

Popular Democratic Republic of Algeria  
Ministry of High Education and Scientific Research  
Abbes Laghrou University- Khenchela-  
Natural and life sciences Faculty  
Molecular and Cellular Biology Department



N° de série : .....

## **MEMOIRE DE FIN D'ETUDES** **DE MASTER ACADEMIQUE**

Domaine : Sciences de la nature et de la vie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Biochimie

*Présenté par :*

*BOUKRAA Assia*

*GHOZLANE Zineb*

**Thème**

**Analyse phytochimique et l'évaluation des  
activités biologiques d '*Astragalus armatus***

*Mémoire soutenu publiquement le 17 /06/ 2025* Devant le jury composé de :

**Mme. GAGUI Fatima**

MAA, Université Abbas Laghrou – Khenchela, Président

**Mme. MESSAI Alima**

MCA, Université Abbas Laghrou – Khenchela, Encadreur

**Mme. ARAB Yasmine**

MCA, Université Abbas Laghrou – Khenchela, Examineur

**Année Universitaire 2024/2025**

# *Remerciement*

Au nom de Dieu, le plus grand remerciement Lui revient, car Il nous a guidés sur le droit chemin, nous a aidés tout au long de nos années d'études, et nous a inspirés à prendre les bonnes décisions et à adopter les comportements appropriés. Merci infiniment, ô mon Dieu. Tout d'abord, nous adressons nos remerciements et notre profonde gratitude à nos chers parents, qui méritent toute notre reconnaissance et notre respect pour les efforts et les sacrifices qu'ils ont consentis durant notre parcours universitaire. Nous prions Dieu de leur accorder une longue vie, la santé et le bonheur.

Nous exprimons également notre sincère gratitude à toutes les personnes qui, de près ou de loin, ont contribué à la réalisation de ce mémoire.

En premier lieu, nous tenons à remercier tout particulièrement notre encadrante, Madame la Docteure Messaï Alima, pour sa patience, ses conseils avisés et son soutien constant tout au long de la préparation de ce travail. Sa rigueur scientifique et ses encouragements nous ont permis de surmonter les différents défis et difficultés.

Nous n'oublions pas de remercier les membres du jury, Madame la Présidente du jury **Fatima GAGUI(MCB, Université Abbas Laghrour – Khenchela)**, Madame l'examinatrice **Arab Yasmine(MCA, Université Abbas Laghrour – Khenchela)**, ainsi que Madame la Rapporteuse, Docteure **Messaï Alima(MCA, Université Abbas Laghrour – Khenchela)**, pour leurs efforts et leur évaluation de notre travail.

Nous tenons également à exprimer notre reconnaissance à l'ensemble du personnel du Laboratoire de Biologie Pédagogique de l'Université Abbas Laghrour – El Hamma pour leur assistance, leurs conseils et la mise à disposition des moyens nécessaires à la réalisation de nos expérimentations dans les meilleures conditions.

Enfin, nous adressons nos remerciements les plus sincères à toutes les personnes qui, de manière directe ou indirecte, ont contribué à la réalisation de ce travail. Leur aide nous a été précieuse et nous leur témoignons toute notre gratitude.

# Dédicace

Au nom d'Allah, le Tout Miséricordieux, le Très Miséricordieux.

قال الله تعالى: {قل هل يستوي الذين يعلمون والذين لا يعلمون إنما يتذكر أولو الألباب} (سورة الزمر. الآية 9)

وقال أيضا: {وقل رب زدني علما} (سورة طه. الآية 114)

Louange à Allah, par la grâce duquel les bonnes œuvres s'accomplissent.

Partant de ma conviction que la science est la voie de l'élévation et la lumière qui éclaire les sentiers de la vie, je débute cette dédicace en étant pleinement consciente de la valeur du savoir et de son effet sur l'édification de la personne et de la société. Je demande à Allah de m'accorder davantage de science et de me faire profiter de ce que j'ai appris.

**À ma mère Saliha**, source infinie de tendresse et d'amour, qui m'a transmis la passion du savoir et de la persévérance. À celle dont les prières m'accompagnent toujours, ma confidente et soutien inébranlable, qui comprend mes faiblesses et ravive mes sourires. Tu es ma vie entière et la plus belle grâce qu'Allah m'ait offerte. Merci pour tout.

**À mon cher père**, à mon pilier, mon guide, mon modèle, à celui qui m'a donné la force et qui mérite tout mon amour, mon sacrifice et ma fidélité. À toi, phare de mon chemin et boussole de mes pas, à toi qui m'as appris à semer la réussite à la sueur de mon front. Tu as pris soin de mes sentiments, tu m'as honorée dans ta maison et dans ton cœur. Louange à Allah qui t'a choisi parmi les hommes les plus nobles pour être mon père. Que ton amour demeure éternel et inébranlable. Merci, mon père bien-aimé **Moustapha**.

« À ma mère et à mon père, vous êtes ceux qui m'ont offert la plume avec laquelle j'ai tracé mon avenir. Ce que je suis aujourd'hui est le fruit de vos efforts et de votre éducation. Merci à vous deux, du plus profond de mon cœur. Qu'Allah vous préserve, vous accorde bonheur et sérénité. »

**À ma sœur bien-aimée Fayrouz**, toi qui as toujours été mon soutien et ma compagne de route. Je t'offre toute ma reconnaissance et mon affection. Et à ta petite Khadija, la fleur de ma vie et la bénédiction de ta maison, je prie Allah de la bénir et d'en faire la prunelle de tes yeux. Que vous restiez pour moi une lumière qui éclaire ma vie.

**À mes chères sœurs** : Karima, Lamiss et Mariem, en reconnaissance pour votre amour, votre soutien et vos encouragements tout au long de mon parcours académique, je dédie ce mémoire avec tout mon amour et ma

gratitude. Je prie Allah de vous récompenser pour tout ce que vous avez fait pour moi, de préserver entre nous la fraternité et l'affection, et qu'Il vous garde et vous guide.

**À mon petit frère Ahmed Zakaria**, Tu es la lumière de ma vie et le soutien dont je suis fier. Je t'offre ce mémoire en témoignage de l'importance que tu occupes dans mon cœur. Je prie Allah de t'accorder le succès, de te protéger et de réaliser tes souhaits. Je t'aime énormément.

**À ma grande famille** : mes oncles, ma tante, mon oncle maternel, ma grand-mère et mes tantes maternelles, vous qui m'avez offert la chaleur et le soutien familial. Ma gratitude envers vous est aussi grande que le ciel.

**À mon encadreur , Madame Messaï Alima**, vous qui avez semé en moi l'amour du savoir et m'avez tendu la main pour me guider et m'accompagner. Je vous exprime toute ma reconnaissance et mon estime.

**À ma collègue Zineb**, merci pour tes efforts et ta collaboration dans ce mémoire. Je te souhaite plein de succès et je prie Dieu de réaliser tous tes rêves.

**À cette âme pure** qui m'a soutenue par sa douceur et sa présence, qui a su apaiser mes moments difficiles par un mot, un regard, ou simplement par sa présence... Merci du fond du cœur. Ta présence dans ma vie est une bénédiction inestimable. Je demande à Allah de vous récompenser pour votre bienveillance, de bénir l'amour que je vous porte, et de vous garder dans ma vie comme une lumière et une source de bonheur.

**À mes professeurs de l'Université Abbas Laghrou – Khenchela**, merci pour votre savoir et votre accompagnement. Je vous suis infiniment reconnaissante et vous souhaite de demeurer des guides lumineux sur le chemin du savoir.

Ô Allah, fais que ce travail soit pur pour Ton noble visage, qu'il soit bénéfique, et accorde-moi la science utile ainsi que les bonnes œuvres.

***Boukraa Assia***

# Dédicace

بِسْمِ اللَّهِ الرَّحْمَنِ الرَّحِيمِ

﴿يَرْفَعُ اللَّهُ الَّذِينَ آمَنُوا مِنْكُمْ وَالَّذِينَ أُوتُوا الْعِلْمَ دَرَجَاتٍ﴾ صدق الله العظيم :

Louange à Dieu. Par Sa grâce, les prières de ma mère, la patience de mon père et ma détermination qui n'a jamais fléchi malgré les épreuves, je pose aujourd'hui la dernière pierre de ce long parcours... Un chemin façonné par les défis, guidé par la volonté, illuminé par l'espoir.

**À mon cher père Abdelrazak**, mon premier pilier, mon ombre protectrice dans les épreuves. Celui qui ne m'a jamais refusé ni soutien, ni tendresse, ni prière. Puisse Dieu te préserver, te combler de bénédictions et te garder à mes côtés. Tu es mon exemple, ma lumière, et le modèle de ma force.

**À ma chère mère Houria**, que les mots ne sauraient remercier, ni les pages honorer. La lumière de mes ténèbres, la source de mes réussites par ses prières. Par son sacrifice discret et son amour inconditionnel, elle m'a portée dans chaque moment. Puisse Dieu t'accorder santé et récompenses, toi, la reine de mon cœur et le baume de ma vie.

**À mon frère unique Abdallah**, la prunelle de mes yeux, mon compagnon de tous les jours. Que Dieu te facilite ton avenir et t'accorde la réussite dans tout ce que tu entreprends.

**À ma petite sœur Jinan**, notre princesse, le sourire de la maison. Reste toujours notre source de joie et d'innocence.

**À mes précieuses amies, Salsabil et Aya**, je vous adresse toute mon affection et mon amitié sincère. Que notre lien perdure.

**À ma grand-mère bien-aimée Djemaa** (qu'Allah lui fasse miséricorde), ton âme pure m'accompagne toujours... Que Dieu t'accorde une place dans Ses vastes jardins.

**À ma douce grand-mère Djemaa** (la mère de ma mère), que Dieu te bénisse et te garde en bonne santé. Tu es une source inépuisable de tendresse et de sécurité.

**À ma tante Hind et son fils Sand**, je vous aime d'un amour profond. Que vous restiez toujours une âme chaleureuse dans ma vie.

**À mon cher fiancé Ahmed**, je prie le Détenteur des trésors des cieux et de la terre de t'accorder abondance, paix intérieure et bénédictions dans ta vie, ton temps et ta descendance. **À ma grande famille** : mes tantes, mes oncles, mes cousins et cousines, à chacun de vous qui a laissé une empreinte dans mon cœur ou un sourire sur mon visage.

**À ma seconde famille** : la chère mère de mon fiancé, ses sœurs Hiba et Hadeel, son frère Islam, et son père bienveillant Abdelmajid, que je considère comme un second père. Merci pour l'amour, le respect et le soutien que vous m'avez témoigné.

**À mes chères amies** : Chaïma, Manar, Malak, Omaima, Bouthayna, Zeineb, Ismahan, Iman, Sara, Amina, Chahinaize... Merci pour votre présence et pour chaque souvenir partagé ensemble.

**À ma partenaire de projet Assia**, notre collaboration a été la clé de la réussite de ce travail. Ce fut une expérience enrichissante qui a renforcé notre amitié. J'ai été honorée de partager cette aventure avec toi.

À tous ceux qui m'ont enseignée, accompagnée et ouvert les portes du savoir, notamment mes enseignants de l'Université Abbas Laghrour – Khenchela, Département de Biologie, je vous adresse tout mon respect et ma reconnaissance. Voici le fruit de ce parcours : mon diplôme.

À tous ceux qui connaissent Ghozlane Zineb, l'aiment et ont prié pour elle... Je ne vous oublierai jamais.

**La diplômée** : Ghozlane Zineb Université Abbas Laghrour – Khenchela Département de Biologie – Master 2 Biochimie Appliquée

***Ghozlane Zineb***

## Résumé

---

---

### *Résumé*

### **Analyse phytochimique et l'évaluation des activités biologiques d '*Astragalus armatus***

Ce travail vise à étudier l'activité antioxydante et anti-inflammatoire des extraits méthanoliques des parties aériennes et racinaires d'*Astragalus armatus*, récoltées en février et novembre. L'analyse phytochimique a révélé que les feuilles contiennent : des tanins, des alcaloïdes, des flavonoïdes, des composés réducteurs, des coumarines, des saponosides, des terpénoïdes, des mucilages et des anthocyanes. Les racines, quant à elles, renferment : des saponosides, des composés réducteurs, des coumarines, des terpénoïdes, des mucilages, des anthocyanes et de l'amidon. Les résultats quantitatifs ont montré : Une concentration en flavonoïdes plus élevée dans les feuilles récoltées en novembre ( $27,01 \pm 1,95$  mg EQ/g) par rapport à celles de février ( $24,53 \pm 0,19$  mg EQ/g). Les racines présentaient des concentrations plus faibles dans les deux périodes ( $18,50 \pm 1,22$  et  $18,75 \pm 0,65$  mg EQ/g respectivement). Une teneur en polyphénols plus élevée dans les feuilles ( $401$  mg EAG/g en février et  $326,71$  mg/g en novembre), alors qu'elle était plus faible dans les racines ( $122,43$  et  $128,28$  mg/g). Concernant l'activité anti-inflammatoire : À la concentration de  $3$  mg/mL, les feuilles de février ont présenté la plus forte activité ( $60,46$  %), suivies par les racines de février ( $59,88$  %). À  $2,5$  mg/mL, les racines de novembre ont montré une activité élevée ( $57,62$  %). En ce qui concerne l'activité antioxydante, les extraits méthanoliques des feuilles récoltées en février ont enregistré une activité maximale ( $84,89 \pm 1,38$  %) à la concentration de  $0,8$  mg/mL, dépassant ainsi celle des extraits de racines et des feuilles de novembre. Cette étude a ainsi mis en évidence le potentiel d'*Astragalus armatus* comme source prometteuse de molécules naturelles présentant une activité antioxydante et anti-inflammatoire, pouvant être exploitées dans des applications médicales et pharmaceutiques.

**Mots clés** : Activité antioxydante, activité anti-inflammatoire, *Astragalus armatus*, flavonoïdes, polyphénols.

## Abstract

---

---

### *Abstract*

### **Phytochemical analysis and evaluation of biological activities of *Astragalus armatus***

This study aims to investigate the antioxidant and anti-inflammatory activities of methanolic extracts from the aerial and root parts of *Astragalus armatus*, collected in February and November. Phytochemical analysis revealed that the leaves contained: tannins, alkaloids, flavonoids, reducing compounds, coumarins, saponosides, terpenoids, mucilages, and anthocyanins. In contrast, the roots were found to contain: saponosides, reducing compounds, coumarins, terpenoids, mucilages, anthocyanins, and starch. Quantitative analysis showed: A higher concentration of flavonoids in the leaves collected in November ( $27,01 \pm 1,95$  mg EQ/g) compared to those collected in February ( $24,53 \pm 0,19$  mg EQ/g). while the roots exhibited lower concentrations in both periods ( $18,50 \pm 1,22$  et  $18,75 \pm 0,65$  mg EQ/g respectively). A higher polyphenol content in the leaves (401 mg GAE/g in February and 326.71 mg/g in November), with lower values observed in the roots (122.43 and 128.28 mg/g). Regarding anti-inflammatory activity: At a concentration of 3 mg/mL, the February leaf extracts showed the highest activity (60.46%), followed by the February root extracts (59.88%). At 2.5 mg/mL, the November root extracts displayed notable activity (57.62%). Concerning antioxidant activity, the methanolic extracts from the leaves collected in February exhibited the highest activity ( $84.89 \pm 1.38\%$ ) at a concentration of 0.8 mg/mL, exceeding that of the root extracts and the November leaf extracts. This study highlights the potential of *Astragalus armatus* as a promising source of natural compounds with significant antioxidant and anti-inflammatory properties, which may be valuable for medical and pharmaceutical applications.

**Keywords:** Antioxidant activity, anti-inflammatory activity, *Astragalus armatus*, flavonoids, polyphenols.

## التحليل الكيميائي النباتي وتقييم الأنشطة البيولوجية لنبات القناد

يهدف هذا البحث إلى دراسة النشاط المضاد للأكسدة والمضاد للالتهاب للمستخلص الميثانولي للأجزاء الهوائية والجذرية لنباتة *Astragalus armatus*، والتي جُمعت خلال شهري فبراير ونوفمبر. أظهر التحليل الفيتوكيميائي أن الأوراق تحتوي على: التانينات، الفلويونات، الفلافونويدات، المركبات المختزلة، الكومارينات، الصابونينات، التربينويدات، المخاطيات، والأنثوسيانينات. أما الجذور فتحتوي على: الصابونينات، المركبات المختزلة، الكومارينات، التربينويدات، المخاطيات، الأنثوسيانينات، والنشاء. أظهرت النتائج الكمية ما يلي: تركيز الفلافونويدات في الأوراق كان الأعلى في نوفمبر ( $27.01 \pm 1.95$  ملغم مكافئ غالليك/غم) مقارنة بالأوراق في فبراير ( $24.54 \pm 0.20$  ملغم مكافئ حمض الغالليك/غرام)، بينما سجلت تركيزًا أقل ( $18.50 \pm 1.22$  و  $0.65 \pm 18.75$  ملغم مكافئ غالليك/غم على التوالي). محتوى البوليفينولات كان أعلى في الأوراق (401 ملغم مكافئ حمض الغالليك/غرام في فبراير، 326.71 ملغم/غرام في نوفمبر)، وأقل في الجذور (122.43 و 128.28 ملغم/غرام). أما بالنسبة للنشاط المضاد للالتهاب: عند تركيز 3 ملغم/مل، سجلت الأوراق في فبراير أعلى فعالية بنسبة 60.46%، تليها الجذور في فبراير (59.88%). عند تركيز 2.5 ملغم/مل، سجلت الجذور في نوفمبر فعالية بلغت 57.62%. وبخصوص النشاط المضاد للأكسدة، أظهرت مستخلصات الأوراق في فبراير أعلى نشاط بنسبة  $84.89 \pm 1.38$ % عند تركيز 0.8 ملغم/مل، متفوقة على مستخلصات الجذور والأوراق في نوفمبر. خلصت الدراسة إلى أن *Astragalus armatus* يُعد مصدرًا واعدًا لمركبات طبيعية تمتاز بنشاط مضاد للأكسدة ومضاد للالتهاب، ويمكن استغلالها في التطبيقات الطبية والصيدلانية.

**الكلمات المفتاحية:** النشاط المضاد للأكسدة، النشاط المضاد للالتهاب، *Astragalus armatus*، الفلافونويدات، البوليفينولات.

## Liste des figures

---

---

### Liste des figures

<b>Figure 1.</b> Carte de répartition géographique des Fabaceae.....	4
<b>Figure 2.</b> Répartition géographique genre <i>Astragalus</i> .....	6
<b>Figure 3.</b> Historique de la taxonomie du genre <i>Astragalus L.</i> .....	9
<b>Figure 4.</b> l'intégration du métabolisme primaire et secondaire.....	16
<b>Figure 5.</b> Mécanisme réactionnel du test DPPH• entre l'espèce radicalaire DPPH• et un antioxydant (RH). .....	39
<b>Figure 6.</b> Quantification de la teneur en composés phénoliques totaux .....	53
<b>Figure 7.</b> Le teneur total en flavonoides (mg/g) dans les différentes parties de la plante d' <i>Astragalusarmatus</i> .....	55
<b>Figure 8.</b> Effet des extraits et du diclofénac sodique sur la dénaturation de BSA .....	56
<b>Figure 9.</b> Pourcentages d'inhibition du DPPH en fonction des concentrations des extraits	59

## Liste des photographies

---

---

### Liste des photographies

<b>Photographie 1</b> . <i>Astragalus armatus</i> en fructification dans son habitat naturel.....	7
<b>Photographie 2</b> . Racines et feuilles d' <i>Astragalus armatus</i> avant et après le broyage (Annexes).....	83
<b>Photographie 3</b> .Les différentes étapes de l'extractionméthanolique (Annexes).....	84
<b>Photographie 4</b> .Extrait méthanolique (Annexes) .....	84

## Liste des tableaux

---

---

### Liste des tableaux

<b>Tableau 1.</b> Classification botanique de genre <i>Astragalus</i> .....	8
<b>Tableau 2.</b> Rendement d'extraction méthanolique de l' <i>Astragalus armatus</i> .....	43
<b>Tableau 3.</b> Screening phytochimique des extraits méthanoliques d' <i>Astragalus armatus</i> .....	44

## Liste des abréviations

---

---

### Liste des abréviations

- AAO: Activité antioxydante
- Abs : Absorbance.
- Ac as : acide ascorbique.
- AlCl<sub>3</sub> : Trichlorure d'aluminium.
- CFT: Composés Flavonoïdes Totaux
- CPT: Composés Phénoliques Totaux
- DPPH : Diphenylpicryl-hydrazyl (C<sub>18</sub>H<sub>12</sub>N<sub>5</sub>O<sub>6</sub>).
- EMF : extrait méthanolique des feuilles
- EMR : extrait méthanolique des racines
- FeCl<sub>3</sub> : Trichlorure de fer.
- HCl : Acide chlorhydrique.
- IC 50 : Concentration inhibitrice à 50 %.
- Na<sub>2</sub>CO<sub>3</sub> : Carbonate de sodium.
- NaOH : Hydroxyde de sodium.
- NH<sub>4</sub>OH : Ammoniaque.
- O<sub>2</sub><sup>·-</sup> : anion superoxyde .
- OH<sup>·</sup> : Radical hydroxyle .
- OMS : l'organisation mondiale de la santé.
- PBS : Tampon Phosphate Saline.
- SAB : Sérum albumine bovin.
- UV: Ultraviolet.
- µg EQ/mg : Microgramme Equivalent de quercétine par milligramme d'extrait
- % PI : Pourcentage d'Inhibition.
- µg EAG/mg : Microgrammes équivalents d'acide gallique par milligramme d'extrait.

# *Table des matières*

# Table des matières

---

---

## Table des matières

Remerciement

Dédicace

Dédicace

Résumé

Abstract

ملخص

Liste des figures

Liste des photographies

Liste des tableaux

Liste des abréviations

I.Introduction Générale..... 1

### *Revue bibliographique*

#### *Chapitre I : Astragalus Armatus*

I.Famille des fabacées ..... 3

I.1. Classification botanique ..... 3

I.2. Fixation de l'azote et rôle agricole ..... 3

I.3. Usages agricoles et industriels..... 3

I.4. Importance écologique ..... 3

I.5. Propriétés pharmaceutiques..... 4

I.6. Situation en Algérie..... 4

II. *Astragalus armatus* ..... 4

II.1. Description d'*Astragalus* ..... 4

II.2. Répartition géographique d'*Astragalus* ..... 5

II.3. Description botanique d'*Astragalus armatus*..... 6

II.4. Classification taxonomique et systématique d'*Astragalus armatus*..... 7

II.5. L'importance d'*Astragalus*..... 9

II.5.1. Importance pharmacologique et thérapeutique..... 9

## Table des matières

---

---

II.5.2. Importance économique et industrielle.....	10
II.5.3. Rôle écologique et fourrager .....	10
II.6. L'utilisation d' <i>Astragalus</i> .....	10
II.6.1. Usages traditionnels en médecine Traditionnellement.....	10
II.6.2. Précautions d'usage médical .....	10
II.6.3. Usages ethnobotaniques en Afrique du Nord.....	10
II.7. Les activités biologiques d' <i>Astragalus armatus</i> et d'autres espèces du genre <i>Astragalus</i> .....	11
II.7.1. Activité antioxydante.....	11
II.7.2. Activité immunomodulatrice .....	11
II.7.3. Activité anticancéreuse.....	11
II.7.4. Activité antidiabétique.....	11
II.7.5. Activité hépatoprotectrice.....	12
II.7.6. Activité anti-inflammatoire .....	12
II.7.7. Activité anti-athérosclérotique .....	12
II.7.8. Activité antivirale .....	12
II.7.9. Sécurité et toxicité .....	12

### ***Chapitre II : Métabolitessecondaires***

I.Définition des métabolites secondaires .....	14
II.Importance des métabolites secondaires.....	14
III.Différece entre metabolites primaires et secondaires .....	15
IV.Les principales classes des métabolites secondaires .....	16
IV.1. Les composés phénoliques .....	16
IV.1.1. Structure et classification .....	17
IV.1.2. Origine et rôle biologique .....	17
IV.1.3. Importance pharmacologique et industrielle.....	17
IV.1.4. Extraction et séparation.....	17

## Table des matières

---

---

IV.1.5. Les polyphénols chez le genre <i>Astragalus</i> .....	18
IV.2. Diversité classification des polyphénols chez les plantes .....	18
IV.2.1. Les flavonoïdes .....	18
IV.2.2. Les acides phénoliques.....	19
IV.2.2.1. Définition et importance Les acides phénoliques .....	19
IV.2.2.2. Classification chimique Les acides phénoliques .....	20
IV.2.2.3. Rôles biologiques et activités pharmacologiques .....	20
IV.2.2.4. Présence dans le genre <i>Astragalus</i> .....	20
IV.2.3. Les tanins .....	20
IV.2.3.1. Définition et caractéristiques générales des tanins .....	20
IV.2.3.2. Méthodes d'analyse et classification chimique .....	21
IV.2.3.3. Évolution des concepts sur la structure et la diversité moléculaire .....	21
IV.2.3.4. Distribution et fonctions dans la plante .....	21
IV.2.3.5. Activités biologiques.....	21
IV.2.3.6. Effets écologiques et études sur le terrain.....	22
IV.2.3.7. Les Tanines dans astragalus .....	22
IV.2.4. Les lignanes.....	22
IV.2.4.1. Définition et origine biosynthétique .....	22
IV.2.4.2. Distribution dans le règne végétal .....	23
IV.2.4.3. Structure chimique.....	23
IV.2.4.4. Sources alimentaires riches en lignanes.....	23
IV.2.4.5. Activités biologiques et effets œstrogéniques.....	23
IV.2.4.6. Applications pharmacologiques et anticancéreuses .....	24
IV.2.4.7. Présence potentielle des lignanes dans le genre <i>Astragalus</i> .....	24
IV.2.5. Les Coumarines.....	24
IV.2.5.1. Définition et caractéristiques chimiques.....	24
IV.2.5.2. Origine naturelle et usages traditionnels.....	24

