



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

Université Echahid Hamma Lakhdar - El Oued

كلية علوم الطبيعة والحياة

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

قسم البيولوجيا الخلوية والجزيئية

Département de biologie Cellulaire et Moléculaire.



MEMOIRE DE FIN D'ETUDES

En vue de l'obtention du diplôme de Master Académique en Sciences
biologiques

Spécialité : Toxicologie

THEME

Etude phytochimique et activités antioxydante et antibactérienne
d'une plante épuratrice de l'eau (*Phragmites australis*) (récoltée à
Debila , El-Oued , Algérie)

N° de série : ...

Présenté par :

M^{elle} : Ababba Meriem

M^{elle} : Allal Aya

M^{elle} : Kermadi Rioua

Devant le jury composé de :

Président :	Mr BOUALI Nouredine	MCA	Université d'El Oued
Examineur :	Mr KHELEF Yahia	MCA	Université d'El Oued
Encadreur :	GUEMMOUDA Messaouda	MCA	Université d'El Oued

Année Universitaire 2025-2026



Remerciements

Louange à Allah, le Tout-Puissant, que nous remercions pour Sa grâce, Son soutien et Son assistance tout au long de notre parcours universitaire. C'est grâce à Sa volonté que nous avons pu mener à bien ce travail et atteindre cette étape importante de notre formation.

Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude à notre promotrice, **Mme GUEMMOUDA Messaouda**, pour son encadrement de qualité, sa disponibilité, ses précieux conseils, ses orientations pertinentes et son soutien constant tout au long de la réalisation de ce mémoire.

Nous adressons également nos sincères remerciements aux membres du jury qui ont accepté d'examiner et d'évaluer ce travail. Nous leur sommes reconnaissants pour l'intérêt qu'ils lui portent ainsi que pour leurs remarques et suggestions constructives.

Nos remerciements vont aussi à toutes les personnes ayant contribué, de près ou de loin, à la réalisation de cette étude. Nous exprimons notre reconnaissance particulière aux responsables des laboratoires, **Omar Khennoufa, Aya Rehouma et Latifa Katraoui**, pour leur accueil, leur disponibilité et leur précieuse collaboration.

Nous remercions chaleureusement le **Dr Derouiche Samir** ainsi que la **Dr Kadri Mounira** pour leur aide, leurs conseils et leur soutien qui ont grandement contribué à l'aboutissement de ce travail.

Nous remercions également **Djihad Channa** pour son aide et son soutien.

Enfin, nous exprimons notre gratitude à tous nos camarades de la promotion 2026 pour les moments de partage, l'esprit de solidarité et l'entraide qui ont marqué notre parcours universitaire.

À toutes les personnes qui nous ont soutenus et encouragés durant cette expérience, nous adressons nos plus sincères remerciements.





Dédicace

Louange à Allah, Seigneur des mondes, dans les premiers comme dans les derniers temps. Louange à Celui qui m'a accordé la réussite et m'a permis d'atteindre cette étape de mon parcours. Mon chemin n'aurait pu aboutir et mes efforts n'auraient pu être couronnés de succès sans Sa grâce et Sa miséricorde. Louange à Allah pour l'accomplissement de ce travail et pour la joie de la réussite après de longues années de patience et de persévérance.

Aujourd'hui, après des années d'efforts et de sacrifices, je me tiens fièrement devant la réalisation d'un rêve qui m'était cher. Je suis honorée du chemin parcouru et reconnaissante pour tout ce qui m'a permis d'atteindre cet objectif.

Je dédie tout d'abord ce succès à moi-même, pour ma patience, ma détermination et les efforts consentis afin de surmonter les difficultés et parvenir à cette étape importante.

Je le dédie ensuite à toutes les personnes qui ont contribué, de près ou de loin, à l'aboutissement de ce travail et qui m'ont accompagnée par leur soutien, leur affection et leurs encouragements.

À celle qui m'a portée, protégée et entourée de son amour depuis ma naissance ; à celle qui a sacrifié son confort et son bonheur pour ma réussite ; à celle dont la tendresse et les prières ont illuminé mon chemin ; à ma très chère mère, qu'Allah la préserve et lui accorde santé et bonheur.

À celui qui a toujours été mon soutien, ma force et mon refuge dans les moments difficiles ; à celui qui m'a appris la persévérance et le courage ; à mon cher père, que j'aime profondément et dont je suis fière. Qu'Allah lui accorde une longue vie et le garde auprès de moi.

À mes compagnes de route et de lutte, **Aya** et **Roua**, qui ont été d'un soutien précieux et d'une aide inestimable dans la réalisation de ce travail.

Enfin, à toutes les personnes qui m'ont soutenue, encouragée ou adressé une parole bienveillante ou une prière sincère, je dédie le fruit de cette réussite, en espérant qu'Allah nous accorde à tous davantage de succès et de prospérité.



Meriem



Dédicace

Louange à Allah qui m'a accordé la réussite dans l'accomplissement de ce travail et m'a donné la force, la patience et la détermination nécessaires pour parvenir à cette étape de mon parcours.

Je dédie le fruit de mes efforts aux êtres les plus chers à mon cœur, et tout particulièrement à ma très chère mère, dont les prières, la patience et la tendresse ont constitué une source inestimable de soutien et de motivation. Les mots ne sauraient exprimer toute ma gratitude envers elle, car elle a toujours été et demeure un symbole d'amour, de réconfort et de dévouement. Qu'Allah la protège et la garde comme une bénédiction dans ma vie.

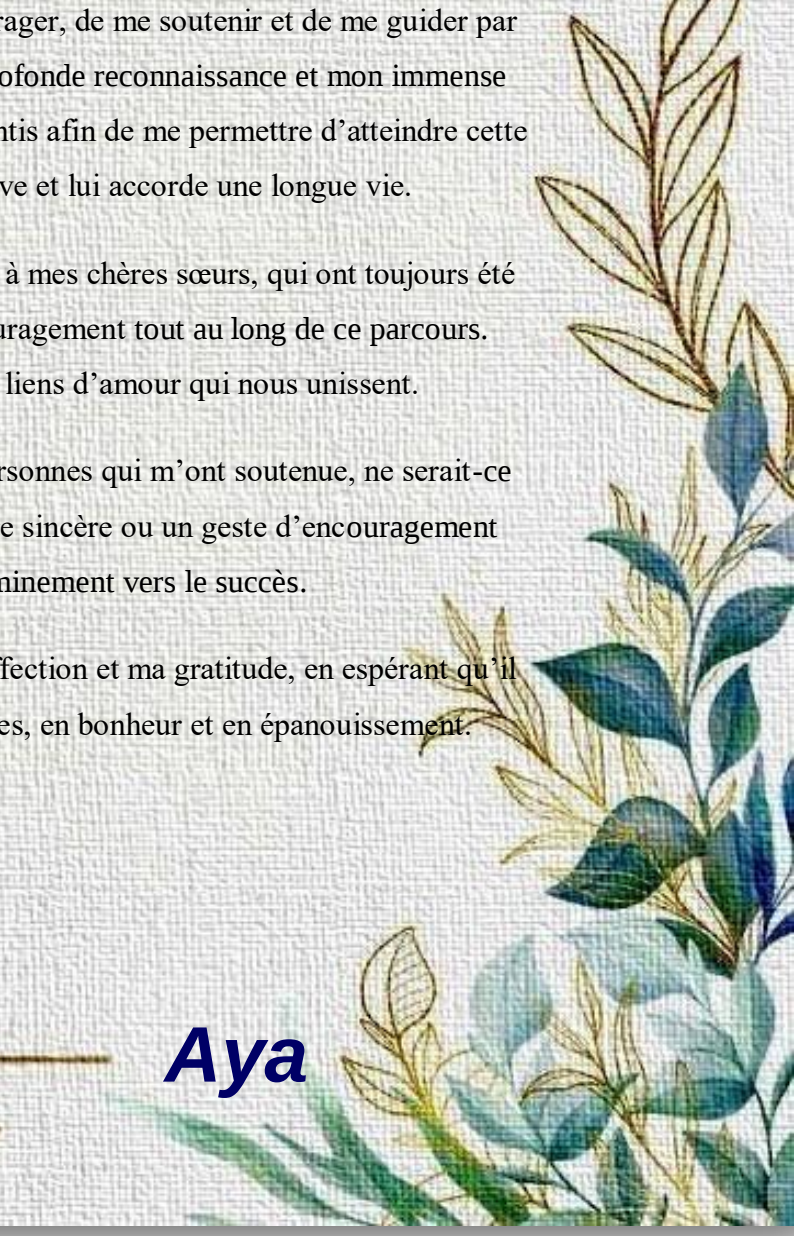
À mon cher père, qui n'a cessé de m'encourager, de me soutenir et de me guider par ses précieux conseils. Je lui exprime ma profonde reconnaissance et mon immense respect pour tous les sacrifices qu'il a consentis afin de me permettre d'atteindre cette étape de ma vie. Qu'Allah le préserve et lui accorde une longue vie.

Je dédie également ce travail à mon frère et à mes chères sœurs, qui ont toujours été une source de force, de soutien et d'encouragement tout au long de ce parcours.

Qu'Allah les protège et préserve les liens d'amour qui nous unissent.

Enfin, je dédie cette réussite à toutes les personnes qui m'ont soutenue, ne serait-ce que par une parole bienveillante, une prière sincère ou un geste d'encouragement ayant contribué à mon cheminement vers le succès.

Je vous offre ce mémoire avec toute mon affection et ma gratitude, en espérant qu'il soit le début d'un avenir riche en réussites, en bonheur et en épanouissement.



Aya

Dédicace

﴿وَأَخِرُ دَعْوَاهُمْ أَنْ الْحَمْدُ لِلَّهِ رَبِّ الْعَالَمِينَ﴾

« Celui qui dit: "J'en suis capable", finit par y parvenir. »

Le chemin n'a pas été court, et la route n'a pas toujours été facile. Pourtant, grâce à Allah, à la persévérance et au travail, me voici aujourd'hui récoltant le fruit de mes efforts.

Je dédie ce modeste travail:

À celui qui a honoré mon nom des plus belles valeurs, qui m'a soutenue sans limites, qui a donné sans rien attendre en retour et qui m'a appris que la vie est un combat dont les armes les plus puissantes sont le savoir et la connaissance; à mon soutien, mon refuge et ma force après Allah, mon très cher père.

À celle sous les pieds de qui Allah a placé le Paradis, celle qui m'a portée dans son cœur avant même de me porter dans ses bras, celle dont les prières, l'amour et la tendresse ont allégé chacune de mes épreuves; à la source de ma force et de ma réussite, ma très chère mère. Je prie Allah de lui accorder une guérison complète et durable, et de la préserver pour nous.

À ceux par qui Allah a renforcé ma détermination et qui ont toujours été à mes côtés; à la prunelle de mes yeux, mes chers frères et sœurs.

À mes amies: **Chaïma, Aya et Meriem**, et à toutes les personnes qui m'ont soutenue, encouragée et accompagnée tout au long de cette aventure.

Je vous dédie à tous le fruit de mon travail et de ma réussite, en espérant qu'Allah me guide toujours vers ce qui est meilleur et fasse de cette réalisation le début de nombreux succès à venir.

Louange à Allah pour tous Ses bienfaits, et louange à Lui pour l'aboutissement de cette œuvre.



Rioua

Résumé

ملخص

Abstract

Résumé

Cette étude a été réalisée afin d'évaluer les constituants phytochimiques et certaines activités biologiques de l'extrait aqueux obtenu à partir des parties aériennes de *Phragmites australis*, récoltées dans la région d'El Oued. Un criblage phytochimique qualitatif a été effectué afin d'identifier les principales familles chimiques. Les teneurs en polyphénols totaux et en flavonoïdes ont été déterminées par spectrophotométrie. L'activité antioxydante a été évaluée à l'aide du test DPPH, tandis que l'activité antibactérienne a été étudiée par la méthode de diffusion sur disque contre quatre souches bactériennes isolées d'eaux usées : *Escherichia coli*, *Klebsiella pneumoniae*, *Staphylococcus aureus* et *Serratia* spp.

L'extraction a permis d'obtenir un rendement de 10,67 %, indiquant une capacité élevée de récupération des composés solubles. L'analyse phytochimique a révélé une richesse appréciable en composés phénoliques, avec une teneur en polyphénols totaux de 59 mg EAG/g ES et une teneur en flavonoïdes totaux de 16,282 mg EQ/g ES. L'extrait a présenté une activité antioxydante modérée, avec une valeur d'IC₅₀ de 95,571 µg/mL. L'évaluation de l'activité antibactérienne a mis en évidence un effet inhibiteur contre l'ensemble des souches testées, avec une sensibilité variable. *Escherichia coli* s'est révélée la souche la plus sensible à l'extrait, avec un diamètre d'inhibition variant de 13 à 14 mm, tandis que *Serratia* spp. a été la moins sensible, avec un diamètre d'inhibition variant de 11 à 12 mm. Ces résultats indiquent que *Phragmites australis* constitue une source intéressante de composés bioactifs, notamment de polyphénols et de flavonoïdes, et possède des propriétés antioxydantes et antibactériennes prometteuses. Son potentiel pourrait être valorisé dans diverses applications environnementales et biotechnologiques.

