



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la
Recherche Scientifique
جامعة الشهيد حمدة لخضر الوادي
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
كلية علوم الطبيعة و الحياة
Département de biologie Cellulaire et Moléculaire
قسم البيولوجيا الخلوية والجزيئية



MEMOIRE DE FIN D'ETUDE

En Vue de l'obtention du diplôme de Master Académique en
Sciences biologiques
Spécialité : Biochimie appliquée

THEME

**Caractérisation et valorisation des métabolites
secondaires des parties aériennes et souterraines
d'*Astragalus armatus* Willd.**

Présenté Par :

Chaouki hayfaa

Chikha belgacem safa

Devant le jury composé de :

Président : Ramdane Farah	M.C.A	Université d'El-Oued
Promoteur : Tlili Mohammed Laid	M.C.A	Université d'El-Oued
Examineur : Mekhadmi Nour Elhouda	M.C.A	Université d'El-Oued

Année universitaire : 2025/2026

الاهداء

الحمد لله رب العالمين والفضل كله والمنة لله وحده، أحمذك ربي وأشكرك حمداً كثيراً طيباً مباركاً فيه، ملء السموات والأرض، حمداً يوافي نعمك العظيمة ويكافئ مزيديك، سبحانه لا نحصي ثناءً عليك أنت كما أثنيت على نفسك، لك الحمد حتى ترضى، ولك الحمد إذا رضيت، ولك الحمد بعد الرضا على فضلك وتيسيرك وتوفيقك الذي أحاطني طوال هذه المسيرة، فما كان من توفيق فمذك وحدك يا رب العالمين

إلى تلك التي واجهت الصعاب بصمت، وصابرت وسهرت الليالي طامحةً للوصول، إلى من بذلت واجتهدت ولم تستسلم يوماً.. إلى نفسي

إلى النبع الصافي الذي لا ينضب، والقلب الذي حفني بدعواته في جوف الليل، إلى منبع الحنان والأمان.. أمي الغالية

إلى من شق لي طريقي في الحياة، وكان لي سنداً في الشدائد، إلى من حصدت اليوم ثمار غرسه.. أبي العزيز

إلى من شاركني الطفولة والشباب، وكان لي عضداً وسنداً.. أخي

إلى بلسم الروح، ورفيقة العمر التي تبهج القلب بوجودها.. أختي

إلى من شاركتني لحظات التعب والفرح، وكانت نعم الصديقة الوفية.. براءة

إلى أستاذي عمر، لرحابة صدره وطيب تعامله، وتقديرًا لما أسداه لي من نصح وتوجيه

إلى الأستاذ حسام، للطفه وجميل تعاونه، وامتناناً لمواقفه الطيبة

إلى صديقتي أسماء وصديقتي رحمة، للقلوب الطيبة والأرواح النقية التي رافقتني، وتقديرًا لعونهما ومساعدتهما لي كلما دعت الحاجة

إلى كل من لم تذكرهم السطور، ولكن نُقشت أسماءهم في ذاكرة القلب، إلى كل من دعمني بكلمة طيبة، أو دعوة بظهر الغيب، وكان له أثر في مسيرتي

أهدي إليكم جميعاً ثمرة سنوات من السعي والاجتهاد

هيفاء

الاهداء

الحمد لله حمد الشاكرين، الذي بنعمته تتم الصالحات، وهبني الصبر لإتمام هذا العمل فله الحمد

حتى يرضى

إلى نفسي أولاً.. إلى الروح التي خاضت معاركها بصمت ولم تنكسر، وسهرت وتعثرت ثم نهضت بإيمان أقوى. فخورة بك يا صفاء لأنك لم تستسلمي ووصلتِ رغم كل الصعوبات إلى والدي العزيز (علي).. من كلله الله بالهيبة، سندي وفخري. أهدي إليك هذا النجاح شاكرةً تضحياتك ودعمك الذي لا ينضب، حفظك الله لي تاجاً فوق رأسي

إلى أمي الحبيبة (نادية).. منبع الحنان وسر الوجود، ومن كان دعاؤها سرّ نجاحي. إليك يا منبع العطاء أقدم ثمرة جهدي عربون محبة وامتنان

إلى إخوتي وأخواتي (بشير، أحمد، مروة، سمير، وإسراء).. رفقاء الدرب وشركاء العمر، شكراً لكونكم دائماً بجانبني تشدون من أزري

إلى أجدادي وجداتي.. وفاءً لذكراكم الطيبة وحكم الذي سكن الوجدان إلى عائلتي الكبيرة.. أعمامي، عماتي، أخوالي، وخالاتي، وخاصة خالي العزيز (كمال) الذي ساندني في هذا البحث العلمي، شكراً لدعواتكم الصادقة

إلى صديقاتي الغاليات.. وكل من آمن بي وساندني ولو بكلمة طيبة، أهدي إليكم جميعاً ثمرة هذا التخرج

ابنتكم صفاء

Remerciements

Louange à Allah, Seigneur des mondes, et que la paix et la bénédiction soient sur le plus noble des messagers, Mohamed, ainsi que sur sa famille et tous ses compagnons.

Il nous est agréable et honorable d'exprimer nos sincères remerciements à l'enseignant encadrant, le Docteur **Mohamed Laid Tlili**, qui ne nous a pas ménagés de ses orientations précieuses, de ses conseils avisés et de sa longue patience tout au long de la période de préparation de cette recherche.

Nous exprimons également nos profonds remerciements et notre considération aux membres du comité de discussion pour avoir bien voulu accepter d'évaluer ce travail et de l'enrichir de leurs précieuses remarques scientifiques.

Il ne nous échappe pas d'adresser nos beaux remerciements et notre gratitude au responsable du laboratoire, l'enseignant **Omar Khanoufa**, pour les facilités et l'aide précieuse qu'il nous a apportées, ainsi que pour la mise à disposition des conditions appropriées et du soutien permanent pour réaliser la partie pratique de cette recherche au sein du laboratoire.

Nous remercions également tous ceux qui nous ont aidés de près ou de loin à finaliser cette recherche.

Résumé

Cette étude présente une évaluation phytochimique et biologique comparée des extraits aqueux des parties aériennes et souterraines (racines) d'*Astragalus armatus Willd.*, une espèce spontanée des milieux steppiques et arides en Algérie. L'objectif est de caractériser la distribution quantitative des métabolites secondaires et d'évaluer leur impact sur les activités biologiques de chaque partie végétale. Les résultats analytiques ont mis en évidence une variation remarquable entre les deux compartiments. Les parties aériennes ont enregistré les teneurs les plus élevées en composés phénoliques (509.787 ± 13.072 mg EAG/g d'extrait) et en flavonoïdes (8.716 ± 0.013 mg EQ/g d'extrait), cette richesse chimique se traduisant par une forte activité antioxydante marquée par une IC₅₀ de 212.75 µg/mL pour le piégeage du radical DPPH et une capacité de réduction du fer (FRAP) de 64.22 µg/mL. De plus, cet extrait des parties aériennes a démontré une excellente capacité à stabiliser la membrane érythrocytaire, inhibant l'hémolyse induite par le stress oxydatif avec une IC₅₀ de 90.30 µg/mL, ainsi qu'une activité photoprotectrice remarquable avec un Facteur de Protection Solaire (SPF) élevé de 34.89. En contrepartie, l'extrait des parties souterraines a induit une forte inhibition de la dénaturation thermique de la sérum albumine bovine (BSA) avec une IC₅₀ de 269.38 µg/mL, révélant un potentiel anti-inflammatoire *in vitro* supérieur à celui des parties aériennes (IC₅₀ = 1896.22 µg/mL). De plus, l'extrait racinaire a manifesté un spectre antimicrobien sélective, en inhibant la croissance de plusieurs bactéries pathogènes, notamment *Pseudomonas aeruginosa* (zone d'inhibition de 14 mm) et la levure *Candida albicans* (zone d'inhibition de 8 mm) à la concentration de 40 mg/mL, qui s'étaient montrées résistantes aux parties aériennes. Ces données expérimentales mettent en évidence une complémentarité biologique, suggérant l'intégration des parties aériennes dans la formulation de produits cosmétiques protecteurs contre les UV, et l'orientation des racines vers le développement d'agents antimicrobiens et anti-inflammatoire.

Mots-clés : *Astragalus armatus Willd.*, Parties aériennes, Parties souterraines (racines), Antioxydant, Anti-hémolytique, Anti-inflammatoire, SPF, Antimicrobien.

الملخص

تقدم هذه الدراسة تقييماً فيتوكيميائياً وبيولوجياً مقارناً للمستخلصات المائية للأجزاء الهوائية والأجزاء تحت الأرضية (الجزرية) لنبات *Astragalus armatus* Willd، وهو نوع نباتي تلقائي في البيئات السهبية والجافة في الجزائر. يكمن الهدف في توصيف التوزيع الكمي للمستقلبات الثانوية وتقييم تأثيرها على الأنشطة البيولوجية لكل جزء نباتي. أظهرت النتائج التحليلية تبايناً ملحوظاً بين كلا الجزئين ؛ حيث سجلت الأجزاء الهوائية أعلى المحتويات من المركبات الفينولية بقيمة 509.787 ± 13.072 ملغ EAG / غ من المستخلص والفلافونيدات بقيمة 8.716 ± 0.013 ملغ EQ/ غ من المستخلص هذا الثراء الكيميائي انعكس في نشاط مضاد للأوكسدة قوي تميز بقيمة IC50 بلغت 212.75 ميكروغرام / مل لاختبار تثبيط الجذور الحرة (DPPH)، وقدرة على إرجاع الحديد (FRAP) بلغت قيمة EC50 64.22 ميكروغرام / مل بالإضافة إلى ذلك، أظهر مستخلص الأجزاء الهوائية قدرة ممتازة على تثبيط غشاء الكريات الحمراء ، مثبطاً التحلل الدموي المستحث بالإجهاد التأكسدي بـ IC50 قدره 90.30 ميكروغرام / مل ، إلى جانب نشاط مميز للوقاية من الضوء بمعامل حماية من الشمس (SPF) مرتفع بلغ 34.89. وفي المقابل، أحدث مستخلص الأجزاء تحت الأرضية (الجزرية) تثبيطاً قوياً للمسح الحراري لبروتين (IC50 BSA) قدره 269.38 ميكروغرام / مل ، كاشفاً عن قدرة مضادة للالتهابات تفوق تلك الخاصة بالأجزاء الهوائية و التي بلغت قيمتها 1896.22 ميكروغرام / مل علاوة على ذلك، أظهر مستخلص الجذور طيفاً انتقائياً كمضاد للميكروب من خلال تثبيط نمو العديد من البكتيريا الممرضة، لا سيما سلالة *Pseudomonas aeruginosa* منطقة التثبيط *Candida albicans* (14 mm منطقة التثبيط (8mm) عند التركيز (40mg/ml) ، وهي سلالات أبدت مقاومة تجاه مستخلص الأجزاء الهوائية. تبرز هذه البيانات التجريبية تكاملاً بيولوجياً، مما يقترح إدراج الأجزاء الهوائية في صياغة مستحضرات التجميل الواقية من الأشعة فوق البنفسجية (UV)، وتوجيه الجذور نحو تطوير عوامل مضادة للميكروبات ومضادة للالتهابات.

الكلمات المفتاحية: *Astragalus armatus* Willd ، الأجزاء الهوائية، الأجزاء تحت الأرضية (الجذور)، مضاد للأوكسدة، مضاد للتحلل الدموي، مضاد للالتهابات، معامل SPF، مضاد للميكروبات.

Liste des Figures

N	Titres	page
Figure 01	Aspects morphologiques d' <i>Astragalus armatus</i> illustrant les structures botaniques	8
Figure 02	Carte de répartition géographique d' <i>Astragalus armatus</i> Willd. en Afrique du Nord	9
Figure 03	Classification générale et diversité structurale des principaux composés phénoliques	15
Figure 04	Squelette carboné de base des flavonoïdes	17
Figure 05	Classification générale des composés tanniques	18
Figure 06	Structures de base de quelques squelettes d'alcaloïdes	19
Figure 07	Structure chimique de l'unité de base des terpènes : l'isoprène	20
Figure 08	Structure chimique de l'Astragaloside IV, le principal saponoside d' <i>Astragalus armatus</i>	21
Figure 09	Représentation schématique des principales voies de biosynthèse des métabolites secondaires	22
Figure 10	Rôles biologiques et fonctions écologiques des métabolites secondaires chez les plantes	25
Figure 11	<i>Astragalus armatus</i> Willd (photo originale)	28
Figure 12	Méthode de préparation de l'extrait aqueux de <i>A. armatus</i>	30
Figure 13	Comparaison du taux de rendement des extraits entre la partie aérienne et la partie souterraine de la plante.	43
Figure 14	Comparaison de la teneur en phénols totaux entre la partie aérienne et la partie souterraine de la plante	43
Figure 15	Comparaison de la teneur en flavonoïdes entre la partie aérienne et la partie souterraine de la plante.	44
Figure 16	Comparaison de la teneur en tannins entre la partie aérienne et la partie souterraine de la plante.	44
Figure 17	Capacité de piégeage du radical DPPH des extraits de parties souterraines et aériennes d' <i>Astragalus armatus</i> Willd. par rapport à l'acide ascorbique (témoin).	46
Figure 18	Capacité de réduction du fer (FRAP) des extraits aqueux d' <i>Astragalus armatus</i> Willd. (parties souterraine et aérienne) par rapport à l'acide ascorbique.	47
Figure 19	: Valeurs IC50 de la capacité d'inhibition de la dénaturation de l'albumine des extraits aqueux d' <i>Astragalus armatus</i> Willd. (parties	48

	aériennes et souterraines) comparées au diclofénac.	
Figure 20	Niveaux d'IC50 de l'activité anti-hémolytique des extraits aqueux d' <i>Astragalus armatus Willd.</i> (parties souterraine et aérienne) par rapport au Diclofénac.	49
Figure 21	Valeurs du facteur de protection solaire (SPF) des extraits aqueux d' <i>Astragalus armatus Willd.</i> (parties aérienne et souterraine) par rapport à la crème solaire Avène.	51
Figure 22	Activité antimicrobienne de l'extrait aqueux de la partie aérienne d' <i>A. armatus</i> vis-à-vis d' <i>Escherichia coli</i> (a), <i>Pseudomonas aeruginosa</i> (b), <i>Klebsiella pneumoniae</i> (c), <i>Staphylococcus aureus</i> (d) et <i>Candida albicans</i> (e).	53
Figure 23	Activité antimicrobienne de l'extrait aqueux de la partie souterraine d' <i>A. armatus</i> vis-à-vis d' <i>Escherichia coli</i> (a), <i>Pseudomonas aeruginosa</i> (b), <i>Klebsiella pneumoniae</i> (c), <i>Staphylococcus aureus</i> (d) et <i>Candida albicans</i> (e).	55

Liste des Tableaux

N	Titre	Page
Tableau 01	Classification taxonomique d' <i>Astragalus armatus</i>	7
Tableau 02	Présence des métabolites secondaires dans différents groupes d'organismes	14
Tableau 03	Classification des composés phénoliques et leurs activités biologiques	16
Tableau 04	Valeur de l'effet érythémogène des radiations à la longueur d'onde (λ) (EE) et valeurs de l'absorbance spectrophotométrique à la longueur d'onde (λ) (I)	39
Tableau 05	Analyse phytochimique de l'extrait aqueux d' <i>Astragalus armatus</i> Willd.	42

Liste des abréviations

ATCC : American Type Culture Collection

BSA : Bovine Serum Albumin

CCM : Chromatographie sur Couche Mince

CE/g : Équivalents Catéchine par gramme

CF : Facteur de Correction

CMI : Concentration Minimale Inhibitrice

Co. Neg : Témoin Négatif / Contrôle Négatif

Da : Dalton

DO : Densité Optique

DPPH : 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle

E. coli : *Escherichia coli*

EAG : Équivalents d'Acide Gallique

EC₅₀ : Concentration Efficace Demi-Maximale / Efficacy Concentration 50 %

EDTA : Éthylène Diamine Tétracétique

EE : Effet Érythémogène

FPS / SPF : Facteur de Protection Solaire / Sun Protection Factor

FRAP : Ferric Reducing Antioxidant Power

GAE/g : Gallic Acid Equivalents per gram

GC-MS : Gas Chromatography-Mass Spectrometry

GR / RBC : Globules Rouges / Red Blood Cells

HPLC : High-Performance Liquid Chromatography

IC₅₀ : Concentration Inhibitrice 50 % .

K. pneumoniae : *Klebsiella pneumoniae*

LPS : Lipopolysaccharides

MAE : Microwave-Assisted Extraction

MEP : Méthylérythritol Phosphate

MHA : Gélose Mueller-Hinton

MVA : Mévalonate / Acide Mévalonique

OH : Groupement Hydroxyle

P. aeruginosa : *Pseudomonas aeruginosa*

P. aeruginosa : *Pseudomonas aeruginosa*.

PBS 1X : Phosphate Buffered Saline

QE/g : Quercetin Equivalents per gram

SDA : Gélose Sabouraud Dextrose

SPF: Sun Protection Factor

TLC : Thin-Layer Chromatography

UAE : Ultrasound-Assisted Extraction

UFC/mL : Unités Formant Colonie par Millilitre

UV : Ultraviolet

UV-Vis : Ultraviolet-Visible

Sommaire

Dédicaces	
Remerciements	
Résumé	
Liste des figures	
Liste des tableaux	
Liste des abréviations	
Sommaire	
Introduction	
PARTIE I : SYNTHÈSE BIBLIOGRAPHIQUE	
CHAPITRE I : <i>Astragalus armatus</i> Willd	
1.1. Étude bibliographique du genre <i>Astragalus</i>	6
1.1.1. La famille des Fabaceae	6
1.1.2. Le genre <i>Astragalus</i>	6
1.1.3. Classification taxonomique d' <i>Astragalus armatus</i> Willd.	6
1.2. Caractéristiques de l'espèce étudiée (<i>Astragalus armatus</i> Willd.)	7
1.2.1. Description botanique et morphologique	8
1.2.2. Écologie, habitat et distribution géographique	8
1.2.3. Noms vernaculaires locaux	9
1.3. Usages traditionnels en médecine populaire	10
1.4. Propriétés pharmacologiques potentiels	10
1.5. Composition chimique et travaux antérieurs	10
CHAPITRE II : LES MÉTABOLITES SECONDAIRES	
1. Définition du métabolisme et généralités	13
2. Définition et caractéristiques des métabolites secondaires	13
3. Classification des métabolites secondaires	14
3.1. Les composés phénoliques	15

3.1.1. Les Flavonoïdes	16
3.1.2. Les Tanins	17
3.2. Les alcaloïdes	18
3.3. Les terpènes	19
3.4. Les saponines	20
4. Biosynthèse des métabolites secondaires	21
5. Extraction des substances phytochimiques	22
6. Méthodes de détection et d'analyse des métabolites secondaires	22
6.1. Analyses qualitatives (screening phytochimique)	23
6.2. Analyses quantitatives et techniques de séparation	23
7. Importance biologique des métabolites secondaires	23
7.1. Importance pour la plante	23
7.2. Importance pour l'homme	24
PARTIE II : PARTIE EXPÉRIMENTALE	
CHAPITRE I : MATÉRIEL ET MÉTHODES	
1. Matériel	28
1.1. Matériel végétal	28
1.2. Matériel biologique (Souches microbiennes)	28
2. MÉTHODES	29
2.1. Préparation de l'extrait aqueux et détermination du rendement	29
2.2. Criblage Phytochimique (Screening qualitatif)	30
2.2.1. Polyphénols	30
2.2.2. Alcaloïdes	30
2.2.3. Flavonoïdes	31
2.2.4. Terpénoïdes	31
2.2.5. Saponines	31
2.2.6. Tanneurs (Tannins)	31
2.2.7. Glycosides cardiaques	31
2.2.8. Mucilages	32
2.2.9. Stéroïdes	32
2.3. Quantification des composés phytochimiques	32
2.3.1. Estimation des phénols totaux	32
2.3.2. Détermination de la teneur en flavonoïdes totaux	33
2.3.3. Détermination des tannins condensés	33
2.4. Évaluation des activités antioxydantes	34
2.4.1. Test de piégeage du radical libre DPPH	34
2.4.2. Test du pouvoir réducteur du fer (FRAP)	35
2.5. Évaluation des activités anti-inflammatoires	36
2.5.1. Test d'anti-dénaturation de la sérum albumine bovine (BSA)	36

2.5.2. Test de l'activité anti-hémolytique	37
2.6. Détermination du Facteur de Protection Solaire (SPF)	38
2.7. Évaluation de l'Activité Antimicrobienne (Diffusion en puits)	39
2.8 Analyse statistique	40
HAPITRE II : RÉSULTATS ET DISCUSSION	
1. Analyse phytochimique	42
1.1. Analyse phytochimique qualitative	42
1.2. Analyse phytochimique quantitative	42
2. Évaluation des activités biologiques	45
2.1. Activité antioxydante	45
2.1.1. Capacité de piégeage du radical DPPH	45
2.1.2. Pouvoir réducteur ferrique (FRAP)	46
2.2. Activité anti-inflammatoire	48
2.2.1. Capacité d'inhibition de la dénaturation des protéines (BSA)	48
2.2.2. Activité anti-hémolytique	49
2.3. Facteur de protection solaire (SPF)	50
2.4. Activité antimicrobienne (Diffusion en puits)	52
2.4.1. Efficacité de l'extrait aqueux des parties aériennes	52
2.4.2. Efficacité de l'extrait aqueux des parties souterraines	54
CONCLUSION	59
RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES	61

INTRODUCTION

Introduction

Depuis l'Antiquité, les plantes médicinales constituent un pilier fondamental de la médecine traditionnelle et des soins de santé humaine, en raison de leur capacité à synthétiser une large diversité de métabolites secondaires biologiquement actifs. Face aux défis sanitaires contemporains, marqués par l'émergence continue de la résistance bactérienne aux antibiotiques de synthèse et la prévalence des pathologies liées au stress oxydatif telles que les cancers et les inflammations chroniques, la communauté scientifique internationale s'oriente intensivement vers la valorisation des ressources végétales. L'objectif est d'explorer de nouvelles biomolécules naturelles et sûres, pouvant servir d'alternatives aux composés chimiques conventionnels (**Güven et al., 2023 ; Nagarajan et al., 2022**).

Le genre *Astragalus*, appartenant à la famille des (*Fabaceae*), se distingue comme l'un des genres botaniques les plus vastes et les plus importants au monde, regroupant des centaines d'espèces qui suscitent un intérêt phytochimique et pharmaceutique majeur. La valeur thérapeutique étendue des plantes de ce genre est attribuée à leur richesse exceptionnelle en diverses classes chimiques de défense, notamment les composés phénoliques, les flavonoïdes, les saponines triterpéniques, les alcaloïdes et plusieurs glycosides polaires. Les recherches académiques récentes ont démontré que ces constituants possèdent un large spectre d'activités biologiques, incluant un fort potentiel de piégeage des radicaux libres, de réduction des métaux, d'inhibition de la croissance des bactéries et des champignons pathogènes, en plus de leurs propriétés anti-inflammatoires et cytoprotectrices (**Aydemir et al., 2024 ; Hosaflioglu, 2025 ; Nagarajan et al., 2022**). Les régions arides et semi-arides d'Algérie abritent une diversité végétale unique, adaptée physiologiquement aux conditions climatiques rigoureuses et au stress environnemental

permanent. Parmi ces espèces endémiques se distingue *Astragalus armatus* Willd. (localement nommée Al-Qatad ou El-Ghandoul). Le développement de cette plante dans des biotopes soumis au stress hydrique et thermique induit, au niveau tissulaire, une intensification de la synthèse et de la distribution des composés de défense à travers ses différentes parties comme stratégie de survie, ce qui en fait une source prometteuse de métabolites bioactifs (Tedjani et al., 2025). Malgré l'usage traditionnel de cette plante, la caractérisation phytochimique précise de ses extraits aqueux éco-compatibles, ainsi que l'évaluation systématique de leurs efficacités biologiques multiples en relation avec leur distribution entre les parties aériennes et souterraines (racines), nécessitent encore une étude comparative détaillée afin de définir l'orientation thérapeutique optimale de chaque fraction végétale (Shahrivari-Baviloliaei et al., 2025 ; Tedjani et al., 2025).