## Table des matières

---

---

IV.2.5.3. Applications industrielles et intérêt économique .....	25
IV.2.5.4. Lien avec le genre <i>Astragalus</i> .....	25
IV.3. Les Terpénoïdes.....	25
IV.3.1. Définition et structure de base .....	25
IV.3.2. Distribution et localisation dans la plante .....	25
IV.3.3. Diversité structurale .....	26
IV.3.3.1. Les monoterpènes .....	26
IV.3.3.2. Les sesquiterpènes .....	26
IV.3.3.3. Les diterpènes et leurs propriétés thérapeutiques .....	26
IV.3.3.4. Autres terpénoïdes et activités biologiques.....	26
IV.3.4. Fonctions biologiques et applications thérapeutiques.....	27
IV.3.5. Importance de l'étude des terpénoïdes dans <i>L'A. armatus</i> .....	27
IV.4. Les saponines.....	27
IV.4.1. Généralités et propriétés.....	27
IV.4.2. Présence et diversité des saponines dans les Fabacées .....	28
IV.4.3. Saponines dans le genre <i>Astragalus</i> .....	28
IV.4.4. Activités biologiques des saponines d' <i>Astragalus</i> .....	28
IV.5. Les alcaloïdes .....	28
IV.5.1. Diversité et importance chimique .....	29
IV.5.2. Propriétés physico-chimiques .....	29
IV.5.3. Activités pharmacologiques .....	29
IV.5.4. Classification des alcaloïdes .....	29
IV.5.5. Alcaloïdes dans le genre <i>Astragalus</i> .....	29

### *Partie Expérimentale*

#### *Matériel et méthodes*

I. Matériel .....	32
I.1. Matériel biologique (Echantillonnage).....	32

## Table des matières

---

---

I.1.1. Matériel végétal .....	32
I.2. Médicaments.....	32
I.3. Réactifs chimiques et instrumentation.....	33
II.Méthodes.....	34
II.1. Préparation de l'extrait méthanolique.....	34
II.2. Screening phytochimiques .....	34
II.2.1. La mise en évidence des tanins.....	34
II.2.2. La mise en évidence des saponosides.....	35
II.2.3. La mise en évidence des flavonoïdes .....	35
II.2.4. La mise en évidence des alcaloïdes .....	35
II.2.5. La mise en évidence des composés réducteurs.....	35
II.2.6. Mise en évidence des terpénoïdes .....	35
II.2.7. La mise en évidence des coumarines.....	36
II.2.7. La mise en évidence des mucilages .....	36
II.2.8. La mise en évidence de L'amidon .....	36
II.2.9. La mise en évidence des quinones libres.....	36
II.2.10. La mise en évidence des composés phénoliques .....	36
II.2.11. La mise en évidence des sucres réducteurs .....	36
II.2.12. La mise en évidence des anthocyanes .....	37
II.2.13. La mise en évidence des anthraquinones.....	37
II.2.14. La mise en évidence des Les amines .....	37
II.3. Dosage des polyphénols.....	37
II.4. Dosage des flavonoïdes.....	38
II.5. Évaluation de l'activité anti-oxydante (Test de piégeage du radical libre DPPH) ..	39
II.6. Activité anti-inflammatoire in VITRO.....	40

### *Résultats et discussion*

I.Rendement d'extraction méthanolique .....	43
---	----

## Table des matières

---

---

II. Test de mise en évidence de certains composés phytochimiques .....	44
III. Dosage des composés phénolique .....	53
IV. Dosage des flavonoïdes .....	54
V. Activité anti-inflammatoire in vitro par la méthode d'inhibition de la dénaturation des protéines .....	56
V.1. Activité anti-inflammatoire.....	56
V.2. Inhibition de la dénaturation de l'albumine sérique bovine (BSA) : .....	56
VI. Détermination de l'activité anti-radicalaire des extraits méthanoliques de <i>L. armatus</i> par la méthode de DPPH (effet scavenger) .....	58
Conclusion.....	60
Références bibliographiques.....	61
Annexes	

# *Introduction*

# Introduction

---

---

## I. Introduction Générale

Les plantes médicinales, utilisées depuis des millénaires, constituent la base de la phytothérapie, une discipline définie par l'Organisation mondiale de la santé (OMS) comme une médecine reposant exclusivement sur l'utilisation de principes actifs extraits de végétaux. Cette approche vise à prévenir et traiter divers troubles fonctionnels et maladies grâce à l'emploi de plantes ou de préparations à base de plantes (**Boudjrada & Zidi, 2023**).

Ces dernières décennies, l'étude des plantes médicinales suscite un intérêt croissant dans le monde entier, en raison de leur rôle central dans les pratiques de médecine traditionnelle et de leur potentiel en recherche pharmaceutique. Ces plantes représentent des ressources précieuses et un patrimoine de l'humanité pour la majorité de la population mondiale, en particulier les communautés défavorisées des pays en développement (**Jiofack et al., 2010 ; Gisèle et al., 2018**). À la fin des années 1970, l'Organisation Mondiale de la Santé estimait le nombre d'espèces aux propriétés médicinales à environ 21 000 espèces dans le monde (**Giusepp, 1980 ; Uwe et al., 2002**). En outre, 80 % de la population mondiale utilise des médicaments traditionnels pour répondre à ses besoins de santé primaires, en raison de leur disponibilité, de leur facilité d'accès et de leur faible coût, contrairement aux produits pharmaceutiques chimiques dont les coûts et les effets secondaires sont élevés (**Hadjadj et al., 2019 ; Palomon, 2010**). Les plantes médicinales sont d'une grande importance en tant que matière première pour plusieurs secteurs tels que les cosmétiques, les médicaments, l'industrie alimentaire et la santé végétale et industrielle (**Selles, 2012**).

L'Algérie possède une riche diversité végétale grâce à sa situation géographique et à son climat varié, avec environ 4000 espèces végétales, dont beaucoup sont utilisées en médecine traditionnelle. Parmi ces plantes, le genre *Astragalus* (*Fabaceae*) se distingue (**Noui, 2018**). Il s'agit du plus grand genre de cette famille, comprenant environ 3000 espèces connues. L'*astragalus* se trouve principalement dans les régions arides, semi-arides et continentales d'Amérique du Nord-Ouest, d'Asie centrale et d'Afrique du Nord et du Sud. En Afrique du Nord, dix espèces sont endémiques à l'Algérie, la Tunisie et le Maroc. En médecine populaire, certaines espèces d'*astragalus* sont utilisées pour traiter les infections bronchiques chroniques, les ulcères gastriques, la toux, l'hypertension, le diabète, les troubles gynécologiques et les piqûres de scorpions venimeux (**Merghem et al., 2022**). Dans la région de Ghardaïa en Algérie, les écorces et les graines du qendoul (une espèce d'*Astragalus*) sont

## Introduction

---

---

couramment employées pour soigner les plaies, les problèmes gastriques, la douleur, la fièvre et la constipation. Jusqu'à présent, plusieurs composés chimiques ont été étudiés dans différentes espèces d'*Astragalus*, notamment les flavonoïdes, les saponines, les alcaloïdes, les polysaccharides, les stérols et les phénols. Certaines espèces ont été reconnues pour leurs effets potentiels comme antisudoraux, diurétiques, détoxifiants et stimulants. D'autres sont utilisées pour traiter la néphrite, le diabète, la leucémie ou le cancer de l'utérus (**Zakaria et al.,2015**).

En outre, des études ont mis en évidence les propriétés antivirales, cardiotoniques, antioxydantes, anticancéreuses, anti-inflammatoires et analgésiques de l'*Astragalus*. Les sources bioactives identifiées comprennent les polysaccharides, les saponines, les phénols ainsi que des composés toxiques tels que les nitrotoxines, les alcaloïdes imidazoliniques et les dérivés du sélénium. Cependant, les chercheurs se sont principalement concentrés sur l'isolement et la caractérisation des triterpènes cycloartaniques, des triterpènes oleananiques, des flavonoïdes et des isoflavonoïdes dans diverses espèces d'*Astragalus* (**Amira et al.,2016**).

Cette étude a pour objectif de caractériser la composition phytochimique et d'évaluer les activités biologiques des feuilles et des racines d'*Astragalus armatus*, récoltées respectivement en février et en novembre. Pour ce faire, des extraits ont été obtenus par macération dans une solution hydro-méthanolique. Le travail a porté notamment sur le dosage des composés phénoliques totaux et des flavonoïdes, suivi de tests *in vitro* afin d'évaluer les propriétés antioxydantes et anti-inflammatoires des extraits. Cette approche vise à mieux cerner le potentiel thérapeutique de cette plante médicinale.

Ce mémoire se compose de deux grandes sections. La première section, de nature bibliographique, est subdivisée en deux chapitres : l'une consacrée à l'étude approfondie d'*Astragalus armatus*, et l'autre dédiée à l'exploration des métabolites secondaires. La deuxième section, expérimentale, comprend également deux volets : le premier présente le matériel et les protocoles analytiques appliqués pour l'extraction, l'analyse phytochimique, la quantification ainsi que l'évaluation *in vitro* des activités antioxydantes et anti-inflammatoires des extraits ; le second volet est réservé à l'interprétation et à la discussion des données recueillies.

# *Revue bibliographique*

***Chapitre I :***  
***Astragalus Armatus***

## **I. Famille des fabacées**

La famille des Fabaceae est la troisième plus grande parmi les angiospermes, avec plus de 700 genres et environ 20 000 espèces réparties à travers le monde, notamment dans les régions tropicales, subtropicales et tempérées (**Kaliche et Djemoui, 2014**). Elle montre une grande capacité d'adaptation à divers environnements (**Boutaghane, 2013**).

### **I.1. Classification botanique**

Les Fabaceae appartiennent à l'ordre des Fabales et figurent parmi les principales familles de dicotylédones. Selon la classification APG III (**2009**), elles sont divisées en trois sous-familles : Papilionoideae, Caesalpinioideae et Mimosoideae. En 2017, le Legume Phylogeny Working Group a proposé une classification en six sous-familles : Duparquetioideae, Cercidoideae, Detarioideae, Dialioideae, Caesalpinioideae et Papilionoideae (**Bouchelouche, 2024**).

### **I.2. Fixation de l'azote et rôle agricole**

Les Fabaceae se distinguent par leur capacité à fixer l'azote atmosphérique grâce à une symbiose avec les bactéries du genre *Rhizobium*, ce qui enrichit les sols et réduit l'utilisation d'engrais chimiques. Cette propriété est essentielle pour une agriculture durable, notamment avec des cultures riches en protéines comme : *Cicer arietinum*, *Lens culinaris*, *Glycine max* et *Arachis hypogaea*.

### **I.3. Usages agricoles et industriels**

De nombreuses Fabaceae sont utilisées comme plantes fourragères, telles que *Medicago* (luzerne) et *Onobrychis* (esparcette). Certaines espèces servent aussi à la production d'insecticides naturels (ex. : la roténone issue de *Derris elliptica*) ou de colorants naturels, comme *Pterocarpus santallinus*.

### **I.4. Importance écologique**

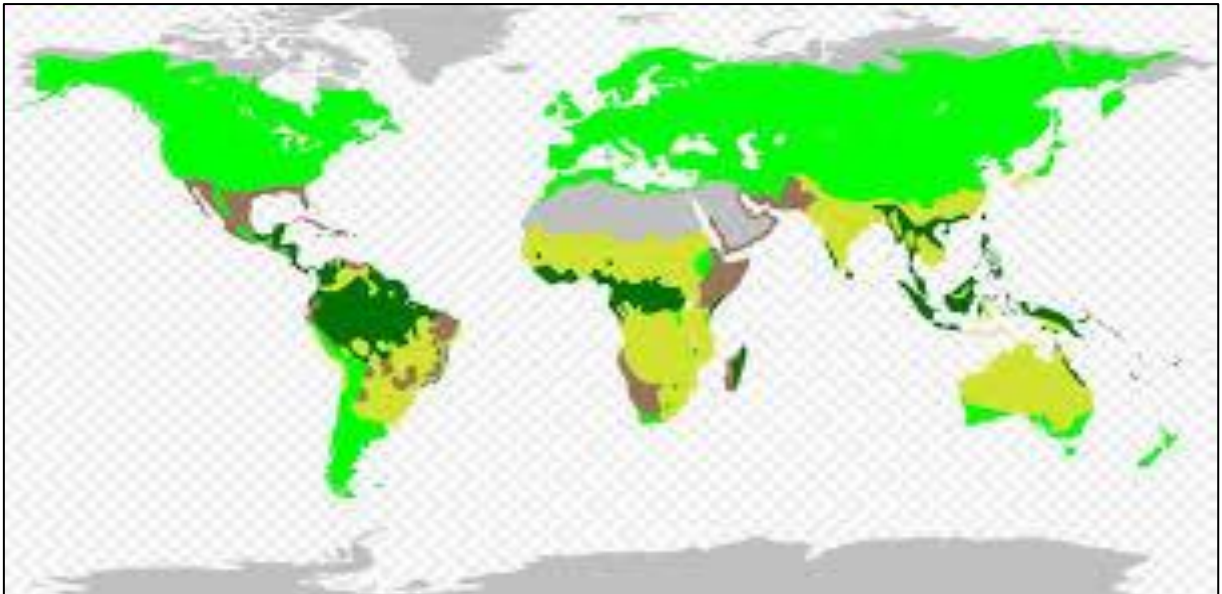
Les Fabaceae contribuent à la réduction des gaz à effet de serre et à l'amélioration des sols via la phytoremédiation de polluants, y compris les métaux lourds. Elles sont bien adaptées aux milieux arides et semi-arides, et représentent un pilier des écosystèmes durables (**Mohamed et al., 2023**).

### **I.5. Propriétés pharmaceutiques**

Cette famille contient divers métabolites secondaires : alcaloïdes, flavonoïdes, isoflavonoïdes et coumarines, leur conférant des propriétés antioxydantes et anti-inflammatoires. Certaines espèces peuvent toutefois être toxiques, comme *Physostigma venenosum*, riche en physostigmine, un inhibiteur de la cholinestérase utilisé dans le traitement de maladies neurologiques (Boukaabache, 2015).

### **I.6. Situation en Algérie**

En Algérie, on recense 53 genres et 339 espèces de Fabaceae, qui jouent un rôle notable dans la préservation des écosystèmes et l'amélioration de la fertilité des sols (Tedjani, 2024).



**Figure 1.** Carte de répartition géographique des Fabaceae. (Schrire, 2005)

## **II. *Astragalus armatus***

### **II.1. Description d'*Astragalus***

Le genre *Astragalus* constitue l'un des groupes les plus vastes de plantes à fleurs au monde, avec une estimation de 2000 à 3000 espèces réparties sur plusieurs continents (Chouana, 2017). Appartenant à la famille des Fabaceae et à la sous-famille des Papilionoideae, ce genre se distingue par sa grande diversité morphologique et écologique. Parmi ses espèces notables figure *L'A. armatus*, connue localement sous le nom de « Qendoul ». Il s'agit d'une plante épineuse endémique du Maghreb (Algérie, Tunisie,

Maroc), bien adaptée aux conditions climatiques extrêmes telles que la sécheresse, la chaleur et la pauvreté des sols (**Assia et al., 2013**). En plus de son rôle écologique dans la stabilisation des sols et la préservation de la biodiversité (**Rodelas et González-López, 2013**), *A. armatus* présente un intérêt thérapeutique. En médecine traditionnelle, plusieurs espèces du genre sont utilisées pour traiter des affections telles que la toux, l'asthme, les douleurs articulaires, les piqûres de scorpions, la fatigue, l'anémie et les troubles immunitaires (**Saoudi, 2007–2008**). En Tunisie, *A. armatus* est particulièrement prisée comme tonique, stimulant et remède contre l'anémie (**Bouaziz et al., 2009**). Sur le plan pharmacologique, cette espèce est riche en composés bioactifs flavonoïdes, saponines, alcaloïdes et polysaccharides qui lui confèrent des propriétés antioxydantes, anti-inflammatoires et immunostimulantes (**Roman et Roman, 2016 ; Labed et al., 2016**).

## **II.2. Répartition géographique d'*Astragalus***

L'origine probable du genre *Astragalus* se situe dans les régions montagneuses du sud-ouest asiatique et sur le plateau de l'Himalaya, qui représentent également les principaux foyers de diversité spécifique (**Lock et Simpson, 1991**). Selon Polhill (1981), le genre s'est étendu depuis l'Asie vers la région méditerranéenne, puis vers les Amériques, grâce à sa remarquable capacité d'adaptation. Les principaux centres de diversité sont l'Eurasie et l'Amérique du Nord (**Wojciechowski et al., 1999**). On recense entre 1000 et 1500 espèces en Asie du Sud, 400 à 500 en Amérique du Nord, environ 500 dans la région himalayenne, 133 en Europe et 100 en Amérique du Sud (**Zarre et Azani, 2013**). La région méditerranéenne compte à elle seule environ 500 espèces, dont une centaine en Afrique du Nord. L'Algérie abrite à elle seule près de 40 espèces (**Dobignard et Chatelain, 2010–2013**). *L.A. armatus* y est particulièrement répandu dans le nord du Sahara et les zones présahariennes, où il s'adapte efficacement aux conditions arides et semi-arides.



Figure 2. Répartition géographique genre *Astragalus* (Chouana ,2017).

### II.3. Description botanique d'*Astragalus armatus*

*Astragalus armatus* est un arbrisseau épineux atteignant jusqu'à 80 cm de hauteur, caractérisé par des épines blanchâtres issues de la transformation des pétioles et du rachis en longues épines persistantes. Les feuilles sont paripennées, généralement stipulées, composées de nombreuses folioles qui tombent à maturité, ne laissant que la structure épineuse (Ozenda, 2004). Les fleurs, hermaphrodites, sont de petite taille, généralement blanches panachées de violet, disposées en grappes racémiques ou axillaires autour de la tige. Le calice, poilu et tubuleux en forme de cloche, devient renflé après la floraison et contient le fruit (Quézel et Santa, 1962). La corolle est typiquement papilionacée, avec des pétales longuement onguiculés, un étendard dressé, une carène équivalente aux ailes, et dix étamines diadelphes à filets soudés en tube fendu (Bel-Kassaoui, 2007). L'ovaire est pluri-ovulé, à ovules disposés sur deux rangs. Le fruit est une gousse sèche, souvent uniloculaire, parfois pluriloculaire à deux loges partiellement complètes par introflexion de l'une des sutures. Elle peut être déhiscente ou indéhiscente, à parois parcheminées, lisses et réticulées, souvent enveloppée dans le calice accrescent (Ionokova, 1995). Cette espèce est bien adaptée aux zones arides et prédésertiques du Sahara septentrional (Ozenda, 2004), et se distingue par sa morphologie spécialisée lui conférant une capacité de survie dans des conditions extrêmes.



**Photographie 1** .*Astragalus armatus* en fructification dans son habitat naturel

#### **II.4. Classification taxonomique et systématique d'*Astragalus armatus***

Le genre *Astragalus* est considéré comme l'un des genres les plus vastes et complexes du règne végétal. Cette complexité découle principalement de la grande similarité morphologique entre ses espèces, ce qui rend sa délimitation et sa subdivision particulièrement difficiles (**KazempourOsaloo et al., 2005 ; Zarre et Azani, 2013**). La première tentative de classification du genre remonte à **Tournefort (1700)** dans *Institutiones rei herbariae*, où il distingue deux genres proches : *Tragacantha* et *Astragaloides*. Par la suite, **Linné (1753)** regroupe *Astragalus* et *Tragacantha* sous un seul genre : *Astragalus*, qu'il distingue du genre *Phaca* (correspondant à *Astragaloides* L.), sur la base de la présence ou non d'une cloison longitudinale dans les gousses (**Chaudhary et al., 2008**). En 1802, de Candolle propose une nouvelle distinction entre deux genres : *Astragalus*, caractérisé par une carène obtuse et une gousse biloculaire à suture ventrale, et *Oxytropis*, qui présente une carène apiculée et une gousse biloculaire à suture dorsale (**Candolle, 1802**). Par la suite, plusieurs études furent consacrées à la classification du genre dans l'Ancien Monde (**Podlech, 1982**) et dans le Nouveau Monde (**Gomez-Sosa, 1979–1982**). Parmi celles-ci, les travaux de **Bunge (1868)** sont fondamentaux puisqu'il propose huit sous-genres (*Pogonophace*, *Trimeniaeus*, *Phaca*, *Hypoglottis*, *Calycophysa*, *Tragacantha*, *Cercidothrix* et *Calycocystis*) et 105 sections (**Bunge, 1868**). Cependant, **Podlech (1983)** remet en question cette subdivision, soulignant la similarité des caractères morphologiques employés, et suggère de ramener le nombre de sous-genres à trois en se basant sur des critères phytodermologiques, notamment le type de trichomes (simples ou latéraux). Plus tard, **Zarre et Podlech (1997)**, à la suite d'une évaluation morphologique et

anatomique approfondie, décident de réintégrer le genre *Astracanthadans* le genre *Astragalus*. Sur le plan taxonomique général, selon **Quézel et Santa (1962)** et **Lock et Schrire (2005)**, la classification botanique menant au genre *Astragalus* est dans le tableau suivant (**Tableau1**)

**Tableau 1.** Classification botanique de genre *Astragalus*

Règne	Plantae
Sous-règne	Tracheobionta
Division	Tracheobionta
Embranchement	Spermatophytes
Sous-embranchement	Angiospermes
Classe	Magnoliopsida (Dicotylédones)
Sous-classe	Rosidaceae
Ordre	Fabales
Famille	Fabaceae
Sous-famille	Papilionoideae
Tribu	Galegeae
Sous-tribu	Astragalinae
Genre	<i>Astragalus L.</i>

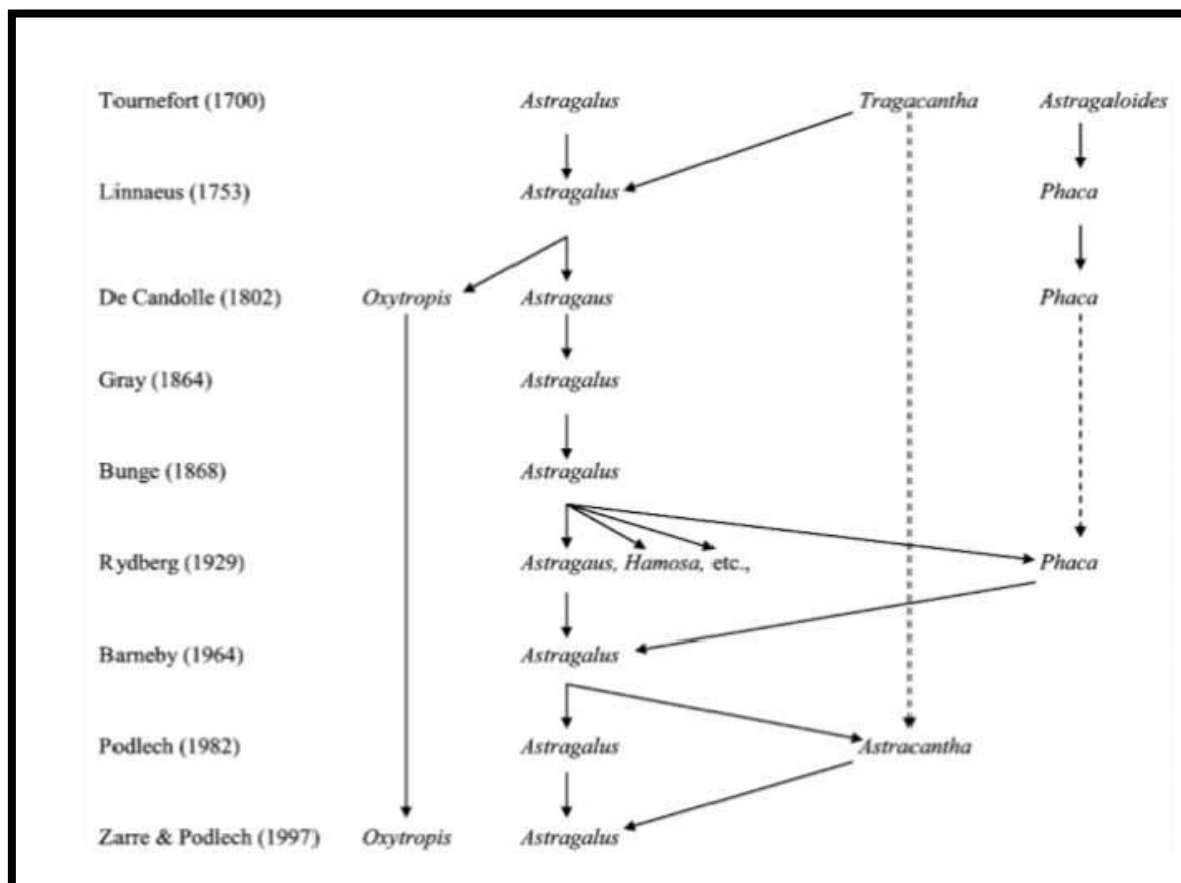


Figure 3. Historique de la taxonomie du genre *Astragalus* L. (Wojciechowski *et al*, 1999).

## II.5. L'importance d'*Astragalus*

### II.5.1. Importance pharmacologique et thérapeutique

Le genre *Astragalus* occupe une place centrale en pharmacologie moderne en raison de la richesse de ses composés bioactifs. Ses extraits sont dotés d'une vaste gamme d'activités biologiques telles qu'immunostimulante, anti-inflammatoire, antioxydante, anticancéreuse, antifongique et antimicrobienne, en plus d'effets cardioprotecteurs et anti-âge (Huang *et al.*, 2012 ; Piao *et al.*, 2014). Parmi les molécules isolées, le formononétine – un phytoestrogène – favorise la cicatrisation des plaies, tandis que l'astragaloside IV protège les cellules endothéliales contre le stress oxydatif (Zhang *et al.*, 2013 ; Tongh Liang *et al.*, 2008). Des extraits standardisés ont même été évalués cliniquement par voie intraveineuse comme adjuvants dans le traitement du cancer, de la tuberculose et de l'anémie (Xu *et al.*, 2007 ; Athukorala *et al.*, 2006).

### **II.5.2. Importance économique et industrielle**

Certaines espèces telles que *A. gummifer*, *A. microcephalus* et *A. strobiliferus* sont exploitées pour la production de la gomme adragante (tragacanthé), extraite du suc visqueux de la plante. Cette gomme naturelle est largement utilisée comme agent épaississant et émulsifiant dans diverses industries : pharmaceutique (pommades, lubrifiants) et agroalimentaire (glaces, sauces, boissons) (Zarre-Mobarakeh, 2000).