Mots-clés : *Phragmites australis*, extrait aqueux, polyphénols, flavonoïdes, activité antioxydante, activité antibactérienne, IC₅₀.

ملخص

أجريت هذه الدراسة بهدف تقييم المكونات الكيميائية النباتية وبعض الأنشطة البيولوجية للمستخلص المائي المحصل عليه من الأجزاء الهوائية لنبات *Phragmites australis* ، الذي جمع من منطقة الوادي. أجرينا فحص كيميائي نباتي نوعي لتحديد العائلات الكيميائية الرئيسية. كما تم تحديد محتوى البوليفينولات الكلية والفلافونويدات بواسطة القياس الطيفي. وقُيِّمت الفعالية المضادة للأكسدة باستخدام اختبار DPPH ، بينما دُرست الفعالية المضادة للبكتيريا باستعمال طريقة الانتشار بالأقراص ضد أربع سلالات بكتيرية معزولة من المياه المستعملة، وهي : *Escherichia coli* ، *Klebsiella pneumoniae* ، *Serratia spp* و *Staphylococcus aureus* .

أعطت عملية الاستخلاص مردودًا قدره 10,67 %، مما يدل على قدرة عالية على استخلاص المركبات القابلة للذوبان. وكشف التحليل الكيميائي النباتي عن محتوى معتبر من المركبات الفينولية، حيث بلغ محتوى البوليفينولات الكلية 59 ملغ مكافئ حمض الغاليك/غ من المستخلص الجاف (mg EAG/g ES) ، بينما بلغ محتوى الفلافونويدات الكلية 16.282 ملغ مكافئ الكيرسيتين/غ من المستخلص الجاف. (mg EQ/g ES)

وأظهر المستخلص نشاطًا مضادًا للأكسدة بدرجة متوسطة، بقيمة IC_{50} بلغت 95.571 ميكروغرام/مل. كما بين تقييم النشاط المضاد للبكتيريا وجود تأثير مثبت على جميع السلالات المختبرة، مع اختلاف في درجة الحساسية. وكانت بكتيريا *Escherichia coli* الأكثر حساسية للمستخلص، حيث تراوح قطر منطقة التثبيط بين 13 و 14 مم، في حين كانت *Serratia spp.* الأقل حساسية، بقطر تثبيط تراوح بين 11 و 12 مم.

تشير هذه النتائج إلى أن نبات *Phragmites australis* يمثل مصدرًا واعدًا للمركبات الحيوية الفعالة، خاصة البوليفينولات والفلافونويدات، ويتميز بخصائص مضادة للأكسدة ومضادة للبكتيريا. ويمكن الاستفادة من إمكاناته في تطبيقات بيئية وتقنية حيوية متنوعة .

الكلمات المفتاحية: *Phragmites australis*، مستخلص مائي، البوليفينولات، الفلافونويدات، النشاط المضاد للأكسدة،

النشاط المضاد للبكتيريا، IC_{50} .

Abstract

This study was conducted to evaluate the phytochemical constituents and certain biological activities of the aqueous extract obtained from the aerial parts of *Phragmites australis*, collected from the El Oued region . A qualitative phytochemical screening was carried out to identify the main chemical families. The total polyphenol and flavonoid contents were determined by spectrophotometric methods. Antioxidant activity was assessed using the DPPH assay, while antibacterial activity was evaluated by the disc diffusion method against four bacterial strains isolated from wastewater: *Escherichia coli*, *Klebsiella pneumoniae*, *Staphylococcus aureus*, and *Serratia* spp..

The extraction process yielded 10,67 %, indicating a high recovery capacity of soluble compounds. Phytochemical analysis revealed a considerable richness in phenolic compounds, with a total polyphenol content of 59 mg GAE/g DE and a total flavonoid content of 16.282 mg QE/g DE.

The extract exhibited moderate antioxidant activity, with an IC_{50} value of 95.571 μ g/mL. The evaluation of antibacterial activity demonstrated an inhibitory effect against all tested strains, although with varying degrees of sensitivity. *Escherichia coli* was the most sensitive strain, showing inhibition zones ranging from 13 to 14 mm, whereas *Serratia* spp. was the least sensitive, with inhibition zones ranging from 11 to 12 mm.

These findings indicate that *Phragmites australis* is a promising source of bioactive compounds, particularly polyphenols and flavonoids, and possesses noteworthy antioxidant and antibacterial properties. Its potential could be exploited in various environmental and biotechnological applications.

Keywords: *Phragmites australis*, aqueous extract, polyphenols, flavonoids, antioxidant activity, antibacterial activity, IC_{50} .

Sommaire

	Page
Résumé	
Sommaire	
Liste des figures	
Liste des tableaux	
Liste des abréviations	
Introduction	
Partie I : Synthèse Bibliographique	
Chapitre I : Généralités sur <i>Phragmites australis</i>	
I.1. Définition	1
I.2. Description morphologique	1
I.3. Répartition géographique de <i>Phragmites australis</i>	2
I.4. Taxonomie	3
I.5. Cycle biologique	3
I.6. Modes de reproduction	4
I.6.1 Reproduction sexuée et germination	4
I.6.2 Reproduction asexuée et propagation végétative	4
I.7. Utilisations de <i>Phragmites australis</i>	5
I.7.1. Utilisations industrielles	5
I.7.2. Utilisations énergétiques	5
I.7.3. Utilisations agricoles	5
I.7.4. Utilisations environnementales et pharmaceutiques	5
Chapitre II : Métabolites secondaires	
II.1. Généralités sur les métabolites secondaires	07
II.2. Polyphénols	07
II.2.1. Définition	07
II.2.2. Rôles biologiques	07
II.2.3. Types des polyphénols	08
II.2.3.1 Acides phénoliques	08
II.2.3.1.1. Acides hydroxybenzoïques	09

II.2.3.1.2. Acides hydroxycinnamiques	09
II.2.3.2 Stilbènes	10
II.2.3.3 Lignanes	10
II.2.3.4. Coumarines	11
II.2.3.5. Flavonoïdes	12
II.2.3.5.1. Définition des flavonoïdes	12
II.2.3.5.2 Rôles biologiques des flavonoïdes	12
II.2.3.5.3 Classification des flavonoïdes	13
II.2.3.5.3.1. Flavones	13
II.2.3.5.3.2. Flavonols	14
II.2.3.5.3.3. Flavanones	14
II.2.3.5.3.4. Flavanols	15
II.2.3.5.3.5. Isoflavonoïdes	16
II.2.3.5.3.6. Anthocyanes	16
II.2.3.6. Tanins	17
II.3. Alcaloïdes	17
II.3.1 Définition des alcaloïdes	17
II.3.2 Rôles biologiques des alcaloïdes	18
II.3.3 Classification des alcaloïdes	18
II.3.3.1. Alcaloïdes tropaniques	20
II.3.3.2. Alcaloïdes pyrrolidinique	20
II.3.3.3. Alcaloïdes isoquinoléiques	20
II.3.3.4. Alcaloïdes indoliques	20
II.3.3.5. Alcaloïdes puriniques	21
II.3.3.6. Alcaloïdes pyrrolizidiniques	21
II.3.3.7. Alcaloïdes quinolizidiniques	21
II.3.3.8. Alcaloïdes stéroïdiens	21
II.3.3.9. Alcaloïdes imidazoliques	22
II.4. Terpénoides	22
II.4.1. Définition	22
II.4.2. Rôle des terpénoïdes	23
II.4.3. Types des terpénoides	23
II.4.3.1. Saponines	23
II.4.3.2. Stéroïdes	23

II.4.3.3. Triterpènes	23
Partie II : Partie expérimentale	
Chapitre I : Matériels et Méthodes	
I. Matériel et Méthodes	26
I.1. Récolte de l'espèce végétale étudiée	26
I .2. Préparation de l'extrait aqueux	26
I.3. Détermination du rendement d'extraction	27
I .4. Etude des paramètres phytochimiques	27
I .4.1. Analyse qualitative	27
I .4.1.1. Test des polyphénols	27
I .4.1.2. Test des tanins	27
I .4.1.3. Test des stéroïdes	27
I .4.1.4. Test des flavonoïdes	28
I .4.1.5. Test des triterpénoïdes	28
I .4.1.6. Test des saponines	28
I .4.1.7. Test des alcaloïdes	28
I .4.1.8. Test des sucres réducteurs	28
I.5. Analyse quantitative	28
I.5.1. Dosage des composés phénoliques	28
I.5.2. Dosage des flavonoïdes	30
I .6. Analyse microbiologique des eaux usées	31
I.6.1. Site de prélèvement et échantillonnage	31
I.6.2. Transport des échantillons	31
I.6.3. Dénombrement microbiologique	31
I.6.4. Milieux de culture utilisés	32
I.6.5. Incubation et observation macroscopique	32
I.6.6. Identification des isolats bactériens	32
I.6.7. Conservation des isolats	33
I .7. Activité antibactérienne	33
I .8. Activité antioxydante	37
Chapitre II : Résultats et discussion	
II. Résultats et descussion	40
II. 1. Détermination de rendement	40

II .2. Analyse qualitative	41
II.3. Analyse quantitative	42
II.3.1. Dosage des polyphénols	42
II.3.2. Dosage des flavonoïdes	44
II.4. Analyse microbiologique des eaux usées	45
II.5. Activité antibactérienne	49
II.6. Activité antioxydante	50
Conclusion	
Référence	

Liste des figures

N°	Titre	Page
1	<i>Phragmites australis</i> (Photo originale).	2
2	Distribution géographique de <i>Phragmites australis</i> .	3
3	Effets biologiques des polyphénols.	08
4	Exemples d'acide hydroxybenzoïque.	09
5	Exemples des acides hydroxycinnamiques.	09
6	Exemples des structures chimiques des stilbènes.	10
7	Exemples des structures chimiques des lignanes. (A) unité de phénylpropane C6-C3. (B) Sauriol A (lien β - β'). (C) rufescidride.	11
8	Exemples des structures chimiques des coumarines.	11
9	Structure de base des flavonoïdes.	12
10	Structure chimique des flavones.	13
11	Structure chimique des flavonols.	14
12	Structure chimique des flavanones.	15
13	Structure chimique des flavanols.	15
14	Structure chimique des isoflavonoïdes.	16
15	Structure chimique des anthocyanidines.	17
16	Structure de base des alcaloïdes.	18
17	Motifs structuraux généralisés des huit principales classes d'alcaloïdes abordées dans ce chapitre, illustrant les systèmes cycliques hétérocycliques azotés qui définissent chaque classe. Structures dessinées d'après.	22
18	Photographie du dispositif expérimental de culture bactérienne en laboratoire.	33
19	Revivification et culture des souches bactériennes.	35
20	Principe de la méthode de diffusion sur disques.	36
21	Forme libre et réduite du DPPH.	37
22	Courbe d'étalonnage de l'acide gallique.	42
23	Courbe d'étalonnage de la quercétine.	43
24	Photographies représentatives des résultats de culture bactérienne des échantillons d'eau (SM1, SM2, SM3) sur différents milieux gélosés sélectifs et non sélectifs.	46

25	Evaluation de l'activité antibactérienne d'extrait aqueux de <i>P. australis</i> sur les différentes souches bactériennes en fonction de la concentration (50–100 mg/mL) et témoin négatif.	49
26	Pourcentage d'inhibition du DPPH par l'extrait aqueux de <i>P. australis</i> .	51
27	Pourcentage d'inhibition du DPPH par l'acide ascorbique.	51

Liste des tableaux

N°	Titre	Page
1	Classification taxonomique de <i>Phragmites australis</i> .	3
2	Principales classes structurales des alcaloïdes avec composés représentatifs et sources.	19
3	Préparation de la solution S1.	29
4	Gamme d'étalonnage de l'acide gallique.	30
5	Gamme d'étalonnage de la Quercetine.	31
6	Évaluation de l'activité antioxydante de l'extrait par le test DPPH.	37
7	Évaluation de l'activité antioxydante de l'acide ascorbique par le test DPPH.	38
8	Résultats des analyses phytochimiques d'extraits de <i>Phragmites australis</i> .	41
9	Souches bactériennes isolées des eaux usées prélevée de la station de filtration et de traitement des eaux usées de Kouinine (n° 01), située dans la commune de Kouinine, wilaya d'El Oued, Algérie.D'El oued.	44
10	Dénombrement de la flore bactérienne totale et des coliformes (dilution 10^{-3}).	47
11	Identification des bactéries isolées et fréquence relative d'isolement ; Légende fréquence : + Présence faible, ++ présence modérée, +++ présence élevée.	48
12	Activité antibactérienne de l'extrait aqueux de <i>P. australis</i> en fonction de la concentration (50–100 mg/mL) et témoin négatif.	48

Liste des abréviations

Abréviations	Signifie
Al(NO₃)₃·9H₂O	Nitrate d'aluminium
DPPH	2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl
EAG	Équivalent Acide Gallique
EQ	Équivalent Quercétine
FCR	Folin–Ciocalteu Reagent
HCl	Acide chlorhydrique
IC50 / CI50	Concentration Inhibitrice 50 %
ID-GN	Identification Gram négatif
ID-GP	Identification Gram positif
Na₂CO₃	Carbonate de sodium
MeOH	Méthanol
R	Rendement.
SM1 / SM2 / SM3	Échantillons d'eaux usées
VITEK® 2 Compact	Système automatisé d'identification

Introduction

Introduction

Depuis l'Antiquité, les plantes médicinales occupent une place importante dans la prévention et le traitement des maladies. Grâce à leur richesse en métabolites secondaires, notamment les composés phénoliques, les alcaloïdes et les terpénoïdes, elles constituent une source majeure de molécules bioactives utilisées dans les domaines pharmaceutique, alimentaire, cosmétique et agricole. Selon l'OMS, les plantes médicinales demeurent largement utilisées dans les soins de santé primaires, particulièrement dans les pays en développement **(Balunas et Kinghorn, 2005 ; OMS, 2013)**.