Sur la base de ces données, la problématique principale de ce mémoire s'articule autour de l'effet de la différenciation tissulaire (entre les parties aériennes et souterraines) d'*Astragalus armatus* Willd. sur la nature et la concentration du contenu phytochimique, et de la manière dont cette variation se répercute quantitativement et qualitativement sur les activités biologiques de l'extrait aqueux. Pour répondre à cette problématique, ce travail expérimental vise à atteindre les objectifs majeurs suivants : réaliser d'abord une étude phytochimique comparative pour estimer les teneurs totales en composés phénoliques et en flavonoïdes des extraits aqueux des parties aériennes et souterraines, puis évaluer l'efficacité antioxydante (*in vitro*) via deux mécanismes complémentaires, à savoir le test de piégeage du radical libre DPPH et le pouvoir de réduction du fer (FRAP).

Cette étude vise également à déterminer l'activité inhibitrice et le spectre antimicrobien des extraits aqueux contre des souches bactériennes pathogènes et des isolats fongiques *Candida albicans*, pour enfin élargir le criblage biologique par l'évaluation du potentiel protecteur des extraits contre l'hémolyse des érythrocytes induite par le stress oxydatif, le contrôle de leur efficacité anti-inflammatoire par l'inhibition de la dénaturation thermique de la BSA, ainsi que le calcul du facteur de protection solaire (SPF) afin de préciser les perspectives de valorisation pharmaceutique et cosmétique de la plante.

PARTIE I:
SYNTHÈSE
BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I:
ASTRAGALUS
ARMATUS WILLD

1.Étude bibliographique du genre *Astragalus*

1.1.La famille des Fabaceae

La famille des *Fabaceae*, anciennement connue sous le nom de Légumineuses ou Papilionacées, constitue l'une des familles les plus importantes des dicotylédones au sein de l'ordre des Fabales. Avec environ 730 genres et près de 19 400 espèces répertoriées (**Mehellou, 2023**), elle se classe au troisième rang des familles de plantes supérieures les plus vastes.

Cette famille est cosmopolite, colonisant diverses régions du globe, particulièrement les zones tropicales, subtropicales et tempérées. Elle englobe une grande diversité de formes biologiques, allant des plantes herbacées aux espèces aquatiques et xérophytiques, ainsi que des arbustes, des arbres et des lianes (**Alloui, 2024**). Sur le plan taxonomique, les *Fabaceae* sont subdivisées en trois sous-familles distinctes : les *Papilionoideae*, les *Mimosoideae* et les *Caesalpinioideae* (**Labad, 2016 ; Mehellou, 2023**).

D'un point de vue nutritionnel et écologique, les légumineuses sont primordiales. Elles représentent une source majeure de protéines et de glucides pour l'alimentation humaine. De plus, elles jouent un rôle écologique clé grâce à leur capacité de fixation de l'azote atmosphérique via des symbioses rhizobiennes, contribuant ainsi directement à la fertilisation des sols agricoles (**Alloui, 2024**). Outre l'agroalimentaire, leurs applications s'étendent aux secteurs de l'ornementation, de l'industrie papetière, ainsi qu'aux industries chimique et pharmaceutique, en raison de leurs propriétés bénéfiques pour la santé (**Baziz, 2015**).

1.2. Le genre *Astragalus* :

Le genre *Astragalus* L. est l'un des taxons les plus emblématiques et les plus vastes de la famille des *Fabaceae*. Il comprend plus de 2 500 espèces à l'échelle mondiale, caractérisées par un taux élevé de diversification et d'endémisme. Originaire d'Eurasie, ce genre possède deux principaux centres de diversification : l'Eurasie (notamment la région méditerranéenne et l'Asie centrale) et l'Amérique du Nord (**Sanderson et Wojciechowski, 1996 ; Scherson et al., 2008**).

1.3. Classification taxonomique d'*Astragalus armatus* Willd.

Selon le système de classification phylogénétique des angiospermes APG III (2009), *Astragalus armatus* Willd. est classé comme suit (**Tableau 01**) :

Tableau 01: Classification taxonomique d'*Astragalus armatus*

Rang Taxonomique	Nom Scientifique
Régne	<i>Plantae</i>
Sous-régne	<i>Tracheobionta</i>
Division/Phylum	<i>Magnoliophyta</i>
Classe	<i>Magnoliopsida</i>
Order	<i>Fabales</i>
Famille	<i>Fabaceae</i> (<i>Leguminosae</i>)
Sous-famille	<i>Faboideae</i>
Tribu	<i>Galeginae</i>
Genre	<i>Astragalus</i> L.
Espèce	<i>Astragalus armatus</i> Willd.

2. Caractéristiques de l'espèce étudiée (*Astragalus armatus* Willd.)

2.1. Description botanique et morphologique

Astragalus armatus Willd. est un petit arbuste buissonnant, extrêmement ramifié et épineux, pouvant atteindre une hauteur moyenne de 80 cm. Ses épines architecturales se caractérisent par une coloration blanc pâle très distinctive. Une particularité morphologique notable réside dans le rachis de la feuille qui, après la sénescence et la chute des folioles, se lignifie et se transforme en une épine acérée. Les pétioles deviennent ainsi rigides et pointus pour assurer une fonction défensive.

Les rameaux plus anciens sont glabres et recouverts d'écailles épidermiques. Les feuilles, initialement disposées en touffes denses, s'écartent progressivement de la tige au cours de la croissance. L'inflorescence est marquée par de nombreuses fleurs blanches entourant la tige (**Figure 01**). Selon **Labad (2016)**, la période de floraison est typiquement printanière, s'étendant de la fin de l'hiver jusqu'à la fin du printemps.



Figure 01 : Aspects morphologiques d'*Astragalus armatus* illustrant les structures botaniques (Région de Biskra, Algérie) (Photographie originale, 2026).

2.2. Écologie, habitat et distribution géographique

Cette espèce arbustive est originaire d'Afrique du Nord, présente spécifiquement en Algérie, au Maroc et en Tunisie. En tant qu'espèce méditerranéenne, elle se développe principalement dans les écosystèmes présahariens septentrionaux. Sur le plan écologique, elle est souvent associée aux processus de désertification dans les milieux arides, un phénomène qui se trouve accentué par la pression du surpâturage (**Khalfallah et al., 2013**).

En Algérie, elle est largement distribuée, formant des populations denses dans les zones montagneuses, steppiques et semi-arides du territoire national. De manière générale, la croissance végétative et l'expansion des espèces appartenant au genre *Astragalus* se

déroulent durant la période allant de l'automne jusqu'au printemps, profitant des saisons pluviales (Moussaoui et al., 2011) (Figure 02).

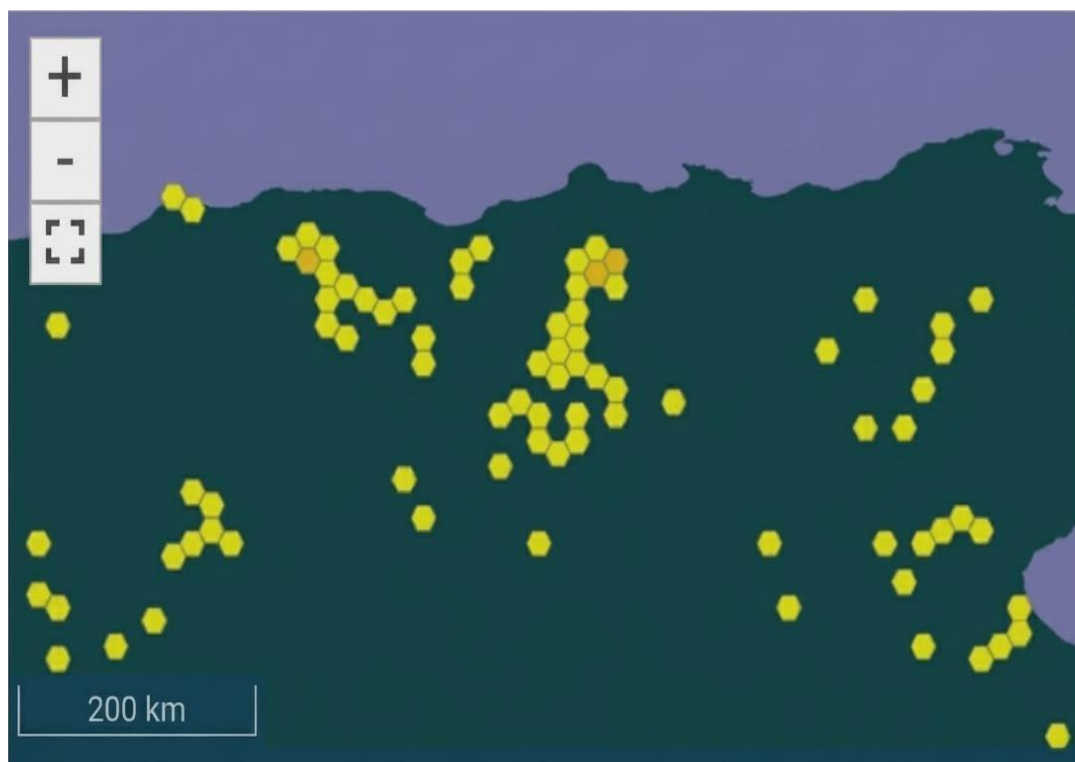


Figure 02 : Carte de répartition géographique d’*Astragalus armatus* Willd. en Afrique du Nord (Source : GBIF, 2026).

1.2.3. Noms vernaculaires locaux

L'espèce *A. armatus*, endémique de l'Afrique du Nord, est identifiée par plusieurs appellations locales reflétant sa morphologie épineuse et son importance écologique. Selon les travaux classiques de **Quezel et Santa (1963)** et l'étude ethnobotanique de Belyagoubi-**Benhammou et al. (2018)**, les noms les plus fréquents sont :

- **Kaddad** : Le nom vernaculaire le plus répandu et utilisé en Algérie et en Tunisie.
- **Qunfudh** : Signifiant « Hérisson », en référence directe à sa forme globuleuse et très épineuse.
- **Asa al-Rai** : Utilisé occasionnellement par les communautés locales dans les zones pastorales de haute altitude.

3. Usages traditionnels en médecine populaire

En Algérie, cette plante est fréquemment exploitée en médecine traditionnelle pour traiter diverses pathologies. Dans la région de Ghardaïa, l'écorce et les graines sont utilisées sous forme de préparations traditionnelles contre les troubles gastro-intestinaux, la fièvre et la constipation (**Labed, 2016**). De plus, l'utilisation des graines est documentée pour traiter les infections parasitaires de type helminthiase (**Amiri et al., 2020**).

Pour les atteintes cutanées, les racines sont très prisées pour leur efficacité thérapeutique contre la leishmaniose. Par ailleurs, dans le Sud du Maroc, les parties aériennes broyées sont appliquées localement en cataplasme sur les morsures de serpents et les piqûres de scorpions pour limiter la diffusion des venins (**Labed, 2016**). Enfin, elle intervient également dans la prévention des maladies cardiovasculaires associées à l'hyperhomocystéinémie (Alloui, 2024).

4. Propriétés pharmacologiques reconnues

Le genre *Astragalus* est mondialement reconnu pour son haut potentiel thérapeutique. Selon **Durazzo et al. (2021)**, ses activités biologiques variées sont principalement attribuées à sa composition riche en polysaccharides, en flavonoïdes et en saponines triterpéniques. Les principaux effets identifiés dans la littérature scientifique sont :

- **Activité Immunomodulatrice** : Stimulation du système immunitaire et modulation des réponses cytokiniques (**Sinclair, 2003**).
- **Effet Hépatoprotecteur** : Protection des fonctions hépatiques contre les dommages induits par le stress oxydatif et les xénobiotiques (**Li et al., 2014**).
- **Potentiel Antidiabétique** : Amélioration de la sensibilité périphérique à l'insuline et régulation efficace de la glycémie (**Chen et al., 2014**).

5. Composition biochimique et travaux antérieurs

La composition biochimique d'*Astragalus armatus* est caractérisée par une grande hétérogénéité de métabolites secondaires. Les criblages phytochimiques ont révélé une richesse particulière en composés phénoliques (acides phénoliques et flavonoïdes) et en tanins. Cependant, le groupe moléculaire le plus emblématique de ce genre reste celui des saponines triterpéniques, notamment les structures de type cycloartanes (comme l'astragaloside). Ces molécules bioactives sont concentrées principalement dans les racines

et les parties aériennes, conférant à la plante ses propriétés biologiques remarquables (**Mahmoudi et al., 2021 ; Belyagoubi-Benhammou et al., 2018**).

Plusieurs travaux de recherche d'envergure ont été menés sur les populations algériennes d'*Astragalus armatus* :

- **L'étude de Mahmoudi et al. (2021)** : Cette étude a démontré que les extraits de graines de cette plante possèdent une activité antioxydante significative combinée à une teneur élevée en protéines et en minéraux, justifiant ainsi son potentiel nutritionnel et médicinal.
- **L'étude de Khalfallah et al. (2013)** : Ces chercheurs ont exploré la diversité génétique et l'adaptation écologique de l'espèce dans les zones arides, soulignant sa grande résilience adaptative face aux différents stress environnementaux.
- **L'étude de Belyagoubi-Benhammou et al. (2018)** : Ces travaux ont mis en évidence la capacité des extraits polaires d'*A. armatus* à inhiber efficacement l'oxydation lipidique, confirmant ainsi le pouvoir antioxydant des flavonoïdes majoritaires présents dans la plante.

CHAPITRE II: LES MÉTABOLITES SECONDAIRES

Le métabolisme correspond à une suite de réactions chimiques subies par divers nutriments sous l'action d'agents enzymatiques, dans le but de produire de l'énergie ou de s'intégrer dans la construction des tissus. Ces interactions reposent essentiellement sur les processus de dégradation et de synthèse (**Rodriguez, 2022**). Ainsi, les voies métaboliques

peuvent être classées en deux types : le métabolisme primaire, qui comprend l'ensemble des voies indispensables à la survie des plantes et est responsable de la synthèse des métabolites directement impliqués dans la croissance et le développement général de l'organisme, à l'instar des glucides, des acides aminés, des acides gras et des nucléosides (**Chen & Wang, 2017**) ; et le métabolisme secondaire, qui englobe des voies métaboliques spécialisées dérivées des premières tout en y étant liées, assurant la synthèse d'une grande variété de biomolécules (**Wink, 2010**), ce qui constitue la thématique principale de ce chapitre.

1. Définition du métabolisme et généralités

Le métabolisme correspond à l'ensemble des réactions biochimiques coordonnées qui se déroulent au sein des organismes vivants. Ces réactions, catalysées par des enzymes spécifiques, assurent la production de l'énergie nécessaire au fonctionnement cellulaire ainsi que la biosynthèse des constituants indispensables à la vie. Le métabolisme repose principalement sur deux grands processus complémentaires : l'anabolisme, qui regroupe les réactions de synthèse, et le catabolisme, responsable des réactions de dégradation (**Rodriguez, 2022**).

Chez les végétaux, le métabolisme est généralement subdivisé en deux catégories principales :

- **Le métabolisme primaire** : il englobe l'ensemble des processus essentiels à la croissance, au développement et à la survie de la plante. Il conduit à la synthèse de molécules fondamentales telles que les glucides, les acides aminés, les acides gras et les nucléotides (**Chen & Wang, 2017**).
- **Le métabolisme secondaire** : il regroupe des voies métaboliques dérivées du métabolisme primaire, sans être directement impliquées dans les fonctions vitales immédiates de la plante. Il est à l'origine de la biosynthèse d'une grande diversité de composés appelés métabolites secondaires (**Wink, 2010**).

2. Définition et caractéristiques des métabolites secondaires

Les métabolites secondaires, également appelés composés phytochimiques (*phytochemicals*), composés bioactifs ou encore facteurs antinutritionnels, occupent une place majeure dans la recherche scientifique en raison de leurs multiples propriétés biologiques (**Makkar et al., 2007**).

Il s'agit de molécules organiques de faible poids moléculaire présentant une remarquable diversité structurale et fonctionnelle. Plus de 100 000 composés différents ont

été identifiés dans le règne végétal, et ce nombre continue d'augmenter grâce au développement des techniques analytiques modernes (**Hadacek, 2002 ; Fang et al., 2019**).

Contrairement aux métabolites primaires, les métabolites secondaires sont produits par des voies métaboliques spécialisées, spécifiques à certains tissus ou organes végétaux, sous le contrôle d'enzymes hautement spécialisées. Leur synthèse varie en fonction de l'espèce végétale, des conditions environnementales ainsi que du stade de développement de la plante. Ces composés sont généralement accumulés dans des compartiments cellulaires spécialisés tels que les vacuoles, les canaux résinifères, les trichomes, les laticifères ou encore au niveau de l'épiderme (**Wink, 2010 ; Chezem & Clay, 2016**).

Bien qu'ils ne représentent qu'une faible proportion du poids sec de la plante, généralement comprise entre 1% et 3%, les métabolites secondaires jouent un rôle essentiel dans la survie et l'adaptation des végétaux. Ils interviennent notamment dans les mécanismes de défense contre les agents pathogènes et les herbivores, ainsi que dans les processus de communication et d'interaction avec l'environnement (**Wink, 2010**).

Tableau 02:Présence des métabolites secondaires dans différents groupes d'organismes(**WinK,2010**).

Groupes d'organismes	Présences des mmétabolite secondaires	Exemples de composes
Plantes supérieures	Très fréquente et diversifiée	Flavonoïdes,Alcaloïdes,Terpènes
Algues	Présences notable(milieu marin)	Phlorotanins,Terpènes halogénés
Champignons(Fungi)	Fréquente	Mycotoxines,Antibiotiques(Ppénicilline)
Bactéries	Présences spécifique	Peptides non ribosomaux,Polykétides
Animaux	Rare(souvent d'origine alimentaire)	Phéromones ,Venins Alcaloïdes défense

Comme l'illustre le **Tableau 02**, les métabolites secondaires sont présents dans différents règnes du vivant. Toutefois, leur diversité structurale ainsi que leur complexité chimique atteignent leur plus haut niveau chez les plantes supérieures. Cette large distribution témoigne de leur importance évolutive et de leur rôle fondamental dans l'adaptation et la survie des espèces au sein de leurs écosystèmes respectifs.

3 .Classification des métabolites secondaires:

En raison de leur grande diversité chimique et fonctionnelle, il n'existe pas de système universel de classification des métabolites secondaires. Néanmoins, la

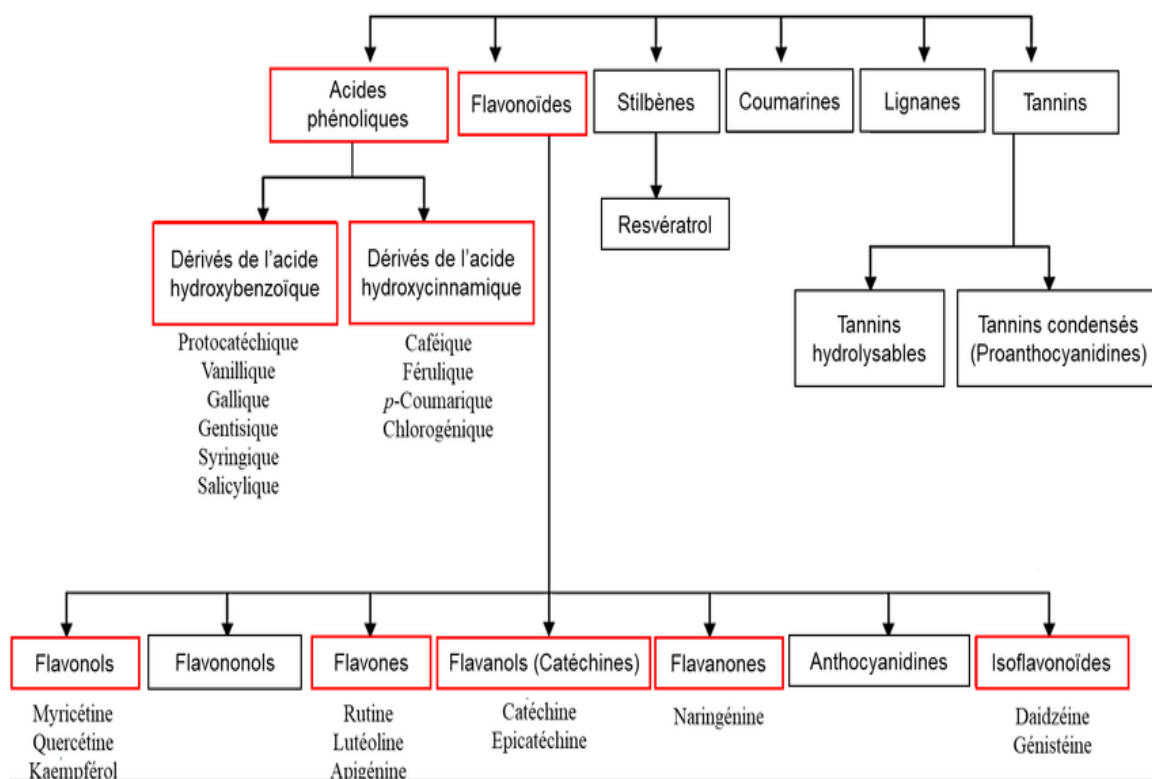
classification la plus adoptée repose principalement sur leur structure chimique ainsi que sur leurs voies de biosynthèse. Selon cette approche, les métabolites secondaires sont regroupés en trois grandes classes principales : les composés phénoliques, les alcaloïdes et les terpènes (Wink, 2010 ; Cseke et al., 2006).

3.1. Les composés phénoliques :

Les composés phénoliques constituent l'un des groupes de métabolites secondaires les plus abondants et les plus largement distribués dans le règne végétal. Ils se caractérisent par la présence d'au moins un noyau aromatique associé à un ou plusieurs groupements hydroxyles (-OH) (Siddiqui & Prasad, 2016).

Ces composés sont principalement synthétisés à travers la voie de l'acide shikimique et la voie de l'acide malonique. Ils remplissent de nombreuses fonctions biologiques essentielles, notamment la protection contre les rayonnements ultraviolets, la défense contre les agents pathogènes et l'attraction des pollinisateurs. À ce jour, plus de 8 000 structures phénoliques naturelles ont été identifiées dans les plantes (Belyagoubi-Benhammou et al., 2018) (Figure 03).

Figure 03 : Classification générale et diversité structurale des principaux composés



phénoliques chez les végétaux. (Nisar et al., 2022)

Le tableau suivant (**Tableau 03**) présente les principales sous-classes des composés phénoliques, leurs sources végétales ainsi que leurs principales activités biologiques.

Tableau 03 : Classification des composés phénoliques et leurs activités biologiques (inspiré de Nisar, 2022).