### **II.5.3. Rôle écologique et fourrager**

Des espèces comme *Astragalus gombiformis* Pomel jouent un rôle important dans l'alimentation animale, notamment des dromadaires et des chèvres dans les régions arides d'Afrique du Nord. Elles se distinguent par leur adaptation aux sols sableux et leur valeur nutritionnelle élevée (Belkassoui, 2007).

## **II.6. L'utilisation d'*Astragalus***

### **II.6.1. Usages traditionnels en médecine Traditionnellement**

Le genre *Astragalus* est profondément enraciné dans les systèmes médicaux ancestraux, en particulier dans les médecines chinoise et indienne (Chaudhary et al., 2008 ; Duke et al., 2008). Il est utilisé depuis des millénaires pour traiter une grande variété de pathologies telles que le diabète, les maladies rénales, les déficiences immunitaires, les inflammations, l'asthme, les infections, les hémorroïdes, ainsi que les piqûres de scorpions (Haifa, 2021)

### **II.6.2. Précautions d'usage médical**

Malgré ses nombreux bienfaits, il est recommandé de faire preuve de prudence chez les patients sous anticoagulants, en raison de son effet vasodilatateur potentiel pouvant interagir avec certains traitements (Lori Lyons et al., 2005).

### **II.6.3. Usages ethnobotaniques en Afrique du Nord**

En Afrique du Nord (Algérie, Libye, Maroc, Tunisie), certaines espèces d'*Astragalus* sont utilisées traditionnellement à des fins médicinales pour se protéger des piqûres de scorpions et des morsures de serpents, ce qui témoigne de leur rôle central dans les pratiques thérapeutiques locales.

## **II.7. Les activités biologiques d'*Astragalus armatus* et d'autres espèces du genre *Astragalus***

Les espèces du genre *Astragalus*, en particulier *L.A. armatus*, ont fait l'objet de nombreuses recherches scientifiques en raison de leur richesse en composés bioactifs tels que les polysaccharides, les flavonoïdes, les saponines et d'autres métabolites secondaires, leur conférant une large gamme d'activités pharmacologiques bien documentées.

### **II.7.1. Activité antioxydante**

Les flavonoïdes (notamment la calicosine et la formononétine), ainsi que les polysaccharides tels que le galactomannane extrait des graines d' *A. armatus*, montrent une capacité significative à neutraliser les radicaux libres et à réduire le stress oxydatif, contribuant ainsi à la protection cellulaire contre les dommages (**Li et al., 2012 ; Zakaria Boual et al., 2014**).

### **II.7.2. Activité immunomodulatrice**

Les polysaccharides d'*Astragalus* agissent comme des immunostimulants en modulant les réponses immunitaires humorales et cellulaires, en activant les récepteurs Toll-like 4 et en régulant des facteurs tels que le TGF- $\beta$ . Les saponines, telles que l'astragaloside VII, présentent également des propriétés immunomodulatrices sans provoquer de réponse inflammatoire excessive (**Toufik, 2019**).

### **II.7.3. Activité anticancéreuse**

Les polysaccharides renforcent l'efficacité des chimiothérapies anticancéreuses en augmentant la sensibilité des cellules tumorales aux traitements, en réduisant les effets secondaires et en améliorant les taux de survie. Leurs mécanismes incluent la réduction de l'immunosuppression et l'élimination des espèces réactives de l'oxygène (**Tian et al., 2012**).

### **II.7.4. Activité antidiabétique**

L'administration de polysaccharides extraits d'*Astragalus* (APS) dans des modèles animaux a démontré une amélioration du contrôle glycémique, une correction des dyslipidémies et une protection contre la neuropathie périphérique diabétique (**Zhang et al., 2007**).

### **II.7.5. Activité hépatoprotectrice**

Les polysaccharides réduisent les niveaux des enzymes hépatiques (ALT, AST, ALP) dans des modèles animaux de toxicité hépatique induite par le tétrachlorure de carbone (CCl<sub>4</sub>), améliorent l'activité antioxydante hépatique (notamment via la SOD) et inhibent la peroxydation lipidique (Yan et al., 2009 ; Jia et al., 2011).

### **II.7.6. Activité anti-inflammatoire**

L'astragaloside IV, parmi d'autres composés, inhibe la voie de signalisation NF-κB et réduit l'expression des médiateurs inflammatoires, contribuant à l'atténuation de maladies inflammatoires telles que la colite ou la dermatite atopique (Yang et al., 2014).

### **II.7.7. Activité anti-athérosclérotique**

Les polysaccharides augmentent l'expression du transporteur ABCA1 impliqué dans l'efflux du cholestérol, réduisent l'accumulation lipidique dans les macrophages et abaissent les niveaux de cholestérol total, de LDL et de triglycérides, suggérant un rôle protecteur contre l'athérosclérose (Wang et al., 2010 ; Cheng et al., 2011).

### **II.7.8. Activité antivirale**

Les polysaccharides ont montré une capacité à inhiber la réplication du virus de l'hépatite B et à réduire les niveaux d'antigènes viraux dans des modèles animaux, indiquant leur potentiel en tant qu'agents antiviraux d'origine naturelle (Dang et al., 2009).

### **II.7.9. Sécurité et toxicité**

*Astragalus* est généralement considéré comme sûr pour un usage thérapeutique, avec une faible toxicité même à fortes doses dans les études animales. Toutefois, certaines espèces comme *A. lentiginosus* et *A. lusitanicus* peuvent être toxiques pour le bétail en raison de la présence de nitroalcanes et de l'accumulation de sélénium (Yu et al., 2007 ; Cho, 2011).

En somme, *L'A. armatus* ainsi que d'autres espèces du genre *Astragalus* présentent un large éventail d'activités pharmacologiques, notamment antioxydantes, immunomodulatrices, anticancéreuses, antidiabétiques, hépatoprotectrices, anti-

inflammatoires, anti-athérosclérotiques et antivirales, justifiant ainsi leur usage traditionnel et l'intérêt croissant de la recherche scientifique moderne.

***Chapitre II :***  
***Métabolitessecondaires***

### I. Définition des métabolites secondaires

Les métabolites secondaires des plantes sont des composés organiques naturellement produits par des processus biochimiques, mais qui ne participent pas directement aux fonctions métaboliques primaires essentielles à la croissance et à la reproduction de la plante, telles que la synthèse des protéines, des glucides ou des lipides (**Dominique et Zoubida, 2005**). Contrairement aux métabolites primaires, ces composés ne sont pas indispensables à la survie immédiate de la plante ; ils sont plutôt apparus comme des adaptations évolutives face à certaines pressions environnementales (**Gaitatzis et al., 2002**). Ils dérivent de précurseurs du métabolisme primaire, tels que l'acétyl-coenzyme A (acetyl-CoA) et les acides aminés, et leur biosynthèse est catalysée par des enzymes spécifiques. Leur concentration est généralement faible, et leur production peut être induite ou augmentée en réponse à divers stress environnementaux (**Lutge et al., 2002 ; Newman et Cragg, 2012**).

### II. Importance des métabolites secondaires

Bien qu'ils ne participent pas directement au métabolisme primaire, les métabolites secondaires jouent un rôle central dans les interactions entre la plante et son environnement. Ils contribuent à la défense contre les agents pathogènes et les herbivores, à l'attraction des pollinisateurs, ainsi qu'à la protection contre les stress abiotiques tels que les rayons ultraviolets, le gel ou la sécheresse (**Zhang et al., 2021**). Ces composés se distinguent par une grande diversité chimique, chaque espèce végétale produisant un profil spécifique de métabolites secondaires (**Aouad, 2016**). On estime qu'il existe entre 500 000 et 600 000 métabolites secondaires chez les plantes, comprenant principalement les polyphénols, les alcaloïdes et les terpènes (**Saidi, 2019 ; Macheix et al., 2005**). Le genre *Astragalus* constitue un exemple remarquable de richesse en métabolites secondaires bioactifs, tels que les saponines triterpéniques (du type cycloartane et oléane), les flavonoïdes, les polysaccharides, les acides phénoliques, les stérols, les lignanes et les alcaloïdes (**Bourgaud et al., 2001 ; Saidi, 2019**). Outre leur rôle écologique, ces composés revêtent une importance économique et pharmaceutique considérable, étant utilisés dans les industries pharmaceutique, aromatique, cosmétique, tinctoriale et phytosanitaire, et constituant la base active de nombreuses plantes médicinales et aliments fonctionnels (**Saurabh et al., 2015 ; Bourgaud et al., 2001**).

### III. Différence entre métabolites primaires et secondaires

La distinction entre les métabolites primaires et secondaires demeure floue et complexe, tant sur le plan structural que biosynthétique. En effet, plusieurs intermédiaires du métabolisme primaire sont également impliqués dans le métabolisme secondaire, ce qui rend leur séparation difficile (**Verpoort et al .,2000**). Par exemple, les acides aminés, bien qu'ils soient classés parmi les métabolites primaires, peuvent aussi servir de précurseurs à de nombreux métabolites secondaires, comme les alcaloïdes (**Demain et Fang,2000**). De même, certains composés tels que les stéroïdes, traditionnellement considérés comme des métabolites secondaires, remplissent des rôles structurels essentiels au sein de la cellule (**Verpoort et al .,2000**). Les métabolites primaires tels que les glucides phosphorylés, les acides aminés, les lipides et les acides nucléiques sont indispensables à la survie et à la croissance végétative de la plante, car ils constituent les éléments de base de la machinerie moléculaire cellulaire (**Belaidi , 2014**). En revanche, les métabolites secondaires sont souvent considérés comme non essentiels pour la cellule, bien qu'ils assurent des fonctions écologiques majeures à l'échelle de l'organisme, notamment dans les interactions avec l'environnement : défense contre les pathogènes et les herbivores, attraction des pollinisateurs ou encore communication chimique (**Collin,2001 ; Christiane G. et François P., 2002**). Sur le plan biosynthétique, les produits naturels végétaux sont classés en trois grandes familles : les terpènes, les alcaloïdes (composés azotés) et les composés phénoliques . Les terpènes dérivent de l'isopentényl diphosphate (IPP), les alcaloïdes des acides aminés, tandis que les composés phénoliques proviennent principalement de la voie de l'acide shikimique ou de celle de l'acétate/malonate . Toutefois, les mêmes voies métaboliques peuvent générer des composés primaires et secondaires. Par exemple, les diterpènes incluent l'acide kaurénique, un précurseur des hormones de croissance (gibberellines), et l'acide abiétique, un constituant de la résine spécifique à certaines familles végétales (**Yeoman et Yeoman,1996**). En l'absence de critères stricts basés sur la structure chimique ou l'origine biosynthétique, la distinction repose essentiellement sur une approche fonctionnelle : les métabolites primaires participent directement au métabolisme interne et à la nutrition cellulaire, tandis que les métabolites secondaires, ou produits naturels, agissent comme médiateurs des interactions écologiques et adaptatives (**Demain et Fang,2000**).

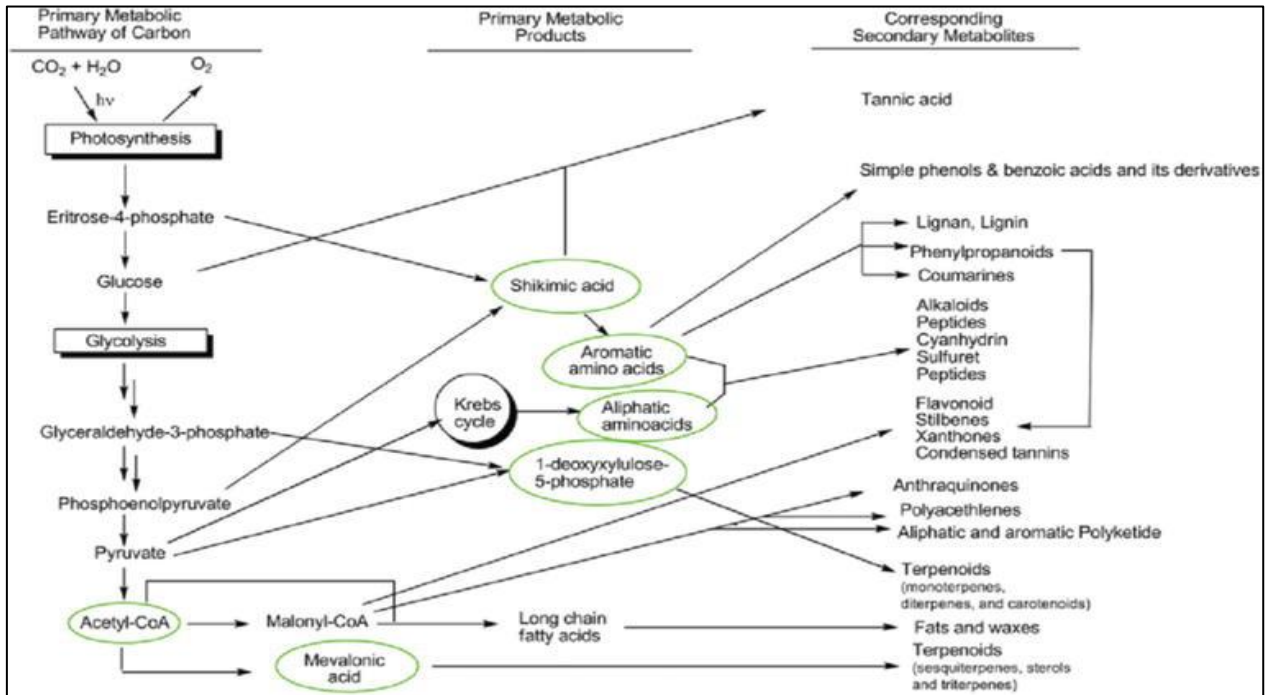


Figure 4. l'intégration du métabolisme primaire et secondaire.

#### IV. Les principales classes des métabolites secondaires

Les métabolites secondaires sont des composés organiques produits par les organismes vivants. À ce jour, plus de 2 140 000 de ces composés ont été identifiés, reflétant une remarquable diversité structurale, fonctionnelle et biosynthétique. Malgré cette diversité apparente, la majorité des métabolites secondaires peut être regroupée en quelques grandes classes partageant des caractéristiques chimiques et des voies de biosynthèse communes. Les principales classes comprennent notamment : les polykétides et les substances dérivées des acides gras, les terpènes et les stéroïdes, les alcaloïdes, les peptides non ribosomiques et les acides aminés spécialisés, les composés phénylpropanoïdes ainsi que les glucides spécialisés (McMurry, 2015). Afin de mieux appréhender la diversité fonctionnelle et structurale des métabolites secondaires, il convient d'examiner en détail les principales classes qui les composent. Chacune de ces classes présente des caractéristiques chimiques, biosynthétiques et biologiques spécifiques qui justifient leur étude distincte.

##### IV.1. Les composés phénoliques

Les composés phénoliques, ou polyphénols, sont des métabolites secondaires largement répandus dans le règne végétal. Ils se caractérisent par la présence d'un ou

plusieurs cycles aromatiques portant un ou plusieurs groupes hydroxyles (-OH) (**Macheix et al., 2006**). On estime à plus de 8000 le nombre de structures connues, dont plus de 4000 sont des flavonoïdes (**Hopkins, 2003 ; Vuolo et al., 2019**).

### IV.1.1. Structure et classification

La structure des polyphénols est extrêmement variée, allant de phénols simples (C6) à des polymères de haut poids moléculaire comme les tanins condensés (C6-C3-C6)<sub>n</sub> et les lignines (C6-C3)<sub>n</sub> (**Zhang et al., 2009 ; Karamac, 2009**). Ces composés regroupent plusieurs classes chimiques : acides phénoliques, flavonoïdes, stilbènes, coumarines, lignanes, xanthones et tanins (**Bruneton, 1999**). Ils peuvent se présenter sous forme glycosylée, acylée ou estérifiée.

### IV.1.2. Origine et rôle biologique

Les polyphénols sont biosynthétisés par la voie du shikimate à partir du métabolisme secondaire des plantes (**Bellebcir, 2024**). Ils interviennent dans la pigmentation, la résistance aux stress biotiques et abiotiques, la cicatrisation des tissus végétaux et la signalisation hormonale (**Macheix et al., 2006**). Leur activité antioxydante est bien démontrée et joue un rôle important dans la prévention de nombreuses pathologies chroniques (**Vuolo et al., 2019**).

### IV.1.3. Importance pharmacologique et industrielle

Les polyphénols contribuent aux propriétés organoleptiques des plantes, telles que l'astringence, l'amertume, la couleur et l'arôme (**Sarni-Manchado et Cheynier, 2006**). Ils possèdent diverses activités pharmacologiques : la quercétine est reconnue pour son effet anti-inflammatoire, la silybine pour son action hépatoprotectrice, tandis que la daidzéine et la génistéine exercent une activité phytoestrogénique (**Golawska et al., 2014**). Sur le plan industriel, leur pouvoir antioxydant est exploité dans les secteurs agroalimentaire, cosmétique et pharmaceutique.

### IV.1.4. Extraction et séparation

L'extraction des polyphénols repose fréquemment sur des techniques de chromatographie sur colonne. La polarité et le poids moléculaire des composés influencent

leur séparation, permettant leur isolement à partir de différentes plantes médicinales et alimentaires (Lee *et al.*, 2010 ; Gao *et al.*, 2010).

### IV.1.5. Les polyphénols chez le genre *Astragalus*

Les investigations phytochimiques menées sur le genre *Astragalus* (Fabaceae) ont mis en évidence une grande diversité de composés phénoliques, notamment des flavonoïdes. Depuis les années 2000, les principales substances isolées sont des flavones, flavonols, isoflavonoïdes et leurs dérivés (Yang *et al.*, 2013). Des flavonols comme la quercétine et le kaempférol, ainsi que leurs glycosides, ont été identifiés dans plusieurs espèces (Semmar *et al.*, 2001 ; Bratkov *et al.*, 2016). Parmi les composés isolés figurent la rhamnocitrine, l'isorhamnétine, la vitexine, l'ériodyctiol-7-O-rutinoside, la phloridzine, entre autres (Krasteva, 2013 ; Benchadi *et al.*, 2013). Plusieurs glycosides inédits ont été caractérisés, comprenant des dérivés acylés, méthylés ou tétraglycosylés (Krasteva *et al.*, 2007). À partir des racines de *Astragalus membranaceus*, onze flavonoïdes et un lignane ont été isolés, notamment la calycosine, la formononétine, la daidzéine et la liquiritigénine (Lee *et al.*, 2008). Ces résultats soulignent la richesse du genre *Astragalus* en composés phénoliques bioactifs, renforçant son intérêt en pharmacognosie et en phytothérapie.

## IV.2. Diversité classification des polyphénols chez les plantes

Les polyphénols comprennent plusieurs classes majeures telles que les flavonoïdes, les acides phénoliques, les tanins, les lignanes, les coumarines, les stilbènes, parmi d'autres, chacune présentant des caractéristiques structurales et fonctionnelles distinctes.

### IV.2.1. Les flavonoïdes

Les flavonoïdes constituent un vaste groupe de composés phénoliques naturels, comprenant plus de 6000 molécules, et sont presque universellement présents dans les plantes vasculaires, y compris dans le genre *Astragalus* (Erlund, 2004). Ils partagent une structure chimique de base de type C6-C3-C6, caractérisée par deux cycles aromatiques reliés par une chaîne à trois atomes de carbone. Ils sont classés en principales sous-classes selon la nature du cycle central et le degré d'hydrogénation, notamment les flavones, flavonols, isoflavones, flavanones, flavanols et anthocyanidines (Di Carlo, 1999 ; Erlund, 2004). Ces composés se présentent sous forme d'aglycones (formes libres) ou d'hétérosides (liées à un ou plusieurs sucres) (Birt *et al.*, 2001 ; Havsteen, 2002). Ils jouent

un rôle essentiel dans la pigmentation des organes végétaux (jaune, orange, rouge) et assurent une protection contre divers stress environnementaux tels que les UV et les pathogènes ( **Crozier et al.,2006**). Parmi les flavonoïdes les plus répandus, on cite la quercétine, le kaempférol, la myricétine et l'apigénine (**Birt et al.,2001**). Les flavonoïdes exercent divers effets pharmacologiques. Leur propriété antioxydante est bien documentée : ils piègent les radicaux libres (OH•, O<sub>2</sub>•-) et chélatent les métaux lourds, prévenant ainsi le stress oxydatif et ses conséquences cellulaires délétères (**Korkina et Afanas', 1997; Montoro et al .,2005**). Ils présentent également des effets anti-inflammatoires, en inhibant des enzymes clés comme la cyclo-oxygénase (COX) et la lipoxygénase (LOX), et des effets antiallergiques via l'inhibition de la libération d'histamine par les mastocytes (**Kotani et al.,2000 ;Yamamura et al.,1998**). Plusieurs études ont mis en évidence une corrélation inverse entre la consommation alimentaire de flavonoïdes (thé, oignons, pommes) et le risque de maladies cardiovasculaires et de certains cancers, notamment du poumon (**Knekt et al.,1997 ;Nair et Gupta ,1996**). Par ailleurs, la silymarine, extraite du *Silybummarianum*, a démontré une activité hépatoprotectrice notable (**Laughton et al.,1991**). tandis que la quercétine isolée de *Artemisia scoparia* s'est avérée efficace contre la toxicité hépatique induite par le paracétamol chez le rat (**Gilani et al.,1997**).

Concernant *Astragalus*, plusieurs études ont identifié la présence de flavonoïdes bioactifs, en particulier la quercétine et le kaempférol, responsables de ses propriétés antioxydantes, anti-inflammatoires et hépatoprotectrices. Ces composés contribuent également à l'effet immunostimulant largement reconnu de cette plante en médecine traditionnelle (**Kueny-Stotz,2008 ; Crozier et al.,2006**).

### IV.2.2. Les acides phénoliques

#### IV.2.2.1. Définition et importance Les acides phénoliques

sont des métabolites secondaires largement distribués dans le règne végétal, caractérisés par la présence d'un groupe carboxylique et au moins un groupe hydroxyle phénolique (**Rezaire, 2012**). Ils confèrent aux plantes des propriétés organoleptiques comme le goût et la saveur, ainsi que des effets bénéfiques pour la santé (**Tomas-Barberan et Espin, 2001**). Ces composés sont essentiels pour la croissance et la

reproduction des plantes et sont produits en réponse aux facteurs environnementaux tels que la lumière, le froid, et la pollution (Valentine *et al.*, 2003).

### IV.2.2.2. Classification chimique Les acides phénoliques

Se divisent principalement en deux classes selon la structure de leur chaîne carbonée : les acides hydroxybenzoïques (C6-C1), comme l'acide gallique, et les acides hydroxycinnamiques (C6-C3), tels que l'acide p-coumarique, l'acide caféique, et l'acide férulique (Psotová *et al.*, 2003 ; Scalbert, 1991).

### IV.2.2.3. Rôles biologiques et activités pharmacologiques

Les acides phénoliques possèdent de multiples activités pharmacologiques telles que propriétés antioxydantes, anti-inflammatoires, anticancéreuses, antidiabétiques et antimicrobiennes (Hale, 2003). Par exemple, l'acide caféique et l'acide férulique ont montré une inhibition de certains cancers chez des modèles animaux (Psotová *et al.*, 2003). Leur faible toxicité en fait des candidats prometteurs pour des applications thérapeutiques (Sahraoui, 2015).

### IV.2.2.4. Présence dans le genre *Astragalus*

Chez le genre *Astragalus*, de nombreuses études ont identifié la présence d'acides phénoliques variés, notamment l'acide caféique, l'acide férulique, et l'acide gallique, qui contribuent aux effets biologiques de cette plante médicinale (Rezaire, 2012 ; Hale, 2003).

## IV.2.3. Les tanins

### IV.2.3.1. Définition et caractéristiques générales des tanins

Les tanins sont des polyphénols parfois appelés polyphénols végétaux (Haslam *et al.*, 1989). À l'origine, le terme tannin désignait les extraits végétaux présentant une astringence sans que leur structure chimique soit connue. Ce qui distingue les tanins des autres polyphénols végétaux, ce sont leurs propriétés spécifiques : leur capacité à se lier aux protéines, aux composés basiques, aux pigments, aux molécules de grande taille et aux ions métalliques, ainsi que leurs activités antioxydantes (Eromosele *et al.*, 1991 ; Neuvonen et Haukioja, 1991).

### IV.2.3.2. Méthodes d'analyse et classification chimique

La quantification des tanins repose sur leur activité de liaison, contrairement à l'analyse générale des polyphénols. La méthode classique de la poudre de peau (hidepowdermethod) est basée sur la liaison aux protéines animales, tandis que les déterminations RA (relative astringency) et RMB (relative affinity to methyleneblue) évaluent la liaison respectivement au sang et au bleu de méthylène sous pH contrôlé (Okuda *et al.*,1985). Ces propriétés sont liées à la présence de deux ou trois groupes hydroxyles phénoliques sur un anneau phényle dans une molécule de taille modérée. Initialement, les tanins étaient classés en deux groupes : tanins de type pyrogallol et tanins de type catéchol (ou catéchine). Cette classification a évolué vers les tanins hydrolysables et les tanins condensés (Okuda,2005 ; Okuda,1999) D'autres catégories comme les caffétanins, labiataétanins et phlorotanins ont aussi été associées aux tanins (Okuda,2005).

### IV.2.3.3. Évolution des concepts sur la structure et la diversité moléculaire

La découverte de composés bioactifs tels que le (-)épigallocatechine gallate (EGCG) et le (-)épicatechine gallate (ECG), principaux tanins du thé vert, a remis en question l'idée que les tanins sont uniquement de grandes molécules complexes. Ces composés, bien que de faible masse moléculaire, présentent des propriétés typiques des tanins comme la liaison aux protéines et une activité antioxydante significative (Okuda *et al.*,1997), ainsi que des effets antitumoraux (Yoshizawa *et al.*,1992)

### IV.2.3.4. Distribution et fonctions dans la plante

Les tanins se concentrent principalement dans les tissus externes des plantes, notamment dans les graines, les feuilles et l'écorce, indiquant leur rôle dans la défense contre les agents biotiques. Leur accumulation varie avec l'âge des tissus (Okuda,2005 ;Nakayama,1989). Ils participent activement aux mécanismes de défense chimique en réponse aux stress biotiques et abiotiques.