Les métabolites secondaires jouent un rôle majeur dans la protection et l'adaptation des plantes face aux agressions biotiques et abiotiques. Ils présentent également un intérêt considérable pour la santé humaine en raison de leurs multiples activités biologiques, notamment antioxydantes, antimicrobiennes, anti-inflammatoires et anticancéreuses. Les composés phénoliques figurent parmi les métabolites les plus étudiés grâce à leur capacité à neutraliser les radicaux libres et à limiter les dommages liés au stress oxydatif **(Cowan, 1999 ; Dai et Mumper, 2010)**.

Les plantes aquatiques et semi-aquatiques constituent un groupe végétal particulièrement intéressant en raison de leur aptitude à se développer dans des milieux humides souvent exposés à diverses formes de pollution. Elles possèdent des mécanismes physiologiques et biochimiques leur permettant de tolérer et d'accumuler différents contaminants. Cette particularité explique leur utilisation dans les systèmes de phytoremédiation destinés à l'épuration des eaux usées et à la réduction de la pollution environnementale. La phytoremédiation représente une technologie écologique, économique et durable reposant sur l'utilisation des plantes pour absorber, dégrader ou stabiliser les polluants présents dans l'eau, le sol ou les sédiments **(Salt et al., 1998 ; Vymazal, 2011)**.

Parmi les espèces les plus utilisées dans les systèmes naturels de traitement des eaux *Phragmites australis* appartenant à la famille des Poaceae, cette espèce se caractérise par sa large distribution géographique, sa croissance rapide et son système racinaire développé, qui lui confèrent une grande capacité d'adaptation aux zones humides. En raison de sa tolérance élevée aux polluants et de son efficacité dans les processus d'épuration, elle est largement employée dans les stations de lagunage et les zones humides artificielles destinées au traitement des eaux usées domestiques et industrielles **(Brix, 1997 ; Vymazal et Kröpfelová, 2008)**.

Au-delà de son intérêt écologique, *Phragmites australis* suscite un intérêt croissant sur le plan phytochimique et pharmacologique. Plusieurs travaux ont révélé la présence de divers métabolites secondaires, notamment les flavonoïdes, les composés phénoliques, les

alcaloïdes, les tanins et les terpènes. Ces constituants sont susceptibles de conférer à la plante différentes activités biologiques, telles que les activités antioxydante, antimicrobienne, anti-inflammatoire et cytotoxique. Ces effets sont principalement attribués à sa richesse en composés phénoliques capables de piéger les espèces réactives de l'oxygène et d'inhiber le développement de certains microorganismes pathogènes (**Moustafa et al., 2014 ; Abidi et al., 2019**).

Le présent travail a pour objectif d'étudier le potentiel phytochimique et biologique de *Phragmites australis*. Il vise, dans un premier temps, à réaliser un criblage phytochimique afin d'identifier les principaux métabolites secondaires présents dans les extraits de la plante. Dans un second temps, les activités antioxydante et antibactérienne de ces extraits seront évaluées à l'aide de différents essais biologiques. Les résultats obtenus permettront de mieux comprendre les propriétés biologiques de cette espèce et de contribuer à sa valorisation dans les domaines pharmaceutique, environnemental et biotechnologique.

**Partie I :
Synthèse
Bibliographique**

Chapitre I
Généralités sur Phragmites
australis

I.1. Définition

Phragmites australis (Le roseau commun) est une plante appartenant à la famille des Poacées (Graminées). Cette espèce figure parmi les plantes les plus largement répandues dans le monde. Il s'agit d'une plante aquatique robuste et très résistante, présente naturellement dans les zones humides et les plaines. Son habitat ne se limite pas uniquement aux cours d'eau, mais s'étend également aux rivières, aux ruisseaux, aux lacs ainsi qu'aux marécages (Sellal, 2018).

Le phragmite possède de nombreuses caractéristiques morphologiques et physiologiques lui permettant de s'adapter et de se développer dans des environnements parfois hostiles à la survie de nombreuses autres espèces. Il est capable de croître sur différents types de substrats et présente une forte tolérance à la salinité, aux inondations ainsi qu'aux périodes de sécheresse (Amiri, 2020).

I.2. Description morphologique

Caractéristiques morphologiques de *Phragmites australis* (figure 01) selon El Oirdi (2024) sont :

❖ Dimensions :

Grande graminée vivace pouvant atteindre 3 à 5 m de hauteur, formant des colonies monospécifiques denses couvrant de vastes étendues.

❖ Racines :

Le système racinaire est dense et profond, pouvant atteindre environ 85 cm de profondeur. Il provient de rhizomes épais, écailleux et peu ramifiés, capables d'explorer un important volume de sol. Selon les conditions environnementales, les rhizomes peuvent atteindre jusqu'à 2 m de longueur.

❖ Tiges :

Les tiges sont dressées, rigides, creuses, cylindriques et non ramifiées, avec un diamètre variant de 0,4 à 1 cm. Leur couleur est généralement verte à jaunâtre. La plante peut également produire des tiges rampantes (stolons) pouvant atteindre jusqu'à 10 m en une année et générer plusieurs dizaines d'individus clonaux. Les tiges persistent durant l'hiver et prennent alors une coloration brunâtre à jaune paille.

❖ Feuilles :

Les feuilles sont alternes, simples, plates et glabres, de couleur verte à vert bleuté. Elles mesurent généralement de 10 à 60 cm de longueur et de 1 à 5 cm de largeur. Leur extrémité est progressivement acuminée et elles sont souvent disposées à un angle d'environ 45° par rapport à la tige. La gaine foliaire est ouverte, tandis que la ligule, située à la jonction du limbe et de la gaine, est étroite, translucide et ciliée (moins de 0,15 cm).

❖ **Fleurs :**

Les inflorescences sont disposées en panicules denses et plumeuses de 15 à 40 cm de longueur. Les ramifications de la panicule sont alternes et ascendantes, avec des couleurs variant du vert au jaunâtre, beige, brun ou pourpre foncé, évoluant progressivement vers le jaune paille avec le vieillissement. La floraison s'étend généralement de juillet à septembre.

❖ **Fruits et graines :**

Les fruits sont des caryopses d'environ 0,2 cm, surmontés d'une aigrette. Chaque panicule peut produire entre 500 et 2 000 graines, avec une production variable selon les conditions du milieu.

❖ **Croissance :**

Phragmites australis se caractérise par une croissance très rapide, favorisant son expansion dans les milieux humide.



Figure 01. *Phragmites australis* (Photo originale).

I.3. Répartition géographique

P. australis possède une très large répartition géographique et est présente sur presque tous les continents, à l'exception de l'Antarctique. Cette espèce est largement répandue dans

les régions tempérées et humides du monde, notamment en Europe, en Asie, en Afrique et en Amérique du Nord. Elle colonise principalement les zones humides telles que les marais, les lacs, les rivières et les plaines inondables. Malgré cette large distribution, l'espèce demeure absente de certaines îles où y a été introduite artificiellement par l'activité humaine (Packer et al., 2017) (figure 02).

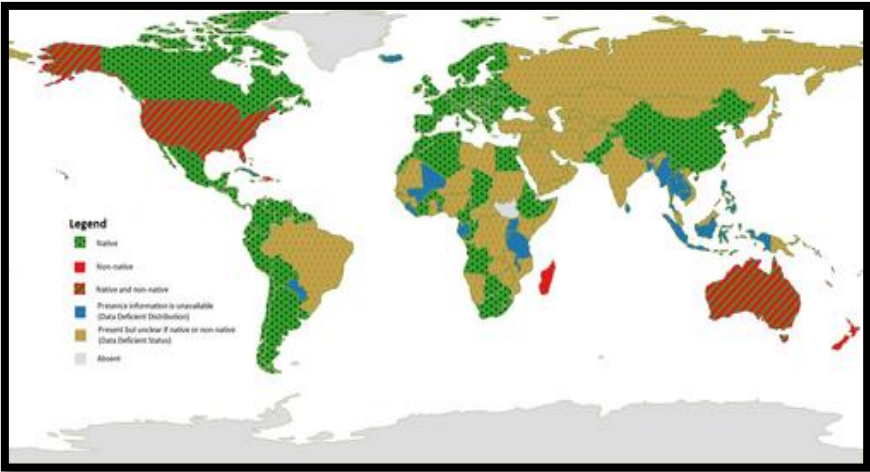


Figure 02. Distribution géographique de *Phragmites australis* (Packer et al., 2017)

I.4. Taxonomie

La taxonomie constitue une étape essentielle dans l'étude botanique d'une plante, car elle permet de déterminer sa position systématique et ses relations avec les autres espèces végétales. Elle repose sur une classification scientifique basée sur des caractères morphologiques, anatomiques et génétiques. *P. australis* est classé comme suivant dans le tableau 01 :

Tableau 01 : Classification taxonomique de *Phragmites australis* (Sellal, 2018).

Règne	Plantae
Classe	Monocots
Ordre	Poales
Famille	Poaceae
Sous-famille	Arundinoideae
Genre	Phragmites
Espèce	<i>Phragmites australis</i> (Linnaeus,1753)

I.5. Cycle biologique

Le cycle biologique de *Phragmites australis* comprend plusieurs étapes allant de la germination des graines jusqu'à la propagation de nouveaux individus. Après son

implantation, la plante nécessite généralement trois à quatre saisons de croissance avant d'atteindre une phase de reproduction stable.

La floraison débute habituellement à la fin du printemps et se prolonge jusqu'à la fin de l'été. Lorsque les graines atteignent un substrat humide favorable, certaines germent et développent de jeunes pousses capables de croître rapidement grâce aux réserves nutritives contenues dans la graine. Toutefois, seule une faible proportion des plantules survit jusqu'aux premières gelées et parvient à former des individus stables.

Certaines graines peuvent également rester dormantes pendant plusieurs années dans les zones humides avant de rencontrer des conditions favorables à leur germination. Par ailleurs, cette espèce possède une importante capacité de reproduction végétative grâce aux rhizomes, stolons et fragments de tiges, ce qui favorise l'expansion rapide des roselières et la colonisation durable des milieux humides (Baptiste, 2023).

I.6. Mode de Reproduction

Phragmites australis possède deux principaux modes de reproduction : la reproduction sexuée par graines et la reproduction asexuée par multiplication végétative. Cependant, la propagation végétative représente le mode de reproduction dominant chez cette espèce.

I.6.1. Reproduction sexuée et germination

La reproduction sexuée joue un rôle important dans la dispersion de *P. australis* et dans la colonisation de nouveaux habitats. La pollinisation est principalement assurée par le vent. Malgré la production d'un grand nombre de graines par panicule, seule une faible proportion atteint la maturité et réussit à germer. Les graines sont dispersées par le vent ou par l'eau. Lorsque les conditions environnementales sont favorables, notamment en présence d'humidité, de lumière et d'un substrat nu, certaines graines germent et développent rapidement de jeunes pousses grâce aux réserves nutritives qu'elles contiennent. Toutefois, le taux de survie des jeunes plantules demeure relativement faible (Baptiste, 2023).

I.6.2. Reproduction asexuée et propagation végétative

La reproduction asexuée chez *Phragmites australis* s'effectue principalement par fragmentation des rhizomes, des stolons et des tiges. Chaque fragment capable de rester viable peut donner naissance à un nouvel individu. Le succès de cette propagation dépend de plusieurs facteurs, notamment la taille du fragment et les conditions environnementales du milieu. Ce mode de reproduction permet à l'espèce de coloniser rapidement de vastes surfaces et de former des populations clonales denses et durables. La multiplication végétative

constitue ainsi le principal mécanisme d'expansion des roselières dans les zones humides (Baptiste, 2023).