Classe	Sous-classes	Exemples	Sources végétales	Effets biologiques
Phénols simples	Acides hydroxy cinnamiques	Acide caféique	Pomme(Malus domestica)	Antioxydant
	Acides hydroxybenzoïques	Acide gallique	Caroubier(Ceratonia siliqua)	Antioxydant
Flavonoïdes	Flavonols	Quercétine	Oignon(Allium cepa)	Anti-inflammatoire
	Flavones	Apigénine	Céleri(Apium graveolens)	Antioxydant
	Anthocyanidines	Malvidine	Myrtille(vaccinium)	Colorant naturel
Phénols complexes	Tanins condensés	Procyanidine-B2	Raisin(Vitis vinifera)	Antioxydant
	Tanins hydrosolubles	Acide tannique	Châtaignier	Antibactérien

3.1.1 Les flavonoïdes:

Les flavonoïdes représentent l'une des sous-classes les plus importantes des composés phénoliques. Plus de 4 000 molécules appartenant à cette famille ont été identifiées jusqu'à présent. Ces composés sont largement responsables de la pigmentation des différentes parties des plantes, notamment les fleurs, les fruits et les feuilles. Leur structure chimique de base repose sur un squelette carboné de type C6-C3-C6, constitué de deux noyaux aromatiques (A et B) reliés par un cycle hétérocyclique oxygéné (C) (**Kumar & Pandey, 2013**).

Les flavonoïdes suscitent un intérêt scientifique considérable en raison de leurs nombreuses propriétés biologiques. Ils sont particulièrement reconnus pour leurs activités antioxydantes, anti-inflammatoires, cardioprotectrices et antimicrobiennes, ce qui explique leur importance majeure dans les domaines pharmaceutique et nutritionnel (**Kumar & Pandey, 2013**) (**Figure 04**) .

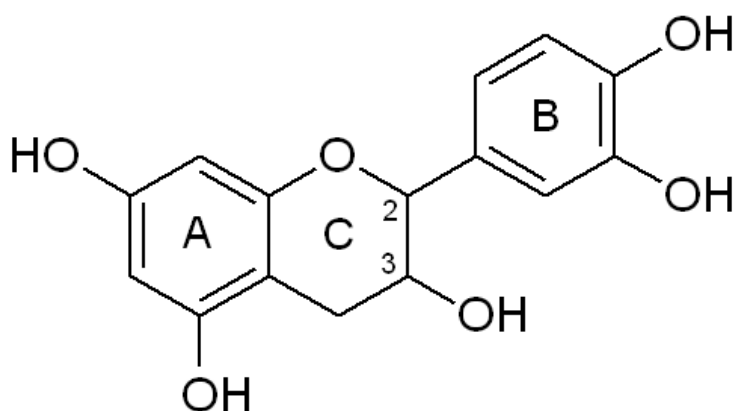


Figure 04: Squelette carboné de base des flavonoïdes. (**Emilie COSTE.,2015**)

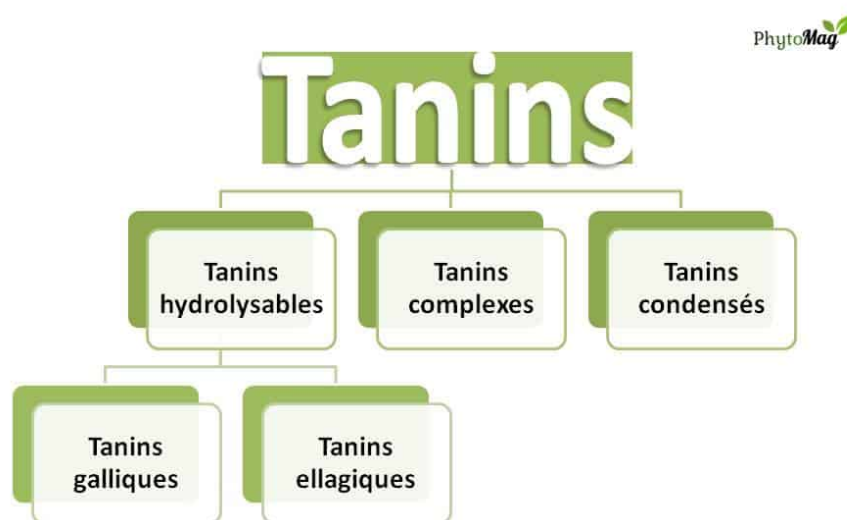
3.1.2 Les tanins :

Les tanins sont des composés phénoliques hydrosolubles caractérisés par un poids moléculaire relativement élevé, variant généralement entre 500 et 20 000 Da. Ils sont abondamment répartis dans différentes parties des végétaux telles que les feuilles, les fruits et les écorces. Leur principale caractéristique réside dans leur capacité à former des complexes avec les protéines, provoquant ainsi leur précipitation (**Hall, 2008**).

Sur le plan écologique, les tanins assurent un rôle défensif essentiel en réduisant l'appétence et la digestibilité des tissus végétaux pour les herbivores et certains agents

pathogènes. Selon leur structure chimique, les tanins sont subdivisés en deux groupes principaux (**Figure 05**) :

- **Les tanins hydrolysables** : ils correspondent à des esters formés entre des acides phénoliques, tels que l'acide gallique ou l'acide ellagique, et un sucre, généralement le glucose.
- **Les tanins condensés (proanthocyanidines)** : ce sont des polymères flavonoïdiques résistants à l'hydrolyse, largement présents dans de nombreuses espèces végétales.



Classification de tannins selon leurs structures chimiques

Figure 05: Classification générale des composés tanniques. (Smeriglio et al., 2017)

3.2 Les alcaloïdes :

Les alcaloïdes sont des composés organiques azotés possédant un caractère basique, synthétisés principalement par les plantes vasculaires. Bien qu'ils soient majoritairement d'origine végétale, certains alcaloïdes ont également été identifiés chez des champignons et quelques organismes animaux. À ce jour, plus de 12 000 structures alcaloïdiques ont été recensées (**Figure 06**) (Seneca, 2007 ; Siddiqui & Prasad, 2016).

Ces molécules sont connues pour leurs effets physiologiques marqués, notamment sur le système nerveux central. Dans les plantes, elles participent principalement aux mécanismes de défense contre les prédateurs grâce à leurs propriétés neurotoxiques et biologiquement actives.

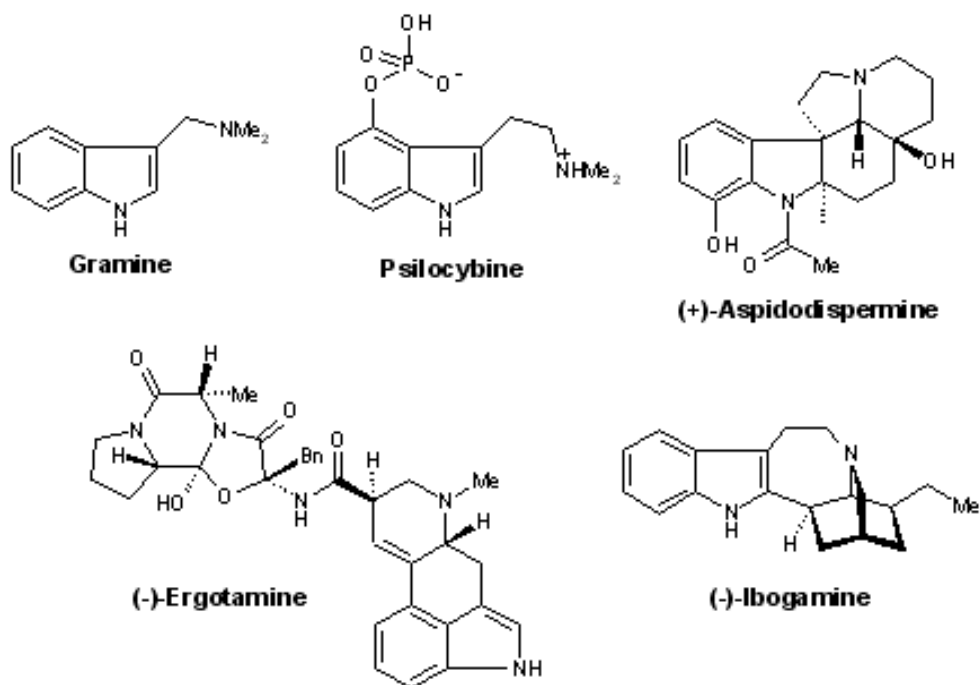


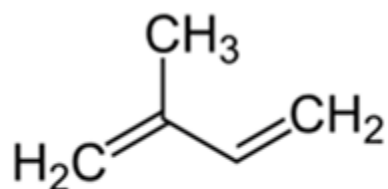
Figure 06 : Structures de base de quelques squelettes d'alkaloïdes. (Matsuura et Fett-Neto, 2015)

3.3. Les terpènes

Les terpènes, également appelés terpénoïdes, constituent la plus vaste famille des métabolites secondaires, avec plus de 30 000 composés identifiés. Leur structure est dérivée d'unités isoprènes à cinq atomes de carbone, qui représentent les éléments fondamentaux de leur biosynthèse (**Figure 07**) (Hanson, 2003 ; Reuben et al., 2016).

Cette famille comprend une grande variété de molécules biologiquement actives telles que les huiles essentielles, les caroténoïdes et certaines hormones végétales, notamment les gibbérellines. Les terpènes jouent plusieurs rôles physiologiques et

écologiques, notamment dans les interactions plante-environnement, les mécanismes de défense et l'attraction des pollinisateurs.



Isoprène

Figure 07 : Structure chimique de l'unité de base des terpènes : l'isoprène.
(Masyita et al., 2022)

3.4. Les saponines:

Les saponines sont des hétérosides complexes largement répandus dans les plantes médicinales. Leur structure chimique est constituée d'une partie hydrophile formée par un ou plusieurs sucres, associée à une partie lipophile appelée génine ou aglycone, de nature triterpénique ou stéroïdique. Cette organisation amphiphile leur confère des propriétés tensioactives responsables de leur capacité à produire de la mousse en solution aqueuse (Figure 08).

Selon la nature chimique de l'aglycone, les saponines sont classées en deux grandes catégories :

- **Les saponines stéroïdiques** : relativement moins fréquentes, elles sont principalement rencontrées chez certaines familles de monocotylédones.
- **Les saponines triterpéniques** : très répandues dans le règne végétal, notamment au sein de la famille des *Fabaceae*, à laquelle appartient le genre *Astragalus*. Elles présentent diverses propriétés biologiques importantes, notamment des activités anti-inflammatoires, immunomodulatrices et cytotoxiques (Qi et al., 2010).

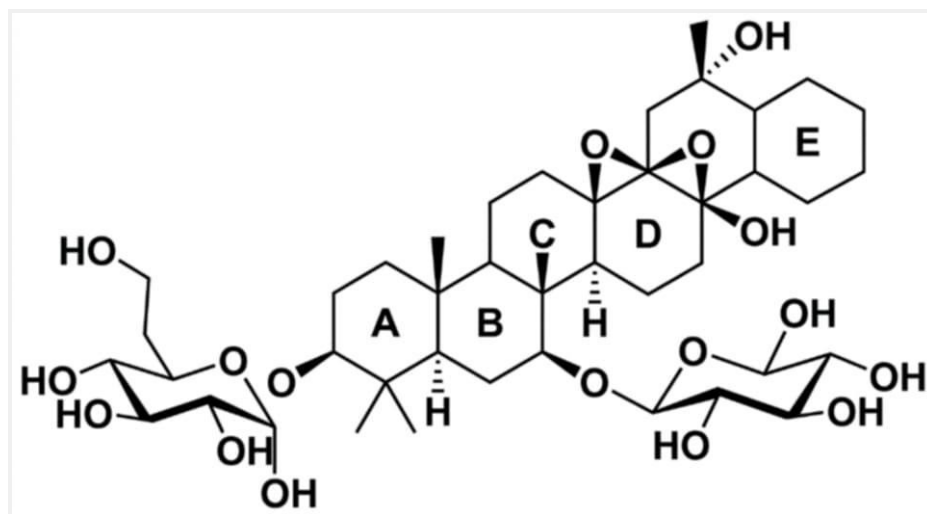


Figure 08: Structure chimique de l'Astragaloside IV, le principal saponoside d'*Astragalus armatus* (Source : Qin et al., 2020)

4 .Biosynthèse des métabolites secondaires :

La biosynthèse des métabolites secondaires est étroitement liée au métabolisme primaire des végétaux, notamment au métabolisme des glucides, des lipides et des protéines. Ces composés sont formés à partir de précurseurs communs grâce à des voies enzymatiques spécialisées, responsables de la grande diversité chimique observée chez les plantes.

Trois principales voies biosynthétiques interviennent dans la formation des métabolites secondaires (Figure 09) :

- **La voie de l'acide shikimique :** cette voie constitue la principale source de biosynthèse des acides aminés aromatiques tels que la phénylalanine, la tyrosine et le tryptophane. Ces derniers servent de précurseurs à de nombreux composés phénoliques, notamment les flavonoïdes, les tanins et certains alcaloïdes (Wink, 2010).
- **La voie de l'acide malonique :** bien qu'elle soit moins répandue chez les plantes supérieures, cette voie participe à la biosynthèse de plusieurs structures phénoliques complexes, particulièrement chez certains microorganismes et champignons.
- **Les voies du mévalonate (MVA) et du méthylérythritol phosphate (MEP) :** ces voies métaboliques utilisent principalement l'Acétyl-CoA comme substrat initial pour

la formation des unités isopréniques (C5), à l'origine des terpénoïdes et des saponines triterpéniques (Cseke et al., 2006).

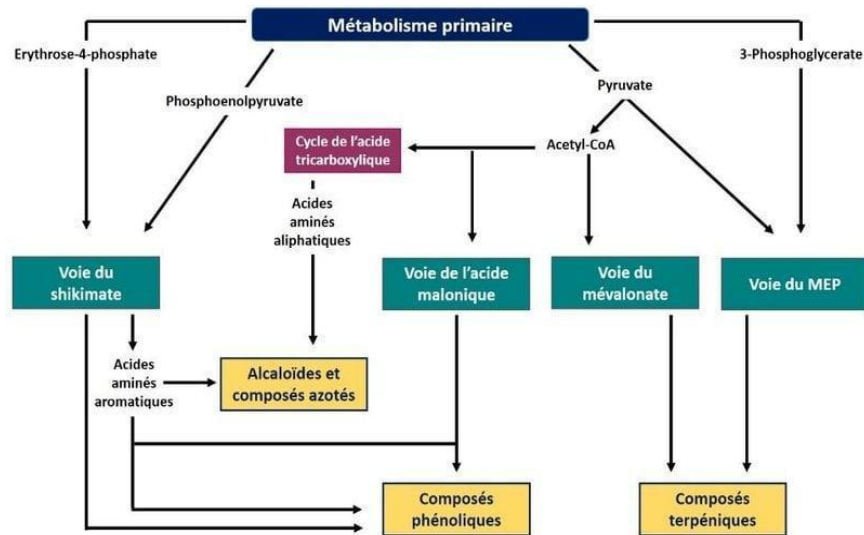


Figure 09 : Représentation schématique des principales voies de biosynthèse des métabolites secondaires (Source : Isah, 2019)

5. Extraction des substances phytochimiques

L'extraction représente une étape fondamentale dans l'étude des substances naturelles. Elle consiste à isoler les métabolites secondaires présents dans la matrice végétale à l'aide de solvants adaptés selon leur polarité. Le choix de la méthode d'extraction dépend principalement de la nature chimique des composés ciblés, de leur stabilité thermique ainsi que de l'organe végétal utilisé (Cseke et al., 2006).

Les méthodes d'extraction peuvent être subdivisées en deux grandes catégories :

- **Les méthodes traditionnelles** : elles comprennent principalement la macération, l'infusion, la décoction et l'extraction par Soxhlet. Ces techniques sont relativement simples à mettre en œuvre, mais nécessitent généralement des volumes importants de solvants ainsi que des durées d'extraction prolongées.
- **Les méthodes modernes** : afin d'améliorer le rendement et de réduire le temps d'extraction, plusieurs techniques innovantes ont été développées, notamment

l'extraction assistée par micro-ondes (MAE), l'extraction assistée par ultrasons (UAE) et l'extraction par fluide supercritique (SFE) (Hamuel, 2012 ; Coskun, 2016).

6. Méthodes de détection et d'analyse des métabolites secondaires

Après l'obtention des extraits végétaux, différentes méthodes analytiques sont utilisées afin d'identifier et de quantifier les biomolécules présentes. Ces techniques jouent un rôle essentiel dans l'évaluation du potentiel biologique et thérapeutique des espèces étudiées.

6.1. Analyses qualitatives (screening phytochimique)

Le screening phytochimique regroupe un ensemble de tests qualitatifs rapides basés sur des réactions colorimétriques ou des phénomènes de précipitation. Ces analyses permettent de détecter la présence des principales familles de métabolites secondaires telles que les alcaloïdes, les flavonoïdes, les saponines et les tanins.

6.2. Analyses quantitatives et techniques de séparation

Pour une caractérisation plus approfondie des extraits végétaux, les méthodes chromatographiques sont largement utilisées. Elles permettent la séparation des constituants selon leurs interactions avec une phase stationnaire et une phase mobile. Parmi les techniques les plus utilisées :

- **La chromatographie sur couche mince (CCM / TLC)** : utilisée principalement pour l'identification préliminaire et rapide des composés.
- **La chromatographie liquide à haute performance (HPLC)** : considérée comme la méthode de référence pour l'analyse quantitative et l'identification précise des polyphénols, des flavonoïdes et des saponines.
- **La chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (GC-MS)** : particulièrement adaptée à l'analyse des composés volatils et des huiles essentielles (Ingle et al., 2017).

7. Importance biologique des métabolites secondaires

Les métabolites secondaires ne constituent pas de simples sous-produits du métabolisme végétal, mais des molécules fonctionnelles essentielles impliquées dans les interactions entre la plante et son environnement. Leur importance biologique se manifeste à plusieurs niveaux.

7.1. Importance pour la plante

Bien qu'ils ne soient pas directement impliqués dans la croissance immédiate des végétaux, les métabolites secondaires contribuent fortement à leur adaptation et à leur survie face aux différentes contraintes environnementales (**Demain & Fang, 2000**).

- **Défense chimique** : ces composés assurent une protection contre les herbivores, les insectes et les agents pathogènes tels que les bactéries, les champignons et les virus. Certains métabolites, notamment les alcaloïdes et les tanins, possèdent des propriétés toxiques ou répulsives qui limitent les agressions biologiques (**Nisar, 2022**).

- **Protection contre les stress abiotiques** : plusieurs composés phénoliques, en particulier les flavonoïdes, absorbent les rayonnements ultraviolets et protègent les tissus végétaux contre les dommages oxydatifs causés par la sécheresse, les températures extrêmes ou la salinité.

- **Attraction et communication** : certains pigments végétaux, tels que les anthocyanes, ainsi que des molécules volatiles appartenant à la famille des terpènes, interviennent dans l'attraction des pollinisateurs et la dissémination des graines.

- **Allélopathie** : certains métabolites secondaires sont libérés dans le milieu environnant afin d'inhiber la croissance des plantes concurrentes et d'assurer un avantage écologique à l'espèce productrice(**Figure 10**).

7.2. Importance des métabolites secondaires pour l'homme

Les métabolites secondaires représentent une source majeure de molécules bioactives exploitées dans de nombreux secteurs industriels et biomédicaux. Leur grande diversité structurale leur confère un large éventail d'applications.

- **Domaine médical et thérapeutique** : plusieurs médicaments d'origine naturelle sont issus de métabolites secondaires végétaux (ex. la morphine, le taxol). Ces composés présentent diverses activités biologiques, notamment antioxydantes, anti-inflammatoires, antidiabétiques et anticancéreuses (**Ferreira et al., 2020 ; Wink, 2010**).

- **Industrie agroalimentaire** : les pigments naturels comme les anthocyanes et les caroténoïdes sont utilisés comme colorants alimentaires, tandis que les huiles essentielles servent d'arômes naturels. Les polyphénols jouent également un rôle de conservateurs grâce à leurs propriétés antioxydantes.

- **Industrie cosmétique** : les extraits végétaux riches en flavonoïdes et en terpènes sont largement utilisés dans les formulations cosmétiques pour leurs effets protecteurs, anti-âge, antioxydants et régénérateurs cutanés.

- **Agriculture durable** : certains métabolites secondaires sont exploités dans la production de biopesticides, d'herbicides naturels et d'agents antifongiques, constituant ainsi des alternatives écologiques aux produits chimiques de synthèse (**Shi et al., 2020 ; Ngegba et al., 2022**).

- **Autres applications industrielles** : ces composés interviennent également dans la fabrication de peintures, de vernis, de caoutchoucs naturels et de biocarburants (Wang et al., 2012).

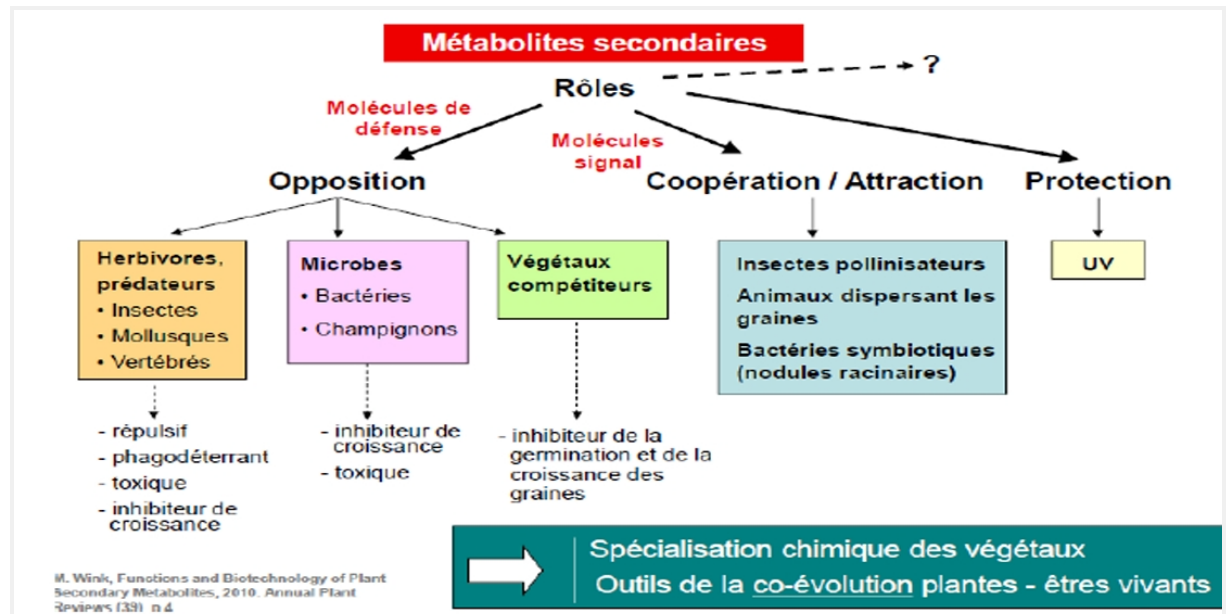


Figure 10 : Rôles biologiques et fonctions écologiques des métabolites secondaires chez les plantes. (Source : Shi et al., 2020)

PARTIE II:
PARTIE
EXPÉRIMENTALE

CHAPITRE I: MATÉRIAUX ET MÉTHODES

1. Matériel

1.1. Matériel végétal

Les parties aériennes de *Astragalus armatus* . ont été récoltées en octobre à Biskra, en Algérie(**Figure11**). Le matériel végétal a été lavé à l'eau distillée afin d'éliminer les impuretés, puis séché à l'air libre à température ambiante, à l'abri de la lumière et de l'humidité.

Après séchage complet, le matériel végétal a été broyé en une poudre fine à l'aide d'un broyeur mécanique. La poudre obtenue a été conservée dans des récipients hermétiques à température ambiante jusqu'à son utilisation ultérieure.



Figure11 : *Astragalus armatus* Willd (photo originale)(2025) .

