



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

جامعة محمد البشير الإبراهيمي برج بوعريريج
Université Mohammed El Bachir El Ibrahimi B.B.A

كلية علوم الطبيعة والحياة وعلوم الأرض والكون
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et des Sciences de la Terre et de l'Univers

قسم العلوم البيولوجية
Département des Sciences Biologiques



Mémoire

En vue de l'obtention du diplôme de Master

Domaine des Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Biochimie

Intitulé :

Evaluation de l'activité antioxydante et anti-inflammatoire de
l'extrait brut de *Corchorus olitorius* L.

Présenté par :

Bouderbala Ismahene & Reffas Imene

Soutenu le 11/06/2024, Devant le Jury :

Présidente :	Mme. MEZITI Asma	MCA	Université de Bordj Bou Arreridj
Encadrante :	Mme. FATMI Widad	MCA	Université de Bordj Bou Arreridj
Examinatrice :	Mme. BOUMAIZA Souad	MAA	Université de Bordj Bou Arreridj

Année Universitaire 2023/2024

Remerciements

Nos remerciements, d'abord à **Dieu** le tout puissant, pour la volonté, la santé, le courage et la patience qu'il nous a donné durant toutes ces années.

الحمدُ لله الذي ما انتهى دَرَبٌ ولا خُتِمَ جُهْدٌ ولا تَمَّ سَعْيٌ إلا بفضلِهِ وكرَمِهِ، فالحمدُ لله قَوْلًا وفعلاً وشُكْرًا ورضىً

Nous remercions sincèrement, **Mme MEZITI Asma** pour nous avoir fait l'honneur de présider le jury. Nous souhaitons lui exprimer notre sincère gratitude.

Très chanceuses d'avoir eu comme encadreur l'honorable **Mme FATMI Widad** on la remercie tout particulièrement pour son acceptation de nous encadrer, pour le temps qu'elle nous a consacré, pour la confiance qu'elle nous a accordée, pour sa compréhension, sa patience, ses relectures et ses conseils précieux, pour sa disponibilité à tout instant et pour ses orientations judicieuses, le chemin aurait été beaucoup plus ardu sans sa présence.

A **Mme. BOUMAIZA Souad**, qui a accepté d'évaluer ce travail. Nous souhaitons également lui exprimer notre sincère reconnaissance et notre gratitude.

Nous tenons à remercier sincèrement Monsieur **Mekhoukh Nasreddine** pour sa participation tout au long des travaux, pour sa patience, pour son orientation, pour ses encouragements, et surtout pour ses conseils avisés, afin de nous permettre d'obtenir Travail terminé.

A **SAHLI Ismahane Sabrina** pour les efforts, l'amour et la disponibilité qu'il a consentie afin de nous aider à réussir notre travail et lui exprimons notre gratitude et notre profond respect.

Nous tenons à remercier également les ingénieurs de laboratoire microbiologie les autres ingénieurs.

Merci à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à rendre ce travail possible.

Dédicace

*Je commence ma dédicace Au nom d'ALLAH, le tout puissant, le clément, le très
miséricordieux et son prophète Mohammed (paix et salut sur lui)*

Je dédie ce modeste travail

*À mes très chers parents **Nadia et Lahcen**, Pour leurs efforts et leurs sacrifices durant toute
ma vie, leurs encouragements et soutien pour persévérer jusqu'à l'aboutissement de ce
travail,*

***Maman chérie** la lumière de mes jours, ma vie et mon bonheur qui n'a cessé de nourrir
l'ambition de me conduire au succès. Reçois ma profonde gratitude.*

***Mon cher père** qui s'est sacrifié pour moi, celui qui m'a toujours aidé pendant toutes les
années d'étude.*

Que vous trouvez dans ce travail, le fruit de vos efforts et vos sacrifices

*À ma chère sœur **Houda** merci d'être cette épaule sur laquelle je peux toujours compter*

*À ma précieuse sœur **Soumia***

*À ma nièce **Rifel** et mes chers neveux que le fruit de mes efforts soit pour eux une source
d'inspiration et de motivation*

*À mes compagnons avec qui j'ai ri et pleurée (**Zaki, Bilel, Imad, Souhila, Abla, Youcef,
Mohammed, Tamani, Aicha, Maria, Chahinez**) Pour chaque sourire, chaque rire, chaque
moment partagé, je vous dis merci.*

*À toutes mes copines **Kenza, Yousra, Ines, Meriem, Khawla***

*À la personne la plus gentille au monde **Soumia Ouerem** merci pour ton soutien et pour nos
éclats de rire*

*À la personne qui a toujours illuminer mes journées, **Hiba** merci de croire en moi, même
quand je doute de moi-même*

*A ma chère amie **Imene** avant d'être mon binôme, pour sa patience durant ce travail,*

pour tous les moments agréables qu'on a les passés ensemble

Et à tous ceux que je n'ai pas cités mais que je n'oublie pas...

Ismahene

Dédicace

À l'aide de dieu ''Allah'' tout puissant

Qui m'a tracé le chemin de ma vie,

J'ai pu réaliser ce travail.

*Je dédie entièrement ce travail à mon père (**Amar**) et à ma mère (**Kamir**), Les plus grandes sources de mon bonheur, pour leur amour inestimable, leur présence, leur sacrifice, leur confiance, leur soutien et toutes les valeurs qu'ils m'ont inculquées. Je souhaite que vous restiez toujours près de moi et que Dieu vous protège et vous donne bonne santé.*

*A ma très chère et unique sœur **Farida**.*

*A mon très cher et unique frère **Aymen**.*

Pour leurs mots d'encouragement et leur soutien moral.

*A toute ma famille : **mes tantes** et **mes oncles** maternelle et paternelle.*

*A ma chère binôme **Ismahene** avec qui j'ai partagé les bons et les durs moments.*

*A tous mes amies : **Souhayla, Amel, Abla, Romaysa** qui m'ont beaucoup aidé et m'ont encouragé à ne jamais abandonner, un grand merci à vous.*

*A mes collègues de promo qui ont cru en moi et qui m'ont toujours encouragé, et avec qui j'ai passé des années inoubliables : **Bilel, zakaria, Mohamed, Maria, Aicha, Chahinez, Tamani, Manel**.*

À tous ceux qui, ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce modeste travail.

Imene

Table des matières

Remerciements et dédicaces

Table des matières

Liste des tableaux

Liste des figures

Liste d'abréviation

Introduction	1
Matériel et méthodes	5
1. Matériel	5
1.1. Matériel végétale.....	5
1.1.1. Description botanique de la plante	5
1.1.2. Noms vernaculaires	6
1.1.3. Répartition géographique	7
1.1.4. Localisation géographique et caractéristiques climatiques de la zone de récolte	7
1.2. Souches fongiques utilisées	8
2. Méthodes	9
2.1. Préparation de la poudre végétale	9
2.2. Analyse physico-chimique de la plante	9
2.2.1. Détermination du taux d'humidité.....	9
2.2.2. Détermination du taux de cendres	9
2.3. Analyse phytochimique quantitative	10
2.3.1. Préparation de l'extrait brut.....	10
2.3.2. Dosage des polyphénols totaux	12
2.3.3. Dosage des flavonoïdes	12
2.3.4. Dosage des tannins condensés.....	14
2.4. Evaluation de l'activité antioxydante in-vitro.....	15
2.4.1. Capacité antioxydante totale (CAT)	15
2.4.2. Piégeage du radical DPPH.....	16
2.4.3. Réduction du fer : FRAP (Ferric Reducing Antioxidant power).....	17
2.5. Evaluation de l'activité anti-inflammatoire in vitro.....	18
2.5.1. Inhibition de la dénaturation de l'ovalbumine.....	18
2.6. Evaluation de l'activité antifongique	19
2.6.1. Préparation du milieu de culture.....	19
2.6.2. Méthode des puits de diffusion sur gélose.....	19

2.7. Analyse statistique des résultats	20
Résultats et discussion	21
1. Analyse physico-chimique de la plante.....	21
1.1. Détermination du taux d'humidité.....	21
1.2. Détermination du taux de cendre	21
2. Etude phytochimique.....	22
2.1. Rendement d'extraction	22
2.2. Teneur en polyphénols totaux.....	23
2.3. Teneur en flavonoïde	24
2.4. Teneur en tanins condensés	25
3. Evaluation de l'activité antioxydante in-vitro	25
3.1. Capacité antioxydante totale (CAT)	25
3.2. Piégeage du radical libre DPPH	26
3.3. Réduction du fer : FRAP (Ferric Reducing Antioxidant power).....	27
4. Evaluation de l'activité anti-inflammatoire in vitro	29
4.1. Inhibition de la dénaturation de l'ovalbumine	29
5. Activité antifongique.....	30
Conclusion.....	33

Références bibliographiques

Annexes

Résumé

Liste des tableaux

Tableau I: Taxonomie de <i>Corchorus olitorius</i> L.	6
Tableau II: Rendement, aspect et couleur d'extrait de feuilles de <i>Corchorus olitorius</i> L.....	23
Tableau III: La teneur en polyphénols, flavonoïdes et tannins condensés dans l'extrait de <i>Corchorus olitorius</i> L.	23
Tableau IV: Diamètres des zones d'inhibition (mm).....	31

Liste de figures

Figure 1. Feuilles de <i>Corchorus olitorius</i> L.	5
Figure 2. Fleurs et fruits de <i>Corchorus olitorius</i>	6
Figure 3. Répartition géographique de <i>Corchorus olitorius</i>	7
Figure 4. Localisation géographique de la région de récolte.....	8
Figure 5. Schéma de protocole d'extraction.	11
Figure 6. Structure de base des flavonoïdes	13
Figure 7. Structure chimique (a) d'un tanin condensé (proanthocyanidine) et (b) d'un tanin hydrolysable (1,2,3-tri-O-galloyl- β -D-glucose)	14
Figure 8. Réaction de réduction du radical DPPH•	16
Figure 9. Mécanisme réactionnel intervenant lors du test FRAP entre le complexe tripyridylstri-azine ferrique Fe ⁺³ -TPTZ et un antioxydant (AH)	17
Figure 10. Taux d'humidité des feuilles de <i>Corchorus olitorius</i>	21
Figure 11. Taux de cendre des feuilles de <i>Corchorus olitorius</i>	22
Figure 12. Extraits bruts des feuilles de <i>Corchorus olitorius</i> L.	22
Figure 13. Capacité antioxydante totale d'extrait de feuilles de <i>Corchorus olitorius</i> L.....	26
Figure 14. Activité scavenger de l'extrait hydrométhanolique de <i>Corchorus olitorius</i> L. à l'égard du radical DPPH.....	27
Figure 15. Pouvoir réducteur du fer ferrique de l'extrait de <i>Corchorus olitorius</i> L.....	28
Figure 16. Pourcentages d'inhibition de la dénaturation d'ovalbumine à différentes concentrations de l'extrait de <i>Corchorus olitorius</i> L. et de Diclofénac.	29
Figure 17. Résultats de l'activité antifongique d'extrait de <i>Corchorus olitorius</i> L. sur les souches <i>Aspergillus sp</i> et <i>Penicillium sp</i>	31

Liste des abréviations

AINS :	Anti-inflammatoire non stéroïdien.
AlCl₃ :	Chlorure d'aluminium.
DPPH :	2,2- diphényle-1-picrylhydrazyl.
EAA :	Equivalant acide ascorbique.
EAG :	Equivalant acide gallique.
EQ :	Equivalant quercétine.
EC :	Equivalant catéchine
ES :	Extrait sec.
Fe²⁺ :	Ion ferreux.
Fe³⁺ :	Ion ferrique.
FeCl₃ :	Chlorure de fer.
FRAP:	Pouvoir antioxydant de réduction ferrique.
H :	Humidité.
IC50 :	Concentration inhibitrice à 50%.
K₃Fe (CN)₆ :	Ferricyanure de potassium.
MeOH:	Méthanol.
MoO₄²⁻ :	Molybdate.
MoO²⁺ :	Molybdène.
Na₂CO₃ :	Carbonate de sodium.
PDA:	Potato dextrose agar.
Rpm:	Rotation par minute.
TAC :	Capacité antioxydante totale.
TC :	Taux de cendre.
TCA :	Acide trichloroacétique.

Introduction

Introduction

Malgré les progrès de la pharmacologie, l'usage thérapeutique des plantes médicinales demeure très répandu dans certains pays du monde, en particulier ceux en voie de développement où l'absence d'un système médical moderne est notable. Selon l'OMS, entre 65% et 80% de la population de ces pays à recours à ces plantes pour leurs soins de santé (Nsemi, 2010).

La phytothérapie, également connue sous le nom de médecine par les plantes (Verbois, 2015), est une approche allopathique visant à prévenir et traiter certains troubles fonctionnels et/ou états pathologiques à l'aide de plantes, de parties de plantes ou de préparations végétales (Chabrier *et al.*, 2010). En effet, on estime qu'il existe environ 500 000 espèces de plantes sur terre, parmi lesquelles 80 000 possèdent des propriétés médicinales (Benkhniqie *et al.*, 2010).

L'Algérie est célèbre pour sa variété de plantes médicinales et aromatiques, ainsi que pour leurs nombreuses utilisations populaires à travers le pays (Blama et Mamine, 2013).

Au nombre des milliers de plantes médicinales connues, on trouve celles de la famille des Tiliaceae, qui comprend entre 40 et 100 espèces. Cette famille compte une quarantaine d'espèces, parmi lesquelles : *Corchorus olitorius* L. (Kiebre *et al.*, 2016), également connu sous le nom de corète potagère. Ce légume-feuille populaire est indigène dans la plupart des pays de l'Afrique tropicale et est utilisé comme légume mucilagineux (Fondio et Grubben, 2004).

Elle est consommée sous forme de soupe visqueuse en raison de sa teneur élevée en nutriments tels que la vitamine C, la provitamine A, les sels minéraux et les protéines, qui contribuent à la lutte contre les carences nutritionnelles (Soro *et al.*, 2012).

En médecine traditionnelle, elle est couramment utilisée pour traiter de nombreuses maladies telles que les infections virales et le diabète (Yakoub et Ferchichi, 2016), ainsi que pour la prise en charge des problèmes cardiovasculaires (Loumerem et Alercia, 2016). Elle peut également être utilisée pour traiter la fièvre, les tumeurs, les douleurs pectorales, les courbatures, l'entérite, la cystite, les amas et la dysurie (Adegoke et AdebayoTayo, 2009). La feuille de *C. olitorius* peut être conseillée pour traiter les infections microbiennes (Özdenefe *et al.*, 2018).

Outre les métabolites primaires, les plantes médicinales accumulent fréquemment des métabolites dits secondaires qui constituent une source significative de molécules couramment utilisées en thérapeutique en raison de leur potentiel pharmacologique (**Kreif, 2003**).

Ces métabolites, qui possèdent souvent une structure chimique complexe, sont très dispersés et diffèrent considérablement d'une espèce à l'autre. Ils ne jouent aucun rôle direct dans les activités essentielles de l'organisme végétal (croissance, vieillissement, évolution, reproduction...etc.), mais ils peuvent avoir diverses fonctions pour assurer la survie de la plante elle-même, notamment en termes de défense, de résistance et dans les interactions entre les plantes et leur environnement (**Merghem, 2009**).

Les métabolites secondaires peuvent être classés en plusieurs grands groupes, parmi lesquels les composés phénoliques, les terpènes et les stéroïdes, ainsi que les composés azotés dont les alcaloïdes. Chacune de ces classes renferme une très grande diversité de composés qui possèdent une large gamme d'activités biologiques (**Kreif, 2003**).

Plusieurs études ont mis en évidence la présence de composés bioactifs dans la *Corchorus olitorius*. Les feuilles de cette plante renferment des flavonoïdes tels que la quercétine, le kaempférol et la lutéoline (**Adegoke et AdebayoTayo, 2009**). On retrouve également des composés phénoliques tels que les acides chlorogénique, caféique et férulique. Ces composés possèdent des propriétés antioxydantes et anti-inflammatoires, contribuant ainsi à la protection des cellules contre les dommages oxydatifs et à la réduction de l'inflammation dans le corps (**Yakoub et al., 2016**).