### IV.2.3.5. Activités biologiques

Les tanins possèdent diverses activités biologiques, notamment antioxydantes, antibactériennes, antifongiques et antiparasitaires (Haslam *et al.*,1989 ;Okuda *et al.*,2009). Par exemple, les EGCG et ECG présentent des effets anticancéreux en inhibant

des enzymes spécifiques et la prolifération cellulaire (Yoshizawa *et al.*,1992). Leur activité antibactérienne est liée à des interactions directes avec les membranes et enzymes des microorganismes, perturbant leurs fonctions vitales.

### IV.2.3.6. Effets écologiques et études sur le terrain

La compréhension des rôles des tanins dans les interactions plante-herbivore repose en grande partie sur des études corrélationnelles. Chez des espèces comme *Betula*, *Populus* ou *Quercus*, les études sur les chenilles (*Epirrita autumnata*, *Lymantria dispar*) ont montré des effets variables des tanins sur leur performance, allant de la diminution à l'amélioration selon les conditions et le type de tanin (Lempa *et al.*, 2004; Mutikainen *et al.*, 2000). Ces résultats indiquent une complexité dans l'interaction des facteurs chimiques et nutritionnels, tels que l'eau et l'azote.

### IV.2.3.7. Les Tanines dans astragalus

Chez le genre *Astragalus*, bien que la majorité des études se focalise sur les saponines ou les flavonoïdes, plusieurs espèces ont montré la présence de tanins, principalement des tanins hydrolysables et parfois des formes condensées. Ces composés contribuent aux activités antioxydantes et antimicrobiennes de la plante et participent probablement à sa défense contre les herbivores et aux effets thérapeutiques rapportés dans la médecine traditionnelle. Cependant, des recherches approfondies sont encore nécessaires pour caractériser les tanins spécifiques à *Astragalus spp.*, leur structure, leur distribution tissulaire, et leur implication pharmacologique.

## IV.2.4. Les lignanes

### IV.2.4.1. Définition et origine biosynthétique

Les lignanes constituent une vaste famille de composés polyphénoliques naturels, largement distribués dans le règne végétal supérieur. Ils sont formés par la dimérisation de deux unités monomères de type phénylpropanoïde (C6-C3), dérivées du métabolisme de la phénylalanine via des précurseurs appelés monolignols (Gilani et Anderson, 2002 ; Bruneton, 2016). Cette dimérisation se fait généralement par une liaison carbone 8-carbone 8' ( $\beta$ - $\beta$ ), ce qui les distingue des néolignanes où les jonctions sont différentes (Umezawa, 2003 ; Frezza *et al.*, 2020).

#### **IV.2.4.2. Distribution dans le règne végétal**

Plus de 3000 lignanes ont été identifiés, isolés dans environ 70 familles végétales, avec une large distribution dans divers tissus, notamment dans les graines, les tiges, les racines et les écorces. Chez les Gymnospermes, ils sont majoritairement présents dans le bois, tandis que chez les Angiospermes, leur présence est plus généralisée dans tous les organes (**Bruneton, 2016**).

#### **IV.2.4.3. Structure chimique**

Sur le plan structural, les lignanes sont des dimères de composés phénylpropanoïdes liés de manière spécifique, ce qui les rapproche chimiquement des lignines, les polymères présents dans la paroi cellulaire végétale (**Gilani et Anderson, 2002**). Ils possèdent souvent des carbones asymétriques, donnant lieu à plusieurs isomères selon l'espèce végétale (**Frezza et al., 2020**).

#### **IV.2.4.4. Sources alimentaires riches en lignanes**

Les lignanes phénoliques se retrouvent en forte concentration dans certaines graines alimentaires, telles que le lin (*Linum usitatissimum*) et le sésame, avec des teneurs allant de 347 à plus de 2000 µg/g de matière sèche (**Amandine, 2016**). Le lin est particulièrement reconnu comme la source la plus riche en lignanes phyto-œstrogènes, notamment le sécoisolaricirésinoldiglucoïde (SDG), qui peut représenter jusqu'à 3,7 g/kg de poids sec, accumulé principalement dans les téguments des graines (**Imran et al., 2015**).

#### **IV.2.4.5. Activités biologiques et effets œstrogéniques**

Ces lignanes, après métabolisation par la flore intestinale, donnent naissance à des entérolignanes (entérodiol et entérolactone), dont la structure est proche de celle de l'œstradiol, ce qui leur confère une activité modulaire sur les récepteurs œstrogéniques (SERM – modulateurs sélectifs des récepteurs aux œstrogènes) (**Gilani et Anderson, 2002**). Cette capacité permet aux lignanes d'agir comme agonistes ou antagonistes des œstrogènes naturels, modulant ainsi l'expression des gènes impliqués dans la prolifération cellulaire et la différenciation.

### IV.2.4.6. Applications pharmacologiques et anticancéreuses

Par ailleurs, plusieurs lignanes présentent également des propriétés cytotoxiques et anti-mitotiques. Parmi eux, la podophyllotoxine (PTOX), extraite de *Podophyllum hexandrum*, est utilisée en médecine anticancéreuse sous forme de dérivés semi-synthétiques comme l'étoposide et le téniposide, qui inhibent notamment la topoisomérase II et sont employés dans le traitement de divers cancers (**Frezza et al., 2020**).

### IV.2.4.7. Présence potentielle des lignanes dans le genre *Astragalus*

Bien que les lignanes soient majoritairement étudiés dans des espèces comme le lin, le sésame ou *Podophyllum*, plusieurs travaux phytochimiques ont également identifié leur présence dans certaines espèces du genre *Astragalus*. Ces composés pourraient participer, aux côtés des autres polyphénols, aux activités biologiques connues de cette plante, notamment ses effets antioxydants, anti-inflammatoires et anticancéreux. Ainsi, l'étude approfondie des lignanes chez *Astragalus* pourrait offrir de nouvelles perspectives en pharmacognosie et enrichir la valorisation thérapeutique de cette espèce.

## IV.2.5. Les Coumarines

### IV.2.5.1. Définition et caractéristiques chimiques

Les coumarines sont des composés naturels appartenant à la famille des benzopyrones, leur formule chimique étant 2H-1-benzopyran-2-one (C<sub>9</sub>H<sub>6</sub>O<sub>2</sub>) avec un poids moléculaire de 146,1 g/mol. Elles se présentent sous forme de poudre cristalline blanche, soluble facilement dans l'éthanol, le chloroforme et l'éther diéthylique, mais peu soluble dans l'eau. Elles possèdent une odeur caractéristique de foin coupé, chaude et tenace, ainsi qu'une saveur amère (**Fethi et Fedouche, 2017 ; Roberts et Caserio, 1968**).

### IV.2.5.2. Origine naturelle et usages traditionnels

Ces composés sont présents dans diverses plantes, notamment dans les feuilles de *Angraecum fragrans* (appelé faam ou faham), utilisées autrefois pour préparer une infusion connue sous le nom de « thé de l'île de Bourbon ou de Madagascar », réputée pour ses propriétés excitantes (**Khalil et al., 2013**). La coumarine est aussi le principe aromatique principal de la fève Tonka (*Dipteryx odorata*), un arbre tropical d'Amérique dont les

graines contiennent entre 1 à 3 % de coumarine. Ces graines sont traditionnellement utilisées pour aromatiser le tabac (**Jung et al.,2009**).

### IV.2.5.3. Applications industrielles et intérêt économique

En outre, les coumarines sont largement utilisées dans les produits cosmétiques et d'entretien en raison de leur parfum agréable et de leur capacité à rehausser les arômes naturels (**Borges et al.,2005**).

### IV.2.5.4. Lien avec le genre *Astragalus*

Il est à noter que certaines espèces du genre *Astragalus* ont été signalées comme contenant des coumarines, ce qui pourrait suggérer leur présence potentielle dans *L'A. armatus*, et justifie leur investigation dans le cadre de cette étude phytochimique (**Borges et al.,2009 ; Kabeya et al.,2007**).

## IV.3. Les Terpénoïdes

### IV.3.1. Définition et structure de base

Les terpénoïdes constituent une vaste famille de composés naturels produits par de nombreuses plantes, impliqués dans le métabolisme primaire et secondaire (**Guillon, 2012**). La structure de base de ces composés est l'isoprène (C<sub>5</sub>H<sub>8</sub>), et selon le nombre de répétitions de cette unité, on distingue les hémiterpènes (C<sub>5</sub>), monoterpènes (C<sub>10</sub>), sesquiterpènes (C<sub>15</sub>), diterpènes (C<sub>20</sub>), sesterpènes (C<sub>25</sub>), triterpènes (C<sub>30</sub>), tétraterpènes (C<sub>40</sub>) et polyterpènes (**Van de Braak et Leijten, 1999**).

### IV.3.2. Distribution et localisation dans la plante

Ces composés sont largement distribués dans diverses parties des plantes telles que les fleurs (**Gards,1999**), feuilles (**Lamatyret al.,1993**), tubercules (**Ramanandraibe,1995**), écorces (**Randriamanantoanina,1984**), fruits et graines (**Ramanandraibe,1995**). Leur biosynthèse se déroule souvent dans des structures spécialisées proches de la surface des organes, telles que les cellules productrices d'arômes (familles Lauracées et Zingibéracées), les poils sécréteurs (*Pelargonium*, Labiées), les glandes sécrétrices (Myrtacées, Rutacées, Burséracées) et les canaux sécréteurs (Térébinthacées, Ombellifères) (**Gards,1999 ; Randriamanantoanina,1984**).

### **IV.3.3. Diversité structurale**

La diversité structurale des terpénoïdes résulte de différentes modalités d'assemblage des unités d'isoprène, principalement par couplage « tête-queue », mais aussi « tête-tête » ou « queue-queue ». Cette diversité permet de classer les terpénoïdes en monoterpènes (C10), sesquiterpènes (C15), diterpènes (C20), triterpènes (C30), et polyterpènes (Guignard,1996 ;Rahal ,2004).

#### **IV.3.3.1. Les monoterpènes**

Les monoterpènes sont les plus simples, constituant environ 90% des huiles essentielles. Ils sont composés de deux unités isoprènes, et peuvent être acycliques, monocycliques ou bicycliques. Ils présentent souvent diverses fonctions chimiques telles que des alcools (citronellol, menthol), aldéhydes (citronellal), cétones (menthone, fenchone) ou esters (acétate de menthyle) (Bruneton, 1999 ; Guignard,1996 ). Sept chimiotypes ont été identifiés dans *Thymus vulgaris*, illustrant la diversité chimique des monoterpènes (Takeuchiet *al.*, 2004 ; Bruneton, 1999).

#### **IV.3.3.2. Les sesquiterpènes**

Les sesquiterpènes, composés de trois unités isoprènes, présentent une grande diversité structurale : acycliques, monocycliques ou polycycliques, avec des fonctions chimiques variées telles que les alcools, cétones, aldéhydes, esters, etc., souvent difficiles à caractériser (Guignard,1996 ; Rahal ,2004 ).

#### **IV.3.3.3. Les diterpènes et leurs propriétés thérapeutiques**

Les diterpènes, constitués de quatre unités d'isoprène, sont abondants dans certaines familles telles que Lamiales, Asterales, et Géraniales. Ils possèdent des structures complexes et de multiples anneaux, et présentent des propriétés pharmacologiques importantes : activité anticancéreuse (taxol extrait de *Taxus brevifolia*), antihypertensive, anti-inflammatoire, antivirale, antipaludique, etc. (Ramanandraibe ,1995 ; Francoiseet *al.*,2004).

#### **IV.3.3.4. Autres terpénoïdes et activités biologiques**

D'autres classes comme les triterpènes, tétraterpènes et glycosides terpéniques ont démontré des effets biologiques significatifs. Par exemple, l'acide bétulinique (triterpène)

inhibe le VIH, tandis que certains glycosides monoterpéniques inhibent des enzymes liées aux complications du diabète (Cowan,1999 ;Johjiet *al.*,1985).

### IV.3.4. Fonctions biologiques et applications thérapeutiques

Les terpénoïdes jouent un rôle crucial dans la défense des plantes, avec des propriétés antimicrobiennes et antiparasitaires. Environ 60% des dérivés des huiles essentielles étudiés inhibent les champignons, et 30% les bactéries, probablement via la perturbation des membranes cellulaires par leurs composés lipophiles (Cowan,1999). Ils sont également responsables des arômes des plantes, expliquant leur usage en parfumerie et embaumement (Boutaouiet *al.*, 2012 ; Parisr et Moxse ,1965).

### IV.3.5. Importance de l'étude des terpénoïdes dans *L'A. armatus*

Ainsi, l'étude des terpénoïdes dans *L'A. armatus* est essentielle pour comprendre ses propriétés biologiques et pharmacologiques potentielles, en lien avec les multiples rôles biologiques attribués à ces métabolites secondaires.

## IV.4. Les saponines

### IV.4.1. Généralités et propriétés

Les saponines sont des composés bio-organiques amphiphiles composés d'une unité sucrée (pentose, hexose ou acide uronique) et d'un composé non polaire appelé sapogénine, qui peut être triterpénoïde ou stéroïdien (Somaia ,2022). Ces glycosides naturels sont largement distribués dans les plantes telles que le soja, les arachides, les pois chiches et les épinards . Les saponines stéroïdiennes se classent en saponines spirostanol, furostanol et stéroïdiennes à chaîne ouverte, tandis que les saponines triterpénoïdes dérivent souvent de structures oléane, cycloartane, lanostane ou ursane(Soumia ,2022 ; Li *et al.*, 2014). Ces composés jouent un rôle important dans la défense des plantes contre les stress biotiques (insecticides, antimicrobiens) et abiotiques, et présentent de nombreuses propriétés pharmacologiques, notamment anti-inflammatoires, anticancéreuses, immunostimulantes et molluscicides (Soumia ,2022; Savranet *al.*, 2012). Par exemple, les saponines alimentaires ont été associées à la réduction du cholestérol plasmatique, à la protection contre certains cancers, ainsi qu'à la régulation du métabolisme des lipides et des glucides.

### IV.4.2. Présence et diversité des saponines dans les Fabacées

Dans la famille des Fabacées, les saponines triterpénoïdes sont très répandues, avec une prédominance des structures cycloartane et oléane. Ces saponines se caractérisent par une grande diversité structurale due aux différents types et positions des unités sucrées attachées ainsi qu'aux modifications oxydatives du sapogénine (Li *et al.*, 2014).

### IV.4.3. Saponines dans le genre Astragalus

Dans le genre Astragalus, les saponines triterpénoïdes représentent les métabolites secondaires les plus étudiés, avec de nombreux composés isolés, principalement de types cycloartane et oléane (Gülce*malet et al.*, 2011; Li *et al.*, 2014). Les saponines cycloartanes sont dérivées du cycloarténol, avec des oxydations en C6, C16, C20, C23, et C24, formant plusieurs sous-groupes tels que les cycloastragénols et cyclogalagénines. Les saponines oléanes sont caractérisées par la substitution d'un méthyle en position 23 par un  $\beta$ -hydroxyméthyle(Li *et al.*, 2014).

### IV.4.4. Activités biologiques des saponines d'Astragalus

Ces composés ont montré diverses activités biologiques, notamment des effets immunostimulants, cytotoxiques sélectifs contre les cellules tumorales, antiviraux, antiparasitaires, cicatrisants et cardiotoniques (Savran*et al.*, 2012; Li *et al.*, 2014). Par exemple, des saponines purifiées d'Astragalus ont démontré une stimulation des macrophages, une induction de l'apoptose via l'inhibition des protéines anti-apoptotiques mitochondriales comme Bcl-xL, et une cytotoxicité spécifique des cellules malignes, tout en épargnant les cellules non tumorales (Dineva*et al.*, 2010 ). Ces propriétés soutiennent l'intérêt de ces composés comme agents thérapeutiques potentiels et nutraceutiques.

### IV.5. Les alcaloïdes

Les alcaloïdes sont une vaste classe de métabolites secondaires contenant des atomes d'azote, généralement incorporés dans des cycles hétérocycliques. Ces composés sont biosynthétisés à partir d'acides aminés tels que la lysine, la tyrosine, le tryptophane, ainsi que des diamines comme l'ornithine (Bruneton, 1999 ; Richter, 1993).

### IV.5.1. Diversité et importance chimique

Plus de 12 000 alcaloïdes différents ont été identifiés, témoignant de leur grande diversité structurale et biochimique (Sharma et Sharma, 2022). D'un point de vue chimique, ils sont des composés organiques basiques, souvent cristallins, dont la solubilité varie selon la présence d'atomes d'oxygène dans leur structure (Vollhardt et Schore, 2011).

### IV.5.2. Propriétés physico-chimiques

Les alcaloïdes se dissolvent principalement dans des solvants organiques comme l'éthanol et le chloroforme, tandis que leur solubilité dans l'eau est généralement faible. Leur basicité dépend de la disponibilité d'électrons non liants sur l'atome d'azote et des substituants présents dans la molécule (Bruneton, 1999).

### IV.5.3. Activités pharmacologiques

Les alcaloïdes présentent une large gamme d'activités pharmacologiques, allant des propriétés analgésiques et anesthésiques, aux effets antibactériens, antifongiques, antitumoraux et neuropharmacologiques (Hoffmann, 2003). Historiquement, certains alcaloïdes comme la morphine issue du pavot (*Papaver somniferum*) sont utilisés depuis des millénaires comme médicaments.

### IV.5.4. Classification des alcaloïdes

Les alcaloïdes sont classés en trois catégories principales : les alcaloïdes vrais, les pseudo-alcaloïdes, et les proto-alcaloïdes (Willstätter *et al.*, 2023). Les alcaloïdes vrais sont formés par condensation d'acides aminés décarboxylés avec des groupes non azotés, tandis que les pseudo-alcaloïdes dérivent de précurseurs non aminés. Les proto-alcaloïdes sont des amines simples où l'azote n'est pas inclus dans un cycle hétérocyclique (Sharma et Sharma, 2022).

### IV.5.5. Alcaloïdes dans le genre *Astragalus*

Le genre *Astragalus* est caractérisé par la présence d'alcaloïdes indolizidines, dont la swainsonine, un inhibiteur des  $\alpha$ -mannosidases, qui influence le traitement des glycoprotéines cellulaires (Echeverría *et al.*, 2017 ; Martinez *et al.*, 2019). Des alcaloïdes caprolactames rares ont également été isolés chez *Astragalus cryptanthus* (Echeverría *et*

*al.*, 2017). Rôle écologique et fonctionnel Les alcaloïdes jouent un rôle défensif important chez les plantes en protégeant contre les herbivores et les pathogènes grâce à leur toxicité. Ils participent également à des fonctions de communication chimique chez certains animaux (Jan, 2009).

# *Partie Expérimentale*

# *Matériel et méthodes*

Dans le cadre de ce travail, nous avons mené une étude expérimentale ayant pour objectif l'analyse phytochimique et l'évaluation des activités biologiques de l'espèce *L'A. armatus*. Ce travail a été réalisé au laboratoire de l'Université Abbas Laghrour -Khenchela. Cette partie expérimentale vise à identifier les principaux composés bioactifs présents dans la plante et à évaluer leur activité biologique à l'aide de différents tests réalisés en laboratoire.

### **I. Matériel**

#### **I.1. Matériel biologique (Echantillonnage)**

##### **I.1.1. Matériel végétal**

Le matériel végétal utilisé dans la présente étude est constitué d'échantillons de l'espèce *L'A. armatus*, collectés au niveau du mont Tafrente, situé dans la commune de Aïn Touila (wilaya de Khenchela, Algérie). Les récoltes ont eu lieu en novembre et en février. Les spécimens ont été extraits dans leur intégralité, englobant à la fois les parties aériennes et souterraines. En raison de la nature épineuse de la plante, un nettoyage minutieux a été effectué afin d'éliminer les débris, les impuretés et les fragments indésirables. Les échantillons ont ensuite été subdivisés en deux fractions : feuilles et racines. Le séchage des parties végétales a été effectué à température ambiante, à l'abri de la lumière directe et de l'humidité, dans le but de préserver l'intégrité des métabolites secondaires thermolabiles. Une fois séchées, les feuilles et les racines ont été broyées à l'aide d'un moulin électrique jusqu'à obtention d'une poudre homogène, puis tamisées à travers un tamis standardisé. Quatre types d'échantillons ont été ainsi obtenus : Racines – Novembre 2024 Racines – Février 2025 Feuilles – Novembre 2024 Feuilles – Février 2025 Chaque échantillon a été conservé dans un flacon en verre hermétiquement fermé, à l'abri de l'humidité et de la lumière, jusqu'à son utilisation dans les différentes analyses expérimentales.

#### **I.2. Médicaments**

Un médicament a été utilisé comme contrôle positif pour l'évaluation de l'activité anti-inflammatoire. Le diclofénac, un anti-inflammatoire non stéroïdien (AINS), a été employé à une concentration de 250 µg/mL.

### **I.3. Réactifs chimiques et instrumentation**

Dans le cadre de cette étude, plusieurs réactifs chimiques et solvants ont été utilisés tout au long des essais expérimentaux. Parmi les principaux produits utilisés, on peut citer : le chlorure de fer ( $\text{FeCl}_3$ ), l'acide sulfurique ( $\text{H}_2\text{SO}_4$ ), l'acide chlorhydrique ( $\text{HCl}$ ), l'acide acétique ( $\text{CH}_3\text{COOH}$ ), l'hydroxyde de sodium ( $\text{NaOH}$ ), l'hydroxyde d'ammonium ( $\text{NH}_4\text{OH}$ ), l'iodure de potassium ( $\text{KI}$ ), l'iode ( $\text{I}_2$ ), le chlorure de sodium ( $\text{NaCl}$ ), le chlorure de potassium ( $\text{KCl}$ ), le phosphate disodique ( $\text{Na}_2\text{HPO}_4$ ), le phosphate monopotassique ( $\text{KH}_2\text{PO}_4$ ), le chlorure d'aluminium ( $\text{AlCl}_3$ ), le chloroforme, l'éthanol ( $\text{C}_2\text{H}_5\text{OH}$ ), le méthanol, le réactif de Folin-Ciocalteu, le radical 1,1-diphényl-2-picrylhydrazyle (DPPH), l'albumine de sérum bovin, le carbonate de sodium ( $\text{Na}_2\text{CO}_3$ ), l'ammoniaque, l'éther diéthylique (également appelé éther éthylique), le réactif à la ninhydrine, la solution de Fehling, ainsi que l'acide ascorbique.

Par ailleurs, un ensemble d'équipements a été mobilisé afin d'assurer la précision, la fiabilité et la reproductibilité des différentes étapes expérimentales. Les analyses spectrales ont été effectuées à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Visible (SPECTRUM SP-UV 2005).

La visualisation des composés a été réalisée à l'aide d'une chambre de révélation aux rayons ultraviolets à double longueur d'onde (264/365 nm), de marque VILBER LOURMAT. Les traitements thermiques ont été menés au moyen d'un bain-marie (nive bath, MEMMERT) et d'une étuve à convection forcée à température réglable de 5 à 220 °C (MEMMERT). Le mélange des solutions a été assuré par un agitateur magnétique (SCIOGEX) et un agitateur orbital (VELP). Pour le chauffage direct, une plaque chauffante métallique placée au-dessus d'un bec Bunsen a été utilisée. Les pesées ont été réalisées à l'aide de balances analytiques de haute précision (OHAUS et KERN PCB), tandis que la conservation des échantillons sensibles a été assurée par un réfrigérateur de laboratoire (LIEBHERR). La mesure du pH a été effectuée à l'aide d'un pH-mètre électronique fourni par la société HANNA INSTRUMENTS.

## **II. Méthodes**

### **II.1. Préparation de l'extrait méthanolique**

La préparation des extraits méthanoliques a été effectuée selon le protocole de Markham (**Markham,1982**), à partir des poudres sèches de quatre échantillons (racines et feuilles). Une quantité de 10 g de chaque échantillon a été pesée à l'aide d'une balance analytique, puis introduite dans un bécher contenant 100 mL d'un mélange hydroalcoolique composé de méthanol et d'eau distillée dans un rapport 80 :20 (v/v). Les mélanges ont été soumis à une macération sur agitateur magnétique pendant 24 heures à température ambiante. À l'issue de cette première extraction, le mélange a été filtré pour recueillir un premier extrait liquide (surnageant 1), qui a été conservé. Le résidu solide a ensuite été soumis à une seconde extraction, dans les mêmes conditions (même solvant, même durée d'agitation). Après filtration, un second surnageant (surnageant 2) a été obtenu et ajouté au premier, tandis que les résidus solides finaux ont été éliminés. Ce protocole a été appliqué uniformément aux quatre échantillons. Les volumes finaux des extraits méthanoliques obtenus étaient les suivants : Racines (février) : 148 mL Racines (novembre) : 142 mL Feuilles (février) : 150 mL Feuilles (novembre) : 150 mL Enfin, les extraits ont été transférés dans des boîtes de Pétri et placés dans une étuve (MEMMERT) à 37 °C afin de permettre l'évaporation du solvant et l'obtention des extraits bruts méthanoliques qui sont conservés à -4°C (**Tadeg et al., 2005**).

### **II.2. Screening phytochimiques**

Le criblage phytochimique est un ensemble de réactions chimiques, basés sur des réactions de précipitations et / ou de colorations, qui permettent d'identifier la présence des principales catégories des substances chimiques naturelles contenues dans une plante et qui pourraient être responsables de propriétés pharmacologiques. Les tests phytochimiques sont réalisés sur les quatre échantillons *d'Astragalus armatus*.

#### **II.2.1. La mise en évidence des tanins**

Deux à trois gouttes de la solution de chlorure ferrique (FeCl<sub>3</sub> à 2 %) sont ajoutées à 2 mL de chaque extrait brut méthanolique. La solution obtenue est reposée pendant quelques minutes. L'apparition d'une coloration bleu foncé et un précipité indique la présence des tanins galliques (**Edegaet al.,2005**).

### **II.2.2. La mise en évidence des saponosides**

Deux tests qualitatifs ont été réalisés pour mettre en évidence la présence des saponosides dans les extraits végétaux : Test de moussage : 5 mL de l'extrait sont agités vigoureusement avec 10 mL d'eau distillée pendant 2 minutes. La formation d'une mousse stable et persistante au bout de 15 minutes suggère la présence de saponosidesn (**Edeaga et al.,2005**). Test au chloroforme/acide sulfurique : 5 mL de l'extrait sont mélangés à 2 mL de chloroforme, puis 3 mL d'acide sulfurique concentré sont ajoutés délicatement. L'apparition d'une coloration rouge-brun à l'interface entre les deux phases indique la présence de triterpènes hétérosidiques (**Benmahdi ,2001**).