I.7. Utilisations *Phragmites australis*

Phragmites australis est utilisé depuis plusieurs siècles dans différents domaines grâce à ses propriétés écologiques, économiques et pharmacologiques.

I.7.1. Utilisations industrielles

- Fabrication de matériaux de construction traditionnels ;
- Utilisation dans le jardinage et l'aménagement paysager ;
- Production de papier et de fibres végétales ;
- Utilisation dans certaines industries textiles et plastiques.

I.7.2. Utilisations énergétiques

- Production d'énergie thermique comme biomasse combustible ;
- Production de biogaz ;
- Fabrication de biocarburants.

I.7.3. Utilisations agricoles

- Utilisation comme fourrage et litière pour les animaux ; Production de compost organique (Köbbing *et al.*, 2013).

I.7.4. Utilisations environnementales et pharmaceutiques

- Traitement et épuration des eaux usées ;
- Phytoremédiation des métaux lourds et des polluants ;
- Amélioration de la santé hépatique chez certains animaux ;
- Renforcement de la réponse immunitaire ;
- Utilisation potentielle dans le domaine pharmaceutique grâce à ses propriétés antioxydantes, anti-inflammatoires et antidiabétiques (Frahtia *et al.*, 2025)

Chapitre II

Métabolites secondaires

II.1. Généralité sur les métabolites secondaires

Les métabolites secondaires sont des composés chimiques synthétisés par les plantes en complément des métabolites primaires indispensables à leur croissance et à leur développement. Contrairement aux métabolites primaires, ces substances présentent une distribution limitée et varient selon les espèces végétales ainsi que les conditions environnementales. Les métabolites secondaires jouent plusieurs rôles biologiques importants, notamment la lutte contre les agents pathogènes, la protection contre les herbivores et l'adaptation aux stress environnementaux. Ils regroupent principalement les composés phénoliques, les alcaloïdes, les terpènes y compris les saponines (**Krief, 2003 ; Macheix et al., 2005 ; Botineau et al., 2010 ; Morand & Lajaunie, 2018**).

II.2. Polyphénols

II.2.1. Définition

Les polyphénols, également appelés composés phénoliques, constituent un vaste groupe de métabolites secondaires présents dans le règne végétal. Leur structure chimique est caractérisée par la présence d'un ou plusieurs noyaux aromatiques portant des groupements hydroxyles. Ces composés sont largement distribués dans les fruits, les légumes, les céréales, le thé, le café et de nombreuses plantes médicinales. Ils sont particulièrement reconnus pour leurs propriétés antioxydantes et leurs effets bénéfiques sur la santé humaine (**Mompon et al., 1998 ; El Oirdi, 2024**).

II.2.2. Rôles biologiques

Les polyphénols interviennent dans plusieurs mécanismes biologiques chez les plantes. Ils participent notamment à la défense contre les agents pathogènes (insectes, herbivores), les agressions microbiennes, les infections, et les stress environnementaux. Ces composés bénéfiques pour la santé sont également responsables de la couleur, le goût et parfois l'odeur chez les plantes. Chez l'être humain, ces composés présentent diverses activités biologiques telles que des propriétés antioxydantes, anti-inflammatoires, antimicrobiennes et anticancéreuses (**Martin & Andriantsitohaina, 2002 ; Saïd et al., 2022**) (**figure 03**).

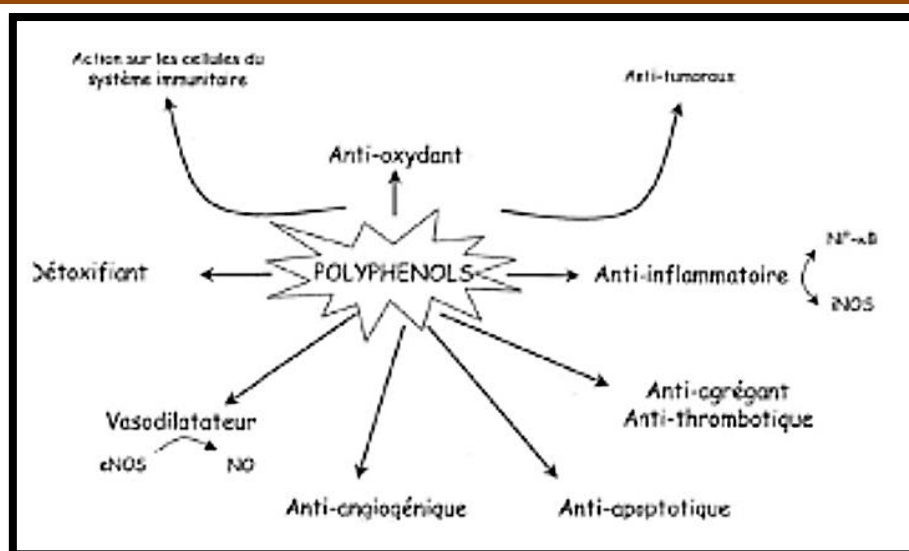


Figure 03. Effets biologiques des polyphénols (Martin & Andriantsitohaina, 2002)

II.2.3. Types des polyphénols

Les polyphénols constituent un groupe diversifié de métabolites secondaires végétaux largement répandus dans la nature. Étant donné qu'ils représentent la plus grande classe de composés phytochimiques, une autre classification s'impose, les divisant en sous-groupes : les acides phénoliques, les flavonoïdes, les stilbènes, les lignanes, les coumarines et les tanins (Ciupe *et al.*, 2024).

II.2.3.1. Acides phénoliques

Les acides phénoliques font partie des formes les plus simples des composés phénoliques et se séparent en deux grands groupes distincts qui sont les acides hydroxybenzoïques et les acides hydroxycinnamiques (Boubekri, 2014). Ils jouent un rôle essentiel en tant qu'antioxydants naturels, inhibant l'oxydation et les radicaux libres, protégeant les lipides et les systèmes biologiques des dommages oxydatifs et offrant une protection contre diverses maladies telles que le cancer, les maladies cardiaques et l'inflammation (Kiokias *et al.*, 2020).

II.2.3.1.1. Acides hydroxybenzoïques

Les acides hydroxybenzoïques sont dérivés de l'acide benzoïque et ont une formule de base de type C6-C1 (figure 04). Ils sont particulièrement représentés chez les Gymnospermes et les Angiospermes d'où ils sont souvent libérés après hydrolyse alcaline du

matériel végétal. Les acides hydroxybenzoïques existent fréquemment sous formes d'esters ou de glycosides. Les principaux acides hydroxybenzoïques retrouvés dans les végétaux sont les acides phydroxybenzoïque, protocatéchique, vanillique, gallique et syringique (Boubekri, 2014).

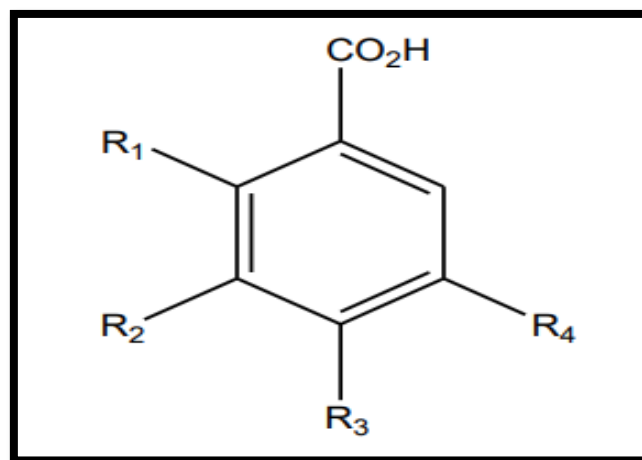


Figure 04. Exemples d'acide hydroxybenzoïque (Boubekri, 2014).

II.2.3.1.2. Acides hydroxycinnamiques

Les acides hydroxycinnamiques représentent une classe très importante dont la structure de base C6-C3 dérive de celle de l'acide cinnamique (figure 05). Le degré d'hydroxylation du cycle benzénique et son éventuelle modification par des réactions secondaires sont un des éléments importants de la réactivité chimique de ces molécules. De plus, l'existence d'une double liaison dans la chaîne latérale conduit à deux séries isomères (cis (Z) et trans (E)) (Boubekri, 2014).

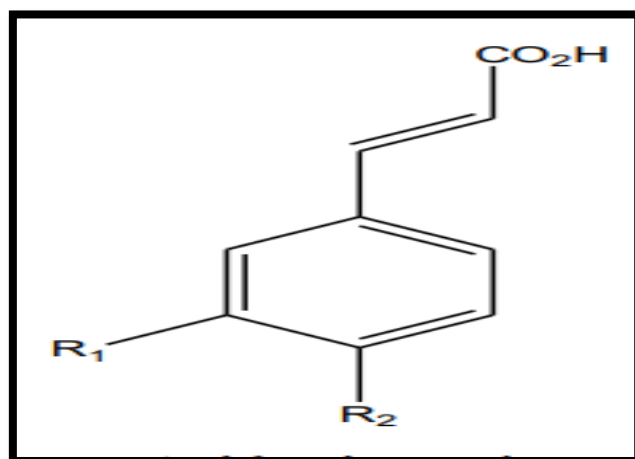


Figure 05. Exemples des acides hydroxycinnamiques (Boubekri, 2014).

II.2.3.2. Stilbènes

Les stilbènes présentent une structure en C6-C2-C6, avec un cycle A portant deux fonctions hydroxyles en position méta et un cycle B portant des fonctions hydroxyles ou

méthoxyles en méta, ortho et para (**figure 06**). Les deux noyaux aromatiques sont reliés par une double liaison, formant un système conjugué. Cette particularité leur confère une grande réactivité due à la délocalisation des électrons π sur la totalité de la molécule. Les stilbènes se trouvent en petites quantités dans l'alimentation humaine. Ils sont généralement isolés des plantes sous formes hydroxylés, méthylés, esterifiés, glycosylés ou même prenylés. Leur solubilité est négligeable dans l'eau et accrue dans la plupart des solvants organiques (**Boubekri, 2014**).

Les stilbènes jouent un rôle important, notamment:

- En tant qu'agents antifongiques protégeant les plantes des infections et des maladies.
- En étant produits lorsque les plantes sont exposées à des stress biotiques et abiotiques tels que: Attaques microbiennes, Chaleur extrême, Oxydation (**Andet et al., 2002**).

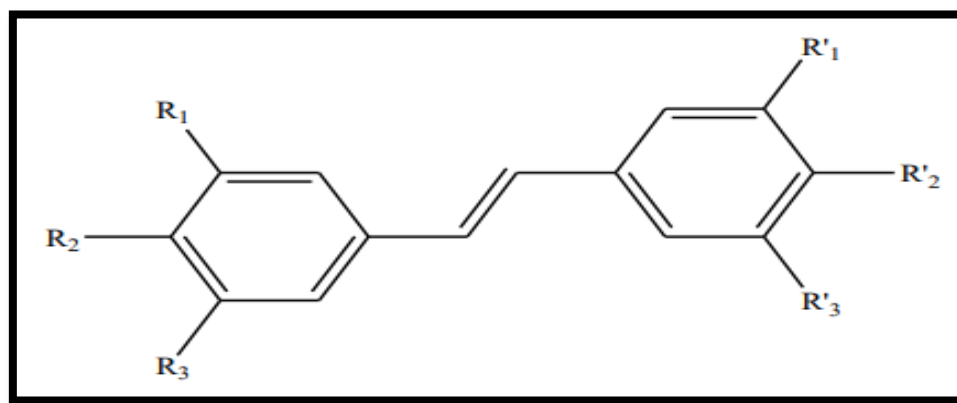


Figure 06. Exemples des structures chimiques des stilbènes (**Boubekri, 2014**).

II.2.3.3. Lignanes

Les lignanes sont des composés végétaux naturels classés comme phytoestrogènes. Leur structure chimique résulte de la liaison de deux unités phénylpropanoïdes (C6-C3), et leur structure de base est constituée de deux dérivés de l'acide cinnamique liés pour former une structure 2,3-dibenzylbutane (**figure 07**) (**Boubekri, 2014**).

Les lignanes sont abondantes dans de nombreuses plantes, notamment les graines de lin, le sésame, les légumineuses et d'autres aliments d'origine végétale. Parmi les plus connues, on trouve le diglucoside de sécoisolaricirésinol, le matairesinol, le pinorésinol et le laricirésinol. Les lignanes jouent plusieurs rôles essentiels. Elles possèdent une faible activité œstrogénique ou anti-œstrogénique et contribuent à la prévention des maladies cardiovasculaires, de certaines maladies chroniques et des cancers hormono-dépendants. De plus, elles présentent des propriétés antioxydantes et anti-inflammatoires et contribuent à réduire le risque de maladie coronarienne (**Adlercreutz, 2007**).