1 .2. Matériel biologique (Souches microbiennes)

L'activité antimicrobienne a été évaluée vis-à-vis de cinq souches de référence (ATCC) issues de la collection de laboratoire :

Escherichia coli (ATCC 25922), *Pseudomonas aeruginosa* (ATCC 27853), *Klebsiella pneumoniae* (ATCC 13883), *Staphylococcus aureus* (ATCC 25932), *Candida albicans* (ATCC 10231)

II.Méthodes

2.1. Préparation de l'extrait aqueux et détermination du rendement

L'extrait aqueux des parties aériennes d'*Astragalus armatus* . a été préparé selon la méthode décrite par **Derouiche et al. (2017)**, avec une extraction réalisée deux fois. Brièvement, 10 g de poudre de parties aériennes sèches d'*A. armatus* ont été mélangés avec 100 mL d'eau distillée à 50 °C pendant 2 heures. Le mélange a ensuite été macéré pendant 24 heures à température ambiante, puis filtré à travers un papier filtre Whatman n°1.

La procédure d'extraction a été répétée sur la même poudre en utilisant de l'eau distillée fraîche dans les mêmes conditions. Les deux extraits aqueux ont été combinés, et le filtrat obtenu a été séché à l'étuve (**Figure 12**). Pour la détermination du rendement d'extraction, l'extrait aqueux fraîchement combiné des parties aériennes d'*A. armatus* a été placé dans une étuve pendant une nuit jusqu'à l'obtention d'un poids constant de l'extrait sec (**Chetehouna et al., 2022**). Le rendement a été calculé selon l'équation suivante :

$$yield(\%) = 100 \times \frac{\text{weight of dried extract}}{\text{weight of dry leaves}}$$

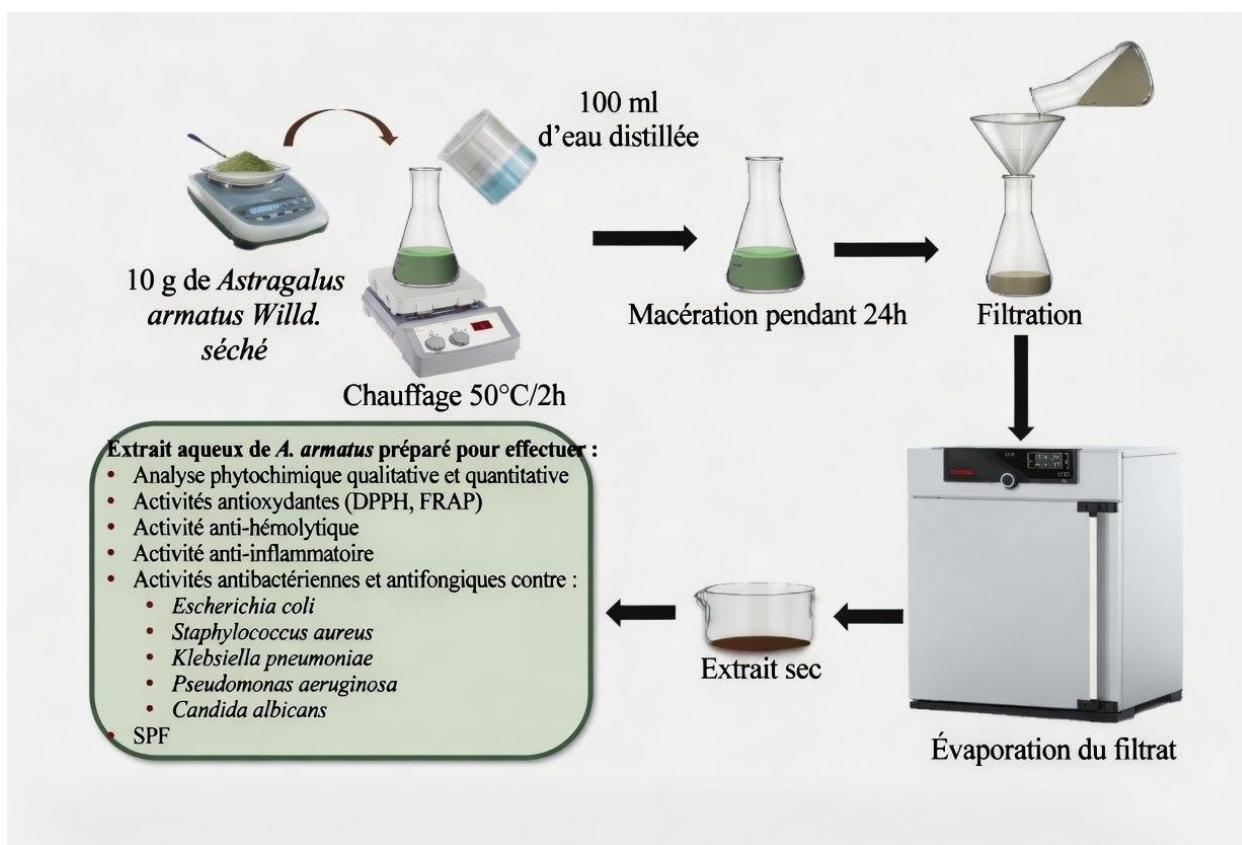


Figure 12 : Méthode de préparation de l'extrait aqueux de *A. armatus*

2.2 Criblage Phytochimique

Le criblage phytochimique a été réalisé pour identifier et détecter les constituants actifs présents dans l'extrait végétal de *A. armatus* en effectuant les tests chimiques suivants :

2.2.1. Polyphénols

À 2 mL d'extrait, ont été ajoutées quelques gouttes d'une solution de FeCl₃ à 2 % (p/v). Le FeCl₃ prend une coloration verdâtre ou bleu-noirâtre en présence de dérivés polyphénoliques (**Sankhalkar and Vernekar, 2016**).

2.2.2. Alcaloïdes

Dans deux tubes à essai, introduire 1 mL d'extrait pour l'analyse. Acidifier le milieu avec quelques gouttes de HCl et ajouter des gouttes de réactif de Mayer dans le premier tube et quelques gouttes de réactif de Wagner dans le deuxième tube. L'apparition d'un précipité blanc ou brun indique respectivement la présence d'alcaloïdes (**Gontijo et al., 2017**).

2.2.3. Flavonoïdes

Nous avons ajouté dans le tube à essai 5 mL de l'extrait à tester, 5 mL d'ammoniaque diluée et 1 mL de H₂SO₄. La présence de flavonoïdes est démontrée par l'apparition d'une coloration jaune (**Laib et al., 2021**).

2.2.4. Terpénoïdes

Dans un tube à essai, nous avons placé 5 mL d'extrait végétal ainsi que 2 mL de chloroforme et 3 mL d'acide sulfurique concentré. Une coloration brun-rougeâtre résulte de la présence de terpénoïdes (**Harborne, 1998**).

2.2.5. Saponines

Un tube à essai contient 10 mL de l'extrait aqueux. Après avoir agité le tube pendant 15 secondes, il a été laissé au repos pendant 15 minutes supplémentaires. Une hauteur de mousse persistante supérieure à 1 cm indique la présence de saponines (**Edeoga et al., 2005**).

2.2.6. Tanneurs (Tannins)

Dans un tube à essai, nous combinons 5 mL de l'extrait avec 1 mL d'une solution aqueuse de chlorure ferrique FeCl_3 à 2 %. Une teinte verdâtre ou noir-bleuté indique la présence de tannins (**Evans, 2009**).

2.2.7. Glycosides cardiaques

Un volume de 2 mL de chloroforme a été mélangé à 1 mL de l'extrait. Du H_2SO_4 a ensuite été délicatement ajouté sur la paroi interne du tube à essai. L'existence d'une partie glycone d'un glycoside cardiaque est indiquée par une couleur brun-rougeâtre (**Yam et al., 2009**).

2.2.8. Mucilages

Une quantité de 3 mL de méthanol a été mélangée à 1 mL de l'extrait aqueux à 60 °C. Le précipité floconneux, après agitation, indique la présence de mucilage (**Kiendrebeogo et al., 2016**).

2.2.9. Stéroïdes

À 1 mL de l'extrait, ont été ajoutées 5 gouttes de H_2SO_4 concentré. La présence de stéroïdes est indiquée par la couleur rouge (**Trease and Evans, 1989**).

2.3. Quantification des composés phytochimiques

2.3.1. Estimation des phénols totaux

Principe

Le dosage des phénols totaux repose sur la réaction des composés phénoliques présents dans l'extrait avec le réactif de Folin–Ciocalteu en milieu alcalin en présence de carbonate de sodium, entraînant une réaction d'oxydoréduction. L'absorbance obtenue est mesurée à l'aide d'un spectrophotomètre UV–Visible à 765 nm. L'intensité de l'absorbance est directement proportionnelle à la concentration des composés phénoliques dans l'échantillon, et la teneur totale est déterminée à partir d'une courbe d'étalonnage à l'acide gallique (**Wulandari et al., 2025**).

Protocole

La quantité totale de composés phénoliques a été déterminée par la méthode de Folin-Ciocalteu. À 1 mL de réactif de Folin-Ciocalteu à 10 %, 0,2 mL d'extrait aqueux d'*A. armatus* ont été ajoutés. L'ajout de 800 µL de carbonate de sodium saturé (7.5 g/L) a été effectué après 4 minutes. Après 2 heures d'incubation à température ambiante, l'absorbance a été mesurée à 765 nm. Pour garantir que les résultats puissent être répliqués, les tests ont été exécutés trois fois (**Slinkard et Singleton, 1977**). À partir de l'équation d'étalonnage linéaire obtenue à partir de différentes concentrations d'acide gallique (1.953-250 µg/mL) utilisé comme standard, la teneur en phénols totaux a été calculée en mg équivalent d'acide gallique par gramme d'extrait.

2.3.2.Détermination de la teneur en flavonoïdes totaux

Objectif

Ce test vise à déterminer la teneur totale en flavonoïdes dans l'extrait aqueux de *Astragalus armatus* Willd. à l'aide d'une méthode spectrophotométrique basée sur le chlorure d'aluminium, et à exprimer les résultats en comparaison avec une courbe d'étalonnage standard de la quercétine (**Sutrisno et Kartini, 2025**)

Principe

La détermination de la teneur en flavonoïdes totaux repose sur la réaction entre les flavonoïdes et le chlorure d'aluminium ($AlCl_3$), où les ions aluminium trivalents (Al^{3+}) forment un complexe stable avec les composés flavonoïdiques, permettant une mesure spectrophotométrique à une longueur d'onde spécifique. Cette méthode a été introduite pour la première fois par Christ et Müller (1960) pour la détermination des dérivés de flavonols dans les préparations pharmaceutiques (**Sutrisno et Kartini, 2025**).

Protocole

La teneur en flavonoïdes totaux dans l'extrait aqueux d'*A. armatus* a été réalisée selon la méthode décrite par **Ahn et al. (2007)** ; 1000 µL d'extrait aqueux d'*A. armatus* ont été mélangés à 1000 µL de chlorure d'aluminium (2 %). Après 10 min d'incubation à température ambiante, l'absorbance de chaque solution a été mesurée à 430 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-VIS (Jenway). Une courbe d'étalonnage standard a été obtenue à partir de différentes concentrations de solution de quercétine (1.953--250 µg/mL), et réalisée selon la même procédure d'essai. Les résultats ont été exprimés en mg de Quercétine par g d'extrait aqueux d'*A. armatus*. Toutes les mesures sont répétées 03 fois.

2.3.3.Détermination des tanins condensés

Principe

Cette méthode repose sur la réaction de la vanilline avec les unités terminales des flavonoïdes des tanins condensés en milieu acide, conduisant à la formation de complexes colorés rouges (dérivés d'anthocyanidines). L'intensité de la coloration développée est proportionnelle à la teneur en tanins condensés (**Sanvee, 2020**).

Protocole

La teneur en tannins condensés dans l'extrait aqueux d'*A. armatus* a été déterminée par méthode spectrophotométrique et réalisée selon la méthode décrite par **Broadhurst et Jones (1978)**. Un volume de 500 µL d'extrait aqueux d'*A. armatus* a été mélangé à 3 mL de réactif à la vanilline (4 %), fraîchement préparé dans le méthanol, puis 1500 µL d'acide chlorhydrique concentré ont été ajoutés au mélange réactionnel et agités Rule-compliantly. Après 15 min de réaction à une température comprise entre 20 et 25 °C, les différentes étapes de l'essai étant effectuées à l'obscurité, l'absorbance de chaque solution a été mesurée à 500 nm contre de l'eau. Une courbe d'étalonnage standard a été obtenue à partir de différentes concentrations de solution de Catéchine (1.953--250µg/mL), et réalisée selon la même procédure d'essai. Les résultats ont été exprimés en mg de Catéchine par g d'extrait aqueux d'*A. armatus*. Toutes les mesures sont répétées 03 fois.

2.4. Évaluation des Activités antioxydantes

2.4.1. Test de capacité de piégeage du radical DPPH

Principe

Le test DPPH repose sur la capacité des composés antioxydants à donner des électrons ou des atomes d'hydrogène au radical libre stable DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle). Cette réaction entraîne la réduction du DPPH et un changement de couleur du violet foncé vers une forme réduite. La diminution de l'absorbance est mesurée à 517 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Visible et reflète la capacité antioxydante de l'échantillon (**Suci et al., 2025**)

Protocole Test de l'activité de piégeage du radical DPPH

La capacité antioxydante relative de l'extrait d'*Astragalus armatus* . a été évaluée par le test de piégeage du radical libre DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle), selon la méthodologie de **Nwidu et al. (2017)**. Pour ce faire, différentes concentrations (31.25--2000 µg/mL) de la solution de l'extrait d'*Astragalus armatus* . ont été préparées dans de l'eau distillée. Ensuite, un volume de 20 µL de l'échantillon (ou du standard) a été mélangé avec 160 µL de solution de DPPH (0,1 mM) dans l'éthanol, avant d'être additionné de 20 µL d'eau distillée. En parallèle, diverses concentrations d'acide ascorbique (utilisé comme standard) ont été préparées et soumises aux mêmes conditions

expérimentales que les échantillons. Les mélanges réactionnels ont été incubés à l'obscurité à une température de 37 °C pendant 40 min. L'absorbance de l'échantillon (A1) a ensuite été mesurée à une longueur d'onde de $\lambda = 517$ nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Vis (Jenway). Le contrôle négatif était représenté par un blanc (A0). Les résultats sont exprimés par les valeurs de l'IC50, déterminées à partir du pourcentage d'inhibition.

$$\text{inhibition percentage}(\%) = \frac{A_0 - A_1}{A_0} \times 100$$

2.4.2. Test de pouvoir réducteur du fer (FRAP)

Principe

Le test repose sur la capacité des composés antioxydants à réduire les ions ferriques (Fe^{3+}) en ions ferreux (Fe^{2+}). Cette réaction entraîne la formation d'un produit coloré mesurable par spectrophotométrie à 700 nm, où l'intensité de la couleur est directement proportionnelle au pouvoir réducteur de l'extrait (**Ahmed, 2025**).

Protocole

Selon la méthodologie de **Oyaizu (1986)**, un volume de 1000 μL d'extrait d'*Astragalus armatus* Willd. à différentes concentrations (7.81--1000 $\mu\text{g/mL}$) a été mélangé à 2500 μL de solution tampon phosphate (0,2 M ; pH 6,6), puis 2500 μL de ferricyanure de potassium (1 %) ont été ajoutés.

Les mélanges ainsi préparés ont été incubés au bain-marie à une température de 50 °C pendant 20 minutes. La réaction a ensuite été interrompue par l'ajout de 2500 μL d'acide trichloroacétique (10 %). Après une centrifugation des milieux réactionnels à 3000 tr/min pendant 10 min, un volume de 2500 μL du surnageant a été prélevé et mélangé à 2500 μL d'eau distillée ainsi qu'à 500 μL de chlorure ferrique (0,1 %).

L'absorbance de l'échantillon (A1) a été mesurée à une longueur d'onde de $\lambda = 700$ nm. En parallèle, une gamme de concentrations d'acide ascorbique (utilisé comme étalon) a été évaluée dans des conditions expérimentales strictement identiques à celles des échantillons. Le contrôle négatif était représenté par un blanc (A0). Les résultats sont exprimés sous forme de valeurs EC50, estimées à l'aide de l'équation de la droite de régression linéaire par rapport aux différentes concentrations d'échantillons, en utilisant les valeurs FRAP calculées selon l'étude de **Yazdani et al. (2019)**.

2.5. Évaluation des activités anti-inflammatoires

2.5.1. Test d'anti-dénaturation de la sérum albumine bovine (BSA)

Principe

Afin d'évaluer l'efficacité anti-inflammatoire de l'extrait d'*Astragalus armatus*, sa capacité à inhiber le processus de dénaturation des protéines a été mise en évidence. Le protocole expérimental a consisté à incuber un volume de 0,65 mL d'une solution d'albumine de sérum bovin (BSA) à 1 % avec 0,65 mL de l'extrait à différentes concentrations (5, 25, 50, 100, 150 et 200 µg/mL) à température ambiante pendant 30 minutes.

Par la suite, 0,01 mL d'acide chlorhydrique (HCl) concentré a été ajouté, puis le mélange a été chauffé à 72 °C pendant 30 minutes. Après un refroidissement de dix minutes, l'absorbance a été mesurée à une longueur d'onde de 660 nm. Le diclofénac a été utilisé comme traitement standard et référence dans ce test, conformément à l'étude de **Djouadi & Derouiche (2021)**. Le pourcentage d'inhibition de la dénaturation des protéines a été déterminé à l'aide de la formule suivante :

Protocole

L'activité anti-inflammatoire a été évaluée à l'aide du test d'anti-dénaturation de la BSA selon Djouadi & Derouiche (2021). Brièvement, 0,65 mL de solution de sérum albumine bovine à 1 % ont été mélangés avec 0,65 mL de différentes concentrations (7.81--1000 µg/mL) de l'extrait de *Astragalus armatus*. et incubés à température ambiante pendant 30 minutes. Ensuite, 0,01 mL d'HCl concentré ont été ajoutés, et le mélange a été chauffé à 72 °C pendant 30 minutes. Après refroidissement pendant 10 minutes, l'absorbance a été mesurée à 660 nm à l'aide d'un spectrophotomètre. Le diclofénac a été utilisé comme médicament de référence standard.

Le pourcentage d'inhibition de la dénaturation des protéines a été calculé à l'aide de la formule suivante :

$$Inhibition\ percentage(\%) = \frac{A1-A0}{A1} \times 100$$

2.5.2. Test de l'activité anti-hémolytique

Principe

La méthode repose sur la capacité des composés bioactifs à inhiber la destruction de la membrane des érythrocytes et à empêcher la libération de l'hémoglobine dans le milieu environnant. La quantité d'hémoglobine libérée est quantifiée par spectrophotométrie, où l'intensité de l'absorbance est directement proportionnelle au degré d'hémolyse, permettant ainsi d'évaluer l'effet protecteur de l'extrait (**Sæbø et al., 2023**).

Protocole

Le test anti-hémolytique a été réalisé selon la méthode de **Vinjamuri et al. (2015)**, qui évalue la capacité protectrice des composés bioactifs de l'échantillon contre la lyse membranaire des globules rouges (RBC) induite par le PBS 1X.

Un volume de 5 mL de sang a été prélevé chez des volontaires sains et placé dans un tube EDTA pour empêcher sa coagulation, puis le sang a été centrifugé à 4 °C pendant 10 min à 1000 tr/min. Une pipette a été utilisée avec le plus grand soin pour éliminer totalement le plasma et la couche leucocytaire (buffy coat). Les érythrocytes ont ensuite été lavés trois fois avec du PBS 1X (0,1 M ; pH 7,4) par centrifugation pendant 5 minutes. Les érythrocytes lavés ont été conservés à 4 °C et utilisés dans les 6 heures pour le test.

Ensuite, un volume de 50 µL de la suspension d'érythrocytes diluée à 10 % a été mélangé à 100 µL de l'extrait d'*Astragalus armatus* à différentes concentrations (10 à 100 µg/mL). Un volume de 100 µL de différentes concentrations de diclofénac a servi de contrôle positif, tandis que 100 µL de PBS 1X ont été utilisés comme contrôle négatif. Les solutions réactionnelles ont été incubées pendant une heure à 37 °C au bain-marie.

Le volume des mélanges réactionnels a été ajusté à 1 mL par l'ajout de PBS 1X, puis centrifugé à 300 tr/min pendant 3 minutes. La quantité d'hémoglobine dans le surnageant des échantillons (A0) a ensuite été déterminée par spectrophotométrie (Jenway) à $\lambda = 540$ nm. Les résultats sont exprimés en valeurs IC50, calculées à partir du pourcentage d'hémolyse selon la formule suivante :

$$\text{Hemolysis inhibition (\%)} = \frac{A_0 - A_1}{A_0} \times 100$$

2.6. Détermination du Facteur de Protection Solaire (SPF)

Principe

Le principe de cette étude repose sur la capacité des composés phytochimiques, notamment les composés phénoliques tels que les flavonoïdes, à absorber les rayonnements ultraviolets (UV-A et UV-B), contribuant ainsi à réduire leurs effets nocifs sur la peau. Cette activité est évaluée à travers le facteur de protection solaire (SPF), qui exprime la capacité d'une substance à absorber, réfléchir ou diffuser les rayons UV avant leur pénétration dans la peau (Dutra et al., 2004).

Par ailleurs, les flavonoïdes sont reconnus comme des composés naturels efficaces dans la photoprotection en raison de leur structure aromatique conjuguée leur permettant d'absorber efficacement les rayonnements UV (**Laikhah et al., 2026**)

Protocole

Le facteur de protection solaire (SPF) de l'extrait éthanolique de *Astragalus armatus*. a été déterminé selon la méthode de Mansur, basée sur la spectrophotométrie UV-Visible (**Mansur et al., 1986**).

L'échantillon a été préparé en dissolvant l'extrait dans l'éthanol à une concentration de 1 mg/mL. L'absorbance a été mesurée dans une gamme de longueurs d'onde allant de 290 à 320 nm, avec un intervalle de 5 nm.

Le calcul du SPF a été effectué selon l'équation suivante :

$$SPF = CF \times \sum_{290}^{320} EE(\lambda) \times I(\lambda) \times DO(\lambda)$$

Tableau 04: Valeur de l'effet érythémogène des radiations à la longueur d'onde (λ) (EE) et valeurs de l'absorbance spectrophotométrique à la longueur d'onde (λ) (I)

(λ) (nm)	EE×I(normalized)
290	0.0150
295	0.0817
300	0.2874
305	0.3278
310	0.1864
315	0.0839
320	0.0180

La quercétine et l'écran solaire commercialisé Avene ont été utilisés comme références pour le FPS (Facteur de Protection Solaire).

Selon les valeurs obtenues, l'efficacité des échantillons étudiés a été classée en : produits de haute protection solaire (SPF $\geq$ 30) (***), protection modérée (FPS = 12-30) (**) et protection minimale (FPS < 12) (*).

où :

* **CF** : facteur de correction (10)

* $EE(\lambda)$: effet érythémogène à la longueur d'onde λ

* $I(\lambda)$: intensité du rayonnement solaire à la longueur d'onde λ

* $DO(\lambda)$: absorbance mesurée à chaque longueur d'onde

Les valeurs de $EE \times I$ sont des constantes prédéfinies dans la méthode de Mansur. Les résultats obtenus permettent de classer le niveau de photoprotection en protection faible, modérée ou élevée (Mansur et al., 1986).

2.7. Évaluation de l'Activité Antimicrobienne (Méthode de diffusion en puits)

Principe

Le principe repose sur la diffusion radiale des composés actifs à partir d'un réservoir (le puits) vers la gélose environnante. La formation d'une zone d'inhibition (halo) est le résultat de la libération d'ions ou de molécules bioactives qui interagissent avec les cellules microbiennes. Selon les lois de la diffusion, l'efficacité est proportionnelle au diamètre de la zone d'inhibition, reflétant ainsi la sensibilité de la souche testée (Chung et al., 2023).