### **II.2.3. La mise en évidence des flavonoïdes**

Pour la mise en évidence des flavonoïdes, 5 mL de chaque extrait sont traités avec quelques gouttes de chlorure d'aluminium ( $AlCl_3$ ) à 1 %. L'apparition d'une coloration jaune indique la présence de flavonoïdes (**Edeagaet al .,2005**).

### **II.2.4. La mise en évidence des alcaloïdes**

La détection des sels d'alcaloïdes a été réalisée selon une méthode qualitative. Pour ce faire, 5 mL d'acide chlorhydrique (HCl) à 2N ont été ajoutés à l'extrait, puis le mélange a été chauffé au bain-marie. Après filtration, le filtrat obtenu a été traité avec le réactif de Wagner (préparé en dissolvant 2 g de KI et 1,27 g de  $I_2$  dans 100 mL d'eau distillée). L'apparition d'une turbidité ou d'un précipité indique la présence de sels d'alcaloïdes (**Boharunet al.,1996**).

### **II.2.5. La mise en évidence des composés réducteurs**

Ce test est basé sur la réaction de Keller-Kiliani, 5 ml d'acide acétique contenant des traces de  $FeCl_3$  et 5 ml d'acide sulfurique contenant des traces de  $FeCl_3$  sont ajoutés à 1 ml de chaque extrait ; la présence des composés réducteurs est confirmée par la formation de deux phases, une colorée en brun rouge (acide acétique) et la deuxième en bleu-vert (acide sulfurique) (**Mélina ,2010**).

### **II.2.6. Mise en évidence des terpénoïdes**

La détection des terpénoïdes a été réalisée selon la méthode décrite pour ce faire, 2,5 mL d'extrait sont mélangés avec 1 mL de chloroforme, puis le mélange est

homogénéisé. Ensuite, 1,5 mL d'acide sulfurique concentré (H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>) sont ajoutés avec précaution. L'apparition d'un anneau de couleur brun-rouge à l'interface des deux phases indique la présence de composés terpénoïdiques (**Aziman et al.,2012**).

#### **II.2.7. La mise en évidence des coumarines**

L'extrait (1 ml) plus 0.5 ml de NH<sub>4</sub>OH à 25%, l'apparition d'une fluorescence intense sous une lampe UV à 366 nm dans le tube où il a été ajouté l'ammoniaque indique la présence de coumarines (**OkeruluetAina,2001**).

#### **II.2.7. La mise en évidence des mucilages**

1 mL d'infusé de la plante est ajouté à 5mL d'éthanol après quelques minutes, la formation de précipité indique la présence de mucilages (**Etudes rwandaises ,1977**).

#### **II.2.8. La mise en évidence de L'amidon**

On Ajoute quelque goutte de légole à 1mL d'infusé 5%, une coloration bleu foncé la présence de l'amidon (**Kanoun,2011**) .

#### **II.2.9. La mise en évidence des quinones libres**

2 ml d'extrait plus quelques gouttes de lessive soude (NaOH 1 %) développent une couleur vine au jaune, rouge ou violet en présence des quinones libres (**Oloyede et Aina,2005**).

#### **II.2.10. La mise en évidence des composés phénoliques**

L'extrait (0.1 g) à été dissout dans 3 ml d'eau distillée et 5 gouttes de FeCl<sub>3</sub> y ont ajoutées. La présence des composés phénoliques à été marquée par l'apparition de la coloration bleu-verdâtre (**Rosine et Momo,2009**) .

#### **II.2.11. La mise en évidence des sucres réducteurs**

À 1 ml de chaque extrait on ajoute 2 ml de solution Fehling puis les tubes sont incubés au bain marie pendant 20 min. Le test positif est indiqué par l'apparition d'un précipité de couleur rouge brique (**Cai et al.,2011**).

#### **II.2.12. La mise en évidence des anthocyanes**

La recherche des anthocyanes repose sur le changement de la couleur de l'infusé à 10 % avec le changement de pH. On ajoute quelques gouttes de HCL, puis quelques gouttes d'ammoniac (NH<sub>4</sub>OH) . Le changement de la couleur indique la présence des anthocyanes (Debray *et al.*,1971).

#### **II.2.13. La mise en évidence des anthraquinones**

Ajout de 5 ml de NH<sub>4</sub>OH à 10 ml d'extrait, après agitation leur présence est indiquée par une coloration violette (OkeruluetAina,2001).

#### **II.2.14. La mise en évidence des Les amines**

On applique sur papier filtre une goutte de la solution méthanolique de l'extrait après séchage à 80°C dans l'étuve, le papier est pulvérisé avec quelques gouttes de ninhydrine puis séché à l'étuve à 110°C pendant 5 min. Des taches violettes sur le papier indiquent la présence des amines (Oloyede,2005).

### **II.3. Dosage des polyphénols**

La teneur totale en polyphénols a été déterminée en utilisant la méthode colorimétrique basée sur le réactif de Folin-Ciocalteu, conformément au protocole décrit par Slinkard et Singleton (1977).

#### **- Principe**

La quantification des composés phénoliques totaux repose sur des techniques colorimétriques couplées à la spectrophotométrie UV-Vis, principalement à travers le test de Folin-Ciocalteu. Ce dernier implique la réduction des acides phosphomolybdique et phosphotungstique présents dans le réactif de Folin-Ciocalteu, en milieu alcalin, par les composés phénoliques. Cette réduction génère des complexes colorés, dont l'intensité mesurée à 765 nm est proportionnelle à la teneur en polyphénols de l'échantillon.

#### **- Méthode**

Une solution mère a été préparée pour chaque extrait en mélangeant 1 ml d'extrait avec 1 ml d'eau distillée. Dans des tubes à essai, 200 µl de réactif de Folin-Ciocalteu préalablement dilué 10 fois ont été ajoutés, suivis de 3,1 ml d'eau distillée et de 1 ml

d'éthanol. Ensuite, 300 µl de l'extrait (dissous dans l'eau distillée) ont été incorporés. Cette opération a été répétée deux fois. Les mélanges ont été homogénéisés puis incubés pendant 8 minutes. Par la suite, 600 µl d'une solution de carbonate de sodium ( $\text{Na}_2\text{CO}_3$ , 1 mg dans 9 ml d'eau distillée) ont été ajoutés. Un témoin a été préparé en remplaçant l'extrait par de l'éthanol. Les mélanges finaux ont été agités puis incubés dans un bain-marie à 40 °C pendant 30 minutes. L'absorbance a été mesurée à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Vis à une longueur d'onde de 765 nm.

### - Expression des résultats

Quantification de la teneur totale en composés phénoliques Afin d'exprimer la teneur totale en composés phénoliques des extraits d'*Astragalus armatus*, l'équivalent en milligrammes d'acide gallique par gramme d'extrait de plante a été utilisé comme unité. À l'aide d'une courbe d'étalonnage de l'acide gallique ( $y = 0,0007x + 0,1693$  ;  $R^2 = 0,9722$ ).

## II.4. Dosage des flavonoïdes

### Partie expérimentale

La méthode colorimétrique au trichlorure d'aluminium ( $\text{AlCl}_3$  2%) décrite par **Djeridane (2007)** a été utilisée pour la quantification des flavonoïdes dans les extraits. Cette méthode repose sur la formation d'un complexe flavonoïde- $\text{AlCl}_3$ , dont l'absorbance est mesurée à 430 nm.

### Protocole expérimental

Dans des tubes à essai, un volume de 0,5 mL de chaque solution mère a été mélangé. Le mélange a été homogénéisé à l'aide d'un vortex, puis incubé à l'obscurité pendant 30 minutes. L'absorbance du mélange a ensuite été mesurée à 430 nm à l'aide d'un spectrophotomètre.

### Expression des résultats

La teneur totale en flavonoïdes des extraits d'*Astragalus armatus* a été quantifiée en utilisant l'équivalent en milligrammes de quercétine par gramme d'extrait sec. La détermination a été réalisée à l'aide d'une courbe d'étalonnage établie avec la quercétine ( $y = 0,0344 x + 0,0181$  ;  $R^2 = 0,9992$ ).

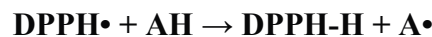
## II.5. Évaluation de l'activité anti-oxydante (Test de piégeage du radical libre DPPH)

Dans cette analyse, la capacité anti-oxydante est déterminée par l'activité de piégeage du radical libre stable DPPH (C<sub>18</sub>H<sub>12</sub>N<sub>5</sub>O<sub>6</sub>), un test largement utilisé pour évaluer le potentiel antioxydant des extraits végétaux (Bastos *et al.*, 2007).

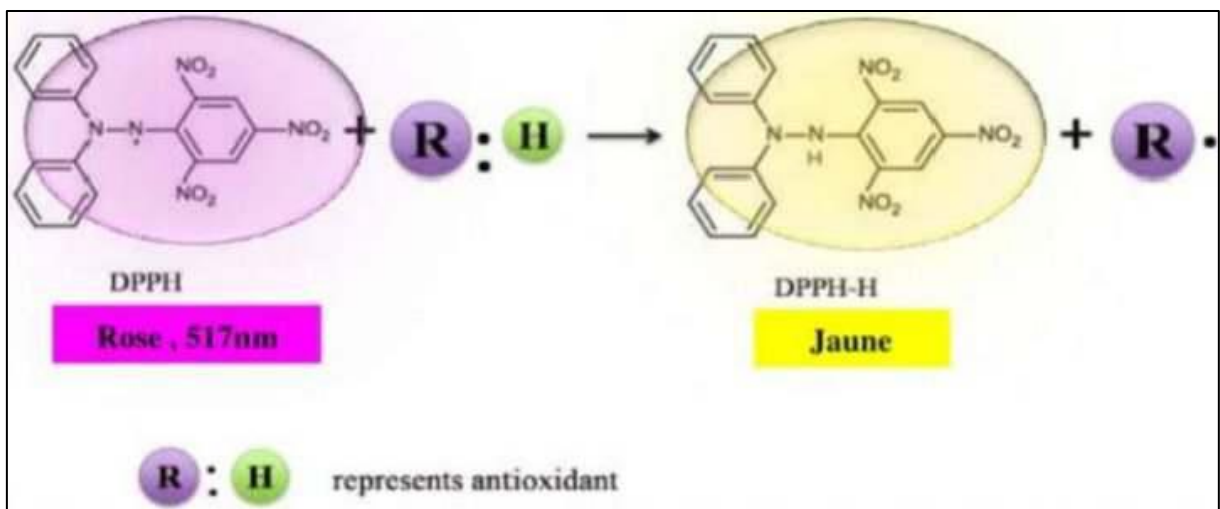
### - Principe

En présence de piègeurs de radicaux libres, le radical DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl), de couleur violette, est réduit en 2,2-diphényl-1-picrylhydrazine, de couleur jaune (Maataouiet *al.*, 2006). Cette réaction se traduit par une diminution de l'absorbance mesurée à 517 nm, proportionnelle à l'activité antioxydante de l'échantillon.

La réaction se fait selon l'équation suivante :



où AH représente un donneur d'hydrogène.



**Figure 5.** Mécanisme réactionnel du test DPPH• entre l'espèce radicalaire DPPH• et un antioxydant (RH).

### - Partie expérimentale

Une solution mère de DPPH a été préparée en dissolvant 7,8 ml de réactif DPPH dans 200 ml de méthanol.

Chaque concentration a été préparée en mélangeant 1,6 ml de la solution correspondante avec 2,4 ml de la solution de DPPH. Les mélanges ont été agités à l'aide

d'un vortex, puis incubés à l'obscurité pendant 30 minutes. Après incubation, l'absorbance a été mesurée à 517 nm à l'aide d'un spectrophotomètre.

Un témoin négatif a été préparé en mélangeant 1,6 ml de méthanol avec 2,4 ml de la solution de DPPH. Le témoin positif a été obtenu en préparant une solution de vitamine C (20 mg dans 10 ml de méthanol), traitée selon le même protocole que les extraits.

### **Expression des résultats**

La capacité antioxydante est exprimée en pourcentage d'inhibition de l'absorbance selon la formule suivante (Wang *et al.*, 2006) :

$$I\% = ((A_1 - A_0) / A_1) \times 100$$

- Où :  $A_1$  : Absorbance du témoin négatif (DPPH seul)
- $A_0$  : Absorbance de l'échantillon testé

La valeur IC<sub>50</sub> (concentration nécessaire pour inhiber 50 % des radicaux DPPH) a été déterminée pour chaque extrait par régression linéaire en traçant la courbe reliant les concentrations testées à leurs pourcentages d'inhibition (Mensoret *et al.*, 2001).

## **II.6. Activité anti-inflammatoire in VITRO**

L'activité anti-inflammatoire des extraits méthanoliques de *L.A. armatus* a été évaluée en laboratoire (in vitro). L'étude a porté sur quatre échantillons correspondant aux différentes parties de la plante (racines et feuilles), collectés durant deux saisons distinctes. L'évaluation a été réalisée à l'aide de deux méthodes, dont celle de l'inhibition de la dénaturation thermique des protéines, afin d'estimer le potentiel anti-inflammatoire des extraits analysés.

### **- Méthode d'inhibition de la dénaturation thermique de l'albumine sérique bovine (BSA)**

L'activité anti-inflammatoire des extraits de *L.A. armatus* a été évaluée à l'aide du test d'inhibition de la dénaturation thermique de l'albumine sérique bovine (BSA), en utilisant trois concentrations différentes pour chaque extrait (2mg/ml, 2.5mg/ml et 3 mg/ml).

La méthode consiste à préparer quatre solutions (Chinna *et al.*, 2015):

Solution test (0,5 ml) : contient 0,45 ml de BSA à 5 % dans de l'eau distillée et 0,05 ml d'extrait de plante.

- Control négatif (0,5 ml) : composé de 0,45 ml de BSA à 5 % et 0,05 ml d'eau distillée.
- Témoin de l'extrait (0,5 ml) : composé de 0,45 ml d'eau distillée et 0,05 ml d'extrait.
- Control positif (0,5 ml) : composé de 0,45 ml de BSA à 5 % et 0,05 ml de solution diclofénac sodique à trois concentrations (1000µg/ml, 500µg/ml et 250µg/ml)

Cette méthode permet d'évaluer la capacité des extraits végétaux à inhiber la dénaturation thermique des protéines, un indicateur biologique clé de l'activité anti-inflammatoire. Les échantillons ont été incubés à une température de 37 °C pendant 20 minutes, suivie d'une élévation progressive de la température jusqu'à 57 °C, maintenue pendant 3 minutes. Ensuite, les tubes ont été refroidis, puis 2,5 ml de solution tampon saline phosphate (PBS) (Annexe) ajustée à un pH de 6,3 ont été ajoutés à chaque échantillon. Après ces préparations, l'absorbance a été mesurée à une longueur d'onde de 660 nanomètres à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Visible (UV-Vis).

Le contrôle représente 100% de la dénaturation des protéines (**Williams *et al.*, 2008**). L'inhibition de la dénaturation de la protéine est déterminée en % par rapport au contrôle, en utilisant la formule suivante :

$$\text{Inhibition de dénaturation (\%)} = \frac{[\text{Abs de contrôle négatif} - \text{Abs de la solution test}]}{\text{Abs de contrôle négatif}} \times 100$$

- Abs : Absorbance
- Le contrôle représente 100% des protéines dénaturées ; et les résultats sont comparés avec Diclofinac sodium (250 µg/ml)

# *Résultats et discussion*

Cette étude vise à effectuer une analyse approfondie de la composition phytochimique et à évaluer les activités biologiques in vitro de l'extrait méthanolique des racines et des feuilles de *L'A. armatus*, en mettant l'accent sur ses propriétés antioxydantes et anti-inflammatoires.

### I. Rendement d'extraction méthanolique

Le rendement d'extraction, ainsi que la couleur et l'aspect physique des extraits méthanoliques obtenus à partir des racines et des feuilles de *L'A. armatus*, récoltées en novembre et en février, sont présentés en détail dans le tableau ci-dessous (**Tableau 2**).

**Tableau 2.** Rendement d'extraction méthanolique de l'*Astragalus armatus*

La plante d' <i>Astragalus armatus</i>	Couleur Vert noirâtre	Le poids du matériel végétal en (g)	Le Poids d'extrait en (g)	Le rendement (%)
Feuilles Novembre	Vert noirâtre	10,038	2,164	21,58
Feuilles Février	Vert noirâtre	10,026	2,46	24,54
Racines Novembre	Jaune clair	10,031	1,226	12,22
Racines Février	Jaune Foncé	10,050	1,22	12,14


Dans cette étude, les composés phénoliques ont été extraits des feuilles et des racines de *L'A. armatus* en utilisant le méthanol comme solvant organique polaire, selon la technique de macération à froid. Cette méthode a permis d'obtenir des extraits bruts secs, à partir desquels les rendements d'extraction ont été calculés sur la base de la matière végétale sèche. Les résultats ont montré que le rendement le plus élevé a été obtenu pour l'extrait des feuilles récoltées en février, atteignant 24,54 %, contre 21,58 % pour celles récoltées en novembre. En ce qui concerne les racines, les rendements étaient plus faibles et relativement proches, avec 12,54 % pour l'échantillon de novembre et 12,14 % pour celui de février. Ces données indiquent que les feuilles contiennent une proportion plus élevée de composés extractibles par le méthanol que les racines, et soulignent l'influence notable de la période de récolte sur l'efficacité d'extraction, particulièrement au niveau des parties aériennes de la plante. Cette variation saisonnière du rendement peut être expliquée par les différences d'activité métabolique de la plante selon le stade de développement, influençant ainsi l'accumulation des composés phénoliques. Plusieurs études ont rapporté que des facteurs tels que la partie végétale utilisée, les conditions climatiques, et la

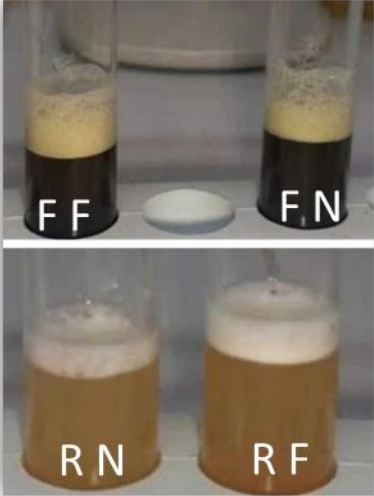
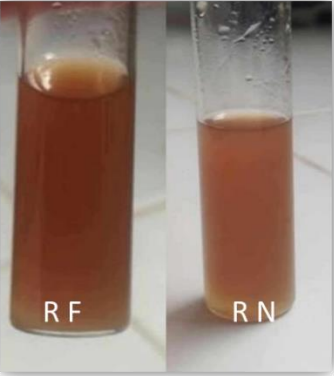
méthode d'extraction adoptée affectent significativement la teneur en métabolites secondaires. Par ailleurs, bien que la macération à froid soit une méthode simple et adaptée à l'extraction d'un large éventail de composés, elle peut limiter la comparabilité précise de nos résultats avec ceux de la littérature, en raison de l'influence de nombreux facteurs, notamment l'espèce végétale, les conditions de séchage, et les caractéristiques du solvant utilisé, en particulier sa polarité et son affinité avec les composés ciblés (Mohammedi, 2006).



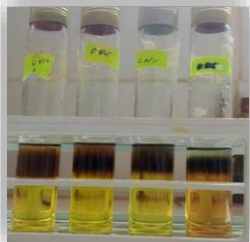
## II. Test de mise en évidence de certains composés phytochimiques

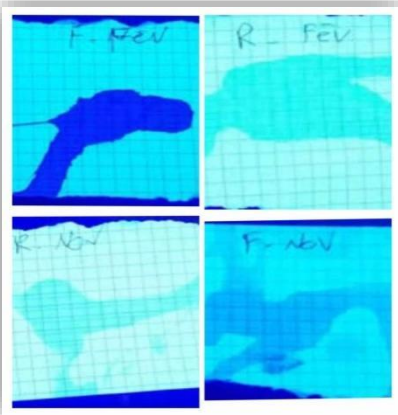


Un criblage phytochimique qualitatif a été effectué sur les feuilles et les racines de *A. armatus L.* à l'aide de tests réactifs spécifiques, basés sur des réactions de précipitation ou de coloration. Ces tests ont permis de détecter la présence de plusieurs groupes de métabolites secondaires tels que les flavonoïdes, les alcaloïdes, les tanins, les saponines et les stérols. Les résultats obtenus sont présentés dans le tableau ci-dessous.

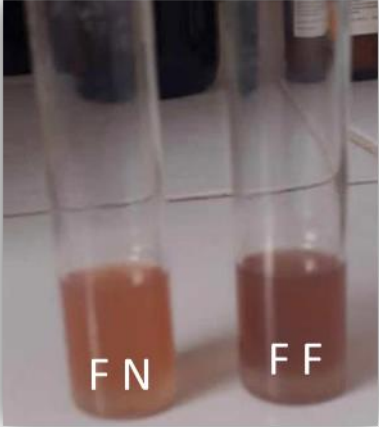
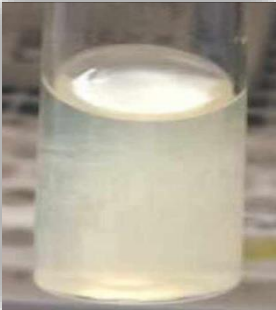

**Tableau 3.** Screening phytochimique des extraits méthanoliques d'*Astragalus armatus*

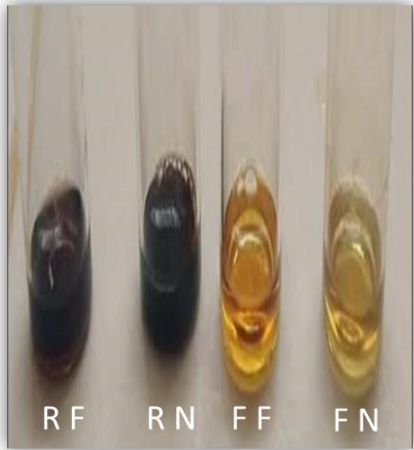
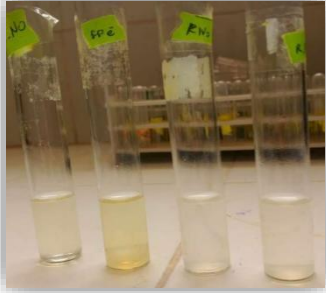
Test phytochimique		Résultat et observation		
<b>Tanins</b>	F Fév	++	Apparition d'une coloration bleue noirâtre et un précipité après 3 min	
	F Nov			
	R Fév	-	Absence de coloration bleue noirâtre et un précipité après 3 min	
	R Nov			

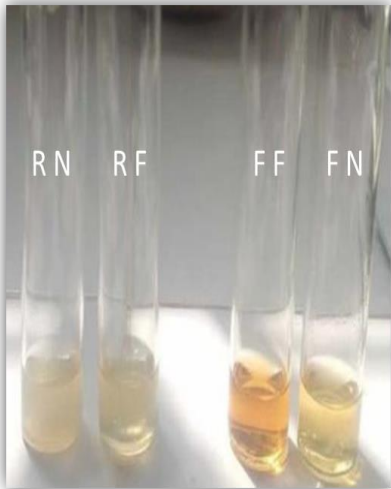
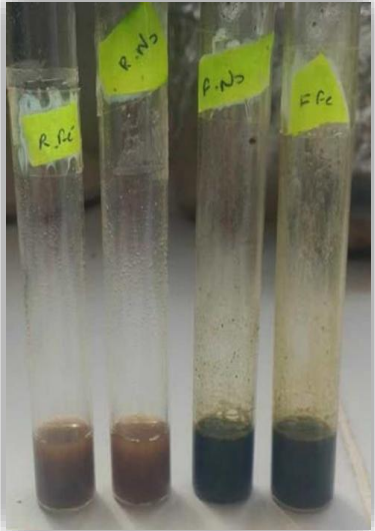
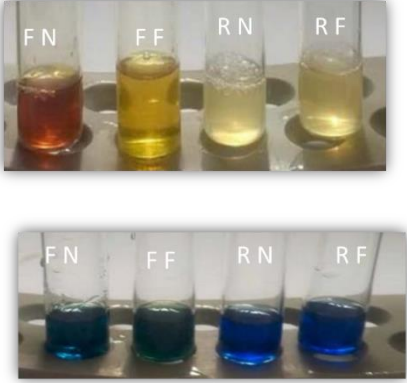
<b>Saponosides</b>	Test de la mousse	F Fév	+	Formation d'une mousse persistante après 15 min	
		F Nov			
		R Fév	+		
		R Nov	+		
	Acide sulfurique /chloroforme (triterpène-Shétér osidique)	F Fév	+	Couleur rouge-marronne de la couche d'interface	
		F Nov			
		R Fév	+		
		R Nov	+		

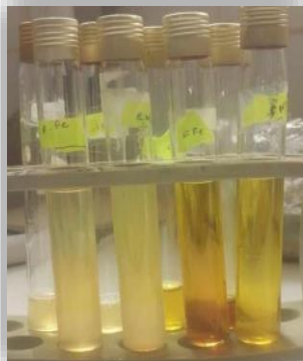
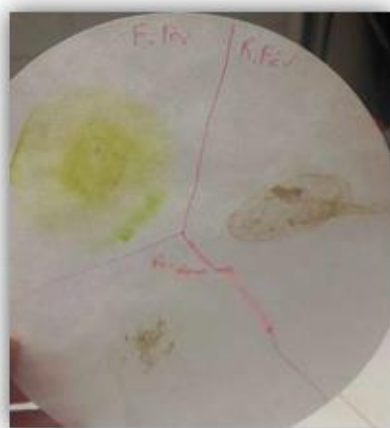
<b>Alcaloïdes</b>		F Fév	+	Précipitation et turbidité	
		F Nov			
		R Fév	-		
		R Nov			
<b>Flavonoïdes</b>	AlCl <sub>3</sub>	F Fév	+	Apparition d'une coloration jaune	
		F Nov	+		
		R Fév	+		
		R Nov	+		
<b>Composés réducteurs</b>	F Fév		+	Apparition de 2 phases : brune-rouge et bleueverte	
	F Nov				
	R Fév				

	R Nov	+ +		
<b>Coumarines</b>	F Fév	+ + +	Présence d'une fluorescence bleu verte sous lampe UV	
	F Nov	+ +		
	R Fév	+ +		
	R Nov	+ +		
<b>Terpénoides</b>	F Fév	+ + +	Apparition d'une couleur rouge-maronne de la couche d'interface.	
	F Nov	-	Pas d'une couleur rouge-maronne de la couche d'interface.	