Les lignanes sont transformées par les bactéries intestinales en composés bioactifs tels que l'entérodiol et l'entérolactone, et leur biodisponibilité dépend largement de l'équilibre et de la santé du microbiote intestinal. La consommation de fibres alimentaires contenant des lignanes peut également améliorer leur absorption et leur biodisponibilité, en plus de leur rôle dans la régulation des voies de signalisation hormonale, du fait de leur similarité structurale avec les œstrogènes naturels (Adlercreutz, 2007).

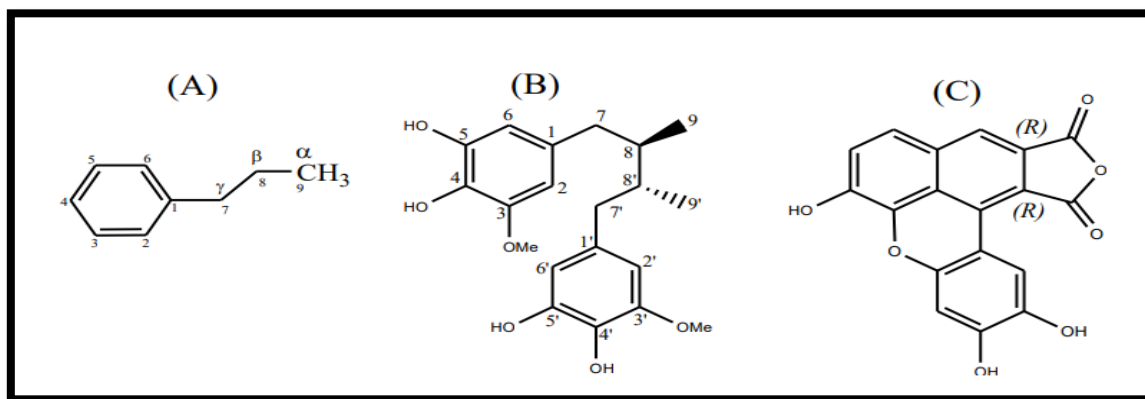


Figure 07. Exemples des structures chimiques des lignanes. (A) unité de phénylpropane C6-C3. (B) Sauriol A (lien β-β'). (C) rufescidride (Boubekri, 2014).

II.2.3.4. Coumarines

Les coumarines sont des hétérocycles oxygénés ayant comme structure de base le benzo-2-pyrone. Ce sont des composés phénoliques cyclisés (**figure 08**) qui dérivent des acides t-cinnamique et p-coumarique pour la majorité d'entre eux. Cependant, leur voie de biosynthèse peut varier d'une espèce à l'autre. En effet, la scopolétine de tabac dérive de l'acide férulique, tandis que des expériences d'apport de précurseurs marqués semblent montrer que ce n'est pas le cas chez le tournesol (Boubekri, 2014).

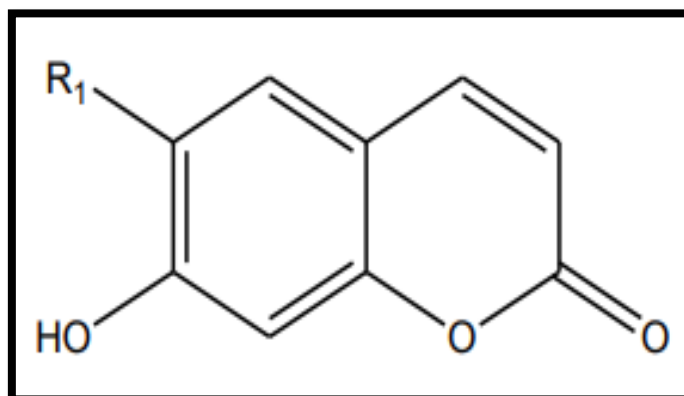


Figure 08. Exemples des structures chimiques des coumarines (Boubekri, 2014).

II.2.3.5. Flavonoïdes

II.2.3.5.1. Définition

Les flavonoïdes constituent un groupe majeur de métabolites secondaires largement répandus dans le règne végétal et appartenant à la classe des polyphénols. Ils sont présents dans les fruits, les légumes, les herbes aromatiques, les tiges, les céréales, les noix, les fleurs ainsi que les graines. À ce jour, plus de 10 000 composés flavonoïdes ont été isolés et identifiés. Les flavonoïdes sont synthétisés par la voie métabolique des phénylpropanoïdes et possèdent une structure de base constituée de 15 atomes de carbone organisés en trois cycles (C6–C3–C6), désignés par les cycles A, B et C (**figure 09**). Chez les plantes, ils se retrouvent naturellement dans les fleurs, les fruits, les feuilles et les graines, auxquels ils confèrent la couleur, l'arôme et la saveur. En tant que métabolites secondaires importants, les flavonoïdes jouent également plusieurs rôles physiologiques essentiels chez les plantes, notamment dans la régulation du transport de l'auxine, la fertilité mâle, la pollinisation, le développement des graines, la coloration des fleurs ainsi que la chimiotaxie interplantes (**Chen *et al.*, 2023**).

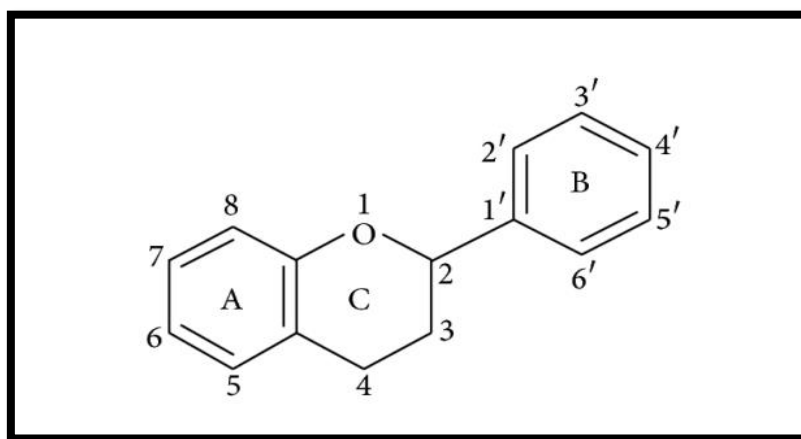


Figure 09. Structure de base des flavonoïdes (Novza, Popova. 2016).

II.2.3.5.2. Rôle biologique des flavonoids

Face aux différentes pressions extérieures d'origine non biologique, les flavonoïdes jouent un rôle défensif essentiel chez les plantes. Ils protègent l'organisme contre les dommages causés par le stress oxydatif grâce à leur capacité antioxydante.

Les flavonoïdes exercent plusieurs activités biologiques importantes grâce à leur capacité à neutraliser les radicaux libres, à chélater des métaux comme le fer et le cuivre, et à inhiber certaines enzymes produisant des espèces réactives. Ils interviennent également dans la prévention ou le traitement de diverses pathologies : diabète (inhibition de l'aldose réductase), goutte (inhibition de la xanthine oxydase) et inflammations (blocage de la lipoxigénase). Certains flavonoïdes présentent des effets hépatoprotecteurs, antitumoraux et antihypertenseurs, comme la quercétine. Les flavonols possèdent une activité antithrombotique, tandis que d'autres flavonoïdes montrent des propriétés antiallergiques,

antibactériennes, antivirales, y compris contre le HIV, ainsi que des effets sédatifs, antispasmodiques et diurétiques. Les isoflavones peuvent limiter l'action des œstrogènes et contribuer au soutien des fonctions cérébrales lors du vieillissement. Enfin, les citroflavonoïdes des agrumes renforcent la résistance des petits vaisseaux sanguins, notamment dans les troubles veineux et les hémorragies locales (Saïd *et al.*, 2022).

II.2.3.5.3. Classification de Flavonoids

Les flavonoïdes sont classés en sous-classes en fonction des modifications apportées à leur structure de base ; ces sous-classes comprennent les flavones, les flavanones, les isoflavones, les flavonols, les flavanols et les anthocyanes (Chen *et al.*, 2023).

II.2.3.5.3.1. Flavones

Les flavones présentent une structure de base de type 2-phénylchromén-4-one. Cette architecture moléculaire est caractérisée par la présence d'une fonction cétone en position C4 du noyau hétérocyclique, ainsi que d'une double liaison entre les carbones C2 et C3 du cycle central. Dans de nombreux cas, le cycle A porte un groupement hydroxyle en position C5, caractéristique fréquemment observée chez ces composés naturels (Zhuang *et al.*, 2023) (figure 10).

Sur le plan biologique, ces molécules jouent un rôle important dans la modulation du stress oxydatif. Elles sont également associées à divers effets bénéfiques, notamment la prévention des maladies cardiovasculaires, la réduction de la pression artérielle, la diminution du taux de cholestérol sanguin ainsi que la régulation de la glycémie (Ciupei *et al.*, 2024).

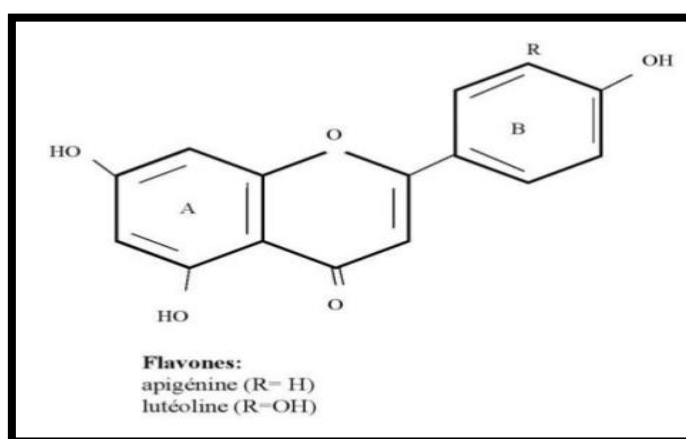


Figure 10. Structure chimique des flavones (Lahmadi, 2021)

II.2.3.5.3.2. Flavonols

Les flavonols comprennent notamment des dérivés de 3-hydroxyflavones, caractérisés par la présence d'un groupement hydroxyle en position C3 du noyau flavonoïdique. Ils peuvent également être associés à des résidus glucidiques formant des O-glycosides. En raison de la disponibilité de ces groupements hydroxyles, la glycosylation s'effectue fréquemment en position C7 du cycle A et/ou en position C3 du cycle C, conférant ainsi aux glycosides de flavonols des propriétés structurales et fonctionnelles spécifiques (**Zhuang et al., 2023**) (**figure 11**).

Sur le plan biologique, ces composés présentent une activité antioxydante notable. Ils sont également impliqués dans la prévention de certains types de cancers et contribuent à la réduction des concentrations lipidiques sanguines (**Ciupei et al., 2024**).

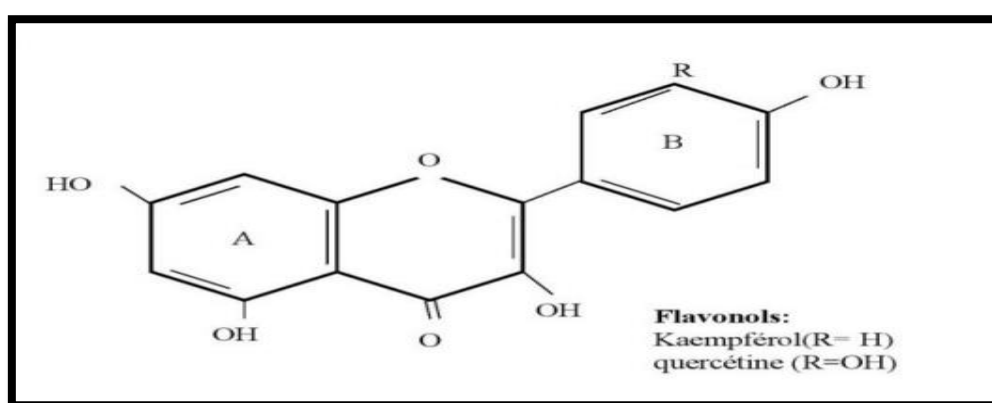


Figure 11. Structure chimique des flavonols (Lahmadi, 2021)

II.2.3.5.3.3. Flavanones

Les flavanones, également appelées dihydroflavones, se caractérisent par un noyau C saturé, dépourvu de double liaison entre les carbones C2 et C3. Contrairement à d'autres flavonoïdes, cette absence de conjugaison confère une structure plus flexible. Sur le cycle A, des groupements hydroxyles peuvent être présents notamment en positions C5 et C7. Le cycle B peut porter divers substituants tels que des groupements hydroxyles ou méthoxyles, généralement en positions C3' ou C4'. Dans la plupart des cas, la glycosylation se produit en position C7 de l'aglycone, conduisant à la formation d'O-glycosides de flavanones (**Zhuang et al., 2023**) (**figure 12**).