Protocole

L'activité antimicrobienne et antifongique des extraits aqueux d'*Astragalus armatus* (partie aérienne et racines) a été évaluée par la méthode de diffusion en puits sur gélose (Agar well diffusion method), selon le protocole décrit par Bonev et al. (2008) avec quelques modifications.

Préparation de l'inoculum et des milieux de culture :

L'étude a porté sur quatre souches bactériennes de référence : *Escherichia coli* (ATCC 25922), *Pseudomonas aeruginosa* (ATCC 27853), *Klebsiella pneumoniae* (ATCC 13883) et *Staphylococcus aureus* (ATCC 25932), ainsi qu'une souche fongique *Candida albicans* (ATCC 10231). Les suspensions microbiennes ont été ajustées au standard 0,5 de McFarland (environ $1,5 \times 10^8$ UFC/mL pour les bactéries et 10^6 UFC/mL pour la levure). La gélose Mueller-Hinton (MHA) a été utilisée pour les tests antibactériens, tandis que la gélose Sabouraud Dextrose (SDA) a été utilisée pour l'essai antifongique.

Procédure expérimentale :

Après ensemencement de la surface gélosée par écouvillonnage, des puits de 6 mm de diamètre ont été creusés de manière aseptique. Un volume de **100 μ L** de chaque extrait, préparé aux concentrations de **40, 20, 10, et 5 mg/mL**, a été déposé dans les puits correspondants. De l'eau distillée stérile a été utilisée comme témoin négatif (Co. Neg).

Incubation et lecture des résultats :

Les boîtes ont été incubées à 37 °C pendant 24 heures pour les bactéries et 48 heures pour *C. albicans*. L'activité a été déterminée par la mesure du diamètre de la zone d'inhibition (en mm) à l'aide d'un pied à coulisse numérique.

2.8 Analyse statistique

Les valeurs des résultats ont été exprimées en pourcentage ou sous forme de moyenne $\pm$ écart-type (ES).

CHAPITRE II:

RÉSULTATS ET DISCUSSION

1. Analyse phytochimique

1.1. Analyse phytochimique qualitative

L'analyse qualitative a révélé la présence de différents composés phytochimiques dans l'extrait aqueux d'*Astragalus armatus* Willd. La partie aérienne a montré une teneur élevée en polyphénols et tanins, accompagnée de quantités modérées de terpénoïdes, saponines et glycosides cardiaques, ainsi que de faibles quantités de flavonoïdes et mucilages. La partie souterraine était riche en tanins et mucilages, avec une présence modérée à faible de polyphénols, terpénoïdes, saponines et glycosides cardiaques. Cependant, les alcaloïdes et les stéroïdes étaient absents dans les deux parties (**Tableau 05**).

Tableau 05 : Analyse phytochimique de l'extrait aqueux d'*Astragalus armatus* Willd.

Phytochimique	Partie aérienne	Partie souterraine
• Polyphénols	+++	+
• Alcaloïdes	-	-
• Flavonoïdes	+	-
• Terpénoïdes	++	+

• Saponines	++	+
• Tanins	+++	++
• Glycosides cardiaques	++	+
• Mucilages	+	++
• Stéroïde	-	-

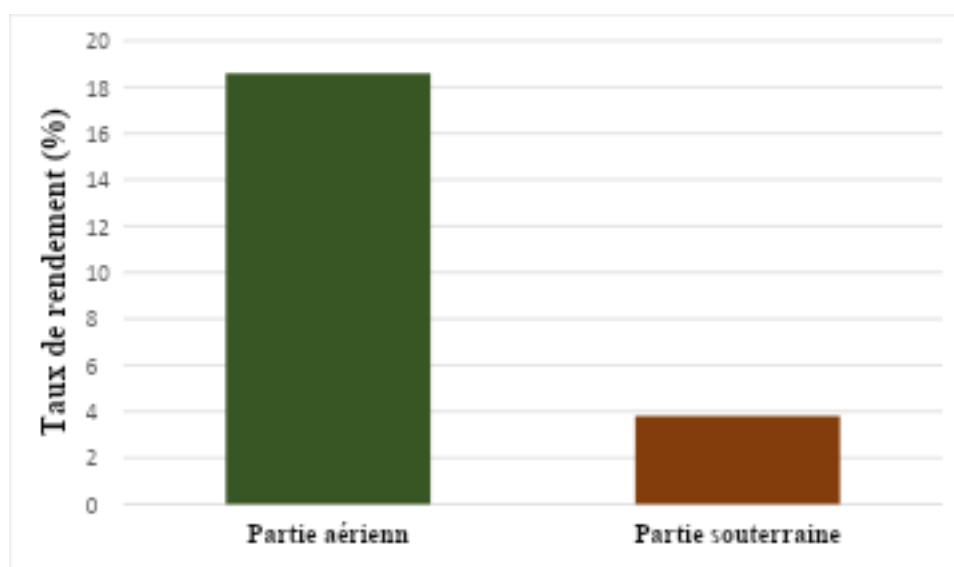
(+++) forte présence ; (++) présence modérée ; (+) faible présence ; (-) absence

1.2 Analyse phytochimique quantitative

Les résultats de l'analyse phytochimique quantitative, illustrés par les (**Figures 13, 14, 15 et 16**), révèlent un taux de rendement important ainsi qu'une richesse marquée de l'extrait aqueux d'*Astragalus armatus* Willd. en composés phénoliques. Ces graphiques montrent clairement une prépondérance de la partie aérienne en ce qui concerne le taux de rendement d'extraction, ainsi que ses teneurs en phénols totaux, flavonoïdes et tannins condensés par rapport à la partie souterraine.

Le processus d'extraction utilisant l'eau comme solvant polaire a révélé une nette supériorité des parties aériennes d'*Astragalus armatus* Willd., avec un rendement quantitatif de **18,60%**, comparativement aux parties souterraines (racines) dont le rendement n'a pas dépassé **3,80%**.

Les résultats de la quantification ont consolidé cette richesse chimique. En effet, les parties aériennes ont enregistré une teneur importante en phénols totaux s'élevant à **509,787 ±13,072 mg GAE/g**, une teneur en flavonoïdes de **8,716 ±0,013 mg QE/g**, et des tannins condensés atteignant **7,129 ± 0,786 mg CE/g**. En comparaison, ces valeurs ont diminué dans les parties souterraines pour enregistrer **200,212 ±15,342 mg GAE/g** pour les phénols, **1,763 ±1,110 mg QE/g** pour les flavonoïdes, et **3,315 ± 0,157 mg CE/g** pour les



tannins condensés.

Figure 13: Comparaison du taux de rendement des extraits entre la partie aérienne et la partie souterraine de la plante.

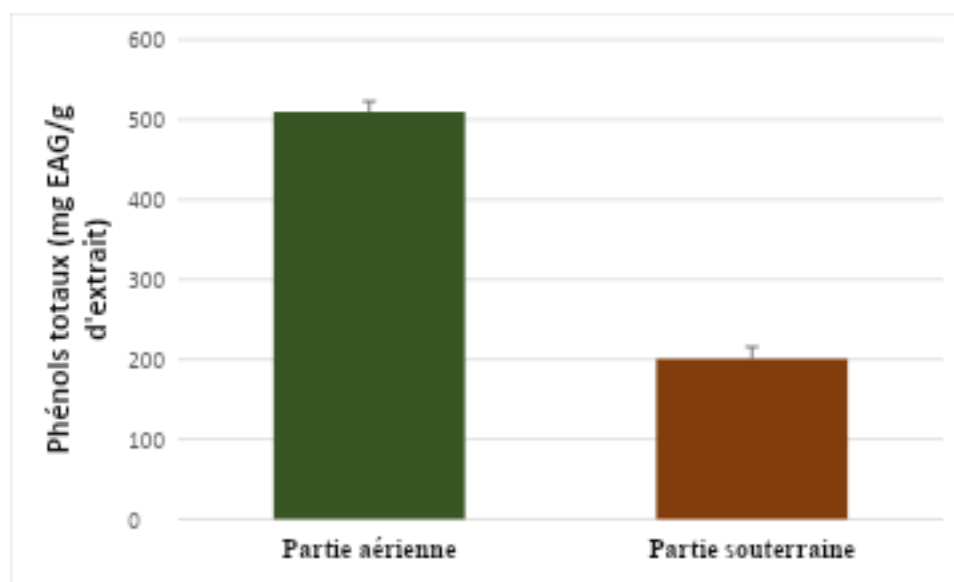


Figure 14: Comparaison de la teneur en phénols totaux entre la partie aérienne et la partie souterraine de la plante.

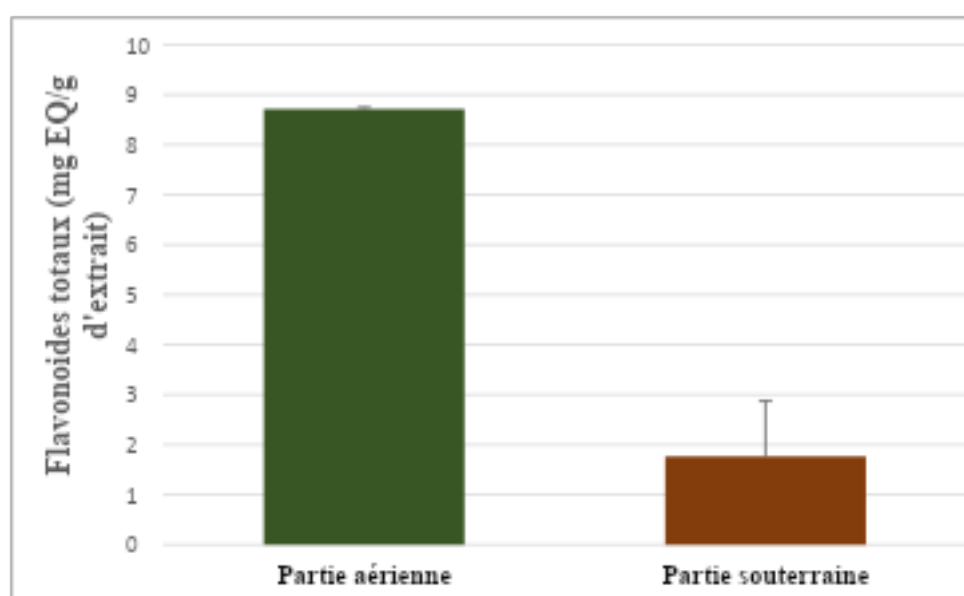


Figure 15 : Comparaison de la teneur en flavonoïdes entre la partie aérienne et la partie souterraine de la plante.

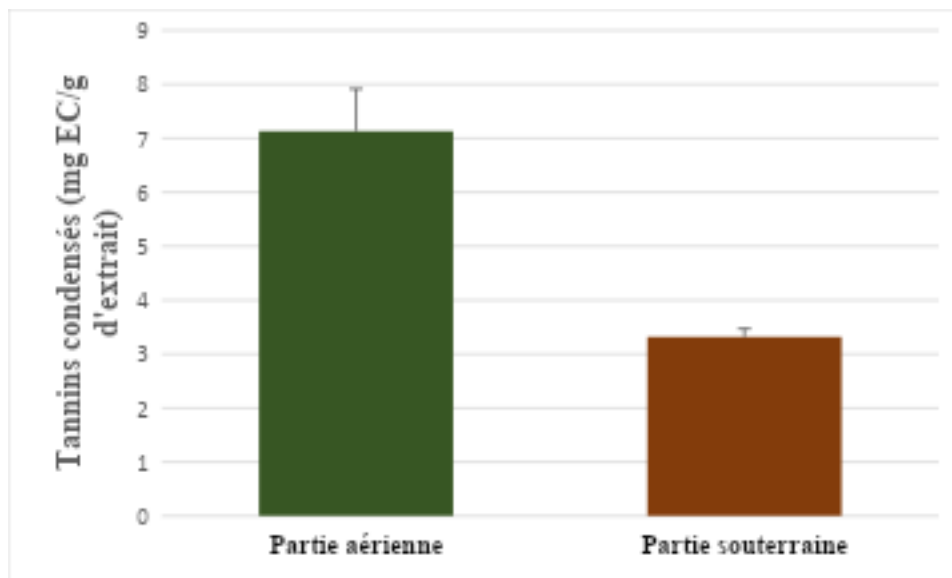


Figure 16 : Comparaison de la teneur en tannins entre la partie aérienne et la partie souterraine de la plante.

L'étude des métabolites secondaires constitue une étape fondamentale pour évaluer les activités biologiques des plantes et caractériser leur diversité chimique (Tedjani et al., 2025). La disparité observée dans les rendements est principalement attribuée à la nature de la partie végétale utilisée ainsi qu'aux conditions environnementales. Ces résultats concordent avec les études antérieures qui confirment que l'efficacité et le rendement d'extraction au sein du genre *Astragalus* sont directement influencés par la nature de la partie végétale utilisée, l'âge de la plante et le milieu de culture (Güven et al., 2023).

En ce qui concerne l'analyse chimique qualitative, le criblage primaire (screening phytochimique) a révélé une présence abondante de composés phénoliques et de tannins dans les parties aériennes, associée à une présence modérée de terpènes, de saponines et de glycosides cardiaques, et à une faible teneur en flavonoïdes et en mucilages. En revanche, les mucilages et les tannins étaient fortement concentrés dans les parties souterraines, avec une présence modérée à faible de composés phénoliques, de terpènes, de saponines et de glycosides cardiaques, tandis qu'une absence totale de flavonoïdes, d'alkaloïdes et de stérols a été enregistrée dans les deux parties.

Cette distribution chimique est en parfaite adéquation avec les profils écologiques et physiologiques de la plante. En effet, l'environnement désertique austère du Sahara algérien stimule *A. armatus* (connu localement sous le nom de *Gatad*) à synthétiser des saponines, des terpènes et des composés phénoliques en tant que mécanismes de défense

cellulaire hautement évolués pour résister à la sécheresse, à la salinité élevée et au stress thermique (Tedjani et al., 2025).

En comparant ces données quantitatives avec la littérature antérieure, il ressort que la teneur en phénols totaux obtenue par extraction aqueuse dans cette étude est nettement supérieure à celle rapportée par Ashour pour l'extrait méthanolique de la même plante, qui s'élevait à 21,72 mg GAE/g. Cela démontre l'efficacité de la polarité de l'eau dans l'extraction des composés phénoliques libres de cette espèce.

D'un point de vue physiologique, la supériorité quantitative des parties aériennes par rapport aux racines constitue un comportement constant au sein de ce genre. En effet, chez d'autres espèces telles que *A. dumanii*, les parties aériennes représentent invariablement le réservoir principal et le plus riche en composés phénoliques comparativement aux parties souterraines, avec 13,23 mg GAE/g pour les parties aériennes contre 5,31 mg GAE/g pour les racines (Güven et al., 2023).

2. Évaluation des activités biologiques

2.1. Activité antioxydante

2.1.1. Capacité de piégeage du radical DPPH

Les résultats de l'évaluation de l'activité antioxydante via le test du DPPH, illustrés dans la **Figure 17**, ont révélé une capacité d'inhibition modérée pour les extraits aqueux d'*Astragalus armatus* Willd. par rapport au composé de référence, l'acide ascorbique (standard), tout en enregistrant une nette supériorité des parties aériennes.

En effet, la valeur de la concentration inhibitrice semi-maximale IC₅₀ de l'extrait des parties aériennes s'est élevée à 212,75 µg/mL, tandis que cette activité a diminué pour l'extrait des parties souterraines, enregistrant une valeur d' IC₅₀ de 389,37 µg/mL. En revanche, l'acide ascorbique a manifesté une supériorité absolue avec une valeur d' IC₅₀ de 7,70 µg/mL.

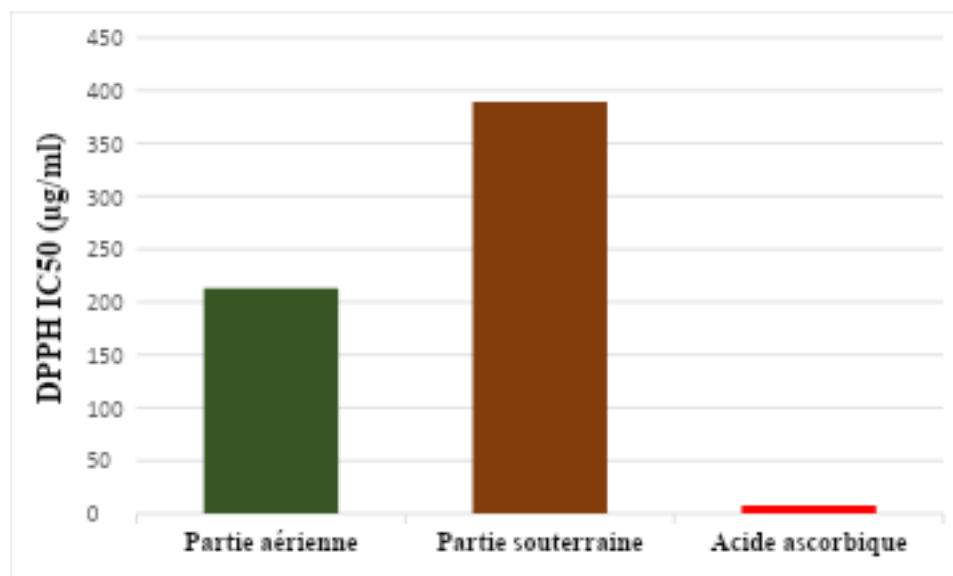


Figure 17 : Capacité de piégeage du radical DPPH des extraits de parties souterraines et aériennes d'*Astragalus armatus* Willd. par rapport à l'acide ascorbique (témoin).

Cette capacité inhibitrice est directement corrélée à la teneur élevée en composés phénoliques. En effet, les résultats de la quantification précédente ont confirmé la richesse supérieure des parties aériennes en phénols et en flavonoïdes par rapport aux racines (parties souterraines) ; il est donc physiologiquement logique que cette densité quantitative se traduise par une activité inhibitrice plus élevée (soit une valeur d'IC50 plus faible). Sur le plan biochimique, les composés phénoliques et les tannins agissent comme d'excellents piègeurs de radicaux libres en cédant des atomes d'hydrogène à partir de leurs groupements hydroxyle phénoliques (-OH), stabilisant ainsi le radical critique du DPPH (Güven et al., 2023).

En comparaison avec la littérature, il ressort que la capacité inhibitrice des parties aériennes dans notre étude est considérée comme très puissante et s'inscrit dans la gamme d'efficacité du genre *Astragalus*. En effet, Güven et al. (2023) ont rapporté que les valeurs d'IC50 du test DPPH pour certaines espèces d'*Astragalus* varient entre 86,67 et 253,88 µg/mL, *A. gummifer* enregistrant une valeur de 196,4 µg/mL. En revanche, cette activité chute drastiquement pour dépasser 1000 µg/mL chez d'autres espèces telles que *A. dumanii*, ce qui met en évidence l'avantage biologique compétitif et le potentiel antioxydant remarquable d'*A. armatus* (Güven et al., 2023).

2.1.2 Pouvoir réducteur ferrique "FRAP"

Les résultats du test du pouvoir de réduction ferrique (FRAP), illustrés dans la **Figure 18**, ont révélé que les extraits aqueux d'*Astragalus armatus* Willd. possèdent une capacité de réduction du fer inférieure à celle du témoin de référence (acide ascorbique),

tout en montrant une nette prépondérance du compartiment aérien. En effet, l'extrait aqueux des parties aériennes a manifesté une efficacité réductrice supérieure, enregistrant une valeur d'EC50 (concentration d'efficacité semi-maximale) de 64,22 $\mu\text{g/mL}$, surpassant ainsi de manière remarquable l'extrait des parties souterraines dont l'EC50 a reculé à 124,64 $\mu\text{g/mL}$. À titre de comparaison, l'acide ascorbique a enregistré une supériorité absolue avec une valeur de 0,0035 $\mu\text{g/mL}$.

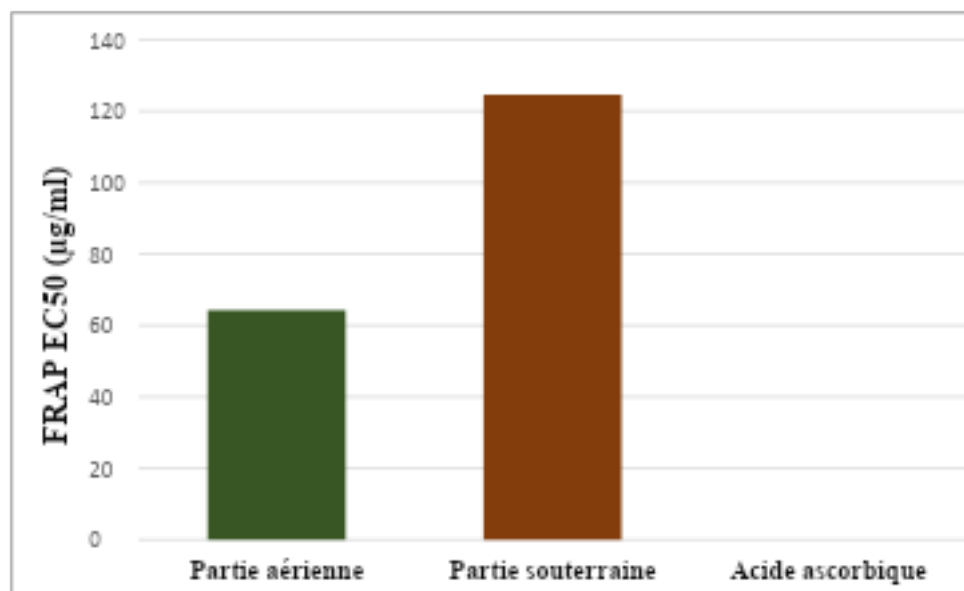


Figure 18: Capacité de réduction du fer (FRAP) des extraits aqueux d'*Astragalus armatus* Willd. (parties souterraine et aérienne) par rapport à l'acide ascorbique.

Le mécanisme de cette activité repose sur la capacité des métabolites secondaires présents dans la plante à céder des électrons pour convertir le complexe de fer trivalent (Fe^{3+}) en sa forme divalente (Fe^{2+}), ce qui constitue un indicateur précis du pouvoir réducteur total de l'extrait (Güven et al., 2023).

Cette supériorité réductrice des parties aériennes est attribuée à l'effet synergique des divers composés phénoliques et des glycosides de flavonols libres qui y sont présents. Plus particulièrement, cette activité est fortement corrélée aux glycosides d'isorhamnétine ainsi qu'au flavonol unique, l'astrarmatuside. Il a été démontré que ces deux familles de composés sont préférentiellement concentrées dans les parties aériennes et les gousses d'*A. armatus*, et qu'elles sont directement responsables des activités biologiques et antioxydantes majeures de cette espèce (Tedjaani et al., 2025).

Il convient de noter que les extraits du genre *Astragalus* présentent une large variabilité dans les valeurs de réduction ferrique en fonction du type de partie végétale utilisée, du stade de développement de la plante et de la distribution tissulaire des composés phénoliques (Güven et al., 2023). De plus, les conditions environnementales et

désertiques austères dans lesquelles *A. armatus* évolue stimulent inévitablement ses mécanismes de défense antioxydante secondaires, augmentant ainsi l'efficacité cellulaire et l'accumulation de ces molécules bioactives (Tedjaani et al., 2025).

