المستخلص الإيثانولي يحتوي على نسب أعلى من المركبات الفينولية مقارنة بالمستخلص المائي؛ حيث تراوحت محتويات البوليفينول من 0.44 ± 0 إلى 0.11 ± 7 ملغ مكافئ حمض الغاليك/غ مقابل 0.36 ± 0 إلى 0.06 ± 4.08 ملغ مكافئ حمض الغاليك/غ، وتراوحت محتويات الفلافونويد بين 2.12 ± 0.90 و 4.24 ± 335.40 ملغ مكافئ كيرسيتين/غ مقابل 2.12 ± 3.90 و 8.49 ± 86.40 ملغ مكافئ كيرسيتين/غ، على التوالي.

تم تقييم النشاط المضاد للأكسدة باستخدام اختبار DPPH، مما أظهر نشاطاً في تثبيط الجذور الحرة يعتمد على التركيز، وكان أكثر أهمية بالنسبة للمستخلص الإيثانولي، وتميز بقيمة IC_{50} بلغت 1702.45 ميكروغرام/مل مقابل 4476.14 ميكروغرام/مل للمستخلص المائي. وأظهرت دراسة الارتباط بين المحتوى الإجمالي للبوليفينولات والنشاط المضاد للأكسدة وجود ارتباطات إيجابية ولكنها غير دالة إحصائياً ($p < 0.05$).

تشير هذه النتائج إلى أن أوراق الزيتون تشكل مصدراً واعداً للمركبات النشطة بيولوجياً ذات القدرة المضادة للأكسدة، حيث كان المستخلص الإيثانولي هو الأكثر فعالية في ظل الظروف التجريبية المدروسة.

الكلمات المفتاحية: *Olea europaea* L.، أوراق الزيتون، مستخلصات البوليفينول، جزيئات نشطة بيولوجياً، النشاط المضاد للأكسدة DPPH، الارتباط.

Table des Matières

	Page
Résume	
Table des matières	I
Liste des figures	IV
Liste des tableaux	V
Liste des abréviations	VI
Introduction	1
<i>Chapiter1 : Généralités sur l'olivier</i>	
1. Définition et origine de l'olivier	4
2. Classification et taxonomie	5
3. Description botanique et Caractéristiques morphologiques	7
3.1. Système racinaire	7
3.2. Système aérien	8
3.2.1. Le tronc	8
3.2.2. Les fleurs	9
3.2.3. Les fruits	9
3.2.4. Les feuilles	10
4. Composés phénoliques des feuilles d'olivier	12
a. L'Oléuropéine	14
b. Les flavonoïdes	14
5. Utilisations pharmacologiques des feuilles d'olivier	15
5.1. Activité antimicrobienne	15
5.2. Activité anti-inflammatoire	16
5.3. Activité anticancéreuse	17
5.4. Activité antidiabétique	17
5.5. Activité antioxydante	18
6. Olivier en Algérie	20
<i>Chapitre 2 : Stress oxydatif</i>	
1. Définition du stress Oxydatif	22
2. Causes du stress Oxydatif	22
3. Acteurs de stress oxydatif	23
3.1. Espèces réactives d'oxygène (ERO)	23
3.2. Espèces réactives d'azote (ERN)	24
4. Mécanismes d'action du stress oxydatif	25
4.1. Perception du Signal	25
4.2. Transmission du signal et l'activation génétique	25
4.3. Phase de réponse	25

4.4. Retour à l'équilibre	25
5. Conséquences du stress oxydatif	25
5.1. Oxydation de l'ADN	26
5.2. Oxydation des protéines	26
5.3. Oxydation des lipides	27
5.4. Processus de la mort apoptotique induite par le stress oxydatif	28
6. Impacts du stress oxydatif sur les maladies chroniques	28
6.1. Maladies cardiovasculaires	28
6.2. Diabète et maladies métaboliques	29
6.3. Maladies neurodégénératives	29
6.4. Cancer	29
6.5. Maladies respiratoires chroniques	29
6.6. Maladies rénales chroniques	30
6.7. Conséquences générales sur l'évolution des maladies chroniques	30
7. Antioxydants	30
7.1. Définition	30
7.2. Type d'antioxydants	30
7.2.1. Antioxydants enzymatiques	31
a. Dismutases Superoxydes (SOD)	31
b. Catalase (CAT)	31
c. Glutathion Peroxydase (GSH-Px)	31
7.2.2. Antioxydant non enzymatique	31
a. Antioxydants non enzymatique endogènes	32
b. Antioxydant non enzymatique exogène	32
8. Mécanisme d'action d'antioxydants	32
9. Revue des méthodes d'isolement des composés phénoliques, présence de composés phénoliques et activité antioxydante	32
Chapitre 3 : Matériel et méthodes	
1. Objectifs de l'étude	35
2. Matériel végétal	35
2.1. Récolte	36
2.2. Prétraitement des feuilles d'olivier	36
2.3. Préparation des extraits polyphénoliques	37
2.3.1. Calcul du rendement	38
2.4. Caractérisation phytochimique qualitative et quantitative des EFO	38
2.4.1. Screening phytochimique	38
a. Test d'Anthocyanes	39
b. Test d'Iridoïdes	39
c. Test de Tanins totaux	39
d. Test de Tanins galliques et catéchiques	39

e. Test de Saponosides	39
f. Test de Mucilage	39
g. Test de Terpénoïdes	40
h. Test de Flavonoïdes	40
i. Test des Phénols	40
j. Test de Cardénolides	40
2.4.2. Dosages quantitatifs	40
a. Dosage des composés phénoliques totaux (CPT)	40
b. Dosage de la teneur totale en flavonoïdes (CFT)	41
c. Dosage des tanins condensés totaux (CTCT)	42
3. Evaluation de l'activité antioxydante par piégeage du radical libre DPPH*	43
3.1. Mode opératoire	43
3.2. Calcul des IC50	44
4. Corrélation entre l'activité antioxydante et la teneur en polyphénols totaux	45
4.1. Principe	45
4.2. Évaluation Statistique du Coefficient de corrélations (ou de Pearson)	45
4.3. Interprétation des valeurs de r ou R2	45
Chapitre 4 : Résultats et discussion	
1. Résultats de l'extraction des composés polyphénoliques à partir des feuilles de l'olivier	48
2. Détermination du rendement d'extraction	48
3. Résultats du criblage (screening) phytochimique qualitative et quantitative des deux extraits de feuilles d'olivier	50
3.1. Analyse qualitative	50
3.2. Analyse quantitative	54
3.2.1. Contenu phénolique total (CPT)	55
3.2.2. Contenu total en flavonoïdes (CFT)	56
3.2.3. Contenu total en tanins (CTT)	56
4. Résultats de l'évaluation de l'activité antioxydante par piégeage du radical libre DPPH* (2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyle)	58
5. Résultats de la Corrélation entre l'activité antioxydante et la teneur en polyphénols totaux	62
Conclusion	64
Références bibliographiques	66
Annexes	

Liste des figures

	Pages
Figure 1	L'olivier (<i>Olea europaea</i> L.). 5
Figure 2	Illustration botanique de l'olivier (<i>Olea europaea</i> L.). 7
Figure 3	Fleurs de l'olivier. 9
Figure 4	Coupes schématiques d'un fruit d'olive (drupe). 10
Figure 5	Diversité morphologique des feuilles et des fruits de différents cultivars d'olivier. 12
Figure 6	Exemples de composés phénoliques trouvés dans l'olivier (Glc : glucose ; Rut : rutinosé). 14
Figure 7	Effet de l'extrait de feuilles d'olivier et de l'acide ascorbique sur l'activité de piégeage du $O_2^{\bullet-}$ (A), du HOCl (B) et du NO (C). 20
Figure 8	Répartition de la superficie arboricole, au niveau national. 21
Figure 9	Voies de génération des espèces réactives de l'oxygène (ERO) à partir de sources cellulaires et mécanismes de dégradation de l'ADN. 23
Figure 10	Production, régulation et impact cellulaire des espèces réactives de l'oxygène (ERO). 24
Figure 11	Catégories principales de dommages à l'ADN. 26
Figure 12	Type de certains changements dans les chaînes latérales d'acides aminés des protéines suite à une attaque radicalaire. 27
Figure 13	Mécanisme de chaîne de la peroxydation des acides gras polyinsaturés et composition des produits finaux formés. 28
Figure 14	Représentation schématique des différents types d'antioxydants (enzymatiques et non enzymatiques). 31
Figure 15	Carte géographique représentant la station de récolte, wilaya de Mostaganem. 36
Figure 16	Localisation géographique du site de récolte (Mostaganem) via Google Maps. 36
Figure 17	Processus de séchage et de broyage des feuilles de l'olivier. 37
Figure 18	Les filtrats obtenus (E.éth : extrait éthanolique, E.aqu : extrait aqueux). 38
Figure 19	Courbe d'étalonnage de l'acide gallique. 41
Figure 20	Courbe d'étalonnage de la quercétine. 42
Figure 21	Courbe d'étalonnage de la catéchine. 43
Figure 22	Mécanisme de réduction de l'espèce radicalaire DPPH* libre en présence des antioxydants. 43

Figure 23	Schéma récapitulatif du protocole expérimental de l'extraction, criblage phytochimique et l'activité antioxydante des extraits de feuilles d'olivier.	47
Figure 24	Les extraits de feuilles d'olivier (A : extrait aqueux, B : extrait éthanolique).	48
Figure 25	Histogramme représentant le rendement d'extraction des feuilles d'olivier pour les extraits éthanolique et aqueux.	49
Figure 26	Réactions colorimétriques obtenues avec l'extrait aqueux des feuilles d'olivier (1 : anthocyanes, 2 : iridoïdes, 3 : mucilage, 4 : terpénoïdes, 5 : saponosides, 7 : cardénolides, 8 : phénols, 9 : flavonoïdes, 10 : tanins totaux, 11 : tanins galliques et catéchiques).	51
Figure 27	Réactions colorimétriques obtenues avec l'extrait éthanolique des feuilles d'olivier (1 : anthocyanes, 2 : iridoïdes, 3 : mucilage, 4 : terpénoïdes, 5 : saponosides, 7 : cardénolides, 8 : phénols, 9 : flavonoïdes, 10 : tanins totaux, 11 : tanins galliques et catéchiques).	53
Figure 28	Activité anti-radicalaire (DPPH*) exprimée en % de l'acide ascorbique.	59
Figure 29	Activité anti-radicalaire (DPPH*) exprimée en % des extraits des feuilles d'olivier. A : extrait éthanolique ; B : extrait aqueux.	59

Liste des tableaux

		Pages
Tableau 1	Les différents taxons du complexe <i>Olea europaea</i> et leur ploïdie.	6
Tableau 2	La classification botanique l'arbre de l'olivier.	7
Tableau 3	Composés phénoliques, exprimés en mg/kg, dans l'extrait lyophilisé de feuilles d'olivier.	15
Tableau 4	Méthodes d'isolement des composés phénoliques : profil enzymatique et activité antioxydante.	34
Tableau 5	Couleur et aspect des extraits éthanolique et aqueux des feuilles d'olivier.	48
Tableau 6	Résultats du screening phytochimique qualitatif de l'extrait aqueux des feuilles d'olivier.	50
Tableau 7	Résultats du dépistage phytochimique qualitatif des extraits de feuilles d'olivier.	52
Tableau 8	Teneurs en composés phénoliques totaux (CPT), flavonoïdes totaux (CFT) et tanins totaux (CTT) des extraits aqueux et éthanolique de feuilles d'olivier à différentes concentrations.	54
Tableau 9	Activité anti-radicalaire (IC50) des extraits phénoliques (éthanolique et aqueux) des feuilles d'olivier.	61
Tableau 10	Résultats de la corrélation entre l'activité antioxydante (IC50) et la teneur en polyphénols totaux (CPT) et flavonoïdes (CFT).	63

Liste des abréviations

FO : Feuilles d'olivier.	N₂O₃ : Trioxyde de dinitrogène
UV : Ultra-violet.	–SH : Groupement thiol (soufre-hydrogène)
LPS : Lipopolysaccharides, constituants de la membrane externe des bactéries Gram négatif.	–SOH : Acide sulfénique
GLC : glucose.	SOD : Superoxyde dismutase
Rut : rutinose.	GSH : Glutathion réduit
TNF-α : Facteur de nécrose tumorale alpha, cytokine pro-inflammatoire.	G6PDH : Glucose-6-phosphate déshydrogénase
IL-8 : Interleukine 8, cytokine impliquée dans le recrutement et l'activation des neutrophiles lors de la réponse inflammatoire.	8-OHdG : 8-hydroxy-2'-désoxyguanosine.
MCF-7 : Michigan Cancer Foundation-7, lignée cellulaire d'adénocarcinome mammaire humain.	PUFA : PolyUnsaturated Fatty Acids → Acides gras polyinsaturés
T-24 : Lignée cellulaire de carcinome vésical humain	MDA : Malondialdéhyde
BBCE : Bovine Brain Capillary Endothelial Cells, cellules endothéliales capillaires cérébrales bovines.	4-HNE : 4-hydroxynonéal
EFO : Extrait de feuilles d'olivier	LDL : Low-Density Lipoproteins → Lipoprotéines de basse densité
O₂•⁻ : Radical superoxyde (Superoxide Radical Anion)	BPCO : Bronchopneumopathie chronique obstructive
HOCl : Acide hypochloreux (Hypochlorous Acid)	Cu-ZnSOD : Superoxyde dismutase à cuivre-zinc (cytoplasmique)
NO : Monoxyde d'azote (Nitric Oxide)	Mn-SOD : Superoxyde dismutase à manganèse (mitochondriale)
HepG2 : Lignée cellulaire humaine d'hépatocarcinome (Human Hepatocellular Carcinoma Cell Line)	CAT : Catalase
ERO : Espèces réactives de l'oxygène	GSH-Px : Glutathion peroxydase
ADN : Acide désoxyribonucléique	GSSG : Glutathion oxydé
NADPH : Nicotinamide adénine dinucléotide phosphate réduit.	TEAC : Capacité antioxydante équivalente au Trolox
H₂O₂ : Peroxyde d'hydrogène	HAE : Extraction assistée par homogénéisation
OH : Radical hydroxyle	DPPH : 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle
O₂ : Oxygène singulet	FRAP : Ferric Reducing Antioxidant Power → Pouvoir réducteur du fer (Fe ³⁺ → Fe ²⁺).
ROO• : Radicaux peroxydes	ABTS : 2,2'-azino-bis(3-éthylbenzothiazoline-6-sulfonique acid)
ERN : Espèce réactive d'azote	CO₂ : dioxyde de carbone
NO₂ : Dioxyde d'azote (Nitrogen dioxide)	IC₅₀ : Concentration inhibitrice
ONOO⁻ : Peroxynitrite	E.éth : extrait éthanolique
	E.aq : extrait aqueux
	(v/v) : Volume / volume (volume par volume).
	R : rendement d'extraction.

Mf : masse de l'extrait obtenue.

M0 : masse de la prise d'essai.

HCl : Acide chlorhydrique

FeCl₃ : Chlorure de fer (III)

CPT : Concentration des polyphénols totaux.

EAG : Équivalent Acide Gallique

CFT : Concentration des flavonoïdes totaux.

M : molarité (mol/L)

NaOH : Hydroxyde de sodium

QE : Quercétine Équivalente

CTCT : Concentration des tanins condensés totaux.

CE : Catéchine Équivalente

Ac : Absorbance du témoin négatif

As : Absorbance de l'échantillon testée

TPT : Teneur des polyphénols totaux

HAT : Hydrogen Atom Transfer (don d'atome d'hydrogène)

SET : Single Electron Transfer (don d'électron)

EC50 : Concentration efficace.

C : concentration.

CTT : Concentration des tanins totaux

-OH : groupement hydroxyle



Introduction générale





Le stress oxydatif est fondamentalement défini comme une altération de l'équilibre pro-oxydant–antioxydant en faveur du premier, pouvant potentiellement entraîner des dommages biologiques généralisés (Burton et Jauniaux, 2011).

L'oxygène, souvent décrit comme le « gaz Janus », est essentiel à la vie en raison de son rôle dans la production d'adénosine-5-triphosphate (ATP) par phosphorylation oxydative, mais cette même réactivité le rend capable d'attaquer les protéines, les lipides et l'ADN grâce à la production d'espèces réactives de l'oxygène (ROS) (Burton et Jauniaux, 2011). Bien que les niveaux homéostatiques de ROS servent de messagers secondaires critiques dans la signalisation intracellulaire, une production excessive ou une déficience des systèmes de défense antioxydants entraîne un stress oxydatif, qui est un facteur central dans la physiopathologie de nombreuses maladies humaines chroniques, y compris les maladies cardiovasculaires, le diabète et le cancer.

La recherche de composés bioactifs naturels pour atténuer les dommages oxydatifs a conduit à un accent significatif sur l'olivier (*Olea europaea* L.) (Lins *et al.*, 2020). Appartenant à la famille des Oléacées, l'olivier est l'une des espèces végétales les plus emblématiques et ancestrales du bassin méditerranéen.

Dans des pays comme la Tunisie et la France, la culture de l'olivier représente un pilier économique vital et une source importante d'emplois ruraux. Cependant, l'industrie de l'huile d'olive génère un volume important de sous-produits, les feuilles d'olivier représentant à elles seules environ 10% du poids total des olives récoltées. À l'échelle mondiale, cela représente près de 15 millions de tonnes de biomasse fraîche par an, dont une grande partie est actuellement sous-utilisée, jetée en plein air ou brûlée, ce qui pose d'importants défis environnementaux (Tarchi, 2025).

Bien que traditionnellement appréciée pour son huile et ses fruits, la feuille d'olivier est devenue une source robuste, peu coûteuse et renouvelable de biophénols à haute valeur ajoutée (Şahin et Bilgin, 2018; Cavaca *et al.*, 2020). Ces feuilles, qui constituent un sous-produit majeur de l'industrie oléicole, contiennent une gamme diversifiée de dérivés phénoliques, y compris des sécoiridoïdes, des flavonoïdes et des phénols simples (Cavaca *et al.*, 2020; Borjan *et al.*, 2020).



L'intérêt majeur des extraits de feuilles d'olivier réside dans leur puissante capacité antioxydante et anti-inflammatoire, essentielle pour lutter contre les troubles liés au stress oxydatif tels que le syndrome métabolique, les maladies cardiovasculaires et l'inflammation chronique. Ce potentiel thérapeutique repose principalement sur son composé le plus abondant, l'oleuropéine (un glucoside sécoiridoïde), ainsi que sur son métabolite, l'hydroxytyrosol. L'efficacité remarquable de ces polyphénols s'explique par leur structure ortho-diphénolique (catécholique), idéale pour piéger les radicaux libres, chélater les ions métalliques et bloquer les réactions en chaîne. Ainsi, la recherche démontre que ces extraits protègent efficacement les cellules humaines, comme les érythrocytes, contre les dommages oxydatifs (peroxydation lipidique et hémolyse) ; un potentiel protecteur d'ailleurs couramment mesuré et validé *in vitro* par des méthodes chimiques de référence comme les tests DPPH, ABTS et FRAP (Lins, P.G. *et al.*, 2020; Baljak *et al.*, 2025).

Au-delà de leur action sur les radicaux synthétiques, les extraits de feuilles d'olivier démontrent une efficacité biologique *in vitro* majeure en piégeant directement les espèces réactives de l'oxygène et de l'azote. Ils agissent comme de puissants inhibiteurs contre divers agents délétères, s'avérant parfois même plus performants que l'acide ascorbique à certaines concentrations pour neutraliser l'anion superoxyde ($O_2^{\cdot-}$). De plus, l'action synergique de leurs polyphénols, tels que l'oleuropéine, permet de contrer efficacement le monoxyde d'azote (NO), un radical fortement impliqué dans les processus inflammatoires, tout en exerçant une action protectrice supplémentaire, bien que plus modérée, contre l'acide hypochloreux (HOCl) (Lins, P.G. *et al.*, 2020).

Cette puissante capacité à neutraliser les radicaux libres, combinée à des effets synergiques entre les différents composés du totum végétal, confère à l'extrait de feuille d'olivier un avenir prometteur en tant qu'antioxydant naturel dans les domaines médical, pharmaceutique, cosmétique et agroalimentaire.

Ce mémoire de fin d'étude vise à explorer la capacité antioxydante protectrice des extraits de feuilles d'*Olea europaea* L., contribuant ainsi à une meilleure compréhension de la façon dont ces composés naturels pourraient stabiliser les systèmes biologiques et atténuer la progression des troubles liés au stress oxydatif. Ce mémoire s'inscrit dans cette démarche en se focalisant sur



l'évaluation comparative de l'activité antioxydante des extraits éthanolique et aqueux des feuilles d'olivier.

L'objectif principal de ce travail est d'évaluer le potentiel antioxydant et l'activité de piégeage des radicaux libres de différents extraits de feuilles d'olivier (*Olea europaea*), afin de valoriser ce sous-produit agricole dans les domaines pharmacologique, cosmétique ou agroalimentaire.

Ce manuscrit se divise en deux parties distinctes :

La première partie présente une synthèse bibliographique approfondie. Elle se divise en deux chapitres :

Chapitre 1 : Généralités sur l'olivier, dédié à l'olivier (*Olea europaea* L.), espèce végétale phare du bassin méditerranéen, ce chapitre en propose une vue d'ensemble englobant son évolution historique, ses pratiques culturelles et sa structure botanique. Au-delà de ses applications traditionnelles et de son intérêt sanitaire, cette section met en exergue la richesse en molécules bioactives des diverses parties de l'arbre, avec un intérêt marqué pour la feuille. Les propriétés pharmacologiques validées de ces composés établissent le socle théorique nécessaire aux investigations expérimentales menées dans cette thèse.

Chapitre 2 : Le stress oxydatif, ce chapitre examine les mécanismes du stress oxydatif, un déséquilibre cellulaire induit par l'accumulation d'espèces réactives de l'oxygène et de l'azote. Il détaille les causes endogènes et exogènes de cette perturbation, ainsi que ses conséquences délétères sur l'ADN, les protéines et les lipides. Les voies d'action des défenses antioxydantes, qu'elles soient enzymatiques ou apportées par l'alimentation, y sont également analysées. Enfin, cette section met en lumière l'impact de ce phénomène dans le développement des pathologies chroniques, établissant ainsi le cadre théorique de ce travail.

La deuxième partie se concentre sur les expérimentations, décrivant les protocoles employés pour extraire les molécules bioactives, identifier les métabolites secondaires par caractérisation qualitative et quantitative, et enfin, évaluer l'activité antioxydante et discuter les résultats obtenus.

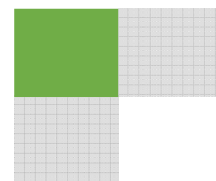
Ce travail se termine par une conclusion générale et des perspectives.



Partie 1
Etude Bibliographique



Chapitre 1. Généralités sur $\mathcal{L}$ 'Olivier





1. Définition et origine de l'olivier

L'olivier (*Olea europaea* L.) est une espèce oléagineuse emblématique du bassin méditerranéen, cultivée depuis l'Antiquité pour ses fruits et, plus spécifiquement, pour la production d'huile d'olive vierge (Borjan *et al.*, 2020). Au-delà de son rôle agronomique, cet arbre constitue un pilier des agroécosystèmes de type méditerranéen, où il revêt une importance économique et socioculturelle majeure (Erfani-Moghadam & Zarei, 2025 ; Baccari *et al.*, 2020).

Le genre *Olea* L. regroupe environ 33 espèces d'arbres et d'arbustes à feuillage persistant, naturellement distribuées dans les régions tempérées chaudes à l'échelle mondiale. Toutefois, *Olea europaea* L. constitue la seule espèce ayant fait l'objet d'une domestication. Au sein de celle-ci, la sous-espèce *Olea europaea* subsp. *Europaea* comprend deux formes distinctes : la forme sauvage (*var. sylvestris*), et la forme cultivée (*var. europaea*) (Crucitti *et al.*, 2026).

Les découvertes archéologiques montrent que la culture de l'olivier est apparue il y a six millénaires dans la région du *Proche-Orient* et du sud du *Caucase*. Plus tard, l'oléiculture s'est propagée dans toute la Méditerranée grâce aux civilisations antiques. Actuellement, la culture oléicole dépasse largement son berceau historique : elle est présente sur les cinq continents dans une 60 de pays, et s'est accompagnée d'une importante diversification biologique, estimée à plus de 2 000 variétés (ou cultivars) à l'échelle mondiale (Crucitti *et al.*, 2026).



Figure 1 : L'olivier (*Olea europaea* L.).

2. Classification et taxonomie

Au sein de la famille des *Oléacées*, qui compte 25 genres différents, le genre *Olea* L. occupe une place particulière. Regroupant plus de 40 espèces, il se divise en trois grandes lignées géographiques réparties entre l'Afrique, l'Europe et l'Océanie. Toutefois, les analyses phylogénétiques révèlent que ce genre est polyphylétique, ce qui signifie que ses membres ne partagent pas tous un ancêtre commun unique (Cavaca *et al.*, 2020 ; Avramidou *et al.*, 2024).

L'olivier (*Olea europaea* L.) est subdivisé en six sous-espèces (voir le tableau 1), définies sur la base de leurs caractéristiques morphologiques, chacune présentant une aire de répartition spécifique (Green 2002). Selon Green (2002), il s'agit de *O. europaea subsp. cuspidata*, largement répandue de l'Afrique du Sud au sud de l'Égypte et du Moyen-Orient jusqu'au Pakistan, à l'Inde et à la Chine ; *O. europaea subsp. laperrinei*, présente dans les massifs montagneux du Sahara ; *O. europaea subsp. maroccana*, localisée dans le sud-ouest du Maroc ; *O. europaea subsp. guanchica*, endémique des îles Canaries ; *O. europaea subsp. cerasiformis*, présente à Madère ; et *O. europaea subsp. europaea* est largement distribuée dans le bassin méditerranéen.



Tableau 1 : Les différents taxons du complexe *Olea europaea* et leur ploïdie (Green, 2002).