Les antioxydants sont des substances capables de retarder, prévenir ou réparer les dommages oxydatifs causés à une molécule cible (**Halliwell et Gutteridge, 2007**). Ils utilisent plusieurs mécanismes d'action tels que le piégeage des espèces réactives de l'oxygène (ERO), la chélation des métaux de transition, l'inhibition des enzymes productrices des ERO ou la fonction de cofacteur pour les enzymes antioxydantes (**Gupta, 2015**). Les antioxydants regroupent différents systèmes antioxydants endogènes, qu'ils soient enzymatiques ou non, ainsi que des vitamines, des oligo-éléments et des polyphénols (**Desmier, 2016**).

Un radical libre se définit comme une espèce chimique possédant un ou plusieurs électrons célibataires sur sa couche externe de valence, ce qui lui confère une grande instabilité et une grande réactivité (**Desmier, 2016**).

L'apparition de cet électron non apparié est causée par un apport d'énergie potentiellement adéquat, ce qui entraîne un stress oxydant (**Halliwell et Gutteridge, 2015**).

Le stress oxydant se caractérise par un déséquilibre entre la production d'oxydants et les mécanismes de défense antioxydant au sein d'un organisme, entraînant des dommages aux biomolécules telles que les lipides, les protéines et les acides nucléiques (**Niki, 2018 ; Tu et al., 2019**). Ces lésions contribuent à l'apparition de nombreuses maladies chroniques comme le diabète, le cancer, les maladies inflammatoires, les maladies cardiovasculaires et les maladies neuro dégénératives (**Matschke et al., 2019**).

L'inflammation, avec ces types aigue et chronique, est une réponse physiologique du corps à une lésion tissulaire ou à une agression étrangère (**sezaki et al., 2020**). Ce phénomène implique le processus d'immunité, qui peut être naturelle (par exemple, la phagocytose) ou spécifique (cellulaire ou humorale) (**Desmier, 2016**).

Leur traitement est souvent basé sur l'apport d'anti-inflammatoires non stéroïdiens (AINS) et des glucocorticoïdes (AIS) (**Cannon et al., 2012**). Cependant, les anti-inflammatoires peuvent souvent avoir des effets secondaires sur le système digestif (ulcère gastroduodéal, perforation, sténose), les reins (insuffisance rénale aiguë) et parfois le cœur (**Soubrier et al., 2013**).

Les champignons, qui appartiennent au règne distinct des mycètes, sont des organismes ubiquitaires impliqués dans le recyclage de la matière organique (**Chabasse et al., 2013**). Certains champignons, tels que *Aspergillus* et *Penicillium*, peuvent causer des maladies lorsqu'ils se développent dans des environnements très humides (**Bitar et al., 2013**). Les infections fongiques sont en augmentation et le traitement reste complexe, ce qui suscite l'intérêt croissant des chercheurs pour la recherche de remèdes naturels à base de plantes, offrant une alternative sans effets secondaires indésirables (**John et al., 2021**).

Le présent travail vise à évaluer *in vitro* l'activité antioxydante, anti inflammatoire et antifongique de l'extrait hydroalcoolique des feuilles de la plante de *Corchorus olitorius* L.

Cette étude est divisée en deux parties essentielles. La première partie présente une introduction qui se concentre sur une étude bibliographique portant sur *Corchorus olitorius*, le stress oxydant, l'inflammation et les infections fongiques.

La deuxième partie, expérimentale, est répartie en deux chapitres dans ce mémoire. Le premier chapitre décrit le matériel et les méthodes utilisées lors du travail expérimental, comprenant les étapes suivantes :

- Analyse physico-chimique des feuilles de la plante, incluant la teneur en humidité et en cendre.
- Analyse phytochimique des extraits méthanoliques des feuilles de *Corchorus olitorius*, en évaluant la teneur en polyphénols totaux, flavonoïdes et tannins condensés.
- Évaluation in vitro des propriétés antioxydantes à travers le test de piégeage du radical DPPH, le test de pouvoir réducteur du fer ferrique et la capacité antioxydante totale.
- Évaluation des propriétés anti-inflammatoires in vitro à travers le test d'inhibition de la dénaturation de l'ovalbumine.
- Évaluation des propriétés antifongiques à travers la méthode de diffusion en puits sur gélose.

Le deuxième chapitre présente l'ensemble des résultats obtenus et leur discussion. Enfin, une conclusion et des perspectives seront abordées

Matériel et méthodes

1. Matériel

1.1. Matériel végétale

Cette étude a été réalisée sur des feuilles sèches de *Corchorus olitorius* Linn, achetées en janvier 2024 chez un herboriste. D'après son affirmation, la plante a été récoltée durant la période de juillet à octobre 2023 dans la région d'El Bouni à Annaba.

1.1.1. Description botanique de la plante

La corète potagère atteint une hauteur d'environ 2.4 m, avec des feuilles mesurant entre 6 et 10 cm de hauteur et entre 3.5 et 6 cm de largeur (**Mahmoud et al., 2016**). Les feuilles sont vertes, de forme simple, ovale, elliptique, lancéolée ou effilée, avec un bord dentelé ou crénelé, souvent dotées d'une paire de soies basales. Elles sont généralement arrondies ou oblongues, rarement tronquées, avec une pointe piquante, une base aiguë et une texture légèrement épineuse (**figure 1**) (**Oswaru et al., 2012**).



Figure 1. Feuilles de *Corchorus olitorius* (**Daniel, 2021**).

Les fleurs, de couleur jaune, sont hermaphrodites, insecto-pollinisées. Elles ont un diamètre d'environ 2 à 3 cm et sont composées de 5 pétales. Les fruits se présentent sous la forme de capsule verte ou marron clair, mesurant environ 7 cm de long. Ils renferment des grains en forme de triangle noir, non comestibles et extrêmement toxiques (**figure 2**) (**Mahmoud et al., 2016**).

Cette plante se développe dans des sols sablonneux et argileux, elle prospère dans des sols acides, neutres et alcalins, mais ne supporte pas les sols humides (**Loumerem et Alercia, 2016**).

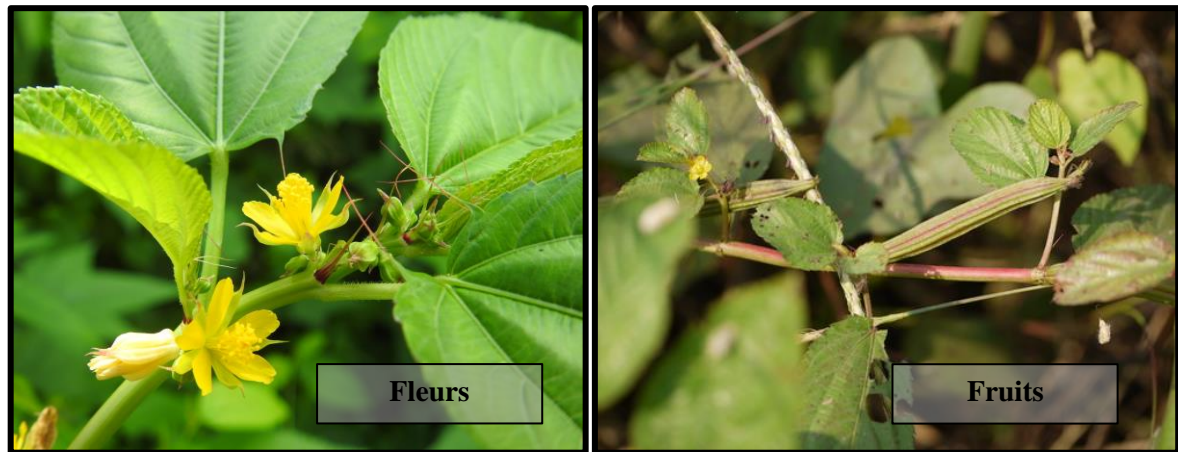


Figure 2. Fleurs et fruits de *Corchorus olitorius* (Daniel, 2021)

La classification de la plante *Corchorus olitorius* L. est présentée dans le tableau I.

Tableau I: Taxonomie de *Corchorus olitorius* L. (Kiebre, 2016).

Règne	Plantae
Division	Magnoliophyta
Classe	Magnoliopsida
Ordre	Malvales
Famille	Tiliaceae
Genre	<i>Corchorus</i>
Espèce	<i>Corchorus olitorius</i> L.

1.1.2. Noms vernaculaires

Le *Corchorus olitorius* Linn, en plus de ses dénominations françaises "corète potagère" et "mauve des Juifs" (Kiebre *et al.*, 2016), est également connu sous de nombreux autres noms vernaculaires dans diverses langues et régions du monde.

On l'appelle Molekhiya dans le nord de Chypre, en Egypte, Turquie et aux Philippines, Caruru de Bahia au Brésil, Mroheiya au Japon, le gombo au Nigeria et dans d'autres pays d'Afrique de l'Ouest (Özdenefe *et al.*, 2018), Le Crinclin au Bénin et dans la sous-région de l'Afrique de l'Ouest (Schippers, 2004), kroala au Côte d'Ivoire (Diete *et al.*, 2023).

1.1.3. Répartition géographique

Corchorus olitorius est une herbe saisonnière qui pousse pendant la saison des pluies, mais elle est disponible sur le marché toute l'année (**Fondio et Grubben, 2004**).

Elle est très populaire dans la région méditerranéenne et au Moyen-Orient (**Ozdenef et al., 2018**) et se trouve dans les régions côtières et subhumides du nord de l'Algérie, d'après **Quézel et Santa (1962-1963)**.

Elle est distribuée dans les régions tropicales, notamment en Afrique et en Amérique (Brésil, Mexique, Bolivie, Venezuela et Antilles), en Australie, en Chine, à Taïwan, en Inde, au Bangladesh, au Sri Lanka et au Japon (**figure 3**) (**Edmonds, 1990**).

Sur la base de la diversité des espèces, l'Afrique a été identifiée comme le principal centre d'origine et de diversité du genre, tandis que la région Indo-Myanmar a été identifiée comme un centre secondaire (**Kundu, 1951**).

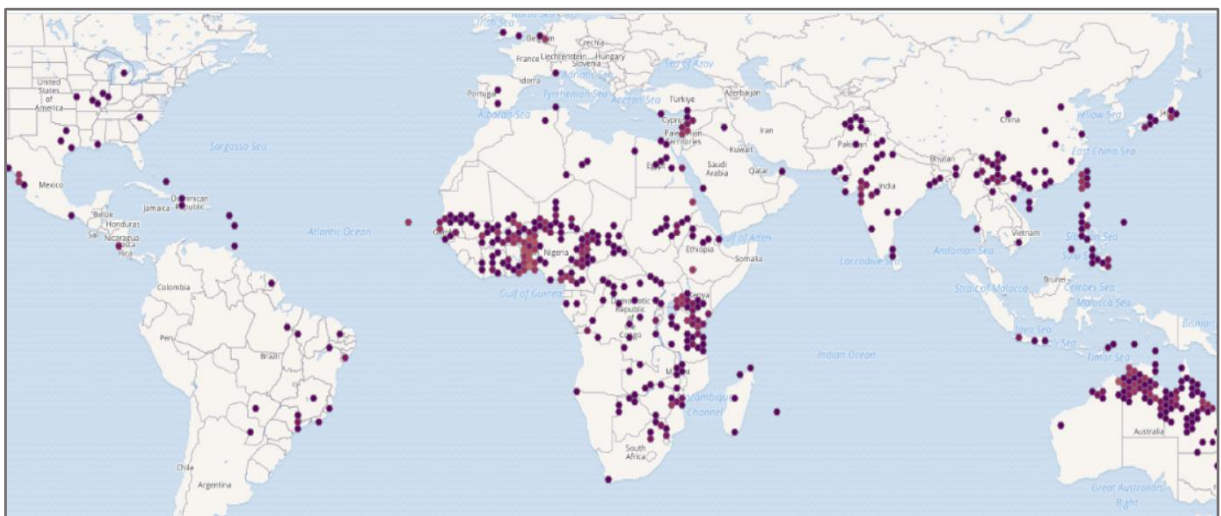


Figure 3. Répartition géographique de *Corchorus olitorius* (GBIF, 2024).

1.1.4. Localisation géographique et caractéristiques climatiques de la zone de récolte

La zone d'étude (El Bouni) est située au sud-ouest de la métropole d'Annaba dans le nord-est de l'Algérie (**figure 4**), à environ 600 km à l'est d'Alger (**Office National des Statistiques [ONS], 2020**).



Figure 4. Localisation géographique de la région de récolte.

Les coordonnées géographiques d'El Bouni sont : **latitude** 36° 50' 20" N, **longitude** 7° 39' 50" E, **altitude** 17 m. Son climat est identique à celui de la plaine d'Annaba de type "Csa", c'est-à-dire un climat méditerranéen avec des étés chauds et secs de températures moyennes variant entre 30°C et 35°C. En hiver, les températures moyennes sont comprises entre 10°C et 15°C. La majeure partie des pluies tombe pendant la saison automnale et hivernale, les vents dominants proviennent du nord-ouest et du nord-est, le taux d'humidité est relativement élevé, surtout en hiver (**Boudjellal et al., 2016**).

1.2. Souches fongiques utilisées

Aspergillus sp : est un genre de champignons filamenteux largement répandu dans l'environnement (**Balajee et al., 2009**). Certaines espèces d'*Aspergillus* peuvent être pathogènes pour l'homme et causer des infections respiratoires, telles que l'aspergillose pulmonaire invasive (**Kousha et al., 2011**).

Penicillium sp : est un genre de champignons filamenteux appartenant à l'embranchement des Ascomycota. Leur nom fait référence à la forme en pinceau (penicillus en latin). Certaines espèces de *Penicillium* peuvent être pathogènes pour l'homme et causer des infections parfois mortelles (**Samson et al., 2019**).

2. Méthodes

Toutes les expériences ont été réalisées dans le laboratoire de Biochimie de faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et des Sciences de la Terre et de l'Univers.

2.1. Préparation de la poudre végétale

Après les avoir achetés, les feuilles de la plante *Corchorus olitorius* ont été broyées en une poudre très fine à l'aide d'un broyeur électrique de type G CRAFT 220-240 V. Ensuite, elles ont été stockées dans des flacons en verre hermétiquement fermés pour les protéger de la lumière et de l'humidité jusqu'à leur utilisation.

2.2. Analyse physico-chimique de la plante

2.2.1. Détermination du taux d'humidité

Pour déterminer le taux de la matière sèche du produit, il est nécessaire d'éliminer toute l'eau sans entraîner la présence de substances volatiles à l'origine ou formées par la dégradation des composés labiles pendant le processus de séchage (**Fatianoff et Gouet, 1969**).

L'humidité de la poudre a été mesurée en utilisant la technique de séchage à l'étuve décrite par **O'Kelly (2004)**. Environ un gramme de poudre a été placé dans un creuset préalablement taré, puis placé dans une étuve Memmert à une température de 105°C pendant 24 heures. Une fois refroidi dans un dessiccateur rempli d'un déshydratant, le creuset a été mesuré. Le taux d'humidité a été calculée à l'aide de formule suivante :

$$\text{Humidité (\%)} = (M - M' / M) \times 100$$

Où : M : masse de l'échantillon avant le séchage.

M' : masse de l'échantillon après le séchage = masse (creuset + échantillon) – masse du creuset vide.

2.2.2. Détermination du taux de cendres

La teneur en cendres de la poudre végétale des feuilles a été évaluée par minéralisation par voie sèche (**Ekissi et al., 2020**). Brièvement, 1g de poudre végétale a été introduit dans un creuset en porcelaine préalablement pesé, puis ce dernier a été placé dans un four à moufle de type Memmert à une température de 550° pendant 6 heures.

Le creuset contenant les cendres blanches a ensuite été sorti du four (uniquement la partie inorganique de l'échantillon est récupérée), refroidi dans un dessiccateur et pesé (**Ekissi et al., 2020**).

Le taux de cendres a été calculé en utilisant l'équation suivante :

$$\text{Taux de cendres (\%)} = (M - M' / E) \times 100$$

Où : M : masse finale (creuset + cendres totales).

M' : masse du creuset vide.

E : prises d'essais de la matière

2.3. Analyse phytochimique quantitative

2.3.1. Préparation de l'extrait brut

La macération consiste à laisser la matière végétale (broyat) séjourner dans le méthanol aqueux afin d'extraire les composés actifs tels que les composés phénoliques et flavonoïdes (**Hamia et al., 2014**).

L'extrait hydrométhanolique des feuilles de *Corchorus olitorius* a été préparé par macération selon la méthode de **Sultana et al. (2009)** avec quelques modifications. Une masse de 5g de Moloukhia a été macérée dans 75 ml d'un mélange hydro-alcoolique (méthanol / eau distillée) (70/30 % : v/v) pendant 1 heure et 30 min dans l'obscurité à température ambiante. Après la filtration, l'extrait obtenu a été séché dans une étuve à 40°C pendant 48 heures.