2.2. Activité anti-inflammatoire

2.2.1. Capacité d'inhibition de la dénaturation des protéines (BSA)

Les résultats de l'évaluation *in vitro* de la capacité d'inhibition de la dénaturation thermique de l'albumine de sérum bovin (BSA), illustrés dans la **Figure 19**, ont révélé une efficacité variable entre les deux compartiments d'*Astragalus armatus* Willd., avec une nette supériorité de l'extrait aqueux des parties souterraines par rapport aux parties aériennes. En comparaison avec le standard, les deux échantillons ont démontré des activités inférieures à celle du diclofénac. En effet, les valeurs d'IC₅₀ obtenues sont respectivement de 1896,22 µg/mL pour l'extrait des parties aériennes, 269,38 µg/mL pour l'extrait des parties souterraines (racines), et 44,48 µg/mL pour le diclofénac.

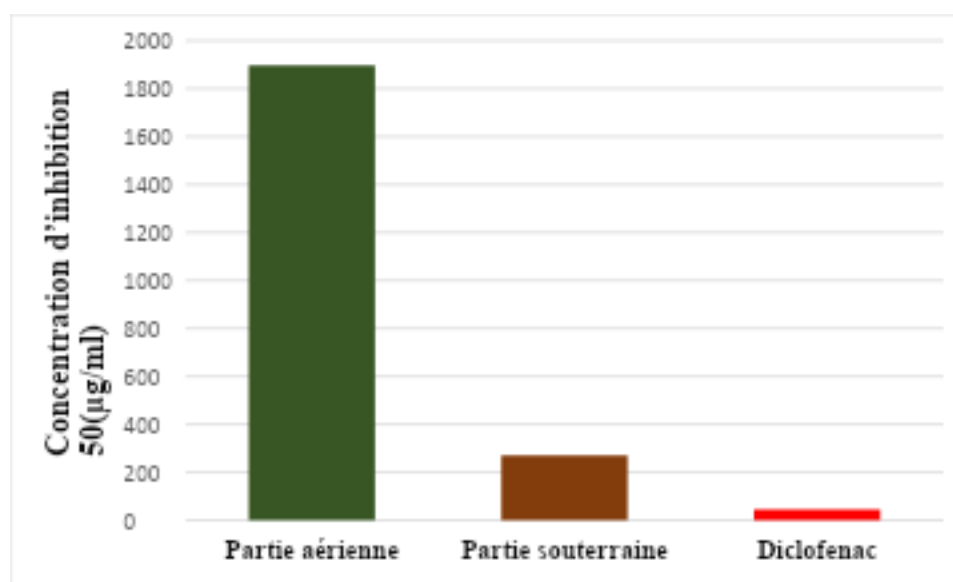


Figure 19: Valeurs IC₅₀ de la capacité d'inhibition de la dénaturation de l'albumine des extraits aqueux d' *Astragalus armatus* Willd. (parties aériennes et souterraines) comparées au diclofénac.

D'un point de vue biochimique, la dénaturation des protéines cellulaires constitue l'un des mécanismes fondamentaux impliqués dans l'apparition et la progression de l'inflammation au sein de l'organisme, conduisant à la dégradation des tissus (Nagarajan et al., 2022). Par conséquent, la capacité des extraits naturels à préserver la structure

tertiaire des protéines et à inhiber leur dénaturation représente un indicateur direct de leur potentiel anti-inflammatoire.

Cette efficacité inhibitrice nettement supérieure observée au niveau de l'extrait racinaire est intrinsèquement attribuée à la nature des métabolites secondaires qui y sont préférentiellement accumulés. En effet, les racines des plantes du genre *Astragalus* constituent le réservoir principal et intensif de saponines de type cycloartane, et plus spécifiquement de l'astragaloside IV, en plus des polysaccharides hydrosolubles. Ces constituants sont reconnus pour être les principaux responsables biologiques de la résistance aux troubles inflammatoires au niveau cellulaire (**Özdemir-Bayçınar et al., 2026**). En revanche, l'activité plus modérée des parties aériennes serait liée à leur contenu phénolique diversifié et aux glycosides de flavonols qui agissent en synergie pour protéger les structures vitales (**Tedjaani et al., 2025**).

D'un point de vue écologique et adaptatif, la biosynthèse et l'accumulation de ces défenses chimiques sont intimement liées aux conditions de croissance. L'environnement désertique austère et le stress thermique stimulent les organes de la plante, et plus particulièrement les racines, à accumuler ces métabolites secondaires évolués comme mécanisme de protection cellulaire afin de préserver leur système protéique contre la dégradation (**Özdemir-Bayçınar et al., 2026; Tedjaani et al., 2025**).

De plus, la richesse phénolique globale et la capacité de piégeage des radicaux libres jouent un rôle complémentaire crucial dans la stabilisation des membranes cellulaires. En effet, les extraits polaires du genre *Astragalus* interviennent dans les processus cellulaires et préviennent la progression des dommages tissulaires via des mécanismes de blindage cinétique et de piégeage des radicaux libres, protégeant ainsi les tissus vivants contre les processus inflammatoires (**Abdallah et al., 2024**).

2.2.2. Activité anti-hémolytique

Les résultats de l'évaluation *in vitro* de l'activité anti-hémolytique d'*Astragalus armatus* Willd., illustrés dans la **Figure 20**, ont révélé une efficacité protectrice variable contre la lyse des érythrocytes, avec une nette supériorité de l'extrait aqueux des parties aériennes par rapport à celui des parties souterraines. En effet, la plus grande capacité anti-hémolytique a été observée pour le diclofénac (standard), suivi par le compartiment aérien, tandis que les racines ont présenté l'efficacité la plus faible. Cette activité est exprimée par les valeurs d'IC₅₀ comme suit : 71,29 µg/mL pour le diclofénac, 90,30 µg/mL pour la partie aérienne et 378,41 µg/mL pour la partie souterraine.

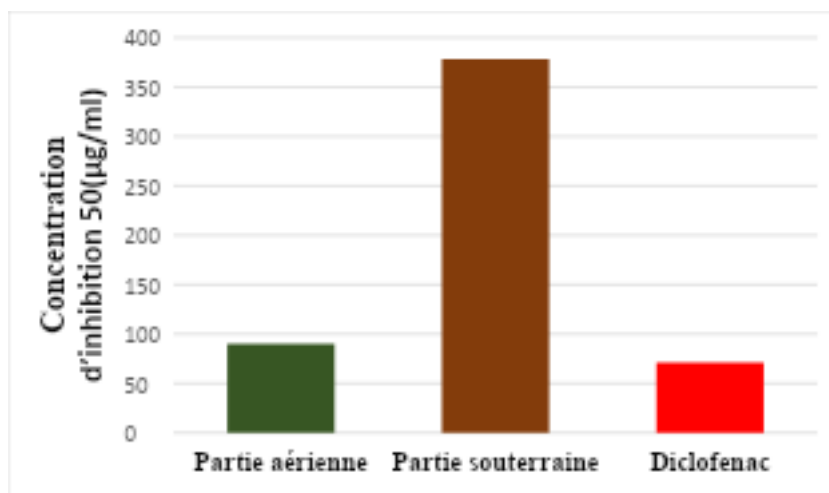


Figure 20 : Niveaux d'IC₅₀ de l'activité anti-hémolytique des extraits aqueux d'*Astragalus armatus* Willd. (parties souterraine et aérienne) par rapport au Diclofénac.

Sur le plan physiologique, le stress oxydatif induit par l'accumulation des radicaux libres constitue l'une des causes principales de la rupture des membranes cellulaires, en particulier celles des érythrocytes (globules rouges), en raison de la peroxydation des lipides constituant de leur membrane plasmique. Par conséquent, la protection de ces cellules contre l'hémolyse induite représente un critère biologique crucial pour évaluer le potentiel cytoprotecteur des composés bioactifs (**Abdallah et al., 2024 ; Güven et al., 2023**).

Cette capacité protectrice élevée des parties aériennes, qui s'approche de celle du médicament de référence, est intrinsèquement attribuée à leur grande richesse en composés phénoliques et en flavonoïdes. En effet, l'analyse quantitative précédente a démontré une supériorité absolue du compartiment aérien en termes de métabolites secondaires par rapport aux racines. Cette densité en composés flavonoliques confère aux extraits polaires la capacité de se positionner au sein des membranes cellulaires ou sur leur surface externe, protégeant ainsi les tissus vivants contre les dommages cytophysiologiques via des mécanismes de blindage et de piégeage biologique des radicaux libres (**Abdallah et al., 2024**). En revanche, la faiblesse relative des racines est directement corrélée à leur faible teneur phénolique (**Morais et al., 2025**).

En comparant ce comportement biologique avec la littérature, il ressort que la corrélation directe entre l'efficacité anti-hémolytique et la forte teneur en phénols constitue un phénomène constant. L'activité protectrice membranaire est proportionnelle à la concentration en flavonoïdes et en groupements hydroxyle libres (-OH) capables de stabiliser les radicaux et de retarder la lyse cellulaire (**Paarvanova et al., 2023**). De plus, des études comparatives menées sur le genre *Astragalus* confirment que les extraits polaires des parties riches en phénols possèdent la capacité la plus élevée à juguler la lyse cellulaire induite par le stress (**Genç et al., 2020**).

D'un point de vue écologique et adaptatif, l'accumulation sélective de ces phénols dans les parties aériennes est intimement liée aux mécanismes de défense de la plante. L'exposition directe des organes aériens aux rayonnements ultraviolets et au stress thermique stimule la synthèse de composés phénoliques et flavonoliques de haute polarité agissant comme des écrans protecteurs. Ce sont ces mêmes molécules protectrices qui confèrent à l'extrait aqueux des parties aériennes une excellente efficacité cytoprotectrice lors de son évaluation biologique sur les globules rouges (Abdallah et al., 2024 ; Tedjaani et al., 2025).

2.3.Facteur de protection solaire (SPF)

Les résultats obtenus pour le facteur de protection solaire (SPF), calculés selon la méthode de Mansur, sont présentés dans la **Figure 21**. L'extrait aqueux des parties aériennes d'*Astragalus armatus* Willd. a montré une excellente capacité photoprotectrice avec une valeur de SPF de **34,89**, ce qui le classe parmi les produits à "haute protection". En revanche, l'extrait des parties souterraines a révélé une activité SPF faible de **9,30**, considérée comme une "protection minimale" selon les critères établis dans le protocole. Bien que cette efficacité demeure inférieure à celle de l'écran commercial de référence (Avène), la valeur enregistrée pour le compartiment aérien s'avère hautement compétitive.

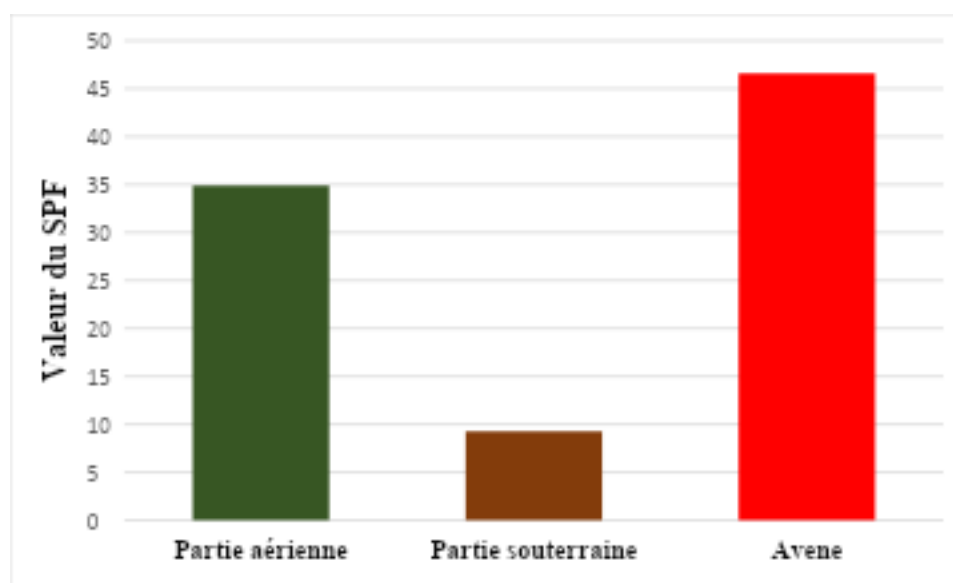


Figure 21: Valeurs du facteur de protection solaire (SPF) des extraits aqueux d'*Astragalus armatus* Willd. (parties aérienne et souterraine) par rapport à la crème solaire Avène.

L'évaluation du SPF par la méthode de Mansur constitue une étape fondamentale pour valoriser le potentiel photoprotecteur des extraits naturels. Face aux effets délétères

des rayonnements ultraviolets (UV) sur la santé cutanée, tels que l'érythème solaire, le vieillissement prématuré et la photocarcinogénèse, l'intérêt pour la recherche de filtres solaires d'origine végétale ne cesse de croître (**Lekmine et al., 2021**). Historiquement, les plantes du genre *Astragalus* se distinguent par leur usage traditionnel dans le traitement des dermatoses et des affections cutanées (**Abdallah et al., 2024**), ce qui justifie l'évaluation de la capacité de leurs extraits à absorber les rayonnements UV.

Selon les normes dermatologiques en vigueur, tout produit ou extrait végétal enregistrant une valeur de SPF supérieure à 30 est qualifié de filtre hautement efficace contre les UV (**Cáceres Estévez et al., 2025**). Ainsi, la performance remarquable de la partie aérienne dans cette étude concorde fortement avec les données récentes de la littérature scientifique dédiée au genre *Astragalus* en Algérie. Notamment, Lekmine et al. (2021) ont rapporté une valeur de SPF très proche ($37,78 \pm 0,85$) pour la fraction butanolique d'une autre espèce endémique, à savoir *Astragalus gombiformis*.

Cette supériorité nette de la partie aérienne par rapport à la partie souterraine s'aligne également avec l'étude chimiotaxonomique globale menée sur les espèces d'*Astragalus* du Sahara septentrional algérien (**Tedjaani et al., 2025**). En effet, la composition chimique varie considérablement d'un organe végétal à un autre ; les parties aériennes d'*A. armatus* représentent le site majeur d'accumulation des flavonols photoprotecteurs, tels que le composé unique **astrarmatuside** ainsi que les dérivés de l'isorhamnétine ou de la quercétine (**Wang et al., 2025**).

D'un point de vue structural, la haute capacité d'absorption de la partie aérienne est directement corrélée à sa grande richesse en composés phénoliques et en flavonoïdes. Ces métabolites secondaires possèdent des structures aromatiques conjuguées capables de capter et de dissiper l'énergie des photons UV dans les gammes de longueurs d'onde critiques (**Lekmine et al., 2021**).

Il est également essentiel de souligner que la photoprotection moderne ne se limite pas à la simple filtration physique des rayonnements, mais englobe aussi une défense biologique active. Les UV induisent un stress oxydatif profond via la génération de radicaux libres au niveau cellulaire (**Abril et al., 2025**). Par conséquent, la forte capacité de cet extrait à piéger les radicaux libres (*Radical Scavenging*) validée par nos tests antioxydants précédents (DPPH et FRAP) renforce l'effet protecteur global en inhibant la photo-oxydation des tissus cutanés (**Abdallah et al., 2024 ; Güven et al., 2023**).

2.4. L'Activité Antimicrobienne (Méthode de diffusion en puits)

Les résultats de l'évaluation de l'activité antimicrobienne des extraits aqueux d'*Astragalus armatus* Willd. (partie aérienne et partie souterraine), déterminés par la méthode de diffusion en puits, sont illustrés dans les **Figures 22 et 23**. Les mesures des diamètres des zones d'inhibition (exprimés en mm) révèlent une variabilité notable de

l'efficacité biologique en fonction de l'organe végétal, de la concentration appliquée et de la nature de la souche microbienne ciblée.

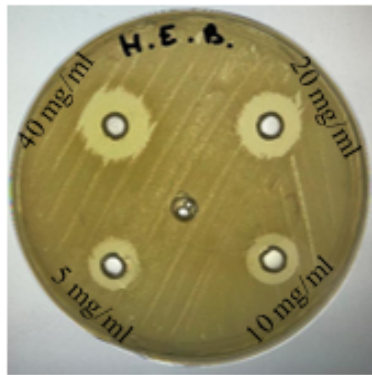
2.4.1. Efficacité de l'extrait aqueux des parties aériennes

L'extrait aqueux des parties aériennes (**Figure 22**) a manifesté les profils d'inhibition suivants :

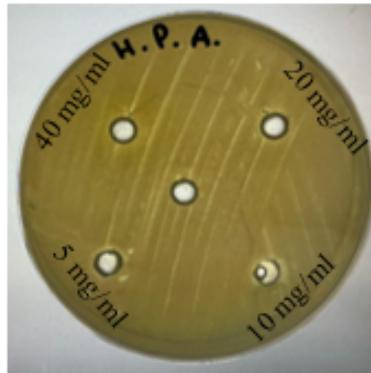
- **Souches à Gram négatif** : Une inhibition nette a été observée contre *Escherichia coli* et *Klebsiella pneumoniae*, avec des diamètres de zones d'inhibition oscillant entre 11 mm et 20 mm. À l'inverse, aucune activité inhibitrice (-) n'a été enregistrée vis-à-vis de *Pseudomonas aeruginosa*, quelle que soit la concentration testée.

- **Souche à Gram positif** : La souche *Staphylococcus aureus* a présenté une sensibilité particulièrement marquée, les diamètres d'inhibition débutant à 18 mm (à 5 mg/mL) pour atteindre un maximum de 27 mm à la concentration la plus élevée (40 mg/mL).

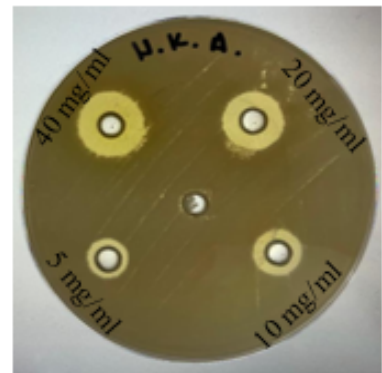
- **Activité antifongique** : Cet extrait n'a révélé aucune activité inhibitrice (-) vis-à-vis de la souche levuriologique *Candida albicans* sur l'ensemble de la gamme des concentrations étudiées.



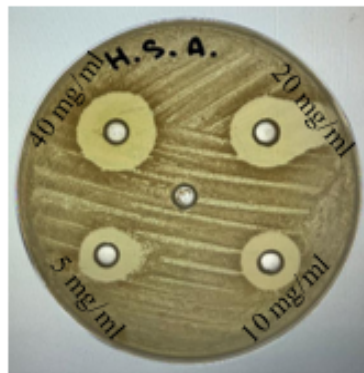
Escherichia coli



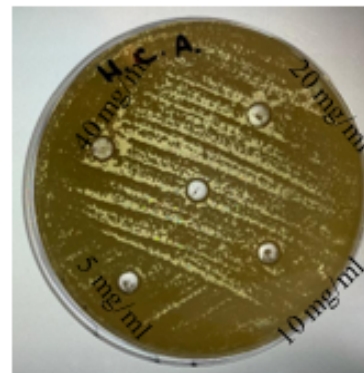
P. aeruginosa



K. pneumoniae



Staphylococcus aureus



Candida albicans

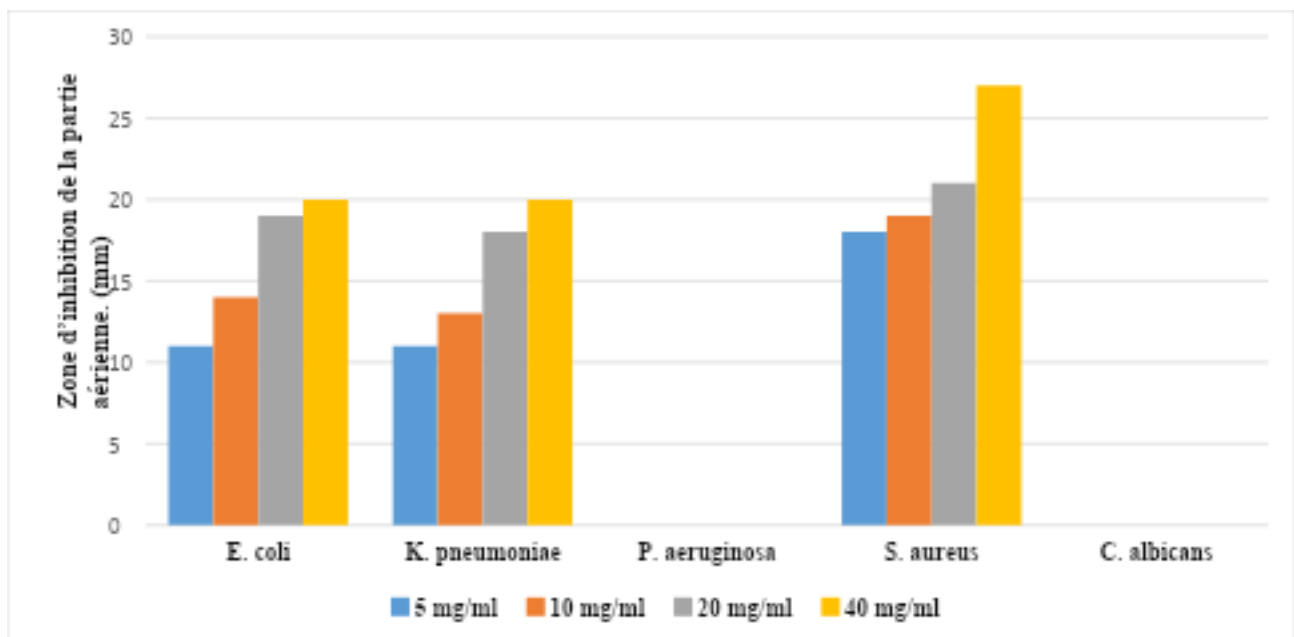


Figure 22: Activité antimicrobienne de l'extrait aqueux de la partie aérienne d'*A. armatus* vis-à-vis d'*Escherichia coli* (a), *Pseudomonas aeruginosa* (b), *Klebsiella pneumoniae* (c), *Staphylococcus aureus* (d) et *Candida albicans* (e).

2.4.2. Efficacité de l'extrait aqueux des parties souterraine

L'extrait aqueux des parties souterraines (**Figure 23**) a présenté les caractéristiques d'inhibition suivantes :

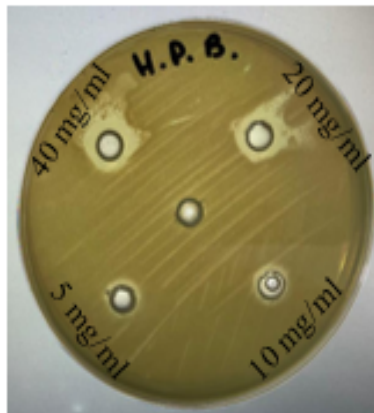
- **Souches à Gram négatif** : Contrairement au compartiment aérien, l'extrait racinaire s'est révélé actif contre toutes les souches à Gram négatif testées. Les zones d'inhibition mesurées varient de 14 mm à 20 mm pour *E. coli*, et de 13 mm à 28 mm pour *K. pneumoniae*. De plus, une action modérée a été induite contre *P. aeruginosa*, atteignant un diamètre maximal de 14 mm.

- **Souche à Gram positif** : Une efficacité stable a été enregistrée contre *Staphylococcus aureus*, avec des zones d'inhibition comprises entre 20 mm et 23 mm.

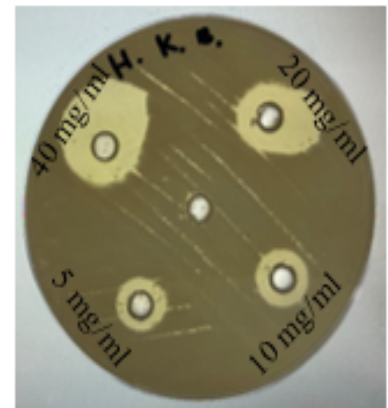
- **Activité antifongique** : À l'instar de la partie aérienne, aucune activité inhibitrice (-) n'a été observée pour l'extrait de la partie souterraine vis-à-vis de *Candida albicans* à toutes les concentrations évaluées.