Sous-espèce	Variété	Nom commun	Répartition géographique d'origine	Ploïdie
<i>europaea</i>	<i>sylvestris</i>	Oléastre, olivier sauvage	Bassin méditerranéen	2×
<i>europaea</i>	<i>europaea</i>	Olivier, olivier cultivé	Bassin méditerranéen	2×
<i>cuspidata</i>	/	Olivier africain	De l'Afrique du Sud au sud-ouest de la Chine	2×
<i>laperrinei</i>	/	Olivier saharien, olivier de Laperrine	Massifs montagneux sahariens, du sud de l'Algérie au nord-est du Soudan	2× (3×)
<i>guanchica</i>	/	Olivier des Canaries	Îles Canaries	2×
<i>cerasiformis</i>	/	Olivier de Madère	Archipel de Madère	4×
<i>maroccana</i>	/	Olivier marocain	Haut Atlas, Maroc	6×

L'espèce *Olea europaea* L. est originaire des régions tempérées d'Europe, d'Afrique et d'Asie. Grâce à son adaptation à des conditions climatiques favorables, elle a été largement cultivée dans différentes régions du monde. Au sein de *Olea europaea subsp. europaea*, deux variétés sont distinguées : l'olivier cultivé (*var. europaea*) et l'olivier sauvage (*var. sylvestris*), communément appelé *oléastre*. Le terme « *oléastre* » désigne aussi bien les formes véritablement sauvages que les oliviers retournés à l'état spontané (formes férales). D'un point de vue morphologique, les formes sauvages authentiques ne se distinguent pas des formes férales, ce qui rend nécessaire le recours aux marqueurs génétiques pour leur différenciation. Certains botanistes considèrent la variété sauvage comme une espèce distincte, dénommée *Olea oleaster*, plutôt que comme une sous-espèce. Les études moléculaires indiquent toutefois que l'olivier sauvage constitue l'ancêtre de l'olivier cultivé (Cavaca *et al.*, 2020).



Tableau 2 : La classification botanique l'arbre de l'olivier (Ghedira, 2008)

Règne	Plantae
Embranchement	Magnoliophyta
Sous-embranchement	Magnoliophytina
Classe	Magnoliopsida
Sous-classe	Dialypétales
Ordre	Lamiales
Famille	<i>Oleaceae</i>
Genre	<i>Olea</i>
Espèce	<i>Olea europaea L.</i>
Sous-espèce	<i>O. europeasubsp. europaea var. sylvestris</i> <i>O. europeasubsp. europaea var. europaea</i>

3. Description botanique et Caractéristiques morphologiques

L'olivier (*Olea europaea L.*) est un arbre ligneux producteur d'huile typique du climat méditerranéen, pouvant atteindre une hauteur comprise entre 6 et 8 mètres (Granados-Principal *et al.*, 2010 ; Ghedira, 2008). Sur le plan morphologique, il se divise classiquement en deux pôles fonctionnels : l'appareil racinaire souterrain et l'appareil végétatif aérien.



Figure 2 : Illustration botanique de l'olivier (*Olea europaea L.*) (Agriculturemono, 2020).



3.1. Système racinaire

Le système racinaire de l'olivier est bien développé et sa morphologie varie selon plusieurs facteurs, notamment la nature du sol (caractéristiques physiques et chimiques), la disponibilité en eau, l'aération et le mode de reproduction (Loussert & Brousse, 1978).

Dans les sols sablonneux, profonds et bien aérés, les racines adoptent généralement une structure pivotante, avec une pénétration pouvant atteindre 6 à 7 m de profondeur. En revanche, dans les sols lourds, compacts et peu aérés, le système racinaire est de type fasciculé : les racines se développent surtout en surface, de manière latérale, avec de nombreuses ramifications, et leur profondeur reste limitée entre 15 et 150 cm (Loussert & Brousse, 1978 ; Argenson *et al.*, 1999).

Lorsque le sol présente un profil hétérogène, l'olivier peut développer un système racinaire mixte, combinant à la fois des caractéristiques pivotantes et fasciculées, en fonction des conditions locales du sol (Lavee, 1997). En conditions irriguées, le système racinaire est généralement fasciculé, avec la majorité des racines concentrées entre 50 et 70 cm de profondeur, bien que certaines puissent atteindre environ 1,5 m (Argenson *et al.*, 1999).

Enfin, le type de système racinaire dépend également du mode de multiplication : les plants issus de semis développent une racine pivotante dominante, tandis que ceux obtenus par bouturage présentent un système fasciculé (Loussert & Brousse, 1978).

3.2. Système aérien

3.2.1. Le tronc

Le tronc constitue l'axe structurel majeur de l'arbre, il s'étend du collet, situé au niveau du sol, jusqu'au point d'insertion de la première branche charpentière (Pagnol, 1975). Il est caractérisé par un diamètre imposant, et présente une morphologie sinueuse et tortueuse. Il porte une ramification dense composée de fins rameaux à phyllotaxie opposée (disposés par paires l'un face à l'autre) (Hashmi *et al.*, 2015).

Son aspect varie selon le stade de développement : d'abord, il est vertical, cylindrique avec une écorce lisse et gris verdâtre chez les jeunes arbres. Puis, il devient progressivement noueux, crevassé et élargi à la base, prenant une teinte gris foncé, presque noire avec le vieillissement (Pagnol, 1975).



Le développement en hauteur du tronc est corrélé à trois facteurs principaux : le patrimoine génétique du cultivar, les caractéristiques pédoclimatiques de la zone de production et les pratiques culturales adoptées lors de la plantation (Loussert & Brousse, 1978).

3.2.2. Les fleurs

Les fleurs d'olivier sont de petite taille, de teinte blanc crème et sub-sessiles, à l'aspect duveteux. Elles sont abondantes, majoritairement hermaphrodites (ou bisexuées), bien que certaines puissent être fonctionnellement unisexuées (Hashmi *et al.*, 2015 ; Khadivi *et al.*, 2022).

Ces fleurs, regroupées en grappes axillaires, évoluent après fécondation pour donner une drupe charnue communément appelée olive (Ghedira, 2008).



Figure 3 : Fleurs de l'olivier (Tanette2, 2010).

3.2.3. Les fruits

L'olive, fruit d'*Olea europaea* L., est une drupe présentant une forme ovoïde, dont les dimensions varient généralement entre 2 et 3 cm de longueur et de largeur (Ghanbari *et al.*, 2012).

Botaniquement, l'olive est constituée en trois couches distinctes : l'épicarpe (la peau), le mésocarpe (la pulpe) et l'endocarpe (le noyau) (Borjan *et al.*, 2020). L'épicarpe est recouvert d'une couche cireuse protectrice. Au cours de la maturation, sa coloration évolue progressivement du vert clair vers des teintes pourpres, puis brunes ou noires. Le mésocarpe, charnu et riche en huile, représente environ 84 à 90 % de la masse totale du fruit. Quant à



l'endocarpe, dur et lignifié, il renferme la graine et constitue entre 13 et 30 % du poids du fruit. La graine contient une faible quantité d'huile, estimée entre 2 et 4 g pour 100 g. Le poids des olives varie généralement de 2 à 12 g selon la variété, bien que certaines puissent atteindre jusqu'à 20 g (Ghanbari *et al.*, 2012).

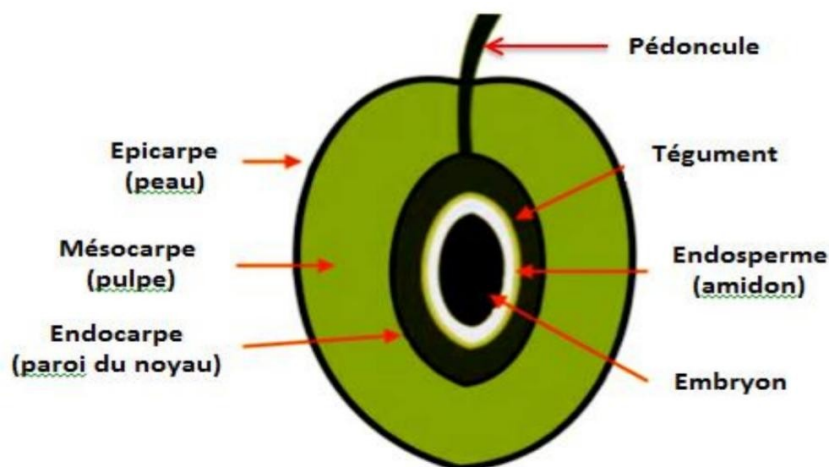


Figure 4 : Coupes schématiques d'un fruit d'olive (drupe) (Muzzalupo & Micali, 2015).

Le profil phytochimique de l'olive se distingue par sa richesse en une grande diversité de composés bioactifs, notamment des flavonoïdes, des secoiridoïdes et leurs glycosides, ainsi que des composés phénoliques comme le tyrosol, l'hydroxytyrosol et leurs dérivés. Parmi ces constituants, le ligstroside représente l'un des principaux composés présents dans le fruit et les graines de l'olivier (Shu *et al.*, 1996).

3.2.4. Les feuilles

Les feuilles d'olivier, considérées comme un sous-produit agricole issu de la récolte ou de la transformation des fruits, constituent une source importante de composés phénoliques, à l'instar des autres parties de l'arbre. Ces composés participent aux caractéristiques organoleptiques des fruits, notamment leur couleur et leur saveur, en fonction de leur nature et de leur concentration. Leur teneur varie également selon les différents tissus végétaux. Par ailleurs, le profil phénolique des feuilles se distingue de celui observé dans les fleurs, les fruits et les rameaux de l'olivier (Markhali *et al.*, 2020).

FO se caractérisent par un pétiole court et une morphologie allant du lancéolé à oblong, parfois ovale. Le limbe, à bord entier et dépourvu de poils, de texture coriace et glabres, a une base atténuée, se termine par un apex aigu à acuminé. L'aspect visuel est marqué par un



contraste bicolore : vert pâle sur la face adaxiale (supérieure) avec peu d'écailles, tandis que le revers (face abaxiale ou inférieure) se distingue par une coloration blanc argenté (Agricultural Research Council, 1982). Elles sont disposées de manière opposée et restent persistantes. En général, elles mesurent entre 5 et 6 cm de long, avec une largeur d'environ 1 à 1,5 cm au centre de la feuille. Cette morphologie foliaire est tributaire de facteurs exogènes (le climat, les pratiques locales de taille) et endogènes (âge de l'arbre, niveau de production) (Granados-Principal *et al.*, 2010).

La diversité morphologique des feuilles et des fruits constitue un critère essentiel pour la caractérisation et la distinction des cultivars d'olivier. Selon Khadivi *et al.* (2022), les différentes variétés étudiées présentent une variabilité importante au niveau des caractères foliaires et fructifères. Les feuilles se distinguent par plusieurs formes, notamment obovales (obovate), elliptiques (elliptic), elliptico-lancéolées (elliptic-lanceolate) et lancéolées (lanceolate). Leur longueur varie de 27,07 à 78,54 mm et leur largeur de 5,42 à 23,06 mm. Cette diversité morphologique constitue un outil précieux pour l'identification et la différenciation des cultivars d'olivier.



Figure 5 : Diversité morphologique des feuilles et des fruits de différents cultivars d'olivier (Khadiji *et al.*, 2022).

4. Composés phénoliques des feuilles d'olivier

Face aux stress environnementaux comme la chaleur et les rayons UV, l'olivier se défend en synthétisant des biophénols tels que les acides phénoliques, les alcools phénoliques, les sécoiridoïdes et les flavonoïdes, qui constituent la majeure partie de la composition de ses feuilles, aux côtés de traces de terpènes et de substances lipophiles. La composition qualitative et quantitative de ces substances est variable et dépend du cultivar, du stade de maturité des



feuilles, de l'environnement (climat et origine géographique) ainsi que des agressions qu'il subit, notamment les attaques de la mouche de l'olive (*Daucusoleae*) (Şahin et Bilgin, 2018).

L'usage traditionnel des feuilles d'olivier comme remède naturel révèle des effets bénéfiques majeurs sur le métabolisme. Cette action thérapeutique s'explique scientifiquement par la forte concentration en composés phénoliques contenus dans leurs feuilles, qui en constituent les principes actifs essentiels (El & Karakaya, 2009).

Les polyphénols figurent parmi les groupes de composés phytochimiques les plus abondants dans le règne végétal. Chez l'olivier, les biophénols constituent une catégorie importante de métabolites secondaires, caractérisée par leur hydrosolubilité et leurs masses moléculaires élevées. Ils présentent une importance considérable sur les plans physiologique et morphologique et se distinguent par une grande diversité de structures et d'activités biologiques (Cavaca *et al.*, 2020).

Cinq groupes de composés phénoliques sont principalement identifiés dans les feuilles d'olivier (Cavaca *et al.*, 2020) :

- ✓ Les oléuropéosides (oléuropéine et verbascoside) .
- ✓ Les flavones (lutéoline-7-O-glucoside, apigénine-7-O-glucoside, diosmétique-7-O-glucoside, lutéoline et diosmétique).
- ✓ Les flavonols (rutine).
- ✓ Les flavan-3-ols (catéchine).
- ✓ Les phénols substitués (tyrosol, hydroxytyrosol, vanilline, acide vanillique et acide caféique).

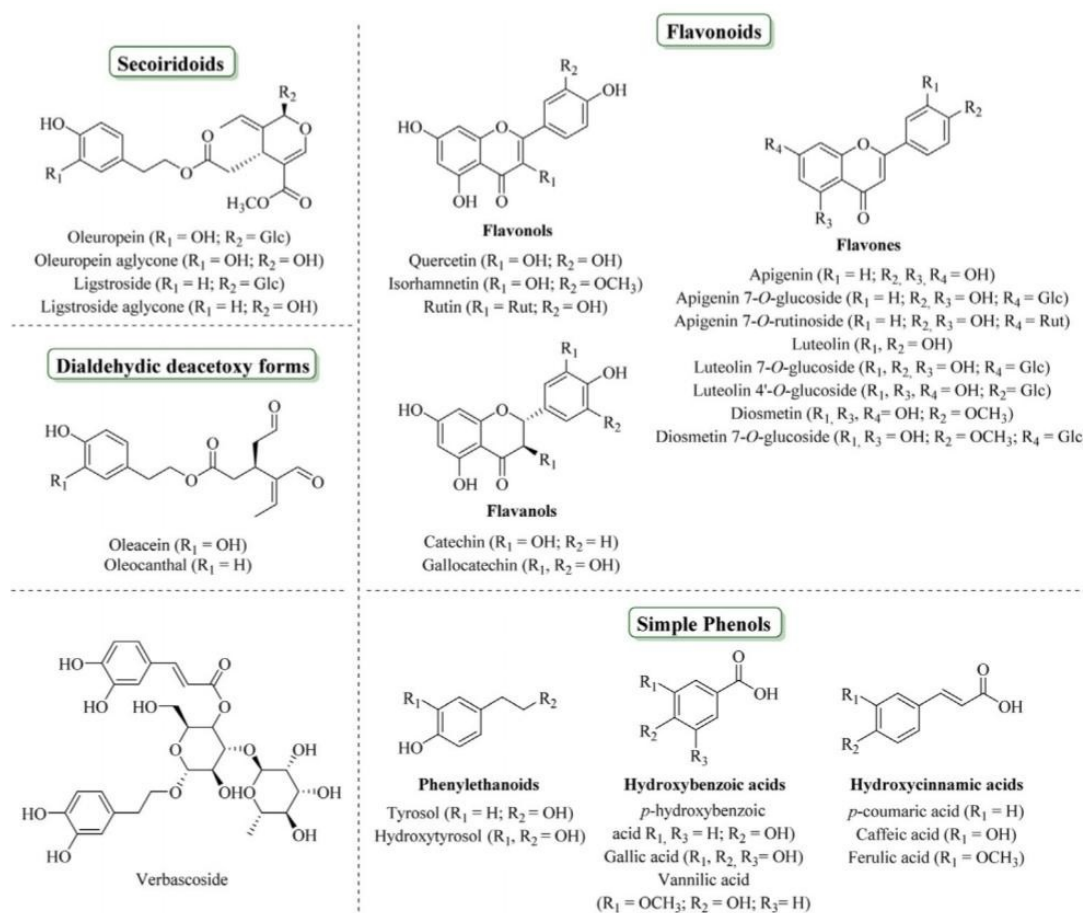




Tableau 3 : Composés phénoliques, exprimés en mg/kg, dans l'extrait lyophilisé de feuilles d'olivier (Pereira *et al.*, 2007)

Composé	mg/kg
Oléuropéine	26,471.4± 1760.2
Lutéoline 7-O-glucoside	4208.9± 97.8
Apigénine 7-O-glucoside	2333.1± 74.7
Lutéoline 4'-O-glucoside	1355.9± 75.9
Verbascoside	966.1± 18.1
Rutine	495.9± 12.2
Acide caféique	220.5± 23.3
Somme des composés déterminés	36,051.8

a. L'Oléuropéine

L'oléuropéine est le principal secoiridoïde présent dans les feuilles de l'olivier et constitue un puissant antioxydant doté de propriétés anti-inflammatoires (El & Karakaya, 2009). Elle appartient au groupe des composés de type secoiridoïde et se caractérise par une structure particulière résultant de l'estérification de l'acide élénoliqueglucosylé avec l'hydroxytyrosol (3,4-dihydroxyphényléthanol) (Markhali *et al.*, 2020 ; Borjan *et al.*, 2020). Cette structure spécifique lui confère une forte amertume sur le plan organoleptique (Markhali *et al.*, 2020). Découverte en 1908 par Bourquelot et Vintilesco, l'oléuropéine est présente en grande quantité dans les feuilles et les fruits d'olive non transformés, tandis que son principal produit de dégradation, l'hydroxytyrosol, est plus abondant dans les olives transformées et l'huile d'olive (El & Karakaya, 2009). Sous l'action de la lumière, de températures élevées ou encore de conditions acides ou basiques, l'oléuropéine se décompose en hydroxytyrosol et en acide élénolique (Borjan *et al.*, 2020).

b. Les flavonoïdes



Les feuilles d'olivier renferment une quantité importante de flavonoïdes, qui constituent l'un des groupes de polyphénols les plus abondants et les plus largement distribués dans ces feuilles (Borjan *et al.*, 2020). Selon Jemai *et al.* (2008), ces composés peuvent être présents sous forme d'aglycones, tels que l'apigénine, la diosmétine, la lutéoline et la quercétine, ou sous forme glycosylée, notamment la lutéoline-7-O-rutinoside, la lutéoline-7-O-glucoside, la lutéoline-5-O-glucoside et la quercétine-7-O-rutinoside. Parmi eux, la lutéoline (3',4',5,7-tétrahydroxyflavone) représente un flavonoïde majeur des feuilles d'olivier et les plantes riches en ce composé sont traditionnellement utilisées pour le traitement des affections inflammatoires (Borjan *et al.*, 2020). En outre, les flavonoïdes des feuilles d'olivier présentent un intérêt nutritionnel considérable et exercent des effets protecteurs bénéfiques contre diverses pathologies, notamment les maladies cardiovasculaires, certains cancers et les infections microbiennes (Havsteen, 2002 ; Babu & Liu, 2009).

5. Utilisations pharmacologiques des feuilles d'olivier

L'huile d'olive, son fruit et ses feuilles, grâce à leur richesse en composés phénoliques, possèdent des propriétés pharmacologiques remarquables. Ces vertus thérapeutiques en font des piliers essentiels de la médecine préventive et d'un régime alimentaire sain (Omar, 2010).

L'extrait de feuilles d'olivier se présente sous la forme d'un liquide brun foncé au goût amer. Reconnu en médecine naturelle pour ses multiples vertus thérapeutiques, il est traditionnellement utilisé comme complément de phytothérapie. Sa richesse en composés polyphénoliques lui confère des propriétés bénéfiques majeures, notamment pour stimuler l'énergie, réduire la tension artérielle et soutenir les systèmes cardiovasculaire et immunitaire. Au-delà de ces effets régulateurs et protecteurs, cet extrait se distingue également par son action antimicrobienne (Sudjana *et al.*, 2009).

5.1. Activité antimicrobienne

L'olivier (*Olea europaea*) est traditionnellement utilisé en médecine populaire pour le traitement de diverses maladies infectieuses d'origine bactérienne, fongique et virale (Adnan *et al.*, 2014).

Les extraits de feuilles d'olivier (*Olea europaea* L.) se révèlent être une source majeure de composés bioactifs capables de lutter efficacement contre plusieurs bactéries pathogènes responsables de toxi-infections alimentaires (Sánchez-Gutiérrez *et al.*, 2021). L'activité



antimicrobienne de ces extraits se manifeste par une inhibition efficace de plusieurs souches pathogènes, avec un ordre de sensibilité décroissant allant de *Staphylococcus aureus*, suivi de *Yersinia enterocolitica*, *Listeria monocytogenes*, *Escherichia coli*, jusqu'à *Salmonella Typhimurium* (Sánchez-Gutiérrez *et al.*, 2021).

Cette performance s'explique par le fait que l'efficacité de l'extrait ne repose pas principalement sur l'oléuropeine (pourtant majoritaire dans les extraits éthanoliques), mais plutôt sur la richesse de l'extrait aqueux en dérivés d'acide élénolique, reconnus pour leur très fort pouvoir antibactérien (Thielmann *et al.*, 2017 ; Brenes *et al.*, 2011), ainsi qu'en hydroxytyrosol (Bisignano *et al.*, 1999) et en acide protocatéchique (Sánchez-Gutiérrez *et al.*, 2021). En agissant en synergie (Pereira *et al.*, 2007), ces composés altèrent les propriétés structurelles et fonctionnelles des bactéries en augmentant la perméabilité de leur membrane cellulaire, ce qui provoque la fuite du contenu cytoplasmique (Bisignano *et al.*, 1999 ; Sousa *et al.*, 2006 ; Gullón *et al.*, 2018).

Une étude menée par Sudjana *et al.* (2009) a évalué l'activité antimicrobienne d'un extrait commercial de feuilles d'olivier contre 122 microorganismes. Les résultats ont montré une efficacité limitée à certaines bactéries, notamment *Campylobacter jejuni*, *Helicobacter pylori* et *Staphylococcus aureus*, suggérant que cet extrait ne possède pas une activité antimicrobienne à large spectre.

Les composés phénoliques des FO ont également été évalués pour leur activité antimicrobienne contre plusieurs microorganismes responsables d'infections intestinales et respiratoires chez l'homme. Les tests ont concerné des bactéries à Gram positif (*Bacillus cereus*, *Bacillus subtilis* et *Staphylococcus aureus*), des bactéries à Gram négatif (*Pseudomonas aeruginosa*, *Escherichia coli* et *Klebsiella pneumoniae*), ainsi que des champignons tels que *Candida albicans* et *Cryptococcus neoformans*. Les extraits ont montré une activité antibactérienne et antifongique significative à de faibles concentrations, mettant en évidence leur potentiel d'utilisation comme nutraceutiques (Pereira *et al.*, 2007).

5.2. Activité anti-inflammatoire

Les résultats de Cheurfa et Allem (2022) montrent que les extraits végétaux étudiés (parmi lesquels figure l'olivier, *Olea europaea L.*) exercent une activité anti-inflammatoire significative, attribuée principalement à leur richesse en polyphénols, capables de moduler les médiateurs et les voies de signalisation impliqués dans le processus inflammatoire.



Les travaux menés in vitro sur diverses lignées cellulaires ont démontré que la quercétine possède une activité anti-inflammatoire notable. Cette molécule agit en limitant les effets des LPS impliqués dans l'induction de la réponse inflammatoire, notamment par l'inhibition de la production du TNF- α au niveau des macrophages (Manjeet & Ghosh, 1999) et de l'IL-8 dans les cellules pulmonaires (Geraets *et al.*, 2007).

La présence de tanins dans les extraits végétaux pourrait contribuer à leur activité anti-inflammatoire. Ces composés sont connus pour leurs effets inhibiteurs sur les réactions inflammatoires, ce qui explique l'emploi fréquent des plantes riches en tanins dans le traitement des plaies, des hémorroïdes et des maladies inflammatoires du système digestif (Cheurfa & Allem, 2022).

Les saponines sont des glycosides végétaux fréquemment retrouvés dans les plantes médicinales, telles que l'*Olea europaea* L.. Elles se distinguent par leurs nombreuses propriétés thérapeutiques au sein de l'organisme, agissant principalement comme de puissants agents anti-inflammatoires et diurétiques (Ezeonwumelu *et al.*, 2012).

5.3. Activité anticancéreuse

Les constituants de *Olea europaea* ont démontré une activité anticancéreuse remarquable contre différents types de cancers (Casaburi *et al.*, 2013).

Plusieurs études ont évalué l'activité anticancéreuse des extraits aqueux et méthanoliques de feuilles d'olivier. Les résultats ont montré que ces extraits bruts exercent un effet inhibiteur sur la prolifération de différentes lignées cellulaires, notamment les cellules d'adénocarcinome mammaire humain (MCF-7), de carcinome vésical humain (T-24) ainsi que les cellules endothéliales capillaires cérébrales bovines (BBCE) (Goulas *et al.*, 2009).

L'acide oléanolique a été largement étudié in vitro et in vivo pour ses propriétés antitumorales. Ce composé a montré une activité inhibitrice contre le carcinome hépatocellulaire en induisant l'apoptose des cellules tumorales et en provoquant un arrêt du cycle cellulaire (Hashmi *et al.*, 2015).

Les biophénols présents dans les feuilles d'olivier, notamment l'oleuropéine et l'hydroxytyrosol, ont été évalués pour leurs effets sur la progression tumorale dans le cancer du sein. L'administration d'extraits de feuilles d'olivier à des doses de 150 et 225 mg/kg/jour a



entraîné une diminution significative du volume et du poids des tumeurs (Milanizadeh *et al.*, 2014).

5.4. Activité antidiabétique

L'activité antidiabétique de *Olea europaea* a été confirmée par plusieurs études expérimentales. Les extraits de feuilles d'olivier, riches en composés phénoliques tels que l'oleuropéine et l'hydroxytyrosol, ont montré une capacité à réduire l'hyperglycémie et à améliorer le statut antioxydant dans différents modèles de diabète expérimental (Hashmi *et al.*, 2015).

Des études cellulaires ont également montré que les extraits de feuilles d'olivier et l'oleuropéine protègent les cellules bêta pancréatiques contre le stress oxydatif, réduisent l'apoptose et améliorent la sécrétion d'insuline en conditions de stress oxydatif induit par le peroxyde d'hydrogène. L'oleuropéine semble exercer un effet plus marqué sur la sécrétion d'insuline que l'extrait brut, probablement en raison de l'interaction d'autres composés phénoliques (Cumaoglu *et al.*, 2011).

Enfin, des études cliniques ont montré que la supplémentation en extrait de feuilles d'olivier améliore la sensibilité à l'insuline chez des sujets en surpoids, avec une amélioration d'environ 15 %, confirmant ainsi le potentiel antidiabétique de ces extraits chez l'homme (Bock *et al.*, 2013).