Sur le plan biologique, ces composés sont associés à des effets bénéfiques sur la santé intestinale. Ils présentent également des propriétés anti-inflammatoires et antidiabétiques (**Ciupei et al., 2024**).

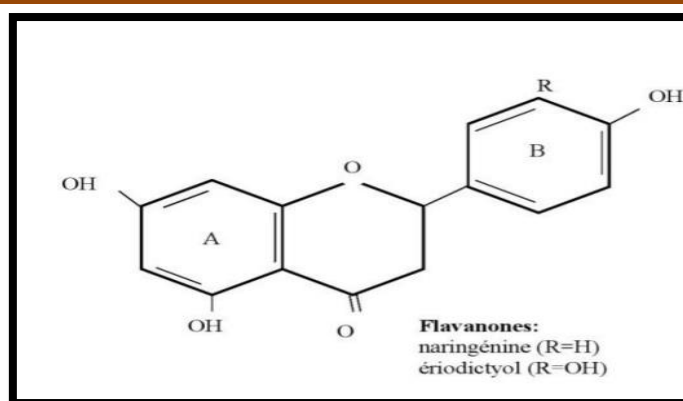


Figure 12. Structure chimique des flavanones (Lahmadi, 2021)

II.2.3.5.3.4. Flavanols

Les flavanols, également appelés flavan-3-ols ou catéchines, dérivent des flavanones et se caractérisent par la présence d'un groupement hydroxyle en position C3 du cycle C (**figure 13**). Ils constituent une classe importante de composés polyphénoliques largement répandus dans le règne végétal et présents dans de nombreux aliments de consommation courante. Leur activité antioxydante, notamment leur capacité à neutraliser les espèces radicalaires libres, est largement documentée. Au sein de cette famille, on distingue plusieurs dérivés tels que la catéchine, la gallocatéchine, ainsi que leurs formes estérifiées comme la catéchine-3-gallate, la gallocatéchine-3-gallate et l'épicatéchine-3-gallate (**Zhuang et al., 2023**).

Sur le plan biologique, ces composés présentent des propriétés anti-inflammatoires, antivirales et antimicrobiennes. Ils sont également considérés comme des agents d'intérêt dans la prévention et le soutien thérapeutique de certaines pathologies, notamment les cancers (**Ciupei et al., 2024**).

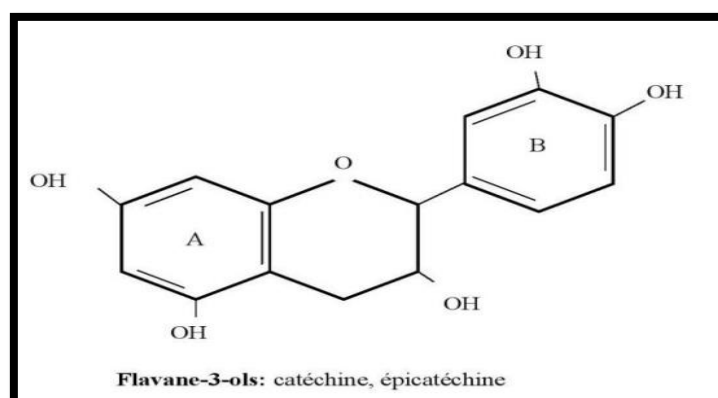


Figure 13. Structure chimique des flavanols (Lahmadi, 2021)

II.2.3.5.3.5. Isoflavonoïdes

Les isoflavones (isoflavonoïdes) constituent une sous-classe de flavonoïdes caractérisée par une réorganisation particulière du noyau B, se fixant en position C3 du cycle C (**figure 14**). Elles peuvent être présentes sous différentes formes structurales, notamment sous forme d'aglycones ou de glycosides tels que les 7-O-glucosides, ainsi que des dérivés acétylés ou malonylés comme les 6'-O-acétylglucosides et 6'-O-malonylglucosides (**Zhuang et al., 2023**).

Sur le plan biologique, ces composés sont associés à plusieurs effets bénéfiques, notamment la réduction du poids corporel, la diminution du taux de cholestérol sanguin, ainsi que des activités antibactériennes et hépatoprotectrices (**Ciupei et al., 2024**).

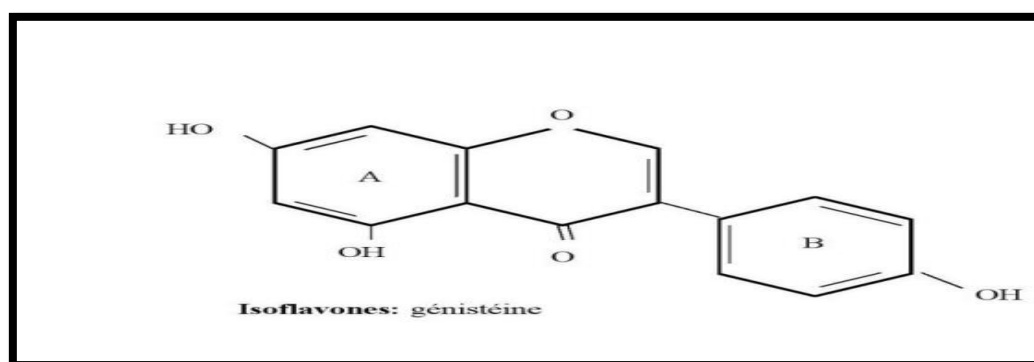


Figure 14. Structure chimique des isoflavonoïdes (Lahmadi, 2021)

II.2.3.5.3.6. Anthocyanes

Les anthocyanes, qui contiennent des glycosylpolyphénols, sont un groupe de pigments solubles présents dans les organes végétaux et qui confèrent aux plantes une couleur orangée, autrefois associée au rouge et au violet. De nos jours, on dénombre plus de 650 anthocyanes dans diverses plantes, réparties en six familles : cyanidine, delphinidine, malvidine, pélagonidine, péonidine, pétunidine. Contrairement aux autres flavonoïdes, les flavanols et les anthocyanes ne doivent pas être extraits du groupe 4 du cycle C (**figure 15**) (**Zhuang et al., 2023**).

Il contribue à réguler la glycémie, à protéger les nerfs et à prévenir le cancer (**Ciupei et al., 2024**).

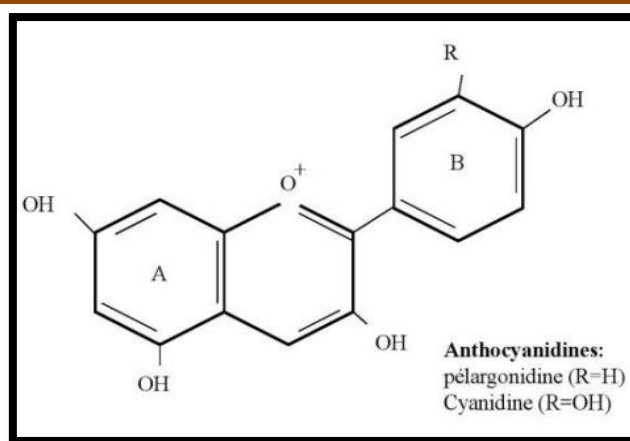


Figure 15. Structure chimique des anthocyanidines (Lahmadi, 2021)

II.2.3.6. Tanins

Les tanins sont des composés polyphénoliques hydrosolubles possédant des propriétés antioxydantes et antimicrobiennes. Ils sont largement présents dans plusieurs espèces végétales, notamment les raisins, le thé et certaines écorces végétales.

Selon leur structure chimique, les tanins sont classés en deux groupes principaux : les tanins hydrolysables et les tanins condensés

Les tanins hydrolysables sont des polymères de l'acide gallique. Ils sont principalement extraits du chêne à galles.

Les tanins condensés (ou catéchiques) sont des polymères d'unités de flavan-3-ol, tels que la catéchine et l'épicatéchine, de configurations stéréochimiques (2R, 3S) (+) - catéchine et (2R,3R) (–) -épicatéchine. Ils sont notamment extraits de l'écorce du pin maritime (Gharboudjie, 2023).

II.3. Alcaloïdes

II.3.1 Définition des alcaloïdes

Les alcaloïdes sont des composés organiques azotés naturels dont la définition reste discutée. Historiquement, ils sont décrits comme des molécules cycliques contenant de l'azote (**figure 16**) et présentant une activité pharmacologique à faibles doses, bien que cette définition exclue certains composés azotés biologiquement importants (Aniszewski, 2015).

Les approches modernes privilégient une vision plus fonctionnelle et écologique : les alcaloïdes sont considérés comme des métabolites secondaires impliqués surtout dans la défense des plantes contre les herbivores, les microbes et la compétition. Ils dérivent principalement d'acides aminés (comme le tryptophane, la tyrosine ou la lysine) et ne participent pas aux fonctions métaboliques primaires (Facchini, 2001 ; Wink, 2008 ; Dewick, 2009).

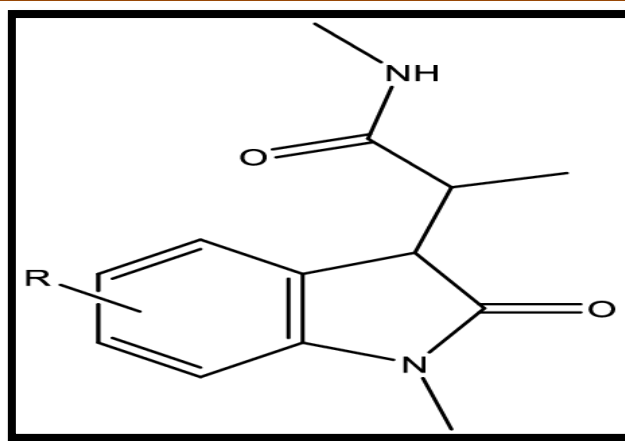


Figure 16. Structure de base des alcaloïdes (Vasquez Ocmin, 2018)

II.3.2. Rôle des alcaloïdes

Les alcaloïdes présentent une importance évolutive et écologique qui a suscité de nombreux débats scientifiques. L'hypothèse la plus largement admise, appuyée par un ensemble conséquent de données empiriques, propose que ces composés jouent principalement un rôle de mécanismes de défense chimique contre les herbivores, les plantes concurrentes et les agents pathogènes (**Wink, 2003**). Cette hypothèse est corroborée par plusieurs observations, notamment la corrélation entre la concentration en alcaloïdes et la pression exercée par les herbivores, leur accumulation préférentielle dans les tissus les plus exposés à la prédation, ainsi que leur toxicité vis-à-vis d'un large éventail d'organismes invertébrés et vertébrés (**Hartmann, 2004**).

Wink (2008) a proposé un cadre complémentaire suggérant que les alcaloïdes pourraient également agir comme molécules de signalisation, favorisant la communication entre les plantes ainsi que les interactions mutualistes avec les pollinisateurs et les disséminateurs de graines. Cette hypothèse est soutenue par plusieurs études montrant que la caféine présente dans le nectar floral améliore la mémoire des pollinisateurs (**Wright et al., 2013**), tandis que les alcaloïdes pyrrolizidiniques de certaines espèces du genre *Senecio* attirent des papillons arctiidés spécialisés capables de séquestrer ces composés afin d'assurer leur propre défense (**Hartmann, 2004**). Ce double rôle à la fois toxique et sémi chimique met en évidence la complexité fonctionnelle de l'écologie des alcaloïdes et pourrait expliquer leur persistance au cours de l'évolution.

II.3.3. Classification des alcaloïdes

Plusieurs systèmes de classification des alcaloïdes ont été proposés dans la littérature. Les classifications botaniques, fondées sur l'origine taxonomique, sont aujourd'hui considérées comme limitées, car une même classe d'alcaloïdes peut être présente chez des

taxons phylogénétiquement éloignés (**Roberts & Wink, 1998**). En revanche, les classifications chimiques, basées sur la structure cyclique et la nature de l'azote hétérocyclique, constituent le système le plus utilisé en pharmacognosie et en toxicologie (**Aniszewski, 2015**). Les classifications biosynthétiques, fondées sur les précurseurs d'acides aminés, apportent également une approche complémentaire. Ainsi, une classification chimico-biosynthétique distingue principalement les alcaloïdes pyrrolidiniques, tropaniques, pipéridiniques, quinolizidiniques, isoquinoléiques, indoliques, puriques, pyrrolizidiniques, stéroïdiens et imidazoliques (**tableau 02**).