	R Fév	+	Apparition d'une couleur rouge-maroonne de la couche d'interface.	
	R Nov			
<b>Mucilage</b>	F Fév	++	La formation d'un précipité	
	F Nov			
	R Fév	++ ++	La formation d'un précipité	
	R Nov			

<b>L'amidoun</b>	F Fév	-	La couleur bleue n'est pas apparue	
	F Nov			
	R Fév	+	Apparition d'une couleur bleu foncé	
	R Nov			
<b>Les quinones libres</b>	F Fév	-	Pas de développement d'une couleur vine au jaune	
	F Nov			
	R Fév			
	R Nov			

<b>Composés phénoliques</b>	F Fév	-	Pas de l'apparition de la coloration bleu-verdâtre .	
	F Nov			
	R Fév			
	R Nov			
<b>Sucres réducteurs</b>	F Fév	-	Pas de précipité de Couleur rouge brique .	
	F Nov			
	R Fév			
	R Nov			
<b>Anthocyanes</b>	F Fév	+	Le changement de la couleur Vers le bleu ou vert	
	F Nov			
	R Fév			
	R Nov			

<b>Anthraquinones</b>	F Fév	-	Pas de coloration violette	
	F Nov			
	R Fév			
	R Nov			
<b>Les amines</b>	F Fév	-	PasDes taches violettes	
	F Nov			
	R Fév			
	R Nov			

Les résultats sont exprimés selon :

**Réaction positive : (+) Présence Faible (++) Présence Modéré (+++) Présence Fort**

**Réaction négative : (-) Absence**

Les analyses phytochimiques réalisées sur les extraits méthanoliques d'*Astragalus armatus* ont révélé une variation significative dans la teneur en composés secondaires en fonction de la partie de la plante (racines ou feuilles) et de la saison de récolte (février ou novembre). Cette hétérogénéité traduit des stratégies chimiques d'adaptation propres à cette espèce face aux contraintes environnementales. Ainsi, les racines ont montré une accumulation notable de saponines, de terpènes et de composés réducteurs, particulièrement marquée en février. Ce profil biochimique suggère un rôle clé de ces métabolites dans les mécanismes de défense contre les microorganismes et les stress abiotiques du sol. En revanche, les feuilles présentaient une diversité de tannins, flavonoïdes et alcaloïdes, avec un effet saisonnier marqué : les flavonoïdes étaient plus abondants en novembre, tandis que les alcaloïdes prédominaient dans les feuilles récoltées

en février. Cette distribution saisonnière des métabolites pourrait refléter des réponses adaptatives aux variations climatiques, telles que le froid ou l'intensité lumineuse.

La présence importante de mucilages dans les racines, surtout en février, indique leur rôle potentiel dans la rétention d'eau et la tolérance à la sécheresse, conférant ainsi à la plante une meilleure résistance aux conditions arides. À l'inverse, ces composés étaient totalement absents dans les feuilles de novembre, ce qui traduit une baisse de l'activité physiologique aérienne durant cette période. Par ailleurs, l'absence totale d'amidon dans toutes les parties étudiées suggère que cette espèce privilégie d'autres formes de stockage des glucides plus adaptées aux conditions environnementales difficiles.

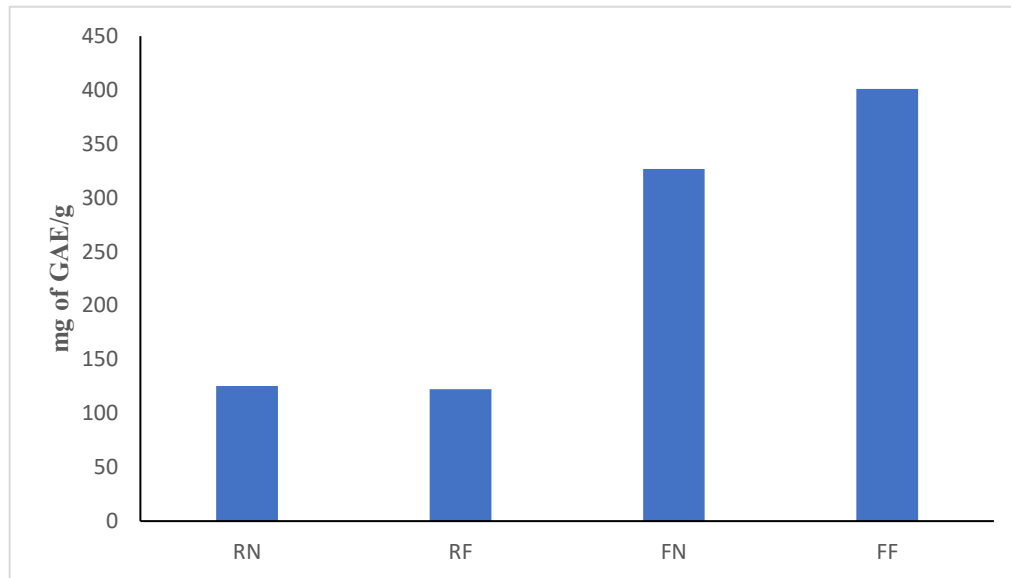
En ce qui concerne les coumarines, leur détection s'est traduite par une fluorescence marquée dans les feuilles de février ainsi que dans les racines, indépendamment de la saison, alors qu'elle était faible dans les feuilles de novembre. Cette distribution hétérogène des coumarines pourrait être liée à leur rôle dans la protection contre les stress environnementaux ou à une activité photoprotectrice connue, étant donné leur capacité à absorber les rayons ultraviolets et à protéger les tissus végétaux.

Pour les autres composés secondaires, tels que les quinones libres, composés phénoliques, sucres, anthraquinones et amines, aucune trace n'a été détectée, ce qui pourrait être attribué soit à leur absence réelle, soit à leur présence en quantités infimes, inférieures au seuil de détection des méthodes qualitatives utilisées. Concernant les anthocyanines, leur présence a été confirmée dans les feuilles de février et les racines de novembre, alors qu'elles étaient absentes dans les feuilles de novembre et les racines de février. Cette distribution saisonnière laisse supposer un rôle potentiel des anthocyanines en tant qu'antioxydants ou agents protecteurs face aux stress climatiques.

Ces résultats corroborent les observations de la littérature, qui rapportent la présence de tannins, flavonoïdes et alcaloïdes dans les feuilles de cette espèce (**AfifChaouche, 2015 ; Toubal, 2018**), et soulignent l'influence des facteurs environnementaux, de l'âge de la plante et de la période de récolte sur la biosynthèse et l'accumulation des métabolites secondaires. Ainsi, ces résultats mettent en évidence l'importance de réaliser des études phytochimiques ciblées, tenant compte de la partie végétale et de la saison de collecte, afin de mieux comprendre la dynamique des composés de défense chez les plantes désertiques adaptées à des environnements hostiles. Il serait

également pertinent de recourir à des techniques analytiques plus précises telles que la HPLC ou la GC-MS pour confirmer et quantifier ces composés.

### III. Dosage des composés phénolique



**Figure 6.**Quantification de la teneur en composés phénoliques totaux

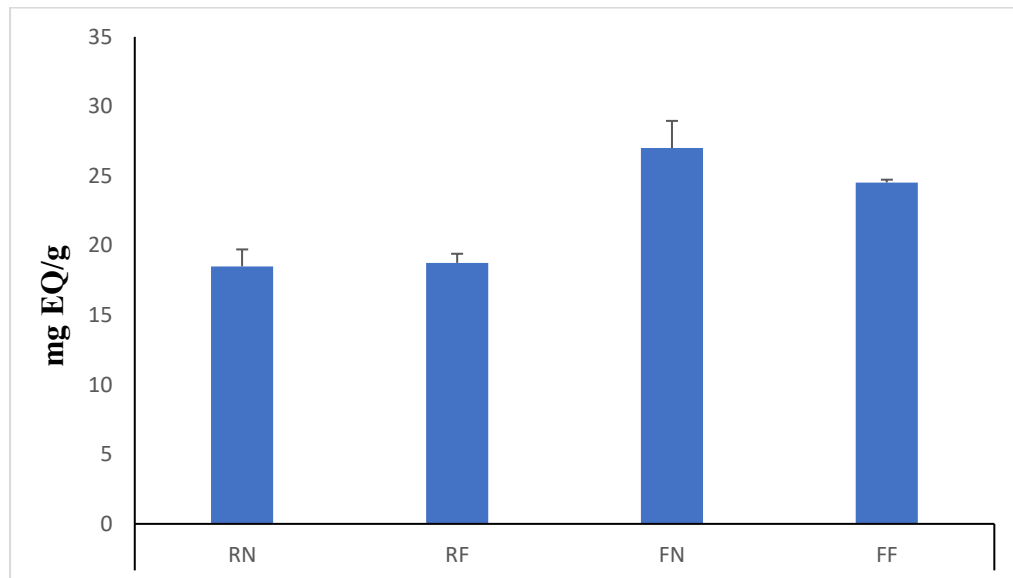
Les résultats de cette étude ont montré que la teneur totale en composés phénoliques dans les extraits d'*Astragalus armatus* varie considérablement en fonction de l'organe végétal et de la période de récolte. Les feuilles ont présenté les concentrations les plus élevées, atteignant 401 mg équivalent d'acide gallique par gramme (mg EAG/g) en février et 326,71 mg EAG/g en novembre, comparativement aux racines qui ont montré des valeurs plus faibles (122,43 et 128,28 mg EAG/g respectivement). Cette différence peut être expliquée par le rôle physiologique des feuilles, en tant que principaux sites de la photosynthèse et leur exposition directe aux facteurs environnementaux, ce qui stimule l'accumulation de composés phénoliques à propriétés défensives. Par ailleurs, un effet temporel marqué a été observé, avec une teneur phénolique plus élevée en février, notamment dans les feuilles, ce qui pourrait être lié aux conditions hivernales (froid et faible rayonnement solaire) qui favorisent la production de ces composés comme mécanisme de réponse au stress environnemental. Cela pourrait également être associé à la phase de croissance végétative, caractérisée par une intensification du métabolisme secondaire (Miliauskaset *al.*, 2004). En revanche, la teneur en composés phénoliques des racines est restée relativement stable entre les deux périodes, suggérant que les organes

aériens sont plus sensibles aux variations saisonnières que les organes souterrains. (Lee *et al.*, 2003)

Comparativement aux études précédentes menées sur d'autres espèces du même genre, telles que *Astragalus boeticus*, les teneurs en composés phénoliques obtenues dans cette étude sont proches des valeurs rapportées antérieurement ( $66,37 \pm 1,1$  mg EAG/g d'extrait sec) (Abir, 2021). Ces différences ou similitudes peuvent être attribuées à plusieurs facteurs, notamment les différences génétiques entre les espèces, le lieu et la période de récolte, les conditions climatiques et la méthode d'extraction employée. À ce titre, (Tawahaet *al.*, 2007) ont souligné que la méthode de Folin-Ciocalteu n'est pas spécifique aux polyphénols seuls, puisque d'autres composés peuvent également réagir avec ce réactif et produire des valeurs apparentes élevées. De plus, la concentration en polyphénols d'une plante dépend de nombreux facteurs, tels que les conditions climatiques et environnementales (Miliauskaset *al.*, 2004), ainsi que le patrimoine génétique et le stade de développement végétatif (Lee *et al.*, 2003). Ainsi, les résultats obtenus soulignent la complexité de l'accumulation des composés phénoliques dans *L.A. armatus*, nécessitant une approche intégrative qui tienne compte de la variabilité biologique, des facteurs environnementaux et des méthodes analytiques afin de mieux interpréter et comparer les différences observées.

#### IV. Dosage des flavonoïdes

Les résultats de l'évaluation de la teneur en flavonoïdes dans les extraits étudiés, basée sur la méthode colorimétrique appliquée, ont révélé une efficacité acceptable pour la détection qualitative de ces composés. Cette méthode repose sur le principe d'une réaction chimique spécifique qui produit une coloration caractéristique, indiquant la présence des flavonoïdes, sans toutefois permettre une détermination quantitative précise. Bien que cette méthodologie présente des limites en termes de précision quantitative, elle demeure utile comme approche initiale de comparaison relative entre différents extraits. Certaines études ont souligné la possibilité de l'utiliser dans des conditions de recherche préliminaire lorsque les substances de référence standards ne sont pas disponibles (Maisutthisakulet *al.*, 2008). Cette approche reflète une orientation pratique dans les études exploratoires visant à une évaluation préliminaire des composés secondaires présentant un potentiel biologique.



**Figure 7.** Le teneur total en flavonoïdes (mg/g) dans les différentes parties de la plante d'*Astragalus armatus*

Les résultats de cette étude ont montré une variation marquée de la teneur en flavonoïdes en fonction de la partie végétale et de la période de récolte. En effet, les feuilles d'*Astragalus armatus* ont enregistré la plus forte concentration de flavonoïdes en novembre ( $27,01 \pm 1,95$  mg EQ/g) par rapport aux feuilles de février ( $24,53 \pm 0,19$  mg EQ/g), tandis que les racines présentaient des concentrations nettement plus faibles dans les deux périodes ( $18,50 \pm 1,22$  et  $18,75 \pm 0,65$  mg EQ/g respectivement). Cette différence peut être attribuée au rôle fonctionnel des flavonoïdes dans les tissus aériens, où ils assurent une protection contre les facteurs environnementaux tels que les rayons UV et le stress oxydatif, tandis que les racines présentent une stabilité relative indépendamment des conditions climatiques.

En comparant ces résultats à ceux rapportés par **Abir (2021)** sur l'extrait méthanolique d'*Astragalus boeticus*, il ressort que cette dernière a enregistré une teneur en flavonoïdes plus élevée, atteignant  $75,34 \pm 1,14$  mg GAE/g d'extrait sec. Cette différence peut s'expliquer par plusieurs facteurs, notamment la différence d'espèces végétales étudiées (*A. armatus* contre *A. boeticus*), la méthode d'extraction, ainsi que l'influence potentielle des conditions environnementales et saisonnières.

De manière générale, cette comparaison montre que les feuilles d'*A. armatus* sont relativement riches en flavonoïdes par rapport aux racines, mais restent inférieures aux valeurs rapportées dans l'étude d'**Abir (2021)**. Cela souligne l'importance de l'espèce végétale, de la partie analysée et des conditions d'extraction dans la détermination de la

composition chimique. Ces résultats mettent en évidence la nécessité d'élargir les études futures pour comparer différentes espèces végétales et conditions environnementales, tout en optimisant les méthodes d'extraction, afin de valoriser ces composés dans des applications biologiques et pharmaceutiques.

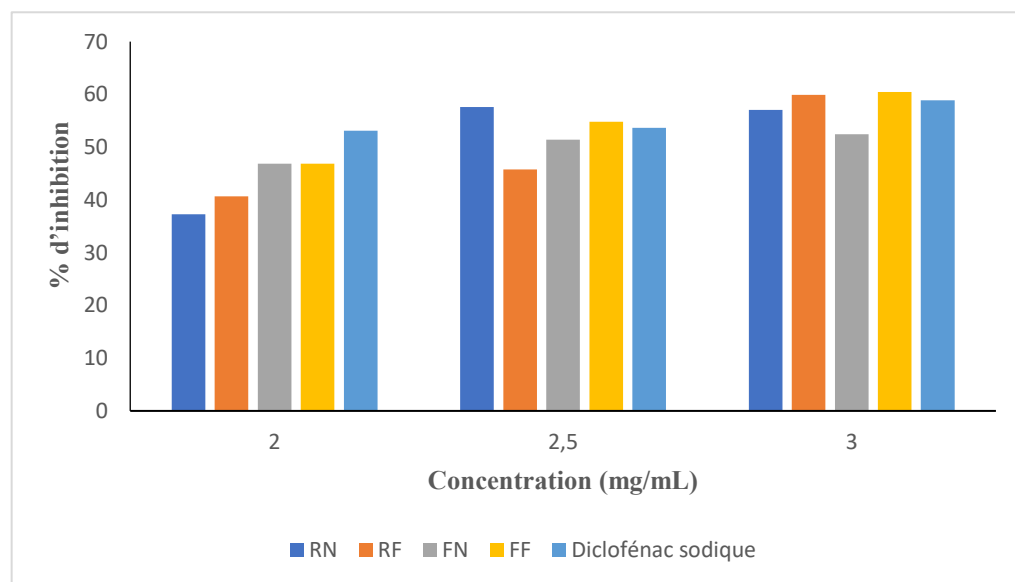
## **V. Activité anti-inflammatoire in vitro par la méthode d'inhibition de la dénaturation des protéines**

### **V.1. Activité anti-inflammatoire**

L'effet anti-inflammatoire des extraits *d'Astragalus armatus* a été démontré par des études in vitro, où cette activité a été évaluée en utilisant le test d'inhibition de la dénaturation de l'albumine sérique bovine (ASB). L'étude a porté sur des extraits de racines et de feuilles récoltées pendant les mois de novembre et février.

### **V.2. Inhibition de la dénaturation de l'albumine sérique bovine (BSA) :**

L'activité anti-inflammatoire a été évaluée à l'aide du test d'inhibition de la dénaturation de l'albumine sérique bovine (BSA), en utilisant différentes concentrations des extraits. L'absorbance résultant de la réaction a été mesurée à une longueur d'onde de 660 nm, afin de déterminer le pourcentage d'inhibition pour chaque concentration.



**Figure 8.** Effet des extraits et du diclofénac sodique sur la dénaturation de BSA

Les résultats du test d'inhibition de la dénaturation thermique de l'albumine sérique bovine (BSA) pour les extraits *d'Astragalus armatus* ont révélé une activité anti-inflammatoire variable en fonction de la concentration, de l'organe végétal utilisé et de la

période de récolte. À la concentration la plus faible (2 mg/mL), une activité modérée a été observée pour tous les extraits : les feuilles et les racines récoltées en février ont affiché un pourcentage d'inhibition identique (46,89 %), tandis que les racines récoltées en novembre et les feuilles récoltées en novembre ont montré des valeurs inférieures (40,68 % et 37,28 %, respectivement). À cette concentration, le diclofénac sodique (53,1 %) s'est révélé plus actif que tous les extraits testés. À la concentration intermédiaire (2,5 mg/mL), une amélioration notable de l'activité a été constatée : les racines récoltées en novembre ont présenté la plus forte activité (57,62 %), dépassant même le diclofénac (53,67 %). Les feuilles de février ont également montré une activité importante (54,8 %), suivies des feuilles de novembre (51,41 %).

À la concentration la plus élevée (3 mg/mL), tous les extraits ont démontré une activité anti-inflammatoire marquée : les feuilles de février ont affiché le pourcentage d'inhibition le plus élevé (60,45 %), suivies des racines de février (59,88 %), des racines de novembre (57,06 %) et des feuilles de novembre (52,45 %). À cette concentration, tous les extraits ont surpassé le diclofénac sodique (58,87 %), soulignant ainsi le potentiel thérapeutique des extraits d'*Astragalus armatus*.

Cette variabilité d'activité observée peut être attribuée à plusieurs facteurs : (LAOUINI, 2014)

1. La partie végétale utilisée : les feuilles ont généralement montré une activité supérieure, probablement en raison de leur richesse en flavonoïdes et en composés phénoliques connus pour leurs propriétés anti-inflammatoires.
2. La période de récolte : les feuilles et les racines de février ont présenté une activité plus importante que celles récoltées en novembre, ce qui pourrait être lié aux variations saisonnières du métabolisme secondaire.
3. La concentration : une relation directement proportionnelle a été observée entre la concentration et l'activité ; plus la concentration était élevée, plus l'activité était importante, notamment à 3 mg/mL.

La comparaison des résultats obtenus avec ceux rapportés par **Abir (2021)** pour *Astragalus emarginatus* Labill. révèle une différence marquée : tandis que la présente étude a mis en évidence une activité anti-inflammatoire significative pour tous les extraits d'*A. armatus*, dépassant parfois celle du diclofénac, **Abir(2021)** n'a constaté aucune activité inhibitrice, malgré des teneurs élevées en composés phénoliques et flavonoïdes. Cette

divergence pourrait s'expliquer d'abord par la différence d'espèce végétale étudiée : en effet, des différences notables dans la composition chimique et la concentration des métabolites secondaires peuvent être attendues entre *A. armatus* et *A. emarginatus*. Ensuite, le choix méthodologique pourrait également jouer un rôle : la présente étude s'est appuyée sur un test physico-chimique basé sur la dénaturation thermique des protéines, tandis qu'Abir (2021) a utilisé un test cellulaire dont la sensibilité pourrait être affectée par la nature des polyphénols. Enfin, les variations environnementales et saisonnières influençant la composition chimique des extraits peuvent également expliquer ces divergences.

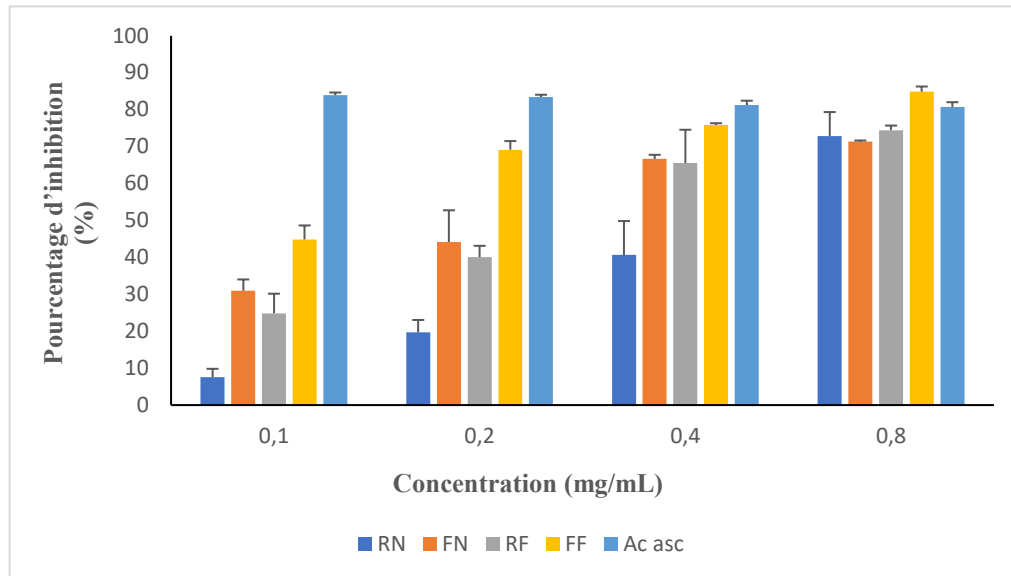
Ces résultats mettent en évidence le potentiel prometteur des extraits d'*Astragalus armatus* comme agents anti-inflammatoires naturels, en particulier à la concentration la plus élevée (3 mg/mL). Cela ouvre la voie à leur utilisation éventuelle comme alternatives ou compléments aux anti-inflammatoires conventionnels tels que le diclofénac. Toutefois, des études supplémentaires sont nécessaires pour isoler et identifier les composés actifs et élucider leurs mécanismes d'action in vivo.

### **VI. Détermination de l'activité anti-radicalaire des extraits méthanoliques de *L'A. armatus* par la méthode de DPPH (effet scavenger)**

L'activité antiradicalaire des extraits méthanoliques d'*Astragalus armatus* a été évaluée par la méthode du radical libre DPPH°. Dans ce test, la cinétique de décoloration du radical DPPH° a été suivie à une longueur d'onde de 517 nm après l'addition de 5 mL de chaque concentration des extraits.

Le radical libre DPPH° est caractérisé par sa couleur violette intense. Lorsqu'il est piégé par des substances antioxydantes, il est réduit en une forme jaune pâle, selon la réaction suivante :  $\text{DPPH}^\circ + \text{AH} \rightarrow \text{DPPH-H} + \text{A}$

Le changement de couleur et l'intensité de la décoloration du radical libre dans la solution dépendent de la nature, de la concentration et de la puissance de la substance antiradicalaire.



**Figure 9.** Pourcentages d'inhibition du DPPH en fonction des concentrations des extraits

Les extraits méthanoliques issus des racines et des feuilles de *Astragalus armatus* ont montré une activité antioxydante dépendante de la concentration, mesurée par le test de piégeage du radical DPPH°. La plus forte activité a été observée à la concentration de 0,8 mg/ml pour les extraits de feuilles récoltées en février ( $84,89 \pm 1,38$  %), dépassant celle des extraits de racines et des feuilles récoltées en novembre. Ces résultats sont attribués aux variations saisonnières qui influencent la teneur en composés phénoliques et flavonoïdes dans la plante (Kimura *et al.*,1985 ;Hatonoet *al.*,1989).

En comparaison avec l'acide ascorbique utilisé comme standard de référence, une activité constante et élevée a été enregistrée ( $\approx 80-84$  %) (Oyaizu,1986 ; Soares *et al.*,1997), confirmant l'efficacité des extraits bien qu'ils restent légèrement inférieurs.

Comparativement aux résultats d'une étude antérieure menée sur les parties aériennes de *Astragalus emarginatus* Labill. (AEL), cette dernière a révélé une activité antioxydante importante mesurée par divers tests (TEAC, ORAC, DPPH, HPLC-ABTS•+). Cette activité a été principalement attribuée aux dérivés de l'acide caféique et aux glycosides de quercétine, la structure catéchol apparaissant comme un motif clé responsable de l'activité antioxydante ( Timalina *et al.*, 2024). Ces observations corroborent nos résultats, qui soulignent la relation entre l'activité antioxydante et la richesse en composés phénoliques et flavonoïdes, connus pour neutraliser les radicaux libres grâce à leurs groupements hydroxyles (Rice-Evans *et al.*,1996 ;Furunoet *al.*,2002).

Dans l'ensemble, les extraits méthanoliques des feuilles récoltées en février constituent une source prometteuse d'antioxydants naturels, avec une activité supérieure à celle des autres extraits. Toutefois, des études complémentaires (cellulaires et biologiques) restent nécessaires pour confirmer le potentiel thérapeutique et pharmacologique de ces extraits, en particulier au regard des usages médicinaux traditionnels de la plante étudiée (Kimura *et al.*,1985 ;Hatonoe *al.*,1989 ; Javanoviche *al.*,1994 ; Cotellet *al.*,1996 ;Borset *al.*,1997 ;Cos *et al.*,1998 ;Dugas *et al.*,2000).