5.5. Activité antioxydante

La forte activité antioxydante des feuilles d'olivier est essentiellement liée à leur richesse en composés phénoliques (Lins *et al.*, 2020). Les études réalisées sur plusieurs de ces composés ont montré que leur pouvoir antioxydant dépend de la nature de leurs groupes fonctionnels, du nombre de groupements hydroxyles ainsi que de leur position au sein de la structure moléculaire, ce qui leur confère des propriétés d'oxydo-réduction (Goulas *et al.*, 2010). Par ailleurs, il a été rapporté que les composés phénoliques peuvent agir de manière synergique lorsqu'ils sont associés dans l'extrait de feuilles d'olivier (EFO), entraînant ainsi une activité antioxydante plus élevée que celle observée pour chaque composé pris individuellement (Xie *et al.*, 2015 ; Lee & Lee, 2010).

Une étude récente a mis en évidence une relation directe entre la concentration de l'extrait de feuilles d'olivier et son effet inhibiteur vis-à-vis des espèces réactives de l'oxygène



et de l'azote, notamment $O_2^{\bullet-}$, HOCl et NO (Lins *et al.*, 2018). Les résultats ont montré que l'activité antioxydante augmente avec la concentration de l'extrait. Comparé à l'acide ascorbique, l'extrait présente une meilleure capacité de piégeage du radical superoxyde ($O_2^{\bullet-}$) et une efficacité similaire contre le monoxyde d'azote (NO), tandis que l'acide ascorbique est plus efficace contre l'acide hypochloreux (HOCl) (voir la figure 7) (Lins *et al.*, 2018). Cette faible activité vis-à-vis du HOCl pourrait être liée aux propriétés des principaux polyphénols des feuilles d'olivier, tels que l'oléuropéine et l'hydroxytyrosol. En revanche, l'extrait de feuilles d'olivier s'est révélé être un excellent capteur du NO par rapport à d'autres extraits végétaux. L'oléuropéine inhibe presque totalement la formation du NO ($\approx 100\%$), tandis que l'hydroxytyrosol atteint une inhibition de 61,3 % (Rietjens *et al.*, 2007 ; Conforti *et al.*, 2011 ; Ammendola *et al.*, 2011).

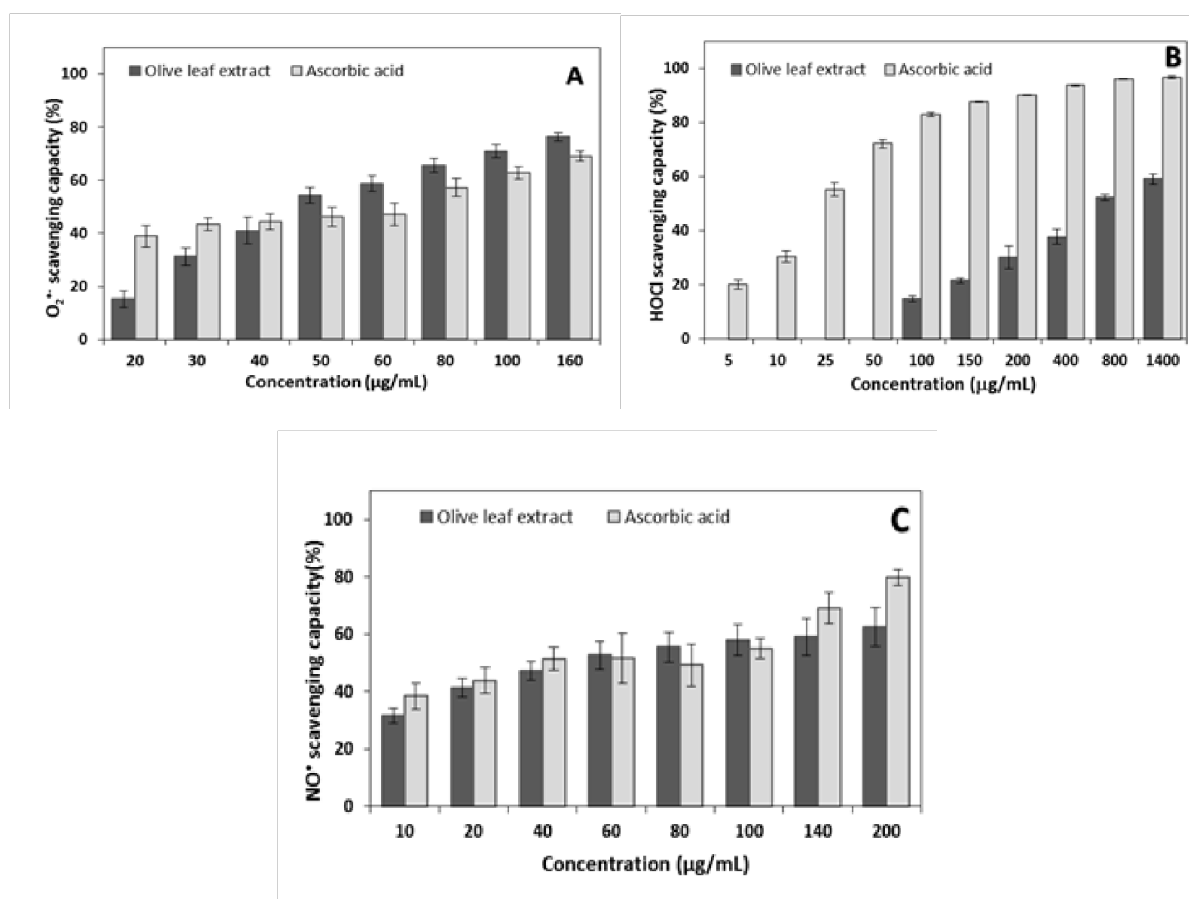


Figure 7 : Effet de l'extrait de feuilles d'olivier et de l'acide ascorbique sur l'activité de piégeage du $O_2^{\bullet-}$ (A), du HOCl (B) et du NO (C) (Lins *et al.*, 2018).

Les résultats montrent que le procédé d'extraction utilisant un mélange éthanol/eau a permis d'obtenir un extrait présentant un pouvoir réducteur important, probablement en raison



de sa richesse en composés phénoliques et en flavonoïdes totaux, notamment l'oléuropéine (25,5 mg/g de matière sèche). Cette composition suggère un fort potentiel antioxydant. En effet, des études récentes ont mis en évidence la capacité élevée de l'oléuropéine à neutraliser l'oxyde nitrique (NO) produit par les cellules HepG2 (Sherif et Al-Gayyar, 2018).

Les radicaux peroxydes provoquent des dommages oxydatifs aux membranes des érythrocytes en attaquant les lipides et les protéines membranaires, ce qui peut entraîner une hémolyse (Lins *et al.*, 2018). Des études réalisées par Lins *et al.* (2018) ont montré que l'EFO possède une activité antioxydante capable de protéger les globules rouges contre ces altérations oxydatives. Cet effet protecteur est lié à sa capacité à piéger les radicaux libres et à sa richesse en composés phénoliques, qui contribuent à prévenir l'hémolyse oxydative.

6. Olivier en Algérie

L'Algérie fait partie des pays du bassin méditerranéen où l'olivier est largement présent. L'oléiculture, activité traditionnelle et ancienne, y occupe une place essentielle, représentant environ 42 % du verger arboricole national (Fig. 8) (MADR, 2018).

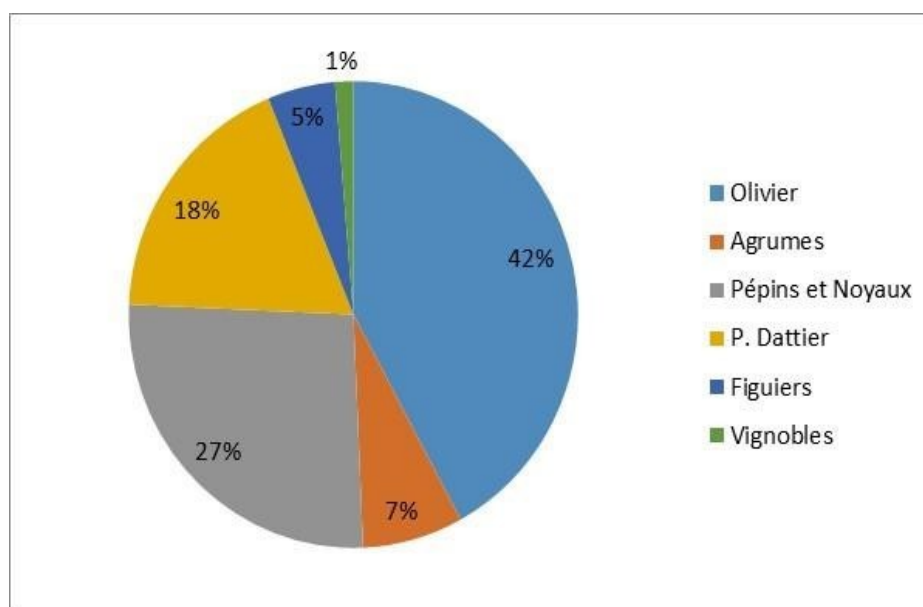


Figure 8 : Répartition de la superficie arboricole, au niveau national (MADR, 2018).

En 1999, la culture de l'olivier en Algérie était principalement concentrée dans un nombre limité de provinces, environ 11. Par la suite, elle s'est progressivement étendue à plusieurs autres régions, notamment dans le nord du pays, en raison de la demande croissante en huile d'olive et des programmes de soutien mis en place par l'État (Saad *et al.*, 2023).



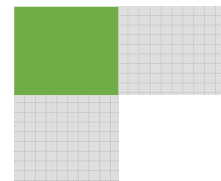
Actuellement, le verger oléicole algérien est constitué de 138 variétés introduites, originaires principalement d'Espagne, d'Italie et de France, ainsi que de 36 variétés locales issues d'un processus de sélection ancien et continu (Institut Technique de l'Arboriculture Fruitière et de la Vigne, 2023).

Entre 2022 et 2024, la culture de l'olivier en Algérie a connu une évolution notable. En 2022, elle couvrait environ 457,6 milliers d'hectares, avec une production estimée à 822,97 milliers de tonnes d'olives et un rendement moyen de 179,84 quintaux par hectare (Food and Agriculture Organization Statistics, n.d.). Dans la continuité de cette dynamique, les superficies oléicoles ont augmenté pour atteindre environ 474 116 h en 2024, accompagnées d'une hausse de la production qui s'est élevée à près de 913 milliers de tonnes d'olives (Food and Agriculture Organization Statistics, n.d.).

L'étude de Bakdi *et al.* (2021) vise à valoriser les feuilles d'olivier algériennes de la région de Bouira en les utilisant comme source de composés bioactifs à forte valeur ajoutée, notamment l'oléuropéine et d'autres polyphénols.

Les extraits obtenus ont été caractérisés sur le plan pharmacologique et ont montré des activités antioxydantes, anti-inflammatoires et antibactériennes importantes. Dans le but de valoriser davantage ces ressources naturelles, les chercheurs ont formulé une crème à base d'extraits de feuilles d'olivier présentant de bonnes propriétés physicochimiques et une efficacité potentielle dans le traitement des infections cutanées. Cette étude met ainsi en évidence le potentiel des feuilles d'olivier algériennes comme source de composés d'intérêt pour les industries pharmaceutique et cosmétique (Bakdi *et al.*, 2021).

Chapitre 2. Le Stress Oxydatif





1. Définition du stress Oxydatif

Le concept de stress oxydatif en constante évolution a vu sa définition se préciser grâce aux progrès scientifiques. Au départ, il a été défini comme un déséquilibre entre les systèmes pro-oxydants et antioxydants en faveur du premier susceptible de provoquer des lésions cellulaires. Par la suite, cette notion a été définie comme un état caractérisé par une augmentation, transitoire ou persistante, des espèces réactives de l'oxygène (ERO) à l'équilibre qui perturbe le métabolisme cellulaire et ses mécanismes de contrôle. Pour une explication plus approfondie, le stress oxydatif se réfère à une élévation persistante ou temporaire des niveaux de ROS qui peut affecter non seulement les voies métaboliques, mais aussi les voies de communication cellulaire, notamment celles qui dépendent des ERO. Cette perturbation peut induire des altérations oxydatives des macromolécules biologiques (lipides, protéines et ADN) qui si aucun mécanisme compensatoire efficace n'est présent, peuvent mener à la mort cellulaire par voie d'apoptose ou de nécrose (Lushchak & Storey, 2021).

2. Causes du stress Oxydatif

Les causes endogènes sont principalement liées au métabolisme cellulaire. La mitochondrie constitue la source majeure de production des ERO notamment lors du processus de respiration cellulaire où des fuites d'électrons au niveau de la chaîne respiratoire conduisent à la formation de radicaux libres. D'autres systèmes enzymatiques, tels que les NADPH oxydases, les xanthines oxydases et certaines réactions peroxysomales, contribuent également à la génération des ERO (Jomova *et al.*, 2023).

Par ailleurs, plusieurs facteurs exogènes peuvent accentuer la production des radicaux libres. Il s'agit notamment de l'exposition aux rayonnements ultraviolets et ionisants à la pollution environnementale, aux métaux lourds ainsi qu'à divers agents chimiques et toxiques. Le tabagisme et certains médicaments figurent également parmi les sources importantes de stress oxydatif (Jomova *et al.*, 2023 ; Pizzino *et al.*, 2017).

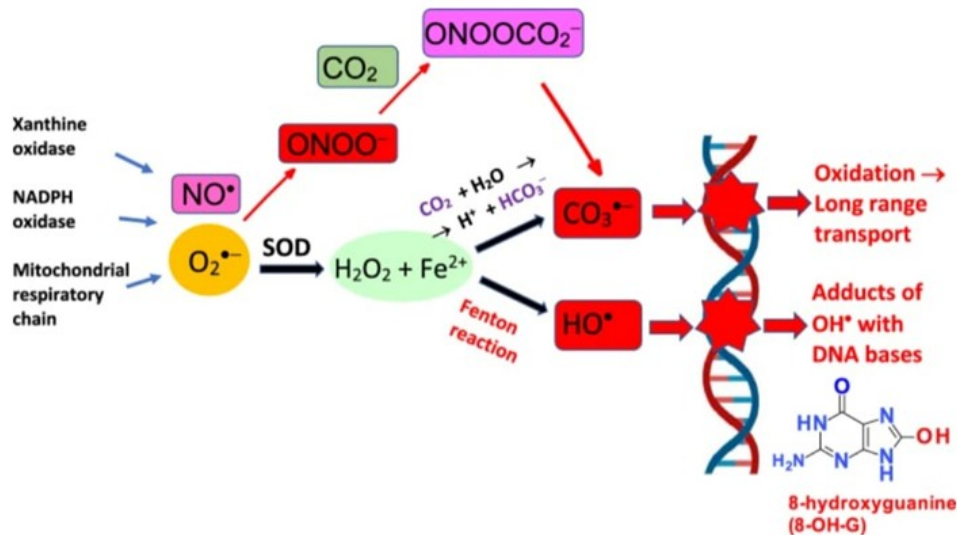


Figure 9 : Voies de génération des espèces réactives de l'oxygène (ERO) à partir de sources cellulaires et mécanismes de dégradation de l'ADN (Jomova *et al.*, 2023).

3. Acteurs de stress oxydatif

3.1. Espèces réactives d'oxygène (ERO)

Les espèces réactives de l'oxygène (ERO) sont un groupe de molécules oxygénées ayant une grande réactivité chimique. Elles sont générées naturellement pendant le métabolisme au niveau cellulaire, essentiellement dans les mitochondries au cours de la phosphorylation oxydative. À de faibles niveaux, les ERO jouent un rôle dans la signalisation cellulaire, le contrôle de l'expression génétique et les systèmes de défense de l'immunité. Toutefois, si leur fabrication excède la capacité antioxydant de la cellule, elles deviennent nuisibles et entraînent des modifications des lipides membranaires, des protéines et de l'ADN.

Les principales ERO comprennent : L'anion superoxyde ($O_2^{\bullet-}$), Le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2), Le radical hydroxyle ($OH^\bullet$), L'oxygène singulet (O_2), Les radicaux peroxydes ($ROO^\bullet$). Dans ce groupe d'espèces, le radical hydroxyle ($OH^\bullet$) est jugé le plus agressif grâce à sa forte capacité d'oxydation et sa tendance à interagir rapidement avec presque toutes les biomolécules cellulaires. (Krishnamurthy *et al.*, 2024).

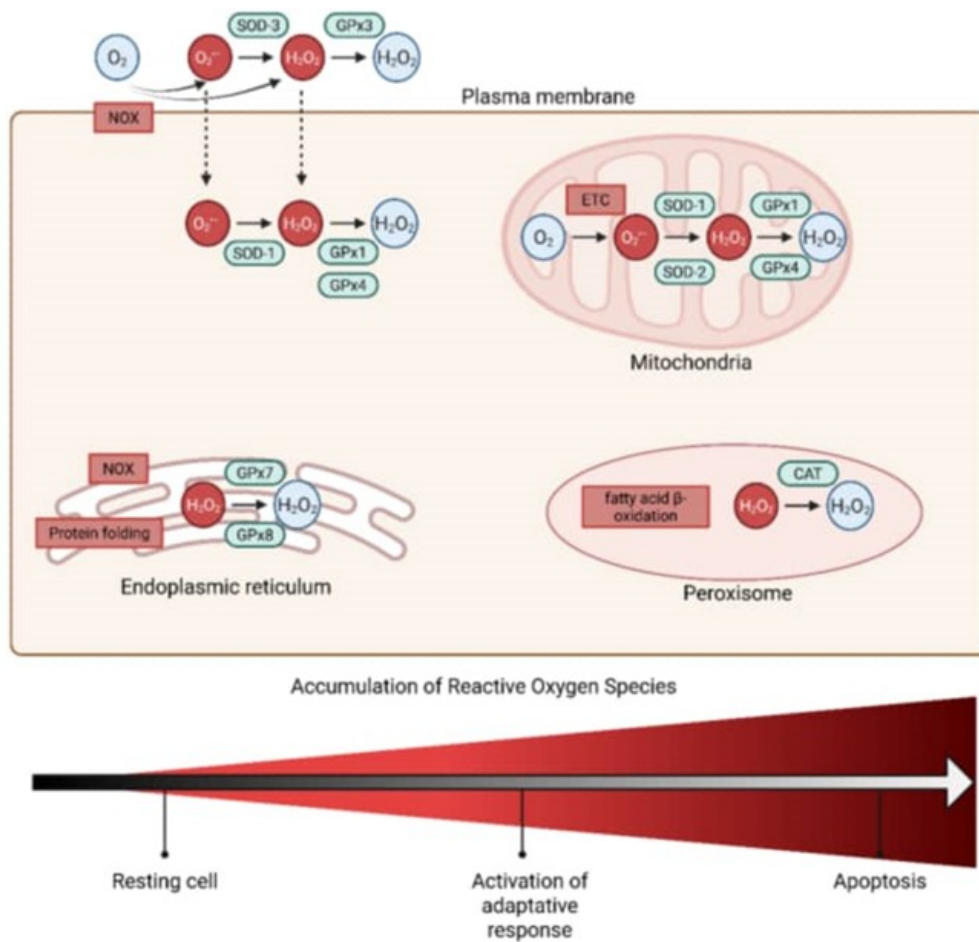


Figure 10 : Production, régulation et impact cellulaire des espèces réactives de l'oxygène (ERO) (Pacheco Torres, 2025).

3.2. Espèces réactives d'azote (ERN)

Les dérivés du monoxyde d'azote (NO), qui jouent un rôle physiologique dans la neurotransmission, la vasodilatation et la réponse immunitaire, sont appelés espèces réactives de l'azote (ERN). Dans des circonstances pathologiques, une surproduction de NO stimule la création d'espèces azotées très réactives qui peuvent provoquer un stress nitrosatif et des dégâts cellulaires, Voici les principales ERN :

- ✓ Le dioxyde d'azote (NO)
- ✓ L'oxyde d'azote (NO₂)
- ✓ Le peroxydinitrite (ONOO⁻)
- ✓ Le trioxyde de dinitrogène (N₂O₃)



Le peroxynitrite (ONOO^-) est le produit de la réaction entre le monoxyde d'azote (NO) et l'anion superoxyde (O_2^-). C'est particulièrement risqué car cela entraîne la nitration des protéines, l'oxydation des lipides et des dommages à l'ADN, ce qui participe à l'apparition de multitude de maladies chroniques et neurodégénératives. (Krishnamurthy *et al.*, 2024)

4. Mécanismes d'action du stress oxydatif

4.1. Perception du Signal

Selon Lushchak et Storey (2021), le processus n'initie pas avec un préjudice aléatoire, mais plutôt par une identification spécifique où des espèces réactives telles que le H_2O_2 ciblent des résidus de cystéine particuliers sur des protéines appelées « senseurs ». Lors de cette interaction, le groupe thiol ($-\text{SH}$) présent dans la cystéine subit une oxydation donnant naissance à un acide sulfénique ($-\text{SOH}$). Par la suite, cet acide sulfénique peut créer des ponts disulfures à l'intérieur de la molécule ou entre plusieurs molécules, une transformation chimique qui entraîne finalement une modification de la conformation de la protéine capteur, permettant ainsi son activation.

4.2. Transmission du signal et l'activation génétique

Une fois la protéine capteur modifiée, elle déclenche la réaction cellulaire : La version oxydée de la protéine détectrice devient un agent de transcription actif qui se fixe directement à l'ADN pour stimuler la production d'enzymes antioxydantes. (Lushchak & Storey, 2021).

4.3. Phase de réponse

L'activation des gènes conduit à la synthèse de nouvelles molécules pour lutter contre le stress. Ce processus implique notamment la production d'enzymes antioxydantes telles que la catalase et la SOD, ainsi qu'une augmentation de la production de glutathion (GSH). Parallèlement, on assiste à une redistribution des ressources énergétiques de la cellule afin de les orienter prioritairement vers les mécanismes de réparation (Lushchak & Storey, 2021).

4.4. Retour à l'équilibre

Afin que le signal cesse une fois le péril écarté le dispositif doit être réversible : des enzymes telles que la thiorédoxine ou la glutarédoxine peuvent « réduire » (ramener à



l'état initial) les acides sulféniques (-SOH) et les ponts disulfures. Ce processus utilise du NADPH (qui est fourni par la voie des pentoses phosphates grâce à l'enzyme G6PDH) (Lushchak & Storey, 2021).

5. Conséquences du stress oxydatif

5.1. Oxydation de l'ADN

Le stress oxydatif induit des dommages importants au niveau du matériel génétique. Les espèces réactives de l'oxygène (ERO) peuvent provoquer des cassures simple et double brin de l'ADN, des modifications des bases azotées, ainsi que des délétions et des mutations ponctuelles. L'une des lésions les plus étudiées est la formation de la 8-hydroxy-2'-désoxyguanosine (8-OHdG), marqueur fiable de l'oxydation de l'ADN. Ces altérations peuvent entraîner une instabilité génomique, perturber les mécanismes de réplication et de transcription, et favoriser l'apparition de mutations pouvant conduire à des pathologies graves comme le cancer (Noori, 2012).

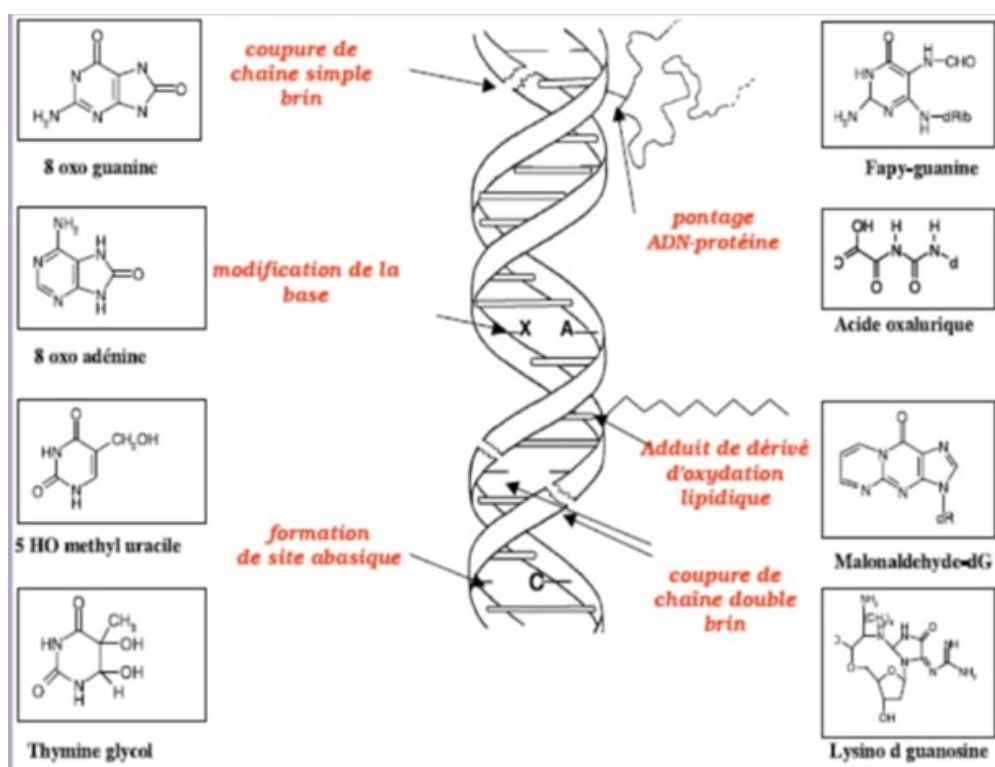


Figure 11 : Catégories principales de dommages à l'ADN (kelili, 2018).

5.2. Oxydation des protéines

Les protéines constituent également des cibles majeures des ERO. L'oxydation affecte les chaînes latérales des acides aminés, notamment la cystéine, la méthionine et la tyrosine,



entraînant des modifications structurales. Cela peut provoquer la fragmentation des chaînes polypeptidiques, la formation de liaisons covalentes anormales (cross-linking) et l'apparition de groupements carbonyles, considérés comme des marqueurs de l'oxydation protéique. Ces altérations conduisent à une perte ou une modification de l'activité enzymatique, à une dégradation accélérée ou, au contraire, à une accumulation de protéines oxydées dysfonctionnelles, perturbant ainsi les fonctions cellulaires essentielles (Noori, 2012).

