

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université Abderrahmane Mira-Bejaia

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de Biologie Physico-Chimique
Filière : Sciences Biologiques
Spécialité : Biochimie Appliquée



Réf:.....

Mémoire de Fin de Cycle
En vue de l'obtention du diplôme

MASTER

Thème

**Evaluation des propriétés biologiques des extraits
des parties des fleurs d'une plante médicinale
locale**

Présenté par :

MOUSSAOUI Leticia ET AISSANI Lydia

Membres de jury :

Mr TACHERFIOUT Mustapha	MCA	Président
Mme DEBBACHE-BENAIIDA Nadjet	Pr	Examinatrice
Mme YOUS Farah	MCB	Encadrante

Année universitaire : 2024/2025

Remerciements

Nous arrivons au terme d'un travail qui représente bien plus que des pages écrites, c'est le fruit d'un parcours, d'un apprentissage, de remises en question, de défis relevés ensemble, et surtout d'une aventure humaine et académique que nous n'oublierons jamais.

Avant toute chose, nous remercions Dieu pour la force, la patience et l'endurance qu'il nous a accordé tout au long de ce chemin.

Nous exprimons notre profonde gratitude à notre encadrante **Mme YOUS Farah**, pour sa confiance, ses orientations précieuses, sa disponibilité et ses conseils avisés. Votre accompagnement a été un véritable appui dans la réalisation de ce mémoire.

Je remercie sincèrement Monsieur **TACHERFIOUT** et Madame **DEBBACHE-BENAIIDA** pour leur présence au sein de mon jury, ainsi que pour leurs remarques pertinentes et leur contribution précieuse à l'évaluation de ce travail. Nos remerciements s'adressent également à l'ensemble du corps enseignant et au personnel de la faculté des sciences de la nature et de la vie, pour la qualité de leur enseignement, leur rigueur et leur soutien tout au long de notre formation.

Nous tenons à saluer nos familles respectives, véritables piliers dans nos vies. À nos parents, merci pour vos prières, votre patience et vos encouragements constants, même dans nos moments de doute ou de fatigue. À nos frères, sœurs et proches, merci pour votre amour et votre présence rassurante.

Nous n'oublions pas nos camarades de laboratoire, **Feriel** et **Sonia**, avec qui nous avons partagé non seulement le matériel, mais aussi les idées, les moments de stress, les réussites et les fous rires. Merci pour votre aide, votre bonne humeur et votre présence constante tout au long de nos travaux pratiques.

À toutes les personnes qui, de près ou de loin, ont contribué à l'élaboration de ce mémoire, du fond du cœur, merci.

Dédicace

Je dédie ce travail à Dieu, pour sa guidance et sa lumière tout au long de cette aventure.

À mes parents, pour leur amour, leur soutien constant et leurs sacrifices, sans lesquels je n'aurais jamais pu aller aussi loin.

*À mes frères et sœurs **Lyes, Sarah et Ines**, pour leur complicité, leurs encouragements et leur présence rassurante.*

*À mes cousines **Lydia, Manal et Sabrina**, pour leur soutien et les moments de joie partagés.*

*À mes amis **Nihad, Meriem, Céline, Yasmine, et Katia**, pour leur amitié sincère, leurs rires et leur soutien moral, qui m'ont aidé à traverser les moments difficiles.*

*À mon binôme **Lydia**, pour ton aide précieuse, ton soutien et ton esprit d'équipe. Merci d'avoir partagé cette aventure avec moi.*

Chacun de vous a contribué de manière unique à l'accomplissement de ce travail, et je vous en suis profondément reconnaissante.

LETICIA

Dédicace

Avant toute chose, je tiens à remercier Allah, source de toute sagesse et force, sans qui ce travail n'aurait pu voir le jour.

*Je dédie ce mémoire à mes parents **Lemenour** et **Farida**, pour leur soutien indéfectible, leur bienveillance et leurs sacrifices, qui ont été essentiels dans la réalisation de mon parcours académique, vos prières ont été ma lumière.*

*À mes chères sœurs, **Kenza**, **Ahlam** et **ikram**, pour leur présence constante, leur compréhension et leur encouragement tout au long de ce projet, leur soutien a été une source de motivation précieuse.*

*À mon frère **Akli**, source de joie et de motivation quotidienne.*

*À mon fiancé, **Fares** pour sa patience et sa présence rassurante à chaque étape de ce chemin, son soutien et sa confiance en moi, et son implication, qui m'ont permis de poursuivre mes ambitions sereinement.*

*Sans oublier mon binôme **Leticia** pour son soutien moral, sa patience et sa compréhension tout au long de ce projet. À tous ceux et celles qui, de près ou de loin, ont contribué à ce travail.*

À vous tous, merci du fond du cœur.

Lydia

Table des matières

Liste des figures

Liste des tableaux

Liste des abréviations

Introduction.....1

Chapitre I : Synthèse bibliographique

I. Médecine traditionnelle.....	2
I.1. Les plantes médicinales	2
I.1.1. Rôle des plantes médicinales.....	2
I.2. Généralité sur <i>Laugunaria Patersonia</i>	2
I.2.1. Présentation de <i>Laugunaria Patersonia</i>	2
I.2.2. Classification taxonomique.....	3
I.2.3. Répartition géographique.....	4
I.2.4. Composition chimique et propriétés thérapeutiques.....	4
II. Métabolites secondaires.....	4
II.1. Composés phénoliques.....	4
II.1.1. Biosynthèse des composés phénoliques.....	5
II.1.2. Classification des composés phénoliques.....	5
II.2. Méthodes d'extraction des composés bioactifs.....	10
III. Evaluation des propriétés biologiques.....	11
III.1. Stress oxydatif.....	11
III.1.1 Définition.....	11
III.1.2. Espèces réactives de l'oxygène (ROS).....	11
III.2. Activité antioxydants.....	12
III.3. Inflammation.....	12
III.3.1. Définition.....	12
III.3.2. Classification.....	12
III.3.3. Inflammation et stress oxydant.....	13
III.3.4. Agents anti-inflammatoires.....	13
III.3.5. Activité anti-inflammatoire.....	14

Chapitre II : Matériel et méthodes

I. Matériel utilisé.....	15
I.1. Matériel végétale.....	15
I.2. Matériel de laboratoire.....	15
II. Méthodes.....	16
II.1. Préparation de l'extrait des pétales et étamines.....	16
II.2. Extraction.....	17
III. Evaluation de la composition phytochimique.....	18
III.1. Dosage des polyphénols totaux.....	18
III.2. Dosage des flavonides et des flavonols.....	18
III. 3. Dosage des tanins condensés.....	19
III.4. Dosage des tanins hydrolysables.....	19
III.5. Dosage des saponines.....	20
III.6. Dosage des sucres totaux.....	20
IV. Evaluation de l'activité antioxydants.....	20
V. Evaluation de l'activité antiinflammatoire.....	22
VI. Analyse statistique.....	23

Chapitre II : Résultats et discussion

I. Rendement d'extraction.....	24
II. Evaluation de la composition phytochimique.....	24
II.1. Teneur en polyphénols totaux.....	25
II.2. Teneur en flavonoïdes et flavonols.....	25
II.3. Teneur en tanins (condensés et hydrolysables)	26
II.4. Teneur en saponines.....	27
II.5. Teneur en sucres totaux.....	27
III. Evaluation de l'activité biologique.....	27
III.1. Activité antioxydants.....	27
III.2. Activité antiinflammatoire.....	2
Conclusion	33

Références

Annexe

Résumé

Liste des Figures

Numéro	Titre	Page
1	Fleurs de <i>L. patersonia</i>	03
2	Structure de base des phénols simples	06
3	Types d'acides phénoliques : acide benzoïque et acide cinnamique	06
4	Structures chimiques des flavonoïdes	07
5	Tanins condensés avec sous-classes répertoriées	08
6	Tanins hydrolysables : les tanins galliques et tanins éllagiques	09
7	Pétales et Etamines de <i>Lagunaria patersonia</i>	15
8	Séchage des pétales et étamines des fleurs <i>L. patersonia</i>	16
9	Broyage des pétales et étamines des fleurs de <i>L. patersonia</i>	16
10	Tamisage de la poudre des pétales et des étamines de <i>L. patersonia</i>	17
11	Etapes de préparation des extraits de <i>L. patersonia</i>	17
12	Rendements d'extraction en extrait sec des deux parties étudiées de <i>Lagunaria Patersonia</i> .	24

Liste des Tableaux

Tableaux	Titre	Page
I	Classification taxonomique de <i>L. patersonia</i>	03
II	Conditions d'extractions des parties des fleurs de <i>L. patersonia</i>	17
III	Teneurs en composés bioactifs des extraits de pétales et d'étamines de <i>Lagunaria patersonia</i>	24
IV	Résultats des tests d'activité antioxydants (DPPH, ABTS, auto-oxydation de pyrogallol) des extraits de <i>L. patersonia</i>	28
V	Résultats des tests d'activité antiinflammatoire (NO, Dénaturation des protéines, Anti trypsine) des extraits de <i>L. patersonia</i>	30

Liste des abréviations

- ABTS : 2,2-Azino-Bis (3-éthylbenzoThiazoline-6-Sulfonique)
- AINS : Anti-Inflammatoires Non Stéroïdiens
- AIS : Anti-Inflammatoires Stéroïdiens
- DPPH : 2,2-DiPhényl-1-PicrylHydrazyle
- EELP : Extrait d'Étamines de *Lagunaria patersonia*
- EPLP : Extrait de Pétales de *Lagunaria patersonia*
- ERO : Espèces Réactives de l'Oxygène
- GPX : Glutathion PeroXydase
- GR : Glutathion Réductase
- *L. patersonia* : *Lagunaria patersonia*
- LPO : Lipoxygénases
- NO : Oxyde Nitrique
- SOD : Super Oxyde Dismutase

Introduction

Les plantes médicinales jouent un rôle essentiel dans la médecine traditionnelle et moderne (**Jiofack et al., 2010**), particulièrement en Afrique et dans certaines régions d'Algérie, notamment en Kabylie, où la médecine naturelle occupe toujours une place privilégiée dans le traitement de nombreuses pathologies. En effet, ils représentent une source inestimable de composés bioactifs aux multiples applications thérapeutiques. Grâce aux avancées scientifiques, la recherche sur ces plantes s'est intensifiée, visant à identifier, isoler et optimiser l'extraction des substances actives susceptibles d'être exploitées dans l'industrie pharmaceutique, cosmétique et agroalimentaire (**Segnou et al., 1992**).

Parmi ces plantes prometteuses, *Lagunaria patersonia*, une espèce appartenant à la famille des Malvacées originaire d'Australie, suscite un intérêt croissant en raison de son potentiel pharmacologique encore peu exploré. Renferment une diversité de métabolites secondaires, tels que les polyphénols, les flavonoïdes, les alcaloïdes et autres composés bioactifs, qui leur confèrent des propriétés biologiques intéressantes (**Nkhili, 2009**). En l'occurrence, l'efficacité thérapeutique de ces molécules dépend largement de la méthode d'extraction employée (**Mahmoudi et al., 2013**). Qui influence directement leur rendement, leur pureté et leur activité biologique. C'est dans ce contexte que l'optimisation des procédés d'extraction revêt une importance capitale.

Une fois les extraits obtenus, leur évaluation biologique est une étape essentielle pour déterminer leurs effets thérapeutiques. Des tests *in vitro* et *in vivo* peuvent être réalisés afin d'explorer les propriétés antioxydants, anti-inflammatoires (**Newman et al., 2007**). Ces analyses permettent non seulement d'établir un lien entre la composition chimique des extraits et leurs effets biologiques, mais aussi de justifier leur éventuelle application dans le domaine pharmaceutique.

Dans ce contexte, ce travail de recherche vise à extraire et à quantifier les composants bioactifs des parties des fleurs de *Lagunaria patersonia* et d'évaluer leurs activités antioxydantes et anti-inflammatoires. À travers cette étude, nous tenons à contribuer à la valorisation scientifique et économique de cette espèce végétale et à la mise en évidence de ses applications potentielles dans divers domaines de la santé et de l'industrie.

Chapitre I :
Synthèse bibliographique

I. Médecine traditionnelle :

En 1978, l'Organisation mondiale de la Santé a répondu à l'intérêt croissant pour les plantes médicinales en organisant une série de consultations, séminaires et symposiums internationaux afin d'explorer et de promouvoir leur utilisation. Plantes médicinales présente les actes du dernier de ces symposiums, tenu en 1993. axées sur l'importance des plantes médicinales pour les soins de santé primaires et la santé mondiale (Tomlinson et Akerele, 2015).

I.1. Les plantes médicinales :

I.1.1. Rôle des plantes médicinales :

Le terme « plantes médicinales » désigne un ensemble de végétaux utilisés en herboristerie, présentant des propriétés thérapeutiques, elles définit une source précieuse d'ingrédients susceptibles d'être exploités dans la création et la formulation de médicaments (Rasool Hassan, 2012).

En effet, les études sur les relations structure-activité et leur influence sur la conception de nouveaux médicaments sont devenues l'une des réalisations les plus précieuses de la pharmacochimie, marquant une avancée majeure dans le domaine des sciences pharmaceutiques (Aslam et al., 2016), cela grâce à la synthèse de leurs métabolites secondaires (Delgoda et Murray, 2017).

I.2. Généralités sur *Lagunaria Patersonia* :

I.2.1. Présentation de *Lagunaria patersonia* :

Lagunaria patersonia (*L. patersonia*) est un végétal appartenant à la famille des Malvaceae, originaire de la côte est de l'Australie, notamment du Queensland et de la Nouvelle-Galles du Sud.

L. patersonia est un arbre à feuilles persistantes, à croissance rapide, généralement de taille moyenne, pouvant atteindre entre 6 et 15 mètres de hauteur (Don, 1831). Il présente un port pyramidal élégant et une silhouette élancée, ce qui en fait une espèce très appréciée pour l'ornementation paysagère (La Mantia et al., 2015 ; Calflora, 2020). La plante produit des fleurs hermaphrodites abondantes, de couleur rose à violette, qui rappellent celles des Hibiscus (El Mokni et Iamónico, 2020 ; Missouri, 2020).

La pollinisation est entomophile, facilitant la reproduction même à partir d'individus isolés, de plus, l'espèce atteint sa maturité reproductive vers l'âge de quatre ans (**La Mantia et al., 2015**).

En outre, deux formes taxonomiques étaient auparavant reconnues comme sous-espèces : *L. patersonii* subsp. *patersonii* (insulaire) et *L. queenslandica* (continentale), cette dernière étant aujourd'hui reconnue comme espèce distincte (**Craven et al., 2006**).



Figure 01 : Fleurs de *L. patersonia* (photographie originale)

I.2.2. Classification taxonomique :

Tableau I : Classification taxonomique de *L. patersonia* (**Don, 1831**).