# *Conclusion*

## Conclusion

---

---

### Conclusion

Les plantes médicinales représentent une source précieuse de composés bioactifs et occupent une place importante dans les traditions thérapeutiques à travers le monde. Dans ce cadre, notre étude s'est intéressée à *L'A. armatus*, une espèce médicinale prometteuse de notre flore locale.

Au cours de ce travail, nous avons porté notre attention sur les extraits méthanoliques des feuilles et des racines collectées durant les mois de février et novembre, en vue d'évaluer leur richesse en composés phénoliques et d'examiner certaines de leurs activités biologiques. Les tests phytochimiques réalisés ont révélé une richesse significative en métabolites secondaires tels que : flavonoïdes, polyphénols, terpénoïdes, alcaloïdes, tanins et coumarines, traduisant la diversité chimique remarquable de cette plante.

L'évaluation biologique a mis en évidence un potentiel antioxydant notable pour l'extrait méthanolique des feuilles, surpassant celui des autres extraits. Par ailleurs, les résultats préliminaires ont révélé une activité anti-inflammatoire intéressante, notamment à forte concentration, soulignant ainsi l'intérêt de cette espèce comme source potentielle de molécules thérapeutiques naturelles.

En conclusion, les résultats obtenus constituent une première étape dans la mise en valeur des propriétés pharmacologiques de *L'A. armatus*. Toutefois, ces résultats demeurent préliminaires et nécessitent des études complémentaires plus approfondies pour confirmer ces observations. À cet effet, nous proposons :

L'isolement et la purification des composés actifs par des techniques analytiques avancées telles que la HPLC, la GC/MS et la RMN, afin d'identifier leurs structures chimiques. L'évaluation des activités biologiques *in vivo* afin de valider l'efficacité et la sécurité des extraits

La réalisation d'études toxicologiques complètes afin de déterminer les limites d'utilisation sécuritaires.

Ainsi, la poursuite de ces recherches permettrait de valoriser davantage cette espèce végétale endémique et de contribuer au développement de nouveaux agents thérapeutiques d'origine naturelle.

# *Références bibliographiques*

## Références bibliographiques

---

---

### Références bibliographiques

**AffChaouche, T. (2015).** Étude ethno-pharmacologique et évaluation de l'activité antimicrobienne et antioxydante de quelques plantes médicinales de la région de Tizi Ouzou - Algérie [Thèse de doctorat en microbiologie appliquée]. Université Abou BekrBelkaid, Tlemcen.

**Ahumada, A., Ortega, A., Chito, D., & Benítez, R. (2016).** Saponins of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.): A by-product with high biological potential. *Revista Colombiana de Ciencias*.

**Aichaoui, S. (2022).** *Extraction, séparation et identification des métabolites secondaires d'une plante médicinale* [Mémoire de Master, Université KasdiMerbah Ouargla].

**Amandine, G. (2016).** Plantes médicinales et antioxydants [Thèse de doctorat]. Université de La Réunion.

**Amella, M., Bronner, C., Briancon, F., & others. (1985).** Inhibition of mast cell histamine release by flavonoids and biflavonoids. *Planta Medica*, 51(1), 16–20. <https://doi.org/10.1055/s-2007-969383> (if no DOI available, omit)

**Aouad, M. (2016).** Étude ethnobotanique de quelques plantes médicinales spontanées de la région Tolga [Mémoire de Master]. Université Mohamed Khider, Biskra.

**Armitage, R., Bayliss, G. S., Gramshaw, J. W., & Haslam, E. (1961).** Gallotannins Part III: The constitution of Chinese, Turkish, Sumach, and Tara tannins. *Journal of the Chemical Society*, 1842–1853.

**Bastos, D. H., Saldanha, L. A., Catharino, R. R., Sawaya, A., Cunha, I. B., Carvalho, P. O., & Eberlin, M. N. (2007).** Phenolic antioxidants identified by ESI-MS from yerba maté (*Ilex paraguariensis*) and green tea (*Camelia sinensis*) extracts. *Molecules*, 12(3), 423–432.

**Belaidi, A. (2014).** Évaluation du potentiel biocide des extraits foliaires aqueux de *Datura stramonium* L. et *Nerium oleander* L. [Mémoire de Master, Université KasdiMerbah Ouargla]. 54 p.

**Bel-Kassaoui, H., Lamnaouer, D., Abdennebi, E. H., & Jossang, A. (2007).** Experimental poisoning by extracts and fractions of *Astragalus lusitanicus* Lam. in sheep. *Revue de Médecine Vétérinaire*, 158, 269–273.

## Références bibliographiques

---

---

**Bellebcir, L. (2024).** Étude phytochimique, pharmaco-toxicologique des extraits flavonoïdiques de l'Astragalus gombo Coss& Dur Ex Bunge [Thèse de doctorat, Université Ferhat Abbas Sétif 1].

**Benchadi, W., Haba, H., Lavaud, C., Harakat, D., & Benkhaled, M. (2013).** Secondary metabolites of *Astragalus cruciatus* Link. and their chemotaxonomic significance. *Records of Natural Products*, 7, 105–113.

**Benmahdi, A. (2001).** Identification des principes actifs des extraits des plantes médicinales. *Phytochimie*, 6, 11–27.

**Birt, D. F., Hendrich, S., & Weiqun, W. (2001).** Dietary agents in cancer prevention: Flavonoids and isoflavonoids. *Pharmacology & Therapeutics*, 90, 157–177.

**Boharun, T., Gressier, B., Troitin, F., Bruner, C., Dine, T., Vasseir, J., Gazin, J. C., Pinkas, M., Luyckx, M., & Gazin, M. (1996).** Oxygen species scavenging activity of phenolic extract from hawthorn fresh plant organs and pharmaceutical preparation. *Arzneimittel-Forschung/Drug Research*, 1–6.

**Borges, F., & others. (2005).** Simple coumarins and analogues in medicinal chemistry: Occurrence, synthesis and biological activity. *Current Medicinal Chemistry*, 12, 887–916. <https://doi.org/10.2174/0929867053387490> (verify DOI if needed)

**Borges, F., & others. (2009).** Simple coumarins: Privileged scaffolds in medicinal chemistry. *Frontiers in Medicinal Chemistry*, 4, 23–85.

**Bors, W., Michel, C., & Stettmaier, K. (1997).** Antioxidant effects of flavonoids. *Biofactors*, 6, 399–402.

**Bors, W., Michel, C., & Stettmair, K. (1997).** Antioxidant effects of flavonoids. *Biofactors*, 6, 343–355.

**Bouaziz, M., Dhouib, A., Loukil, S., Boukhris, M., & Sayadi, S. (2009).** Polyphenols content, antioxidant and antimicrobial activities of extracts of some wild plants collected from the south of Tunisia. *African Journal of Biotechnology*, 8, 7017–7027.

**Bouchelouche, A. (2024).** *Inventaire floristique des légumineuses des hautes plaines Sétifiennes : Composition systématique, types biologiques, et importance socio-économique* [Mémoire de Master, Université Ferhat Abbas Sétif 1].

## Références bibliographiques

---

---

- Boudjrada, A., & Zidi, A. (2023).** *Enquête sur l'utilisation des plantes médicinales chez les patients hospitalisés au niveau du service de médecine interne de l'EPH Mohamed Boudiaf, Ouargla* [Mémoire de Master, Université KasdiMerbah Ouargla].
- Boukbaache, R. (2015).** *Recherche et détermination des métabolites secondaires de plantes issues de la famille des Fabacées* [Mémoire de Master, Université des Frères Mentouri Constantine].
- Bourgaud, F., Gravot, A., Milesi, S., & Gontier, E. (2001).** Production of plant secondary metabolites: A historical perspective. *Plant Science*, *161*, 839–851.
- Boutaghane, N. (2013).** *Étude phytochimique et pharmacologique de plantes médicinales algériennes : Genista ulicina Spach (Fabaceae) et Chrysanthemum macrocapum (Asteraceae)* [Thèse de doctorat, Université de Constantine 1].
- Bratkov, V. M., Shkondrov, A. M., Zdraveva, P. K., & Krasteva, I. N. (2016).** Flavonoids from the genus *Astragalus*: Phytochemistry and biological activity. *Pharmacognosy Reviews*, *10*, 11–32.
- Bruneton, J. (1999a).** *Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales* (3e éd.). Tec & Doc Lavoisier.
- Bruneton, J. (1999b).** *Plantes toxiques dangereuses pour l'homme et les animaux*. Interception limitée.
- Bruneton, J. (2016).** Lignanes, néolignanes et composés apparentés. In *Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales* (pp. 389–403). Lavoisier.
- Chamandy, A. (2021).** Étude des molécules bioactives et de leurs activités chez deux espèces d'astragales utilisées dans la médecine traditionnelle : *Astragalus emarginatus* Labill. et *Astragalus coluteoides* Will. Université de Strasbourg.
- Chaudhary, L. B., Rana, T. S., & Anand, K. K. (2008).** Current status of the systematics of *Astragalus* L. (Fabaceae) with special reference to the Himalayan species in India. *Taiwania*, *53*, 338–355.
- Cheng, Y., Tang, K., Wu, S., Liu, L., Qiang, C., Lin, X., & Liu, B. (2011).** *Astragalus* polysaccharides lower plasma cholesterol through mechanisms distinct from statins. *PLoS ONE*, *6*(11), e27437. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0027437>

## Références bibliographiques

---

---

- Chinna, M., & Eswaraiyah, A. D. (2015).** In-vitro anti-inflammatory and anti-arthritic activity of *Oryza sativa* var. Joha rice (An aromatic indigenous rice of Assam). *American-Eurasian Journal of Agricultural & Environmental Sciences*, 15(1), 115–121.
- Cho, W. C. S., & Leung, K. N. (2011).** In vitro and in vivo antitumor effects of *Astragalus membranaceus*. *Cancer Letters*, 252, 43–54. <https://doi.org/10.1016/j.canlet.2006.11.003> (verify DOI if necessary)
- Chouana, T. (2017).** *Caractérisation structurale et activités biologiques des polysaccharides d'Astragalus gombo Bunge* [Thèse de doctorat, Université KasdiMerbah Ouargla].
- Christiane, G., & François, P. (2002).** Interactions allélopathiques en milieu forestier. *Revue Forestière Française*, (6), 567–567.
- Collin, H. A. (2001).** Secondary product formation in plant tissue cultures. *Plant Growth Regulation*, 34, 119–134. <https://doi.org/10.1023/A:1013366326113> (verify DOI if necessary)
- Cos, P., Ying, L., Calomme, M., Hu, J. P., Cimanga, K., Van-Poel, B., Pieters, L., Vlietinck, A. J., & Vanden Berghe, D. (1998).** Structure-activity relationship and classification of flavonoids as inhibitors of xanthine oxidase and superoxide scavengers. *Journal of Natural Products*, 61, 71–76.
- Cotelle, N., Bernier, J. L., Catteau, J. P., Pommery, J., Wallet, J. C., & Gaydou, E. M. (1996).** Antioxidant properties of hydroxy-flavones. *Free Radical Biology and Medicine*, 20, 35–43.
- Cowan, M. M. (1999).** Plant products as antimicrobial agents. *Clinical Microbiology Reviews*, 12(4), 564–582.
- Crozier, A., Clifford, M. N., & Ashihara, H. (Eds.). (2006).** *Plant secondary metabolites: Occurrence, structure and role in the human diet*. Blackwell Publishing.
- Dang, X., Liu, Y., Song, F. R., Liu, Z., & Liu, S. (2009).** Studies on principal components and antioxidant activity of different *Radix Astragali* samples using HPLC/ESI-MS/MS. *Talanta*, 78, 1090–1101.
- Di Carlo, G., Mascolo, N., Izzo, A. A., & others. (1999).** Flavonoids: Old and new aspects of a class of natural therapeutic drugs. *Life Sciences*, 65(4), 337–353.

## Références bibliographiques

---

---

- Dineva, I., Krasteva, I., Berger, M., & Konstantinov, S. (2010).** In vitro antineoplastic activity of some cyto reductive drugs versus new compounds of plant origin. *International Journal of Current Chemistry*, 1, 281–290.
- Diouf, P. N. (2003).** *Étude comparative de méthodes de mesure de l'activité antioxydante. Applications aux extractibles de bois. Liens avec la stabilité de la couleur du bois* [Thèse de doctorat, Université Henri Poincaré].
- Dobignard, A., & Chatelain, C. (2010–2013).** *Index synonymique et bibliographique de la flore*. Conservatoire et Jardin botaniques, Genève.
- Dominique, G., & Zoubida, C. (2005).** Saponines et métabolites secondaires de l'arganier (*Arganiaspinosa*). *Cahiers Agricultures*, 509–516.
- Dugas, A. J., Castaneda-Acosta, J., Bonin, G. C., Price, K. L., Fischer, N. H., & Winston, G. W. (2000).** Evaluation of the total peroxy radical-scavenging capacity of flavonoids: Structure-activity relationships. *Journal of Natural Products*, 63, 327–331.
- Duke, J. A. (2008).** *Duke's handbook of medicinal plants of the Bible*. CRC Press.
- Echeverría, J., Espinoza, S. M., & Niemeyer, H. M. (2017).** Unusual alkaloids of the highland species *Astragalus cryptanthus* Wedd. (*Fabaceae*). *Natural Product Research*, 31(1), 89–92. <https://doi.org/10.1080/14786419.2016.1207070>
- Edeoga, H. O., Okwu, D. E., & Mbaebie, B. O. (2005).** Phytochemical constituents of some Nigerian medicinal plants. *African Journal of Biotechnology*, 4(7), 685–688.
- Erlund, I. (2004).** Review of the flavonoids quercetin, hesperetin, and naringenin. Dietary sources, bioactivities, bioavailability and epidemiology. *Nutrition Research*, 24, 851–874.
- Eromosele, I., Eromosele, C., & Kuzhkuzha, D. (1991).** Evaluation of mineral element and ascorbic acid content in fruit of some wild plants. *Plant Foods for Human Nutrition*, 41(2), 151–154. <https://doi.org/10.1007/BF02196353> (if DOI available)
- Etame-Loe, G., Ngoule, C. C., Mbome, B., KidikPouka, C., Ngene, J. P., Yinyang, J., ... Ngaba, G. P. (2018).** Contribution à l'étude des plantes médicinales et leurs utilisations traditionnelles dans le département du Lom et Djerem (Est, Cameroun). *Journal of Animal & Plant Sciences*, 3, 5560–5578. <http://www.m.elewa.org/JAPS>

## Références bibliographiques

---

---

**Ferrigni, N. R., McLaughlin, J. L., Powell, R. G., & Smith, C. R. Jr.** (1984). Use of potato disc and brine shrimp bioassays to detect activity and isolate piceatannol as the antileukemic principle from the seeds of *Euphorbia lagascae*. *Journal of Natural Products*, *47*, 347–352.

**Fethi, R., & Fedouche, M. S.** (2017). *Coumarines à intérêt thérapeutique: Synthèse et contrôle analytique* [Thèse de pharmacie, non publiée], p. 21–22.

**Françoise, M. N., Sever, S., Abdelmajid, K., Marie, C. J. C., Patrik, D., & François, B.** (2004). Natural phenylpropanoids inhibit lipoprotein-induced endothelin-1 secretion by endothelial cells. *Japanese Journal of Pharmacology*, *56*, 1607–1611.

**Frezza, C., Venditti, A., Toniolo, C., De Vita, D., Franceschin, M., Ventrone, A., ... Bianco, A.** (2020). Nor-lignans: Occurrence in plants and biological activities—A review. *Molecules*, *25*, 197.

**Furuno, K., Akasako, T., & Sugihara, N.** (2002). The contribution of the pyrogallol moiety to the superoxide radical scavenging activity of flavonoids. *Biological & Pharmaceutical Bulletin*, *25*, 19–23.

**Gaitatzis, N., Silakowski, B., Kunze, B., Nordsiek, G., Blocker, H., Höfle, G., & Müller, R.** (2002). The biosynthesis of stigmatellin is directed by a novel type of modular polyketide synthase. *Journal of Biological Chemistry*, *277*, 13082–13090.

**Gao, D. F., Xu, M., Yang, C. R., & Zhang, Y. J.** (2010). Phenolic antioxidants from the leaves of *Camellia pachyandra* Hu. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, *58*, [pagination missing].

**Gards, S. N., Charles, R., & Kumar, S.** (1999). A new cyclic monoterpene glucoside from the capitula of *Tagetes patula*. *Fitoterapia*, *70*(5), 472–474.

**Gilani, A. H., Janbaz, K. H., & Shah, B. H.** (1997). Quercetin exhibits hepatoprotective activity in rats. *Biochemical Society Transactions*, *25*(4), S619.

**Gilani, G., & Anderson, J.** (2002). *Phytoestrogens and health*. AOCS Press.

**Goławska, S., Sprawka, I., Łukasik, I., & Goławski, A.** (2014). Are naringenin and quercetin useful chemicals in pest-management strategies? *Journal of Pest Science*, *87*(1), 173–180.

## Références bibliographiques

---

---

**Gross, G. G.** (1992). Enzymes in the biosynthesis of hydrolyzable tannins. In R. W. Hemingway & P. E. Laks (Eds.), *Plant polyphenols* (pp. 95–98). Plenum Press.

**Guignard, J. L.** (1996). *Biochimie végétale*. Masson.

**Guillon, Y.** (2012). *Diversité des composés terpéniques volatils au sein du genre Lavandula : Aspects évolutifs et physiologiques* [Thèse, Université de Saint-Étienne].

**Gülcemal, D., Alankus-Çalışkan, Ö., Perrone, A., Özgökçe, F., Piacente, S., & Bedir, E.** (2011). Cycloartane glycosides from *Astragalus aureus*. *Phytochemistry*, 72, 761–768.

**Hadjadj, K., Benaissa, M., Mahammedi, M., Ouragh, A., & Rahmoune, A.** (2019). Importance des plantes médicinales pour la population rurale du parc national de Djebel Aïssa (Sud-Ouest algérien). *Lejeunia, Revue de Botanique*. <https://doi.org/10.25518/0457-4184.1864>

**Hale, A.** (2003). *Screening potato genotypes for antioxidant activity* [Master's thesis, Texas A&M University].

Haslam, E. (1989). *Plant polyphenols*. Cambridge University Press.

**Hatono, T., Edamatsu, R., Hiramatsu, M., Mori, A., Fujita, Y., Yasuhara, I., et al.** (1989). Effects of the interaction of tannins with co-existing substances. *Chemical & Pharmaceutical Bulletin*, 37, 2016–2021.

**Havsteen, B. H.** (2002). The biochemistry and medical significance of the flavonoids. *Pharmacology & Therapeutics*, 96, 67–202.

**Hoffmann, D.** (2003). *Medical herbalism: The science and practice of herbal medicine*. Healing Arts Press.

**Hopkins, W. G.** (2003). *Physiologie végétale* (Éd. Deboeck et Lançier), p. 276.

**Imran, M., Ahmad, N., Anjum, F., Khan, M. K., Mushtaq, Z., Nadeem, M., & Hussain, S.** (2015). Potential protective properties of flax lignin secoisolariciresinoldiglucoside. *Nutrition Journal*, 14(1), 1–7.

**Ionkova, I.** (1995). *Astragalus* species (*Milk Vetch*): In vitro culture and the production of saponins, astragaline, and other biologically active compounds. *Medicinal and Aromatic Plants*, 33(97–98).

## Références bibliographiques

---

---

- Jean, B.** (2009). *Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales* (4<sup>e</sup> éd.). Lavoisier.
- Jiao, G., Yu, G., Zhang, J., & Ewart, S.** (2011). Chemical structures and bioactivities of sulfated polysaccharides from marine algae. *Marine Drugs*, *9*, 196–223.
- Jost, J., & Jost-Tse, Y.** (2016). *L'automédication chez les animaux dans la nature*. Éditions Connaissances & Savoirs.
- Jovanovich, S. V., Steenken, S., Tasic, M., Marjanovic, B., & Simic, M. G.** (1994). Flavonoids as antioxidants. *Journal of the American Chemical Society*, *116*, 4846–4851.
- Jung, M. E., & Allen, D. A. (2009). Organic synthesis highlights. *Organic Letters*, *11*, 757.
- Chen, G., Tokunaga, N., & Hayashi, T. (2005). *Organic Letters*, *7*, 2285.
- Stoffman, E. J. L., & Clive, D. L. K. (2009). *Organic & Biomolecular Chemistry*, *7*, 4862.
- Kabeya, L., et al.** (2007). Inhibition of horseradish peroxidase catalytic activity by new 3-phenylcoumarin derivatives: Synthesis and structure–activity relationships. *Bioorganic & Medicinal Chemistry*, *15*, 1516–1524.
- Kaliche, F. Z., & Djemar, F.** (2014). *Expression phytochimique des plantes (Fabaceae) face aux stress écologiques* [Mémoire de Master, Université KasdiMerbah Ouargla].
- Kanté, M.** (2023). *Rhizodéposition du carbone et de l'azote chez quatre espèces de Fabacées : Conséquences sur la structure et l'activité du microbiote du sol* [Thèse de doctorat, Normandie Université].
- Karamac, M.** (2009). In vitro study on the efficacy of tannin fractions of edible nuts as antioxidants. *European Journal of Lipid Science and Technology*, *111*, 1063–1071.
- Khalfallah, A., Kabouche, Z., Kabouche, A., Berrehal, D., Boutaghane, N., & Voutquenne-Nazabadioko, L.** (2023). A new acylated flavonoltriglycoside and evaluation of the antioxidant activity of *L'A. armatus* subsp. *numidicus* (Murb.) Emb. & Maire. *Natural Product Research*. <https://doi.org/10.1080/14786419.2023.2278761>
- Khalil, A., Sayed, S. M., & Raslan, M. A.** (2013). Synthesis of new pyrazolo[5,1-c]triazine, triazolo[5,1-c]triazine, triazino[4,3-b]indazole and benzimidazo[2,1-c]triazine derivatives incorporating chromen-2-one moiety. *Journal of the Korean Chemical Society*, *57*, 5–612.

## Références bibliographiques

---

---

- Kimura, Y., Okuda, T., Hatano, T., Agata, I., & Arichi, S.** (1985). Effects of extracts of *Artemisia* species and caffeic acid and chlorogenic acid on lipid metabolic injury in rats fed peroxidized oil. *Chemical & Pharmaceutical Bulletin*, *33*, 2028–2034.
- Knekt, P., Järvinen, R., Seppänen, R., et al.** (1997). Dietary flavonoids and the risk of lung cancer and other malignant neoplasms. *American Journal of Epidemiology*, *146*, 223–230.
- Korkina, L. G., & Afanas'ev, I. B.** (1997). Antioxidant and chelating properties of flavonoids. [Details incomplete]
- Kotani, M., Matsumoto, M., Fujita, A., et al.** (2000). Persimmon leaf extract and astragalins inhibit development of dermatitis and IgE elevation in NC/Nga mice. *Journal of Allergy and Clinical Immunology*, *106*(1), 159–166.
- Krasteva, I. N.** (2013). Phenolic compounds in four *Astragalus* species. *European Journal of Medicinal Plants*, *3*(4), 616–623.
- Krasteva, I., Platikanov, S., Nikolov, S., & Kaloga, M.** (2007). Flavonoids from *Astragalus hamosus*. *Natural Product Research*, *21*(5), 392–395.
- Kueny-Stotz, M.** (2008). *Contribution à la chimie des flavonoïdes : élaboration de squelettes flavylium sophistiqués, nouvelle voie d'accès aux flavan-3-ols et aux proanthocyanidines* [Doctoral dissertation, Université Louis Pasteur Strasbourg]. p. 54.
- Labeled, A., et al.** (2016). Compounds from the pods of *L'A. armatus* with antioxidant, anticholinesterase, antibacterial and phagocytic activities. *Pharmaceutical Biology*, *54*(12), 3026–3032. <https://doi.org/10.1080/13880209.2016.1200632>
- Labeled, A., Ferhat, M., Labeled-Zouad, I., Kaplaner, E., Zerizer, S., & Voutquenne-Nazabadioko, L.** (2016). Compounds from *L'A. armatus* with antioxidant and anticholinesterase activities. *Pharmaceutical Biology*, *54*(12), 3026–3032. <https://doi.org/10.1080/13880209.2016.1200632>
- Lamaty, R., Menot, C., Molangu, T., Valade, I., Rasoanaivo, P., & Petitjean, A.** (1993, September 19–23). Huiles essentielles de quelques plantes aromatiques malgaches. *Fifth Napreka Symposium on Natural Products*, Antananarivo, Madagascar.

## Références bibliographiques

---

---

- Laouini, S. E.** (2014). *Étude phytochimique et activité biologique d'extrait de feuilles de Phoenix dactylifera L dans la région du Sud d'Algérie* [Mémoire de Master, Université Mohamed Khider Biskra].
- Laughton, M. J., Evans, P. J., Moroney, M. A., et al.** (1991). Inhibition of 5-lipoxygenase and cyclooxygenase by flavonoids and phenolic dietary additives: Relationship to antioxidant activity. *Biochemical Pharmacology*, *42*(9), 1673–1681.
- Lee, C. J., Chen, L. G., Liang, W. L., & Wang, A. C. C.** (2010). Anti-inflammatory effects of *Punica granatum* L. in vitro and in vivo. *Food Chemistry*, *118*, 315–322.
- Lee, E. J., Yean, M. H., Jung, H. S., Kim, J. S., & Kang, S. S.** (2008). Phytochemical studies on *Astragalus* root: Flavonoids and a lignan. *Natural Product Sciences*, *14*(2), 131–137.
- Lee, S. H., Park, M. H., Heo, S. J., Kang, S. M., Ko, S. C., Hans, J. S., & Jeon, Y. J.** (2010). Dieckol from *Ecklonia cava* inhibits  $\alpha$ -glucosidase and  $\alpha$ -amylase in vitro and alleviates postprandial hyperglycemia. *Food and Chemical Toxicology*, *48*, 2633–2637.
- Lempa, K., Agrawal, A. A., Salminen, J. P., Turunen, T., Ossipov, V., Ossipova, S., Haukioja, E., & Pihlaja, K.** (2004). Rapid herbivore-induced changes in mountain birch phenolics and nutritive compounds and their effects on performance of the major defoliator, *Epirrita autumnata*. *Journal of Chemical Ecology*, *30*, 303–321.
- Li, X. T.** (2012). Mitochondrial protection and anti-aging activity of *Astragalus* polysaccharides and their potential mechanism. *International Journal of Molecular Sciences*, *13*(2), 1747–1761.
- Li, X., Qu, L., Dong, Y., Han, L., Liu, E., Fang, S., Zhang, Y., & Wang, T.** (2014). A review of recent research progress on the *Astragalus* genus. *Molecules*, *19*, 18850–18880. <https://doi.org/10.3390/molecules191118850>
- Lock, J. M., & Simpson, K.** (1991). *Legumes of West Asia: A checklist*. Royal Botanical Gardens, Kew.
- Lütge, U., Klinge, M., & Bauer, G.** (2002). *Botanique* (3e éd.). Lavoisier.
- Lyons, L., & Nambiar, D. (2005). *Un guide pratique des plantes médicinales pour les personnes vivant avec le VIH* (1ère éd.). Catie.