Le rendement d'extraction est le rapport entre la masse de l'extrait obtenu après évaporation et la masse de la matière végétale après séchage, exprimé en pourcentage selon la formule suivante :

$$\mathbf{R (\%)} = (\mathbf{M_{ext}} / \mathbf{M_{éch}}) \times \mathbf{100}$$

Où : **R** : le rendement en (%).

M_{ext} : la masse de l'extrait après évaporation du solvant en (g).

M_{éch} : la masse sèche de l'échantillon végétal en (g).

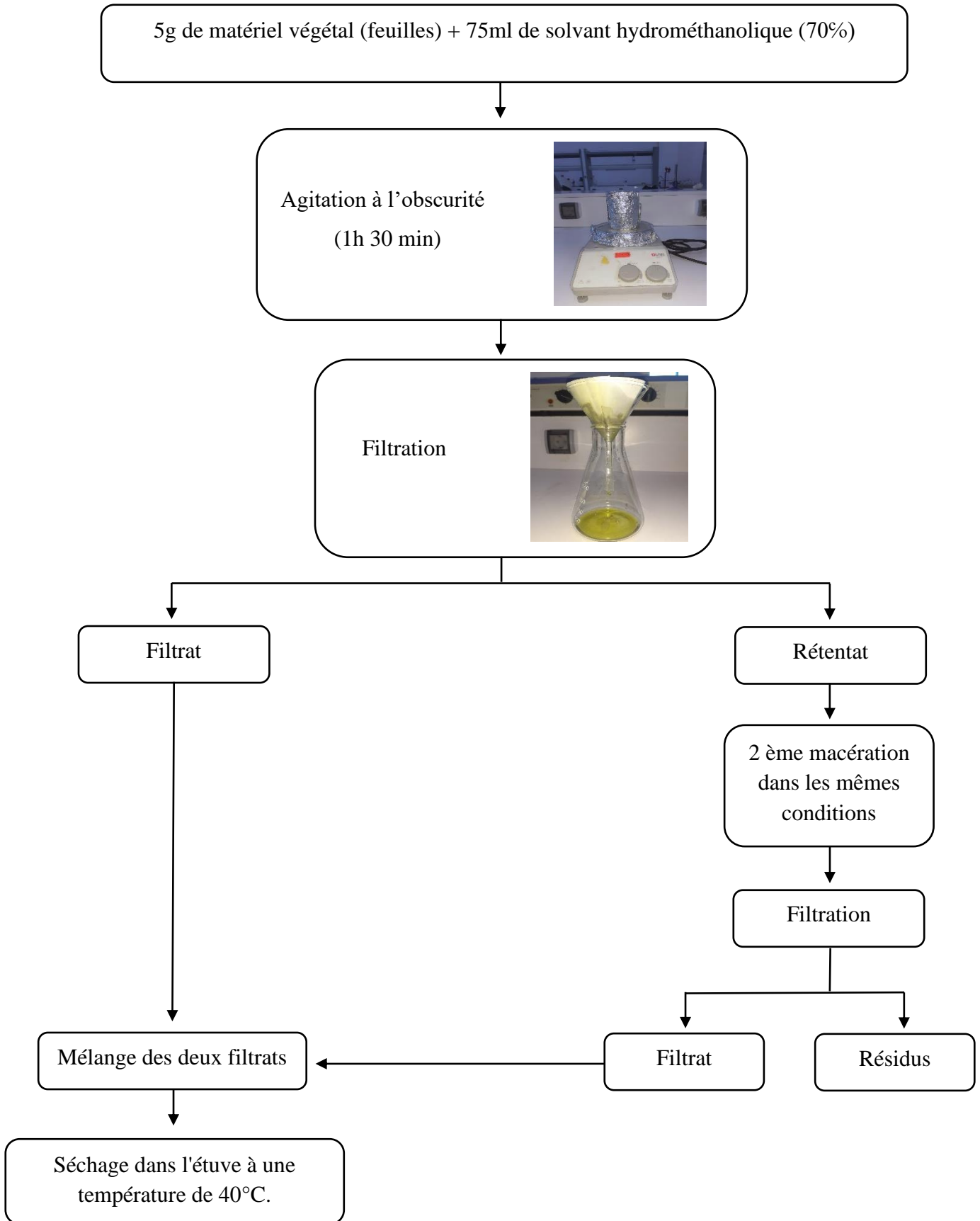


Figure 5. Schéma de protocole d'extraction.

2.3.2. Dosage des polyphénols totaux

Les polyphénols sont des molécules spécifiques du règne végétal, qui caractérisent une classe de plusieurs milliers de métabolites secondaires présentes dans les plantes (**Dawn et Deep, 2020**).

Les composés phénoliques sont caractérisés par la présence d'au moins un noyau phénolique à 6 carbones portant au moins un groupe hydroxyle (OH) libre ou engagé dans une autre fonction, telle qu'un éther, un ester ou un hétéroside. (**Balasundram et al., 2006**).

Principe

La teneur en composés phénoliques de *Corchorus Olitorius* a été estimée en utilisant la méthode de Folin-Ciocalteu selon **Singleton et Rossi (1965)** avec quelques modifications. Ce réactif est composé d'un mélange d'acide phosphotungstique ($H_3PW_{12}O_{40}$) et d'acide phosphomolybdique ($H_3PMO_{12}O_{40}$) de couleur jaune.

Le principe de la méthode est basé sur l'oxydation des composés phénoliques par ce réactif, ce qui entraîne la formation d'un complexe d'oxydes métalliques de tungstène et de molybdène de couleur bleu. L'intensité de la coloration est proportionnelle à la quantité de polyphénols présents dans les extraits végétaux.

Mode opératoire

Un volume de 200 μ l de l'extrait est ajouté à 1 ml du réactif de Folin-Ciocalteu dilué 10 fois, ensuite, 800 μ l d'une solution de carbonate de sodium (Na_2CO_3) à 7,5% sont ajoutés. Après 30 minutes d'incubation, à l'obscurité, l'absorbance a été mesurée à 765 nm.

La concentration de polyphénols totaux est calculée à partir de l'équation de régression de la gamme d'étalonnage établie pour l'acide gallique (**annexe 1**) et exprimée en mg d'équivalent d'acide gallique par g d'extrait sec (mg EAG/g ES).

2.3.3. Dosage des flavonoïdes

Le terme flavonoïde (de flavus, « jaune » en latin) désigne une très large gamme de composés naturels appartenant à la famille des polyphénols. Ils constituent des pigments responsables de la coloration des fleurs, des fruits et parfois des feuilles (**Crozier et al., 2006**).

Tous les flavonoïdes dérivent d'un même élément structural de base, la chaîne benzo- γ -pyrone (**figure 6**) formée par deux cycles benzéniques (cycles A et B), reliés par une chaîne linéaire à trois carbones qui forme un hétérocycle oxygéné (cycle C) (**Karabin *et al.*, 2015**).

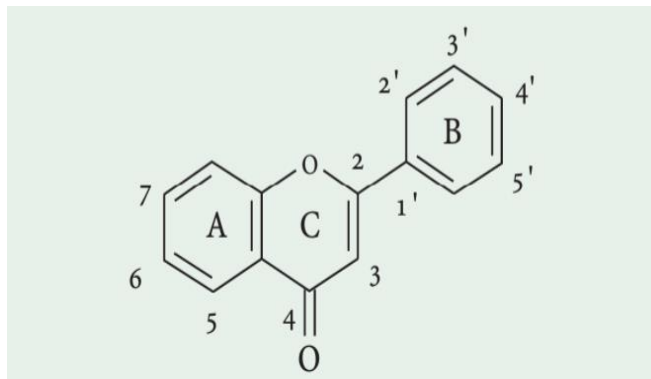


Figure 6. Structure de base des flavonoïdes (**Ghedira, 2005**)

Principe

La méthode du trichlorure d'aluminium (AlCl_3) (**Bahorun *et al.*, 1996**) est utilisée pour quantifier les flavonoïdes dans l'extrait de *Corchorus olitorius*. Cette méthode repose sur la capacité des flavonoïdes à former des complexes avec l'aluminium sous forme d'ions Al^{3+} après la décomposition du chlorure d'aluminium qui donne à la solution une couleur jaunâtre (**Bahorun *et al.*, 1996**).

Mode opératoire

À 1 ml d'échantillon ou de standard (préparés dans le méthanol), on ajoute 1 ml de la solution d' AlCl_3 (2% préparée dans le méthanol). Après une heure d'incubation à température ambiante, l'absorbance est lue à 430 nm.

La concentration des flavonoïdes est calculée à partir de l'équation de régression de la gamme d'étalonnage établie pour la quercétine (**annexe 2**), le résultat est exprimé en microgramme d'équivalent de quercétine par milligramme d'extrait sec ($\mu\text{g EQ}/\text{mg}$ d'extrait sec).

2.3.4. Dosage des tanins condensés

Tannin est un terme général qui désigne un groupe de substances phénoliques polymères. Leur poids moléculaire varie de 500 à 3 000 et ils se trouvent dans presque toutes les parties de la plante : l'écorce, le bois, les feuilles, les fruits et les racines. Ils partagent la propriété commune de précipiter les protéines en se liant à elles (Cowan, 1999).

Ces composés se divisent en deux catégories principales : les tanins hydrolysables, également appelés tannoïdes, et les tanins condensés vrais non hydrolysables.

- Les tanins hydrolysables, ou pyrogalliques, résultent de l'estérification des cinq fonctions alcool du glucose par divers acides polyphénoliques, dont particulièrement l'acide gallique et l'acide éllagique, le dimère de ce dernier (figure 7).

- Les tanins condensés, flavaniques et/ou catéchiques constituent une famille de substances polyphénoliques hétérogènes, formée de 4 à 6 molécules de flavanes (figure 7) (Ait chabane, 2018).

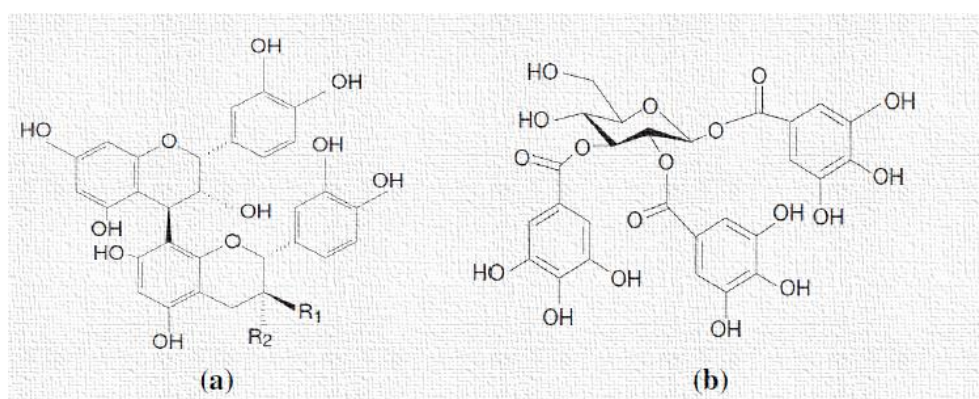


Figure 7. Structure chimique (a) d'un tanin condensé (proanthocyanidine) et (b) d'un tanin hydrolysable (1,2,3-tri-O-galloyl-β-D-glucose) (Achat, 2013).

Principe

La quantification des tanins condensés dans l'extrait étudié a été réalisée par la méthode de vanilline décrite par Julkunen-Tiitto (1985). Cette méthode repose sur la capacité de vanilline à réagir avec les tanins en présence d'HCl pour former un complexe coloré, mesurable à une longueur d'onde spécifique.

Mode opératoire

Un volume de 0.5 ml de l'extrait dilué est ajouté à 3 ml de la solution vanilline (4% préparée dans le méthanol). Ensuite, 1.5 ml d'acide chlorhydrique concentré (HCl) est additionné.

Le mélange obtenu est laissé réagir à la température ambiante pendant 20 min à l'abri de la lumière, puis l'absorbance est mesurée à 550 nm.

Parallèlement, une courbe d'étalonnage a été réalisée dans les mêmes conditions opératoires en utilisant la catéchine comme contrôle positif (**annexe 3**). Le résultat est alors exprimé en milligrammes (mg) équivalents de catéchine par gramme de matière sèche (mg EC/g MS).

2.4. Evaluation de l'activité antioxydante in-vitro

Dans la présente étude, nous avons mis en évidence l'activité antioxydante *in vitro* de l'extrait hydrométhanolique des feuilles de *Corchorus olitorius* en utilisant différentes techniques chimiques, notamment la mesure de la capacité antioxydante totale (TAC), le piégeage du radical libre DPPH et le pouvoir réducteur du fer.

2.4.1. Capacité antioxydante totale (CAT)

Principe

L'évaluation de la capacité antioxydante totale de l'extrait a été réalisée en utilisant de la méthode du phosphomolybdène décrite par **Prieto et al. (1999)**. Cette méthode repose sur la réduction du molybdène Mo (VI), présent sous la forme d'ions molybdate MoO_4^{2-} à molybdate Mo (V) MoO_2^+ en présence de l'extrait, formant ainsi un complexe vert de phosphate/Mo(V).

Mode opératoire

Un volume de 0.3 ml de l'extrait dilué a été ajouté à 3 ml d'une solution réactive contenant de l'acide sulfurique 0.6 M, du phosphate de sodium 28 mM et du molybdate d'ammonium 4 mM. Les tubes ont été fermés et incubés à 95 °C pendant 90 minutes. Après refroidissement, l'absorbance des solutions a été mesurée à 695 nm contre un blanc contenant 3 ml de la solution CAT et 0.3 ml d'eau distillée, incubé dans les mêmes conditions que l'échantillon.

Une courbe d'étalonnage a été réalisée simultanément dans les mêmes conditions en utilisant de l'acide ascorbique comme contrôle positif (**annexe 4**). Les valeurs de la CAT sont exprimées en milligramme équivalents d'acide ascorbique par gramme de matière sèche (mg EAA/g MS).

2.4.2. Piégeage du radical DPPH

Principe

L'activité antiradicalaire de l'extrait a été évaluée en utilisant le DPPH• (2,2-Diphényl-picrylhydrazine) comme radical libre relativement stable, selon le protocole décrit par **Blois (1958)**. Cette méthode repose sur la capacité d'un composé à réduire le radical DPPH•, ce qui se traduit par un changement de couleur de la solution qui vire du violet au jaune en présence d'un composé antiradicalaire (**figure 8**) (**Habibou et al., 2019**).

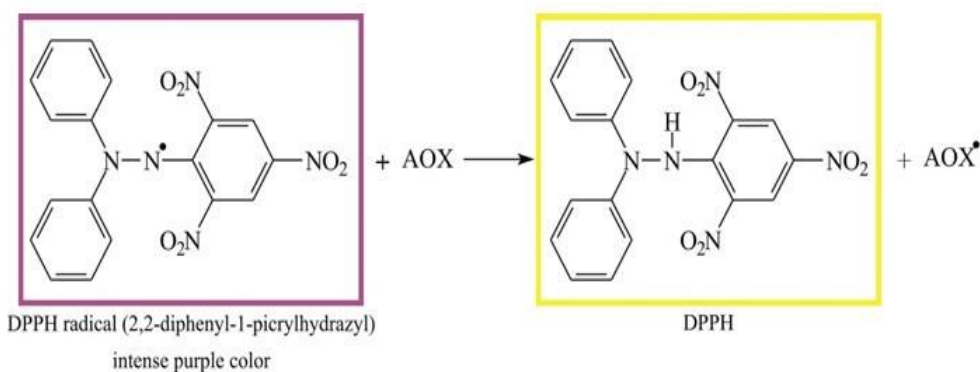


Figure 8. Réaction de réduction du radical DPPH• (**Becker et al., 2019**).

Mode opératoire

Brièvement, une solution de DPPH• a été préparée dans 20 ml de méthanol absolu et ajustée pour obtenir une absorbance initiale de (0.98 ± 0.02) à 517 nm. Un volume de 400 μ l de l'extrait à différentes concentrations a été ajouté à 1.6 ml de la solution méthanolique de DPPH•.

Après 30 minutes d'incubation à l'obscurité et à température ambiante, l'absorbance de la solution résultante a été mesurée à 517 nm, la vitamine C a été utilisée comme standard (**annexe 5**).