Règne	Plantae
Embranchement :	Magnoliophyta
Classe	Magnoliopsida
Ordre	Malvales
Famille	Malvaceae
Genre	Lagunaria
Espèce	<i>Lagunaia Patersonia</i>

I.2.3. Répartition géographique :

L'espèce est aujourd'hui cultivée dans de nombreuses régions côtières au climat subtropical ou tempéré chaud, telles que la Floride, la Californie, les îles Hawaï, l'Afrique du Sud, et certaines zones de la Méditerranée comme la Sicile, où elle s'est naturalisée (Celesti-Grapow et al., 2010 ; Coyne, 2011 ; La Mantia et al., 2015).

Elle a été rapportée comme naturalisée dans plusieurs régions du monde (Almeida et Freitas, 2006). En France, elle est citée par De Vilmorin, (1950), comme plante acclimatée sur la Côte d'Azur. En Tunisie, El Mokni et Iamónico, (2020), ont confirmé sa présence pour la première fois dans le nord du pays, marquant son introduction dans la flore nord-africaine.

La figure ci-dessous présente la répartition géographique de l'espèce, indiquant en vert sa zone d'origine naturelle, en bleu les régions où elle est cultivée, et en bleu foncé les zones où elle a été introduite.

I.2.4. Composition chimique et propriétés thérapeutiques :

Des analyses récentes ont révélé que les feuilles, branches et graines de *L. patersonia* contenaient divers composés phénoliques et flavonoïdes, notamment le resvératrol, l'acide benzoïque, la quercétine, la myricétine, la rutine et l'acide rosmarinique. Ses extraits ont notamment démontré une activité antifongique contre des champignons tels que *Rhizoctonia solani*, *Alternaria solani* et *Fusarium oxysporum*, ainsi qu'une activité antibactérienne contre des bactéries phytopathogènes comme *Agrobacterium tumefaciens*, *Erwinia amylovora* et *Pectobacterium carotovorum* (Ibrahim et al., 2023).

II. Métabolites Secondaires :

Les métabolites secondaires sont issus de voies métaboliques spécifiques, lesquelles sont principalement étudiés pour leurs effets médicaux (Verpoorte, 1998). Ils sont classés en trois grandes catégories, les composés phénoliques, les terpénoïdes, et les alcaloïdes (Aguirre-Becerra et al., 2021).

II.1. Les composés phénoliques :

Les polyphénols comptent parmi les métabolites secondaires les plus étudiés en raison de leurs nombreuses propriétés bioactives. Leur diversité structurale leur confère un rôle essentiel dans le métabolisme des plantes, tout en trouvant de nombreuses applications pratiques grâce à leurs effets bénéfiques sur la santé végétale et humaine (Belščak-Cvitanović et al., 2018).

Ils se divisent en plusieurs classes, dont les acides phénoliques, et les flavonoïdes, parmi lesquels les flavanols, les anthocyanes et leurs produits d'oxydation sont les plus répandus (Tapiero *et al.*, 2002).

II.1.1. Biosynthèse des composés phénoliques :

Les composés phénoliques sont majoritairement issus de la transformation des hydrates de carbone par deux principales voies métaboliques : celle de l'acide shikimique et celle de l'acétate. La première, après des réactions de transamination et de désamination, menant à la formation des acides cinnamiques et de leurs dérivés. La seconde aboutit à la synthèse de polycétostères ou de polyacétates (malonate) (Chira *et al.*, 2008).

❖ Biosynthèse des phénols par la voie shikimate :

La voie shikimate se compose de sept réactions enzymatiques débutant par une condensation entre le phosphoénolpyruvate (PEP), provenant de la glycolyse, et le D-érythrose-4-phosphate, issu du cycle des pentoses phosphates. Cette réaction conduit à la formation du 3-désoxy-D-arabino-heptulosonate-7-phosphate (DAHP).

Le produit final de la voie, l'acide chorismique, constitue un point de ramification central dans la biosynthèse de nombreux métabolites aromatiques, notamment la phénylalanine, la tyrosine et le tryptophane. Par un processus de désamination, la phénylalanine et la tyrosine sont respectivement converties en acide cinnamique et en acide coumarique. Ces derniers, sous l'action d'enzymes spécifiques catalysant des réactions d'hydroxylation, donnent naissance à divers composés phénoliques (Santos-Sánchez *et al.*, 2019).

➤ Biosynthèse des phénols par la voie acétate :

La voie acétate est une voie de biosynthèse secondaire dans laquelle des unités d'acétyl-CoA et de malonyl-CoA sont condensées pour former des polycétides, une classe de composés incluant certains phénols. Cette voie peut intervenir seule ou en complément de la voie du shikimate, qui fournit parfois un noyau aromatique de départ (Elie, 2022).

II.1.2. Classification des composés phénoliques :

Les composés phénoliques peuvent être classés en composés simples et en polyphénols.

❖ Phénols simples :

Les composés phénoliques qualifiés de « simples » sont ceux qui possèdent une seule unité phénol ou l'un de ses dérivés. Leur squelette général est basé sur une structure en C6.

Le groupement « R » (qui peut être un alkyle, un alcényle, un aryle, ou encore un hydroxy, un alcoxy, un amino, etc.) peut occuper différentes positions sur le cycle aromatique : ortho (o), méta (m) ou para (p) (Sobiesiak, 2017).

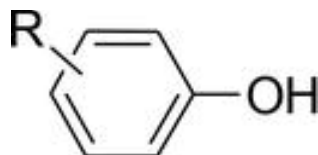


Figure 02 : Structure de base des phénols simples (Sobiesiak, 2017).

Polyphénols :

Les composés phénoliques contenant plusieurs unités phénoliques sont appelés « polyphénols ». Leur squelette est généralement en C15.

1. Acides phénoliques :

Les acides phénoliques sont des composés polyphénoliques non flavonoïdes qui peuvent être classés en deux types principaux : les dérivés de l'acide benzoïque et de l'acide cinnamique, en fonction de leurs structures respectives C1-C6 et C3-C6 (Tsao, 2010).

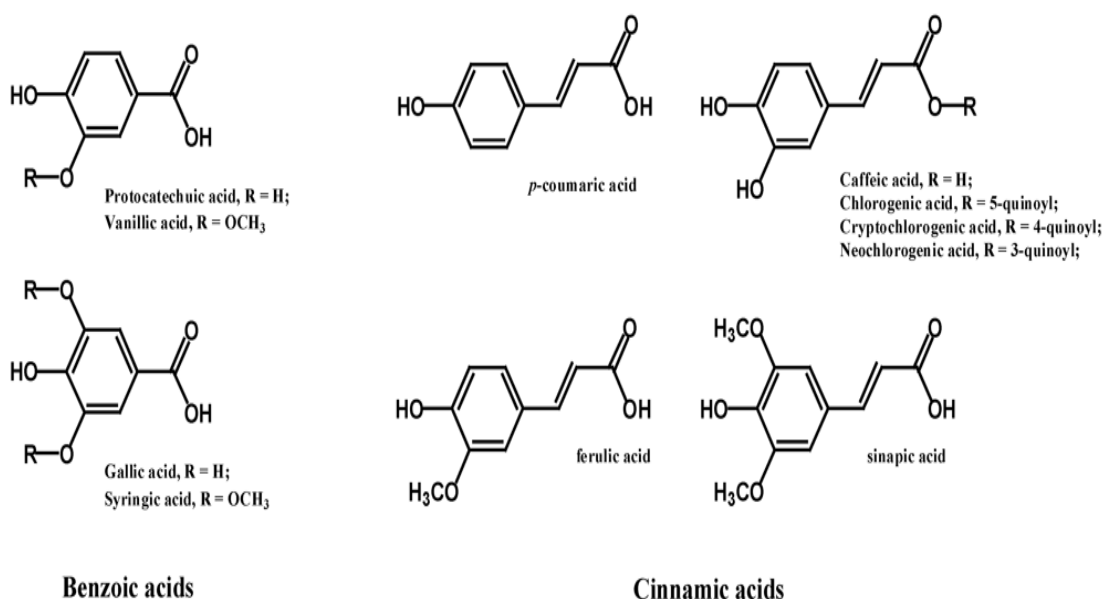


Figure 03 : Acide benzoïque et acide cinnamique (Tsao, 2010).

2. Flavonoïdes :

La structure de base des flavonoïdes repose sur un squelette carboné en C6-C3-C6. Celui-ci est composé de deux cycles benzéniques (cycles A et B), chacun contenant six atomes de carbone, reliés par un cycle hétérocyclique de trois atomes de carbone (cycle C) (Liu *et al.*, 2021).

Les flavonoïdes contiennent plusieurs sous-classes, notamment les flavanes, les flavones, les flavanones, les flavanols et les anthocyanes (Tsao *et al.*, 2010).

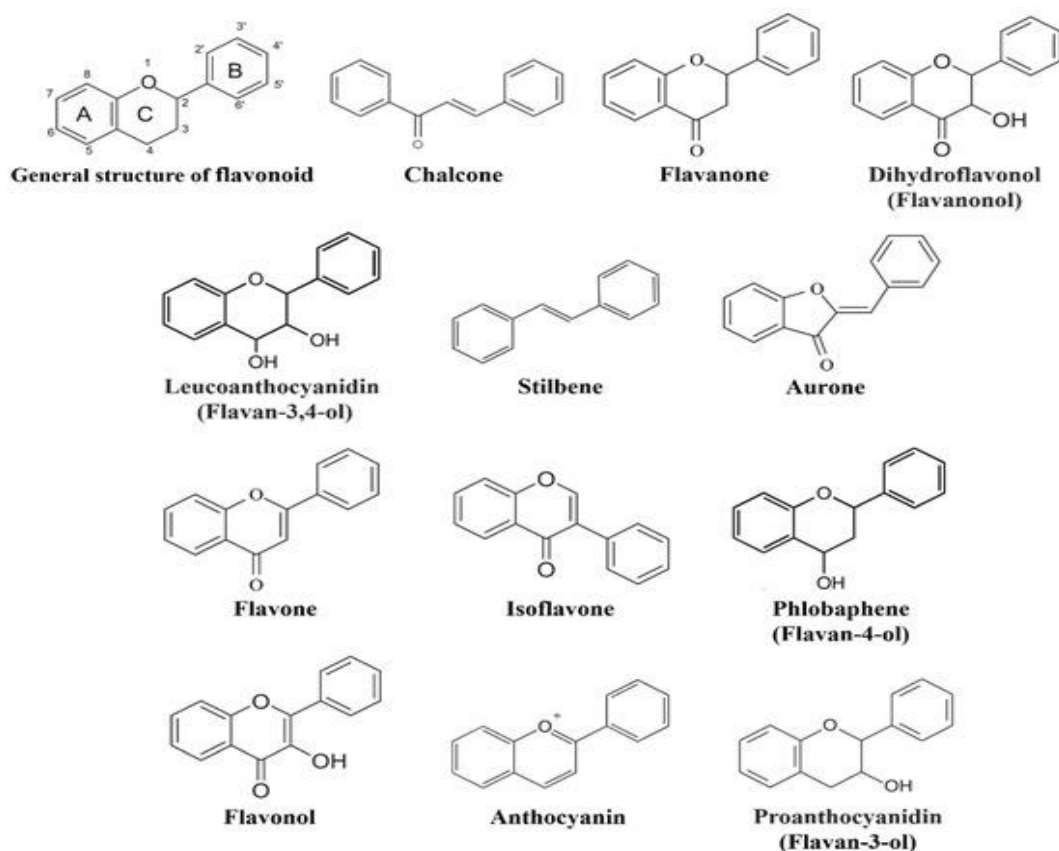


Figure 04: Structures chimiques des flavonoïdes (Liu *et al.*, 2021).

2.1. Flavanols :

Les flavanols, aussi appelés catéchines ou flavan-3-ols, se distinguent par la présence d'un groupement hydroxyle en position 3 du cycle C et l'absence de double liaison entre les carbones 2 et 3 de ce même cycle (Chen *et al.*, 2023).

2.2. Flavonols :

Les flavonols sont caractérisés par la présence d'une double liaison entre les carbones C2 et C3 ainsi qu'un groupement carbonyle en position C4. Parmi les flavonols les plus courants figurent la quercétine, le kaempférol et la myricétine (Sandu *et al.*, 2017).

2.3. Flavonones :

Les flavanones caractérisés par un cycle saturé à trois carbones et une fonction cétone en position C4. Elles sont principalement présentes dans les agrumes, riches en hespéridine (orange) et en ériodictyol (citron) (Abbas *et al.*, 2017).

2.4. Isoflavones :

Les isoflavones sont structurellement proches des flavanones, mais avec le groupe phényl (cycle B) positionné en C3 au lieu de C2. Elles possèdent souvent des groupes hydroxyles en C4' et C7. Les isoflavones sont principalement présentes dans les légumineuses, notamment le soja, qui contient des composés tels que la génistéine et la daidzéine (Prabhu et al., 2021).

2.5. Anthocyanes :

Les anthocyanes sont des pigments naturels hydrosolubles Ce sont des glycosides d'anthocyanidines, possèdent une structure de type C6-C3-C6. Leur composition varie selon les groupements hydroxyles, méthoxyles et les sucres fixés, ce qui influence leur couleur et leur propriétés biologiques (Singala et al., 2019).

3. Tanins :

Les tanins jouent un rôle important dans la protection les infections, et présentent une grande diversité structurale. Les tanins sont couramment utilisés dans le tannage, la médecine et l'industrie alimentaire (Khanbabae et Ree, 2001). Peuvent être classé en deux sous classe importante les tanins condensés et les tanins hydrolysables.

3.1. Tanins condensés :

Les tanins condensés ou les proanthocyanidines sont des polymères d'unités flavaniques, généralement liés entre eux par des liaisons C4-C8. Leurs précurseurs sont les flavan-3-ols (comme la catéchine et l'épicatéchine) et les flavan-3,4-diols. Cette classe de tanins est la plus répandue dans le règne végétal (Zimmer et Cordesse, 1996).