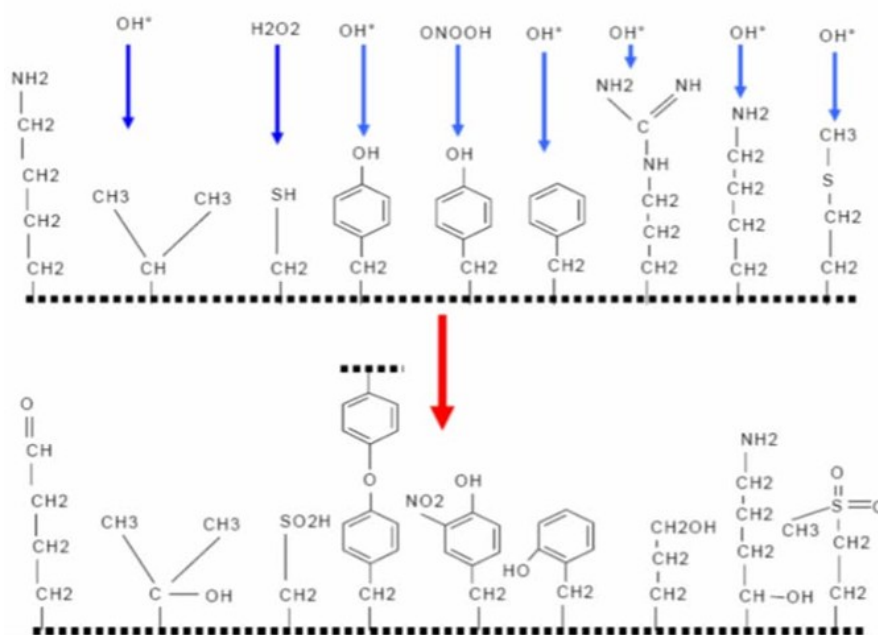


Figure 12 : Type de certains changements dans les chaînes latérales d'acides aminés des protéines suite à une attaque radicalaire (Favier, 2003).

5.3. Oxydation des lipides

La lipoperoxydation est un processus en chaîne qui affecte principalement les acides gras polyinsaturés (PUFA) présents dans les membranes cellulaires. Initiée par les radicaux libres, elle se propage rapidement et entraîne la formation de produits secondaires hautement réactifs tels que le malondialdéhyde (MDA) et le 4-hydroxynonénal (4-HNE). Ces composés peuvent réagir avec l'ADN et les protéines, amplifiant ainsi les dommages cellulaires. La lipoperoxydation altère la fluidité et la perméabilité des membranes, perturbe le fonctionnement des récepteurs membranaires et peut conduire à la rupture des membranes, compromettant l'intégrité cellulaire (Noori, 2012).

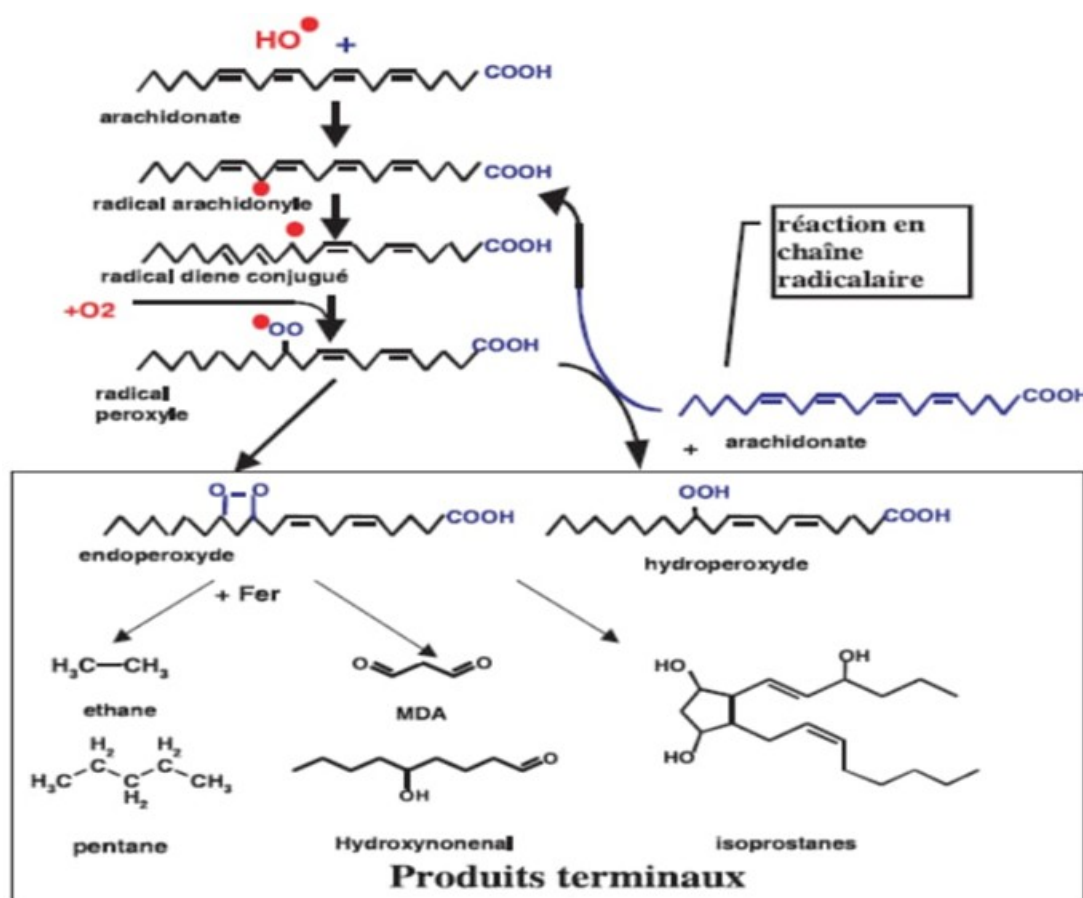


Figure 13 : Mécanisme de chaîne de la peroxydation des acides gras polyinsaturés et composition des produits finaux formés (Favier, 2003).

5.4. Processus de la mort apoptotique induite par le stress oxydatif

Le stress oxydatif peut déclencher la mort cellulaire programmée (apoptose) via la voie mitochondriale intrinsèque. Il induit l'activation de protéines pro-apoptotiques qui augmentent la perméabilité de la membrane mitochondriale. Cela entraîne la libération du cytochrome c dans le cytosol, où il participe à la formation de l'apoptosome, activant ainsi la caspase-9, puis la caspase-3, responsables de l'exécution de l'apoptose. Ce mécanisme est essentiel pour éliminer les cellules endommagées (Noori, 2012).

6. Impacts du stress oxydatif sur les maladies chroniques

6.1. Maladies cardiovasculaires



L'exacerbation des maladies cardiovasculaires est fortement influencée par le stress oxydatif. La surexposition aux espèces réactives de l'oxygène (ERO) stimule l'oxydation des lipoprotéines de basse densité (LDL), accélérant ainsi l'établissement des plaques d'athérome sur les parois des artères. Cette condition provoque un rétrécissement graduel des vaisseaux sanguins, une raréfaction de leur souplesse et une perturbation de la fonction endothéliale. Sur le long terme, ces changements accroissent le danger d'hypertension artérielle, d'infarctus et d'accidents vasculaires cérébraux. Le stress oxydatif est aussi un contributeur à l'inflammation vasculaire chronique, ce qui favorise l'évolution des maladies cardiovasculaires (Jomova *et al.*, 2023 ; Hong *et al.*, 2024).

6.2. Diabète et maladies métaboliques

Dans le diabète, le stress oxydatif découle surtout de l'hyperglycémie persistante qui entraîne une production démesurée de radicaux libres. Cette hausse des ERO entraîne des dommages cellulaires et perturbe les systèmes de signalisation de l'insuline, ce qui accentue la résistance à l'insuline. Le stress oxydatif contribue aussi à l'apparition des complications liées au diabète, telles que la rétinopathie, la néphropathie et la neuropathie diabétiques. De plus, il contribue à la survenue d'accidents cardiovasculaires souvent identifiés chez les patients atteints de diabète (Chaudhary *et al.*, 2023 ; Jomova *et al.*, 2023).

6.3. Maladies neurodégénératives

Le stress oxydatif affecte particulièrement le système nerveux du fait de sa consommation élevée d'oxygène et de sa teneur importante en acides gras polyinsaturés. L'accumulation d'ERO engendre des lésions sur les membranes neuronales, les protéines ainsi que l'ADN mitochondrial. Ces modifications encouragent la détérioration graduelle des neurones et participent à l'apparition de pathologies neurodégénératives comme la maladie d'Alzheimer et la maladie de Parkinson. On associe aussi le stress oxydatif à une détérioration des déficiences cognitives et motrices constatées chez les individus affectés par ces maladies. (Hong *et al.*, 2024 ; Jomova *et al.*, 2023).

6.4. Cancer

L'initiation, la promotion et l'avancement des tumeurs sont stimulés par le stress oxydatif. Les anomalies chromosomiques, les mutations de l'ADN et les changements dans l'expression génique peuvent être causés par les espèces réactives de l'oxygène. Ces



modifications amplifient le risque de métamorphose maligne des cellules. De plus, un environnement oxydatif de longue durée favorise l'inflammation, l'angiogenèse et la multiplication cellulaire, ce qui contribue à l'émergence et à l'évolution des tumeurs. Le stress oxydatif peut aussi diminuer l'efficacité de certains traitements contre le cancer en renforçant la résistance cellulaire (Chaudhary *et al.*, 2023).

6.5. Maladies respiratoires chroniques

Dans les pathologies respiratoires de longue durée, comme l'asthme et la bronchopneumopathie obstructive chronique (BPCO), le stress oxydatif joue un rôle dans l'inflammation continue des voies respiratoires. Les ERO portent atteinte à l'épithélium pulmonaire, stimulent une hypersécrétion de mucus et diminuent les capacités défensives du tissu pulmonaire. Ces effets intensifient les symptômes respiratoires et précipitent la dégradation de la fonction pulmonaire, entraînant peu à peu une dégradation de la qualité de vie des patients. (Bonay, 2024).

6.6. Maladies rénales chroniques

Le stress oxydatif contribue aussi à l'avancement des maladies rénales chroniques. Un surplus de radicaux libres favorise l'inflammation et la fibrose rénale, conduisant à une dégradation graduelle de la fonction néphrétique. Cette modification diminue la capacité du rein à remplir ses rôles de filtrage et de suppression des résidus métaboliques. Le stress oxydatif est perçu comme un élément essentiel dans la progression de l'insuffisance rénale chronique. (Jomova *et al.*, 2023).

6.7. Conséquences générales sur l'évolution des maladies chroniques

Peu importe la maladie en question, le stress oxydatif accélère l'évolution de la pathologie en intensifiant les processus inflammatoires, les atteintes cellulaires et les dérèglements métaboliques. Il participe à l'émergence de complications, diminue l'efficacité des processus de réparation tissulaire et précipite le vieillissement des cellules. Par conséquent, il est un élément critique qui contribue à la dégradation de la santé et à la réduction de la qualité de vie des patients souffrant de maladies chroniques (Hong *et al.*, 2024 ; Jomova *et al.*, 2023).

7. Antioxydants

7.1. Définition



Le terme d'antioxydant désigne toute substance qui présente à faible concentration par rapport à celle du substrat oxydable retarde ou inhibe significativement l'oxydation de ce substrat (Kehili, 2018).

Les antioxydants constituent un système de défense (antioxydant défense system) capable de neutraliser les espèces réactives de l'oxygène (ERO). Ils ont pour rôle de limiter les dommages oxydatifs, d'atténuer les lésions tissulaires et d'améliorer les résultats thérapeutiques dans diverses maladies (Al-Kufaishi & Al-Musawi, 2025).

7.2. Type d'antioxydants

Afin de lutter contre les effets nuisibles des espèces réactives de l'oxygène (ERO), nous avons élaboré des tactiques de protection avancées dispersées dans les compartiments intracellulaires et extracellulaires. On distingue deux principales catégories de ces systèmes : les antioxydants enzymatiques et non enzymatiques (Kehili, 2018).

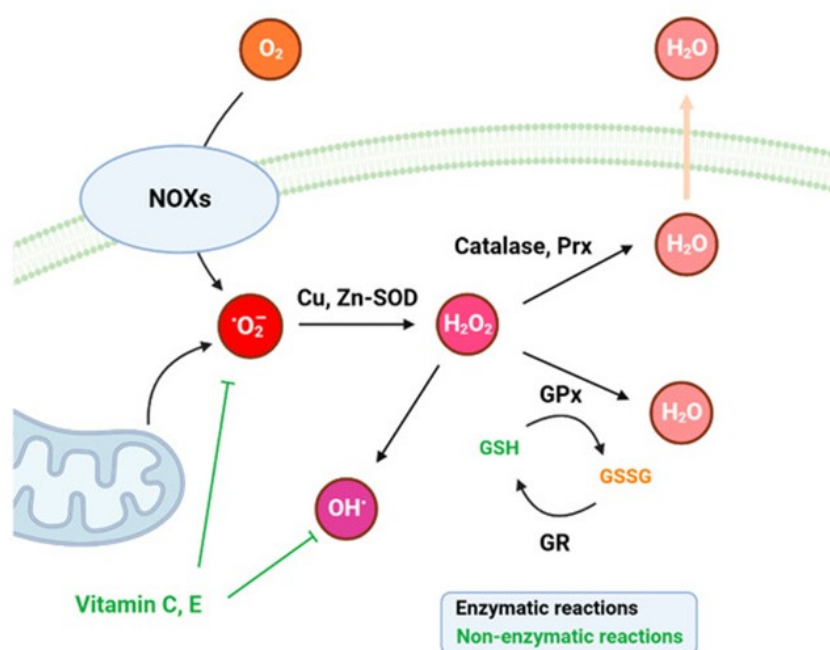


Figure 14 : Représentation schématique des différents types d'antioxydants (enzymatiques et non enzymatiques) (Hong *et al.*, 2024).

7.2.1. Antioxydants enzymatiques

Système enzymatique : Il constitue la première barrière de protection contre les ERO.



- a. **Dismutases Superoxydes (SOD)** : Ces enzymes catalysent la transformation de l'anion superoxyde (O_2^-) en peroxyde d'hydrogène (H_2O_2). On fait essentiellement la distinction entre la Cu-ZnSOD (cytoplasmique) et la Mn-SOD (mitochondriale).
- b. **Catalase (CAT)** : Cette enzyme à base d'hème, principalement présente dans les peroxysomes, convertit le H_2O_2 en eau et oxygène moléculaire. Elle est particulièrement performante quand les niveaux de H_2O_2 sont élevés.
- c. **Glutathion Peroxydase (GSH-Px)** : Cette enzyme dépendante du sélénium décompose les hydroperoxydes (qu'ils soient organiques ou minéraux) en employant le glutathion réduit (GSH) comme source d'électrons, ce dernier se transforme ensuite en glutathion oxydé (GSSG) (Kehili, 2018).

7.2.2. Antioxydant non enzymatique

a. Antioxydants non enzymatique endogènes

- ✓ **Glutathion réduit (GSH)** : Le glutathion (GSH) est le principal antioxydant à groupement thiol à l'intérieur des cellules, tandis que l'albumine joue ce rôle dans le sang. Le rapport entre sa forme réduite et oxydée (GSH/GSSG) est un marqueur clé du stress oxydatif, qui diminue avec l'âge ou l'effort intense. Au-delà de ce rôle, le GSH piège les métaux, soutient l'enzyme GPx, recycle les vitamines C et E, et nécessite un apport quotidien de 300 mg. Ce tripeptide a la capacité de détoxifier directement les ERO et de rétablir les vitamines C et E.
- ✓ **Acide urique** : Résultat final du métabolisme des purines, il joue le rôle de chasseur de radicaux dans le plasma. Les propriétés antioxydantes de l'urate in vivo peuvent être appréciées indirectement par le fait qu'un produit de réaction de l'urate avec les EOA, l'allantoïne, est présent à des taux élevés lors d'un stress oxydant.
- ✓ **Bilirubine** : Provenant de la décomposition de l'hème, elle offre une protection à l'albumine et aux acides gras contre l'oxydation. (Kehili, 2018).

b. Antioxydant non enzymatique exogène

- ✓ **Vitamine E (Tocophérols)** : Principal antioxydant liposoluble des membranes cellulaires, elle stoppe les réactions de peroxydation lipidique.
- ✓ **Vitamine C (Acide ascorbique)** : Incapable de synthétiser la vitamine C contrairement à d'autres mammifères, l'Homme dépend d'un apport quotidien d'environ 100 mg via les fruits. Sur le plan biochimique, cette molécule est un antioxydant majeur : elle neutralise les radicaux libres (EOA) et protège les membranes cellulaires de la



peroxydation lipidique en recyclant la vitamine E. Ses bénéfices physiologiques sont vastes, allant du soutien immunitaire à la synthèse du collagène, en passant par l'hématopoïèse et la régulation du fer. C'est un antioxydant hydrosoluble capable de capturer directement les ERO. Cependant, à des doses considérables, elle peut avoir un effet pro-oxydant en présence de fer.

- ✓ **Vitamine A et Caroténoïdes** : Issus des fruits et légumes, les caroténoïdes regroupent plus de 600 composés, bien que peu soient biodisponibles chez l'animal. Sur le plan structural, ils partagent un précurseur linéaire hautement insaturé en C40 : le lycopène (pigment de la tomate). Le β -carotène se distingue comme le principal représentant de cette famille. Qualifié de provitamine A, sa coupure hépatique libère deux molécules de vitamine A. Ce composé, absent ou minoritaire sous cette forme active chez d'autres caroténoïdes, est particulièrement concentré dans le melon, l'abricot, la carotte et les légumes foliaires verts (Haleng *et al.*, 2007). Le β -carotène est un fort capturant de l'oxygène singulet.
- ✓ **Polyphénols (Flavonoïdes)** : Antioxydants végétaux majeurs, les polyphénols sont consommés à hauteur d'un gramme par jour, essentiellement via les fruits, les légumes et les céréales. Cette famille regroupe les anthocyanines (fruits et vin rouges), les flavonoïdes (agrumes, huile de lin) et les épicatechines (thé, chocolat, pommes, oignons, vin, algues). Sur le plan biochimique, leur efficacité repose sur deux actions clés : le piégeage direct des EOA et la chélation des métaux de transition (fer et cuivre), limitant ainsi le stress oxydatif (Haleng *et al.*, 2007). Ces molécules d'origine végétale fonctionnent en neutralisant les radicaux libres et en se liant aux métaux de transition tels que le fer et le cuivre, ce qui bloque ainsi la réaction de Fenton (Kehili, 2018).

8. Mécanisme d'action d'antioxydants

Certains antioxydants combattent directement les radicaux libres en leur transférant des électrons, stabilisant ainsi ces entités réactives et bloquant leur interaction avec les biomolécules. D'autres, à l'instar des enzymes antioxydants, catalysent des réactions qui convertissent les ERO en composés non nocifs tels que l'eau ou l'oxygène (Sies, 2020).

De plus, certains antioxydants agissent en chélatant les métaux de transition, minimisant ainsi la création de radicaux hautement réactifs. Certains contribuent à la réparation des dommages causés par l'oxydation ou à la régénération d'antioxydants



oxydés, garantissant de ce fait la persistance du système défensif. (Averill-Bates, 2024 ; Jomova *et al.*, 2023).

9. Revue des méthodes d'isolement des composés phénoliques et leur activité antioxydante

Les feuilles d'olivier (*Olea europaea* L.), riches en composés phénoliques, sont reconnues pour leur importante activité antioxydante et leur effet dans la protection des cellules contre le stress oxydatif (Khelouf *et al.*, 2023 ; Pennisi *et al.*, 2023).

Tableau 4 : Méthodes d'isolement des composés phénoliques : profil enzymatique et activité antioxydante.

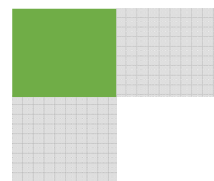
Méthode d'extraction	Composé phénolique	Activité antioxydant	Effet	Référence
Extraction assistée par homogénéisation (HAE) avec éthanol 70 %	Oléuropéine (majoritaire), polyphénols totaux	DPPH, capacité antioxydant totale (TEAC)	L'extrait obtenu par HAE a présenté les teneurs les plus élevées en polyphénols et en oléuropéine, associées à une forte activité antioxydant	Márquez <i>et al.</i> , 2022 (Frontiers in Nutrition)
Extraction hydroalcoolique des feuilles de quatre cultivars d'olivier	Oléuropéine, hydroxytyrosol et dérivés phénoliques	DPPH	Les cultivars les plus riches en oléuropéine ont montré la meilleure activité de piégeage des radicaux libres.	Rashed <i>et al.</i> , 2022 (Rendiconti Lincei)
Extraction des phénols libres et liés à partir des feuilles d'olivier, suivie d'analyses chromatographiques	Hydroxytyrosol, acide caféique, acide férulique, acide sinapique, flavonoïdes, iridoïdes	DPPH, ABTS, FRAP	Les phénols libres présentent des teneurs plus élevées en polyphénols totaux et une activité antioxydant supérieure à celle des phénols liés. Les deux fractions protègent contre le stress oxydatif in vitro et in vivo	Li <i>et al.</i> , 2023
Extraction aqueuse des feuilles d'olivier de différents génotypes espagnols et grecs	Oléuropéine (majoritaire), hydroxytyrosol et autres composés phénoliques	DPPH, ABTS	Les génotypes présentant les teneurs les plus élevées en oléuropéine et en polyphénols totaux montrent les meilleures activités antioxydantes. Une corrélation positive est observée entre la teneur phénolique et l'activité de piégeage des radicaux libres	Martínez-Navarro <i>et al.</i> , 2023
Extraction conventionnelle au méthanol, extraction ultrasonique et extraction supercritique au CO ₂	Oléuropéine (composé majoritaire), hydroxytyrosol	DPPH	Les extraits riches en oléuropéine montrent une activité antioxydant importante	Cor Andrejč <i>et al.</i> , 2022
Extraction méthanol/eau des feuilles Arbequina	Oléuropéine, verbascoside, lutéoline-7-glucoside	Pouvoir antioxydant associé aux polyphénols	L'oléuropéine est le composé majoritaire et contribue fortement au potentiel antioxydant des feuilles d'olivier.	Martínez-Navarro <i>et al.</i> , 2022 (Horticulturae, MDPI)



Partie 2
Etude Expérimentale



Matériel et méthodes





1. Objectifs de l'étude

Dans un contexte marqué par l'intérêt croissant pour les antioxydants naturels et leur rôle dans la prévention du stress oxydatif, cette étude porte sur les feuilles d'olivier (*Olea europaea L.*), une source importante de composés phénoliques biologiquement actifs. L'objectif principal de ce travail est d'évaluer le potentiel antioxydant et l'activité de piégeage des radicaux libres des extraits de feuilles d'olivier, tout en étudiant la corrélation entre ces activités et la teneur en polyphénols totaux.

Pour atteindre cet objectif, plusieurs axes ont été définis :

- ✓ Préparation des extraits : obtenir des extraits de feuilles d'olivier en utilisant des solvants adaptés afin de maximiser l'extraction des composés phénoliques.
- ✓ Quantification des composés phytochimiques : doser les composés phénoliques totaux (polyphénols totaux, flavonoïdes) présents dans les différents extraits par des méthodes spectrophotométriques afin d'estimer la richesse phénolique des extraits.
- ✓ Évaluation de l'activité antioxydante : déterminer spécifiquement l'activité de piégeage des radicaux libres en calculant l'IC50 (la concentration nécessaire pour inhiber 50 % des radicaux) via des tests standards (principalement le test DPPH).
- ✓ Analyse de la corrélation : étudier la relation entre la teneur en polyphénols et l'activité antioxydante afin de mieux comprendre la contribution de ces composés aux effets protecteurs contre les dommages oxydatifs.

Ce travail vise ainsi à valoriser les feuilles d'olivier en tant que source potentielle d'antioxydants naturels pouvant présenter un intérêt dans les domaines pharmaceutique, alimentaire et nutraceutique.

Cette recherche est réalisée au sein des laboratoires pédagogiques, notamment le laboratoire de biochimie, de la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie de l'Université Abdelhamid Ibn Badis de Mostaganem.



2. Matériel végétal

2.1. Récolte

Les feuilles d'olivier ont été récoltées dans la wilaya de Mostaganem, située dans l'ouest de l'Algérie (Figure 15). La récolte des feuilles d'olivier a été effectuée durant le mois de février 2026 dans la commune de Mostaganem.

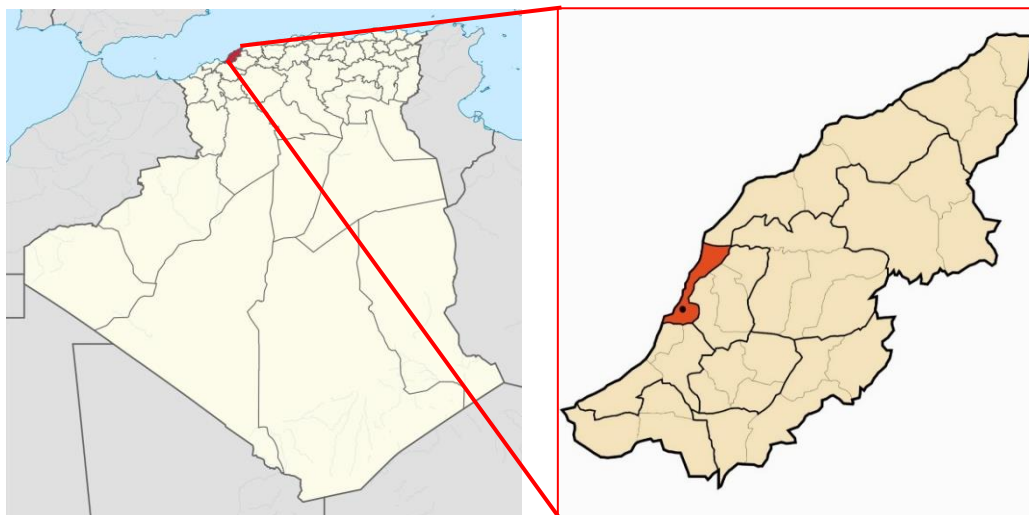


Figure 15 : Carte géographique représentant la station de récolte, wilaya de Mostaganem.

Le lieu de récolte est représenté par le point 35.911917, 0.095474 selon la carte de Google Maps, situé à proximité de la route N90A, elle se caractérise par un climat méditerranéen.

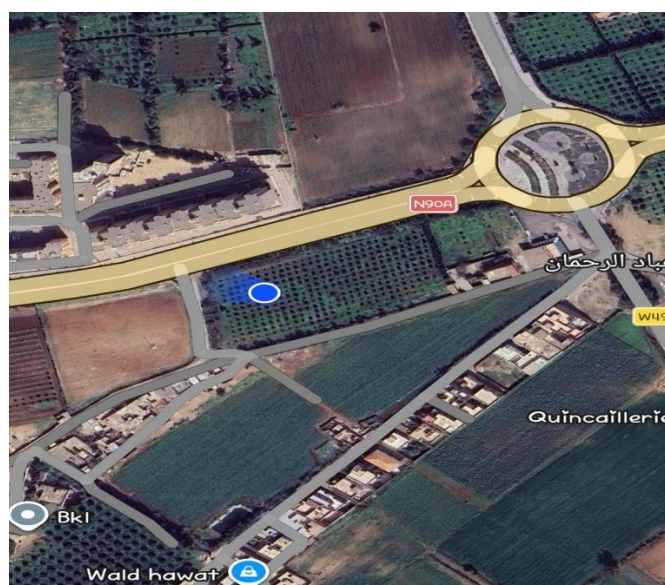


Figure 16 : Localisation géographique du site de récolte (Mostaganem) via Google Maps.