Le pourcentage d'inhibition (% d'inhibition) du radical DPPH• est calculé selon la formule suivante :

$$\% \text{ de l'activité scavenger du radical DPPH}\bullet = \frac{Ac - Ae}{Ac} \times 100$$

Où : **Ac** : Absorbance du contrôle.

Ae : Absorbance d'échantillon.

2.4.3. Réduction du fer : FRAP (Ferric Reducing Antioxidant power)

Principe

La capacité de réduction d'un extrait est liée à son antioxydant. L'activité de réduction du fer est déterminée selon la méthode décrite par **Pan *et al.* (2008)**, basée sur la réaction chimique de réduction du Fe^{3+} présent dans le complexe $\text{K}_3\text{Fe}(\text{CN})_6$ en Fe^{2+} (**figure 9**). Cette capacité réductrice peut être un indicateur important de l'activité antioxydante potentielle d'un composé. L'absorbance du milieu est évaluée à 700nm.

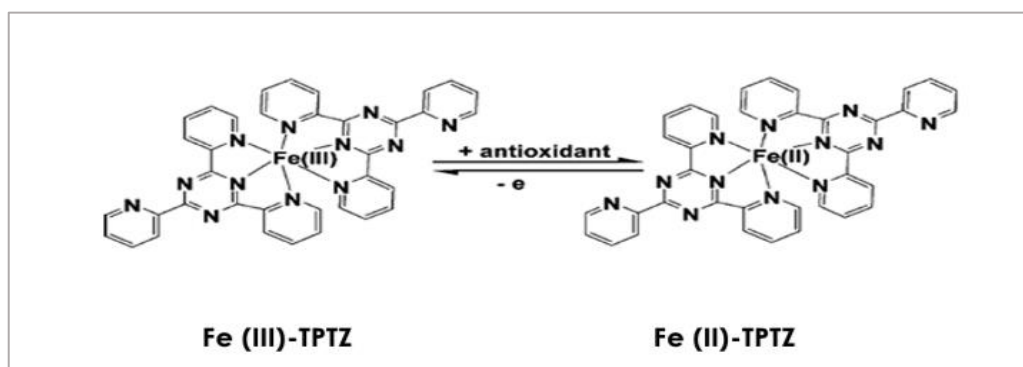


Figure 9. Mécanisme réactionnel intervenant lors du test FRAP entre le complexe tripyridy-stri-azine ferrique Fe^{3+} -TPTZ et un antioxydant (AH) (**Hmid, 2013**).

Mode opératoire

Un volume de 1ml de l'extrait à différentes concentrations a été mélangé avec 1.25ml d'une solution tampon phosphate 0.2 M (pH = 6.6) et 1.25 ml d'une solution de ferricyanate de potassium à 1% $\text{K}_3\text{Fe}(\text{CN})_6$. Le mélange a été incubé à 50°C pendant 20 minutes, puis refroidi à température ambiante. Ensuite, 1.25 ml d'acide trichloracétique (TCA) à 10 % ont été ajoutés pour arrêter la réaction.

Après centrifugation des tubes à 650 rpm pendant 10 minutes, 1.25 ml du surnageant ont été ajoutés à 1.25 ml d'eau distillée et 0.5ml d'une solution de FeCl₃, 6H₂O à 0.1 %. Les absorbances ont été mesurées à 700 nm contre un blanc préparé en remplaçant l'extrait par le solvant d'extraction, l'acide ascorbique est utilisé comme standard de référence (**annexe 6**)

L'activité antioxydant liée au pouvoir réducteur de l'extrait est exprimée comme suit :

$$\text{Pouvoir Réducteur} = [(Aa - Ab) / Aa] \times 100.$$

Où : **Aa** : Absorbance de l'extrait.

Ab : Absorbance du blanc.

2.5. Evaluation de l'activité anti-inflammatoire in vitro

2.5.1. Inhibition de la dénaturation de l'ovalbumine

Principe

Les propriétés physico-chimiques des molécules protéiques sont fortement influencées par la dénaturation. Ce phénomène dépend fortement des agents physiques et chimiques qui l'entraînent, ainsi que des caractéristiques et de la concentration des solutions protéiques (**Mizushima et Kobayashi, 1968**). Cette altération des protéines tissulaires est souvent associée à un processus inflammatoire. L'évaluation de l'inhibition de la dénaturation protéique est utilisée comme modèle *in vitro* pour évaluer l'activité anti-inflammatoire (**Chaiyana et al., 2017**).

Mode opératoire

L'effet inhibiteur de l'extrait de *Corchorus olitorius* L. sur la dénaturation protéique a été évalué *in vitro* en utilisant la méthode décrite par **Chandra et al. (2012)** avec quelques modifications. Brièvement, une solution de 5mL a été préparée en mélangeant 0.2ml d'ovaalbumine, 2.8ml de solution saline tampon phosphate (PBS, pH 6,4) et 2mL d'extrait méthanolique à différentes concentrations. Le mélange a été incubé à température ambiante pendant 20 minutes, suivi d'un chauffage à une température de 70°C pendant 5 minutes.

Le mélange a été refroidi à température ambiante et son absorbance a été mesurée à 660 nm. La même procédure a été répétée en utilisant de l'eau bidistillée et du diclofénac comme contrôle et standard respectivement.

Le pourcentage d'inhibition (IP%) de la dénaturation des protéines a été calculé comme suit :

$$\text{Pourcentage d'inhibition (IP\%)} = \frac{A_c - A_e}{A_c} \times 100$$

Où : **A_c**, c'est l'absorbance de la solution de dénaturation sans l'extrait.

A_e : c'est l'absorbance de la solution de dénaturation contenant l'extrait.

2.6. Evaluation de l'activité antifongique

Cette étude a porté sur deux souches : *Aspergillus sp*, *Penecillium sp*, les microorganismes subissent avant chaque série d'expérimentations, un rajeunissement sur le milieu PDA, l'incubation des souches est faite à 28° C et à l'obscurité pendant cinq jours.

2.6.1. Préparation du milieu de culture

L'activité antifongique de l'extrait a été évaluée *in vitro* sur un milieu standard pour la plupart des champignons, le PDA (Potato Dextrose Agar). Ce milieu de culture est composé de pomme de terre (200 g/l), de glucose (20 g/l) et d'agar-agar (20 g/l) dans de l'eau distillée.

Ensuite, le milieu de culture est stérilisé à l'autoclave à 121°C pendant 15 minutes. Après refroidissement, quelques gouttes de gentamicine sont ajoutées pour inhiber la croissance bactérienne. Le milieu stérile est ensuite distribué dans des boîtes de Pétri stériles de 9 cm de diamètre, à raison de 20 ml par boîte (Oei, 2005).

2.6.2. Méthode des puits de diffusion sur gélose

Un inoculum est préparé par la mise en suspension de spores de champignons (1 disque) avec 8ml de l'eau physiologique (0.9%). La suspension a été agitée à l'aide d'un vortex.

La méthode de diffusion sur milieu solide par la technique des puits consiste à étaler 1ml d'inoculum sur le PDA, ensuite des puits (4 puits par boite) ont été réalisés à l'aide de pipettes Pasteur, les boîtes de Pétri du témoin restent sans puits. Les puits ont été ensuite remplis avec 20 µl de chaque extrait à différentes concentrations (50, 100, 150, 200 mg/ml). Les cultures sont incubées à 28°C pendant 48 heures (benzohra *et al.*, 2019). La formation d'un halo clair autour du puits indique l'absence de la croissance microbienne, dont le diamètre dépend de la sensibilité à l'extrait testé (Wan *et al.*, 1998).

Le diamètre des zones d'inhibition de la croissance microbienne est classé selon **Ponce *et al.* (2003)** comme suit :

- Non sensible (-) pour les diamètres moins de 8 mm.
- Sensible (+) pour des diamètres de 8 à 14 mm.
- Très sensible (++) pour des diamètres de 15 à 19 mm.
- Extrêmement sensible (+++) pour les diamètres plus de 20 mm.

2.7. Analyse statistique des résultats

Les résultats sont présentés en moyenne \pm SE (erreur standard). Les analyses statistiques ont été réalisées par SPSS v19. Des comparaisons statistiques ont été effectuées avec le test T de Student. Les graphes sont mis en forme par EXCEL (version 2019). Les valeurs de $P < 0.05$ sont considéré comme significatives.

Résultats et discussion

1. Analyse physico-chimique de la plante

1.1. Détermination du taux d'humidité

Le taux d'humidité des feuilles de *Corchorus olitorius* L. sèches étudiées était de 6.86% (figure 10). Cette valeur respecte la norme de la pharmacopée européenne, qui limite le taux d'humidité à 10%. Ainsi, la poudre végétale présente une meilleure conservation à long terme.

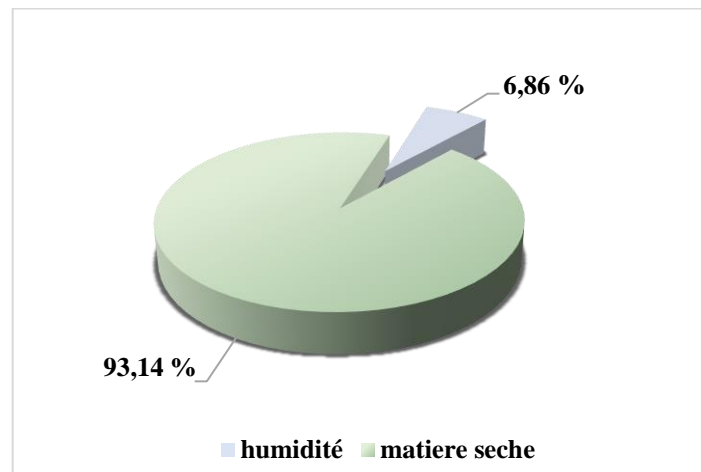


Figure 10. Taux d'humidité des feuilles de *Corchorus olitorius*.

Cette valeur est inférieure à celle rapportée par **Onwordi et al. (2009)**, qui ont trouvés un taux d'humidité de 30.90%, ainsi qu'à celle obtenue par **Omolola et al. (2019)**, qui ont obtenu des valeurs de 18.33%, 7.10% et 6.50% à des températures de séchage de 50, 60 respectivement sur les feuilles de *Corchorus olitorius*. À 70°C, ils ont même rapporté une teneur en humidité de 6,50%.

Le taux d'humidité de la poudre végétale peut varier en fonction de plusieurs facteurs, tels que le type de plante, les conditions de récolte et de stockage, ainsi que l'environnement dans lequel est stockée (**Brossa et al., 2015**).

1.2. Détermination du taux de cendre

Le taux de cendres de feuilles de *C. olitorius* L. sèches a été mesurée après incinération au four à moufle. Les résultats de l'analyse ont révélé un taux de 15% dans la poudre de feuilles (figure 11).

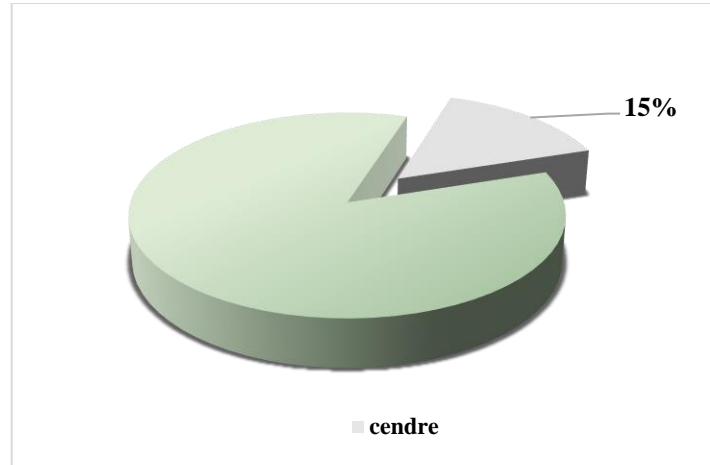


Figure 11. Taux de cendre des feuilles de *Corchorus olitorius*.

Ce résultat est inférieur à ceux rapportés dans d'autres études antérieures menées sur la même plante, notamment 21.20% par **Onwordi *et al.* (2009)** et 20.45% par **Yakoub *et al.* (2018)**, mais il reste supérieur aux valeurs de 12.6% mentionnées par **Ifon et Bassir (1980)**.

Selon **Yakoub *et al.* (2018)**, cette variation dans la composition peut s'expliquer par la diversité des pratiques culturales, des conditions climatiques et des caractéristiques du sol (édaphiques).

2. Etude phytochimique

2.1. Rendement d'extraction

En effectuant une extraction par macération des feuilles de *Corchorus olitorius* L. broyées dans du méthanol (70%), nous avons obtenu un résidu brut sous forme de poudre de couleur vert foncé, dégageant une odeur aromatique très prononcée. Le rendement de cette extraction s'est élevé à 20% (**figure 12, tableau II**).

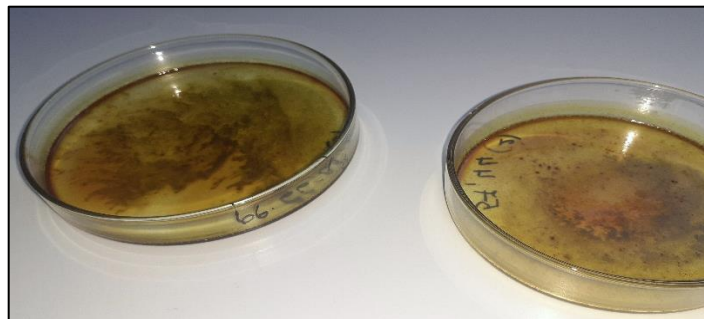


Figure 12. Extraits bruts des feuilles de *Corchorus olitorius* L.

Obtenir le pourcentage de rendement d'extraction est une mesure préliminaire qui permet d'estimer l'efficacité standard de l'extraction pour une plante particulière (**Patil et Jain, 2019**).

Tableau II: Rendement, aspect et couleur d'extrait de feuilles de *Corchorus olitorius* L.

<i>Corchorus olitorius</i> L.	Quantité	Rendement	Aspect	Couleur
Broyat de feuilles	5 g	20 %	Gomme visqueuse et huileuse	Vert foncé

Les résultats obtenus sont supérieurs à ceux rapportés par **Chigurupati et al. (2020)** et par **Patil et Jain (2019)** qui ont trouvé des pourcentages du rendement en extrait méthanolique de feuilles de la même plante de l'ordre de 10.48% et 8.2%.

Le rendement d'extraction s'avère d'être influencé par de nombreux paramètres, tels que les méthodes d'extraction appliquées, les propriétés génétiques de l'espèce utilisée, l'origine géographique, les conditions de récolte et la durée de conservation de la matière végétale (**Falleh et al., 2008 ; Tamer et al., 2017**).

2.2. Teneur en polyphénols totaux

La quantification de teneur en polyphénols totaux de l'extrait de *Corchorus olitorius* a montré une valeur de l'ordre de 193.84 mg EAG/gMS (**tableau III**).

Tableau III: La teneur en polyphénols, flavonoïdes et tannins condensés dans l'extrait de *Corchorus olitorius* L.

	Polyphénols (mg EAG/g ES)	Flavonoïde (mg EQ/g ES)	Tanins condensés (mg EC /g ES)
<i>Corchorus olitorius</i> L. (poudre)	193.84 ± 0.032	14.26 ± 0.039	94.074 ± 0.0091

Cette teneur est inférieure à celle obtenue par **Hamzah et ses collaborateurs (2014)**, qui ont trouvé une teneur en polyphénols totaux de 330.07 ± 0.32 mg EAG /g de MS. D'autres études ont également rapporté des valeurs plus élevées, notamment 866 mg EAG/g pour un extrait hydrométhanolique (90%) (**Méité et al., 2018**) et 244.2 ± 11.64 mg EAG/g de MS pour un extrait éthanolique (**Handoussa et al., 2013**). En revanche, la teneur en polyphénols de l'extrait méthanolique de *C. olitorius* obtenue par **Chigurupati et al. (2020)** est de 0.3 ± 0.07 mg EAG/g de MS, et celle obtenue par **Oboh et al. (2012)** est de 3.893 mg EAG/g de MS, soit nettement inférieures à celle obtenue dans cette étude.