Tableau 02 : Principales classes structurales des alcaloïdes avec composés représentatifs et sources

Alcaloïdes de classe	Caractéristique structurale clé	Composé(s) représentatif(s)	Source botanique principale	Référence clé
Tropane	Cycle bicyclique du tropane	Atropine, cocaïne, scopolamine	Solanacées	Dewick (2009)
Isoquinoléine	Système cyclique isoquinoléine	Morphine, codéine, berbérine	Papaveracées	Facchini (2001)
Indole	Noyau indole (benzopyrrole)	Strychnine, ergotamine, vincristine	Loganiaceae, Apocynaceae	Kutchan (1995)
Purine	cycle de xanthine (purine)	Caféine, théobromine, théophylline	Rubiaceae, Theaceae	Ashihara et al. (2008)
Pyrrolizidine	cycle pyrrolizidine bicyclique	Sénécionine, rétroisine, jacobine	Astéracées, Boraginacées	Stegelmeier et al. (1999)
Quinolizidine	cycle quinolizidine	Spartéine, cytisine, lupinine	Fabacées (Lupinus spp.)	Roberts & Wink (1998)
Steroid	Squelette stéroïdien (terpénoïde)	Solanine, tomatidine, vératrine	Solanacées, Liliacées	Milner et al. (2011)
Imidazole	cycle imidazole	Pilocarpine, histamine	Pilocarpus spp., tissus animaux	Aniszewski (2015)

II.3.3.1. Alcaloïdes tropaniques

Les alcaloïdes tropaniques possèdent un noyau 8-azabicyclo[3.2.1]octane et incluent l'atropine, la scopolamine et la cocaïne. Les deux premiers provoquent un syndrome anticholinergique par blocage des récepteurs muscariniques, entraînant sécheresse, tachycardie, mydriase et troubles neurologiques à fortes doses (**Gaillard *et al.*, 2019**). La cocaïne agit plutôt par inhibition de la recapture des monoamines, causant des effets sympathomimétiques et cardiaques sévères (**Mégarbane *et al.*, 2012**). De faibles variations structurales expliquent ainsi leurs différences toxicologiques.

II.3.3.2. Alcaloïdes pyrrolidiniques

Les alcaloïdes pyrrolidiniques, tels que l'hygrine et la cuscohygrine, partagent le précurseur cyclique pyrrolidine mais sont dépourvus du noyau tropanique bicyclique ; leur activité biologique est généralement moins marquée, bien qu'ils puissent contribuer à l'effet toxique global des préparations végétales contenant plusieurs alcaloïdes (**Dewick, 2009**).

II.3.3.3. Alcaloïdes isoquinoléiques

Les alcaloïdes isoquinoléiques regroupent notamment les alcaloïdes de l'opium (morphine, codéine, thébaïne, noscapine), biosynthétisés à partir de la tyrosine via la (S)-norcoclaurine (**Facchini, 2001**). La morphine agit comme agoniste des récepteurs μ -opioïdes, provoquant analgésie et dépression respiratoire (**Trescot *et al.*, 2008**). Cette classe inclut aussi la berbérine, la colchicine et l'émétine, dont les mécanismes et la toxicité varient fortement, la colchicine étant particulièrement dangereuse en raison de son faible index thérapeutique (**Schrenk *et al.*, 2020**).

II.3.3.4. Alcaloïdes indoliques

Les alcaloïdes indoliques, très diversifiés, possèdent un noyau indole et dérivent de la tryptamine et de la sécologanine via la strictosidine (**Kutchan, 1995 ; Facchini, 2001**). Ils incluent des toxiques majeurs comme la strychnine, convulsivante, et les alcaloïdes de l'ergot responsables d'ergotisme et agissant sur divers récepteurs neurovasculaires (**Costa, 2002 ; Schiff, 2006**). Ils comprennent aussi des composés anticancéreux comme la vincristine et la vinblastine, inhibiteurs de la tubuline, limités par leur forte toxicité (**Jordan & Wilson, 2004**).

II.3.3.5. Alcaloïdes puriques

Les alcaloïdes puriques (méthylxanthines) comprennent la caféine, la théobromine et la théophylline, présentes dans le café, le thé et le cacao (**Ashihara *et al.*, 2008**). Ils agissent surtout par antagonisme des récepteurs de l'adénosine, entraînant une stimulation du système nerveux central et des effets cardiovasculaires (**Fredholm *et al.*, 1999**). Malgré leur consommation courante, ils peuvent être toxiques à fortes doses, notamment la caféine (arythmies, convulsions, décès) (**Seifert *et al.*, 2011 ; Nawrot *et al.*, 2003**) et la théophylline, à marge thérapeutique étroite et toxicité sévère (**Shannon & Maher, 1993**).

II.3.3.6. Alcaloïdes pyrrolizidiniques

Les alcaloïdes pyrrolizidiniques (AP), très répandus dans plusieurs familles végétales, regroupent plus de 660 composés dont certains sont fortement hépatotoxiques (**Hartmann & Ober, 2000**). Après bioactivation hépatique, ils forment des métabolites alkylants responsables de lésions hépatiques sévères et de carcinogénicité (**Stegelmeier *et al.*, 1999**). Leur présence dans les aliments constitue un risque sanitaire majeur, confirmé par l'EFSA (2017), en raison de leur toxicité à faibles doses et de leur effet cancérogène à long terme.

II.3.3.7. Alcaloïdes de quinolizidine

Les alcaloïdes de quinolizidine, présents surtout chez les Fabaceae (Lupinus, Cytisus, Laburnum), incluent la spartéine, la cytisine et l'anagyrine (**Barlow, 1998 ; Etter, 2006**). Ils agissent sur les canaux ioniques et les récepteurs nicotiniques, provoquant des effets cardiotoxiques et neurotoxiques, et sont responsables de la lupinose chez les animaux (**Panter *et al.*, 1998**). Leur présence dans les aliments à base de lupin constitue aussi un risque pour l'homme, encadré par une DJA fixée par l'EFSA (2008).

II.3.3.8. Alcaloïdes stéroïdiens

Les alcaloïdes stéroïdiens, dérivés de la voie des terpénoïdes, incluent les glycoalcaloïdes de la pomme de terre (solanine, chaconine) et les alcaloïdes de Veratrum (cyclopamine, jervine) (**Wink, 2008**). La solanine et la chaconine sont responsables d'une toxicité gastro-intestinale et neurologique par inhibition enzymatique et perturbation membranaire (**Friedman, 2006**). Les alcaloïdes de Veratrum, en inhibant la voie Hedgehog, provoquent de graves malformations embryonnaires comme la cyclopie (**Keeler, 1978 ; Chen *et al.*, 2002**), avec des implications majeures en toxicologie et en pharmacologie anticancéreuse (**Incardona *et al.*, 1998**).

II.3.3.9. Alcaloïdes imidazoliques

Les alcaloïdes imidazoliques contiennent le noyau hétérocyclique imidazole à cinq chaînons et, bien que relativement peu nombreux par rapport aux autres classes d'alcaloïdes, ils comprennent des composés d'importance toxicologique non négligeable. La pilocarpine, extraite de *Pilocarpus jaborandi*, est un agoniste des récepteurs muscariniques de l'acétylcholine utilisé en ophtalmologie pour ses propriétés myotiques et hypotensives. Sa toxicité se manifeste par un syndrome cholinergique caractérisé par une hypersécrétion, une bradycardie, un bronchospasme et, à doses létales, une insuffisance respiratoire (Aniszewski, 2015). L'histamine, bien que principalement considérée comme une amine biogène d'origine animale, est classée comme alcaloïde imidazole dans certains contextes botaniques ; elle est présente dans l'ortie *Urtica dioica* et joue un rôle à la fois défensif et de signalisation (Roberts & Wink, 1998).

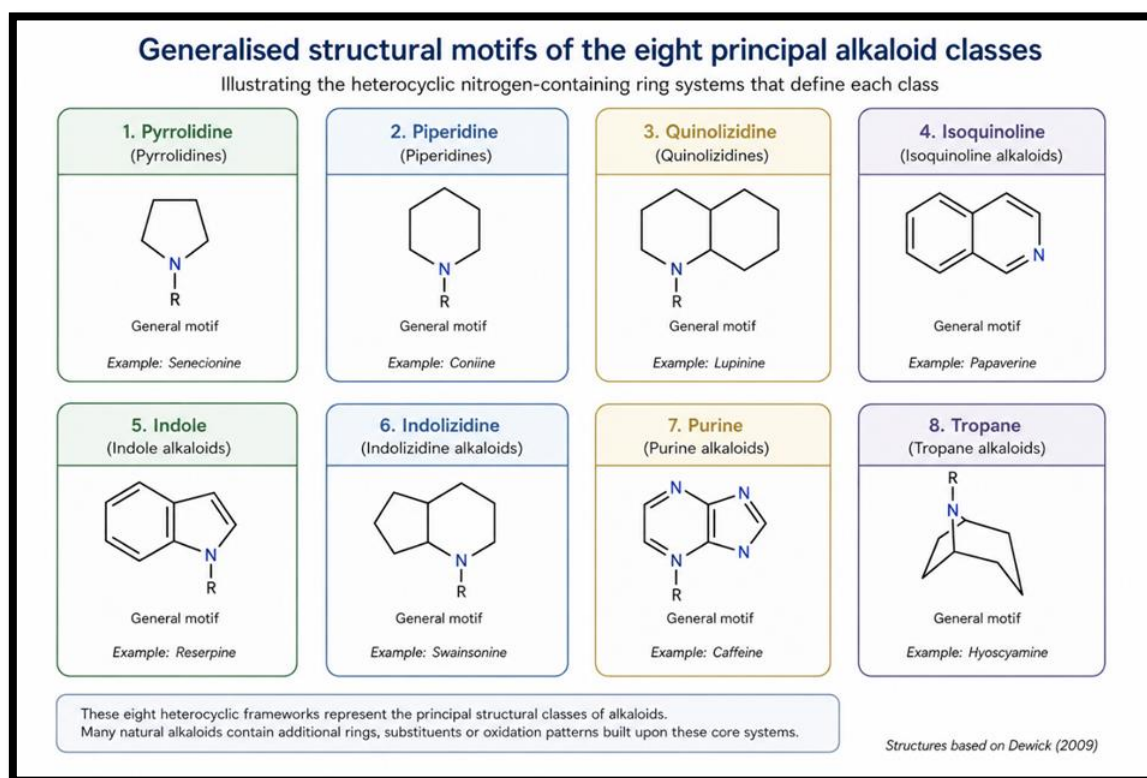


Figure 17. Motifs structuraux généralisés des huit principales classes d'alcaloïdes abordées dans ce chapitre, illustrant les systèmes cycliques hétérocycliques azotés qui définissent chaque classe. Structures dessinées d'après (Dewick, 2009)

II.4. Térpénoïdes

II.4.1. Définition

Les terpénoïdes sont des produits naturels se produisant largement dans la nature par une grande variété des plantes et par certains animaux. Ils sont également abondamment trouvés dans les fruits, légumes et fleurs (Dudareva *et al.*, 2005).

II.4.2. Rôle des terpénoïdes

De nombreux terpénoïdes servent de composés de défense contre les microbes et les herbivores et sont des molécules naturelles pour attirer les insectes pollinisateurs. Ils possèdent aussi des activités biologiques: anti-inflammatoires, anticancéreux, et antivirales (Ashour *et al.*, 2010).

II.4.3. Types des terpénoïdes

II.4.3.1. Saponine

Les saponines présentent des propriétés métaboliques spécifiques Absorbées par les plantes et d'autres animaux marins, leur cytotoxicité est liée aux caractéristiques financières de la famille, ce qui justifie sa prevention leur incorporation perturbe les membranes cellulaires. Les saponines sont fréquemment utilisées pour diverses applications, selon leurs propriétés. Ces structures macroscopiques et activités biologiques constituent un organisme vivant moléculaire (Redjama *et al.*, 2024).

II.4.3.2. Stéroïdes

Ce composé secondaire possède une structure de base cyclopentanoperhydrophénanthrénique. On le retrouve chez les végétaux sous forme de phytostérols, soit à l'état libre, soit estérifié ou éthérifié. Les stérols jouent un rôle important dans la régulation de la fluidité membranaire et contribuent à l'adaptation des membranes aux variations environnementales et climatiques. Ils participent également à la modulation de l'activité des cellules impliquées dans le métabolisme. Chez les plantes, la biosynthèse des stéroïdes passe principalement par le cycloarténol, contrairement aux animaux et aux champignons où le lanostérol constitue le précurseur majeur. La plupart de ces stéroïdes subissent des modifications enzymatiques supplémentaires au cours de leur biosynthèse (Sandjo, 2009).

II.4.3.3. Les triterpènes

Les triterpènes constituent une classe de métabolites secondaires caractérisés par une structure de base en C₃₀, issue de l'assemblage de six unités d'isoprène. On les retrouve largement dans le règne végétal. Ils dérivent de la voie du mévalonate et ont pour précurseur le squalène. Contrairement à certaines autres classes de composés isopréniques, ils présentent généralement des structures cyclisées et donnent naissance à de nombreux dérivés structuraux. Ils ne possèdent pas une seule sous-classe unique, mais regroupent plusieurs familles structurales variées (Sandjo, 2009).