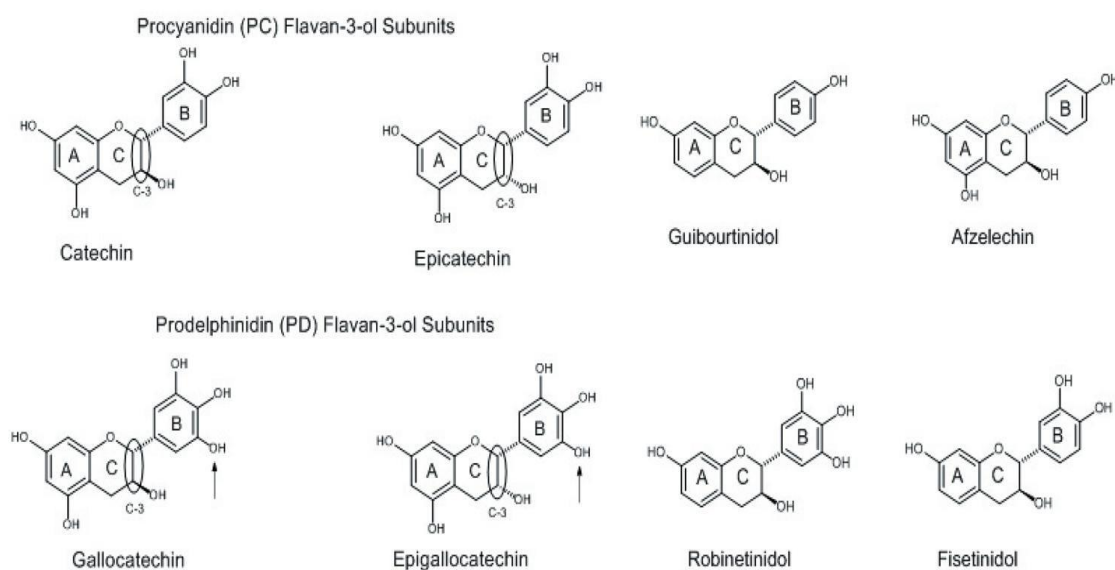


Figure 05 : Tanins condensés et sous-classes répertoriées (Naumann et al., 2017).

3.2. Tanins hydrolysables :

Les tanins hydrolysables sont constitués de molécules phénoliques simples. Comme leur nom l'indique, ils peuvent être facilement hydrolysés par des acides ou des enzymes telles que la tanase. On distingue trois sous-classes de tanins hydrolysables : les tanins galliques, les tanins ellagiques et les tanins complexes (Rira, 2019).

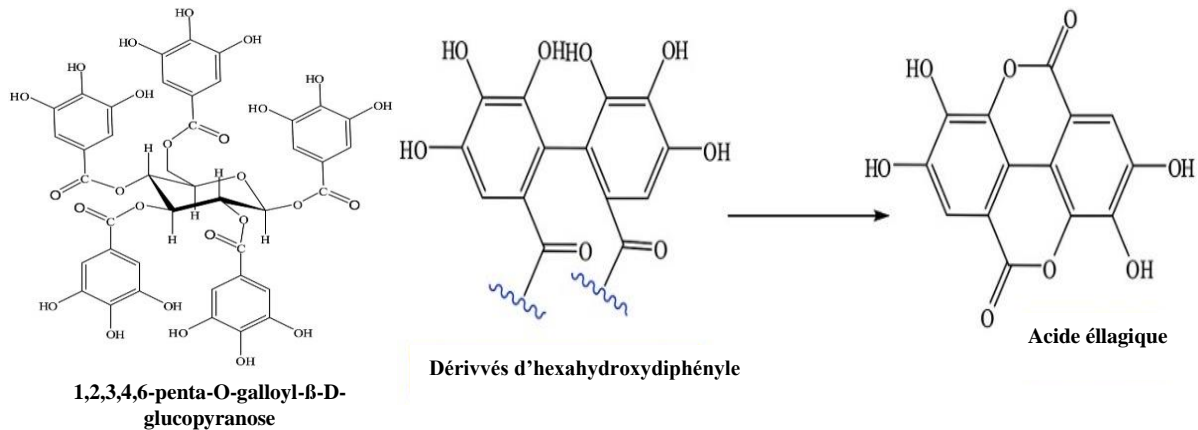


Figure 06 : Tanins hydrolysables : tanins gallique et tanins ellagique (Smeriglio et al., 2017).

4. Lignane :

La lignine est un composant constitué de différentes unités aromatiques, notamment le p-hydroxyphényle, le gaïacyle et le syringyle (Rio Andrade et al., 2018). Leurs précurseurs sont appelés mono-lignols, sont des alcools dérivés des acides cinnamiques tels que le p-coumarique, le coniférylique et le sinapylique (Lahtinen et al., 2023).

II.2. Terpénoïdes :

Le mot « terpène » trouve son origine dans le grec, désignant le térébinthe (*Pistaciaterebinthus*), un arbre dont la résine, riche en terpènes (Pichersky et Raguso, 2018). La biosynthèse des terpénoïdes repose sur la voie du mévalonate (MVA), Commence avec l'acétyl-CoA, qui, après plusieurs transformations, conduit à la formation de l'isopentényl diphosphate (IPP) et de son isomère, le diméthylallyl diphosphate (DMAPP) (McGarvey et Croteau, 1995).

➤ Saponines :

Les saponines sont constituées d'une partie sucrée (glycone) liée à une partie non sucrée (aglycone ou sapogénine), qui peut être de type stéroïdique ou triterpénique (Desai et al., 2009). Sur le plan pharmacologique, elles sont reconnues pour leurs nombreuses propriétés biologiques, notamment anti-inflammatoires, antioxydantes, antimicrobiennes, anti-fongiques, tensioactive, et immunomodulatrices (Sparg et al., 2004).

II.3. Les Alcaloïdes :

Les alcaloïdes, qui sont des composés azotés de faible poids moléculaire On en connaît environ 21 000, présents dans 20 % des plantes. Ces molécules ont des structures et des effets biologiques variés. Par exemple, la vincristine et le taxol sont utilisés comme traitements anticancéreux, tandis que la morphine est un analgésique puissant. Ils sont classés en trois groupes en fonction de leur origine biosynthétique : les vrais alcaloïdes, les proto-alcaloïdes et les pseudo-alcaloïdes (Da Cruz et al., 2021)

II.2. Méthodes d'extraction des composés bioactifs :

L'extraction correspond à la séparation des parties actives de tissus végétaux des composants bioactifs à l'aide de solvants sélectifs (Sacchi et al., 2005).

II.2.1. Méthode classique d'extraction :

➤ **Extraction par macération :**

La macération est une technique d'extraction simple et largement utilisée L'action prolongée du solvant contribue à affaiblir les structures cellulaires végétales, facilitant ainsi la libération des phyto-constituants. Après un temps déterminé, l'extrait est séparé par filtration ou décantation (Ghenabzia et al., 2023).

➤ **Extraction par décoction :**

L'extraction par décoction consiste à faire bouillir une substance végétale dans un volume d'eau déterminé pendant une durée précise. Ce procédé est particulièrement adapté à l'extraction de composés hydrosolubles et thermostables (Handa, 2008).

➤ **Extraction par soxhlet :**

Cette technique classique inventée par Franz von Soxhlet en 1879 est principalement utile pour extraire les lipides, mais elle est aujourd'hui utilisée pour extraire divers métabolites secondaires. Son principe repose sur une extraction continue par reflux de solvant. Après plusieurs cycles une extraction efficace et complète est obtenue (Azmir et al., 2013).

II.2.2. Méthodes modernes d'extraction :

➤ **Extraction par ultrasons :**

La technique d'extraction assistée par ultrasons, également appelée sonication, repose sur l'utilisation des ondes ultrasonore, combinée à un solvant approprié, pour extraire des composés bioactifs à partir de matrices végétales, favorisant ainsi la rupture des parois cellulaires et l'extraction des métabolites secondaires (Liga et al., 2023).

➤ **Extraction assistée par micro-onde (EAM) :**

L'action des micro-ondes chauffe simultanément les solvants et les tissus végétaux, Le chauffage rapide de cette eau intracellulaire entraîne sa vaporisation, générant une pression interne importante. Cette pression provoque la rupture des parois cellulaires, facilitant ainsi la libération des composés actifs (Ingle et al., 2017).

➤ **Extraction assistée par enzyme :**

Cette technique utilise des enzymes spécifiques pour rompre les liaisons hydrophiles et hydrophobes entre les composés bioactifs, notamment les phénols et les constituants de la paroi cellulaire végétale (Koçak et Pazır, 2018).

III. Évaluation des propriétés biologiques :

III.1. Stress oxydant :

III.1.1. Définition :

Le stress oxydatif désigne une situation où l'organisme est exposé à un excès d'espèces réactives de l'oxygène (ERO), des molécules instables produites naturellement lors du métabolisme cellulaire ou sous l'influence de facteurs externes Ces composés très réactifs, peuvent détériorer les composants cellulaires essentiels tels que les lipides, les protéines et l'ADN, entraînant ainsi des dysfonctionnements biologiques, contribuant potentiellement au développement de diverses pathologies (Birben et al., 2012).

III.1.2. Les espèces réactives de l'oxygène (ROS) :

Les réactions impliquant le transfert d'électrons figurent parmi les processus chimiques les plus répandus dans les systèmes biologiques. Ces réactions conduisent à la formation d'espèces transitoires caractérisées par la présence d'un ou plusieurs électrons non appariés, connues sous le nom de radicaux libres. Ces derniers peuvent être issus de l'oxygène (radicaux libres oxygénés), de l'azote (radicaux libres azotés) ou d'autres éléments (Jomova et al., 2024).

Les espèces réactives de l'oxygène (ERO) regroupent différentes molécules contenant de l'oxygène, caractérisées par leur forte réactivité. Elles incluent à la fois des radicaux libres, comme l'hydroxyde ($\bullet\text{OH}$) et le superoxyde ($\text{O}_2\bullet^-$), ainsi que des composés non radicalaires, tels que le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2). Ou les espèces réactives de l'azote comme le monoxyde de l'azote (NO). Ces molécules jouent un rôle clé dans divers processus biologiques, mais leur accumulation excessive peut induire des dommages cellulaires (Demirci-Çekiç et al., 2022).

III.2. Activité antioxydants :

Les antioxydants sont des molécules capables de neutraliser les espèces réactives de l'oxygène (ERO) et autres radicaux libres, limitant ainsi les dommages qu'ils peuvent causer aux cellules. Ils jouent un rôle clé dans la protection de l'organisme contre le stress oxydatif. Ces composés peuvent être classés selon plusieurs critères leur origine, leur polarité, leur nature, leur source, et leur mode d'action (**Dryden et al., 2005**).

Les antioxydants incluent des enzymes comme la superoxyde dismutase (SOD), la catalase (CAT), la glutathion réductase (GR) et la glutathion peroxydase (GPx), qui transforment les ERO en composés moins nocifs. Les seconds, comme le glutathion et l'acide lipoïque, sont des métabolites produits par l'organisme, capables de neutraliser directement les radicaux libres. Les antioxydants exogènes, quant à eux, sont apportés par l'alimentation et incluent des vitamines (C, E), des caroténoïdes, des polyphénols et des flavonoïdes (**kotha et al., 2022**).

III.2.1. Évaluation de l'activité antioxydants :

Les antioxydants attirent de plus en plus l'attention en raison de leur capacité à limiter les effets néfastes des radicaux libres, aussi bien dans l'organisme humain que dans les aliments riches en lipides, notamment lors de leur transformation ou conservation. Dans ces domaines, les antioxydants naturels sont souvent préférés aux antioxydants de synthèse. Cela a conduit au développement et à l'utilisation de nombreux tests pour évaluer l'activité antioxydante, aussi bien en santé qu'en agroalimentaire. Aujourd'hui, plusieurs méthodes bio analytiques sont disponibles pour mesurer cette activité (**Gulcin et Alwasel, 2023**).

III.3. Inflammation :

III.3.1. Définition :

l'inflammation représente une réponse biologique face à une perturbation et de rétablir l'équilibre en réparant les tissus lésés, en éliminant les agents pathogènes et en initiant le processus de guérison (**Wong et al., 2012**).

III.3.2. Classification :

L'inflammation se classe en deux types, aiguë et chronique.

➤ Inflammation aiguë :

L'inflammation aiguë est une réponse de défense immédiate de l'organisme face à une agression, telle qu'une infection, une blessure ou une irritation. Elle se caractérise par une activation rapide du système immunitaire inné, entraînant une augmentation du flux sanguin, la libération de médiateurs chimiques, et le recrutement de cellules vers le site affecté.

Cette réaction est généralement de courte durée (quelques heures à quelques jours) et vise à éliminer l'agent nocif, limiter les dommages et amorcer le processus de réparation des tissus (Elgazzar et Elmonayeri, 2015).

➤ **Inflammation chronique :**

L'inflammation chronique est une réaction prolongée du système immunitaire caractérisée par une infiltration continue de cellules immunitaires (comme les lymphocytes, les macrophages et les plasmocytes), la libération persistante de médiateurs pro-inflammatoires, et un remodelage progressif des tissus pouvant entraîner des lésions irréversibles (King, 2007).

III.3.3. Inflammation et stress oxydant :

Lorsque l'inflammation est mal contrôlée ou excessive, elle devient néfaste car elle est elle-même une source propice pour les radicaux libres (Stankov, 2012). Ces molécules agressives libèrent des signaux d'alarme appelés DAMPs. Ces signaux activent des récepteurs comme TLRs et NLRs, qui déclenchent des voies inflammatoires.

De plus, une protéine appelée HMGB1, libérée lors de dommages cellulaires, renforce l'inflammation si elle est modifiée par les radicaux libres. Ainsi, le stress oxydatif et l'inflammation s'auto-alimentent dans un cercle vicieux, ce qui peut favoriser l'apparition des pathologies chroniques (Lugrin et al., 2014).

III.3.4. Agents Antiinflammatoires :

Des médicaments synthétiques et naturels spécifiques utilisent un certain nombre de mécanismes différents pour moduler la réponse inflammatoire. On distingue principalement deux grandes classes d'anti-inflammatoires : les glucocorticoïdes et les anti-inflammatoires non stéroïdiens (AINS), dont les modes d'action diffèrent fondamentalement (Nunes et al., 2020).

➤ **Anti-inflammatoires d'origine naturelle :**

Les molécules issues de plantes médicinales agissent en même temps sur différents éléments de la cellule (Kumar et al., 2013). Elles permettent de neutraliser les radicaux libres, responsables de l'aggravation de l'inflammation. Elles modulent également l'activité de certaines cellules immunitaire impliquées dans la réponse inflammatoire, et en inhibant l'action des enzymes clés participent à la production de médiateurs pro inflammatoire (Nworu et Akah, 2015).

➤ **Anti-inflammatoires stéroïdiens (les glucocorticoïdes) :**

Les glucocorticoïdes sont des hormones stéroïdiennes naturellement produites par les glandes surrénales, en réponse à l'activation de l'axe hypothalamo-hypophysio-surrénalien, souvent

déclenchée par des cytokines lors d'une stimulation immunitaire. Ils jouent un rôle fondamental dans la régulation des réponses immunitaires et inflammatoires. Leur efficacité repose principalement sur leur capacité à inhiber l'activité de facteurs de transcription pro-inflammatoires tels que NF- κ B et AP-1 (Newton, 2014).