La différence significative observée dans les teneurs en polyphénols entre les différentes études peut être attribuée à plusieurs facteurs. Tout d'abord, la concentration d'extrait utilisée dans ces études peut varier considérablement, ce qui peut avoir une incidence directe sur les résultats obtenus. De plus, le pourcentage et le type de solvant d'extraction utilisés peuvent également influencer les quantités extraites.

Il convient également de souligner que la teneur en polyphénols peut varier au sein de la même espèce en raison de divers facteurs intrinsèques et extrinsèques. Parmi ces facteurs, on peut citer les différences génétiques, les conditions climatiques, les pratiques culturelles, le stade de maturité à la récolte et les conditions de stockage (**Falleh et al., 2008**). Tous ces éléments peuvent contribuer à des variations significatives dans les résultats des études.

Il est également important de noter que les conditions expérimentales utilisées en laboratoire, notamment les méthodes d'extraction et les solvants choisis, peuvent influencer la quantité de polyphénols extraite. Certaines méthodes d'extraction permettent d'obtenir un rendement maximal en composés bioactifs tout en évitant leur dégradation (**Stalikas, 2007**).

2.3. Teneur en flavonoïde

Les flavonoïdes font l'objet de nombreuses études en raison de leurs multiples propriétés biologiques. Ils agissent comme protecteurs et tonifiants sur les vaisseaux sanguins, ont des propriétés antioxydantes, antiinflammatoires et anticancéreuses (**Kirassian, 2015**). La teneur en flavonoïdes exprimée en mg EQ/g d'extrait de *C. olitorius* est illustrée dans le **tableau III**.

Selon les résultats obtenus, les feuilles de *C. olitorius* présentent une teneur en flavonoïdes relativement élevée ($14.26 \pm 0,039$ mg EQ /g ES), qui semble être supérieur à celles trouvées par **Hamzah et al. (2014)**, **Patil et Jain (2019)** et **Chigurupati et al. (2020)**, qui ont montré que les teneurs en flavonoïdes totaux dans l'extrait méthanolique de feuilles de *C. olitorius* L.

étaient de 157.38 ± 0.38 mg EQ/100g, 2.050 mg/100 mg et 0.19 ± 0.05 mg RUE/g, respectivement.

La variation des résultats concernant la teneur en flavonoïdes dans les feuilles de *C. olitorius* peut être attribuée à plusieurs facteurs. Il est à noter que différentes études utilisent des standards différents pour quantifier les flavonoïdes. Dans la présente étude, la quercétine a été utilisée comme standard, tandis que **Chigurupati et ses collaborateurs (2020)** ont utilisé la rutine. Cette différence dans les standards utilisés peut contribuer à la variation des résultats observés.

En outre, la variation génétique est un facteur clé qui influence la teneur totale en flavonoïdes. Les plantes de la même espèce peuvent présenter des variations génétiques qui se traduisent par des différences dans leur profil phytochimique, y compris les flavonoïdes. De plus, des facteurs tels que les conditions géographiques et climatiques, ainsi que la maturité des plantes, la durée de stockage et les variations saisonnières, peuvent également influencer le contenu en flavonoïdes des plantes (**Aktumsek et al., 2013 ; Kaboré et al., 2021**).

2.4. Teneur en tanins condensés

La teneur en tanins condensés des feuilles de *Corchorus olitorius* L. est présentée dans le **tableau III**.

D'après les résultats obtenus, les feuilles de *C. olitorius* présentent une teneur en tanins condensés relativement faible (94.074 mg EC /g ES ± 0.0091), qui est nettement inférieure à celle rapportée par **Hamzah et al. (2014)**, qui ont signalé une teneur de 287.07 ± 0.16 mg EC/g ES.

3. Evaluation de l'activité antioxydante in-vitro

3.1. Capacité antioxydante totale (CAT)

À partir de l'équation de courbe d'étalonnage de l'acide gallique ($y=0.0055x$), on peut déterminer que l'extrait méthanolique des feuilles de *Corchorus olitorius* révèlent une capacité antioxydante totale de 146.909 ± 0.098 mg EAG/g ES (**figure 13**).

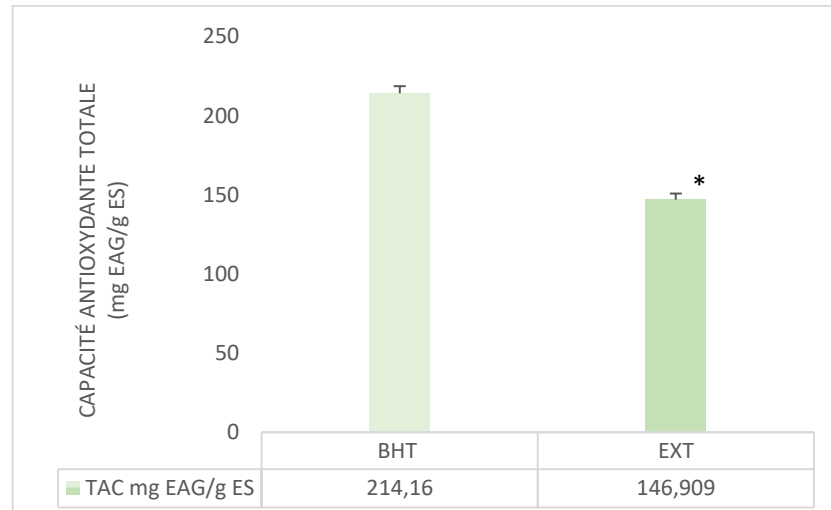


Figure 13. Capacité antioxydante totale d'extrait de feuilles de *Corchorus olitorius* L.

(*) Différence très hautement significative par rapport au BHT ($p < 0.001$).

Cependant, l'extrait possède une capacité antioxydante totale faible par rapport à l'antioxydant standard (214.16 ± 0.77 EAG/g ES). En revanche, cette capacité est supérieure à celle trouvée par **Adjatin et al. 2018** avec une valeur de 32.985 mg EAA/g ES.

L'augmentation de l'efficacité antioxydante totale dépend non seulement de la teneur en composés phénoliques, mais aussi de leur nature chimique spécifique et de leur proportion relative. Cette capacité antioxydante totale peut être attribuée à la richesse en polyphénols, particulièrement les flavonoïdes, ainsi qu'aux structures chimiques des molécules bioactives présentes dans l'extrait végétal (**Rice-Evans et al., 1996**).

3.2. Piégeage du radical libre DPPH

L'activité de piégeage du radical DPPH est évaluée en mesurant l'IC50. Ce paramètre représente la concentration d'extrait nécessaire pour neutraliser 50% des radicaux DPPH présents dans le milieu réactionnel. Plus la valeur d'IC50 est faible, plus l'extrait est considéré comme ayant une forte activité antioxydante et de piégeage des radicaux libres DPPH (**François, 2010**).

L'analyse cinétique de cette activité permet de déterminer les concentrations qui correspondent à 50 % d'inhibition (IC50), et la valeur de IC50 est exprimée en mg/ml (**Dawidowicz et al., 2012**).

Les résultats présentés dans la **figure 14** indiquent que l'extrait testé présente une activité antiradicalaire importante, avec valeur d'IC50 de 0.739 ± 0.02 mg/ml.

Il convient de comparer cette valeur à celle obtenue pour la vitamine C, un antioxydant de référence, qui est de 0.103 ± 0.01 mg/ml.

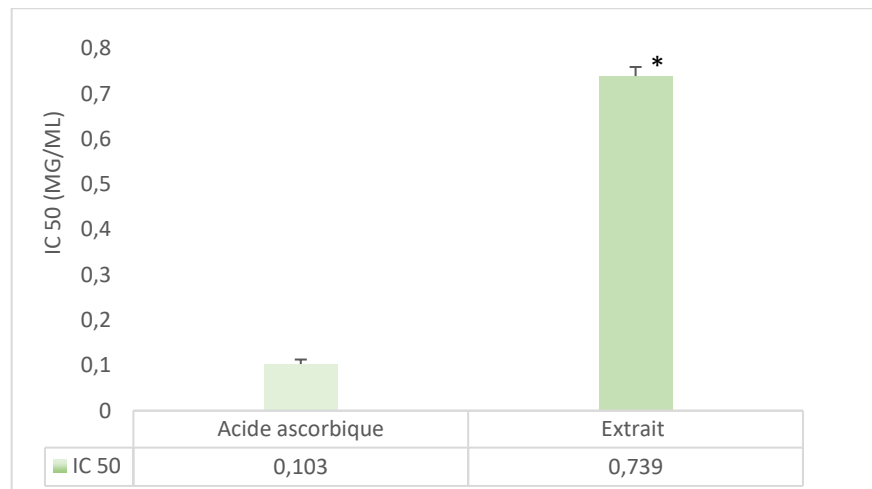


Figure 14. Activité scavenger de l'extrait hydrométhanolique de *Corchorus olitorius* L. à l'égard du radical DPPH.

(*) Différence très hautement significative par rapport à l'acide ascorbique ($p < 0.001$).

Dans l'étude menée par **Biswas et al. (2020)**, une activité antiradicalaire relativement élevée a été observée, avec une valeur d'IC₅₀ de 206.42 µg/ml. Cependant, d'autres études réalisées par **Yakoub et al. (2018)** ont rapporté des activités antiradicalaires encore plus élevées, avec des valeurs d'IC₅₀ de 48.66 ± 1.14 µg/ml pour l'extrait éthanolique et de 52.74 ± 0.82 µg/ml pour l'extrait hydroéthanolique. De plus, **Méité et ses collaborateurs (2018)** ont également constaté une activité antiradicalaire élevée, avec une valeur d'IC₅₀ de 41.1 ± 0.19 µg/ml.

La variation de la capacité scavenger peut être attribuée à la présence de composés polyphénoliques ayant des caractéristiques chimiques différentes et des polarités qui peuvent être dissoutes dans des solvants spécifiques, comme mentionné par **Yakoub et al. (2018)**. Par conséquent, la forte activité antiradicalaire des extraits peut être expliquée par leur teneur élevée en polyphénols, comme le soulignent les travaux de **Kaboré et al. (2021)**.

3.3. Réduction du fer : FRAP (Ferric Reducing Antioxidant power)

Le pouvoir réducteur de l'extrait brut des feuilles de *Corchorus olitorius* L. est mesuré par la réduction directe du Fe^{3+} en une forme ferreuse Fe^{2+} , déterminée par la détection spectrophotométrique à 700 nm (**Barku et al. 2013**).

Nous avons constaté que les absorbances de l'extrait testé augmentent proportionnellement aux concentrations utilisées. Les résultats obtenus révèlent que l'extrait des feuilles de *C. oleraceus* présente un pouvoir réducteur avec une IC₅₀ de 0.61 ± 0.023 mg/ml (figure 15).

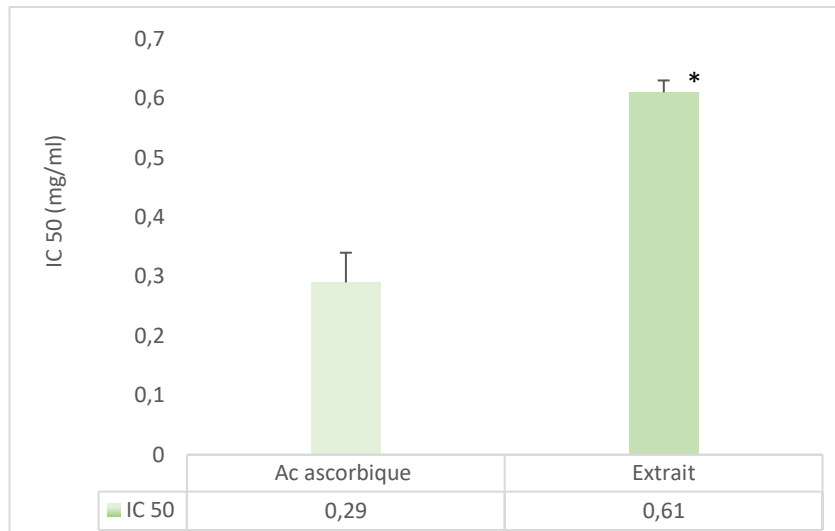


Figure 15. Pouvoir réducteur du fer ferrique de l'extrait de *Corchorus oleraceus* L.

(*) Différence très hautement significative par rapport à l'acide ascorbique ($p < 0.001$).

Yakoub et ses collaborateurs (2018) ont signalé un pouvoir réducteur moins important avec les extraits méthanolique, éthanolique et aqueux des feuilles de *C. oleraceus*, ayant des valeurs d'IC₅₀ de 1.925 mg/ml, 1.41 ± 0.03 mg/ml et 1.16 ± 0.07 mg/ml respectivement. En revanche, **Obeng et al. (2020)** ont rapporté une activité réductrice plus importante, avec une valeur d'IC₅₀ de 0.277 ± 0.1 mg/ml.

Le pouvoir réducteur de l'extrait méthanolique peut être attribué à la présence de groupement hydroxyle dans les composés phénoliques, qui peuvent servir de donneur d'électron (**Bougandoura et Bendimerad, 2013**).

Des études antérieures ont également montré que le pouvoir réducteur d'un composé peut servir comme d'indicateur significatif de son activité antioxydante potentielle (**Gulçin et al. 2005 ; Hinneburg et al. 2006**).

Cela suggère que l'extrait des feuilles de *C. oleraceus* a une capacité significative à réagir avec les radicaux libres pour les transformer en espèces non réactives plus stables et pour arrêter la réaction radicalaire en chaîne (**Que et al., 2017**).

4. Evaluation de l'activité anti-inflammatoire in vitro

4.1. Inhibition de la dénaturation de l'ovalbumine

La dénaturation des protéines est un phénomène bien documenté comme étant une cause de l'inflammation.

Ce processus peut entraîner la production d'auto-antigènes, qui sont impliqués dans le développement de certaines maladies arthritiques. Par conséquent, l'inhibition de la dénaturation des protéines a été largement utilisée comme un modèle expérimental in vitro pour l'évaluation de l'activité anti-inflammatoire. En d'autres termes, la capacité d'un extrait végétal à prévenir la dénaturation des protéines est considérée comme un bon indicateur de son potentiel anti-inflammatoire (Chandra *et al.*, 2012 ; Chaiyana *et al.*, 2016).

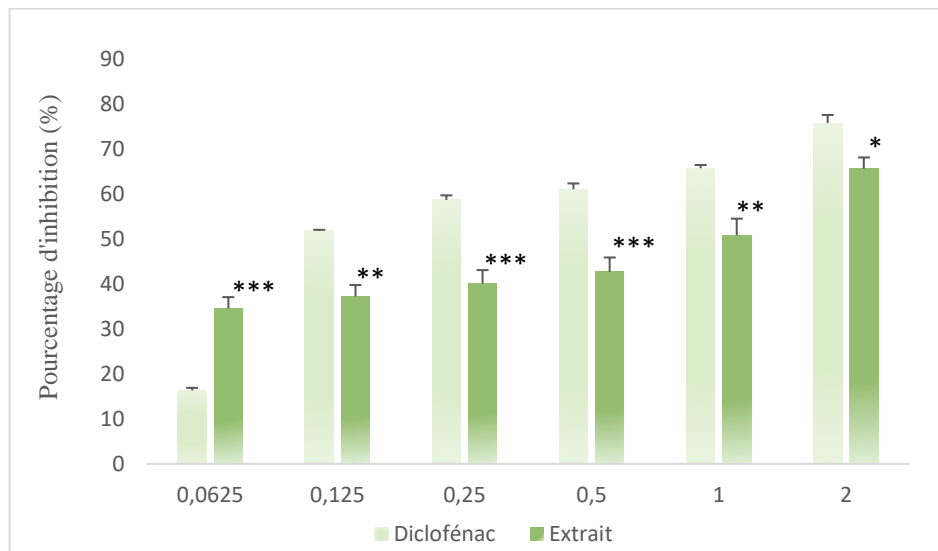


Figure 16. Pourcentages d'inhibition de la dénaturation d'ovalbumine à différentes concentrations de l'extrait de *Corchorus olitorius* L. et de Diclofénac.

(*) Différence significative par rapport au Diclofénac ($p < 0.05$).

(**) Différence hautement significative par rapport au Diclofénac ($p < 0.01$).

(***) Différence très hautement significative par rapport au Diclofénac ($p < 0.001$).