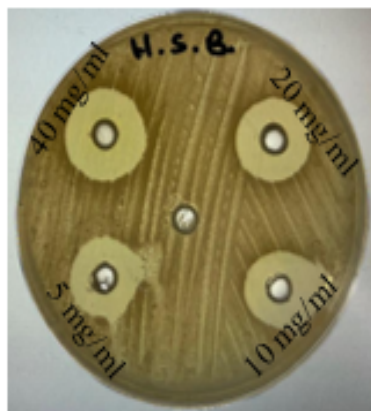
Escherichia coli



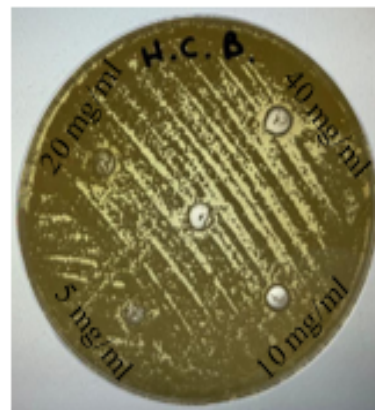
P. aeruginosa



K. pneumoniae



Staphylococcus aureus



Candida albicans

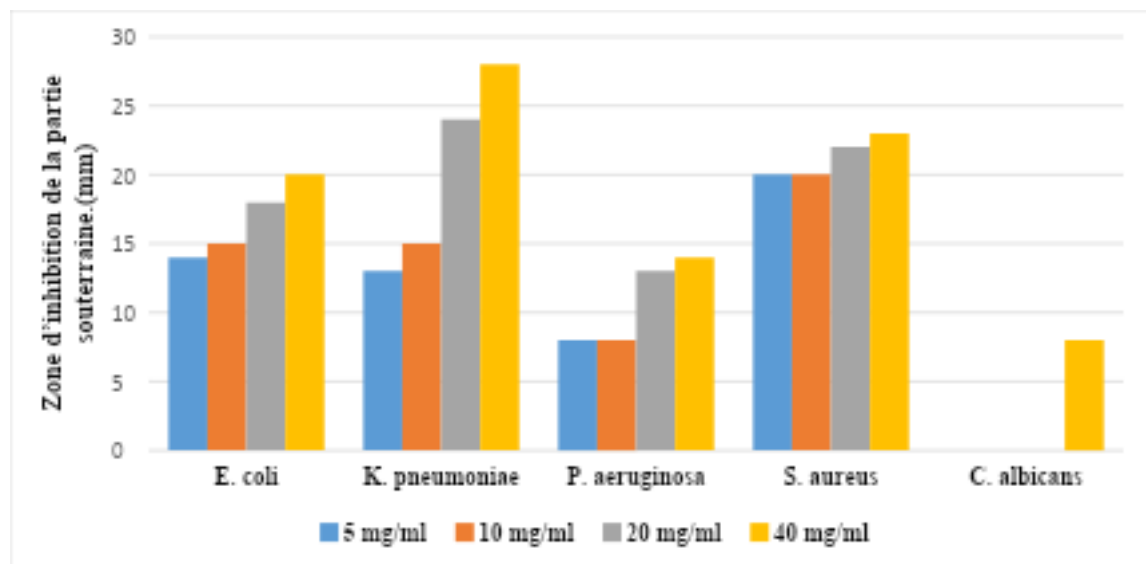


Figure 23: Activité antimicrobienne de l'extrait aqueux de la partie souterraine d'*A.armatus* vis-à-vis d'*Escherichia coli* (a), *Pseudomonas aeruginosa* (b), *Klebsiella pneumoniae* (c), *Staphylococcus aureus* (d) et *Candida albicans* (e).

Les maladies infectieuses causées par des souches bactériennes et fongiques pathogènes représentent un danger constant pour la santé publique en raison de leur forte capacité à développer des résistances aux antibiotiques conventionnels. Cela oriente la recherche phytochimique moderne vers l'exploration d'extraits végétaux polaires riches en métabolites secondaires, dotés de mécanismes moléculaires multiples capables de juguler la viabilité des microbes et d'inhiber leur croissance cellulaire (Nagarajan et al., 2022).

L'analyse comparative de nos résultats met en évidence une efficacité biologique nette et statistiquement différenciée entre les deux organes d'*A. armatus*. L'activité inhibitrice globale s'avère directement proportionnelle à la concentration des extraits. Globalement, l'extrait des parties souterraines (racines) manifeste une supériorité constante, affichant des diamètres de zones d'inhibition plus larges contre la majorité des bactéries testées par rapport à l'extrait des parties aériennes. La seule exception notable concerne la souche bactérienne *Staphylococcus aureus*, pour laquelle l'extrait de la partie aérienne montre une efficacité supérieure (27 mm) aux concentrations les plus élevées, tandis que l'extrait de racines se distingue par une action plus homogène et stable. Par ailleurs, la résistance totale de la souche eucaryote *Candida albicans* confirme la spécificité d'action de ces extraits aqueux, orientée exclusivement vers les cibles procaryotes.

D'un point de vue structural et biochimique, la variabilité et la spécificité biologique de l'extrait racinaire sont attribuées à la nature des composés extraits. En effet, les racines du genre *Astragalus* sont idéalement pourvues de groupes avancés d'alcaloïdes, de terpènes, de saponines et de glycosides polaires (Nagarajan et al., 2022). Ces composés agissent en synergie via des mécanismes moléculaires qui incluent la perturbation dynamique de la perméabilité des membranes cellulaires microbiennes, l'altération de la configuration structurale des protéines fonctionnelles, l'interférence directe dans l'inhibition d'enzymes vitales telles que l'ADN gyrase responsable de la réplication du matériel génétique, ainsi que le blocage des voies de la respiration cellulaire (Nagarajan et al., 2022). En revanche, l'efficacité des parties aériennes est préférentiellement liée à leurs composés phénoliques et flavonoliques polaires, notamment les dérivés du kaempférol, de la rutine et de la lutéoline, qui affectent structuralement la paroi cellulaire et entravent la progression de la croissance microbienne (Abdallah et al., 2024 ; Hosaflioglu, 2025).

En comparant ce comportement biologique à la résistance différentielle observée physiologiquement entre les souches, il apparaît que la susceptibilité accrue des bactéries à Gram positif découle directement de la différence structurale de leur enveloppe. Les bactéries à Gram négatif possèdent une membrane externe supplémentaire riche en

lipopolysaccharides (LPS), caractérisée par une perméabilité sélective stricte vis-à-vis des composés hydrophobes et des macromolécules exogènes. Cela les rend généralement plus résistantes aux agents antimicrobiens naturels que les bactéries à Gram positif, qui sont dépourvues de cette barrière externe et possèdent une paroi de peptidoglycane multicouche hautement poreuse, facilement pénétration par les composés bioactifs d'origine végétale **(Nagarajan et al., 2022)**. Ce modèle structural explique parfaitement pourquoi *P. aeruginosa*, un pathogène opportuniste à Gram négatif réputé pour sa perméabilité membranaire extrêmement faible, a totalement résisté à l'extrait aérien et n'a été que faiblement inhibé par l'extrait racinaire.

De plus, la nature du solvant utilisé joue un rôle crucial dans la variabilité de l'efficacité et du spectre d'inhibition. Il a été démontré, dans des études phytochimiques comparatives sur le genre *Astragalus*, que les extraits préparés à l'aide de solvants organiques polaires comme le méthanol affichent une activité inhibitrice nette mais souvent restreinte aux seules bactéries à Gram positif, alors que les extraits aqueux de certaines espèces voisines manquent parfois d'activité directe **(Aydemir et al., 2024)**. Cela met en exergue l'avantage biologique exceptionnel et le potentiel compétitif inhérent à l'extrait aqueux d'*A. armatus* obtenu dans notre étude, capable de cibler efficacement des souches à Gram négatif.

Pour ce qui est de la corrélation entre les constituants et l'efficacité, la variation des diamètres des zones d'inhibition est étroitement liée à la concentration et à la nature des molécules bioactives présentes dans chaque organe végétal **(Hosaflioglu, 2025)**. Néanmoins, l'activité antimicrobienne au sein du genre *Astragalus* n'est pas strictement linéaire avec la teneur en phénols totaux ; elle est fréquemment régie par d'autres métabolites secondaires non phénoliques, tels que les saponines triterpéniques **(Shahrivari-Baviloliaei et al., 2025)**. La capacité inhibitrice globale dépend de l'interaction conjointe et synergique entre les groupes phénoliques, alcaloïdiques et glycosidiques co-extraits quantitativement dans la matrice hydrosoluble **(Aydemir et al., 2024)**.

D'un point de vue adaptatif et écologique, la synthèse différentielle de ces agents antimicrobiens est intimement liée au rôle physiologique de chaque organe dans son écosystème. Les racines se développent en contact direct et permanent avec le microbiote du sol et les agents pathogènes telluriques. Cette interaction biotique constante stimule le système cellulaire racinaire à intensifier la synthèse et le stockage de composés de défense hautement évolués en guise de barrière préventive contre les infections **(Tedjaani et al., 2025)**. Cette variabilité biochimique est également sous l'influence de facteurs génétiques internes. La divergence des activités biologiques et des profils métaboliques entre les différents organes d'une même plante est principalement régie par des variations génotypiques associées à des réponses adaptatives aux contraintes du milieu de croissance **(Shahrivari-Baviloliaei et al., 2025)**. Cela explique, tant sur le plan théorique que pratique, pourquoi l'extrait aqueux de racines d'*A. armatus* possède une efficacité

inhibitrice globale plus large et plus puissante contre les souches bactériennes pathogènes testées par rapport aux parties aériennes.

CONCLUSION

Cette étude a permis de caractériser le contenu phytochimique et d'évaluer les activités biologiques comparées des extraits aqueux d'*Astragalus armatus* Willd. Les données expérimentales ont mis en évidence une variation quantitative et qualitative des métabolites secondaires selon la partie végétale analysée.

Sur le plan analytique, les parties aériennes ont enregistré les teneurs les plus élevées en composés phénoliques et en flavonoïdes. Cette composition est corrélée avec une forte activité antioxydante, mesurée par le piégeage du radical DPPH et la capacité de réduction du fer (FRAP). Cette action permet à cet extrait de stabiliser efficacement la membrane érythrocytaire contre l'hémolyse induite par le stress oxydatif. De plus, le compartiment aérien a présenté une activité photoprotectrice remarquable, caractérisée par une valeur de Facteur de Protection Solaire (SPF) élevée, indiquant une excellente capacité d'absorption des rayonnements ultraviolets (UV).

En contrepartie, les extraits des parties souterraines (racines) ont induit une forte inhibition de la dénaturation thermique de la sérum albumine bovine (BSA), ce qui constitue un indicateur prometteur d'une activité anti-inflammatoire *in vitro*. De plus, l'extrait racinaire a manifesté **une activité antimicrobienne sélective**, en inhibant la croissance de plusieurs bactéries pathogènes ainsi que de la levure *Candida albicans*, qui s'étaient montrées résistantes aux extraits des parties aériennes

Perspectives futures :

En se basant sur cette complémentarité biomoléculaire entre les différentes parties de la plante, plusieurs perspectives futures peuvent être envisagées :

- **Identification chimique approfondie :** Il est recommandé d'utiliser des techniques chromatographiques avancées, telles que la HPLC et la LC-MS, pour identifier avec précision les principaux composés chimiques présents dans ces extraits.
- **Isolement des principes actifs :** Réaliser des études complémentaires pour isoler, purifier et caractériser la structure chimique exacte des molécules responsables de ces activités biologiques.
- **Applications cosmétiques :** Intégrer l'extrait des parties aériennes, grâce à sa richesse en antioxydants et son SPF élevé, dans la formulation de produits cosmétiques comme filtres protecteurs naturels contre les UV et le vieillissement cutané.

- **Développement pharmaceutique et études *in vivo*** : Orienter l'extrait des parties souterraines vers l'industrie pharmaceutique pour le développement d'agents anti-inflammatoires et antimicrobiens naturels, tout en passant des tests *in vitro* vers des modèles expérimentaux *in vivo* afin de vérifier la toxicité, la biodisponibilité et l'innocuité de ces extraits.

RÉFÉRENCES

Abdallah, W. E., Abdelshafeek, K. A., Elsayed, W. M., AbdelMohsen, M. M., Salah, N. A., & Hassanein, H. D. (2024). Phytochemical and biological investigation of *Astragalus Caprinus* L. BMC complementary medicine and therapies, 24(1), 294.

Abril, S. P., Rincón-Díaz, N., Puyana, M., Castellanos, L., & Ramos, F. A. (2025). Photoprotective activity from Colombian Caribbean brown algae using HPLC-DAD metabolic profiling by MCR-ALS data analysis. Scientific Reports, 15(1), 16204

Ahmed, S. (2025). Antioxidant assays in phytonutrient research: Translating laboratory innovations into practical applications: Antioxidant assays in phytonutrient research. PHYTONutrients, 08-27.

Ahn, M. R., Kumazawa, S., Usui, Y., Nakamura, J., Matsuka, M., Zhu, F., & Nakayama, T. (2007). Antioxidant activity and constituents of propolis collected in various areas of China. Food Chemistry, 101(4), 1383-1392. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2006.03.045>

Alloui, H. (2024). Dosage et activité biologique des molécules à partir de la plante *Astragalus armatus* de la région de Biskra [Mémoire de Master, Université Mohamed Khider de Biskra].

Amiri, M. S., Joharchi, M. R., & Nadaf, M. (2020). Ethnobotanical knowledge on *Astragalus spp.*: The largest genus of vascular plants in the world. Ethnobotany Research and Applications, 10(2).

Atta, E. M., Mohamed, N. H., & Abdelgawad, A. A. M. (2017). Antioxidants: An overview on the natural and synthetic types. European Chemical Bulletin, 6(8), 365–375.

Aydemir, E., Odabaş Köse, E., Özkaya Gül, S., Korkut, A., Kilit, A. C., Celep, M. E., ... & Sarikurcu, C. (2024). Phytochemical and biological investigations of crude extracts of *Astragalus pisidicus*. Pharmaceuticals, 18(1)

Baziz, K. (2015). Organisation du génome et étude palynologique de quelques espèces algériennes du genre *Astragalus* L. [Thèse de Doctorat, Université Constantine 1].

Belyagoubi, S., et al. (2016). Étude de la biodiversité floristique des zones arides et semi-arides en Algérie.

Belyagoubi-Benhammou, N., et al. (2018). Phytochemical analysis and antioxidant activity of some Algerian medicinal plants. *Journal of Applied Botany and Food Quality*, 91, 213–221.

Bratkov, V. M., et al. (2016). Flavonoids from the genus *Astragalus*: Phytochemistry and biological activity. *Pharmacognosy Reviews*.

Broadhurst, R. B., & Jones, W. T. (1978). Analysis of condensed tannins using acidified vanillin. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 29(9), 788-794. <https://doi.org/10.1002/jsfa.2740290908>

Bruneton, J. (1999). Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales (3rd ed.). Tec & Doc.

Cáceres Estévez, I., Haya Rodriguez, L., Haro Perdiguero, E., Moreno Tovar, F. J., Montalvo Lobo, D., Botella, L. N., ... & López Sánchez, A. (2025). Exploring the in vitro photoprotective effect of a combination of *Aspalathus linearis* natural extracts: First steps in developing new technologies for photoprotection strategies. *International Journal of Molecular Sciences*, 26(5), 2330.

Wang, X., Lv, T., Zhang, C., Li, X., Chen, J., Guo, K., ... & Deng, Z. (2025). Fermentation of *Asparagus cochinchinensis* extracts with endophytic *Aspergillus aculeatus* TD103 enhanced their photo-protective effects against UVB radiation. *BMC biotechnology*, 25(1), 96.

Chen, Z., et al. (2015). Anti-diabetic effects of *Astragalus* polysaccharides: A review. *Journal of Ethnopharmacology*, 175, 30–39.

Chetehouna, S., Derouiche, S., Atoussi, O., & Guemari, I. (2022). Physico-chemical Analysis, Phytochemical content and Antioxidant properties of honey dates " Robe" of some Algeria date variety from Oued Righ and Oued Souf regions. *Asian Journal of Research in Chemistry*, 15(6), 399-403. <https://doi.org/10.52711/0974-4150.2022.00070>

Chezem, W. R., & Clay, N. K. (2016). Regulation of plant secondary metabolism. *The Arabidopsis Book*, 14, e0184.

Chlopicka, J., et al. (2012). Total phenolic and total flavonoids content, antioxidant activity and sensory evaluation of dietary supplement. *Food and Chemical Toxicology*.

Chung, E., Ren, G., Johnston, I., Matharu, R. K., Ciric, L., Walecka, A., & Cheong, Y. K. (2023). Applied methods to assess the antimicrobial activity of metallic-based nanoparticles. *Bioengineering*, 10(11), 1259.

Coskun, F. (2016). Strategies for the extraction of bioactive compounds from plant materials. *Techniques in Biochemistry*, 4(2), 123–135.

Couteau, C., et al. (2007). In vitro UV-A protection factor (PF-UVA) of organic and inorganic sunscreens. *Pharmaceutical Development and Technology*.

Cowan, M. M. (1999). Plant products as antimicrobial agents. *Clinical Microbiology Reviews*, 12(4), 564–582.

Cseke, L. J., et al. (2006). *Natural products from plants* (2nd ed.). CRC Press.
Daenen, K., et al. (2019). Oxidative stress in chronic kidney disease. *Pediatric Nephrology*, 34(6), 975–991.

Demain, A. L., & Fang, A. (2000). The natural functions of secondary metabolites. *Advances in Biochemical Engineering/Biotechnology*, 69, 1–39.
Dewick, P. M. (2002). *Medicinal Natural Products: A Biosynthetic Approach* (2nd ed.). John Wiley & Sons.

Derouiche, S., Abbas, K., & Djermoune, M. (2017). Polysaccharides and Ascorbic Acid Content and the Effect of Aqueous Extract of *Portulaca Oleracea* in High-Fat Diet-Induced Obesity, Dyslipidemia and Liver Damage in Albino Wistar Rats
Contenu des Polysaccharides et Acide Ascorbique et Effet de l'Extrait. *Algerian Journal of Arid Environment*, 7(2), 16-26. <https://doi.org/10.12816/0046095>

Dixon, R. A. (2001). Natural products and plant disease resistance. *Nature*, 411(6839), 843–847.

Djeridane, A., et al. (2006). Antioxidant activity of some Algerian medicinal plants extracts containing phenolic compounds. *Food Chemistry*, 97(4), 654–660.
Durazzo, A., et al. (2021). *Astragalus: General Aspects, Chemical Components and Biological Activities*. IntechOpen.

Djouadi, A., & Derouiche, S. (2021). Spinach mediated synthesis of zinc oxide nanoparticles: Characterization, in vitro biological activities study and in vivo acute toxicity evaluation. *Current Research in Green and Sustainable Chemistry*, 4, 100214. doi: 10.1016/j.crgsc.2021.100214

Edeoga, H. O., Okwu, D., & Mbaebie, B. (2005). Phytochemical constituents of some Nigerian medicinal plants. *African Journal of Biotechnology*, 4(7), 685-688.

Fang, J., et al. (2019). Modern analytical techniques for plant secondary metabolites. *Journal of Analytical Methods in Chemistry*.

Ferreira, I. C., et al. (2020). Secondary metabolites as a source of anti-inflammatory and anticancer agents. *Medicinal Chemistry Research*, 29, 1105–1120.

GBIF.org. (2026). *Astragalus armatus* Willd. GBIF Backbone Taxonomy

Gontijo, D. C., Brandão, G. C., Gontijo, P. C., de Oliveira, A. B., Diaz, M. A. N., Fietto, L. G., & Leite, J. P. V. (2017). Identification of phenolic compounds and biologically related activities from *Ocotea odorifera* aqueous extract leaves. *Food Chemistry*, 230, 618-626.

Güven, L., Erturk, A., Miloğlu, F. D., Alwasel, S., & Gulcin, İ. (2023). Screening of antiglaucoma, antidiabetic, anti-alzheimer, and antioxidant activities of *Astragalus alopecurus pall*—analysis of phenolics profiles by LC-MS/MS. *Pharmaceuticals*, 16(5), 659

Hall, T. J. (2008). *Tannins: Properties, biological effects and health benefits*. Nova Science Publishers.

Harborne, A. (1998). *Phytochemical methods a guide to modern techniques of plant analysis*. springer science & business media.

Harborne, J. B. (1998). *Phytochemical Methods* (3rd ed.). Chapman & Hall.
Hanson, J. R. (2003). *Natural Products: The Secondary Metabolites*. Royal Society of Chemistry.

Hosaflioglu, I. (2025). Phytochemical Analysis and Biological Activity of *Astragalus onobrychis*: Quantitative Analysis of Phenolic Compounds, Antioxidants, and Antibacterial Activities. *Food Science & Nutrition*, 13(2), e70025

Ingle, K. P., et al. (2017). Phytochemicals: Extraction methods, identification and detection of bioactive compounds. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*, 6(1), 32–36.

Kabera, J. N., et al. (2014). Plant secondary metabolites: Biosynthesis, classification, function and pharmacological properties. *Journal of Pharmacy and Pharmacology*, 2, 377–392.

Khalfallah, A., et al. (2013). A new flavonol triglycoside from *Astragalus armatus* Willd. *Records of Natural Products*, 7(3), 220–225.

Kiendrebeogo, M., Coulibaly, K., Sanogo, R., & Kone-Bamba, D. (2016). Mineral salt composition and secondary metabolites of *Ocimum gratissimum* L., an antihyperglycemic plant. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*, 5(5), 425.

Kumar, S., & Pandey, A. K. (2013). Chemistry and biological activities of flavonoids. *The Scientific World Journal*.

Labed, A. (2016). Investigation phytochimique et biologique d'*Astragalus armatus* ssp. *numidicus* [Thèse de Doctorat, Université Constantine].

Labed, A., et al. (2016). Compounds from *Astragalus armatus* pods... *Pharmaceutical Biology*, 54(12), 3026–3032.

Laib, L., Samir, D., & Wiam, Z. (2021). *Aristolochia longa* (Aristolochiaceae) Spice Alleviates Nickel-Induced Oxidative Stress and Biochemical Alterations in Rats. *Austin J Pharmacol Ther*, 9(6), 1151.

Lekmine, S., Boussekine, S., Akkal, S., Martín-García, A. I., Boumegoura, A., Kadi, K., ... & Nieto, G. (2021). Investigation of photoprotective, anti-inflammatory, antioxidant capacities and LC–ESI–MS phenolic profile of *Astragalus gombiformis* Pomel. *Foods*, 10(8), 1937.

Mahmoudi, S., et al. (2021). Nutritional value and bioactive compounds of *Astragalus armatus* seeds. *Food Chemistry*, 185, 104331.

Makkar, H. P. S., et al. (2007). Plant secondary metabolites. Humana Press.

Malsawmtluangi, C., et al. (2013). A review on herbs used as sunscreen. *Pharmacognosy Reviews*.

Mander, L., & Liu, H. W. (2010). *Comprehensive Natural Products II*. Elsevier.

Mansur, J. d. S., Breder, M. N. R., Mansur, M. C. d. A., & Azulay, R. D. (1986). Determinação do fator de proteção solar por espectrofotometria. *Anais brasileiros de dermatologia*, 121-124.

Mansur, J. S., et al. (1986). Determinação do fator de proteção solar por espectrofotometria. Anais Brasileiros de Dermatologia.

Mehellou, Z. (2023). Caractérisation et activités biologiques des polysaccharides... [Thèse de Doctorat, Université Ouargla].

Mierziak, J., et al. (2014). Flavonoids as important molecules of plant interactions with the environment. *Molecules*, 19(10), 16240–16265.