➤ **Anti-inflammatoires non stéroïdiens (AINS) :**

Le terme AINS désigne plus précisément les molécules qui exercent leur effet en bloquant l'enzyme responsable de la transformation de l'acide arachidonique en prostaglandines et en thromboxane, deux médiateurs clés de l'inflammation. Ces substances sont généralement des acides organiques faibles, exerçant des propriétés anti-inflammatoires, analgésiques et antipyrétiques (Moses et Bertone, 2002).

III.3.5. Evaluation de l'activité anti-inflammatoire :

Les tests d'évaluation de l'activité anti-inflammatoire reposent sur l'analyse de différents mécanismes biologiques impliqués dans la réponse inflammatoire (Da Cruz et al., 2021). D'autres méthodes évaluent l'inhibition de la libération de médiateurs pro-inflammatoires ou l'effet sur l'activité des cellules immunitaires telles que les mastocytes, macrophages, lymphocytes et neutrophiles. De nombreux tests ciblent également l'inhibition d'enzymes clés comme la phospholipase A2, la cyclooxygénase, la lipoxygénase ou la synthèse de l'oxyde nitrique, impliquées dans la synthèse de médiateurs tels que les prostaglandines, leucotriènes ou l'oxyde nitrique (Nworu et Akah, 2015).

Chapitre II :
Materiel et méthodes

Dans ce cadre, un travail d'extraction a été entrepris à partir des pétales et des étamines de ses fleurs, dans le but d'évaluer leur teneur en composés phénoliques. Par la suite, les extraits obtenus ont été soumis à des tests biologiques afin d'évaluer leurs activités antioxydante et anti-inflammatoire, en vue de valoriser le potentiel thérapeutique de cette plante.

I. Matériel utilisé :

I.1. Matériel végétale

Les parties végétales utilisées dans cette étude sont les pétales et les étamines des fleurs de *L. patersonia*.



Figure 07 : Pétales et étamines de *L. patersonia* (Photographies originales).

I.2. Matériel de laboratoire

➤ Produits chimiques et réactifs :

Eau bidistillée, éthanol, méthanol, reactif de Folin Ciocalteu, ABTS, DPPH, acide gallique, quercitine, Carbonate de sodium (Na_2CO_3), Chlorure d'aluminium (AlCl_3), Vaniline, Acide chlorhydrique, chlorure ferriques (FeCl_3), Acide sulfurique. Réactif de Griess, pyrogallol, nitroprussiate de sodium, Albumine sérique bovine (BSA), Acide perchlorique, Trypsine, casiéne, glucose.

➤ Appariellage :

Centrifugeuse (Sigma 1-6), PH-mètre (Hanna PH 211), spectrophotomètre UV-visible (UV-9200), broyeur électrique (BRANDMANN5 (B20-2005AR1)), tamiseuse (Retsch), balance de

Précision (balance de précision), vortex (VELP Z×3), bain Marie, étuve (Binder), appareil de séchage (Foheredehydrator GGJ-320A AC 220-240V/50/Hz/240W), auto clave, four Paster, hotte (HSBP-180).

II. Méthodes

II.1. Préparation de l'extrait des pétales et des étamines :

➤ Récolte :

Les pétales et les étamines de *L. patersonia*, ont été collectés en mars 2024 dans la région de Targa Ouzmour de la wilaya de Bejaia.

➤ Séchage :

Après la récolte, les parties de fleurs ont été soigneusement séchés à l'obscurité dans une étuve ventilée à 37°C, afin de préserver leurs composés phénoliques.



Figure 08 : Séchage des fleurs et des étamines des fleurs *L. patersonia* (photographies originales).

➤ Broyage :

Les pétales et les étamines ont été réduits en poudre fine à l'aide d'un broyeur électrique.



Figure 09 : Broyage des fleurs et des étamines de fleurs *L. patersonia* (photographies originales).

➤ **Tamisage :**

Les pétales et les étamines ont été tamisés jusqu'à obtention d'une poudre de moins de 125 µm, puis, elle a ensuite été conservée dans un récipient en verre ambré et a été stockée dans des conditions de réfrigération à 4 °C en vue d'utilisations ultérieures.



Figure 10 : Tamisage de la poudre des pétales et des étamines de *L. patersonia* (photographies originales).

II.2. Extraction :

L'extraction a été réalisée sous les conditions suivantes (selon une étude réalisée préalablement avec le modèle box behnken) :

Tableau II : Conditions d'extraction des parties des fleurs de *L. Patersonia*

La partie de la plante	Les condition d'extraction		
	Concentration D'éthanol (%)	Temps d'extraction (min)	Température D'extraction (°C)
Pétales	40%	35min	50°C
Étamines	40,79%	20min	34,45°C



Figure 11 : Etapes de préparation des extraits de *Lagunaria Patersonii* (Photographie originales)

II.2.1. Détermination du rendement d'extraction :

Le rendement est défini comme étant le rapport entre la masse obtenue par extraction et la masse totale du matériel végétal traité. Il a été calculé à l'aide de la formule suivante (**Mahmoudi et al., 2013**).

$$\text{Rendement d'extraction (\%)} = \frac{\text{ME}}{\text{MS}} \times 100$$

ME : Masse d'extrait (g).

MS : Masse de la matière végétale sèche (g)

III. Evaluation de la composition phytochimique :

III.1. Dosage des polyphénols totaux :

➤ Principe :

La détermination de la teneur totale en polyphénols a été réalisée selon la méthode spectrophotométrique fondée sur une réaction colorimétrique avec le réactif de Folin-Ciocalteu. Il repose sur la réduction d'un mélange d'acides phosphotungstique et phosphomolybdique, formant un complexe bleu dont l'absorbance maximale est mesurée à 760 nm (**Blainski et al., 2013**).

➤ Procédure :

200µL de l'EPLP ou de l'EELP ont été mélangés avec 750 µL du réactif de Folin-Ciocalteu dilué au 1/10. Après une incubation de 5 minutes à l'obscurité, des volumes de solution de carbonate de sodium (Na_2CO_3) à 7,5 % ont été ajoutés. Les mélanges ont ensuite été incubés pendant 2 heures, puis l'absorbance a été mesurée à 765 nm. La teneur en composés phénoliques totaux (TPC) des extraits a été exprimée en mg d'équivalents d'acide gallique (GAE) par gramme d'extrait en poids sec (mg EAG/g).

III.2. Dosage des flavonoïdes et des flavonoles :

➤ Principe :

Le dosage des flavonoïdes totaux repose sur la méthode colorimétrique au chlorure d'aluminium (AlCl_3). Cette méthode repose sur la capacité des ions Al^{3+} à former des complexes stables avec les groupes hydroxyles présents sur les noyaux flavonoïdes. La réaction entraîne l'apparition d'une coloration jaune (**Shraim et al., 2021**).

➤ **Procédure :**

600µL de l'EPLP ou d'EELP ont été mis en réaction avec 1200 µL de chlorure d'aluminium ($AlCl_3$) à (1/10). Le mélange a été incubé pendant 15 minutes. L'absorbance a ensuite été mesurée à 430 nm.

Pour les flavonols 600µL d'EECLP ou d'EEELP ont été ajoutés avec 1200 µL de trichlorure d'aluminium ($AlCl_3$) avec de l'acétate de sodium, 15 min plus tard, la lecture a été réalisée à 430 nm.

III.3. Dosage des tanins condensés :

➤ **Le principe :**

Cette méthode repose sur la formation d'un complexe résultant de la condensation de la vanilline avec les groupes hydroxylés aromatiques des flavan-3-ols libres ainsi que des unités terminales des proanthocyanidines. La réaction produit un chromophore de couleur rouge (Ghedadba et al., 2014).

➤ **Procédure :**

50µL d'EPLP ou d'EELP ont été mélangés avec 1500 µL d'une solution de vanilline, ainsi qu'avec 750 µL d'acide chlorhydrique (HCl). Après une incubation, le mélange a été mesuré à 550 nm. Les résultats ont été exprimés en milligrammes équivalents de catéchine par gramme d'extrait sec (mg EC/g E).

III.4. Dosage des tanins hydrolysables :

➤ **Le principe :**

Le dosage des tanins hydrolysables a été réalisé par la méthode de Mole et Watrman, (1987). La méthode repose sur une interaction entre le trichlorure de fer ($FeCl_3$) et les tanins contenus dans l'extrait. Cette réaction entraîne la formation d'un complexe de couleur rouge violacée, indiquant la présence d'ions Fe^{3+} interagissant avec les groupements phénoliques des tanins (Dif et al., 2015).

➤ **Mode opératoire :**

250µL de d'EPLP ou d'EELP ont été mélangés avec 875 µL d'une solution de chlorure ferrique ($FeCl_3$). Après une phase d'incubation, l'absorbance du mélange a été mesurée à 660 nm. La teneur en tanins hydrolysables a été exprimée en milligrammes équivalents d'acide tannique par gramme d'extrait sec (mg EAT/g E).

III.5. Dosage des saponines :

➤ **Principe :**

Cette méthode, est basée sur la réaction des saponines triterpéniques avec la vanilline en présence d'acide sulfurique, produisant une coloration rouge-violet (**Le et al., 2018**).

➤ **Procédure :**

Des volumes de l'EPLP ou de l'EELP ont été mélangés avec 125 µl de vanilline (8%) et 1,25 ml acide sulfurique (72%). La lecture a été effectuée à 544 nm. Le taux des saponines a été exprimé en milligramme d'équivalent diosgénine par gramme d'extrait (mg ED/g E).

III.6. Dosage des sucres totaux :

➤ **Principe :**

Cette méthode repose sur la formation de complexes colorés jaune-orangé (chromophores), dont l'intensité est proportionnelle à la concentration en sucres.

➤ **Mode opératoire :**

La détermination des sucres réducteurs a été réalisée selon la méthode colorimétrique au phénol et à l'acide sulfurique décrite par **Dubois et al., (1956)**.

250µL de l'EPLP ou l'EELP) a été mélangé à un volume d'acide sulfurique concentré (95 %), puis agité soigneusement. L'absorbance a ensuite été mesurée à 585 nm. La teneur en sucres totaux a été exprimée en milligrammes équivalents de D-glucose par gramme d'extrait sec (mg EDG/g E).

IV. Evaluation de l'activité antioxydants

IV.1. Test ABTS :

➤ **Principe :**

Le test ABTS a été développé pour la première fois par **Miller et al, 1993**. Il repose sur la capacité des antioxydants à neutraliser le radical cationique stable 2,2'-azinobis(3-éthylbenzthiazolin-6-sulfonique) (ABTS•+), un chromophore bleu-vert (**Munteanu et Apetrei, 2021**).

➤ **Procédure :**

Un volume défini de l'EPLP ou de l'EELP ont été mélangés avec 1,5ml de solution ABTS, après 60 min d'incubation, la lecture a été effectuée à 734 nm contre un blanc sans extrait.

IV.2. Test DPPH :

➤ Principe :

Le test au DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl-hydrate) est basé sur la capacité d'un antioxydant à piéger le radical DPPH. Où ce dernier capte un atome d'hydrogène, ce qui provoque une décoloration de la solution, passant du violet au jaune pâle (Romulo, 2020).

➤ Procédure :

Des volumes définis de l'EPLP ou de l'EELP ont été mélangé avec 1ml de solution DPPH, à température ambiante et dans l'obscurité, le mélange a été incubé pendant 60 min, puis, l'absorbance a été lue à 517 nm.

IV.3. Évaluation de la capacité inhibitrice de l'anion superoxyde radicalaire :

➤ Principe :

Le test au pyrogallol (1,2,3-trihydroxybenzène) repose sur sa capacité à générer spontanément des radicaux superoxydes ($O_2^{\bullet-}$) en solution alcaline. Dans ce système, le radical superoxyde ainsi formé est détecté par réduction d'un sel de tétrazolium hydrosoluble, tel que le WST-1 (2-(4-iodophényl) -3-(4-nitrophényl)-5-(2,4-disulfophényl)-2H-tétrazolium monosodium), en formazan coloré (Xu et al., 2013).

➤ Procédure :

500 μ L d'échantillon de l'extrait (EPLP) et (EELP) avec 100 μ L de pyrogallol ont été mélangé avec 1000 μ L de tris-HCl (pH 8,2). L'absorbance des échantillons a été lue à 325 nm toutes les 15 secondes pendant 3 min, le pourcentage de réduction de l'auto oxydation du pyrogallol a été calculé par l'équation suivante :

$$\% \text{ d'inhibition} = \left[\frac{ABSc - ABSe}{ABSc} \right] \times 100$$

ABSc : Absorbance de l'auto-oxydation de pyrogallol en absence d'antioxydants

ABSe : Absorbance de l'auto-oxydation de pyrogallol en présence d'antioxydants

V. Evaluation de l'activité anti-inflammatoire

V.1. Dosage de l'oxyde nitrique :

➤ Principe :

Le test repose sur la capacité du nitroprussiate de sodium en solution aqueuse, à pH physiologique, à libérer spontanément du monoxyde d'azote (NO). En présence d'oxygène, ce NO réagit pour former des ions nitrites (NO₂⁻). Ces derniers peuvent être détectés et quantifiés grâce au réactif de Griess, qui produit un composé coloré mesurable par spectrophotométrie (Ebrahimzadeh et al., 2010).

➤ Procédure :

Des volumes définis d'EPLP ou d'EELP ont été prélevés. À chaque échantillon, 600 µL de nitroprussiate de sodium ont été ajoutés, puis les mélanges ont été incubés sous lumière pendant 2 h 30 min à température ambiante. Ensuite, 1,2 mL du réactif de Griess ont été ajoutés. La formation des nitrites a été évaluée par lecture de l'absorbance à 562 nm à l'aide d'un spectrophotomètre. Pour déterminer l'IC50, le pourcentage d'inhibition du radical NO a été calculé, selon la formule suivante :

$$\% \text{ d'inhibition} = \left[\frac{\text{ABSc} - \text{ABSe}}{\text{ABSc}} \right] \times 100$$

ABSc : l'absorbance de contrôle.

ABSe : l'absorbance de l'échantillon.

V.2. Le test de dénaturation des protéines :

➤ Principe :

La dénaturation des protéines correspond à une altération de leur structure tridimensionnelle, entraînant la perte de leurs fonctions biologiques. Ce phénomène est associé à divers troubles inflammatoires chroniques. Ainsi, la capacité d'un composé à prévenir la dénaturation des protéines peut refléter son potentiel anti-inflammatoire. Dans ce test, on utilise généralement une protéine modèle, comme l'albumine d'œuf ou la bovine sérum albumin (Sarveswaran et al., 2017).