2.2. Prétraitement des feuilles d'olivier

Après la récolte, les feuilles d'olivier ont été lavées afin d'éliminer les résidus de poussière, puis séchées dans une étuve à une température de 45 °C, à l'abri de la lumière, pendant 3 jours. Après le séchage, elles ont été broyées à l'aide d'un mixeur jusqu'à l'obtention d'une poudre, puis conservées dans un flacon en verre à l'obscurité jusqu'au moment de l'extraction (Sejali et Anuar, 2011).



Figure 17 : Processus de séchage et de broyage des feuilles de l'olivier.

2.3. Préparation des extraits polyphénoliques

L'extraction des composés polyphénoliques a été réalisée selon la méthode décrite par Ghomari *et al.* (2019). Pour cela, 5 g de poudre végétale ont été mis en macération dans 50 mL de solvant d'extraction. Deux solvants de polarité différente ont été utilisés : l'eau distillée et l'éthanol à 70 % (v/v). Les mélanges obtenus ont été soumis à une agitation pendant 24 h à température ambiante.

À l'issue de cette étape, les mélanges ont été filtrés à l'aide d'un papier filtre. Les filtrats récupérés ont ensuite été rassemblés puis séchés dans une étuve à 45°C pendant 24h. Les



extraits bruts obtenus ont été pesés puis conservés à 4°C, à l'obscurité, en vue des analyses ultérieures.

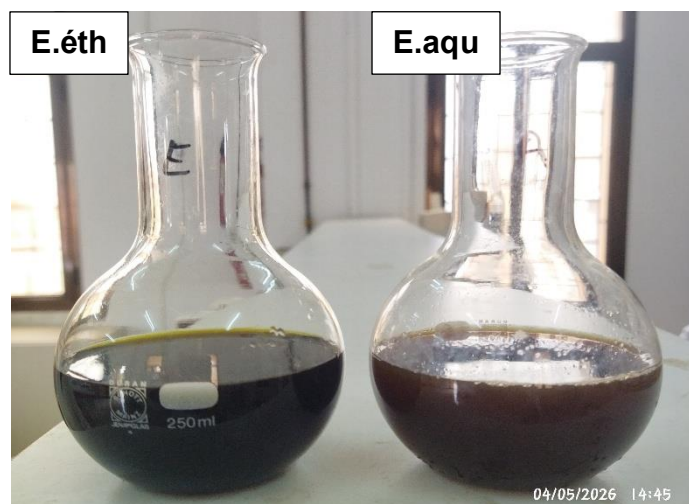


Figure 18 : Les filtrats obtenus (E.éth : extrait éthanolique, E.aqu : extrait aqueux).

2.3.1. Calcul du rendement

Le rendement correspond à la masse d'extrait obtenue après évaporation du solvant. Il est exprimé en pourcentage par rapport à la masse initiale de la matière végétale utilisée lors de l'extraction (Ben Moussa *et al.*, 2022).

Le rendement d'extraction est calculé selon la formule suivante (Ben Moussa *et al.*, 2022) :

$$R = (M_f / M_0) * 100$$

Où :

- R : rendement d'extraction (%).
- M_f : masse de l'extrait obtenue (g).
- M_0 : masse de la prise d'essai (g).

2.4. Caractérisation phytochimique qualitative et quantitative des EFO

2.4.1. Screening phytochimique

Afin d'étudier la composition chimique des extraits aqueux et éthanoliques obtenus à partir des feuilles d'*Olea europaea* L., un criblage phytochimique a été réalisé pour mettre en



évidence les métabolites secondaires tels que :iridoïdes, saponosides, flavonoïdes, terpénoïdes, phénols et tanins...(Santosh *et al.*, 2005 ; Mohamad *et al.*, 2016).

L'identification de ces différentes classes de composés a été réalisée à l'aide de tests colorimétriques et de précipitation spécifiques, selon les protocoles rapportés par Santosh *et al.* (2005) et Yadav *et al.* (2014). Les extraits à 5 % (m/v) ont été préparés en dissolvant 5 g de chaque extrait sec (éthanolique et aqueux) dans 100 mL d'éthanol à 70 % ou d'eau distillée, respectivement.

a. Test d'Anthocyanes

Le dépistage des anthocyanes a été réalisé en additionnant 3 gouttes d'acide chlorhydrique (HCl) concentré à 2ml d'extrait de feuilles d'olivier à une concentration de 5%. La détection des anthocyanes repose sur le changement de couleur du milieu vers le rouge, une réaction caractéristique de ces pigments en milieu acide.

b. Test d'Iridoïdes

La recherche des iridoïdes a été réalisée en ajoutant 3 gouttes d'acide chlorhydrique concentré (HCl) à 2 mL d'extrait à 5 %, suivie d'un léger chauffage du mélange à 40°C dans un bain-marie pendant 3 min. L'apparition d'une coloration bleue a été interprétée comme un résultat positif, indiquant la présence d'iridoïdes dans l'extrait.

c. Test de Tanins totaux

Pour mettre en évidence les tanins totaux, 3 gouttes de solution de chlorure ferrique 1% (FeCl_3) ont été ajoutées à 2 mL d'extrait à 5 %. Le développement d'une coloration bleu-noir a révélé la présence de ces composés phénoliques dans l'extrait.

d. Test de Tanins galliques et catéchiques

Pour l'identification des tanins, 1 ml d'extrait à 5 % est mélangé à 2 g d'acétate de sodium et 3 gouttes de FeCl_3 1%. L'apparition d'une coloration bleu foncé indique la présence de tanins galliques, tandis qu'un virage au vert foncé révèle la présence de tanins catéchiques.

**e. Test de Saponosides**

Le test des saponosides a été réalisé en ajoutant 3 gouttes d'acétate de plomb 10% à 2 mL d'extrait à 5 %. La formation d'un précipité blanc après l'ajout du réactif témoigne de la présence des saponosides dans l'échantillon analysé.

f. Test de Mucilage

Pour la mise en évidence des mucilages, 1 mL de l'extrait à 5 % a été mélangé avec 3 gouttes d'acide chlorhydrique (HCl) à 10 % et 5 mL d'éthanol absolu. L'apparition d'un précipité floconneux a été considérée comme un résultat positif, indiquant la présence de mucilages.

g. Test de Terpénoïdes

L'identification des terpénoïdes a été réalisée en ajoutant 2 mL de chloroforme à 5 mL d'extrait, suivis de l'addition prudente de 3 mL d'acide sulfurique concentré. L'apparition d'une coloration rouge-brun au niveau de l'interface a été interprétée comme un test positif indiquant la présence de ces composés.

h. Test de Flavonoïdes

La recherche des flavonoïdes a été effectuée en ajoutant 2 mL d'hydroxyde de sodium à 2 mL d'extrait. L'apparition d'une coloration jaune a révélé la présence des flavonoïdes.

i. Test des Phénols

À 2 mL d'extrait ont été ajoutés 2 mL de solution de chlorure ferrique 1% (FeCl_3). Le développement d'une coloration vert bleuâtre foncée a témoigné de la présence des phénols.

j. Test de Cardénolides

La détection des cardénolides a été effectuée en ajoutant 2 mL de benzène à 1 mL d'extrait. L'apparition d'une coloration trouble, donnant un aspect brumeux, a été considérée comme révélatrice de la présence des cardénolides.



2.4.2. Dosages quantitatifs

a. Dosage des composés phénoliques totaux (CPT)

La teneur totale en composés phénoliques des extraits éthanolique et aqueux des feuilles de l'olivier a été déterminée par la méthode colorimétrique au réactif de Folin-Ciocalteu, basée sur la méthode décrite par Ahmed *et al.* (2014) avec quelques modifications. Dans un tube à essai, 40 μL d'extrait végétal (1 mg/mL) ou de solution standard d'acide gallique ont été mélangés avec 3,16 mL d'eau distillée et 200 μL de réactif de Folin-Ciocalteu. Après une incubation de 8 min, 600 μL de solution de carbonate de sodium ont été ajoutés, puis le mélange a été homogénéisé et incubé à 40 °C pendant 30 minutes. L'absorbance a été mesurée à 765 nm à l'aide d'un spectrophotomètre, en utilisant un blanc préparé avec 40 μL du solvant correspondant à l'échantillon. L'acide gallique (1 mg/ml) a été utilisé comme étalon pour établir la courbe d'étalonnage à partir de différentes concentrations (25, 50, 75, 100 et 150 $\mu\text{g/mL}$), et les résultats ont été exprimés en microgrammes d'équivalents d'acide gallique par millilitre ($\mu\text{g/mL}$ EAG) (figure 19).

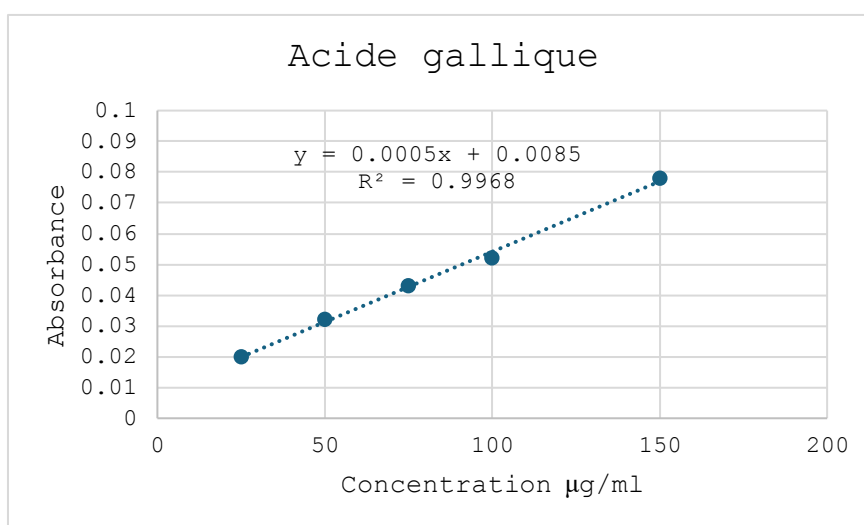


Figure 19 : Courbe d'étalonnage de l'acide gallique.

b. Dosage de la teneur totale en flavonoïdes (CFT)

La teneur totale en flavonoïdes des extraits végétaux a été évaluée selon la méthode colorimétrique au chlorure d'aluminium, adaptée de celle décrite par Ahmed *et al.*, 2014 avec quelques modifications. Brièvement, deux types d'extraits ont été étudiés (extrait éthanolique et extrait aqueux).



Pour chaque échantillon, 1 mg d'extrait a été dissous dans 1 mL d'éthanol pour l'extrait éthanolique 70 %, et dans 1 mL d'eau distillée pour l'extrait aqueux. Ensuite, 0,3 mL de la solution obtenue (1 mg/mL) a été transféré dans un tube à essai et mélangé avec 3,4 mL d'éthanol aqueux (30 %, préparé avec de l'eau distillée), 150 μ L de solution de nitrite de sodium (0,5 M) et 150 μ L de solution de chlorure d'aluminium (0,3 M).

Après incubation pendant 5 minutes, 1 mL de solution d'hydroxyde de sodium (NaOH, 1 M) a été ajouté afin de développer la coloration. L'absorbance a été mesurée à 506 nm contre un blanc préparé dans les mêmes conditions, en remplaçant l'échantillon par le solvant approprié (éthanol ou eau distillée selon l'extrait).

La quercétine (1mg/ml) a été utilisée comme composé standard et une courbe d'étalonnage a été établie à partir de différentes concentrations (25, 50, 75, 100 et 150 μ g/mL). Les résultats ont été exprimés en microgrammes d'équivalents de quercétine par millilitre (μ g QE/mL).

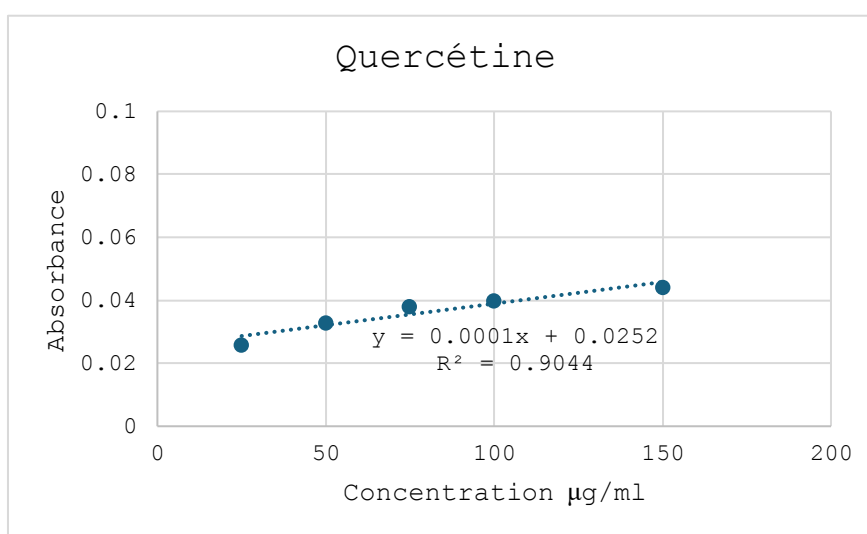


Figure 20 : Courbe d'étalonnage de la quercétine.

c. Dosage des tanins condensés totaux (CTCT)

L'analyse des tanins condensés (procyanidines) a été effectuée selon la méthode de Heimler *et al.* (2005), avec quelques modifications. L'étude a été réalisée à partir de deux types d'extraits, éthanolique et aqueux, préparés à une concentration de 1 mg/mL. À 50 μ L de chaque échantillon, 3 mL d'une solution de vanilline éthanolique à 4 % et 1,5 mL d'acide chlorhydrique concentré ont été ajoutés. Le mélange a été incubé pendant 15 min à température ambiante, puis



l'absorbance a été mesurée à 500 nm contre un blanc constitué d'éthanol. Le catéchine (1mg/ml) a été utilisé comme étalon pour établir la courbe d'étalonnage à partir de différentes concentrations (50 µg/ml, 100 µg/ml, 200 µg/ml, 300 µg/ml, 400 µg/ml, 500µg/ml, 600 µg/ml). La teneur totale en tanins condensés a été exprimée en équivalents catéchine (CE), en mg de (+)-catéchine par gramme d'échantillon.

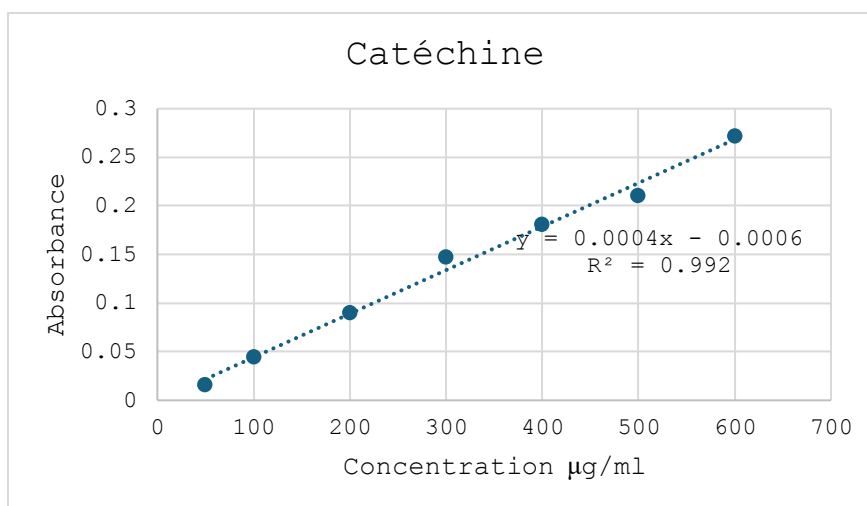


Figure 21 : Courbe d'étalonnage de la catéchine.

3. Evaluation de l'activité antioxydante par piégeage du radical libre DPPH*

L'activité antioxydante des extraits éthanoliques et aqueux a été évaluée par le test du DPPH (1,1-diphényl-2-picrylhydrazyl), un radical libre relativement stable. Ce test repose sur la réduction du DPPH, de couleur violette, en diphénylpicrylhydrazine, un composé de couleur jaune (figure 22). La diminution de l'intensité de la coloration violette est proportionnelle à la capacité des composés antioxydants présents dans l'échantillon à neutraliser les radicaux libres, traduisant ainsi leur pouvoir réducteur (Ben Moussa *et al.*, 2022).

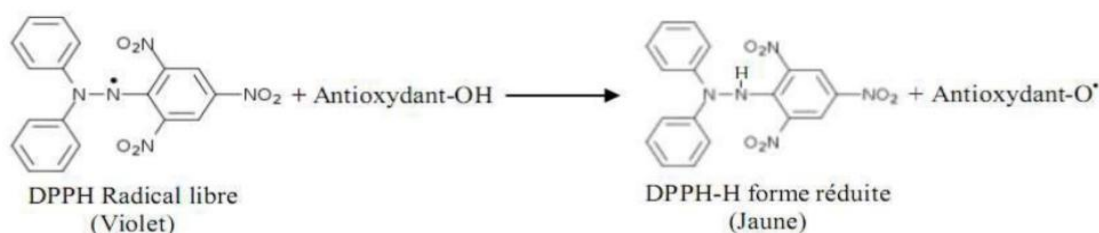


Figure 22 : Mécanisme de réduction de l'espèce radicalaire DPPH* libre en présence des antioxydants (Sanchez-Moreno *et al.*, 1998).



3.1. Mode opératoire

L'activité de piégeage des radicaux libres des extraits éthanoliques et aqueux des feuilles d'*Olea europaea* L. a été déterminée selon la méthode modifiée du DPPH décrite par Ahmed *et al.* (2014). Une solution mère du radical DPPH (4 mg/100 mL dans l'éthanol) a été préparée. Cette solution a ensuite été diluée avec d'éthanol afin d'obtenir une solution de travail présentant une absorbance de $0,980 \pm 0,02$ à 517 nm. Une solution mère des extraits végétaux a été préparée dans l'éthanol à une concentration de 2 mg/mL. À partir de celle-ci, différentes dilutions (0,195 à 100,0 mg/mL) ont été réalisées.

Le mélange réactionnel était constitué de 2.5 mL de la solution de travail de DPPH et de 100 μ L d'échantillon. Après homogénéisation, le mélange a été incubé à température ambiante pendant 30 min à l'obscurité.

L'acide ascorbique est utilisé comme antioxydant de référence, dont une solution mère à 1 mg/mL est préparée puis progressivement diluée afin d'obtenir des solutions filles de concentrations allant de 1 à 100 μ g/mL.

L'absorbance de chaque échantillon a été mesurée à 517 nm. Pour le témoin négatif, 100 μ L d'éthanol ont été ajoutés à la place de l'échantillon végétal, tandis que l'acide ascorbique a été utilisé comme témoin positif. Les courbes d'inhibition ont été établies et les valeurs de CI_{50} ont été calculées pour tous les échantillons.

L'activité de piégeage des radicaux libres a été calculée selon la formule suivante :

$$\text{Pourcentage d'inhibition \%} = (Ac - As / Ac) * 100$$

Où Ac représente l'absorbance du témoin négatif (absorbance de la solution de DPPH sans extrait ou acide ascorbique) et As l'absorbance de l'échantillon testée (absorbance de la solution de DPPH avec l'extrait ou l'acide ascorbique).

3.2. Calcul des IC50

La concentration inhibitrice, est la concentration de l'échantillon testé ou de l'acide ascorbique nécessaire pour réduire 50% du radical DPPH. Les IC_{50} sont calculées graphiquement par les régressions linéaires, exponentielles ou logarithmiques des pourcentages



d'inhibition en fonction de différentes concentrations de chacun des extraits testés (programme Excel) (Scherer et Godoy, 2009).

4. Corrélation entre l'activité antioxydante et la teneur en polyphénols totaux

La corrélation entre la teneur en polyphénols totaux (TPT) et l'activité antioxydante est l'un des aspects les plus étudiés en phytochimie et en biochimie végétale. Elle permet de vérifier si les composés phénoliques sont les principaux responsables du pouvoir antioxydant d'un extrait végétal.

4.1. Principe

Les polyphénols possèdent une structure chimique caractérisée par la présence d'un ou plusieurs noyaux benzéniques liés à un ou plusieurs groupements hydroxyle (- OH). C'est cette structure qui leur confère leur pouvoir antioxydant via deux mécanismes principaux :

- Le don d'atome d'hydrogène (HAT) : Le groupement - OH cède un hydrogène au radical libre, le stabilisant.
- Le don d'électron (SET) : Le polyphénol cède un électron pour neutraliser l'oxydant.

En règle générale, plus un extrait est riche en composés phénoliques, plus sa capacité à piéger les radicaux libres est élevée.

4.2. Évaluation Statistique du Coefficient de corrélations (ou de Pearson)

Pour exprimer et évaluer quantitativement la relation entre deux variables, on utilise généralement le coefficient de corrélation linéaire de Pearson (r) ou le coefficient de détermination (R^2), obtenus en traçant une courbe de régression linéaire.

Le coefficient de Pearson (r) est un nombre sans dimension qui mesure l'intensité et la direction de la dépendance linéaire entre ces variables. Le coefficient de détermination (R^2), quant à lui, représente la proportion de la variance de la variable dépendante expliquée par le modèle linéaire, permettant ainsi de valider la robustesse de la droite de régression obtenue.

- ✓ **Axe X** : Teneur en polyphénols totaux (souvent exprimée en équivalent acide gallique : mg EAG/g d'extrait).



- ✓ **Axe Y** : Activité antioxydant (exprimée en IC50 ou EC50 pour le DPPH).

4.3. Interprétation des valeurs de r ou R^2

L'interprétation du coefficient de corrélation de Pearson (r) dépend à la fois de son signe (qui indique le sens de la relation) et de sa valeur absolue (qui indique la force ou l'intensité de la relation). Le coefficient r est toujours compris entre -1 et +1.

- ✓ **$r > 0$: Corrélation positive** : les deux variables évoluent dans le même sens. Si l'une augmente, l'autre augmente.
 - *Exemple* : Plus la teneur en polyphénols totaux (TPT) augmente, plus le pouvoir antioxydant (exprimé en pouvoir réducteur FRAP) augmente.
- ✓ **$r < 0$: Corrélation négative (ou inverse)** : les deux variables évoluent en sens opposé. Si l'une augmente, l'autre diminue.
 - *Exemple* : Plus la teneur en polyphénols augmente, plus la valeur de l'IC50 (la concentration nécessaire pour inhiber 50 % des radicaux libres du DPPH) diminue. C'est le signe d'une excellente activité antioxydante.
- ✓ **$r = 0$: Absence de corrélation linéaire** : il n'y a aucune relation linéaire entre les deux variables (bien qu'une relation non linéaire, comme une courbe parabolique, puisse exister).

Pour le coefficient de détermination (R^2) :

- ✓ Forte corrélation (**$R^2 > 0,8$**) : Indique qu'une grande partie (plus de 80 %) de l'activité antioxydante est directement attribuable aux composés phénoliques présents dans l'extrait.
- ✓ Corrélation modérée ou faible (**$R^2 < 0,5$**) : Suggère que les polyphénols ne sont pas les seuls acteurs, ou que la nature des profils phénoliques joue un rôle plus crucial que la quantité brute.

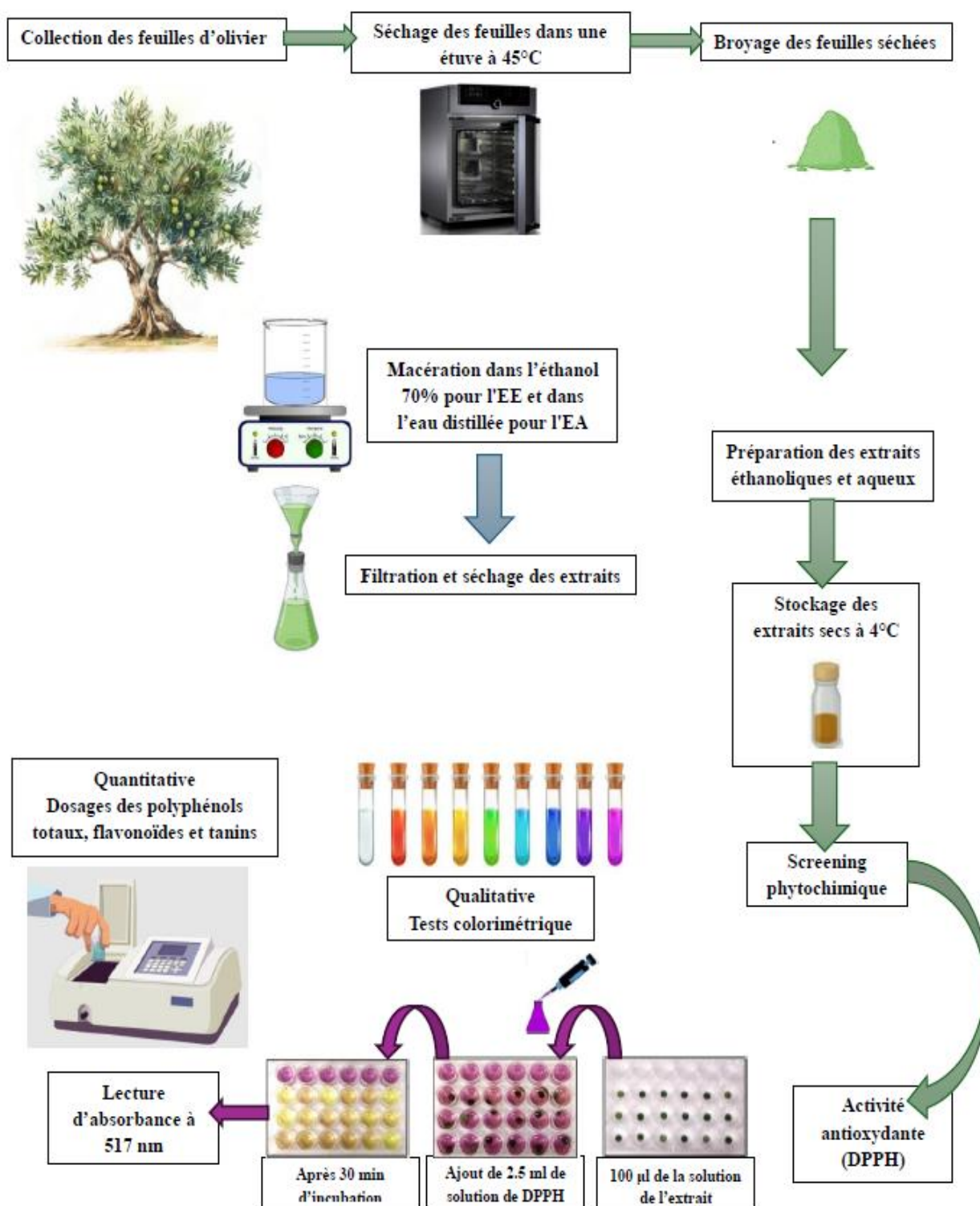
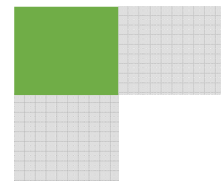


Figure 23 : Schéma récapitulatif du protocole expérimental de l'extraction, criblage phytochimique et l'activité antioxydante des extraits de feuilles d'olivier.