Moussaoui, Y., et al. (2011). Use of *Astragalus armatus* roots in papermaking. *BioResources*, 6(4), 4969–4978.

Nagarajan, K., Ghai, R., Varshney, G., Grover, P., Genovese, C., D'Angeli, F., ... & Teotia, A. K. (2022). Identification of potent bioassay guided terpenoid and glycoside root fractions of *astragalus candolleanus* against clinically significant bacterial strains. *International Journal of logy*, 2022(1), 4584799.

Ngegba, P. M., et al. (2022). Biopesticides as a promising alternative to synthetic pesticides. *Agriculture*, 12(5), 600.

Nikaido, H. (2003). Molecular basis of bacterial outer membrane permeability revisited. *Microbiology and Molecular Biology Reviews*, 67(4), 593–656.

Nisar, M., et al. (2022). Plant metabolites: types, sources and functions. *Journal of Plant Biology*.

Nisar, M., Mohammad, K. A., Shah, A., & Ahmad, B. (2022). Plant Metabolites: Types, Sources and Functions. *Molecules*, 27(19), 6225.

Nwidu, L. L., Elmorsy, E., Thornton, J., Wijamunige, B., Wijesekara, A., Tarbox, R., Warren, A., & Carter, W. G. (2017). Anti-acetylcholinesterase activity and antioxidant properties of extracts and fractions of *carpolobia lutea*. *Pharmaceutical Biology*, 55(1), 1875-1883. <https://doi.org/10.1080/13880209.2017.1339283>

Oyaizu, M. (1986). Studies on products of browning reaction. Antioxidative activities of products of browning reaction prepared from glucosamine. *The Japanese Journal of Nutrition and Dietetics*, 44(6), 307-315. <https://doi.org/10.5264/eiyogakuzashi.44.307>

Pan, Y., & Kong, L. D. (2018). High fructose diet-induced metabolic syndrome: Pathophysiological mechanism and treatment by traditional Chinese medicine. *Pharmacological Research*, 130, 438-450. <https://doi.org/10.1016/j.phrs.2018.02.020>

Özdemir-Bayçınar, K., Barak, T. H., Kurt-Celep, İ., Özbek, M. O., Wang, D., Savaşan, O., & Eroğlu Özkan, E. (2026). Cycloartane-Type Saponins, Phytochemical-Rich Extracts, and Sub-Extracts from *Astragalus noeanus* Boiss. Exhibit In Vitro and In Silico Effects on Glucose Metabolism. *Pharmaceuticals*, 19(3), 352.

Paarvanova, B., Tacheva, B., Savova, G., Karabaliev, M., & Georgieva, R. (2023). Hemolysis by saponin is accelerated at hypertonic conditions. *Molecules*, 28(20), 7096.

Morais, V., Suarez, N., Cibulski, S., & Silveira, F. (2025). Leaf saponins of quillaja brasiliensis as powerful vaccine adjuvants. *Pharmaceutics*, 17(8), 966.

GenÇ, R., Yakuboğullari, N., Nalbantsoy, A., ÇÖven, F., & Bedir, E. (2020). Adjuvant potency of Astragaloside VII embedded cholesterol nanoparticles for H3N2 influenza vaccine. *Turkish Journal of Biology*, 44(5), 304-314.

Qi, L. W., et al. (2010). Saponins from the genus *Astragalus* and their biological activities. *Current Drug Metabolism*, 11(3), 232–255.

Quezel, P., & Santa, S. (1963). *Nouvelle flore de l'Algérie*. CNRS.

Raigar, A. K., Saini, K., Jyoti, N., Kapavarapu, R. K., & Guleria, A. (2025). Spiro thiochromene–oxindoles as novel anti-inflammatory agents: design, sustainable synthesis, in vitro and in silico evaluations. *RSC advances*, 15(1), 261-275.

Laikhah, L., Shaliha, I., & Warnandi, A. (2026). Determination of the Sun Protection Factor (SPF) of Ethanol Extract Gel from Arumanis Mango Leaves (*Mangifera indica* L. var. *arumanis*) as a Sunscreen Using the UV-Vis Spectrophotometry Method. *Jurnal Riset Kefarmasian Indonesia*, 8(1), pp. 1-10.

Reuben, S., et al. (2016). Terpenes in plants. *Plant Science Journal*, 21(3), 88–94.

Ribéreau-Gayon, P. (1968). *Les composés phénoliques des végétaux*. Dunod.

Rice-Evans, C. A., et al. (1996). Structure-antioxidant activity relationships of flavonoids and phenolic acids. *Free Radical Biology and Medicine*, 20(7), 933–956.

Rios, J. L., & Recio, M. C. (2005). Medicinal plants and antimicrobial activity. *Journal of Ethnopharmacology*, 100(1–2), 80–84.

Rodriguez, G. (2022). *Metabolism: Catabolism and Anabolism*. IntechOpen.

Sæbø, I. P., Bjørås, M., Franzyk, H., Helgesen, E., & Booth, J. A. (2023). Optimization of the hemolysis assay for the assessment of cytotoxicity. *International*

journal of molecular sciences, 24(3), 2914.

Sánchez-Moreno, C. (2002). Methods used to evaluate the free radical scavenging activity. *Food Science and Technology International*, 8(3), 121–137.

Sanderson, M. J., & Wojciechowski, M. F. (1996). Diversification rates in *Astragalus*. *American Journal of Botany*, 83(11), 1488–1502.

Sankhalkar, S., & Vernekar, V. (2016). Quantitative and Qualitative analysis of Phenolic and Flavonoid content in *Moringa oleifera* Lam and *Ocimum tenuiflorum* L. *Pharmacognosy research*, 8(1), 16.

Sanvee, S. (2020). Antidiabetic activity of tannin fraction of *Bridelia ferruginea* (Benth) leaf extract on fructose-induced diabetic mice. *Journal of Herbmmed Pharmacology*.

Sarker, S. D., & Nahar, L. (2012). *Natural Product Chemistry*. Wiley.

Shahrivari-Baviloliaei, S., Konopacka, A., Pascoalino, L. A., Reis, F., Kunkowski, D., Petropoulos, S. A., ... & Viapiana, A. (2025). Nutritional, chemical, antioxidant and antibacterial screening of *Astragalus cicer* L. and *Astragalus glycyphyllos* L. different morphological parts. *Foods*, 14(2), 250.

Shi, L., et al. (2020). Sustainable agriculture: The role of secondary metabolites. *Journal of Sustainable Development*, 15(2), 44–58.

Siddiqui, S. A., & Prasad, R. (2016). *Antioxidant Properties of Phenolic Compounds*. Springer.

Slinkard, K., & Singleton, V. L. (1977). Total phenol analysis: automation and comparison with manual methods. *American journal of enology and viticulture*, 28(1), 49-55.

Suci, D. B., Ariastuti, R., & Qonitah, F. (2025, August). Antioxidant Activity Test of Purple Passion Fruit Peel Extract (*Passiflora edulis* Sims) Using The DPPH Method. In ICEETE Conference Series (Vol. 3, No. 1, pp. 389-394).

Sutrisno, C. A. P., & Kartini, K. (2025). Dot-blot assay with $AlCl_3$ reagent for rapid screening of total flavonoid content in food and herbal medicine materials. *Acta Chromatographica*, 37(4), 498-508.

Tedjani, A., Azzi, M., Righi, N. A., Chemsas, A. E., Mouane, A., Boual, Z., ... & Messaoudi, M. (2025). A systematic review of *Astragalus* plants in the septentrional Algerian Sahara. *Frontiers in Nutrition*, 12, 1683447

The Angiosperm Phylogeny Group. (2009). An update of APG III. *Botanical Journal of the Linnean Society*, 161(2), 105–121.

Vermeris, W., & Nicholson, R. (2006). *Phenolic Compound Biochemistry*. Springer.

Verpoorte, R., & Alfermann, A. W. (2000). *Metabolic Engineering of Plant Secondary Metabolism*. Kluwer.

Vinjamuri, S., Afshan, S., Shekar, S., & Saraswathi, V. J. (2015). Evaluation of hemolytic activity, atpase inhibitory activity and antitumor activity of TLC extract of lemon grass (*Cymbopogon citratus*). *International Journal of Pharmacognosy and Phytochemical Research*, 7(4), 785-788.

Wang, G., et al. (2012). *Terpenoids as therapeutic agents*. Springer.

Wink, M. (2010). *Functions and Biotechnology of Plant Secondary Metabolites* (2nd ed.). Wiley-Blackwell.

World Journal of Gastroenterology, 20(33), 11706.

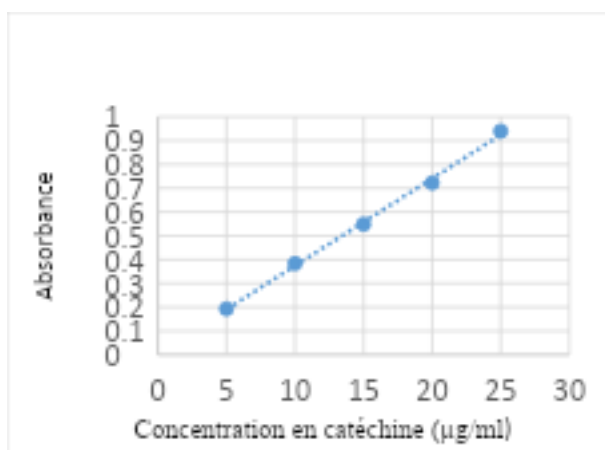
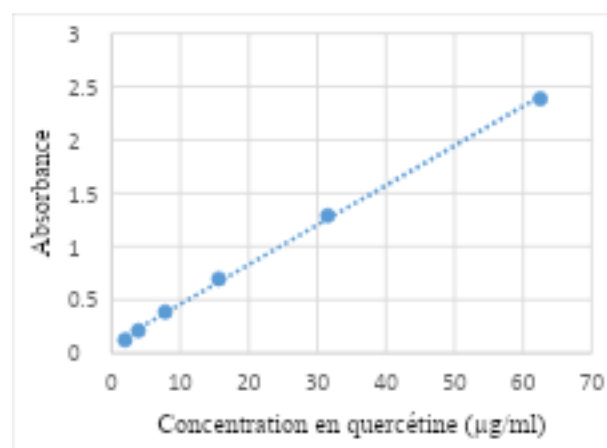
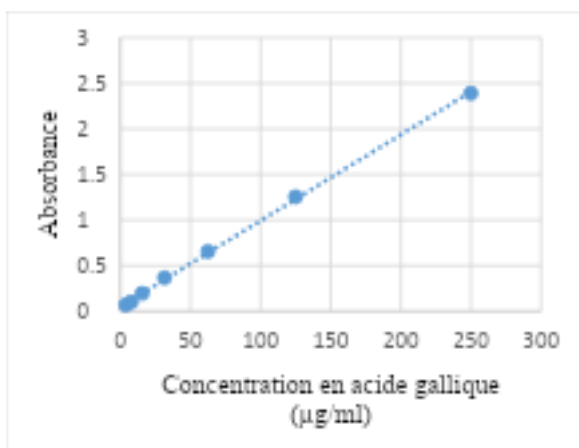
Wulandari, D., Amin, S., Anamareri, N., & Azizah, A. (2025). Tinjauan Kimia Medisinal Senyawa Fenol dari Ekstrak Daun dan Biji Pepaya (*Carica papaya*) sebagai Anti Kanker. *Jurnal Ilmiah Kedokteran Dan Kesehatan*, 4(2), 132-146.

Yam, M. F., Ang, L. F., Ameer, O. Z., Salman, I. M., Aziz, H. A., & Asmawi, M. Z. (2009). Anti-inflammatory and analgesic effects of *Elephantopus tomentosus* ethanolic extract. *Journal of Acupuncture and Meridian Studies*, 2(4), 280-287. 347.

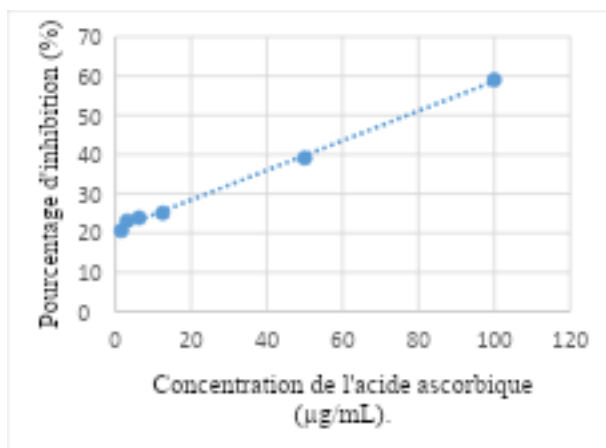
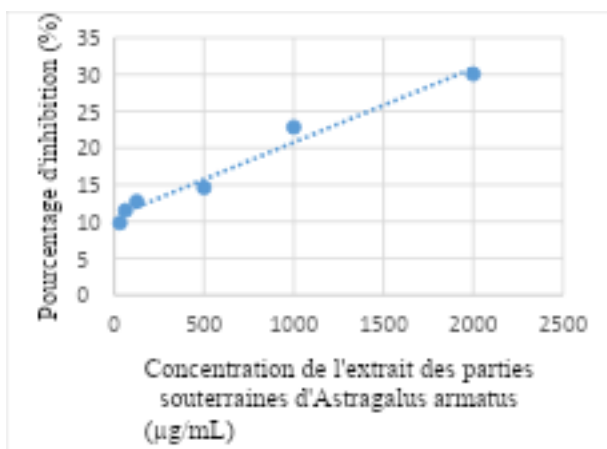
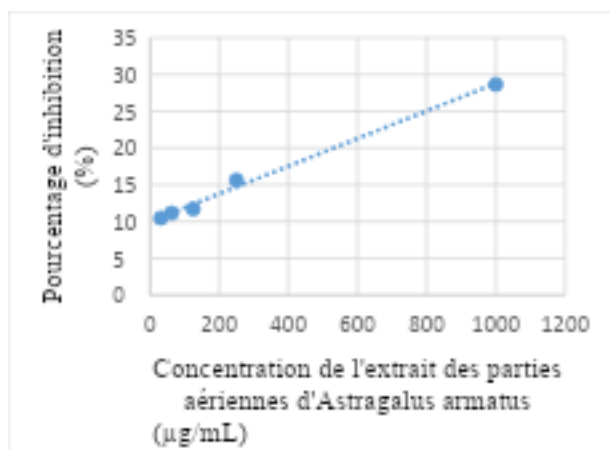
Zhang, et al. (2014). *Studies on membrane protection and polyphenols*.

Zheng, W., et al. (2018). Correlation between polyphenols and antioxidant activity in medicinal plants.

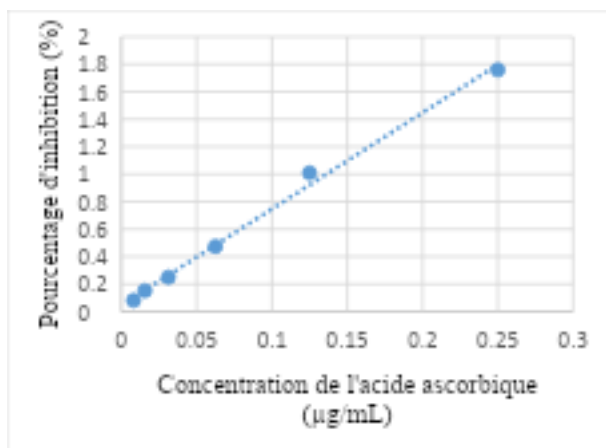
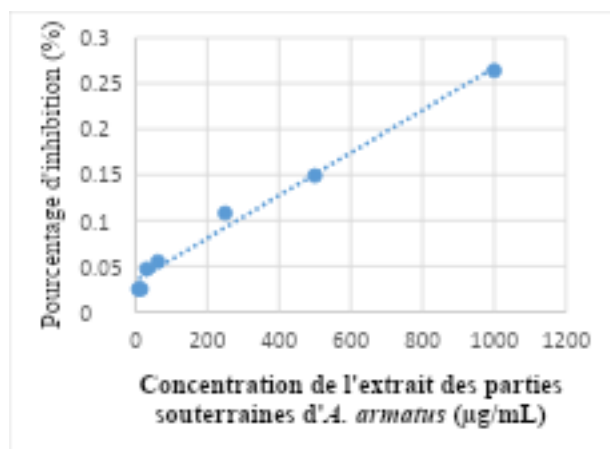
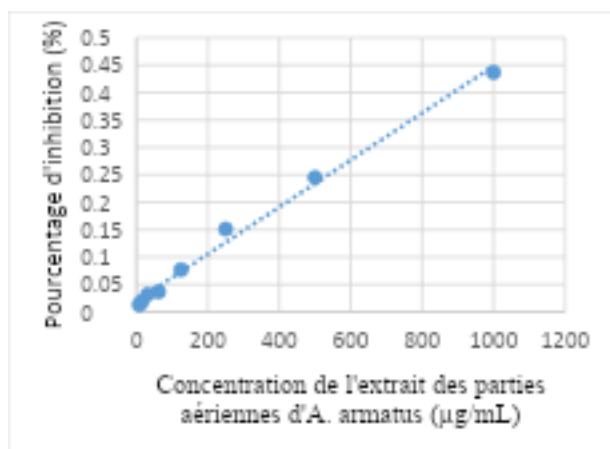
ANNEXES



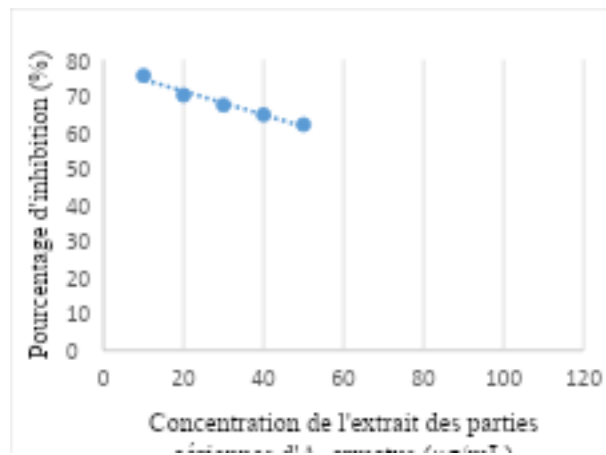
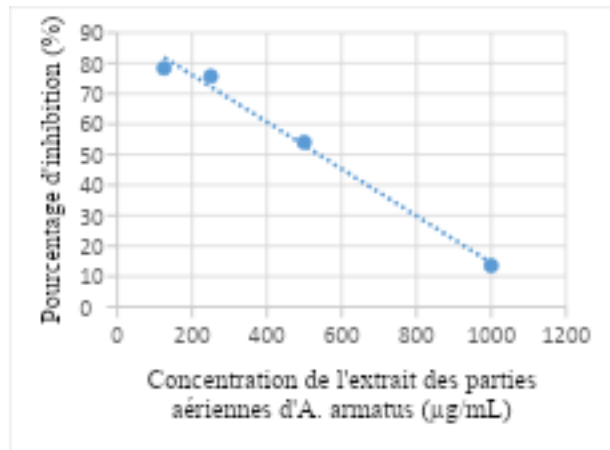
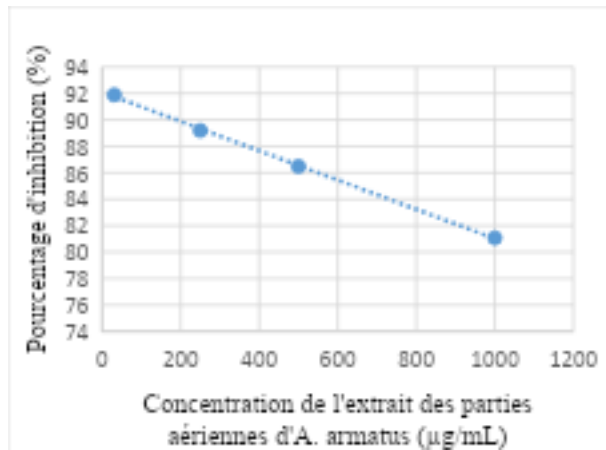
Annexe 01 : Courbes d'étalonnage de l'acide gallique, de la quercétine et de la catéchine pour l'estimation des phénols totaux, des flavonoïdes et des tannins condensés respectivement.



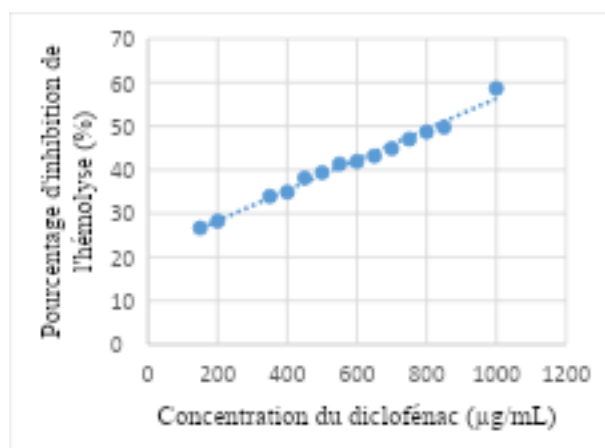
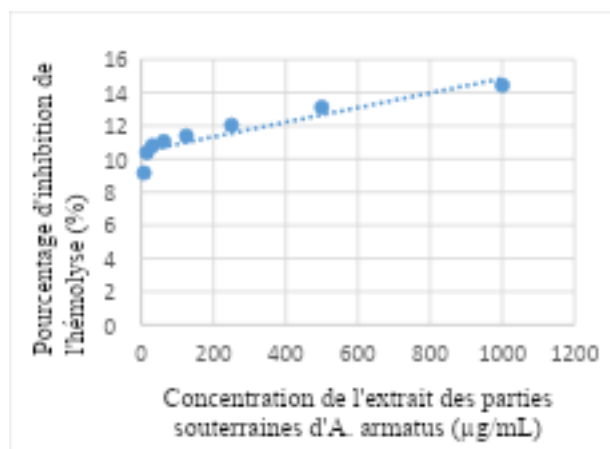
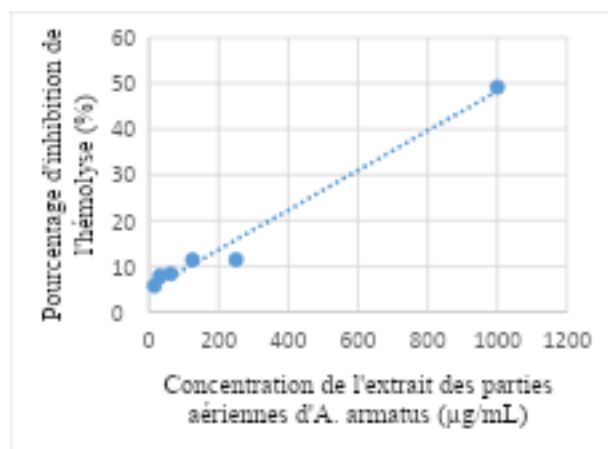
Annexe 02 : Pourcentage d'inhibition des extraits des parties aériennes et des parties souterraines d'*Astragalus armatus* Willd et de l'acide ascorbique pour la détermination de l' IC_{50} de l'activité de piégeage du radical DPPH.



Annexe 03 : Pourcentage d'inhibition des extraits des parties aériennes et des parties souterraines d'*A. armatus* et de l'acide ascorbique pour la détermination de l'IC₅₀ de l'activité FRAP.



Annexe 04 : Pourcentage d'inhibition des extraits des parties aériennes et des parties souterraines d'*A. armatus* et du diclofénac pour la détermination de l' IC_{50} de l'activité anti-inflammatoire. (BSA)



Annexe 05 : Pourcentage d'inhibition de l'hémolyse des extraits des parties aériennes et des parties souterraines d'*A. armatus* et du diclofénac pour la détermination de l' IC_{50} de l'activité anti-hémolytique.