➤ Procédure :

Un volume défini des EPLP ou EELP a été prélevé. À chaque échantillon, 1,25 mL de tampon PBS (pH 6,4) et 225 µL d'albumine sérique bovine (BSA) à 1 % ont été ajoutés.

Le mélange a été incubé pendant 15 minutes à température ambiante, puis placé dans une étuve à 50 °C pendant 5 minutes afin d'induire la dénaturation de la protéine. Enfin, l'absorbance a été mesurée au spectrophotomètre à 280nm.

Le pourcentage d'inhibition du test dénaturation des protéines a été calculé selon la formule suivante :

$$\text{Inhibition (I\%)} = \left[\frac{\text{ABSc} - \text{ABSe}}{\text{ABSc}} \right] \times 100$$

ABSc : l'absorbance de contrôle.

ABSe : l'absorbance de l'échantillon.

V.3. Activité antitrypsine :

➤ Principe :

Le dosage de l'activité antitrypsine repose sur la capacité d'un extrait à inhiber l'action de la trypsine sur un substrat protéique tel que la caséine. En présence d'inhibiteurs, la dégradation de la protéine par la trypsine est réduite (Singh et Krikorian, 2002).

➤ Procédure :

Un volume des EPLP ou EELP a été prélevé. À chaque échantillon, 300 µL de trypsine (pH 7,4) ont été ajoutés, puis les mélanges ont été incubés pendant 5 minutes à température ambiante. Ensuite, 300 µL de caséine ont été ajoutés comme substrat, suivis d'une incubation supplémentaire de 20 minutes. La réaction enzymatique a été arrêtée par l'ajout de l'acide perchlorique à 70 %. Les échantillons ont ensuite été centrifugés à 3000 pendant 10 minutes et l'absorbance mesurée à 280 nm.

Le pourcentage d'inhibition du test anti trypsine a été calculé selon la formule suivante :

$$\text{Inhibition (I\%)} = \left[\frac{\text{ABSc} - \text{ABSe}}{\text{ABSc}} \right] \times 100$$

ABSc : l'absorbance de contrôle.

ABSe : l'absorbance de l'échantillon.

VI. Analyse Statistique :

Les résultats obtenus ont été analysés à l'aide d'outils statistiques intégrés, notamment l'analyse de variance (ANOVA), les modèles de régression, les graphiques de surface de réponse et les courbes de désirabilité. Ces analyses ont permis d'identifier les variables les plus influentes sur le rendement en polyphénols, avec un niveau de significativité fixé à $p < 0,001$.

Chapitre III :
Résultats et discussion

Traitement des Résultats :

I. Rendement d'extraction

Rendement d'extraction de chaque extrait, les résultats obtenus sont représentés dans la figure 12 ci-dessous :

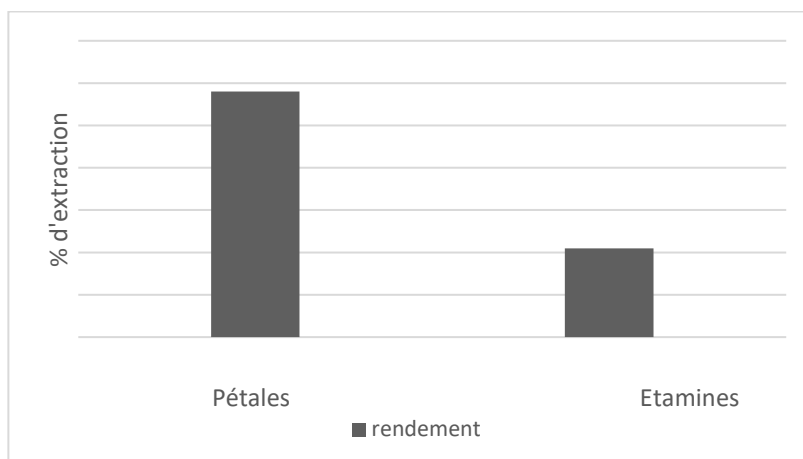


Figure 12 : Rendements d'extraction en extrait sec des deux parties étudiées de *Lagunaria Patersonia*.

Le rendement d'extraction des pétales (27,90 %) s'est révélé légèrement supérieur à celui des étamines (26,50 %), indiquant une différence modérée en termes de richesse en composés extraits.

II. Evaluation de la composition phytochimique :

Tableau III: Teneurs en composés bioactifs des extraits pour l'EPLP et l'EELP :

Composés	Extrait de Pétales	Extraits de étamines	Unités
phénoliques			
Polyphénols	37,41 ± 0,35	55,77 ± 1,49	Mg EAG/g ES
Flavoniode	6,62 ± 0,07	5,29 ± 0,001	Mg EQ/g ES
Flavonols	5,35 ± 0,09	1,98 ± 0,08	Mg EQ/g ES
Tanins condensé	7,60 ± 0,42	7,88 ± 0,34	Mg EC/g ES
Tanins hydrolysables	38,96 ± 0,79	32,09 ± 0,46	Mg EAG/g ES
Saponines	166,01 ± 3,91	45,13 ± 5,56	Mg ED/g ES
Sucres totaux	26,30 ± 1,11	48,62 ± 6,04	Mg EAS/100g ES

II.1. Teneur en polyphénols totaux :

La Teneur des polyphénols a été rapportée en équivalent d'acide gallique (mg EAG/g d'extrait). Les dosages des extraits éthanoliques ont montré que la teneur la plus élevée en polyphénols a été trouvée dans les étamines avec $55,77 \pm 1,49$ mg EAG/g d'extrait par rapport au pétale qui montre une teneur moindre égale à $37,41 \pm 0,35$ mg EAG/g d'extrait.

Chez certaines espèces de la famille des Malvaceae, telles que *Gossypium arboreum* ou *Hibiscus sabdariffa*, les teneurs élevées en polyphénols observées au niveau des étamines pourraient s'expliquer par leur rôle dans la protection du pollen contre les agressions oxydatives ou microbiennes. En effet, les fleurs ou leurs structures reproductrices ont tendance à accumuler divers composés phénoliques afin de préserver la viabilité et l'intégrité du pollen (Vadivel, 2016).

Une teneur en polyphénols de $24,12 \pm 0,718$ mg EAG/g d'extrait a été rapportée dans les feuilles de *Malva sylvestris*, après extraction par macération avec de l'éthanol à 96 % (Beghdad et al., 2014). Et dans les feuilles des *Hibiscus sabdariffa* la teneur était de $3,6 \pm 0,07$ mg EAG/g d'extrait (Akpo et al., 2024). Cela montre que les fleurs de *L. patersonia* présente une teneur relativement plus élevée que d'autre organe d'autre espèce des malvacées.

Cette valeur pourrait varier en fonction de la nature chimique des composés phénoliques présents, mais également selon le type de solvant et la technique d'extraction utilisée et aussi la partie végétale étudiée. En effet, les conditions environnementales, le type de sol, le climat et l'âge des plantes lors du prélèvement des organes ainsi que les facteurs génétiques pourraient influencer sur les teneurs en métabolites secondaires des plantes (Nacz et Shahidi, 2006).

II.2. Teneur en flavonoïdes et en flavonols :

Les flavonoïdes constituent une grande classe de composés phénoliques secondaires largement répandus dans le règne végétal. Parmi eux, les flavonols représentent un sous-groupe important, caractérisé par un noyau flavonoïde avec un groupe hydroxyle en position trois.

La teneur totale en flavonoïdes, a été exprimée en équivalent quercétine (mg EQ/g d'extrait sec), Les résultats obtenus montrent une teneur légèrement élevée dans les pétales avec une teneur de $6,62 \pm 0,07$ mg EQ/g ES, comparativement aux étamines qui présentent $5,29 \pm 0,001$ mg EQ/g ES.

Dans l'étude réalisée sur *Hibiscus rosa-sinensis* (Mak et al., 2013), les fleurs ont présenté une teneur en flavonoïdes totaux de $21,55 \pm 1,13$ mg/g d'extrait, et en flavonols de $5,72 \pm 0,01$ mg/g.

En comparaison, les extraits de *L. patersonia* montrent des teneurs plus faibles en flavonoïdes totaux. Toutefois, pour les flavonols, la teneur dans les pétales ($5,35 \pm 0,09$ mg/g) est très proche de celle de *Hibiscus rosa-sinensis*. Cette classe de flavonoïde a été identifiée comme composés majoritaires dans les pétales de *L. patersonia*. Pour d'autres espèces de la famille des Malvaceae, telles que *Ceibapentandra*, dont les feuilles présentent une teneur de $3,655 \pm 0,22$ mg EQ/g ES (Silué et al., 2023), et celle de *malvasylvertis* dont les feuilles présentent 1,032 mg EQ/g ES (Ouldyerou, 2018).

On observe que les fleurs de *L. patersonia* sont plus riches en flavonoïdes que les autres parties des différentes espèces de la famille des malvacées. Cette différence pourrait s'expliquer par la partie végétale analysée, en effet, les fleurs sont souvent des organes plus exposés aux stress environnementale (UV, pathogènes, herbivores), ce qui favorise l'accumulation de flavonoïdes jouant un rôle de protection.

Les flavonoïdes jouent notamment un rôle important dans l'activité antioxydants ainsi que dans l'activité antiinflammatoire. Leur présence dans les extraits végétaux pourrait participer l'inhibition des protéinases qui sont responsable des lésions tissulaires au cours des processus de l'inflammation (Gunathilak et al., 2018).

II.3. Teneur en Tanins (Condensés et hydrolysables) :

Les tanins sont regroupés principalement en deux catégories : les tanins condensés et les tanins hydrolysables. La teneur en tanins a été évaluée séparément afin de comparer leur répartition entre les extraits de pétales et d'étamines.

Les résultats montrent que les tanins condensés sont présents à des niveaux similaires dans les deux parties de plante, avec $7,60 \pm 0,42$ mg/g d'extrait pour les pétales et $7,88 \pm 0,34$ mg/g d'extrait pour les étamines. En revanche, une différence plus marquée est observée pour les tanins hydrolysables dans les deux extraits, aussi bien chez les pétales $38,96 \pm 0,79$ mg/g que chez les étamines $32,09 \pm 0,46$ mg/g, comparativement aux tanins condensés. Cela indique que les tanins hydrolysables représentent la forme majoritaire dans les tissus floraux de *L. patersonia*.

Dans une étude sur les fleurs *Hibiscus rosa-sinensis*, les extraits obtenus avec de l'éthanol (99,7 %) ont montré une teneur en tanins hydrolysables de $28,49 \pm 1,21$ mg GA/g d'extrait (Mak et al., 2013). En comparaison, les extraits de *L. patersonia* ont présenté des teneurs plus élevées. Cette différence suggère une plus grande richesse en tanins hydrolysables chez *L. patersonia*.

tanins connus par leur propriété tensioactive, antibactériennes et antivirales et les hétérosides cardiotoniques préconisées dans certaines insuffisances cardiaques (Macheix et al., 2005).

II.4. Teneur en saponine :

Les teneurs en saponines ont été quantifiées dans les extraits issus des étamines et des pétales de la plante étudiée. Les résultats sont exprimés en équivalents diosgénine par gramme d'extrait. Les résultats obtenus montrent une différence significative entre les deux extraits de la plante au niveau de leur teneur en saponines. Les pétales présentent une teneur beaucoup plus élevée ($166,01 \pm 3,91$ mg/g d'extrait) que dans les étamines ($45,13 \pm 5,56$ mg/g).

Comparativement aux feuilles de *Sida rhombifolia*, qui ont présenté une teneur en saponine de $196,28 \pm 1,60$ mg/g d'extrait avec de l'éthanol à 70 % (Wirman et al., 2024), les extraits floraux de *L. patersonia* révèlent des teneurs également intéressantes. Bien que les valeurs soient inférieures à celles des feuilles de *Sida rhombifolia*, notamment pour les étamines, la richesse en saponine des pétales reste intéressante. Ces différences peuvent s'expliquer par la nature de l'organe étudié, les conditions d'extraction ou encore les profils métaboliques propres à chaque espèce.

II.5. Teneur en Sucres totaux :

Les résultats de la teneur en sucres totaux dans les deux extraits de plante ont montré une teneur de 48,62 g/100g de poudre pour les étamines plus grande que celle des pétales qui est de 26,30g/100g de poudre.

Les teneurs en sucres totaux mesurées dans les extraits floraux de *L. patersonia* sont particulièrement élevées, en comparaison, les fruits de *Malva parviflora*, appartenant à la même famille des Malvaceae, présentant une teneur bien inférieure, de l'ordre de 57,92 mg/g de matière sèche (Rhim et al., 2025). Cette différence marquée suggère une accumulation beaucoup plus importante de composés glucidiques dans les fleurs de *L. patersonia*.

III. Evaluation des activités biologiques

III.1. Activité antioxydants :

Afin d'évaluer le potentiel antioxydants des extraits de *L. patersonia*, trois tests complémentaires ont été réalisés : le test ABTS, le test DPPH, et l'inhibition de l'auto-oxydation du pyrogallol.

Tableau IV : Résultats des tests d'activité antioxydants (DPPH, ABTS, auto-oxydation de pyrogallol) des extraits de *L. patersonia*.

Extrait	IC50 ABTS (mg/ml)	IC50 DPPH (mg/ml)	Auto-oxydation de pyrogallol (%)
Pétale	0,65	7,37	95,08
Étamine	0,82	4,14	44,61

III.1.1. Test ABTS

La méthode de piégeage des radicaux ABTS est une approche optimale pour évaluer l'activité antioxydants totale des extraits de plantes en mesurant leur capacité à inhiber 50% le radical ABTS. Comparés à un standard de référence, tel que le Trolox, un analogue hydrosoluble de la vitamine E, permettant d'exprimer l'efficacité des extraits en équivalents Trolox (**Re et al., 1999**).

Les résultats obtenus pour l'activité antioxydants des extraits de *L. patersonia*, exprimés en IC₅₀ (mg/mL), montre des valeurs de 0,65 mg/mL pour les pétales et 0,82 mg/mL pour les étamines dans le test ABTS, en effet, une valeur d'IC₅₀ plus faible traduit une meilleure capacité à neutraliser les radicaux libres. Ainsi, l'extrait des pétales présente un pouvoir antioxydants plus marqué que celui des étamines.

Pour une étude précédente sur les feuilles et les graines de *L. patersonia*, des valeurs d'IC₅₀ de 3,041 mg/mL et 6,717 mg/mL ont été rapportées, respectivement. En comparaison, les pétales et étamines analysés dans la présente étude ont montré des valeurs nettement plus faibles, soit 0,65 mg/mL et 0,82 mg/mL, indiquant une activité antioxydants significativement plus élevée dans les parties florales. Cette différence pourrait être liée à une composition plus riche ou plus active en métabolites antioxydants dans les fleurs.