Résultats et interprétations





1. Résultats de l'extraction des composés polyphénoliques à partir des feuilles de l'olivier

Les extraits des feuilles d'olivier ont été obtenus par macération en utilisant deux solvants polaires, l'eau et l'éthanol. Les extraits préparés présentaient des caractéristiques organoleptiques différentes, notamment en termes de couleur et d'aspect. Ces variations sont rapportées dans le tableau 5.

Tableau 5 : Couleur et aspect des extraits éthanolique et aqueux des feuilles d'olivier.

Extrait	Aspect	Couleur
Extrait éthanolique	Granuleux à poudreux	Marron clair à brun jaunâtre
Extrait aqueux	Granuleux et cristallisé	Marron foncé à brun rougeâtre

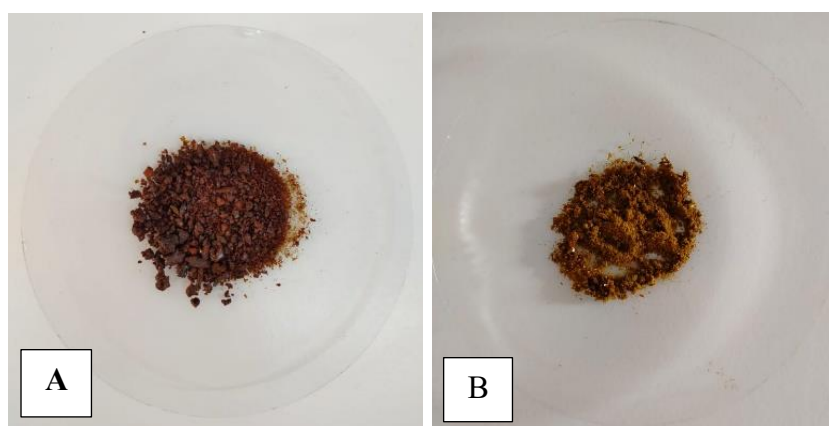


Figure 24 : Les extraits de feuilles d'olivier (A : extrait aqueux, B : extrait éthanolique).

Les extraits obtenus à partir des feuilles d'olivier présentaient des aspects différents. L'extrait éthanolique se caractérisait par un aspect granuleux à poudreux et une couleur marron clair à brun jaunâtre, tandis que l'extrait aqueux présentait un aspect granuleux et légèrement aggloméré, avec une couleur marron foncé tirant vers le brun rougeâtre.

Ces différences pourraient être attribuées à la nature des solvants utilisés et à la composition chimique des composés extraits.



2. Détermination du rendement d'extraction

Les rendements d'extraction obtenus varient selon le solvant utilisé. L'E.éth présente un rendement plus élevé (12,3 %) comparativement à l'E.aqu (8,16 %).

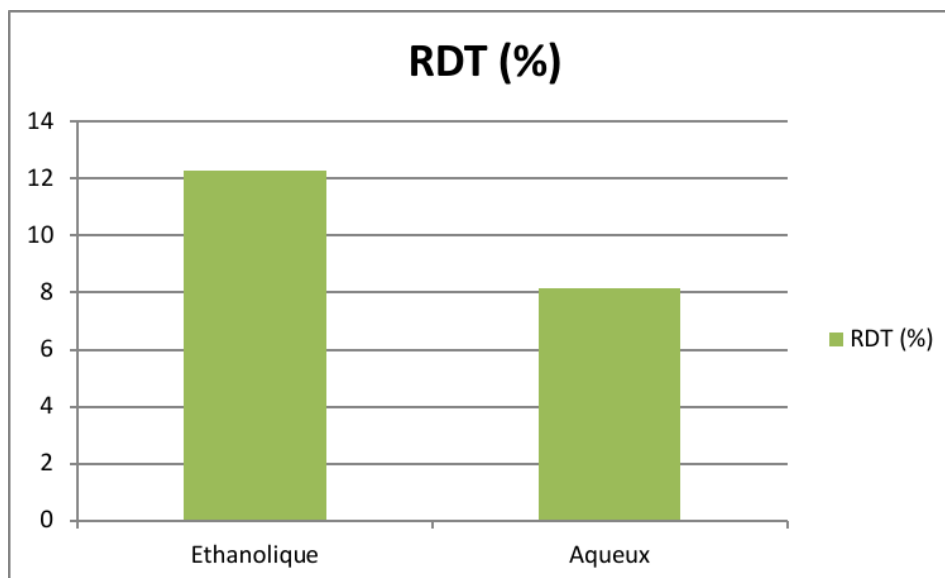


Figure 25 : Histogramme représentant le rendement d'extraction des feuilles d'olivier pour les extraits éthanolique et aqueux.

Cette différence peut s'expliquer par la nature du solvant et sa capacité d'extraction. L'éthanol, en raison de sa polarité intermédiaire, permet d'extraire une plus large gamme de composés phytochimiques, notamment les composés phénoliques, les flavonoïdes et certaines molécules de nature moins polaire. En revanche, l'eau, bien que très polaire, peut-être moins efficace pour extraire certains métabolites secondaires moins hydrophiles.

Ainsi, le rendement plus important obtenu avec l'éthanol suggère une meilleure efficacité d'extraction des composés bioactifs présents dans la matière végétale étudiée. Cette supériorité de l'éthanol est en accord avec les travaux de Ghomari *et al.* (2019), qui ont également rapporté un rendement d'extraction plus important avec le solvant éthanolique qu'avec l'eau distillée. Cette différence peut être attribuée à la nature hydroalcoolique du solvant, dont la polarité intermédiaire favorise la solubilisation d'un plus large éventail de composés bioactifs, notamment les polyphénols, les flavonoïdes et certains métabolites de polarité moyenne.



En revanche, ces résultats diffèrent de ceux rapportés par Cho *et al.* (2020), qui ont observé un rendement plus élevé avec l'eau distillée qu'avec l'éthanol. Cette divergence peut s'expliquer par plusieurs facteurs, notamment les différences dans les conditions d'extraction (température, durée, rapport solide/solvant), la concentration de l'éthanol utilisée, ainsi que les protocoles expérimentaux adoptés.

En effet, même lorsque la même matrice végétale est utilisée (feuilles d'olivier), la variabilité des paramètres d'extraction peut influencer significativement le rendement obtenu. Certains composés hydrophiles peuvent être mieux extraits par l'eau, tandis que les solvants hydroalcooliques favorisent l'extraction d'un spectre plus large de composés, ce qui modifie le rendement global.

Ainsi, bien que l'éthanol se soit révélé plus performant dans notre étude, l'efficacité relative des solvants reste étroitement dépendante des conditions expérimentales appliquées.

3. Résultats du criblage (screening) phytochimique qualitative et quantitative des deux extraits de feuilles d'olivier

3.1. Analyse qualitative

Le screening phytochimique qualitatif des extraits aqueux et éthanolique des feuilles d'olivier a révélé la présence de plusieurs groupes de métabolites secondaires d'intérêt biologique. Cette analyse a permis de mettre en évidence différentes familles de composés chimiques, témoignant de la richesse de ces extraits en substances bioactives susceptibles d'être à l'origine de leurs propriétés biologiques et thérapeutiques. Les résultats obtenus sont présentés dans les tableaux 6 et 7 et les figures 26 et 27.

Tableau 6 : Résultats du screening phytochimique qualitatif de l'extrait aqueux des feuilles d'olivier.

Métabolites testés	Observations	Résultats
Anthocyanes	Couleur brun-orangé	-
Iridoïdes	Coloration orangée à rougeâtre	-
Mucilage	Coloration jaune orangé avec l'apparition d'un précipité floconneux	+++



Terpénoïdes	Coloration vert noirâtre foncé	-
Saponosides	Coloration brunâtre avec la formation d'un précipité blanc	+
Cardénolides	Couleur brume trouble	+++
Phénols	Coloration noire intense	-
Flavonoïdes	Coloration rouge brique	-
Tanins totaux	Coloration bleu-noir	+++
Tanins galliques et catéchiques	Coloration noirâtre foncée	-



Figure 26 : Réactions colorimétriques obtenues avec l'extrait aqueux des feuilles d'olivier (1: anthocyanes, 2: iridoïdes, 3: mucilage, 4: terpénoïdes, 5: saponosides, 7: cardénolides, 8: phénols, 9: flavonoïdes, 10: tanins totaux, 11: tanins galliques et catéchiques).

Le screening phytochimique qualitatif de l'extrait aqueux des FO a révélé la présence de plusieurs groupes de métabolites secondaires, notamment les mucilages, les saponosides, les cardénolides et les tanins totaux, tandis que les anthocyanes, les iridoïdes, les terpénoïdes, les phénols, les flavonoïdes ainsi que les tanins galliques et catéchiques n'ont pas été détectés.

La présence des mucilages, des saponosides, des cardénolides et des tanins totaux révèle la richesse de l'E.aqu des feuilles d'olivier en composés bioactifs. Ces métabolites sont associés



à diverses propriétés biologiques, notamment antioxydantes, antimicrobiennes, anti-inflammatoires et protectrices.

En revanche, l'absence des anthocyanes, des iridoïdes, des terpénoïdes, des phénols et des flavonoïdes peut être attribuée à leur faible teneur dans les feuilles étudiées ou à une extraction moins efficace par l'eau. L'absence des tanins galliques et catéchiques suggère que les tanins présents appartiennent probablement à d'autres catégories de tanins détectées par le test des tanins totaux.

Tableau 7 : Résultats du dépistage phytochimique qualitatif de l'extrait éthanolique des feuilles d'olivier.

Métabolites testés	Observations	Résultats
Anthocyanes	Coloration noir brunâtre	-
Iridoïdes	Coloration noir intense	-
Mucilage	Coloration brun jaunâtre avec la formation d'un précipité floconneux	+++
Terpénoïdes	Coloration noir verdâtre	-
Saponosides	Coloration brun foncé avec l'apparition d'un précipité blanc	+
Cardénolides	Aspect trouble avec fines particules blanches en suspension et coloration jaune vif	+
Phénols	Coloration noir bleuâtre	+
Flavonoïdes	Coloration brun rougeâtre	-
Tanins totaux	Coloration noir intense	-
Tanins galliques et catéchiques	Coloration noir intense	-

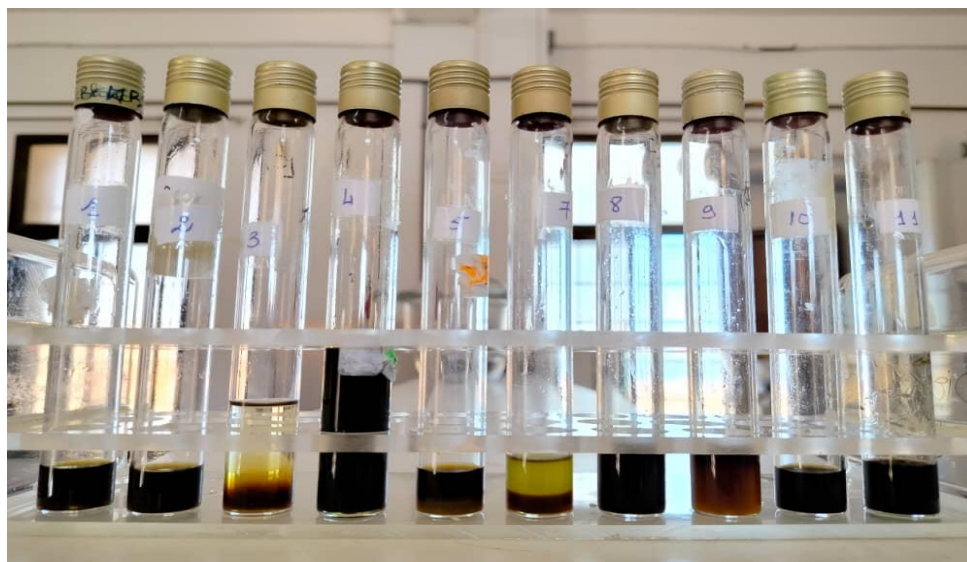


Figure 27 : Réactions colorimétriques obtenues avec l'extrait éthanolique des feuilles d'olivier (1 : anthocyanes, 2 : iridoïdes, 3 : mucilage, 4 : terpénoïdes, 5 : saponosides, 7 : cardénolides, 8 : phénols, 9 : flavonoïdes, 10 : tanins totaux, 11 : tanins galliques et catéchiques).

Le dépistage phytochimique qualitatif de l'extrait éthanolique des FO a mis en évidence la présence de certains métabolites secondaires et l'absence d'autres. Les analyses réalisées ont révélé la présence des mucilages, des saponosides, des cardénolides et des composés phénoliques, alors que les anthocyanes, les iridoïdes, les terpénoïdes, les flavonoïdes ainsi que les tanins totaux, galliques et catéchiques se sont révélés absents dans cet extrait.

Les métabolites secondaires détectés pourraient contribuer aux diverses activités biologiques traditionnellement attribuées aux feuilles d'olivier, soulignant ainsi leur intérêt thérapeutique potentiel. L'absence des flavonoïdes, des tanins et des terpénoïdes pourrait être liée à leur faible concentration dans l'extrait ou aux conditions d'extraction utilisées.

Les résultats du screening phytochimique des extraits éthanolique et aqueux des FO révèlent une variabilité dans la répartition des métabolites secondaires en fonction du solvant utilisé.

Les deux extraits présentent une abondance élevée en mucilages (+++) ainsi que la présence des saponosides (+), tandis que les anthocyanes, les iridoïdes, les terpénoïdes, les flavonoïdes et les tanins galliques et catéchiques sont absents dans les deux extraits.



À l'inverse, certaines différences ont été observées entre les deux extraits. L'E.éth présente la présence des composés phénoliques (+) et des cardénolides (+), alors que les phénols sont absents dans l'E.aqu. Cependant, l'E.aqu est caractérisé par une forte teneur en cardénolides (+++) et en tanins totaux (+++), ces derniers étant absents dans l'E.éth.

Ces résultats suggèrent que la nature et la polarité du solvant d'extraction influencent le profil phytochimique des extraits obtenus. La différence observée entre les deux extraits pourrait également être attribuée à la solubilité spécifique des métabolites secondaires ainsi qu'à leur affinité pour chaque solvant utilisé. Ainsi, l'éthanol semble favoriser l'extraction des composés phénoliques, tandis que l'eau permet une meilleure extraction des tanins totaux et des cardénolides.

3.2. Analyse quantitative

Les extraits aqueux (E.aqu) et éthanolique (E.éth) ont été soumis à une caractérisation quantitative par des méthodes colorimétriques adaptées. Les teneurs en polyphénols totaux, flavonoïdes totaux et tanins condensés ont été déterminées respectivement par les méthodes de Folin-Ciocalteu, du chlorure d'aluminium et de la vanilline-HCl, permettant ainsi d'évaluer et de comparer la richesse des deux extraits en composés bioactifs. Les valeurs obtenues sont récapitulées dans le tableau 8.

Tableau 8 : Teneurs en composés phénoliques totaux (CPT), flavonoïdes totaux (CFT) et tanins totaux (CTT) des extraits aqueux et éthanolique de feuilles d'olivier à différentes concentrations.

Concentrations (µg/ml)	CPT (mg EAG/g extrait)		CFT (mg EQ/g extrait)		CTT (mg EC/g extrait)	
	E. aqu	E. éth	E. aqu	E. éth	E. aqu	E. éth
125	0,36±0	0,44±0	33,90±27,58	ND	2,08±0	3,01±0,09
250	1,12±0,28	1,64±0,11	86,40±8,49	0,90±2,12	2,58±0	3,51±0,44
500	2,32±0,17	3,24±0,11	65,40±4,24	44,40±16,97	20.26±24,48	4,33±0,53
1000	4,08±0,06	7±0,11	3,90±2,12	335,40±4,24	4.72±1.06	4,95±0,71
ND : non déterminé						



Les résultats mettent en évidence la présence de polyphénols totaux, de flavonoïdes et de tanins condensés dans les extraits analysés. L'analyse quantitative montre que les teneurs en composés phénoliques, flavonoïdes et tanins varient selon le type de solvant utilisé et la concentration de l'extrait.

3.2.1. Contenu phénolique total (CPT)

Les teneurs en composés phénoliques augmentent progressivement avec l'augmentation de la concentration dans les deux extraits. Cependant, l'E.éth présente systématiquement des valeurs plus élevées que l'E.aqu. À la concentration de 1000 µg/ml, les teneurs atteignent respectivement $7 \pm 0,11$ mg EAG/g d'extrait pour l'E.éth contre $4,08 \pm 0,06$ mg EAG/g d'extrait pour l'E.aqu. Cette différence pourrait être attribuée à la plus grande efficacité de l'éthanol dans l'extraction des composés phénoliques grâce à sa polarité intermédiaire, favorisant ainsi la solubilisation d'un plus large éventail de molécules phénoliques.

Les résultats obtenus dans notre étude concordent avec les travaux de Ghomari *et al.* (2019), qui ont rapporté des teneurs en polyphénols totaux de $101,5 \pm 1,27$ mg EAG/g d'extrait pour l'extrait éthanolique et de $45,40 \pm 1,76$ mg EAG/g d'extrait pour l'extrait aqueux. De même, Lahcene *et al.* (2025) ont obtenu des valeurs plus élevées pour l'extrait éthanolique ($134,72 \pm 9,25$ mg EAG/g d'extrait) que pour l'extrait aqueux ($118,85 \pm 4,99$ mg EAG/g d'extrait). Ces résultats confirment que l'éthanol constitue un solvant plus performant que l'eau pour l'extraction des composés phénoliques.

Toutefois, les teneurs obtenues dans notre étude sont inférieures à celles rapportées par ces auteurs. Cette différence peut s'expliquer par plusieurs facteurs, notamment les conditions d'extraction employées, la variété des feuilles d'olivier étudiées, leur origine géographique, le stade de récolte des feuilles, ainsi que la concentration de l'échantillon utilisée lors du dosage.

En effet, Ghomari *et al.* (2019) et Lahcene *et al.* (2025) ont réalisé leurs analyses avec une concentration d'extrait de 100 mg/ml, alors que notre étude a été effectuée à des concentrations plus faibles, ce qui peut influencer les teneurs mesurées. Malgré ces variations quantitatives, la tendance générale observée demeure similaire, à savoir la supériorité de l'éthanol par rapport à l'eau pour l'extraction des polyphénols.



3.2.2. Contenu total en flavonoïdes (CFT)

Les résultats montrent une variabilité importante du contenu en flavonoïdes selon le solvant et la concentration. L'E.aqu présente des teneurs relativement élevées aux concentrations de 125, 250 et 500 µg/ml, atteignant une valeur maximale de $86,40 \pm 8,49$ mg EQ/g d'extrait à 250 µg/ml. En revanche, l'E.éth ne montre aucune détection à 125 µg/ml (ND), puis les teneurs augmentent progressivement pour atteindre $335,40 \pm 4,24$ mg EQ/g d'extrait à 1000 µg/ml. Ces résultats suggèrent que certains flavonoïdes présents dans les feuilles d'olivier sont davantage solubles dans l'éthanol, particulièrement à des concentrations élevées.

Nos observations sont en accord avec les travaux de Ghomari *et al.* (2019), qui ont rapporté des teneurs en flavonoïdes de $54,92 \pm 0,73$ mg EQ/g d'extrait pour l'E.éth et de $25,40 \pm 1,69$ mg EQ/g d'extrait pour l'E.aqu. Des résultats comparables ont été rapportés par Lahcene *et al.* (2025), qui ont obtenu des teneurs de $26,08 \pm 1,57$ mg EQ/g d'extrait pour l'EE et de $17,50 \pm 2,16$ mg EQ/g d'extrait pour l'E.aqu. Dans les deux études, l'extrait éthanolique a présenté une teneur en flavonoïdes supérieure à celle de l'extrait aqueux, confirmant ainsi l'efficacité de l'éthanol pour l'extraction de ces composés.

Les différences observées entre nos résultats et ceux de ces auteurs peuvent être attribuées aux conditions expérimentales employées, notamment à la concentration de l'échantillon utilisée pour le dosage (100 mg/ml dans les études de Ghomari *et al.* et Lahcene *et al.*), ainsi qu'aux variations des protocoles d'extraction, des conditions de dosage et des caractéristiques des feuilles d'olivier analysées (variété, stade de maturité, origine géographique et conditions de culture). Malgré ces différences quantitatives, l'ensemble des résultats converge vers la même conclusion : l'éthanol constitue un solvant plus performant que l'eau pour l'extraction des flavonoïdes des feuilles d'olivier.

3.2.3. Contenu total en tanins (CTT)

Les teneurs en tanins augmentent globalement avec la concentration dans les deux extraits. L'extrait éthanolique présente des valeurs légèrement supérieures à celles de l'extrait aqueux aux faibles concentrations (125 et 250 µg/ml). À la concentration de 1000 µg/ml, les deux extraits présentent des teneurs proches, avec $4,95 \pm 0,71$ mg EC/g d'extrait pour l'extrait éthanolique et $4,72 \pm 1,06$ mg EC/g d'extrait pour l'extrait aqueux. Ces résultats indiquent que les tanins sont extraits efficacement par les deux solvants, bien que l'éthanol semble offrir une meilleure capacité extractive.



Ces observations sont en accord avec les résultats de Lahcene *et al.* (2025), qui ont rapporté l'absence de différence significative ($p > 0,05$) entre les teneurs en tanins des extraits aqueux et éthanoliques. Bien que nos résultats montrent une légère supériorité de l'EE, l'écart observé reste faible, notamment aux concentrations élevées, ce qui rejoint la conclusion de ces auteurs selon laquelle les deux solvants présentent une efficacité comparable pour l'extraction des tanins. Les différences observées entre les études peuvent être liées aux conditions expérimentales, notamment à la concentration de l'échantillon utilisée par Lahcene *et al.* (100 mg/ml), ainsi qu'aux paramètres d'extraction et de dosage.

Nos résultats obtenus pour l'extrait aqueux ($C = 1\text{ mg/ml}$) montrent des teneurs de $4,08 \pm 0,06\text{ mg EAG/g}$ en CPT, $3,90 \pm 2,12\text{ mg EQ/g}$ en CFT et $4,72 \pm 1,06\text{ mg EC/g}$ en CTT. Comparativement, Hamdaoui M. (2025) a rapporté des valeurs de $1,035 \pm 0,001\text{ mg EAG/g}$, $3,812 \pm 1,469\text{ mg EQ/g}$ et $0,589 \pm 0,004\text{ mg EC/g}$, respectivement pour les polyphénols, les flavonoïdes et les tanins condensés.

Cette comparaison met en évidence une teneur nettement plus élevée en polyphénols totaux et en tanins condensés dans notre extrait aqueux. En effet, la teneur en polyphénols est environ quatre fois supérieure à celle rapportée par Hamdaoui M. (2025), tandis que la teneur en tanins condensés est près de huit fois plus élevée. En revanche, les teneurs en flavonoïdes sont relativement proches dans les deux études.

Ces différences peuvent être attribuées à plusieurs facteurs influençant la composition chimique des feuilles d'olivier, notamment les conditions pédoclimatiques, la région de récolte, la variété de l'olivier, le stade physiologique des feuilles, la période de récolte ainsi que les conditions de séchage et de conservation. Bien que les deux études aient utilisé la même méthode d'extraction (macération aqueuse), les feuilles analysées provenaient de régions différentes, à savoir Mostaganem pour notre étude et Mascara pour celle de Hamdaoui M. (2025). Les variations des caractéristiques environnementales entre ces deux régions peuvent avoir influencé la biosynthèse et l'accumulation des composés phénoliques dans les feuilles.

La similitude observée pour les flavonoïdes suggère toutefois que cette famille de composés est moins sensible aux variations géographiques que les polyphénols totaux et les tanins condensés, ou que les conditions d'extraction ont permis une récupération comparable de ces métabolites dans les deux études.



Globalement, l'extrait éthanolique apparaît plus riche en métabolites phénoliques que l'extrait aqueux. Il présente les teneurs les plus élevées en composés phénoliques totaux (CPT) ainsi qu'en flavonoïdes à forte concentration, ce qui témoigne d'une meilleure efficacité d'extraction de l'éthanol. L'extrait aqueux, quant à lui, contient également des quantités appréciables de ces composés, mais à des niveaux généralement inférieurs. Concernant les tanins, les différences entre les deux extraits sont moins marquées, les valeurs obtenues étant relativement proches. Ces observations confirment que la nature du solvant influence considérablement la composition phytochimique des extraits obtenus, l'éthanol étant plus favorable à l'extraction des composés phénoliques bioactifs des feuilles d'olivier.

4. Résultats de l'évaluation de l'activité antioxydante par piégeage du radical libre DPPH* (2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyle)

Le test du DPPH est utilisé pour évaluer la capacité des antioxydants présents dans les extraits végétaux à piéger les radicaux libres de la solution DPPH par donation d'atomes d'hydrogène ou d'électrons, transformant ainsi ces radicaux en composés plus stables (Roudsari, 2007 ; Sajid *et al.*, 2012).

Dans la présente étude, nous avons évalué l'activité de piégeage du radical libre DPPH des extraits aqueux et éthanolique à 70 % obtenus à partir des feuilles d'olivier. L'activité antioxydante des extraits a été déterminée en pourcentage d'inhibition du radical DPPH et comparée à celle d'un antioxydant de référence, l'acide ascorbique.

La diminution de l'absorbance du radical DPPH résulte de sa réaction avec les composés antioxydants présents dans les extraits de feuilles d'olivier, entraînant un changement de couleur de la solution, qui passe du violet au jaune.