## Références bibliographiques

---

---

- M. Souhila.** (2013). Extraction des composés phénoliques des différentes parties de la fleur d'artichaut. *Revue des Nouvelles Techniques en Sciences Agroalimentaires et Biologiques*, 9, 35–40.
- Maataoui, B. S., Hmyene, A., & Hilali, S.** (2006). Activités anti-radicalaires d'extraits de jus de fruits du figuier de barbarie (*Opuntia ficus-indica*). *Lebanese Science Journal*, 7(1), 3–8.
- Macheix, J. J., Fleuriet, A., & Jay-Allemand, C.** (2005). *Les composés phénoliques des végétaux : Un exemple de métabolites secondaires d'importance économique*. PPUR Presses Polytechniques.
- Macheix, J. J., Fleuriet, A., & Jay-Allemand, C.** (2006). Les composés phénoliques des végétaux. *Sciences des Aliments*, 26, 189–190.
- Maisuthisakul, P., Pasuk, S., & Ritthiruangdej, P.** (2008). Relationship between antioxidant properties and chemical composition of some Thai plants. *Journal of Food Composition and Analysis*, 21(3), 229–240.
- Maouche, H., & Berguiga, S. (2021). *Bioactivité de l'extrait aqueux des polysaccharides issus de tige d'Astragalus gombiformis Pomel* [Master's thesis, Université Kasdi Merbah Ouargla].
- Markham, K. R.** (1982). *Techniques of flavonoid identification*. Academic Press.
- Martinez, A., Robles, C. A., Roper, J. M., Gardner, D. R., Neyaz, M. S., Joelson, N. Z., & Cook, D.** (2019). Detection of swainsonine-producing endophytes in Patagonian *Astragalus* species. *Toxicon*, 1–6. <https://doi.org/10.1016/j.toxicon.2019.09.020>
- Mayer, W., Kunz, N., & Loebich, F.** (1965). Die Struktur des Hamamelitannins. *Liebigs Annalen der Chemie*, 688, 232–238.
- McMurry, J. E.** (2015). *Organic chemistry with biological applications*. In *Secondary Metabolites: An Introduction to Natural Products Chemistry* (pp. 1016–1046). Stamford, USA: Cengage Learning Ltd.
- Méline, Z.** (2010). Intérêt du dosage par microméthode de la protéine C-réactive au cabinet de pédiatrie. [Mémoire de pharmacie, Université Henri Poincaré-Nancy].
- Mensor, L. I., Menezes, F. S., Leitão, G. G., Reis, A. S., dos Santos, T. C., Coube, C. S., & Leitão, S. G.** (2001). Screening of Brazilian plant extracts for antioxidant activity by the use of DPPH free radical method. *Phytotherapy Research*, 15(2), 127–130.

## Références bibliographiques

---

---

- Merah, K.** (2020). Étude phytochimique et évaluation du potentiel antioxydant d'une espèce du genre *Linum*. [Thèse de doctorat].
- Merghem, M., Nouioua, W., & Merouani, N.** (2022). Total phenolic, flavonoid contents and free radical scavenging activity of *Astragalus armatus* Willd. ethanolic extract. *International Journal of Research in Pharmacy and Chemistry*, 12(3), 1414. [https://doi.org/10.33289/IJRPC.12.3.2022.12\(14\)](https://doi.org/10.33289/IJRPC.12.3.2022.12(14))
- Miliauskas, G., & Venskutonis, P. R.** (2004). Screening of radical scavenging activity of some medicinal and aromatic plant extracts. *Food Chemistry*, 85(2), 231–273.
- Mohammedi, Z.** (2006). Étude du pouvoir antimicrobien et antioxydant des huiles essentielles et flavonoïdes de quelques plantes de la région de Tlemcen [Mémoire de magistère, Université de Tlemcen].
- Montoro, P., Braca, A., & Pizza, C.** (2005). Structure–antioxidant activity relationships of flavonoids isolated from different plant species. *Food Chemistry*, 92, 349–355.
- Morel, S.** (2011). Étude phytochimique et évaluation biologique de *Derris ferruginea* Benth. (Fabaceae) [Thèse de doctorat en biochimie, Université d'Angers].
- Mutikainen, P., Walls, M., Ovaska, J., Keinänen, M., Julkunen-Tiitto, R., & Vapaavuori, E.** (2000). Herbivore resistance in *Betula pendula*: Effect of fertilization, defoliation, and plant genotype. *Ecology*, 81, 49–65.
- Nair, S., & Gupta, R.** (1996). Dietary antioxidant flavonoids and coronary heart disease. *Journal of the Association of Physicians of India*, 44, 699–702.
- Nakayama, Y., Takahashi, M., Fukuyama, Y., & Kinzyo, Z. (1989). An anti-plasmin inhibitor, eckol, isolated from the brown alga *Ecklonia kurome* Okamura. *Agricultural and Biological Chemistry*, 53, 3025–3030.
- Neuvonen, S., & Haukioja, E.** (1991). The effect of inducible resistance in host foliage on birch-feeding herbivores. In D. W. Tallamy & M. Raupp (Eds.), *Phytochemical Induction by Herbivores* (pp. 277–291). Wiley.
- Newman, D. J., & Cragg, G. M.** (2012). Natural products as sources of new drugs over the 30 years from 1981 to 2010. *Journal of Natural Products*, 75, 311–335.
- Nichol, R.** (2006). *Phenolic compound biochemistry*. Springer.

## Références bibliographiques

---

---

**Nonaka, G., Ishimaru, K., Tanaka, T., & Nishioka, I.** (1984). Galloylhamameloses from *Castanea crenata* and *Sanguisorba officinalis*. *Chemical & Pharmaceutical Bulletin*, 32, 483–489.

**Noui, A.** (2018). *Étude phytochimique et évaluation des activités biologiques de la plante Daucus muricatus (Apiaceae)* [Thèse de doctorat en chimie organique, Université KasdiMerbah Ouargla].

Okuda, T. (1997). Structure-activity relationship of antioxidant and antitumor polyphenols. In H. Ohigashi, T. Osawa, J. Terao, S. Watanabe, & T. Yoshikawa (Eds.), *Food factors for cancer prevention* (pp. 280–285). Springer-Verlag.

**Okuda, T.** (1999). Novel aspects of tannins—Renewed concept and structure-activity relationships. *Current Organic Chemistry*, 3, 609–622.

**Okuda, T.** (2005). Systematics and health effects of chemically distinct tannins in medicinal plants. *Phytochemistry*, 66, 2012–2031.

Okuda, T., Mori, K., & Hatano, T. (1985). Relationship of the structures of tannins to the binding activities with hemoglobin and methylene blue. *Chemical & Pharmaceutical Bulletin*, 33, 1424–1433.

**Okuda, T., Yoshida, T., & Hatano, T.** (1982). Constituents of *Geranium thunbergii* Sieb. et Zucc. Part 12. Hydrated stereostructure and equilibration of geraniin. *Journal of the Chemical Society, Perkin Transactions 1*, 9–14.

**Okuda, T., Yoshida, T., & Hatano, T.** (1995). Hydrolyzable tannins and related polyphenols. In G. W. Herz, G. W. Kirby, R. E. Moore, W. Steglich, & Ch. Tamm (Eds.), *Progress in the Chemistry of Organic Natural Products* (Vol. 66, pp. 1–117). Springer-Verlag.

**Okuda, T., Yoshida, T., Hatano, T., & Ito, H.** (2009). Ellagitannins renewed the concept of tannins. In S. Quideau (Ed.), *Chemistry and Biology of Ellagitannins* (pp. 1–54). World Scientific.

**Okuda, T., Yoshida, T., Kuwahara, M., Memon, M. U., & Shingu, T.** (1982). Agrimoniin and potentillin: Ellagitannin dimer and monomer having  $\alpha$ -glucose core. *Journal of the Chemical Society, Chemical Communications*, 163–164.

## Références bibliographiques

---

---

- Oyaizu, M.** (1986). Studies on product of browning reaction prepared from glucose amine. *Japanese Journal of Nutrition*, 44, 307–315.
- Ozenda, P.** (2004). *Flore du Sahara* (3e éd.). Centre national de la recherche scientifique.
- Penso, G.** (1980). The role of WHO in the selection and characterization of medicinal plants (vegetable drugs). *Journal of Ethnopharmacology*, 2, 183–188.
- Perkin, A. G., & Uyeda, Y.** (1922). Occurrence of a crystalline tannin in the leaves of the *Acer ginnala*. *Journal of the Chemical Society*, 66–76.
- Psotová, J., Lasovský, J., & Vicar, J.** (2003). Metal-chelating properties, electrochemical behavior, scavenging and cytoprotective activities of six natural phenolics. *Biomedical Papers*, 147(2), 147–153.
- Quézel, P., & Santa, S.** (1962). *Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales* (Tome 1). Éditions du C.N.R.S.
- Quideau, S., & Feldman, K. S.** (1996). Ellagitannin chemistry. *Chemical Reviews*, 96, 475–503.
- Rahal, S. (2004). *Chimie des produits naturels et des êtres vivants*. O.P.U.
- Ramanandraibe, V.** (1995). *Contribution à l'étude des huiles essentielles de feuilles et de fruits de Pittosporum viridiflorum* (Pittosporaceae) [Mémoire de DEA, Université d'Antananarivo].
- Randriamanantoanina, H. C.** (1984). *Extraction d'arômes alimentaires : cas du gingembre* [Mémoire d'ingénieur, Université d'Antananarivo, E.E.S.S.A-IAA].
- Rezaire, A.** (2012). *Activité anti-oxydante, et caractérisation phénolique du fruit de palmier amazonien Oenocarpus bataua (patawa)* [Thèse de doctorat, Université des Antilles et de la Guyane].
- Rice-Evans, C. A., Miller, N. J., & Paganga, G.** (1996). Structure-antioxidant activity relationships of flavonoids and phenolic acids. *Free Radical Biology & Medicine*, 20, 933–956.
- Richter, G.** (1993). *Les composés phénoliques : Métabolisme des végétaux (physiologie et biochimie)*. Dunod, pp. 317–339.
- Roberts, J. D., & Caserio, M. C.** (1968). *Chimie organique moderne*. Paris: Ediscience.

## Références bibliographiques

---

---

- Rodelas, B., & González-López, J.** (Eds.). (2013). *Beneficial plant-microbial interactions: Ecology and applications* (1st ed., pp. 215–235). CRC Press. <https://doi.org/10.1201/b15251>
- Roman, L., & Roman, D.** (2016). Pharmacology and ethnomedicine of the genus *Astragalus*. *International Journal of Pharmacology, Phytochemistry and Ethnomedicine*, 3, 46–53.
- Sahraoui, W.** (2015). *Les composés phénoliques* [Rapport de laboratoire, Université de Béjaïa], 4 p.
- Saidi, I.** (2019). *Caractérisation et valorisation d'une plante de la famille des Fabaceae: Gleditsiatriacanthos de la région de Sidi Bel Abbès: Extraction des substances bioactives* [Thèse de doctorat].
- Saoudi, M.** (2007–2008). *Les bactéries nodulant les légumineuses (B.N.L.P.) : caractérisation des bactéries associées aux nodules de la légumineuse Astragalus armatus* [Doctoral dissertation, Université Mentouri Constantine]. <http://www.umc.edu.dz/buc/buci/toutes-les-theses.php>
- Sarni-Manchado, P., & Cheynier, V.** (Eds.). (2006). *Les polyphénols en agroalimentaire*. Techniques & Documentation.
- Saurabh, P., Manila, B., Niraj, T., Sonal, P., & Bansal, Y. K.** (2015). Secondary metabolites of plants and their role. *Current Trends in Biotechnology and Pharmacy*, 9(3), 293–304.
- Savran, T., Gülcemal, D., Masullo, M., Karayıldırım, T., Polat, E., Piacente, S., & Alankuş-Çalışkan, Ö.** (2012). Cycloartane glycosides from *Astragalus erinaceus*. *Records of Natural Products*, 6(3), 230–236.
- Scalbert, A.** (1991). Antimicrobial properties of tannins. *Phytochemistry*, 30, 3875–3883.
- Schippmann, U., Leaman, D. J., & Cunningham, A. B.** (2002). Impact of cultivation and gathering of medicinal plants on biodiversity: Global trends and issues. *Biodiversity and Conservation*, 1, 1–24.
- Selles Chaouki.** (2012). Valorisation d'une plante médicinale à activité antidiabétique de la région de Tlemcen : *Anacycluspyrethrum* L. Application de l'extrait aqueux à l'inhibition de corrosion d'un acier doux dans H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 0.5M [Thèse de doctorat en pharmacie]. 214 p.

## Références bibliographiques

---

---

**Semmar, N., Jay, M., & Chemli, R.** (2001a). Chemical diversification trends in *Astragalus caprinus* (Leguminosae) based on the flavonoid pathway. *Biochemical Systematics and Ecology*, 29, 727–738.

**Semmar, N., Jay, M., Farman, M., & Chemli, R.** (2001b). Chemotaxonomic analysis of *Astragalus caprinus* (Fabaceae) based on flavonic patterns. *Biochemical Systematics and Ecology*, 33, 187–200.

**Sharma, A. K., & Sharma, A.** (Eds.). (2022). *Métabolites secondaires des plantes : Propriétés physico-chimiques et applications thérapeutiques*. Springer Nature.

**Slinkard, K., & Singleton, V. L.** (1977). Total phenol analysis: Automation and comparison with manual methods. *American Journal of Enology and Viticulture*, 28, 49–55.

**Soares, J. R., Dins, T. C. P., Cunha, A. P., & Almeida, L. M.** (1997). Antioxidant activity of some extracts of *Thymus zygis*. *Free Radical Research*, 26, 469–478.

**Su, Y., Ho, C., & Wang, E.** (2006). Analysis of leaf essential oils from five indigenous conifers of Taiwan. *Flavour and Fragrance Journal*, 21(3), 447–452.

**Tadeg, H., Mohammed, E., Asres, K., & Gebre-Mariam, T.** (2005). Antimicrobial activities of some selected traditional Ethiopian medicinal plants used in the treatment of skin disorders. *Journal of Ethnopharmacology*, 100(1–2), 168–175.

**Takaoka, M.** (1939). Resveratrol, a new phenolic compound from *Veratrum grandiflorum*. *Journal of the Chemical Society of Japan*, 60, 1090–1100.

**Takeuchi, H., Lu, Z. G., & Fujita, T.** (2004). A new monoterpene glucoside from the aerial parts of thyme (*Thymus vulgaris* L.). *Bioscience, Biotechnology, and Biochemistry*, 68(5), 1113–1134.

**Tedjani, A.** (2024). *Caractérisation structurale et activité biologique des extraits polysaccharidiques issus de deux plantes spontanées du genre Astragalus récoltées dans la région du Sahara septentrional Est Algérien* [Thèse de doctorat, Université KasdiMerbah Ouargla].

**Tian, Q. E., De Li, H., Yan, M., Cai, H. L., Tan, Q. Y., & Zhang, W. Y.** (2012). Effects of *Astragalus* polysaccharides on P-glycoprotein efflux pump function and protein expression in H22 hepatoma cells in vitro. *BMC Complementary and Alternative Medicine*, 12(1), 1–8.

## Références bibliographiques

---

---

- Timalsina, J., Dhukuchhu, S., Dhukuchhu, J., Bhattarai, A., Shrestha, R., & Gyawali, R.** (2024). Formulation and evaluation of herbal antioxidant tablets of *Urtica dioica* extract. *Journal of Nepal Chemical Society*, 44(1), 122–134.
- Tomás-Barberán, F. A., & Espín, J. C.** (2001). Phenolic compounds and related enzymes as determinants of quality of fruits and vegetables. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 81, 853–876.
- Toubal, S.** (2018). *Caractérisation de la relation chémotypes de l'ortie–bactéries vectorisées associées et évaluation de leurs activités sur Culex sp.* [Thèse de doctorat en écologie des systèmes vectoriels, Université M'hamedBougara, Boumerdès].
- Ullah, S., Khalil, A. A., Shaukat, F., & Song, Y.** (2019). Sources, extraction, and biomedical properties of polysaccharides. *Foods*, 8(8), 304.
- Umezawa, T.** (2003). Diversity in lignan biosynthesis. *Phytochemistry Reviews*, 2, 371–390.
- Valentine, I. K., Maria, V. K., & Bruno, B.** (2003). Phenolic cycle in plants and environment. *Journal of Molecular and Cellular Biology*, 2, 13–18.
- Van de Braak, S. A. A. J., & Leijten, G. C. J. J.** (1999). *Essential oils and oleoresins: A survey in the Netherlands and other major markets in the European Union*. CBI–Centre for the Promotion of Imports from Developing Countries.
- Verpoorte, R., van der Heijden, R., & Memelink, J.** (2000). Engineering the plant cell factory for secondary metabolite production. *Transgenic Research*, 9, 323–343.
- Vollhardt, K. P. C., & Schore, N. E.** (2011). *Organic chemistry: Structure and function* (6e éd.). Macmillan.
- Vuolo, M. M., Lima, V. S., Roberto, M., & Junior, M.** (2019). Phenolic compound: Structure, classification, and antioxidant power. In M. R. S. Campos (Ed.), *Bioactive Compounds: Health Benefits and Potential Applications* (pp. 33–50). Elsevier.
- Wang, Y. F., Yang, X. F., Cheng, B., Mei, C. L., Li, Q. X., Zeng, Q. T., Liao, Y. H., Liu, K., & Xiao, H.** (2010). Protective effect of *Astragalus* polysaccharides on ATP-binding cassette transporter A1 in THP-1 derived foam cells exposed to TNF- $\alpha$ . *Phytotherapy Research*, 24, 393–398.

## Références bibliographiques

---

---

- Willstätter, R., et al.** (2023). Alkaloid: Definition, structure, & classification. *Encyclopedia Britannica*.
- Wolinsky, L. E., & Sote, E. O.** (1984). Isolation of natural antimicrobial agents from *Psidium guajava* L. *Journal of Ethnopharmacology*, 10(3), 361–366.
- Wu, W. Y., Li, H., & Wang, Y.** (2015). The application of metabolomics in Chinese medicine. *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*, 2015, Article ID 875714. <https://doi.org/10.1155/2015/875714>
- Xie, J. T., Wang, A., & Mehendale, S. R.** (2005). Antioxidant activity of traditional Chinese medicinal plants. *American Journal of Chinese Medicine*, 33(2), 213–222.
- Xiong, Q., Kadota, S., & Tani, T.** (1998). Antioxidative effects of the flavonoids from *Astragalus membranaceus* against lipid peroxidation in mitochondria. *Planta Medica*, 64(2), 120–123.
- Xu, Y., Xie, J., & Zhang, H.** (2011). Chemical constituents and biological activities of *Astragalus* species. *Journal of Medicinal Plants Research*, 5(17), 4087–4093.
- Yamamoto, J., Kinoshita, H., Kurihara, M., Ohshima, T., Sone, T., Fujii, H., & Chiba, T.** (1985). Chalagogic action and characteristics of (±)- $\alpha$ -terpineol- $\beta$ -D-O-glucopyranoside, a new monoterpenoid glucoside. *Chemical & Pharmaceutical Bulletin*, 33(4), 1669–1675.
- Yan, L. P., Chan, S. W., Chan, A. S. C., Chen, S. L., Ma, X. J., & Duan, J. A.** (2009). Authentication of *Radix Astragali* by electrospray ionization mass spectrometry. *Analytical and Bioanalytical Chemistry*, 393, 589–596.
- Yang, Q. Y., Sun, J. H., & Wang, D. Z.** (2012). Analysis of the flavonoids in *Astragalus membranaceus* by UPLC-MS. *Chinese Journal of Natural Medicines*, 10(3), 209–214.
- Yasameen, K.** (2017). Coumarins: The antimicrobial agents. *Systematic Reviews in Pharmacy*, 8(1), 62–70.
- Yoshida, T., & Hatano, T.** (2000). Chemistry and function of vegetable polyphenols. In N. I. Kries (Ed.), *Polyphenols in Human Health and Disease* (pp. 67–79). Academic Press.
- Yu, S. F., Liu, Z. G., Xu, X. Y., Wang, Z. T., & Wang, S. P.** (2010). Inhibitory effects of flavonoids from *Astragalus membranaceus* on nitric oxide production in lipopolysaccharide-induced RAW 264.7 macrophages. *Phytotherapy Research*, 24(4), 552–556.

## Références bibliographiques

---

---

**Zhang, L. J., Zhang, T., & Wang, S.** (2015). Protective effect of *Astragalus membranaceus* flavonoids on myocardial ischemia-reperfusion injury in rats. *Chinese Journal of Integrative Medicine*, 21(3), 208–213.

**Zhang, W. J., & Frei, B.** (2001). Astragalus membranaceus protects against oxidative stress in human umbilical vein endothelial cells. *Biochemical and Biophysical Research Communications*, 284(1), 118–122.

**Zhang, Y., Wang, L., Li, M., & Zhang, Y.** (2013). Isolation and characterization of an anti-tumor polysaccharide from *Astragalus membranaceus*. *Carbohydrate Polymers*, 95(1), 501–508.

**Zhao, K., Song, X., & Li, C.** (2013). The effect of flavonoids from *Astragalus membranaceus* on the proliferation and cytokine secretion of peripheral blood T lymphocytes. *Immunological Investigations*, 42(6), 516–526.

**Zhou, L., Zuo, Z., & Chow, M. S.** (2006). Danshen: An overview of its chemistry, pharmacology, pharmacokinetics, and clinical use. *Journal of Clinical Pharmacology*, 45(12), 1345–1359.

**Zhou, X. H., Sun, M. Y., & Chen, J. W.** (2011). Effects of *Astragalus* polysaccharides on apoptosis of myocardial cells in diabetic rats. *Chinese Journal of Integrative Medicine*, 17(5), 379–384.

**Zhou, X., & Cui, L.** (2008). Chemical constituents of *Astragalus mongholicus*. *Zhongguo Zhong Yao Za Zhi*, 33(14), 1621–1623.

**Zhou, Y. F., Wang, Y., & Kong, L. D.** (2007). Antioxidant and hepatoprotective effects of total flavonoids from *Astragalus complanatus* in diabetic rats. *Phytomedicine*, 14(12), 789–794.

**Zhu, J. J., & Zhao, L. H.** (2014). Study on chemical constituents from *Astragalus complanatus*. *Chinese Traditional and Herbal Drugs*, 45(13), 1924–1927.

**Zidane, L., Mezni, A., & Benaissa, H.** (2023). Comparative phytochemical analysis and antibacterial activity of different extracts from *Astragalus gombo* and *Astragalus armatus*. *Journal of Ethnopharmacology*, 312, 116382. <https://doi.org/10.1016/j.jep.2023.116382>

## Références bibliographiques

---

---

# *Annexes*

## Annexes

---

---

### Annexes

Une solution de PBS (Phosphate Buffered Saline) a été préparée. Il s'agit d'une solution isotonique et non toxique largement utilisée dans les applications biochimiques et biologiques, notamment pour le lavage ou la dilution des cellules. Cette solution physiologique est composée d'un mélange de sels de sodium, de potassium et de phosphates, permettant de maintenir une pression osmotique stable ainsi qu'un pH adapté aux systèmes biologiques.

La solution de PBS avec un pH de 6,3 a été préparée selon les étapes suivantes :

Dans un bécher propre, 800 mL d'eau distillée ont été ajoutés, puis les composants suivants ont été incorporés successivement, tout en agitant continuellement afin d'assurer une dissolution complète :

- 8,0 g de chlorure de sodium (NaCl)
- 0,2 g de chlorure de potassium (KCl)
- 1,44 g de phosphate disodique dihydraté ( $\text{Na}_2\text{HPO}_4$ )
- 0,24 g de phosphate monopotassique ( $\text{KH}_2\text{PO}_4$ )

Après dissolution complète des sels, le pH de la solution a été mesuré à l'aide d'un pH-mètre, donnant une valeur de 7,3. Le pH a ensuite été ajusté à 6,3 par l'ajout progressif de quelques gouttes d'acide chlorhydrique (HCl) dilué, jusqu'à obtention de la valeur souhaitée.

Enfin, le volume final de la solution a été ajusté à 1000 mL par ajout d'eau distillée. La solution a été conservée à une température appropriée jusqu'à son utilisation, en respectant les conditions de stockage nécessaires pour éviter toute contamination ou dégradation des composants

## Annexes

---

---

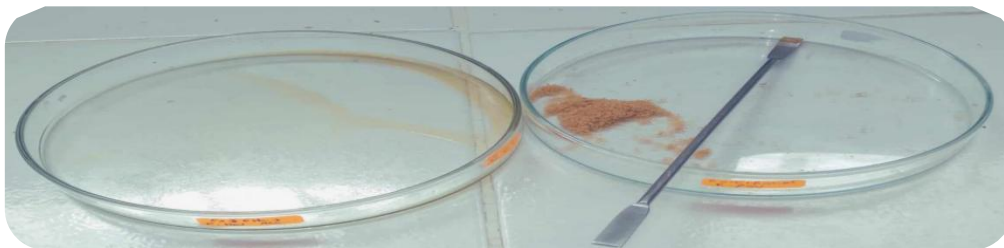


**Photographie 2.** Racines et feuilles d'*Astragalus armatus* avant et après le broyage  
(Annexes)

## Annexes



**Photographie 3.** Les différentes étapes de l'extraction méthanolique (Annexes)



**Photographie 4.** Extrait méthanolique (Annexes)