Les résultats obtenus (**figure 16**) montrent que l'extrait de *C. olitorius* inhibe la dénaturation de l'ovalbumine induite par la chaleur. L'inhibition observée est de 50.87% à une concentration de 1mg /ml de l'extrait, ce qui est statistiquement inférieure à l'activité de l'anti-inflammatoire de référence (Diclofénac), qui présente un pourcentage d'inhibition de 65.81 % à la même concentration. Ainsi, l'extrait inhibe la dénaturation de l'ovalbumine d'une manière concentration dépendante.

De plus, les résultats obtenus montrent une bonne activité anti-inflammatoire par rapport à d'autres études réalisées par **handoussa et al. (2013)**, qui ont obtenu un pourcentage d'inhibition de 40%.

Les résultats obtenus dans cette étude suggèrent que l'extrait méthanolique des feuilles de *Corchorus olitorius* présente une activité anti-inflammatoire *in vitro* en inhibant la dénaturation thermique de l'ovalbumine. Ces résultats sont en accord avec les travaux de **Williams et ses collaborateurs (2002)**, qui ont suggéré que l'extrait de la plante pourrait inhiber la dénaturation des protéines en interagissant avec les acides aminés exposés lors du chauffage. Cette interaction pourrait potentiellement limiter la libération de neutrophiles et de leurs lysosomes sur le site de l'inflammation.

Les constituants lysosomaux des neutrophiles comprennent des enzymes bactéricides et des protéinases qui, lorsqu'ils sont libérés à l'extérieur des cellules, peuvent causer une inflammation et des dommages tissulaires supplémentaires (**Govindappa et al., 2011**).

De plus, une étude réalisée par **Dufour et Dangles (2004)** a révélé une forte affinité entre l'albumine et la quercétine, un flavonoïde présent dans l'extrait de *Corchorus olitorius*. Cette interaction entre les polyphénols de l'extrait et l'albumine pourrait expliquer l'activité protectrice observée contre la dénaturation thermique de l'albumine.

5. Activité antifongique

Nous avons utilisé la méthode de diffusion par puits sur milieu gélose (PDA) *in vitro* pour évaluer le pouvoir antifongique de l'extrait hydrométhanolique de *Corchorus olitorius*. Nous avons mesuré le diamètre de la zone d'inhibition autour des puits contenant les différentes concentrations de l'extrait à tester vis-à-vis des souches fongiques : *Aspergillus* sp et *Penicillium* sp. Les souches fongiques sans extrait ont été utilisées comme témoin.

L'évaluation de l'effet antifongique montre que l'extrait avait une activité inhibitrice sur la croissance mycélienne de l'*Aspergillus* où la croissance bactérienne décroît d'une manière dose-dépendant. En revanche, l'extrait n'a montré aucune activité sur la croissance mycélienne de *Penicillium* (pas de zones d'inhibition) (**tableau VI ; figure 17**).

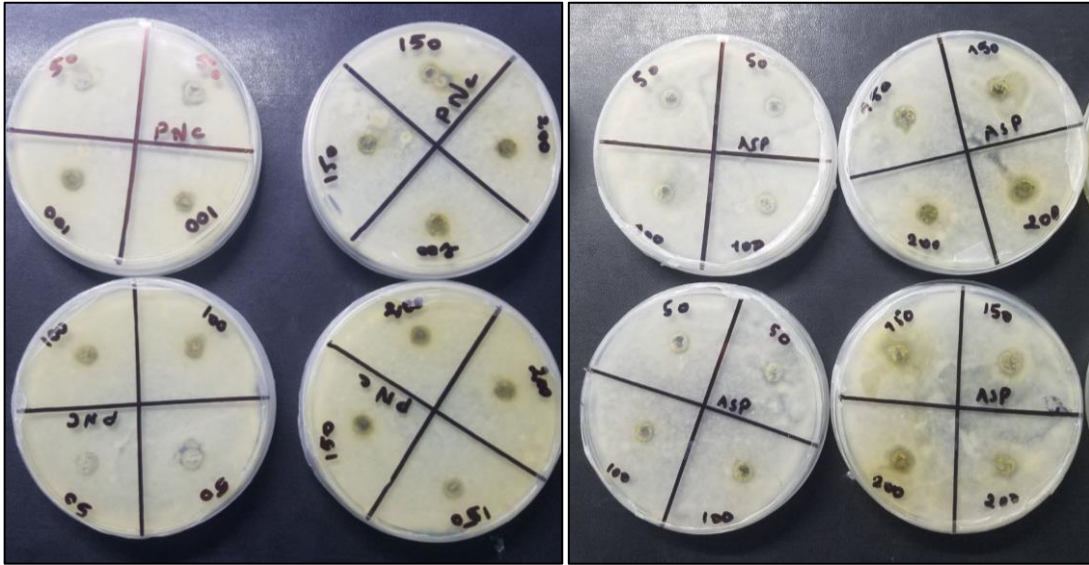


Figure 17. Résultats de l'activité antifongique d'extrait de *Corchorus olitorius* L. sur les souches *Aspergillus sp* et *Penicillium sp*.

Tableau IV: Diamètres des zones d'inhibition (mm).

Extraits	Concentrations d'extrait (mg/ml)			
	[50]	[100]	[150]	[200]
<i>Aspergillus sp</i>	8 mm	10 mm	11 mm	14 mm
<i>Penicillium sp</i>	-	-	-	-

(-) pas de zones d'inhibition.

Ihan et al. 2007 ont démontré que l'extrait de feuilles de *C. olitorius* possède un puissant effet antifongique contre l'*Aspergillus sp*, avec une zone d'inhibition de 12 mm de diamètre. Cependant, la même étude a révélé que cet extrait végétal était beaucoup moins efficace contre *Penicillium sp*. Dans ce cas, aucune zone d'inhibition n'a été observée. Ces résultats sont similaires à ceux obtenus dans la présente étude.

Les résultats de cette étude suggèrent que l'activité antifongique observée pourrait être attribuée à la présence de flavonoïdes dans l'extrait. Les flavonoïdes sont reconnus pour leurs propriétés antimicrobiennes contre un large spectre de micro-organismes. Ces composés phytochimiques ont démontré une efficacité contre des micro-organismes pathogènes pour l'homme (**Cushine et al., 2005**).

Conclusion

Aujourd'hui, l'usage des plantes médicinales représente un véritable patrimoine de l'humanité dans le domaine de la santé publique. Cette approche thérapeutique ancestrale tire sa force de la remarquable diversité des propriétés biologiques attribuées à la vaste gamme de molécules bioactives synthétisées par les végétaux.

Le présent travail s'est concentré sur l'étude physico-chimique, phytochimique et l'évaluation de l'activité antioxydante, anti inflammatoire et antifongique de l'extrait hydrométhanolique de feuilles de *Corchorus olitorius* L. récoltées dans la région d'El bouni, wilaya d'Annaba.

L'analyse physicochimique a montré que la poudre des feuilles de la plante étudiée présente un faible taux d'humidité et un taux moyen de cendres. L'extraction par macération de feuilles de *C. olitorius* a permis d'obtenir un rendement élevé.

L'analyse phytochimique quantitative des extraits étudiés montre la richesse de la plante en polyphénols, flavonoïdes et tanins condensés.

Les résultats de l'activité antioxydante suggèrent que les extraits exercent une bonne capacité à piéger les radicaux libres, ainsi qu'un bon pouvoir réducteur et une capacité antioxydante totale importante.

L'évaluation de l'effet anti-inflammatoire des extraits méthanoliques de feuilles montre une capacité importante à inhiber la dénaturation de l'ovalbumine.

Les résultats de l'étude antifongiques montrent que les extraits de *Corchorus olitorius* exercent une bonne activité inhibitrice à l'égard de la souche de champignons *Aspergillus sp*, tandis qu'aucune activité n'a été observée contre *Penicillium sp*.

En conclusion, cette étude met en évidence les propriétés intéressantes de l'extrait hydrométhanolique de feuilles de *Corchorus olitorius* L., notamment son activité antioxydante, anti-inflammatoire et antifongique. Ces résultats ouvrent la voie à de futures recherches approfondies sur les applications thérapeutiques potentielles de cette plante et la validation de son utilisation traditionnelle dans le domaine de la santé.

Références bibliographiques

A

Achat, S. (2013). Polyphénols de l'alimentation : Extraction, pouvoir antioxydant et interactions avec des ions métalliques [Phd thesis, Université d'Avignon ; Université Abderrahmane Mira - Bejaïa (Bejaïa, Algérie)].

<https://theses.hal.science/tel-00978529>

Adegoke, A. A., & Adebayo-Tayo, B. C. (2009). Phytochemical composition and antimicrobial effects of *Corchorus olitorius* leaf extracts on four bacterial isolates. *Journal of Medicinal Plants Research*, 3(3), 155-159.

Adjatin, A., Hounkpatin, A., Assogba, F., Djengue, W., Agbotta, P., Bénindicte, H., Dansi A., Gbenou J. and Amouzou, K. S. (2018). Phytochemical screening, antioxidant and cytotoxic activity of different morphotypes of *Corchorus olitorius* L. leaves in the central region of Benin Republic (West Africa). *Journal of Pharmacognosy and Phytotherapy*, 10(12), 195-203.

Ait Chabane, O. (2018). Etude des effets antimicrobiens des extraits bruts, phénoliques et à base d'huiles essentielles du Miswak (*Salvadora Persica*) sur les microorganismes responsables des infections buccales (caries dentaires, gingivite, parodontite, candidoses...etc). Thèse de doctorat, Université Abd Elhamid Ibn Badis, Mostaganem.

Aktumsek, A., Zengin, G., Guler, G. O., Cakmak, Y. S., et Duran, A. (2013). Antioxidant potentials and anticholinesterase activities of methanolic and aqueous extracts of three endemic *Centaurea* L. species. *Food and Chemical Toxicology*, 55, 290–296.

AOAC. (2000). **Official Methods of Analysis (13th edn).** Association of Official Analytical Chemist: Washington, D C. Agron. Fr (1), p12.

B

Bahorun, T., Gressier, B., Trofin, F., Brunet, C., Dine, T., Luyckx, M., Vasseur, J., Cazin, M., Cazin, J.C., Pinkas, M. (1996). Oxygen species scavenging activity of phenolic extracts from hawthorn fresh plant organs and pharmaceutical preparations. *Arzneimittel-Forschung*, 46(11) : 1086-1089.

Balajee, S. A., Kano, R., Baddley, J. W., Moser, S. A., Marr, K. A., Alexander, B. D., Andes, D., Kontoyiannis, D. P., Perrone, G., Peterson, S., Brandt, M. E., Pappas, P. G., & Chiller, T. (2009). Molecular identification of *Aspergillus* species collected for the Transplant-Associated Infection Surveillance Network. *Journal of clinical microbiology*, 47(10), 3138–3141. <https://doi.org/10.1128/JCM.01070-09>

Balasundram, N., Sundram, K., & Samman, S. (2006). Phenolic compounds in plants and agri-industrial by-products : Antioxidant activity, occurrence, and potential uses. *Food Chemistry*, 99(1), 191-203. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2005.07.042>

Barku, V. Y. A., Boye, A., & Quansah, N. (2013). Antioxidant and wound healing studies on the extracts of *Corchorus olitorius* leaf. *World Essays Journal* (1) : 67-73.

Becker, M. M., Nunes, G. S., Ribeiro, D. B., Silva, F. E. P. S., Catanante, G., & Marty, J.-L. (2019). Determination of the Antioxidant Capacity of Red Fruits by Miniaturized Spectrophotometry Assays. *Journal of the Brazilian Chemical Society*, 30, 1108-1114. <https://doi.org/10.21577/0103-5053.20190003>

- Benkhniq, O., Zidane, L., Fadli, M., Elyacoubi, H., Rochdi, A., & Douira, A. (2010).** Etude ethnobotanique des plantes médicinales dans la région de Mechraâ Bel Ksiri (Région du Gharb du Maroc). *Acta botánica barcinonensis*, 191-216.
- Benzohra, I. E., Megateli, M., Elayachi, B. A., Zekraoui, M., Djillali, K., Bouafia, A., & Benouis, S. (2019).** Journal Algérien des Régions Arides (JARA). *Journal Algérien des Régions Arides (JARA)*, 13(2), 01-11.
- Biswas A., Dey S., Li D., Liu Y., Zhang J., Huang S., & Deng Y. (2020).** Comparison of phytochemical profile, mineral content, and in vitro antioxidant activities of *Corchorus capsularis* and *Corchorus olitorius* leaf extracts from different populations. *Journal of Food Quality*, 1-14.
- Bitar, D., Lortholary, O., Dromer, F., Coignard, B., & Che, D. (2013).** Mycoses invasives en France métropolitaine, PMSI 2001–2010: Incidence, létalité et tendances. *Bulletin Épidémiologie Hebdomadaire*, 12, 109-114.
- Blama, A., & Mamine, F. (2013).** Etude ethnobotanique des plantes médicinales et aromatiques dans le sud algérien : le Touat et le Tidikelt. In 5. *Symposium international des plantes aromatiques et médicinales*, 17p.
- Blois, M. S., (1958).** Antioxidant determinations by the use of stable free radical. *Nature*. 4617(181), 1119-1200.
- BONNET P. (2015).** *Corchorus Olitorius* (PROTA). Plant Resources of Tropical Africa. 1 (529) : 1-2.
- Boudjellal, A., Boutelhig, A., Zoughaier, H., & Benhaoua, F. (2016).** Caractérisation du climat méditerranéen de la région d'Annaba, Algérie. *Revue des Energies Renouvelables*, 19(1), 85-96.
- Bougandoura, N., et Bendimerad, N. (2013).** Evaluation de l'activité antioxydante des extraits aqueux et méthanolique de *Satureja calamintha* ssp. *Nepeta* (L.) Briq. *Nature & Technology*, (9), 14.
- Branger, A. et al. (2007).** Alimentation et contrôle microbiologiques : champignons et mycètes : educagri. 203p.
- Brossa, R., Pintó-Marijuan, M., Francisco, R., López-Carbonell, M., Chaves, M. M., & Alegre, L. (2015).** Redox proteomics and physiological responses in *Cistus albidus* shrubs subjected to long-term summer drought followed by recovery. *Planta*, 241, 803-822.

C

- Cannon, C. P., & Cannon, P. J. (2012).** COX-2 inhibitors and cardiovascular risk. *Science*, 336(6087), 1386-1387.
- Chabasse, D. (2013).** Apport de l'examen direct dans les mycoses superficielles et profondes. *Journal de Biologie Médicale*, 1(4), 250-255.
- Chabrier, J. Y. (2010).** Plantes médicinales et formes d'utilisation en phytothérapie (Doctoral dissertation, UHP-Université Henri Poincaré).

- Chaiyana, W., Anuchapreeda, S., Leelapornpisid, P., Phongpradist, R., Viernstein, H., & Mueller, M. (2017).** Development of Microemulsion Delivery System of Essential Oil from Zingiber cassumunar Roxb. Rhizome for Improvement of Stability and Anti-Inflammatory Activity. *AAPS PharmSciTech*, 18(4), 1332-1342. <https://doi.org/10.1208/s12249-016-0603-2>
- Chandra, S., Chatterjee, P., Dey, P., & Bhattacharya, S. (2012).** Evaluation of in vitro anti-inflammatory activity of coffee against the denaturation of protein. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, 2(1), S178-S180.
- Chapeland-Leclerc, F., Papon, N., Noël, T., & Villard, J. (2005).** Moisissures et risques alimentaires (mycotoxicooses). *Revue francophone des laboratoires*, 2005(373), 61-66.
- Cheftel, J. C. (1980).** *Introduction à la biochimie et à la technologie des aliments*. Technique et Documentation: Enterprise Moderne .Vol 1 : 329P.
- Chigurupati, S., Aladhadh, H. S., Alhowail, A., Selvarajan, K. K., & Bhatia, S. (2020).** Phytochemical composition, antioxidant and antidiabetic potential of methanolic extract from *Corchorus olitorius* Linn. grown in Saudi Arabia. *Medicinal Plants-International Journal of Phytomedicines and Related Industries*, 12(1), 71-76.
- Cornely, O. A., Bassetti, M., Calandra, T., Garbino, J., Kullberg, B. J., Lortholary, O., Meersseman, W., Akova, M., Arendrup, M. C., Arikan-Akdagli, S., Bille, J., Castagnola, E., Cuenca-Estrella, M., Donnelly, J. P., Groll, A. H., Herbrecht, R., Hope, W. W., Jensen, H. E., Lass-Flörl, C., Petrikos, G., ... ESCMID Fungal Infection Study Group (2012).** ESCMID* guideline for the diagnosis and management of *Candida* diseases 2012: non-neutropenic adult patients. *Clinical microbiology and infection : the official publication of the European Society of Clinical Microbiology and Infectious Diseases*, 18 Suppl 7, 19-37.
- Cowan, M. M. (1999).** Plant Products as Antimicrobial Agents. *Clinical Microbiology Reviews*, 12(4), 564-582.
- Crozier, A., Jaganath, I. B., & Clifford, M. N. (2006).** Phenols, polyphenols and tannins : an overview. *Plant secondary metabolites: Occurrence, structure and role in the human diet*, 1, 1-25.
- Cushnie, T. T., & Lamb, A. J. (2005).** Antimicrobial activity of flavonoids. *International journal of antimicrobial agents*, 26(5), 343-356.