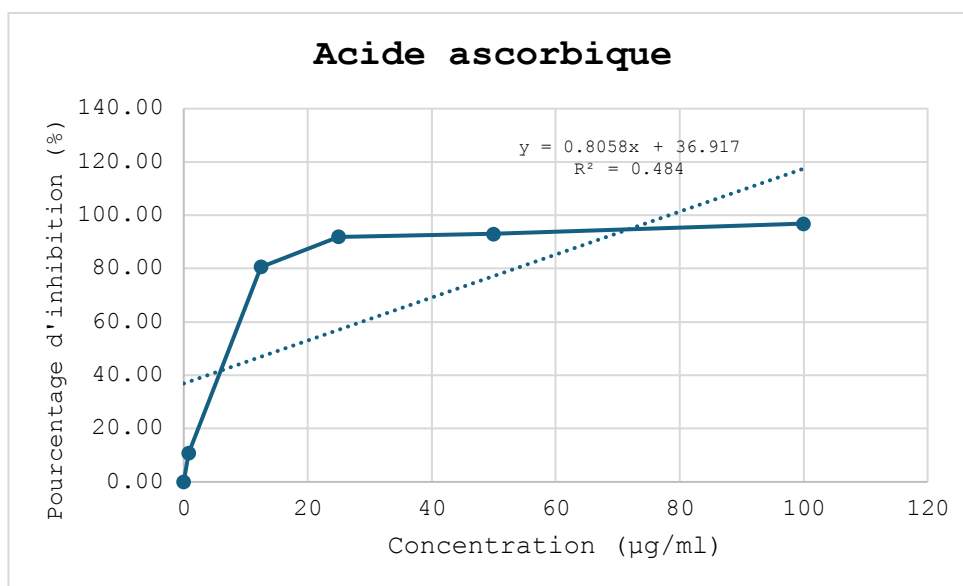


Figure 28 : Activité anti-radicalaire (DPPH*) exprimée en % de l'acide ascorbique.

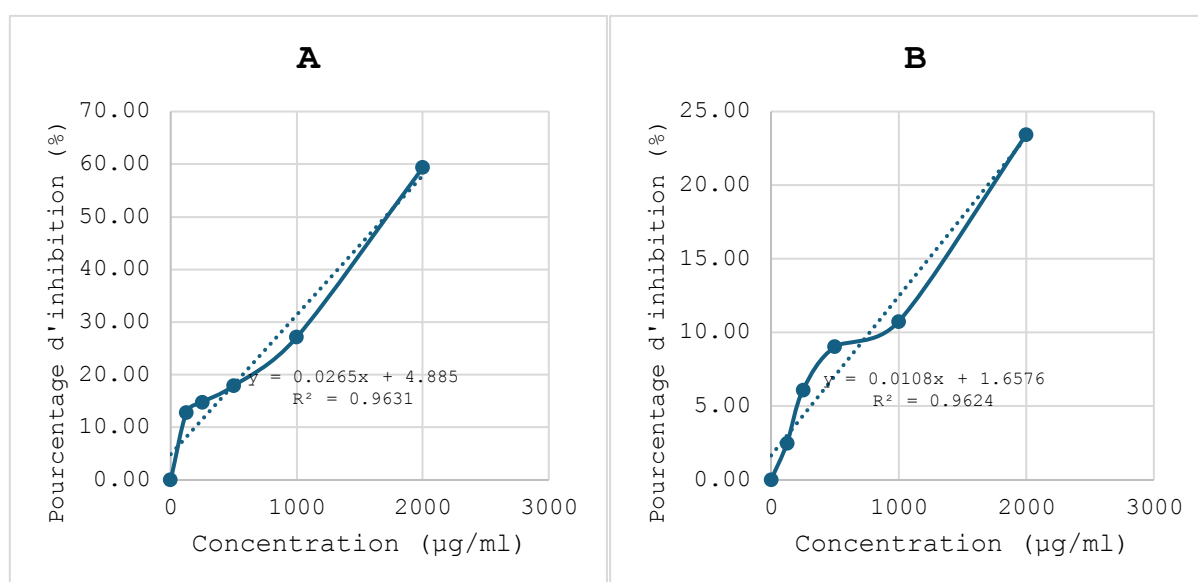


Figure 29 : Activité anti-radicalaire (DPPH*) exprimée en % des extraits des feuilles d'olivier. A : extrait éthanolique ; B : extrait aqueux.

Les résultats du test de piégeage du radical libre DPPH montrent que l'activité antioxydante des deux extraits de feuilles d'olivier augmente avec l'augmentation de la concentration, traduisant ainsi une relation dose-dépendante. Par ailleurs, l'ampleur de cette activité varie selon le type d'extrait utilisé, comme l'illustre la Figure 29. Toutefois, l'extrait éthanolique (A) présente une activité antioxydante nettement plus élevée que l'extrait aqueux (B) à toutes les concentrations étudiées.



La courbe A montre que le pourcentage d'inhibition du radical DPPH augmente progressivement avec l'augmentation de la concentration de l'extrait éthanolique, passant d'environ 12 % à 100 µg/ml à près de 59 % à 2000 µg/ml. Cette évolution traduit une relation dose-dépendante entre la concentration et l'activité antioxydante. L'équation de régression linéaire obtenue ($y = 0,0265x + 4,885$) et le coefficient de détermination élevé ($R^2 = 0,9631$) indiquent une forte corrélation positive entre ces deux paramètres. La pente relativement élevée de la droite de régression traduit une augmentation importante du pourcentage d'inhibition avec l'accroissement de la concentration.

La courbe B met également en évidence une augmentation du pourcentage d'inhibition du radical DPPH avec l'augmentation de la concentration de l'extrait aqueux. Toutefois, cette augmentation reste moins prononcée que celle observée pour l'extrait éthanolique. Le pourcentage d'inhibition atteint environ 23 % à la concentration maximale de 2000 µg/ml. L'équation de régression ($y = 0,0108x + 1,6576$) ainsi que le coefficient de détermination ($R^2 = 0,9624$) révèlent également une bonne corrélation entre la concentration et l'activité antioxydante. Cependant, la pente plus faible de la droite de régression indique une augmentation plus modérée du pourcentage d'inhibition avec l'augmentation de la concentration.

Par rapport au standard l'acide ascorbique (Figure 28), l'activité de piégeage des radicaux DPPH des extraits de feuilles d'olivier est restée inférieure à celle de l'acide ascorbique pour l'ensemble des concentrations testées. L'acide ascorbique a présenté une très forte activité antiradicalaire, atteignant près de 97 % d'inhibition à 100 µg/ml, alors que l'extrait éthanolique (A) et l'extrait aqueux (B) n'ont atteint respectivement qu'environ 59 % et 23 % d'inhibition à la concentration maximale de 2000 µg/ml. Cependant, parmi les deux extraits étudiés, l'extrait éthanolique a montré une activité antioxydante plus élevée que l'extrait aqueux à toutes les concentrations testées. Cette différence met en évidence une meilleure capacité de l'éthanol à extraire les composés bioactifs responsables de l'activité antioxydante.

Ces résultats indiquent que les feuilles d'olivier possèdent un potentiel antioxydant appréciable, particulièrement dans le cas de l'extrait éthanolique, ce qui pourrait être attribué à sa richesse plus importante en composés phénoliques, flavonoïdes et tanins.

Dans le test DPPH, l'activité antioxydante des extraits dépend fortement de la méthode d'extraction ainsi que de la polarité du solvant utilisé. Cette variation peut s'expliquer par la



différence de solubilité des composés antioxydants présents dans l'extrait, lesquels possèdent des structures chimiques et des polarités variables selon le solvant employé (Bushra *et al.*, 2009 ; Boeing *et al.*, 2014).

Dans la présente étude, l'éthanol s'est révélé être un meilleur solvant que l'eau distillée, les résultats sont conformes à ceux de Lahcene *et al.* (2025), Cho *et al.* (2020) et Abaza *et al.* (2011), qui ont signalé que la meilleure activité antioxydante de feuilles d'olivier a été trouvée dans l'extrait macéré avec 70% éthanol.

Tableau 9 : Activité anti-radicalaire (IC₅₀) des extraits phénoliques (éthanolique et aqueux) des feuilles d'olivier.

Activité anti-radicalaire	Acide ascorbique	Extrait éthanolique	Extrait aqueux
IC ₅₀ (µg/ml)	16,23	1702,45	4476,14

La Concentration inhibitrice (IC₅₀) qui est la quantité d'antioxydant nécessaire pour réduire de 50% la concentration du radical libre, est inversement lié à l'activité antioxydante d'un composé donné, plus la valeur de IC₅₀ est faible, plus la capacité antioxydante du composé est élevée (Dung *et al.*, 2008), elle permet d'évaluer l'efficacité de nos différents extraits.

Selon le tableau, la valeur de l'IC₅₀ obtenue pour l'extrait éthanolique des feuilles d'olivier était de 1702,45 µg/ml, tandis que celle de l'extrait aqueux était de 4476,14 µg/ml. Ainsi, la valeur de l'IC₅₀ de l'extrait éthanolique des feuilles d'olivier est la plus faible par rapport à celle de l'extrait aqueux.

Lors de la comparaison des valeurs de IC₅₀ des deux extraits avec celle de l'acide ascorbique, il apparaît que les valeurs de IC₅₀ des deux extraits sont nettement plus élevées que celle du témoin positif. Cela indique une activité antioxydante beaucoup plus faible de ces extraits par rapport à l'acide ascorbique.

Les résultats obtenus dans notre étude montrent que les valeurs de IC₅₀ des extraits de feuilles d'olivier sont nettement plus élevées que celles rapportées par Lahcene *et al.* (2025). En effet, l'E.éth présente une IC₅₀ de 1702,45 µg/mL contre 7,48 ± 0,39 µg/mL dans l'étude de référence, tandis que l'E.aqu montre une valeur de 4476,14 µg/mL comparativement à 10,88 ± 0,22 µg/mL. Cette différence importante indique une activité antioxydante beaucoup plus



faible dans nos extraits, sachant que l'IC50 est inversement proportionnelle à la capacité de piégeage des radicaux libres.

Cependant, dans les deux études, l'extrait éthanolique demeure plus actif que l'extrait aqueux, ce qui confirme l'efficacité supérieure des solvants hydroalcooliques dans l'extraction des composés bioactifs responsables de l'activité antioxydante. Par ailleurs, le standard, l'acide ascorbique, présente également une IC50 plus élevée dans nos résultats (16,23 $\mu\text{g/mL}$) par rapport à celle rapportée par Lahcene et al. ($2,52 \pm 0,05 \mu\text{g/mL}$), ce qui peut s'expliquer par des différences méthodologiques, des conditions expérimentales ou la qualité des extraits analysés.

5. Résultats de la Corrélation entre l'activité antioxydante et la teneur en polyphénols totaux

Les coefficients de corrélation de Pearson obtenus entre l'activité antioxydante (IC50) et les teneurs en polyphénols totaux (CPT) ainsi qu'en flavonoïdes totaux (CFT) sont positifs mais faibles ($r = 0,266$ et $r = 0,229$, respectivement). Ces valeurs indiquent l'existence d'une faible association entre ces paramètres.

Cependant, les valeurs de p associées à ces corrélations sont supérieures à 0,05 ($p = 0,524$ pour CPT/IC50 et $p = 0,585$ pour CFT/IC50), ce qui montre que les corrélations observées ne sont pas statistiquement significatives. Ainsi, aucune relation linéaire significative ne peut être établie entre l'activité antioxydante et les teneurs en polyphénols ou en flavonoïdes dans les conditions de cette étude.

Cette absence de corrélation significative peut s'expliquer par le faible nombre d'échantillons analysés ($N = 4$), qui limite la puissance statistique du test. De plus, l'activité antioxydante des extraits végétaux ne dépend pas uniquement de la quantité totale des composés phénoliques, mais également de leur nature chimique, de leur structure moléculaire et des interactions synergiques pouvant exister entre les différents constituants bioactifs présents dans l'extrait.

Par conséquent, bien que les polyphénols et les flavonoïdes contribuent généralement au potentiel antioxydant des extraits végétaux, les résultats obtenus suggèrent que d'autres composés présents dans les feuilles d'olivier pourraient également participer à l'activité antioxydante observée.



Tableau 10 : Résultats de la corrélation entre l'activité antioxydante (IC50) et la teneur en polyphénols totaux (CPT) et flavonoïdes (CFT).

	CPT (mg EAG/g extrait)	CFT (mg EQ/g extrait)	Antioxydant (IC50)
E.aqueux	0,36	33,9	1,7
	1,12	86,4	1,7
	2,32	65,4	1,7
	4,08	3,9	1,7
E.éthanolique	0,44	0	4,47
	1,64	0,9	4,47
	3,24	44,4	4,47
	7	335,4	4,47
Analyse de la corrélation (Pearson)			
(CPT/IC50)		(CFT/IC50)	
Coefficient (r)	0,266145729	Coefficient (r)	0,229437579
N	4	N	4
Statistique t	0,676313981	Statistique t	0,577408299
dF	2	dF	2
p-value	0,524041058	p-value	0,584663566



Conclusion





Ce travail de recherche s'inscrit dans le cadre de la valorisation des ressources naturelles, en particulier des sous-produits de l'olivier (*Olea europaea* L.), à travers l'étude de leur potentiel antioxydant. L'objectif principal de cette étude était d'évaluer l'activité de piégeage des radicaux libres des extraits de feuilles d'olivier et d'analyser sa corrélation avec la teneur en polyphénols totaux. La problématique centrale reposait ainsi sur la question suivante : dans quelle mesure les composés phénoliques des feuilles d'olivier contribuent-ils à leur activité antioxydante.

L'évaluation des propriétés antioxydantes des extraits de feuilles d'olivier a révélé leur capacité significative à neutraliser les radicaux libres et à inhiber les processus d'oxydation. Cette activité est principalement attribuée à leur richesse en composés phénoliques, tels que l'oléuropéine, l'hydroxytyrosol, le tyrosol et divers flavonoïdes, reconnus pour leur aptitude à céder des électrons ou des atomes d'hydrogène afin de stabiliser les espèces radicalaires. Les variations observées dans l'activité antioxydante des différents extraits peuvent être expliquées par la nature du solvant d'extraction, celui-ci influençant directement le rendement d'extraction ainsi que la quantité et la diversité des composés bioactifs récupérés.

Les résultats obtenus ont montré que les extraits de feuilles d'olivier possèdent une teneur appréciable en polyphénols totaux ainsi qu'une activité antioxydante notable. Toutefois, l'analyse statistique de la corrélation entre ces deux paramètres a révélé des corrélations positives mais non significatives ($p > 0,05$).

Cette étude contribue à la valorisation des feuilles d'olivier, souvent considérées comme un simple résidu de taille ou de récolte, alors qu'elles représentent une ressource végétale riche en substances bioactives. Les résultats obtenus renforcent l'intérêt de leur utilisation potentielle dans les domaines agroalimentaire, pharmaceutique et cosmétique en tant que source naturelle d'antioxydants.

Cependant, ce travail présente certaines limites qu'il convient de souligner. Tout d'abord, les analyses ont été réalisées dans des conditions de laboratoire, ce qui ne reflète pas nécessairement le comportement des extraits dans des systèmes biologiques complexes ou *in vivo*. De plus, la variabilité des résultats peut être influencée par plusieurs facteurs tels que la méthode d'extraction, le solvant utilisé, les conditions de culture de l'olivier, ainsi que la saison de récolte des feuilles.

Au cours de la réalisation de ce travail, plusieurs difficultés ont été rencontrées, notamment la disponibilité limitée des produits et aussi de certaines références scientifiques



récentes, ainsi que la comparaison des résultats avec ceux de la littérature en raison des différences de méthodes d'extraction, de dosage et d'évaluation de l'activité antioxydante utilisées par les différents auteurs. Ces variations rendent parfois délicate l'interprétation et la comparaison directe des données obtenues.

En conclusion, les feuilles d'olivier constituent une source intéressante de composés bioactifs présentant une activité antioxydante appréciable. Bien qu'une tendance positive ait été observée entre la teneur en polyphénols totaux et l'activité de piégeage des radicaux libres, l'absence de corrélation statistiquement significative indique que cette activité ne dépend pas exclusivement de la quantité totale de polyphénols. Des investigations complémentaires portant sur l'identification des composés phénoliques individuels et d'autres métabolites secondaires seraient nécessaires afin de mieux comprendre les mécanismes impliqués dans l'activité antioxydante des extraits de feuilles d'olivier.



*Références
Bibliographiques*





A

- A.P. Pereira, I.C.F.R. Ferreira, F. Marcelino, P. Valentaño, P.B. Andrade, R. Seabra, L. Estevinho, A. Bento, J.A. Pereira, *Molecules* 12 (2007) 1153–1162.
- Abaza, L., Ben Youssef, N., Manai, H., Mahjoub Haddada, F., Methenni, K., & Zarrouk, M. (2011). Chétoui olive leaf extracts: Influence of the solvent type on phenolics and antioxidant activities. *Grasas y Aceites*, 62(1), 96-104. <https://doi.org/10.3989/gya.044710>
- activities of the essential oil and the ethanol extract of *Cleistocalyx operculatus* (Roxb.) Merr and Perry buds. *Food and Chemical Toxicology*. 46: 3632-3639.
- Agriculturemono. (2020, 20 juillet). Création d'une Oliveraie – Oléiculture. Agriculturemono. <https://agriculturemono.net>
- Ahmed, D., Fatima, K., & Saeed, R. (2014). Analysis of phenolic and flavonoid contents, and the anti-oxidative potential and lipid peroxidation inhibitory activity of methanolic extract of *Carissa opaca* roots and its fractions in different solvents. *Antioxidants*, 3(4), 671-683. <https://doi.org/10.3390/antiox3040671>
- Al-Kufaishi, A. M. A., & Al-Musawi, N. J. T. (2025). Oxidative stress and related diseases: A comprehensive review. *Journal of Preventive, Diagnostic and Treatment Strategies in Medicine*, 4(2), 65–70. https://doi.org/10.4103/jpdtsm.jpdtm_21_25
- Ammendola, S., Giusti, A. M., Masci, A., Tortorella, S., Internò, V., Spera, R., & Manca, L. (2011). Antioxidant properties of hydroxytyrosyl acetate compared with hydroxytyrosol and their protective capacity against oxidative stress in human neuroblastoma cells. *Journal of Scientific & Industrial Research*, 70(11), 929–937.
- Argenson, C., Regis, S., Jourdain, J., Vaysse, P., 1999. L'olivier. Centre technique interprofessionnel des fruits et légumes (CTIFL), Paris, France, 204 p.
- Averill-Bates, D. A. (2024). Reactive oxygen species and cell signaling. *Biochimica et Biophysica Acta (BBA) - Molecular Cell Research*, 1871(2), 119573. <https://doi.org/10.1016/j.bbamcr.2023.119573>
- Avramidou, E. V., Boutsios, S., Korakaki, E., Malliarou, E., Solomou, A., Petrakis, P. V., & Koubouris, G. (2024). Olive, a Monumental Tree ; Multidimensional Perspective from Origin to Sustainability. In T. K. Uthup & R. Karumamkandathil (Eds.), *Economically Important Trees : Origin, Evolution, Genetic Diversity and Ecology (Sustainable Development and Biodiversity Vol. 37, pp. 51–...)*. Springer Nature Singapore. https://doi.org/10.1007/978-981-97-5940-8_2

B

- Babu, P.V.A. ; Liu, D. Flavonoids and cardiovascular health. In *Complementary and Alternative Therapies and the Aging Population* ; Watson, R.R., Ed. ; Elsevier Inc. : Amsterdam, The Netherlands, 2009 ; pp. 371–392.
- Baccari, S., Elloumi, O., Chaari-Rkhis, A., Fenollosa, E., Morales, M., Drira, N., Ben Abdallah, F., Fki, L., Munné-Bosch, S., & Munné-Bosch, S. (2020). Linking leaf water potential, photosynthesis and chlorophyll loss with mechanisms of photo- and



- antioxidant protection in juvenile olive trees subjected to severe drought. *Frontiers in Plant Science*, 11, Article 614144. <https://doi.org/10.3389/fpls.2020.614144>
- Bakdi, H., Kebbouche-gana, S., Djelali, N., Louhab, K., & Yahiaoui, K. (2021). Valorization of olive tree leaves: Phytochemical and pharmacological characterizations, selection of extracts and formulation of herbal cream. *Algerian Journal of Environmental Science and Technology*, 7(2), 1828-1836.
- Baljak, J., Dekanski, D., Pirković, A., Mitić, N., Rašković, A., Kladar, N., & Jovanović, A. A. (2025). Valorization of Olive Leaf Extract via Tailored Liposomal Carriers: Comparative Analysis of Physicochemical Features, Antioxidant Capacity, and Stability. *Pharmaceuticals*, 18(11), 1639.
- BEN MOUSSA, M. T., CHERIF, R. A., LEKHAL, S., BOUNAB, A., & HADEF, Y. (2022). Dosage des composés phénoliques et détermination de l'activité antioxydante des extraits méthanoliques de *Brochia cinerea* VIS de l'Algérie (Sud-Est). *Algerian Journal of Pharmacy*, 4(1), 49. <https://www.asjp.cerist.dz/en/PresentationRevue/436>
- Bisignano, G., Tomaino, A., Cascio, R. L., Crisafi, G., Uccella, N., & Saija, A. (1999). On the In-vitro Antimicrobial Activity of Oleuropein and Hydroxytyrosol. *Journal of Pharmacy and Pharmacology*, 51(8), 971–974. <https://doi.org/10.1211/0022357991773415>
- Boeing JS, Barizão EO, Silva BCE, Montanher PF, De Cinque Almeida V, Visentainer JV. 2014. Evaluation of solvent effect on the extraction of phenolic compounds and antioxidant capacities from the berries: application of principal component analysis. *Chem Cent J*. 8:48.
- Bonay, M. (2024). Molecular targets of oxidative stress: Focus on the Nrf2 signaling pathway in health and disease. *Antioxidants*, 13(3), 262.
- Borjan, D., Leitgeb, M., Knez, Ž., & Hrnič, M. K. (2020). Microbiological and antioxidant activity of phenolic compounds in olive leaf extract. *Molecules*, 25(24), 5946.
- Borjan, D., Leitgeb, M., Knez, Ž., & Knez Hrnič, M. (2020). Microbiological and antioxidant activity of phenolic compounds in olive leaf extract. *Molecules*, 25(24), 5946. <https://doi.org/10.3390/molecules25245946>
- Brenes, M., García, A., de los Santos, B., Medina, E., Romero, C., de Castro, A., & Romero, F. (2011). Olive glutaraldehyde-like compounds against plant pathogenic bacteria and fungi. *Food Chemistry*, 125(4), 1262–1266. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.10.053>
- Burton, G. J., & Jauniaux, E. (2011). Oxidative stress. Best practice & research Clinical obstetrics & gynaecology, 25(3), 287-299.
- Bushra S, Farooq A, Muhammad A. 2009. Effect of Extraction Solvent/Technique on the Antioxidant Activity of Selected Medicinal Plant Extracts. *Molecules*. 14: 2167-2180

C

- Cavaca, L. A. S., López-Coca, I. M., Silvero, G., & Afonso, C. A. M. (2020). The olive-tree leaves as a source of high-added value molecules : Oleuropein. *Studies in Natural Products Chemistry*, 64, 131–173. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-817903-1.00005-X>



- Cavaca, L. A., López-Coca, I. M., Silvero, G., & Afonso, C. A. (2020). The olive-tree leaves as a source of high-added value molecules: Oleuropein. *Studies in natural products chemistry*, 64, 131-180.
- Chaudhary, P., Janmeda, P., Docea, A. O., Yeskaliyeva, B., Abdull Razis, A. F., Modu, B., Calina, D., & Sharifi-Rad, J. (2023). Oxidative stress, free radicals and antioxidants: Potential crosstalk in the pathophysiology of human diseases. *Frontiers in Chemistry*, 11, 1158198.
- Chen, Y., Meng, Z., Li, Y., Hu, S., Hu, P., & Luo, F. (2024). Advanced glycation end products and reactive oxygen species: uncovering the potential role of ferroptosis in diabetic complications. *Molecular Medicine*, 30, Article 141. <https://doi.org/10.1186/s10020-024-00905-4>
- Cheurfa, M., & Allem, R. (2022). Screening phytochimique et détermination du pouvoir antiinflammatoire in vivo des extraits de *Thymus vulgaris* L., d'*Olea europaea* L. et de *Pistacia lentiscus* L. *Phytothérapie*, 20(5), 315–319. <https://doi.org/10.3166/phyto-2022-0307>
- Cho, W. Y., Kim, D. H., Lee, H. J., Yeon, S. J., & Lee, C. H. (2020). Evaluation of Effect of Extraction Solvent on Selected Properties of Olive Leaf Extract. *Journal of Food Quality*, 2020, Article ID 5323011. <https://doi.org/10.1155/2020/5323011>
- Cho, W. Y., Kim, D. H., Lee, H. J., Yeon, S. J., & Lee, C. H. (2020). Evaluation of effect of extraction solvent on selected properties of olive leaf extract. *Journal of Food Quality*, 2020, 1–7. <https://doi.org/10.1155/2020/3013649>
- Conforti, F., Marrelli, M., Carmela, C., Perri, F., Makeenz, F., Formisano, C., Piozzi, F., & Senatore, F. (2011). Bioactive phytonutrients (omega fatty acids, tocopherols, polyphenols), in vitro inhibition of nitric oxide production and free radical scavenging activity of non-cultivated Mediterranean vegetables. *Food Chemistry*, 129(4), 1413–1419.
- Cor Andrejč, D., Butinar, B., Knez, Ž., & Tomažič, K. (2022). The Effect of Drying Methods and Extraction Techniques on Oleuropein Content in Olive Leaves. *Plants*, 11(7), 865 .
- Crucitti, D., Carimi, F., Caruso, T., & Pacifico, D. (2026). Microbial allies in the olive canopy : Endophyte composition, drivers, and their role in plant protection. *Microbial Ecology*, 89, Article 25. <https://doi.org/10.1007/s00248-025-02676-0>
- Cumaoglu, A., Rackova, L., Stefek, M., Kartal, M., Maechler, P., & Karasu, Ç. (2011). Effects of olive leaf polyphenols against H₂O₂ toxicity in insulin secreting \beta-cells. *Acta Biochimica Polonica*, 58(1), 45–50.