III.1.2. Test DPPH

Le DPPH est utilisé pour évaluer l'activité antioxydants des deux extraits en mesurant leurs concentrations inhibitrices à 50% (IC₅₀). Nous avons utilisé la capacité de ces extraits à réduire le radical DPPH, par rapport à des antioxydants standards trolox et l'acide ascorbic, plus la valeur IC₅₀ est faible, plus l'activité antioxydants est élevée (**Jadid et al., 2017**).

Dans la présente étude, les résultats obtenus ont montré une activité antioxydants plus faible pour les pétales ($IC_{50} = 7,37$ mg/mL) comparée à celle des étamines ($IC_{50} = 4,14$ mg/mL) dans le test DPPH. En effet, une valeur d' IC_{50} plus élevée reflète une capacité antioxydants plus faibles, Cela peut s'expliquer par des différences de nature chimique entre les antioxydants présents, en effet, certains composés peuvent être plus efficaces selon le type de radical ciblé. Il est donc possible que les étamines contiennent des molécules plus spécifiques ou plus réactives envers le DPPH que les pétales.

III.1.3. Test d'auto oxydation de pyrogallol

L'activité de piégeage des anions superoxydes a été évaluée à l'aide du test au pyrogallol. Les pourcentages d'inhibition obtenus reflètent l'efficacité des extraits à neutraliser les radicaux superoxydes.

Dans le test au pyrogallol, les extraits de pétales ont montré un fort pouvoir de piégeage des anions superoxydes, avec un pourcentage d'inhibition de 95,08 %, contre 44,61 % pour les étamines. Cette différence marquée indique que les pétales possèdent une capacité antioxydants plus élevés vis-à-vis de ce type de radicaux.

Cette variation peut s'expliquer par les différences de composition en métabolites secondaires, notamment en flavonoïdes et tanins. Les flavonoles, qui constituent une classe majeure de polyphénols, ils sont bien connus pour leur capacité à neutraliser les radicaux libres grâce à leurs groupes hydroxyles et à leur structure aromatique.

Cette forte teneur en flavonoles explique en grande partie la capacité élevée des pétales à inhiber les espèces réactives de l'oxygène dans le test au pyrogallol. Il existe une corrélation forte et directe entre la richesse en flavonoïdes, tanins et polyphénols totaux et l'efficacité antioxydants mesurée par le test au pyrogallol et suggère que les pétales de *L. patersonia* constituent une source plus prometteuse d'antioxydants naturels que les étamines.

III.2. Activité antiinflammatoire :

Afin d'évaluer le potentiel antiinflammatoire des extraits de *L. patersonia*, trois tests complémentaires ont été réalisés :

Tableau V : Résultats des tests d'activité antiinflammatoire (NO, Dénaturation des protéines, Anti-trypsine) des extraits de *L. patersonia*.

Extrait	Oxyde nitrique (NO) (%)	Dénaturation des protéines (%)	Anti trypsine (%)
Pétale	75,64	98,23	75,58
Étamine	78,57	39,64	76,15

III.2.1. Dosage de l'oxide nitrique :

Le monoxyde d'azote (NO) est une molécule messagère physiologique produite à partir de la L-arginine par l'action des enzymes NOS (nitric oxide synthases). Il joue un rôle clé dans l'homéostasie vasculaire, la neurotransmission et la défense immunitaire. Ses effets varient selon l'isoforme de la NOS impliquée, certaines produisant du NO de manière transitoire, tandis que d'autres en génèrent en grande quantité lors de réponses inflammatoires. Cependant, une production excessive de NO peut entraîner un stress oxydant, favorisant ainsi des dommages cellulaires et des pathologies inflammatoires (**Parent et al., 2013**).

Les extraits de plante de *L. patersonia* ont été étudiés pour leur potentiel anti inflammatoire. L'extrait de pétale a montré 75,64% d'inhibition par rapport à l'étamine 78,57%. Ces deux extraits présentent une activité comparable légèrement élevé pour l'extrait des étamines. Ces extraits inhibent significativement la production de NO ce qui contribue à leur effet anti inflammatoire, cette activité est liée à la richesse de la plante en composé phénoliques. Une étude sur *sida linifolia* confirment le potentiel des plantes de la famille des malvacées dans la lutte contre l'inflammation (**Nwankwo et al., 2023**).

III.2.2. Dénaturation des protéines :

La dénaturation des protéines est liée au développement de l'inflammation, contribue aux dommages tissulaires et à la progression de maladie. Cette dénaturation expose de nouveaux sites antigéniques, ce qui aggrave la réponse immunitaire et l'inflammation. La présente étude a examiné l'effet de l'extrait sur la dénaturation de l'albumine du sérum bauvin, un indicateur de l'activité anti inflammatoire.

L'extrait des pétales de *L. patersonia* a présenté une inhibition de 98,23% supérieur à celui des étamines qui était de 39,64%. Une étude sur l'extrait de plante de la même famille de malvacée

Malvasyl vertris a montré un effet remarquable atteint un taux d'inhibition de 91,38% (Moualek et al., 2025).

Indiquant que les pétales ont un potentiel anti inflammatoire plus important. Ce qui en fait un agent prometteur pour des applications thérapeutiques intéressantes dans la prise en charge des affections inflammatoires. De nombreuses études ont montré que certains extraits de plantes peuvent être exploités comme des AINS qui sont utilisés dans le traitement de l'arthrite et d'autre maladie inflammatoire. Un des mécanismes d'action essentiels pour prévenir la dénaturation des protéines (Gunathilak et al., 2018).

III.2.3. Test anti-Trypsine

La trypsine et un modèle utilisé pour évalue l'activité anti protéinase des extrait. Ainsi, lorsqu'un extrait inhibe la trypsine, cela indique qu'il pourrait inhiber d'autre protéinase impliquée dans le processus de l'inflammation et contribuer à réduire les lésions tissulaires.

L'activité antitrypsine repose sur la capacité d'un extrait à inhiber l'action de la trypsine sur un substrat protéique, pour les deux extraits pétales et étamines, ils présentent un pourcentage d'inhibition presque similaire de 75,58% et de 76,15% respectivement. Ces résultats suggèrent que les deux parties de fleur possèdent un potentiel comparable d'activité inhibitrice des protéases, ce qui pourrait contribuer à un effet anti inflammatoire.

Les différents tests réalisés ont confirmé que *L. patersonii* possède un potentiel bioactif important, grâce à sa richesse en composés phénoliques

Les polyphénols totaux, contenant multiples groupes hydroxyles, jouent un rôle essentiel dans la neutralisation des radicaux libres, conférant à ces molécules une forte capacité antioxydants (Scalbert et al., 2005). En parallèle, ils sont capables d'inhiber des enzymes pro-inflammatoires telles que la COX-2, participant ainsi à la modulation des processus inflammatoires (Pandey et Rizvi, 2009).

Parmi eux, les flavonoïdes, qui agissent en tant que régulateurs du stress oxydatif et réduisent la production de cytokines pro-inflammatoires, tout en inhibant la peroxydation lipidique et en chélatant les ions métalliques, contribuant ainsi à la prévention du vieillissement cellulaire (Middleton et al., 2000).

Les tannins, qu'ils soient condensés ou hydrolysables, possèdent également un fort pouvoir antioxydants liés à leur structure riche en groupements phénoliques. En l'occurrence, leur effet est associé à une réduction des réactions inflammatoires locales (Haslam, 1996).

Enfin, les saponines, composés amphiphiles, se distinguent par leur capacité à inhiber la libération de médiateurs inflammatoires tels que le NO et les prostaglandines, tout en renforçant les systèmes antioxydants cellulaires. Certaines saponines végétales agissent également sur la voie de signalisation NF- κ B, impliquée dans la régulation des réponses inflammatoires (Francis *et al.*, 2002).

Conclusion Générale

Conclusion

Actuellement, l'intérêt de l'utilisation des plantes médicinales en phytothérapie, résulte de plusieurs facteurs qui éveillent un intérêt croissant dans le domaine de la recherche biomédicale. Dans ce travail, l'extraction constitue en effet une étape cruciale dans la valorisation des substances naturelles telles que les phénols, flavonoïde, tanin, saponine, sucres totaux.

En complément, les extraits obtenus ont été soumis à des tests biologiques afin d'évaluer leur activité antioxydants (par les tests ABTS et DPPH) ainsi que leur potentiel anti-inflammatoire, soulignant ainsi l'intérêt de cette plante comme source naturelle de molécules bioactives.

Les résultats ont révélé que les deux parties de plante, les pétales et étamines, présente une richesse en composés bioactifs. Les tests phytochimiques ont révélé une richesse des pétales et des étamines en divers composés phénoliques et que les polyphénols, les flavonoïdes, les flavonols. Le taux des sucres totaux et des saponines été très élevé. Notamment pour les tanins condensés et les tanins hydrolysables.

L'activité antioxydants a été confirmée par les tests ABTS et DPPH, avec des IC_{50} probants. L'activité anti-inflammatoire, évaluée par l'inhibition de NO, soutenus par les tests de dénaturation des protéines et d'inhibition de la trypsine.

Sachant que *L. patersonia* est une espèce encore très peu exploitée malgré sa richesse potentielle en métabolites secondaires, il devient essentiel de la valoriser à travers des études approfondies. Bien qu'elle soit principalement connue pour ses qualités ornementales, cette plante pourrait représenter une source naturelle prometteuse de composés bioactifs avec des caractéristiques thérapeutiques et pharmacologiques particulières qui demandent d'être exploitées par les recherches, à cet effet, et comme perspectives on propose de :

- Réaliser d'autres études pour évaluer le potentiel in vivo sur modèle animal.
- Définir le mécanisme d'action de l'activité antimicrobienne de cette substance végétale sur les microorganismes
- Isoler, purifier et identifier les composés actifs responsables des effets antioxydants et anti-inflammatoires, à l'aide de techniques chromatographiques (HPLC, LC-MS, GC).

Références
Bibliographiques

1. Abbas, M., Saeed, F., Anjum, F. Muhammad, Afzaal, M., Tufail, T., Bashir, M. Shakeel, Ishtiaq, A., Hussain, S. et Suleria, H. A. R. (2017). *Natural polyphenols: An overview*. International Journal of Food Properties, 20(8): 1689–1699.
2. Aguirre-Becerra, H., Vazquez-Hernandez, M. C., Saenz de la O, D., Alvarado-Mariana, A., Guevara-Gonzalez, R. G., Garcia-Trejo, J. F. et Feregrino-Perez, A. A. (2021). *Role of stress and defense in plant secondary-metabolites production*. In D. Pal et A. K. Nayak (Éds.), *Bioactive Natural Products for Pharmaceutical Applications* Springer International Publishing, (pp. 151–195).
3. Almeida J.D. et Freitas H. (2006). *Exotic flora of continental Portugal – a reassessment*. *Bocconea*, 24, 231–237.
4. Aslam M.S. et Ahmad M.S. (2016). *Worldwide Importance of Medicinal Plants: Current and Historical Perspectives*. *Recent Advances in Biology and Medicine*, 2, 88–93.
5. Azmir, J., Zaidul, I. S. M., Rahman, M. M., Sharif, K. M., Mohamed, A., Sahena, F., Jahurul, M. H. A., Ghafoor, K., Norulaini, N. A. N. et Omar, A. K. M. (2013). *Techniques for extraction of bioactive compounds from plant materials: A review*. *Journal of Food Engineering*, 117(4): 426–436.
6. Beghdad, M.C., Benammar, C., Bensalah, F., Sabri, F.Z., Belarbi, M., Chemat, F. (2014). *Antioxidant activity, phenolic and flavonoid content in leaves, flowers, stems and seeds of mallow (Malva sylvestris L.) from North Western of Algeria*. *African Journal of Biotechnology*, 12(23): 3585–3593.
7. Belščak-Cvitanović, A., Durgo, K., Huđek, A., Bačun-Družina, V. et Komes, D. (2018). *Overview of polyphenols and their properties*. In C. M. Galanakis (Éd.), *Polyphenols: Properties, Recovery, and Applications*. Woodhead Publishing (pp.3–44).
8. Birben, E., Sahiner, U. M., Sackesen, C., Erzurum, S. et Kalayci, O. (2012). *Oxidative stress and antioxidant defense*. *World Allergy Organization Journal*, 5(1): 9–19.
9. Blainski, A., Lopes, G. C. et De Mello, J. C. P. (2013). *Application and analysis of the Folin-Ciocalteu method for the determination of the total phenolic content from Limonium brasiliense L*. *Molecules*, 18(6): 6852–6865.
10. Chen, S., Shan, Y., Liu, C., Du, C., Zhu, J., Yang, F., Shao, Y., Bao, Q., Wang, Y., Ran, Y. & Yin, W. (2023). *Antimildew effect of three phenolic compounds and the efficacy of antimildew sliced bamboo veneer*. *Molecules*, 28(13): 4941.
11. Chira, K., Suh, J.-H., Saucier, C. et Teissèdre, P.L. (2008). *Les polyphénols du raisin*. *Phytothérapie*, 6(2): 75–82.
12. Craven L.A., Miller C. et White R.G. (2006). *A new name, and notes on extra-floral nectaries, in Lagunaria (Malvaceae, Malvoideae)*. *Blumea: Biodiversity, Evolution and Biogeography of Plants*, 51 (2), 345–354.
13. Da Cruz, R. M. D., Mendonça-Junior, F. J. B., de Mélo, N. B., Scotti, L., de Araújo, R. S. A., de Almeida, R. N. et de Moura, R. O. (2021). *Thiophene-based compounds with potential anti-inflammatory activity*. *Pharmaceuticals*, 14(7): 692.
14. De Vilmorin R. (1950). *Manuel de floriculture. Tome 1 : Le jardin et ses opérations de culture*. Paris : Librairie J.-B. Baillière et Fils, 427 p.
15. Delgoda, R. et Murray, J. E. (2017). *Evolutionary perspectives on the role of plant secondary-metabolites*. In S. Badal et R. Delgoda (Éds.), *Pharmacognosy*. Academic Press. (pp. 93–100).