D

- Dawidowicz, A. L., Wianowska, D., & Olszowy, M. (2012).** On practical problems in estimation of antioxidant activity of compounds by DPPH method (Problems in estimation of antioxidant activity). *Food Chemistry*, 131(3), 1037-1043.
- Dawn, A., & Deep, S. (2020).** Thinking beyond tradition : Polyphenols as effective refolding modulators. *International journal of biological macromolecules*, 148, 969-978.
- Deguenon, E., Dougnon, V., Lozes, E., Maman, N., Agbankpe, J., Abdel-Massih, R. M., Djegui, F., Baba-Moussa, L., & Dougnon, J. (2019).** Resistance and virulence determinants of faecal *Salmonella* spp. isolated from slaughter animals in Benin. *BMC research notes*, 12(1), 317. <https://doi.org/10.1186/s13104-019-4341-x>

Desmier, T. (2016). Les antioxydants de nos jours : définition et applications. Thèse de doctorat d'état, Université de Limoges, France, 88 p.

Diete, S. H., Angbo-Kouakou, C. E. M., & Soro, Y. (2023). Morphological and ethnobotanical characterization of " Kroala" (*Corchorus olitorius* L.) cultivars, a traditional leafy vegetable consumed in the central regions of Côte d'Ivoire. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 17(2), 363-377.

Dufour, C., & Dangles, O. (2005). Flavonoid–serum albumin complexation: determination of binding constants and binding sites by fluorescence spectroscopy. *Biochimica et Biophysica Acta (BBA)-General Subjects*, 1721(1-3), 164-173.

E

Edmonds, J.M. (1990). Herbarium Survey of African *Corchorus* L. species. Systematic and Ecogeographic Studies on Crop Gene pools 4. IBPGR, Rome, Italy.

EKISSI, A. C., KOUAME, B. K., KOKO, C. A., Albert, Y. A. O., & Séraphin, K. A. T. I. (2020). Détermination des minéraux des feuilles du théier de savane (*Lippia multiflora*). *Afrique SCIENCE*, 16(2), 139-149.

F

Falleh, H., Ksouri, R., Chaieb, K., Karray-Bouraoui, N., Trabelsi, N., Boulaaba, M., & Abdelly, C. (2008). Phenolic composition of *Cynara cardunculus* L. organs, and their biological activities. *Comptes Rendus. Biologies*, 331(5), 372-379.

Fatianoff, N., & Gouet, P. (1969). Relation permettant de corriger rapidement et avec précision la matière sèche des ensilages sèches a l'étuve. In *Annales de zootechnie* (Vol. 18, No. 4, pp. 407-418).

Fondio, L. & Grubben, G.J.H., (2004). *Corchorus olitorius* L. In: PROTA 2:Vegetables/Légumes. [CD-Rom]. PROTA, Wageningen, Pays Bas.

FOUCAUD-SCHEUNEMANN, C., & HELINCK, S. (2009). Les micro-organismes au cœur des biotechnologies.

François N. (2010). Identification de polyphénols, évaluation de leur activité anti-oxydante et étude de leurs propriétés biologiques. Thèse de Doctorat en Chimie Organique. Paul Verlaine-Metz.108p.

G

Ghedira, K. (2005). Les flavonoïdes : Structure, propriétés biologiques, rôle prophylactique et emplois en thérapeutique. *Phytotherapie*, 3(4), 162-169. <https://doi.org/10.1007/s10298-005-0096-8>

Govindappa M., Naga Sravya S., Poojashri M.N., Sadananda T.S. and Chandrappa C.P. Antimicrobial, antioxidant and in vitro anti-inflammatory activity of ethanol extract and active phytochemical screening of *Wedelia trilobata* (L.) Hitchc, April 2011. J. *Journal of Pharmacognosy and Phytotherapy*. Vol. 3(3), p. 43-51.

Gülçin , I., Alici, H. A., and Cesur, M. (2005). Determination of in vitro antioxidant and radical scavenging activities of propofol. *Chemical & pharmaceutical bulletin*, 53, 281.

Gupta, D. (2015). Methods for determination of antioxidant capacity: A review. *International Journal of Pharmaceutical Sciences and Research*, 6(2), 546.

H

Habibou, H. H., Idrissa, M., Khalid, I., Benjamin, O., & Rabani, A. (2019). Activité Antioxydante des Extraits Méthanoliques de Différents Organes de *Detarium microcarpum* Guill. & Perr. *European Scientific Journal, ESJ*, 15(12), Article 12.

Hamia C., Guergab A., Rennane N., Birache M., Haddad M., Saidi M et yousfi M. (2014) Influence des solvants sur le contenu en composés phénoliques et l'activité antioxydante des extraits du *Rhanterium adpressium*. *Annales des sciences et technologie*. Vol 6. N° 1.

Hamzah, R. U., Jigam., A. A., Makun, H. A., & Egwim, E. C. (2014). *Phytochemical screening and Invitro Antioxidant Activity of Methanolic Extract of selected Nigerian vegetables.* <http://repository.futminna.edu.ng:8080/jspui/handle/123456789/3365>

Handoussa, H., Hanafi, R., Eddiasty, I., El-Gendy, M., El Khatib, A., Linscheid, M., Mahran, L., & Ayoub, N. (2013). Anti-inflammatory and cytotoxic activities of dietary phenolics isolated from *Corchorus olitorius* and *Vitis vinifera*. *Journal of Functional Foods*, 5(3), 1204-1216. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2013.04.003>

Halliwell B and Gutteridge J M C. (2007) *Free Radicals in Biology and Medicine*. Oxford University Press, Oxford (fourth edition).

Halliwell B., Gutteridge J. (2015). Oxygen toxicity, oxygen radicals, transition metals and disease. *Biochemical journal*. 219(1), 1.

Hernandez, J. A., Olmos, E., Corpas, F. J., Sevilla, F., et Del Rio, L. A. (1995). Salt-induced oxidative stress in chloroplast of pea plants. *Plant Science*, 105, 151-167.

Hinneburg, I., Damien Dorman, H. J., and Hiltunen, R. (2006). Antioxidant activities of extracts from selected culinary herbs and spices. *Food Chemistry*, 97, 122-129.

Hmid, I. (2013). Contribution à la valorisation alimentaire du grenadier Marocain (*Punica Granatum* L.). Caractérisation physicochimique et biochimique de leur jus. Thèse doctorat. L'Université d'Angers (France).

I

Ifon E.T., & Bassir O. (1980). The nutritive value of some Nigerian leafy green vegetables Part 2: The distribution of protein, carbohydrates (including ethanol-soluble simple sugars), crude fat, fibre and ash. *Food Chemistry*, 5(3), 231-235.

Ilhan, S., SAVAROĞLU, F., & ÇOLAK, F. (2007). Antibacterial and Antifungal Activity of *Corchorus olitorius* L.(Molokhia) Extracts. *International Journal of Natural & Engineering Sciences*, 1(3).

Islam, M. M. (2013). Biochemistry, medicinal and food values of jute (*Corchorus capsularis* L. and *C. olitorius* L.) leaf: a review. *Int J Enhanc Res Sci Technol Eng*, 2(11), 135-44.

J

John, K. K., & Shcherazade, D. O. S. F. (2021). Activité Anti-Inflammatoire Et Études Phytochimiques De L'extrait Aqueux Des Écorces *Distemonanthus Benthamianus* Baill.(*Caesalpinaceae: Leguminosae-Caesalpinioideae*). *European scientific Journal*, 17(7), 74-93.

Julkunen-Tiitto, R. (1985). Phenolic constituents in the leaves of northern willows: Methods for the analysis of certain phenolics. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 33(2), 213-217.

K

Kabore, S.K., Touré, A., Kouame, B., Bamba, A.E., Kabran, A.F., Kadio, B.D., Konan, D., Attioua, K.B., Coulibaly, W.K., & Claude, A.L. (2021). Phytochemical screening and antioxidant activity of leaves of *Amaranthus hybridus* L., *Corchorus olitorius* L and *Hibiscus sabdariffa* L. grown in northern of Côte d'Ivoire. GSC Biological and Pharmaceutical Sciences.

Karabin, M., Hudcova, T., Jelinek, L., & Dostalek, P. (2015). Biotransformations and biological activities of hop flavonoids. *Biotechnology Advances*, 33(6), 1063-1090.

KIEBRE, M., Kando, P., Kiebre, Z., Mahamadou, S., Sawadogo, N., Sawadogo, B., NANEMA, R., & Traore, E. (2016). Evaluation agromorphologique d'accessions de corète potagère (*Corchorus olitorius*. L) du Burkina Faso. *International Journal of Innovation and Applied Studies*, 14, 198-209.

Kirassian, C. (2015). Le cassis et la reine des prés: deux plantes aux propriétés antiinflammatoires

Kousha, M., Tadi, R., Soubani, A. O. (2011). Pulmonary aspergillosis: a clinical review. *European Respiratory Review*, 20(121), 156-174.

Krief S., (2003) : Métabolites secondaires des plantes et comportement animal, thèse doctorat, muséum national d'histoire naturelle, 32p.

Kundu, B.C., (1951). Origin of jute. *Indian J. Genet. Plant Breed.* 11, 95–99.

L

Le Pogam, P., Chollet-Krugler, M., & Boustié, J. (2015). Présentation des métabolites secondaires lichéniques: de leur biosynthèse à leur rôle au sein du thalle lichénique. *Bull. Ass. fr. lichénologie*, 40, 201-210.

Loumerem, M., & Alercia, A. (2016). Descriptors for jute (*Corchorus olitorius* L.). *Genetic resources and crop evolution*, 63, 1103-1111.

M

Mahmoud, A. S., Thao, N., & Mario, A. (2016). *Corchorus Olitorius* Linn: A Rich Source of Ω 3-Fatty Acids. *Pharmaceutica analytica acta*, 7(6), 486. <https://doi.org/10.4172/2153-2435.1000486>

Marliyah M. and Ananthi T. In vitro anti-inflammatory activity of seed extract of *Zea Mays* (L.), 2015. J. *Journal of Global Biosciences*. Vol. 4, n°5, p. 2168-2173.

Matschke, V., Theiss, C., & Matschke, J. (2019). Oxidative stress: the lowest common denominator of multiple diseases. *Neural regeneration research*, 14(2), 238-241.

Méité, S., Agbo, A. E., Koffi, A. H., Djaman, A., David, J., & N'guessan. (2018). *STUDY OF ANTIOXIDANT ACTIVITY LEAVES OF CORCHORUS OLITORIUS AND SOLANUM MACROCARPON.*

Mergthem, R. (2009). *Eléments de Biochimie végétale: À l'usage en pharmacie, sciences alimentaires et sciences de la nature et de la vie.*p.171.

Mizushima, Y., & Kobayashi, M. (1968). Interaction of anti-inflammatory drugs with serum proteins, especially with some biologically active proteins. *The Journal of pharmacy and pharmacology*, 20(3), 169–173. <https://doi.org/10.1111/j.2042-7158.1968.tb09718.x>

N

Nsemi F. M. (2010). Identification de polyphénols, évaluation de leur activité antioxydante et étude de leurs propriétés biologiques (Doctoral dissertation, Université Paul Verlaine-Metz).

Niki, E. (2018). Oxidative stress and antioxidants: Distress or eustress ?. *Free Radical Biology and Medicine*, 124, 564.

O

Obeng E., Kpodo F.M., Tettey C.O., Essuman E.K., & Adzinyo O.A. (2020). Antioxidant, total phenols and proximate constituents of four tropical leafy vegetables. *Scientific African Journal Pre-proof*, 7, 1-18.

Oboh, G., Ademiluyi, A. O., Akinyemi, A. J., Henle, T., Saliu, J. A., & Schwarzenbolz, U. (2012). Inhibitory effect of polyphenol-rich extracts of jute leaf (*Corchorus olitorius*) on key enzyme linked to type 2 diabetes (α -amylase and α -glucosidase) and hypertension (angiotensin I converting) in vitro. *Journal of functional foods*, 4(2), 450-458.

Oei P (2005). La culture des champignons à petite échelle : pleurotes, shiitakes et auriculaires. Wageningen, PaysBas : Fondation Agromisa, CTA.

Office National des Statistiques [ONS]. (2020). Annuaire statistique de la wilaya d'Annaba

O'Kelly, B. C. (2004). Accurate Determination of Moisture Content of Organic Soils Using the Oven Drying Method. *Drying Technology*, 22(7), 1767-1776.

Omolola A.O., Kapila P.F., & Silungwe H.M. (2019). Mathematical modeling of drying characteristics of Jew's mallow (*Corchorus olitorius*) leaves. *Information Processing in Agriculture*, 6(1), 109-115.

Onwordi C.T., Ogungbade A.M., & Wusu A.D. (2009). The proximate and mineral composition of three leafy vegetables commonly consumed in Lagos, Nigeria. *African Journal of Pure and Applied Chemistry*, 3(6), 102-107

Osawaru, M. E., Ogwu, M. C., Chime, A. O., & Amorighoye, A. R. (2012). Morphological evaluation and protein profiling of three accessions of Nigerian *Corchorus* Linn. species. *Bayero Journal of Pure and Applied Sciences*, 5(1), 26-32.

Özdenefe, M. S., Muhammed, A., Süer, K., Güler, E., Aysun, H., & Takcı, M. (2018). Determination of antimicrobial activity of *Corchorus olitorius* leaf extracts. *Cyprus Journal of Medical Sciences*, 3, 159-164.

P

Pan Y., Wang K., Huang S., Wang H., Mu X., He C., Ji X., Zhang J., Huang F. (2008). Antioxydant activity of microwave-assisted extract of longan (*Dimocarpus longa* Lour.) peel. *Food chemistry*; 106:1264-1270.

Patil, D. K., & Jain, A. P. (2019). Extraction, Qualitative and Quantitative Determination of Secondary Metabolites of *Corchorus Olitorius*. *Journal of Drug Delivery and Therapeutics*, 9(1-s), Article 1-s.
<https://doi.org/10.22270/jddt.v9i1-s.2340>

Pattnaik S. Subramanyam V. R. et Kole C.1996. Antibacterial and antifungal activity of essential oils in vitro. *Microbios*, (86) pp. 237-246.

Ponce, A. G., Fritz, R., Del Valle, C., & Roura, S. I. (2003). Antimicrobial activity of essential oils on the native microflora of organic Swiss chard. *LWT - Food Science and Technology*, 36(7), 679-684.

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

Q

Que, F., Mao, L., & Pan, X. (2006). Antioxidant activities of five Chinese rice wines and the involvement of phenolic compounds. *Food Research International*, 39(5), 581-587.

Quézel, P., & Santa, S. (1962-1963). Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales. Éditions du Centre National de la Recherche Scientifique.

R

Rice-Evans, C.A., Miller, N.J., Paganga, G.G. (1996). Structure-antioxidant activity relationships of flavonoids and phenolic acids. *Free Radical Biology and Medicine*; 20: 933-956.