D

Dung NT, Kim JM, Kang SC. 2008. Chemical composition, antimicrobial and antioxidant

E

El, S. N., & Karakaya, S. (2009). Olive tree (*Olea europaea*) leaves : Potential beneficial effects on human health. *Nutrition Reviews*, 67(11), 632–638. <https://doi.org/10.1111/j.1753-4887.2009.00248.x>



- Erfani-Moghadam, J., & Zarei, A. (2025). Calcium and silicon nanofertilizers improved morphological attributes and fatty acid composition in olive ; an insight to synergistic interaction between these elements. *BMC Plant Biology*, 25, Article 997. <https://doi.org/10.1186/s12870-025-07027-2>
- Ezeonwumelu JOC, Omar AN, Ajayi AM, et al (2012) Phytochemical screening, acute toxicity, anti-inflammatory and antipyretic studies of aqueous extract of the root of *Flueggea virosa* (Roxb. Ex Willd.) in rats. *Int J Pharm Biomed Sci* 3 :128–35

F

- Favier A. Le stress oxydant: Intérêt conceptuel et expérimental dans la compréhension des Mécanismes des maladies et potentiel thérapeutique. Mécanismes biochimiques. L'actualité Chimique. 2003: 108-115.
- Food and Agriculture Organization Statistics (FAOSTAT). (n.d.). *FAOSTAT database*. Food and Agriculture Organization of the United Nations. Direct Link.

G

- Geraets L, Moonen HJ, Brauers K, et al (2007) Dietary flavones and flavonoles are inhibitors of poly (ADP-ribose) polymerase-1 in pulmonary epithelial cells. *J Nutr* 137 :2190–5
- Ghanbari, R., Anwar, F., Alkharfy, K. M., Gilani, A. H., & Saari, N. (2012). Valuable nutrients and functional bioactives in different parts of olive (*Olea europaea* L.)—A review. *International Journal of Molecular Sciences*, 13(3), 3291-3340. <https://doi.org/10.3390/ijms13033291>
- Ghedira, K. (2008). L'olivier. *Phytothérapie*, 6(2), 83–89. <https://doi.org/10.1007/s10298-008-0294-2>
- Ghomari, O., Sounni, F., Massaoudi, Y., Ghanam, J., Drissi Kaitouni, L. B., Merzouki, M., & Benlemlih, M. (2019). Phenolic profile (HPLC-UV) of olive leaves according to extraction procedure and assessment of antibacterial activity. *Biotechnology Reports*, 23, e00347. <https://doi.org/10.1016/j.btre.2019.e00347>
- Granados-Principal, S. ; Quiles, J.L. ; Ramirez-Tortosa, C.L. ; Sanchez-Rovira, P. ; Ramirez-Tortosa, M.C. Hydroxytyrosol : From laboratory investigations to future clinical trials. *Nutr. Rev.* 2010, 68, 191–206. <https://doi.org/10.1111/j.1753-4887.2010.00278.x>
- Granados-Principal, S., Quiles, J. L., Ramirez-Tortosa, C. L., Sanchez-Rovira, P., & Ramirez-Tortosa, M. C. (2010). Hydroxytyrosol : From laboratory investigations to future clinical trials. *Nutrition Reviews*, 68(4), 191–206. <https://doi.org/10.1111/j.1753-4887.2010.00275.x>
- Green, P., 2002. A revision of *Olea* L. (Oleaceae). *Kew Bulletin* : 91-140.
- Gullón, B., Gullón, P., Eibes, G., Cara, C., De Torres, A., López-Linares, J. C., Ruiz, E., & Castro, E. (2018). Valorisation of olive agro-industrial by-products as a source of bioactive compounds. *Science of The Total Environment*, 645, 533–542. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2018.07.155>



H

- Hamdaoui, M. (2025). Criblage phytochimique et activité antimicrobienne des extraits aqueux et méthanolique des feuilles de l'olivier (*Olea europaea* L.) [Mémoire de master, Université Abdelhamid Ibn Badis-Mostaganem].
- Haleng, J., Pincemail, J., Defraigne, J. O., Charlier, C., & Chapelle, J. P. (2007). Le stress oxydant. *Revue médicale de Liège*, 62(10).
- Hashmi, M. A., Khan, A., Hanif, M., Farooq, U., & Perveen, S. (2015). Traditional uses, phytochemistry, and pharmacology of *Olea europaea* (Olive). *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*, 2015, Article ID 541591, 1–29. <https://doi.org/10.1155/2015/541591>
- Havsteen, B. H. (2002). The biochemistry and medical significance of the flavonoids. *Pharmacology & Therapeutics*, 96(2-3), 67–202. [https://doi.org/10.1016/S0163-7258\(02\)00298-X](https://doi.org/10.1016/S0163-7258(02)00298-X)
- Heimler, D., Vignolini, P., Dini, M. G., & Romani, A. (2005). Rapid tests to assess the antioxidant activity of *Phaseolus vulgaris* L. dry beans. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 53(8), 3053–3056. <https://doi.org/10.1021/jf049001r>
- Hong, Y., Boiti, A., Vallone, D., & Foulkes, N. S. (2024). Reactive oxygen species signaling and oxidative stress: transcriptional regulation and evolution. *Antioxidants*, 13(3), 312. <https://doi.org/10.3390/antiox13030312>

I

- I. Casaburi, F. Puoci, A. Chimento et al., “Potential of olive oil phenols as chemopreventive and therapeutic agents against cancer : a review of in vitro studies,” *Molecular Nutrition & Food Research*, vol. 57, no. 1, pp. 71–83, 2013.
- I.O. Sherif, M.M.H. Al-Gayyar, Oleuropein potentiates anti-tumor activity of cisplatin against HepG2 through affecting proNGF/NGF balance, *Life Sci.* 198 (2018) 87–93.
- Institut Technique de l'Arboriculture Fruitière et de la Vigne (ITAFV). (2023). *Catalogue des variétés algériennes de l'olivier 2023* [Catalog of Algerian Olive Varieties 2023]. Direct Link.

J

- Jemai, H., Fki, I., Bouaziz, M., Bouallagui, Z., El Feki, A., Isoda, H., & Sayadi, S. (2008). Lipid-lowering and antioxidant effects of hydroxytyrosol and its triacetylated derivative recovered from olive tree leaves in cholesterol-fed rats. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 56(8), 2630–2636. <https://doi.org/10.1023/jf0731406>
- Jomova, K., Raptova, R., Alomar, S. Y., Alwasel, S. H., Nepovimova, E., Kuca, K., & Valko, M. (2023). Reactive oxygen species, toxicity, oxidative stress, and antioxidants: chronic diseases and aging. *Archives of Toxicology*, 97(10), 2499–2574. <https://doi.org/10.1007/s00204-023-03562-9>



K

- Kehili, N. (2018). L'effet protecteur d'un antioxydant naturel contre le stress oxydatif induit par le chlorure de cadmium (Thèse de doctorat, Université Badji Mokhtar, Annaba, Algérie).
- Khadivi, A., Mirheidari, F., Moradi, Y., & Paryan, S. (2022). Identification of the promising olive (*Olea europaea* L.) cultivars based on morphological and pomological characters. *Food Science & Nutrition*, 10, 1299–1311. <https://doi.org/10.1002/fsn3.2764>
- Khelouf, I., Karoui, I. J., Lakoud, A., Hammami, M., & Abderrabba, M. (2023). Comparative chemical composition and antioxidant activity of olive leaves (*Olea europaea* L.) of Tunisian and Algerian varieties. *Heliyon*, 9(12), e22217. <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2023.e22217>
- Krishnamurthy, H. K., Pereira, M., Rajavelu, I., Jayaraman, V., Krishna, K., Wang, T., Bei, K., & Rajasekaran, J. J. (2024). Oxidative stress: fundamentals and advances in quantification techniques. *Frontiers in Chemistry*, 12, 1470458. <https://doi.org/10.3389/fchem.2024.1470458>.

L

- Lahcene, S., Moualek, I., Bariz, K., Benramdane, E., Alenazy, R., Alqasmi, M., Almufarriji, F. M., Thabet, M., Fallata, G., Alqurainy, N., Saoudi, B., Sadoun, N., Trabelsi, L., & Houali, K. (2025). Antioxidant and Antibacterial Activities and Phytochemical Analysis of *Olea europaea* subsp. *Laperrinei* Leaves Extracts. *Processes*, 13(4), 1113. <https://doi.org/10.3390/pr13041113>
- Lavee, S., 1997. Biology and physiology of the olive. *Olive Encyclopaedia*, International Olive Oil Council, Principe de Vergara, 154, 28002 Madrid, Spain.
- Li, T., Wu, W., Zhang, J., Wu, Q., Zhu, S., Niu, E., Wang, S., Jiang, C., Liu, D., & Zhang, C. (2023). Antioxidant capacity of free and bound phenolics from olive leaves: In vitro and in vivo responses. *Antioxidants*, 12(12), 2033.
- Lins, P. G., Pugine, S. M. P., Scatolini, A. M., & de Melo, M. P. (2018). In vitro antioxidant activity of olive leaf extract (*Olea europaea* L.) and its protective effect on oxidative damage in human erythrocytes. *Heliyon*, 4(4), e00805. <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2018.e00805>
- Lins, P. G., Pugine, S. M. P., Scatolini, A. M., & de Melo, M. P. (2020). Antioxidant actions of olive leaf extract (*Olea europaea* L.) on reactive species scavengers. *Journal of Analytical & Pharmaceutical Research*, 9(2), 68–71. <https://doi.org/10.15406/japlr.2020.09.00355>
- Loussert, R., Brousse, G., 1978. L'olivier : Techniques agricoles et productions méditerranéennes. G.P. Maisonneuve et Larose, Paris, 464 p.
- Lushchak, V. I., & Storey, K. B. (2021). Oxidative stress concept updated: Definitions, classifications and regulatory pathways implicated. *EXCLI Journal*, 20, 956–967.



M

- M. Adnan, R. Bibi, S. Mussarat, A. Tariq, and Z. K. Shinwari, "Ethnomedicinal and phytochemical review of Pakistani Medicinal plants used as antibacterial agents against *Escherichia coli*," *Annals of Clinical Microbiology and Antimicrobials*, vol. 13, No. 1, article 40, 2014.
- M. de Bock, J. G. B. Derraik, C. M. Brennan et al., "Olive (*Olea europaea* L.) leaf polyphenols improve insulin sensitivity in middle-aged overweight men: a randomized, placebocontrolled, crossover trial," *PLoS ONE*, vol. 8, no. 3, Article ID e57622, 2013.
- M. X. L. Shu, "Olea," *Flora of China*, vol. 15, pp. 295–298, 1996.
- MADR, 2018. Ministère de l'agriculture et du développement rural.
- Manjeet KR, Ghosh B (1999) Quercetin inhibits LPS-induced nitric oxide and tumor necrosis factor-alpha production in murine macrophages. *Int J Immunopharmacol* 21 :435–43
- Markhali, F. S., Teixeira, J. A., & Rocha, C. M. R. (2020). Olive Tree Leaves—A Source of Valuable Active Compounds. *Processes*, 8(11), 1177. <https://doi.org/10.3390/pr8091177>
- Márquez, K., Márquez, N., Ávila, F., Cruz, N., Burgos-Edwards, A., Pardo, X., & Carrasco, B. (2022). Oleuropein-Enriched Extract From Olive Mill Leaves by Homogenizer-Assisted Extraction and Its Antioxidant and Antiglycating Activities. *Frontiers in Nutrition*, 9, 895070.
- Martínez-Navarro, M. E., Cebrián-Tarancón, C., Salinas, M. R., & Alonso, G. L. (2022). Evolution of Oleuropein and Other Bioactive Compounds in Arbequina Olive Leaves under Different Agronomic Conditions. *Horticulturae*, 8(6), 530.
- Martínez-Navarro, M. E., Kaparakou, E. H., Kanakis, C. D., Cebrián-Tarancón, C., Alonso, G. L., Salinas, M. R., & Tarantilis, P. A. (2023). Quantitative determination of the main phenolic compounds, antioxidant activity, and toxicity of aqueous extracts of olive leaves of Greek and Spanish genotypes. *Horticulturae*, 9(1), 55.
- Muzzalupo, I., Micali, S., 2015. *Agricultural and Food Biotechnology of Olea europaea and Stone Fruits*. Bentham Science Publishers, 485 p.

N

- N. Talhaoui, A. Taamalli, A.M. Go'mez-Caravaca, A. Ferná'ndez-Gutierrez, A. SeguraCarretero, *Food Res. Int.* 77 (2015) 92–108.
- Nasser, M., As-sadi, F., Jaafar, F., Kanaan, H., Hijazi, A., Chokr, A., & Rammal, H. (2016). Antibacterial, antioxidant and antiproliferative activities of the hydroalcoholic extract of the Lebanese plant: *Ephedra campylopoda*. *International Research Journal of Pharmacy*, 7(12), 22–26. <https://doi.org/10.7897/2230-8407.0712141>
- Noori, S. (2012). An Overview of Oxidative Stress and Antioxidant Defensive System. *Open Access Scientific Reports*, 1(8), 1-9. doi:10.4172/scientificreports.413



O

- O.-H. Lee, B.-Y. Lee, Antioxidant and antimicrobial activities of individual And combined phenolics in *Olea europaea* leaf extract, *Bioresour. Technol.* 101 (2010) 3751-3754.
- Omar, S. H. (2010). Oleuropein in olive and its pharmacological effects. *Scientia Pharmaceutica*, 78(2), 133–154. <https://doi.org/10.3797/scipharm.0912-18>
- Önder, D., Erdoğan, Ü., & Önder, S. (2023). Comparison of biochemical and antioxidant activities of ultrasonic-assisted extraction with different solvents in olive leaf. *Biotech Studies*, 32(1), 31–40. <https://doi.org/10.38042/biotechstudies.1274148>

P

- P. Xie, L. Huang, C. Zhang, Y. Zhang, Phenolic compositions, and antioxidant performance of olive leaf and fruit (*Olea europaea* L.) extracts and their structure-activity relationships, *J. Funct. Foods* 16 (2015) 460-471.
- Pacheco Torres, P. (2025). Dissecting the Role of Oxidative Stress in Spinal Muscular Atrophy (SMA) (Doctoral thesis, University of Hertfordshire). University of Hertfordshire Research Archive.
- Pagnol, J., 1975. L'olivier. Librairie Lavoisier, 3^{ème} édition, France, Pp. 17-150.
- Pennisi, R., Ben Amor, I., Gargouri, B., Attia, H., Zaabi, R., Ben Chira, A., Saoudi, M., Piperno, A., Trischitta, P., Tamburello, M. P., & Sciortino, M. T. (2023). Analysis of antioxidant and antiviral effects of olive (*Olea europaea* L.) leaf extracts and pure compound using cancer cell model. *Biomolecules*, 13(12), 1732. <https://doi.org/10.3390/biom13121732>
- Pizzino, G., Irrera, N., Cucinotta, M., Pallio, G., Mannino, F., Arcoraci, V., Squadrito, F., Altavilla, D., & Bitto, A. (2017). Oxidative stress: Harms and benefits for human health. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity*, 2017, 8416763. <https://doi.org/10.1155/2017/8416763>

R

- Rashed, S. A., Saad, T. I., & El-Darier, S. M. (2022). Potential aptitude of four olive cultivars as anticancer and antioxidant agents: oleuropein content. *Rendiconti Lincei. Scienze Fisiche e Naturali*, 33, 195–203
- Rietjens, S. J., Bast, A., & Haenen, G. R. M. M. (2007). New insights into controversies on the antioxidant potential of the olive oil antioxidant hydroxytyrosol. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 55(18), 7609–7614.
- Roudsari MH. 2007. Subcritical water extraction of antioxidant compounds from canola meal, M.Sc. these de doctorat: Université de Saskatchewan, Saskatoon (USA).

S

- S. I. Ali and Agricultural Research Council, *Flora of Pakistan*, Pakistan Agricultural Research Council, 1982.



- S. Milanizadeh, M. R. Bigdeli, B. Rasoulilian, and D. Amani, "The effects of olive leaf extract on antioxidant enzymes activity and tumor growth in breast cancer," *Thrita*, vol. 3, no. 1, Article ID e12914, 2014.
- Saad, A., Manel, L., Cheyma, S., & Saied, S. (2023). Key factors influencing olive yields for sustainable development in arid regions of Djelfa and M'sila, Algeria. *Sustainable Development*, 13(2). Crossref.
- Şahin, S., & Bilgin, M. (2018). Olive tree (*Olea europaea* L.) leaf as a waste by-product of table olive and olive oil industry : A review. *Journal of the Science of Food and Agriculture*. Advance online publication. <https://doi.org/10.1002/jsfa.8619>
- Şahin, S., & Bilgin, M. (2018). Olive tree (*Olea europaea* L.) leaf as a waste by-product of table olive and olive oil industry: a review. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 98(4), 1271-1279.
- Sajid ZI, Anwar F, Shabir G, Rasul G, Alkharfy KM, Gilani AH. 2012. Antioxidant, antimicrobial properties and phenolics of different solvent extracts from bark, leaves and seeds of *Pongamia pinnata* (L.) pierre. *Molecules*. 17: 3917-3932.
- Sánchez-Gutiérrez, M., Bascón-Villegas, I., Rodríguez, A., Pérez-Rodríguez, F., Fernández-Prior, Á., Rosal, A., & Carrasco, E. (2021). Valorisation of *Olea europaea* L. Olive Leaves through the Evaluation of Their Extracts : Antioxidant and Antimicrobial Activity. *Foods*, 10(5), 966. <https://doi.org/10.3390/foods10050966>
- Santosh, M. K., Shaila, D., Chandrakumar, T., Rajyalakshmi, I., & Sanjeeva Rao, I. (2005). Physicochemical and Phytochemical Examination of Medicinal Plants Used in Indigenous System of Medicine. *E-Journal of Chemistry*, 2(2), 142–151.
- Scherer R, Godoy HT. 2009. Antioxidant activity index (AAI) by the 2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl method. *Food Chemistry*. 122 : 654-658.
- Sejali, S. N. F., & Anuar, M. S. (2011). Effect of Drying Methods on Phenolic Contents of Neem (*Azadirachta indica*) Leaf Powder. *Journal of Herbs, Spices & Medicinal Plants*, 17(2), 119–131.
- Sies, H. (2020). Oxidative stress: a concept in redox biology and medicine. *Redox Biology*, 28, 101400. DOI : 10.1016/j.redox.2019.101400
- Soares, AA, Marques de Souza CG, Daniel FM, Ferrari GP, Gomes da Costa SM, and RM Peralta. 2009. Antioxidant activity and total phenolic content of *Agaricus brasiliensis* (*Agaricus blazei* Murril) in two stages of maturity. *Food Chemistry*. 112 : 775-781.
- Sousa, A., Ferreira, I. C. F. R., Calhelha, R., Andrade, P. B., Valentão, P., Seabra, R., Estevinho, L., Bento, A., & Pereira, J. A. (2006). Phenolics and antimicrobial activity of traditional stoned table olives "alcaparra". *Bioorganic & Medicinal Chemistry*, 14(24), 8533–8538. <https://doi.org/10.1016/j.bmc.2006.08.028>
- Sudjana, A. N., D'Orazio, C., Ryan, V., Rasool, N., Ng, J., Islam, N., Riley, T. V., & Hammer, K. A. (2009). Antimicrobial activity of commercial *Olea europaea* (olive) leaf extract. *International Journal of Antimicrobial Agents*, 33(5), 461–463. <https://doi.org/10.1016/j.ijantimicag.2008.10.026>

T

- Tanette2. (2010, 15 juin). L'olivier en fleurs. Pigeonnieresplendy2. <http://tanette2.blogspot.com/2010/06/lolivier-en-fleurs.html>



- Tarchi, I. (2025). Valorisation des extraits de feuilles d'olivier: effets sur les propriétés physico-chimiques, microbiologiques et rhéologiques des yaourts et fromages (Doctoral dissertation, Université Clermont Auvergne; Université de Sfax (Tunisie)).
- Thielmann, J., Kohnen, S., & Hauser, C. (2017). Antimicrobial activity of *Olea europaea* Linné extracts and their applicability as natural food preservative agents. *International Journal of Food Microbiology*, 251, 48–66. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2017.03.019>

V

- V. Goulas, V. Exarchou, A. N. Troganis et al., “Phytochemicals in olive-leaf extracts and their antiproliferative activity against cancer and endothelial cells,” *Molecular Nutrition and Food Research*, vol. 53, no. 5, pp. 600–608, 2009.
- V. Goulas, V.T. Papoti, V. Exarchou, M.Z. Tsimidou, I.P. Gerothanassis, Contribution of flavonoids to the overall radical scavenging activity of olive (*Olea europaea* L.) leaf polar extracts, *J. Agric. Food Chem.* 58 (2010) 3303–3308.

Y

- Yadav, M., Chatterji, S., Gupta, S. K., & Watal, G. (2014). Preliminary phytochemical screening of six medicinal plants used in traditional medicine. [Étude citée dans une évaluation antibactérienne et antioxydante].

Annexe 1 :

Matériels, produits et réactifs dans l'étude.

Instruments et appareils	Produits et Réactifs
Boite de petrie en verre	Ethanol 69%
Agitateur magnétique	Ethanol 70 %
Barreau magnétique	Eau distillée
Vortex	Chloroforme
Erlenmeyer	Chlorure ferrique FeCl_3
Becher	Acétate de sodium
Entonnoir	Acétate de plomb
Papier filtre	Hydroxyde de sodium NaOH
Tubes à hémolyse en verre	Carbonate de sodium (Na_2CO_3)
Tubes à essai	Trichlorure d'aluminium (AlCl_3)
Bain marie	Nitrite de sodium (NaNO_2)
Pipette	Acide chlorhydrique HCl
Fiole jaugée	Acide sulfurique
Spectrophotomètre	Acide ascorbique
Cuve	Acide gallique
Embouts	Acide acétique
Portoir de tube	Folin-Ciocalteu
Spatule	Benzène
Micro pipette	Vanilline
Propipette	Quercétin
Papier aluminium	Catéchine
Flacon sombre	DPPH
Balance	
Balance précise	

Annexe 2 :

Composition des principaux réactifs utilisés au cours de l'étude.

Réactifs	Compositions
Folin-Ciocalteu	Le réactif de Folin-Ciocalteu est une solution acide de couleur jaune contenant un mélange d'acides phosphotungstique et phosphomolybdique. En présence de composés phénoliques, ce réactif est réduit, entraînant la formation d'oxydes bleus de tungstène et de molybdène responsables de la coloration bleue observée.
Vanilline	La vanilline (4-hydroxy-3-méthoxybenzaldéhyde) est le principal composé aromatique de la vanille. Sa formule brute est $C_8H_8O_3$. Elle est constituée d'un noyau benzénique lié à trois groupes fonctionnels : un aldéhyde, un hydroxyle (phénol) et un méthoxyle (éther). 1. Composition Chimique Formule chimique : $C_8H_8O_3$ Masse molaire : 152,15 g/mol Structure moléculaire : Carbone (63,15%), Hydrogène (5,3%), Oxygène (31,55%).
Trichlorure d'aluminium	Le trichlorure d'aluminium (chlorure d'aluminium, $AlCl_3$) est un composé inorganique formé d'un atome d'aluminium et de trois atomes de chlore ($AlCl_3$). Il se décline principalement sous deux compositions distinctes, chacune ayant des propriétés et des utilisations spécifiques. • Forme anhydre ($AlCl_3$) : C'est un solide cristallin blanc (M= 133,34 g/mol). • Forme hydratée (Hexahydrate : $AlCl_3 \cdot 6H_2O$) : Cette composition contient six molécules d'eau d'hydratation. Elle se présente sous forme de cristaux jaunes ou blancs, très solubles dans l'eau (M=241,43 g/mol).
DPPH	Le DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle) est un radical libre stable utilisé pour mesurer l'activité antioxydante d'extraits naturels ou de molécules pures. Sa composition chimique de base est $C_{18}H_{12}N_5O_6$, et son principe repose sur la décoloration d'une solution violette en jaune pâle lors du transfert d'hydrogène. Traduit en arabe

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

جامعة عبد الحميد بن باديس - مستغانم -
كلية علوم الطبيعة والحياة

تصريح شرقي خاص بالالتزام بقواعد النزاهة العلمية
لإنجاز البحث

أنا الممضي أدناه،

الطالب(ة): توام خديجة رقم التسجيل الجامعي: 202132009778

الحامل لبطاقة التعريف الوطنية رقم: .. 110031120003170004 ... والصادرة بتاريخ: 2023/01/11

عن سنجاس - الشلف
المسجل ب كلية علوم الطبيعة والحياة / قسم البيولوجيا

شعبة البيولوجيا / التخصص الميكروبيولوجيا التطبيقية
والمكلف بإنجاز مذكرة ماستر بعنوان:

Potentiel Antioxydant et Activité de Piégeage des Radicaux Libres d'Extraits de Feuilles d'Olivier :

Corrélation avec la Teneur en Polyphénols Totaux

أصرح بشرفي أنني ألتزم بمراعاة المعايير العلمية والمنهجية ومعايير الأخلاقيات العلمية والنزاهة الأكاديمية
المطلوبة في إنجاز البحث ، وأتحمل المسؤولية الشخصية عن كل المحتوى المتضمن في البحث المذكور أعلاه .

التاريخ: 2026/10/10

إمضاء المعني



* ملحق القرار الوزاري رقم 933 المؤرخ في 28 جويلية 2016 الذي يحدد القواعد المتعلقة بالوقاية من السرقة العلمية ومكافحتها.

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

جامعة عبد الحميد بن باديس - مستغانم
كلية علوم الطبيعة والحياة

تصريح شرفي خاص بالالتزام بقواعد النزاهة العلمية
لإنجاز البحث

أنا الممضي أدناه،
الطالب(ة): شالقو وسام رقم التسجيل الجامعي:
202138052904.

الحامل لبطاقة التعريف الوطنية رقم: 110021083001790003 والصادرة بتاريخ:
.....2025/ 03/01.....

عن..... بلدية المحمدية _ معسكر
المسجل ب كلية علوم الطبيعة والحياة / قسم : البيولوجيا
شعبة البيولوجيا / التخصص الميكروبيولوجيا التطبيقية

والمكلف بإنجاز مذكرة ماستر بعنوان:

Potentiel Antioxydant et Activité de Piégeage des Radicaux Libres
d'Extraits de Feuilles d'Olivier : Corrélation avec la Teneur en Polyphénols
Totaux

أصرح بشرفي أنني ألتزم بمراعاة المعايير العلمية والمنهجية ومعايير الأخلاقيات العلمية والنزاهة الأكاديمية
المطلوبة في إنجاز البحث ، وأتحمل المسؤولية الشخصية عن كل المحتوى المتضمن في البحث المذكور أعلاه .

التاريخ:

.....2026/06/10.....

إمضاء المعني