16. Demirci-Çekiç, S., Özkan, G., Avan, A. N., Uzunboy, S., Çapanoğlu, E. et Apak, R. (2022). *Biomarkers of oxidative stress and antioxidant defense*. Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis, 209: 114477.
17. Desai SD, Desaei DG, Kaur H. Les saponines et leurs activités biologiques. Pharma Times Times. 2009;41(3):13-16.
18. Dif, M. M., Benchiha, H., Mehdadi, Z., Benali-Toumi, F., Benyahia, M. et Bouterfas, K. (2015). *Étude quantitative des polyphénols dans les différents organes de l'espèce Papaver rhoeas L.* Phytothérapie, 13(5): 314–319.
19. Don G. (1831). *A general history of the dichlamydeous plants: comprising complete descriptions of the different orders...* Vol. I (Thalamiflorae), London : J.G. & F.R. Rivington, 818 p
20. Dryden, G.W., Deaciuc, I., Arteel, G., McClain, C.J. (2005). Clinical implications of oxidative stress and antioxidant therapy. CurrentGastroenterology Reports, 7(4): 308–316.
21. Ebrahimzadeh, M.A., Nabavi, S.F., Nabavi, S.M., Pourmorad, F. (2010). Nitric oxide radical scavenging potential of some Elburz medicinal plants. African Journal of Biotechnology, 9(32): 5212–5217.
22. El Mokni R., Verloove F., Guiggi A. et El Aouni M.H. (2020). *New records of cacti (Opuntioideae&Cactoideae, Cactaceae) from Tunisia*. Bradleya, 38, 35–50
23. Elgazzar, A. H. et Elmonayeri, M. (2015). *Inflammation*. In A. H. Elgazzar (Éd.), The Pathophysiologic Basis of Nuclear Medicine Springer International Publishing.(pp. 69–98).
24. Fan, M., Yuan, S., Li, L., Zheng, J., Zhao, D., Wang, C., Wang, H., Liu, X. et Liu, J. (2023). *Application of terpenoid compounds in food and pharmaceutical products*. Fermentation, 9(2): 119.
25. Francis G., Kerem Z., Makkar H., P., S. et Becker K. (2002). The biological action of saponins in animal systems: a review. British Journal of Nutrition, 88(6), 587–605.
26. Gulcin, İ. et Alwasel, S. H. (2023). *DPPH radical scavenging assay*. Processes, 11(8).
27. Gunathilake, K.D.P.P., Ranaweera, K.K.D.S., Rupasinghe, H.P.V. (2018). In vitro anti-inflammatory properties of selected green leafy vegetables. Biomedicines, 6(4): 107.
28. Haslam E. (1996). Natural polyphenols (vegetable tannins) as drugs: possible modes of action. Journal of Natural Products, 59(2), 205–215.
29. Ibrahim, K. M. E. M., El-Settawy, A. A., Salem, M. Z. M., Elsaed, A. A. M. (2023). Antibacterial and Antifungal Activities of Extracts from Some Woody Trees on Some Plant Pathogenic Agents. Alexandria Journal of Agricultural Sciences. 68(2): 120-125.
30. Jadid, N., Hidayati, D., Hartanti, S.R., Arraniry, B.A., Rachman, R.Y., Wikanta, W. (2017). Antioxidant activities of different solvent extracts of Piper retrofractum Vahl. using DPPH assay. AIP ConferenceProceedings, 1854(1): 020019.
31. Jiofack T., Fokunang C., Kemeuze V., Fongnzossie E., Tsabang N., Nkongmeneck B.A., Mapongmetsem P.M. et Guedje N.M. (2010). *Ethnobotanical uses of medicinal plants of two ethnoecological regions of Cameroon*. International Journal of Medicine and Medical Sciences, 2(3), 60–79.
32. Jomova, K., Alomar, S. Y., Alwasel, S. H., Nepovimova, E., Kuca, K. et Valko, M. (2024). *Several lines of antioxidant defense against oxidative stress: Antioxidant*

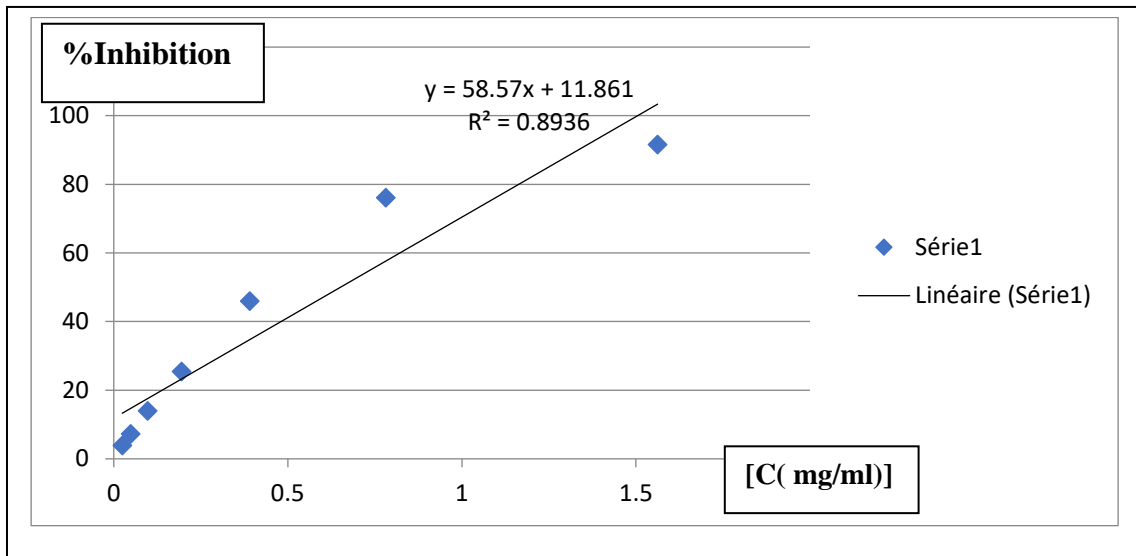
- enzymes, nanomaterials with multiple enzyme-mimicking activities, and low-molecular-weight antioxidants. *Archives of Toxicology*, 98(5): 1323–1367.
33. Khanbabaee, K. et van Ree, T. (2001). *Tannins: Classification and definition*. *Natural Product Reports*, 18(6): 641–649.
 34. King, T. C. (2007). *Inflammation, inflammatory mediators, and immune-mediated disease*. In T. C. King (Éd.), *Elsevier's Integrated Pathology* (pp. 21–57).
 35. Koçak, E. et Pazır, F. (2018). *Effect of extraction methods on bioactive compounds of plant origin*. *Turkish Journal of Agriculture - Food Science and Technology*, 6(6): 663–675.
 36. Kumar, S., Bajwa, B., Kuldeep, S. et Kalia, A. (2013). *Anti-inflammatory activity of herbal plants: A review*. *International Journal of Drug Development and Research*, 5(4): 230–239.
 37. La Mantia T., Badalamenti E. et Pasta S. (2015). *Un nuovocaso di spontaneizzazioneincipiente: Lagunariapatersonia (Andrews) G. Don (Malvaceae) in Sicilia*. *NaturalistaSiciliano*, 39(2), 427–431
 38. Lahtinen, M. H., Kynkäänniemi, E., Jian, C., Salonen, A., Pajari, A. et Mikkonen, K. S. (2023). *Metabolic fate of lignin in birch glucuronoxylan extracts as dietary fiber studied in a rat model*. *Molecular Nutrition & Food Research*, 67(20): 2300201.
 39. Le, A. V., Parks, S. E., Nguyen, M. H. et Roach, P. D. (2018). *Improving the vanillin-sulphuric acid method for quantifying total saponins*. *Technologies*, 6(3).
 40. Liga, S., Paul, C. et Péter, F. (2023). *Flavonoids: Overview of biosynthesis, biological activity, and current extraction techniques*. *Plants*, 12(14).
 41. Liu, W., Feng, Y., Yu, S., Fan, Z., Li, X., Li, J. et Yin, H. (2021). *The flavonoid biosynthesis network in plants*. *International Journal of Molecular Sciences*, 22(23).
 42. Lugrin, J., Rosenblatt-Velin, N., Parapanov, R. et Liaudet, L. (2014). *The role of oxidative stress during inflammatory processes*. *Biological Chemistry*, 395(2): 203–230.
 43. Macheix, J.J., Fleuriet, A., Billot, J. (2005). *Fruit phenolics*. CRC Press, Boca Raton, FL, USA.
 44. Mahmoudi, S., Khali, M., Mahmoudi, N. (2013). *Étude de l'extraction des composés phénoliques de différentes parties de la fleur d'artichaut (Cynarascolymus L.)*. *Nature et Technologie*, 9: 20–27.
 45. Mak, Y.W., Chuah, L.O., Ahmad, R., Bhat, R. (2013). *Antioxidant and antibacterial activities of hibiscus (Hibiscus rosa-sinensis L.) and Malva sylvestris L. extracts*. *Journal of Medicinal Plants Research*, 7(30): 2259–2265.
 46. McGarvey, D. J. et Croteau, R. (1995). *Terpenoid metabolism*. *The Plant Cell*, 7(7): 1015–1026.
 47. Middleton E., Kandaswami C., et Theoharides T., C. (2000). *The effects of plant flavonoids on mammalian cells: implications for inflammation, heart disease, and cancer*. *PharmacologicalReviews*, 52(4), 673–751.
 48. Moses, V. S. et Bertone, A. L. (2002). *Nonsteroidal anti-inflammatory drugs*. *Veterinary Clinics: Equine Practice*, 18(1): 21–37.
 49. Moualek, I., Benarab, K., Houali, K. (2025). *Evaluation of the in-vitro anti-inflammatory activity of Malva sylvestris leaves extract*. *International Journal of SecondaryMetabolite*, 12(1): 181–187.

50. Munteanu, I. G. et Apetrei, C. (2021). *Analytical methods used in determining antioxidant activity: A review*. International Journal of Molecular Sciences, 22(7): 3380.
51. Naczki, M., Shahidi, F. (2006). Phenolics in cereals, fruits and vegetables: Occurrence, extraction and analysis. Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis, 41(5): 1523–1542.
52. Naumann, H. D., Tedeschi, L. O., Zeller, W. E. et Huntley, N. F. (2017). *The role of condensed tannins in ruminant animal production: Advances, limitations and future directions*. Revista Brasileira de Zootecnia, 46: 929–949.
53. Newman D.J. et Cragg G.M. (2007). *Natural products as sources of new drugs over the last 25 years*. Journal of Natural Products, 70 (3), 461–477.
54. Newton, R. (2014). *Anti-inflammatory glucocorticoids: Changing concepts*. European Journal of Pharmacology, 724: 231–236.
55. Nkhili E. (2009). *Polyphénols de l'alimentation : extraction, interactions avec les ions du fer et du cuivre, oxydation et pouvoir antioxydant*. Thèse de doctorat, Université d'Avignon et des Pays de Vaucluse.
56. Nunes, C. dos R., BarretoArantes, M., Menezes de Faria Pereira, S., Leandro da Cruz, L., de Souza Passos, M., Pereira de Moraes, L., Vieira, I. J. C. et Barros de Oliveira, D. (2020). *Plants as sources of anti-inflammatory agents*. Molecules, 25(16): 3726.
57. Nwankwo, N.E., Aham, E.C., Ezenabor, E.H., Chidozie, D.M.G. (2023). Anti-inflammatory and antioxidant activities of ethylacetate fraction of *Sidalinifolia* L. (Malvaceae). International Journal of Plant Based Pharmaceuticals, 3(2): 200–209.
58. Nworu, C. S. et Akah, P. A. (2015). *Anti-inflammatory herbs and their molecular mechanisms of action*. African Journal of Traditional, Complementary and Alternative Medicines, 12: 52–61.
59. Pandey Krishna B. et Rizvi Syed I. (2009). Plant polyphenols as dietary antioxidants in human health and disease. Oxidative Medicine and Cellular Longevity, 2(5), 270–278.
60. Pichersky, E. et Raguso, R. A. (2018). *Why do plants produce so many terpenoid compounds?* New Phytologist, 220(3): 692–702.
61. Prabhu, S., Molath, A., Choksi, H., Kumar, S., Mehra, R. (2021). Classifications of polyphenols and their potential application in human health and diseases. International Journal of Physiology, Nutrition and Physical Education, 6: 293–301.
62. Rasool Hassan, B., A. (2012). *Medicinal plants (importance and uses)*. Pharmaceutica Analytica Acta, 3(10).
63. Re, R., Pellegrini, N., Proteggente, A., Pannala, A., Yang, M., Rice-Evans, C. (1999). Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. Free Radical Biology and Medicine, 26(9–10): 1231–1237.
64. Rhimi, F., Rejili, M., Benabderrahim, M.A., Hannachi, H. (2025). Diversity of phytochemical content, antioxidant activity, and fruit morphometry of three mallow, *Malva* species (Malvaceae). Plants, 14(6): 930.
65. Río Andrade, J.C., Rencoret, J., Gutiérrez Suárez, A. (2018). Lignin monomers derived from the flavonoid and hydroxystilbene biosynthetic pathways. In: Reed, J.D., Freitas, V.A.P. & Quideau, S. (eds), Recent Advances in Polyphenol Research, vol. 7, chap. 7, pp. 177–206.