S

- Samson, R. A., Houbraken, J., Thrane, U., Frisvad, J. C., & Andersen, B. (2019).** *Food and indoor fungi*. Westerdijk Fungal Biodiversity Institute.
- Schippers R.R. (2004).** Légumes Africains Indigènes : présentation des espèces cultivées, CTA édition Margraf Publishers, P 410-435.
- Sezaki, M., Hayashi, Y., Wang, Y., Johansson, A., Umemoto, T., & Takizawa, H. (2020).** Immuno-Modulation of Hematopoietic Stem and Progenitor Cells in Inflammation. *Frontiers in immunology*, 11, 585367. <https://doi.org/10.3389/fimmu.2020.585367>
- Singleton V.L., Rossi J.A. (1965).** Colorimetry of total phenolics with phosphomolibdic phosphotungstic acids reagents. *Am. J. Enol. Vitic.* 16, 144–158.
- Soubrier, M., Rosenbaum, D., Tatar, Z., Lahaye, C., Dubost, J. J., & Mathieu, S. (2013).** Anti-inflammatoires non stéroïdiens et vaisseaux. *Revue du rhumatisme*, 80(3), 204-208.
- Soro, L. C., Atchibri, L. O., Kouadio, K. K., & Kouamé, C. (2012).** Evaluation de la composition nutritionnelle des légumes feuilles. *J. Appl. Biosci.* 51, 3567-3573.
- Sultana, B., Anwar, F., & Ashraf, M. (2009).** Effect of extraction solvent/technique on the antioxidant activity of selected medicinal plant extracts. *Molecules*, 14(6), 2167– 2180.
- Stalikas C. D. (2007).** Extraction, separation, and detection methods for phenolic acids and flavonoids. *Journal of separation science*, 30(18), 3268–3295.

T

- Tamert, A., Latreche, A., & Aouad, L. (2017).** Criblage phytochimique et activité antimicrobienne des extraits de *Thymus serpyllum* et de *Thymus vulgaris* du mont de Tessala (Algérie occidentale). *Phytothérapie*, 15(6), 384.
- Tu, W., Wang, H., Li, S., Liu, Q., & Sha, H. (2019).** The anti-inflammatory and anti-oxidant mechanisms of the Keap1/Nrf2/ARE signaling pathway in chronic diseases. *Aging and disease*, 10(3), 637.

V

- Verbois,S. (2015).** La phytothérapie. Une synthèse de référence illustrée pour découvrir les vertus et profiter des bienfaits des plantes. Eyrolles Pratique.190p.

W

- Wan, J., Wilcock, A., & Coventry, M. J. (1998).** The effect of essential oils of basil on the growth of *Aeromonas hydrophila* and *Pseudomonas fluorescens*. *Journal of applied microbiology*, 84(2), 152–158. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2672.1998.00338.x>

Williams, L. A. D., Vasquez, E. A., Milan, P. P., Zebitz, C., & Kraus, W. (2002). In vitro anti-inflammatory and antimicrobial activities of phenylpropanoids from *Piper betle* L. (Piperaceae). *Natural Products in the New Millennium: Prospects and Industrial Application*, 221-227.

Sites Web

Global Biodiversity Information Facility. (2024). *Corchorus olitorius* L.

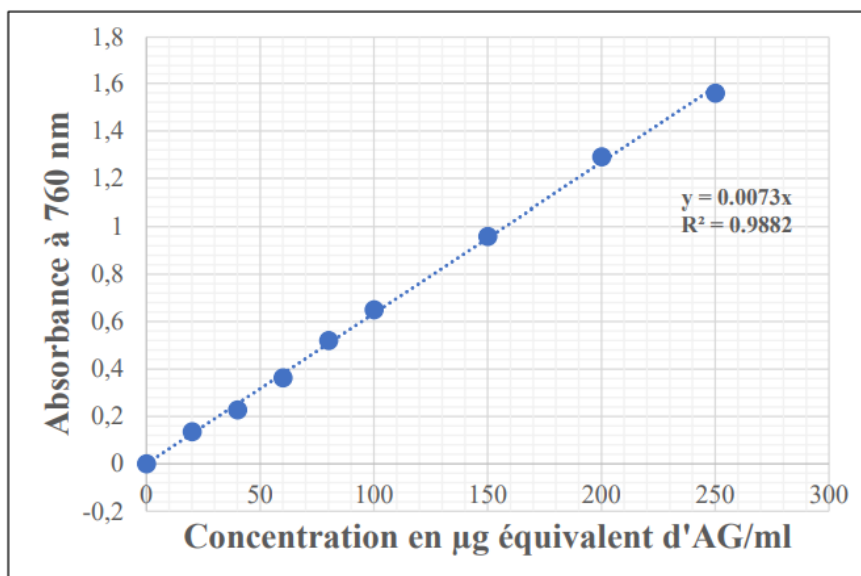
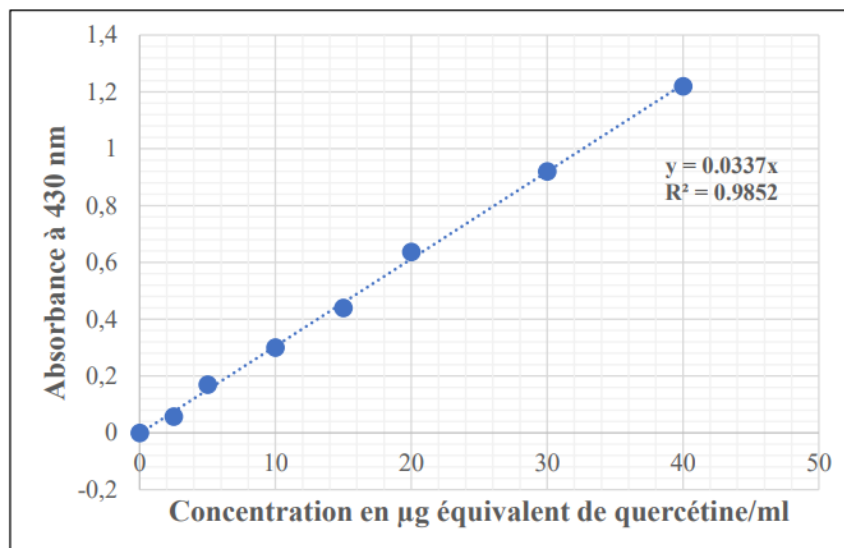
<https://www.gbif.org/species/3152084>

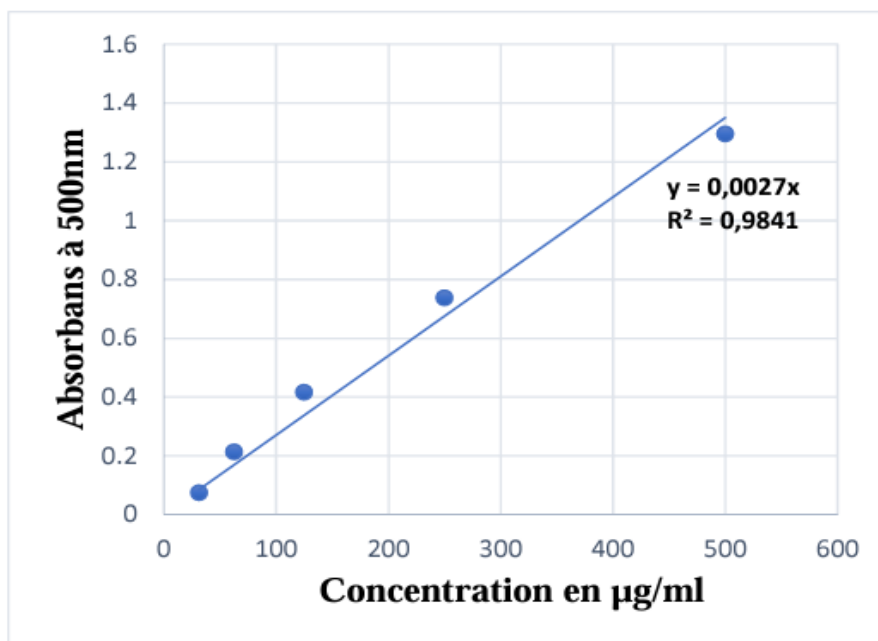
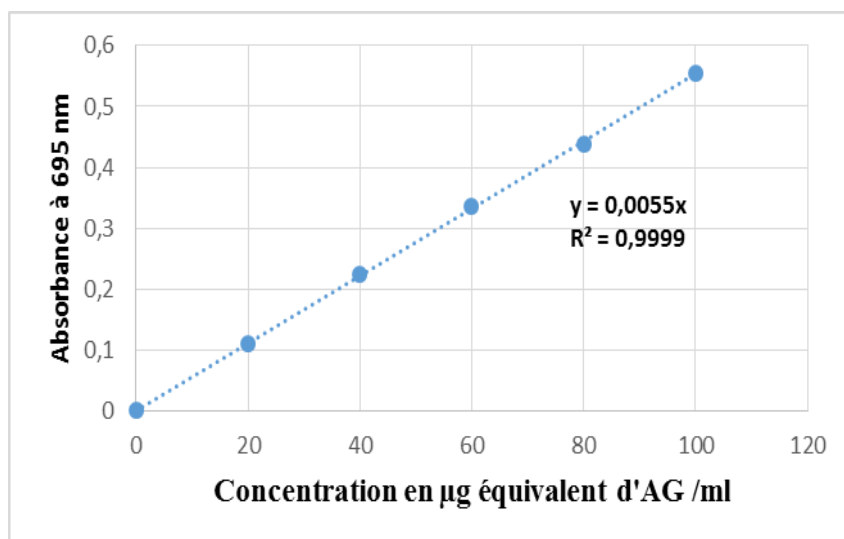
Daniel. (2021, septembre 21). *Corète potagère (Corchorus olitorius)*. iNaturalist ; iNaturalist.

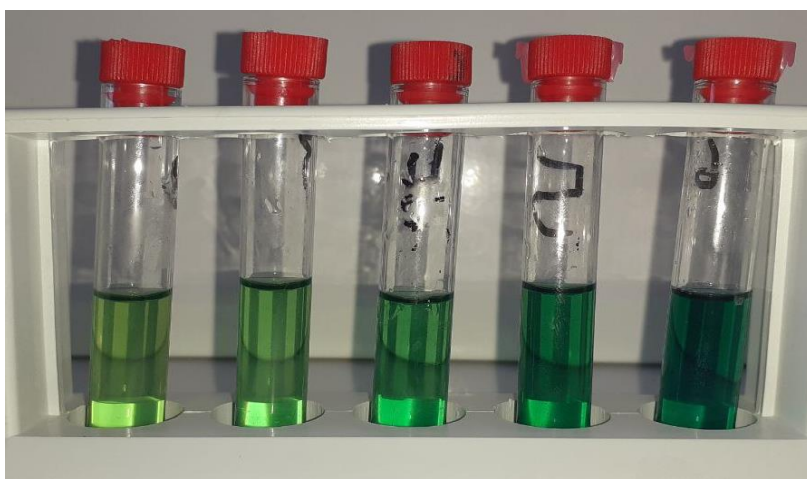
<https://www.inaturalist.org/observations/95707464>

Google Maps. (s. d.). El Bouni.

<https://www.google.com/maps/place/El+Bouni/@36.8271638,7.6921199,11z/data=!4m6!3m5!1s0x12f0083c89f46443:0xd2d8b6a35d1ce8cc!8m2!3d36.8548216!4d7.741302!16s%2Fm%2F03wdg4v?entry=ttu>

Annexe 1. Courbe d'étalonnage de l'acide gallique.**Annexe 2.** Courbe d'étalonnage de la quercétine.

Annexe 3. Courbe d'étalonnage de la catéchine.**Annexe 4.** Courbe d'étalonnage d'acide gallique.

Annexe 5. Réduction du radical DPPH•**Annexe 6. Réduction de fer ferrique Fe^{3+} en fer ferreux Fe^{2+}** **Annexe 7. Réduction d'ions molybdate MoO_4^{2-} à molybdate Mo (V) MoO_2^+** 

Résumé

Dans le cadre de la valorisation des plantes médicinales de la flore algérienne et méditerranéenne, cette étude a été réalisée pour mener une analyse physicochimique, phytochimique et évaluer l'activité antioxydante, anti-inflammatoire et antifongique de l'extrait hydrométhanolique de feuilles *Corchorus olitorius* L., également connue en Algérie sous le nom de Mouloukhia. Un extrait brut de feuilles de cette plante a été préparé par macération dans du méthanol à 70%. L'analyse phytochimique a révélé la richesse de l'espèce en métabolites secondaires, notamment en polyphénols (193.84 mg EAG/g ES), flavonoïdes (14.26 ± 0.039 mg EQ/g ES) et tanins condensés (94.074 ± 0.0091 mg EC /g ES). L'activité antioxydante de l'extrait méthanolique a été évaluée en utilisant trois tests à savoir la capacité antioxydante totale (TAC), le Piégeage du radical DPPH et le pouvoir réducteur de fer (FRAP), démontrant une activité significative. L'extrait hydrométhanolique de feuilles de *Corchorus olitorius* a également montré une activité anti-inflammatoire importante en inhibant la dénaturation de l'ovalbumine jusqu'à 65 %. L'activité antifongique a été évaluée par la technique de diffusion sur gélose vis-à-vis de deux souches, révélant une bonne activité antifongique contre la souche de champignons *Aspergillus sp.*, tandis qu'aucune activité n'a été observée contre *Penicillium sp.* En conclusion, cette étude met en évidence les activités biologiques importantes de *Corchorus olitorius* et suggère que cette plante pourrait être un excellent candidat pour des applications pharmacologiques.

Mots clés : *Corchorus olitorius* L., polyphénols, flavonoïdes, activité antioxydante, activité anti-inflammatoire, activité antifongique.

Abstract

As part of the valorization of medicinal plants from the Algerian and Mediterranean flora, this study was conducted to perform physicochemical and phytochemical analysis and evaluate the antioxidant, anti-inflammatory, and antifungal activities of the hydromethanolic extract of *Corchorus olitorius* L. leaves, also known as Mouloukhia in Algeria. A crude extract of the plant's leaves was prepared by maceration in 70% methanol. Phytochemical analysis revealed the abundance of secondary metabolites in the species, particularly polyphenols (193.84 mg GAE/g DE), flavonoids (14.26 ± 0.039 mg QE/g DE), and condensed tannins (94.074 ± 0.0091 mg CE/g DE). The antioxidant activity of the methanolic extract was evaluated using three tests, namely total antioxidant capacity (TAC), DPPH radical scavenging, and ferric reducing power (FRAP), demonstrating significant activity. The hydromethanolic extract of *Corchorus olitorius* leaves also exhibited significant anti-inflammatory activity by inhibiting ovalbumin denaturation up to 65%. Antifungal activity was evaluated using the agar diffusion technique against two strains, revealing good antifungal activity against *Aspergillus sp.*, while no activity was observed against *Penicillium sp.* In conclusion, this study highlights the significant biological activities of *Corchorus olitorius* and suggests that this plant could be an excellent candidate for pharmacological applications.

Keywords: *Corchorus olitorius* L., polyphenols, flavonoids, antioxidant activity, anti-inflammatory activity, antifungal activity.

المخلص

في إطار تعزيز النباتات الطبية في الجزائر والبحر المتوسط، تم إجراء هذه الدراسة التي تهدف للتحليل الفيزيوكيميائي والفيوتوكيميائي وقياس النشاط المضاد للأوكسدة والمضاد للالتهابات والمضاد للفطريات للمستخلص المائي-الميثانولي لأوراق *Corchorus olitorius* L.، المعروف أيضاً في الجزائر باسم Mouloukhia. تم تحضير مستخلص خام من أوراق هذا النبات بواسطة عملية الغمر في متانول 70%. كشف التحليل الفيتوكيميائي عن غنى النوع بالمركبات الثانوية، بما في ذلك البوليفينول (193.84 mg EAG/g ES)، الفلغونويدات (14.26 ± 0.039 mg EQ/G ES) والتانينات المكثفة (94.074 ± 0.0091 mg EC /g ES). تم تقييم نشاط الأوكسدة باستخدام ثلاثة اختبارات هي القدرة المضادة للأوكسدة الكاملة (TAC)، DPPH، والقدرة على التثبيط الحديدي (FRAP)، أظهرت نشاطاً ملموساً. كما أظهر نشاط تخرب الأوفالومين بنسبة تصل إلى 65%. تم تقييم النشاط المضاد للفطريات باستخدام تقنية الانتشار على الجيلوز ضد سلالتين، مما كشف عن نشاط مضاد للفطريات جيد ضد سلالة الفطر *Aspergillus sp.*، بينما لم يلاحظ أي نشاط ضد *Penicillium sp.* وفي الختام، تسلط هذه الدراسة الضوء على الأنشطة الحيوية المهمة لنبات *Corchorus olitorius* وتشير إلى أن هذا النبات يمكن أن يكون مرشحاً ممتازاً لتطبيقات صيدلانية.

الكلمات الرئيسية: *Corchorus olitorius* L.، بوليفينولات، فالغونويدات، نشاط مضاد للأوكسدة، نشاط مضاد للالتهاب، نشاط مضاد للفطريات.