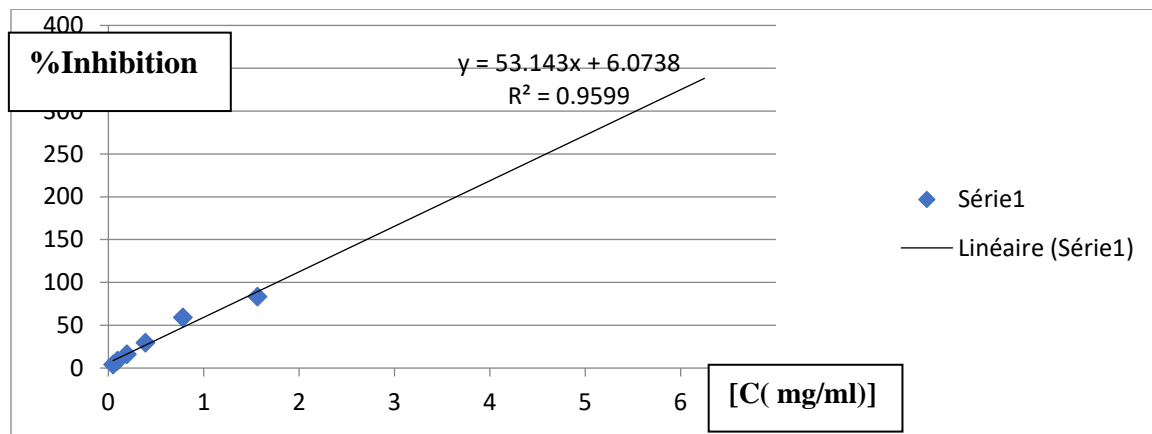
66. Rira, M. (2019). Les tanins hydrolysables et condensés : une piste pour la réduction de la production du méthane entérique par les ruminants en milieu tropical. Thèse de doctorat, Université Clermont Auvergne, 229 p.
67. Sacchi, K. L., Bisson, L. F. et Adams, D. O. (2005). *A review of the effect of winemaking techniques on phenolic extraction in red wines*. American Journal of Enology and Viticulture, 56(3) : 197–206.
68. Sandu, M., Bîrsă, L.M., Bahrin, L.G. (2017). Flavonoids – Small molecules, high hopes. Acta Chimica Iasi, 25(1): 6–23.
69. Santos-Sánchez, N. F., Salas-Coronado, R., Hernández-Carlos, B., Villanueva-Cañongo, C. (2019). *Shikimic acid pathway in biosynthesis of phenolic compounds*. In *Plant Physiological Aspects of Phenolic Compounds*.
70. Scalbert A., Johnson I., T. et Saltmarsh M. (2005). Polyphenols: antioxidants and beyond. The American Journal of Clinical Nutrition, 81(1), 215S–217.
71. Segnou C.A., Fatokun M.O., Akoroda S.K. et Hahn S.K. (1992). *Studies on the reproductive biology of white yam (Dioscorea rotundata Poir.)*. Euphytica, 64, 197–203.
72. Shraim, A. M., Ahmed, T. A., Rahman, M. M. et Hijji, Y. M. (2021). *Determination of total flavonoid content by aluminum chloride assay : A critical evaluation*. LWT, 150 : 111932.
73. Silué, A., Diarrassouba, S., Koné, M.W., Koffi, C., Dosso, M. (2023). Ethnopharmacological survey and phytochemical screening of Ceiba pentandra used in traditional medicine. Journal of Ethnopharmacology, 316: 116617.
74. Singh, M. et Krikorian, A. D. (2002). *Inhibition of trypsin activity in vitro by phytate (world)*. ACS Publications.
75. Smeriglio, A., Barreca, D., Bellocco, E. et Trombetta, D. (2017). *Proanthocyanidins and hydrolysable tannins : Occurrence, dietary intake and pharmacological effects*. British Journal of Pharmacology, 174(11) : 1244–1262.
76. Sobiesiak, M. (2017). *Chemical Structure of Phenols and Its Consequence for Sorption Processes*. Dans M. Soto-Hernández, M. Palma-Tenango & R. García-Mateos (Éds.), Phenolic Compounds – Natural Sources, Importance and Applications
77. Sparg, S. G., Light, M. E. et van Staden, J. (2004). *Biological activities and distribution of plant saponins*. Journal of Ethnopharmacology, 94(2) : 219–243.
78. Stankov, S. V. (2012). *Definition of inflammation, causes of inflammation and possible anti-inflammatory strategies*. The Open Inflammation Journal, 5(1) : 1–9.
79. Tapiero, H., Tew, K. D., Nguyen Ba, G. et Mathé, G. (2002). *Polyphenols : Do they play a role in the prevention of human pathologies ?* Biomedicine & Pharmacotherapy, 56(4) : 200–207.
80. Tomlinson, T. R. et Akerele, O. (2015). *Medicinal plants : Their role in health and biodiversity*. University of Pennsylvania Press.
81. Tsao, R. (2010). Chemistry and biochemistry of dietary polyphenols. Nutrients 2(12) : 1231–1246.
82. Vadivel, V. (2016). Distribution of flavonoids among Malvaceae family members – A review. International Journal of Green Pharmacy, 10(1): 1–4.
83. Valko, M., Leibfritz, D., Moncol, J., Cronin, M. T. D., Mazur, M. et Telser, J. (2007). *Free radicals and antioxidants in normal physiological functions and human disease*. The International Journal of Biochemistry & Cell Biology, 39(1) : 44–84.

84. Verpoorte, R. (1998). *Exploration of nature's chemodiversity: The role of secondary metabolites as leads in drug development*. *Drug Discovery Today*, 3(5) : 232–238.
85. Wagstaff S.J. et Tate J.A. (2011). *Phylogeny and character evolution in the New Zealand endemic genus Plagianthus (Malveae, Malvaceae)*. *Systematic Botany*, 36(2), 405–418.
86. Wirman, A.P., Kristiana, H., Sunaryo, H. (2024). Saponin content and antioxidant activity using DPPH (2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl) method of 70% ethanol extract of Sidaguri leaves (*Sidarhombifolia* L.). *International Journal of Environmental Science and Technology*, 9(1): 45–52.
87. Wong, B. W., Meredith, A., Lin, D. et McManus, B. M. (2012). *The biological role of inflammation in atherosclerosis*. *Canadian Journal of Cardiology*, 28(6) : 631–641.
88. Xu, C., Liu, S., Liu, Z., Song, F. et Liu, S. (2013). *Superoxide generated by pyrogallol reduces highly water-soluble tetrazolium salt to produce a soluble formazan : A simple assay for measuring superoxide anion radical scavenging activities of biological and abiological samples*. *Analytica Chimica Acta*, 793 : 53–60.
89. Zimmer, N. et Cordesse, R. (1996). *Influence des tanins sur la valeur nutritive des aliments des ruminants*. *INRAE Productions Animales*, 9(3).

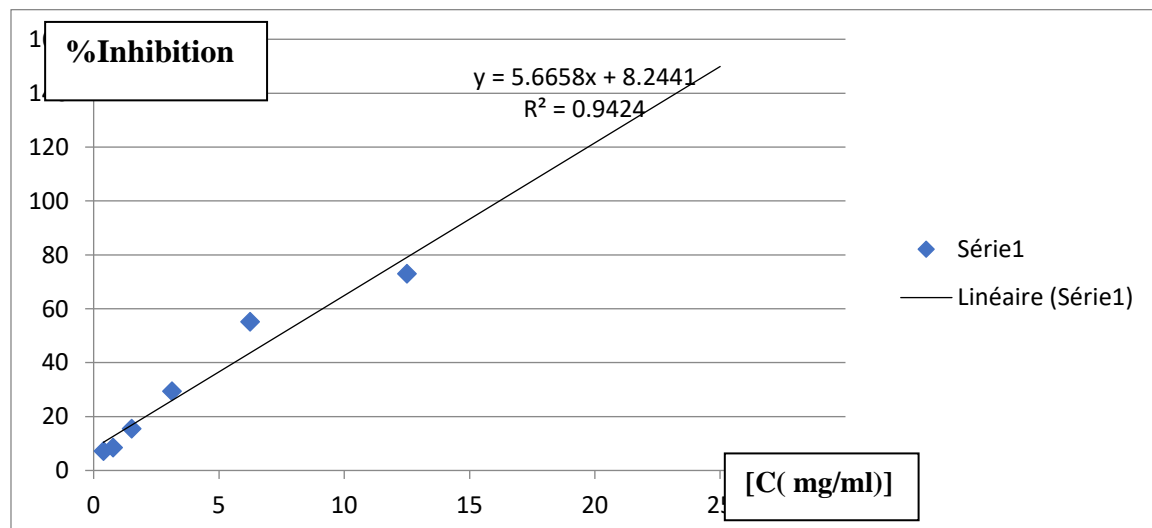
Annexes



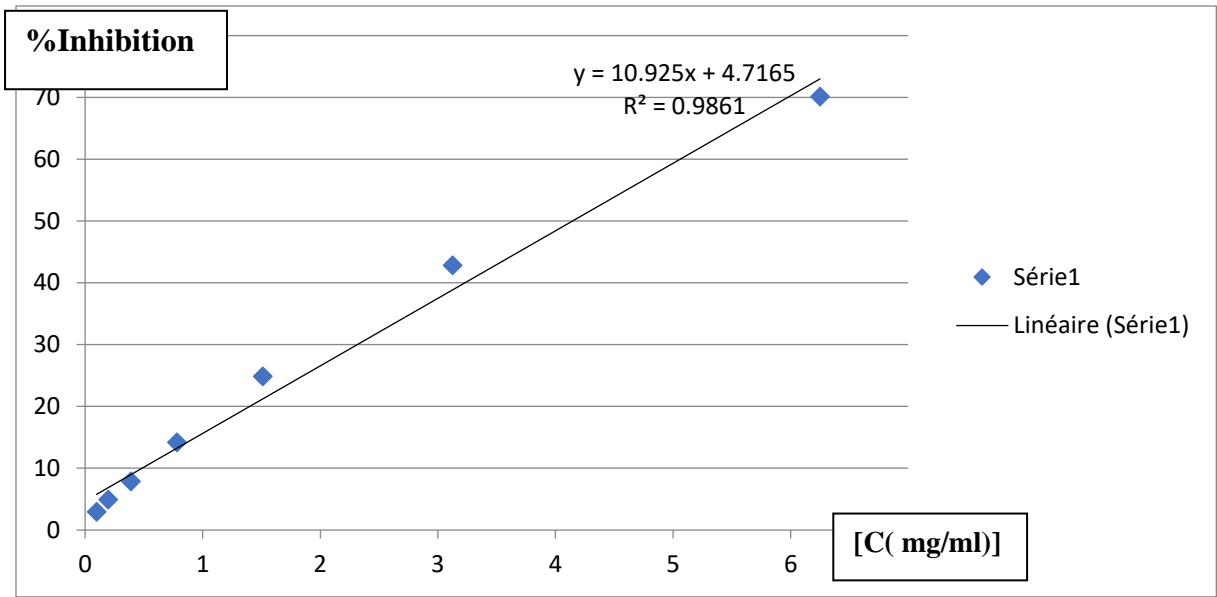
Annexe 01 : IC50 ABTS D'EPLP



Annexe 02 : IC50 ABTS D'EELP



Annexe 03 : IC50 DPPH D'EPLP



Annexe 04 : IC50 DPPH D'EELP

Résumé :

La présente étude s'est portée sur l'étude des parties des fleurs de *lagunaia patersonia*, de leur contenance en substances actives ainsi que l'évaluation de leurs propriétés antioxydants et anti-inflammatoire a été réalisée.

Les tests phytochimiques ont révélé une richesse des pétales et des étamines en divers composés phénoliques avec $37,41 \pm 0,35$ mg/g (pétales) et $55,77 \pm 1,49$ mg/g (étamines) pour les polyphénols, $6,62 \pm 0,07$ mg/g et $5,29 \pm 0,11$ mg/g pour les flavonoïdes, $5,35 \pm 0,09$ mg/ml et $1,98 \pm 0,08$ mg/ml pour les flavonols. Les sucres totaux étaient de $942,90 \pm 39,90$ mg/g et $1866,19 \pm 232,01$ mg/g, tandis que les saponines atteignaient $166,01 \pm 3,91$ mg/g et $45,39 \pm 5,56$ mg/g. Les tanins condensés étaient proches ($7,60 \pm 0,42$ mg/g et $7,88 \pm 0,34$ mg/g), de même que les tanins hydrolysables ($38,96 \pm 0,79$ mg/g et $32,09 \pm 0,46$ mg/g).

L'activité antioxydants a été confirmée par les tests ABTS et DPPH, avec des IC_{50} de 0,65 mg/ml et 7,37mg/ml (pétales) et 0,82 mg/ml et 4,14 mg/ml (étamines). L'activité anti-inflammatoire, évaluée par l'inhibition de NO, a montré des taux de 75,64 % et 78,57 %, soutenus par les tests de dénaturation des protéines et d'inhibition de la trypsine. Ces résultats soulignent le potentiel thérapeutique des parties de fleurs de *Lagunaria patersonia* comme source naturelle de composés antioxydants et anti-inflammatoires.

Mots clé : Fleurs *Lagunaria patersonia*, antioxydants, anti-inflammatoire, extraction, a composés phénoliques.

Abstract :

This study focused on the study of the parts of the flowers of *lagunaia patersonia*, their content of active substances as well as the evaluation of their antioxidant and anti-inflammatory properties was carried out.

Phytochemical tests revealed a richness of petals and stamens in various phenolic compounds with 37.41 ± 0.35 mg/g (petals) and 55.77 ± 1.49 mg/g (stamens) for polyphenols, 6.62 ± 0.07 mg/g and 5.29 ± 0.11 mg/g for flavonoids, 5.35 ± 0.09 mg/ml and 1.98 ± 0.08 mg/ml for flavonols. Total sugars were 942.90 ± 39.90 mg/g and 1866.19 ± 232.01 mg/g, while saponins reached 166.01 ± 3.91 mg/g and 45.39 ± 5.56 mg/g. Condensed tannins were close (7.60 ± 0.42 mg/g and 7.88 ± 0.34 mg/g), as were hydrolyzable tannins (38.96 ± 0.79 mg/g and 32.09 ± 0.46 mg/g).

Antioxidant activity was confirmed by ABTS and DPPH assays, with IC_{50} values of 0.65 mg/ml and 7.37 mg/ml (petals) and 0.82 mg/ml and 4.14 mg/ml (stamens). Anti-inflammatory activity, assessed by NO inhibition, showed rates of 75.64% and 78.57%, supported by protein denaturation and trypsin inhibition assays. These results highlight the therapeutic potential of *Lagunaria patersonia* flowers parts as a natural source of antioxidant and anti-inflammatory compounds

Keywords : *Lagunaria patersonia* flowers, antioxidants, anti-inflammatory, extraction, phenolics compounds.

ملخص

ركزت هذه الدراسة على دراسة أجزاء أزهار لاجونيا باترسونيا ومحتواها من المواد الفعالة وكذلك تقييم خصائصها المضادة للأكسدة والالتهاب حيث
البوليفينول 37.41 ± 0.35 ملغم/غ (للبتلات) و 55.77 ± 1.49 ملغم/غ (للأسدية)، و 6.62 ± 0.07 ملغم/غ و 5.29 ± 0.11 ملغم/غ للفلافونويدات، و 5.35 ± 0.09 ملغم/مل و 1.98 ± 0.08 ملغم/مل للفلافونولات. بلغ إجمالي السكريات 942.90 ± 39.90 ملغم/غ و 1866.19 ± 232.01 ملغم/غ، بينما بلغ إجمالي السابونينات 166.01 ± 3.91 ملغم/غ و 45.39 ± 5.56 ملغم/غ. وكانت تركيزات العفص المكثف متقاربة (7.60 ± 0.42 ملغم/غ و 7.88 ± 0.34 ملغم/غ)، وكذلك العفص القابل للتحلل المائي (38.96 ± 0.79 ملغم/غ و 32.09 ± 0.46 ملغم/غ). تم تأكيد النشاط المضاد للأكسدة من 7.37 ملغم/مل و 7.37 ملغم/مل (بتلات) و 0.82 ملغم/مل و 4.14 ملغم/مل (أسدية). أظهر IC_{50} 0.65 حيث بلغت قيم DPPH و ABTS خلال اختبارات النشاط

التهابات، المُقيّم بتثبيط أكسيد النيتريك، معدلات 75.64% و 78.57%، مدعوماً باختبارات تمسخ البروتين وتثبيط التربسين تُبرز هذه النتائج الإمكانيات العلاجية لأجزاء زهرة لاجوناريا باترسوني كمصدر طبيعي لمضادات الأكسدة والمركبات المضادة للالتهابات

الكلمات المفتاحية: أزهار لاجوناريا باترسوني، مضادات الأكسدة، مضاد للالتهابات، الاستخلاص، المركبات الفينولية