Partie II

Partie expérimentale

Chapitre I

Matériel et Méthode

Matériel et Méthodes

L'ensemble de ce travail a été réalisé aux laboratoires de toxicologie, biochimie et microbiologie du département de biologie Cellulaire et Moléculaire l'Université Echahid Hamma Lakhdar El-Oued

I.1. Récolte de l'espèce végétale étudiée

Cette étude porte sur une espèce végétale appartenant à la famille des Poaceae, à savoir *Phragmites australis*, reconnue pour son potentiel dans le domaine de la phytoremédiation et de l'épuration des eaux.

Le matériel végétal a été collecté dans la région d'El-Oued (commune de Debila, wilaya d'El-Oued, Algérie) en novembre 2025. L'échantillon utilisé dans cette étude est constitué des feuilles de la plante.

Après la récolte, les feuilles ont été soigneusement nettoyées afin d'éliminer la poussière et les impuretés, puis séchées à température ambiante à l'abri de la lumière directe du soleil afin de préserver les composés bioactifs. Elles ont ensuite été broyées afin d'obtenir une poudre fine et homogène, utilisée par la suite dans les différentes opérations d'extraction, ainsi que pour le criblage phytochimique et l'étude des activités antioxydante et antibactérienne.

I.2. Préparation de l'extrait aqueux

1. Sécher les feuilles à température ambiante à l'abri de la lumière directe du soleil, puis les broyer afin d'obtenir une poudre fine.

2. Peser 10 g de poudre végétale et les mélanger à 100 mL d'eau distillée (rapport poids/volume de 1 :10).

3. Chauffer le mélange jusqu'à ébullition, puis maintenir l'ébullition pendant 10 à 15 minutes sous agitation continue.

4. Laisser refroidir l'extrait à température ambiante.

5. Filtrer l'extrait à l'aide d'un papier filtre Whatman n°1.

6. Sécher le filtrat:

- Soit par évaporation au bain-marie à 40–45 °C ;
- Soit par lyophilisation si cette technique est disponible.

7. Conserver l'extrait sec dans des récipients hermétiques à 4 °C jusqu'à son utilisation.

I.3. Détermination du rendement d'extraction

Le rendement d'extraction correspond au rapport entre la masse de l'extrait obtenu et la masse de la matière végétale utilisée (Carré, 1953). Il est exprimé en pourcentage (%) et calculé selon la formule suivante :

$$R\% = \frac{(\text{Masse du Résidu Extrait})}{(\text{Masse Initiale Végétale})} \times 100$$

I .4. Etude des paramètres phytochimiques

I .4.1. Analyse qualitative

Un criblage phytochimique a été réalisé afin d'identifier les différentes classes de molécules bioactives dans nos extraits préparés par décoction, en utilisant des méthodes basées sur des changements colorimétriques dans le mélange réactionnel ou sur la formation de précipité, comme décrit par **Sharma *et al.* (2020)** ; **Sindhu *et al.* (2021)** ; **Laib (2023)** ; **Mouffouk *et al.* (2023)**.

Le résidu sec a été reconstitué dans de l'éthanol à 70 % à une concentration de 10 mg/mL avant la réalisation des tests phytochimiques (10 mg d'extrait sec dans 1 mL d'éthanol).

I .4.1.1. Test des polyphénols

2ml d'extrait ont été traités avec quelques gouttes d'une solution de FeCl₃ à 2 % (p/p). La présence de dérivés polyphénoliques est indiquée par une coloration verdâtre ou bleu -noir.

I .4.1.2. Test des tanins

2 mL d'extrait dilué (1ml de l'extrait + 1ml ethanol) ont été combinés avec 1 mL d'une solution de chlorure ferrique à 1 % (FeCl₃ à 1 %). Après agitation, l'apparition d'une teinte verdâtre ou bleuâtre indique la présence de tanins.

I .4.1.3. Test des stéroïdes

2 mL d'extrait ont été mélangés à 2 mL de chloroforme et 500 µL d'anhydride acétique. Ensuite, 3 gouttes (≈ 0,15 mL) d'acide sulfurique concentré ont été ajoutées délicatement. Après agitation, l'apparition d'une coloration bleue ou bleu-vert indique la présence de stéroïdes.

I .4.1.4. Test des flavonoïdes

5 mL d'extrait ont été mélangés à une proportion équivalente de 5 mL d'ammoniaque diluée (1% = 0.20ml ammoniaque + 4.8 ml eau distillée) et 1 mL d'H₂SO₄. La présence de flavonoïdes est révélée par l'apparition d'une coloration jaune

I .4.1.5. Test des triterpénoïdes

5 mL d'extrait de plante ont été combinés avec 2 mL de chloroforme et 3 mL d'acide sulfurique concentré. La présence de triterpénoïdes produit une teinte brun-rouge.

I .4.1.6. Test des saponines

1 mL de décoction (évaporé pour éliminer l'éthanol) a été mélangé à 4 mL d'eau distillée. Le mélange préparé a été agité dans une éprouvette graduée pendant 15 minutes. La persistance d'une mousse stable après agitation indique la présence de saponines.

I .4.1.7. Test des alcaloïdes

1 mL d'extrait a été acidifié légèrement avec HCl 1 % (1 goutte) puis 0,15 mL de réactif de Dragendorff a été ajouté. La formation d'un précipité rouge-orange indique la présence d'alcaloïdes.

I .4.1.8. Test des sucres réducteurs

À 0,5 mL d'extrait de plante (évaporé pour éliminer l'éthanol) on ajoute 1 mL d'eau et 5-8 gouttes de solution de Fehling, puis on chauffe à 70°C pendant 2 minutes. La formation d'un précipité rouge brique signale la présence de sucres réducteurs.

I.5. Analyse quantitative

I.5.1. Dosage des composés phénoliques

❖ Principe

Le dosage des polyphénols se fait avec le réactif de Folin-Ciocalteu (**Singleton et Rossi, 1965**), qui en milieu alcalin se réduit en oxyde de tungstène et de molybdène donnant une couleur bleue en présence de polyphénols. Le réactif FCR, constitué par un mélange d'acidephosphotungstique (H₃PW₁₂O₄₀) et d'acide phosphomolybdique (H₃PMO₁₂O₄₀), est réduit, lors de l'oxydation des phénols, en mélange d'oxydes de tungstène (W₈O₂₃) et de molybdène (Mo₈O₂₃). La coloration bleue produite est proportionnelle à la teneur en phénols totaux et possède une absorption maximum aux environs de 750-765 nm.

❖ **Mode opératoire**

Préparation de la gamme d'étalon de l'acide gallique

➤ **Préparation de la solution S1:**

On prend 2 mg de l'acide gallique et on le dissout dans 2 mL d'eau distillé pour obtenir la solution **S1** (2mg/2mL) (**Tableau3**).

Tableau 03. Préparation de la solution S1.

Tube/Concentration ($\mu\text{g/mL}$)	A1 (50)	A2 (100)	A3 (200)	A4 (300)	A5 (400)	A6 (500)
Solution S1 (mL)	0.05	0.1	0.2	0.3	0.4	0.5
Eau distillé (mL)	0.95	0.90	0.8	0.7	0.6	0.5

➤ **Préparation de Na_2CO_3 de 2 à 7% (Carbonate de sodium)**

Pour 2% on dissout 2 grammes de Na_2CO_3 (Carbonate de sodium) dans 100 ml d'eau distillé pour obtenir la solution S2.

➤ **Préparation de l'extrait de plante**

Une masse de 1 milligramme d'extrait est dissoute dans un volume de 1mL d'eau distillé pour obtenir la solution S3.

➤ **Procédure****a. Pour l'extrait**

125 μL (S3 solution d'extrait de plante) + 500 μL d'eau distillé + 125 μL de FCR + attendre 3 mn + 1250 μL (S2 de carbonate de sodium Na_2CO_3) + 1 mL d'eau distillé + mettre le mélange à l'obscurité et attendre 90 mn + lecture à 760 nm.

b. Pour l'étalon de l'acide gallique

Les procédures de la préparation de la gamme d'étalonnage de l'acide gallique sont résumées dans le **tableau 04**.

Tableau 04 : Gamme d'étalonnage de l'acide gallique

Tubes						
125 μ L	A1	A2	A3	A4	A5	A6
Eau distillé (μ L)	500	500	500	500	500	500
FCR (μ L)	125	125	125	125	125	125
Attendre 3 mn						
S2 (μ L)	125	1250	1250	1250	1250	1250
Eau distillé (mL)	1	1	1	1	1	1
Mettre le mélange à l'obscurité et attendre 90 mn						
Lecture à 760 nm						

I.5.2. Dosage des flavonoïdes

❖ Principe de la réaction

La concentration des flavonoïdes dans les extraits est basée sur la complexation avec Al^{+3} et les résultats sont exprimés en équivalents de Quercetine (**Turkmen *et al.*, 2007**).

- Préparation de 1 M Potassium acétate (CH_3COOK) :

Pour 1M Potassium acétate (CH_3COOK) on dissout 9,80g de (CH_3COOK) dans 100 mL d'eau distillé pour obtenir la solution **S1**.

- Préparation de l'extrait de plante :

Une masse de 1mg d'extrait est dissoute dans un volume de 1 mL de méthanol pour obtenir la solution **S2**.

• Mode opératoire

A. Pour l'extrait

250 μ L (S2) (extrait de plante) + 2550 μ L (MeOH) +100 μ L (S1) (CH_3COOK) + 100 μ L ($Al(NO_3)_3 \cdot 9H_2O$) + attendre 40 mn + lecture à 415 nm.

B. Pour l'étalon

- Préparation de la gamme d'étalon de la Quercetine

On prend 12,6 mg de la Quercetine et on le dissout dans 25 mL de méthanol pour obtenir la solution S3. Les étapes de la réalisation de la gamme d'étalon de Quercetine comme suivant (Tableau 5).

Tableau 05 : Gamme d'étalonnage de la Quercetine.

Concentration (µg/mL)		5	0	5	00	25	50	75	00
MeOH (µL)	800	775	750	725	700	675	650	625	600
S3 (µL)		5	0	5	00	25	50	75	00
S1 (µL)	00	00	00	00	00	00	00	00	00
Nitrate d'aluminium (µL)	00	00	00	00	00	00	00	00	00

I.6. Analyse microbiologique des eaux usées

I.6.1. Site de prélèvement et échantillonnage

L'étude a été réalisée sur trois échantillons d'eaux usées (SM1, SM2 et SM3) prélevés aseptiquement à partir de différents points La station de filtration et de traitement des eaux usées de Kouinine (n° 01), située dans la commune de Kouinine, wilaya d'El Oued, Algérie. Les prélèvements ont été effectués dans des conditions stériles afin d'éviter toute contamination externe.

I.6.2. Transport des échantillons

Les échantillons ont été immédiatement transportés au Djihad Learning Bio and health dans des conditions appropriées (température contrôlée) afin de préserver leur intégrité microbiologique. Les analyses ont été effectuées dans les plus brefs délais après réception.

I.6.3. Dénombrement microbiologique

Le dénombrement bactérien a été réalisé selon deux paramètres principaux :

- La flore bactérienne totale (germes aérobies mésophiles).
- Les bactéries coliformes, utilisées comme indicateurs de contamination fécale.

Cette étape a été réalisée par la méthode des dilutions décimales successives suivie d'un ensemencement par étalement sur milieux gélosés.

I.6.4. Milieux de culture utilisés

Différents milieux de culture ont été utilisés afin de permettre l'isolement et la différenciation des microorganismes :

- **Gélose nutritive** : dénombrement de la flore bactérienne totale
- **Gélose au sang** : culture de bactéries exigeantes et mise en évidence de l'hémolyse
- **Gélose Hektoen** : isolement des entérobactéries pathogènes (Salmonella, Shigella)
- **Chromagar** : différenciation bactérienne selon des activités enzymatiques spécifiques
- **Gélose Sabouraud** : isolement des levures et moisissures

I.6.5. Incubation et observation macroscopique

Les boîtes de Pétri ont été incubées à 37°C pendant 24 à 48 heures, avec une prolongation jusqu'à 72 heures pour la gélose Sabouraud si nécessaire.

L'observation macroscopique des colonies a été effectuée selon plusieurs critères :

- morphologie
- taille
- pigmentation
- aspect de surface

Les colonies distinctes ont été repiquées afin d'obtenir des cultures pures.

I.6.6. Identification des isolats bactériens

L'identification des souches bactériennes a été réalisée à l'aide du système automatisé **VITEK® 2 Compact (bioMérieux)**.

Deux types de cartes d'identification ont été utilisés :

- ID-GN pour les bactéries Gram négatif
- ID-GP pour les bactéries Gram positif

Cette méthode repose sur l'analyse des profils biochimiques permettant une identification rapide et fiable jusqu'au niveau de l'espèce.

I.6.7. Conservation des isolats

Après identification, les souches bactériennes ont été conservées dans des tubes de stockage appropriés afin de constituer une collection d'isolats. Ces souches ont été utilisées pour des analyses complémentaires, notamment des tests de sensibilité à l'extrait aqueux de la plante étudiée.

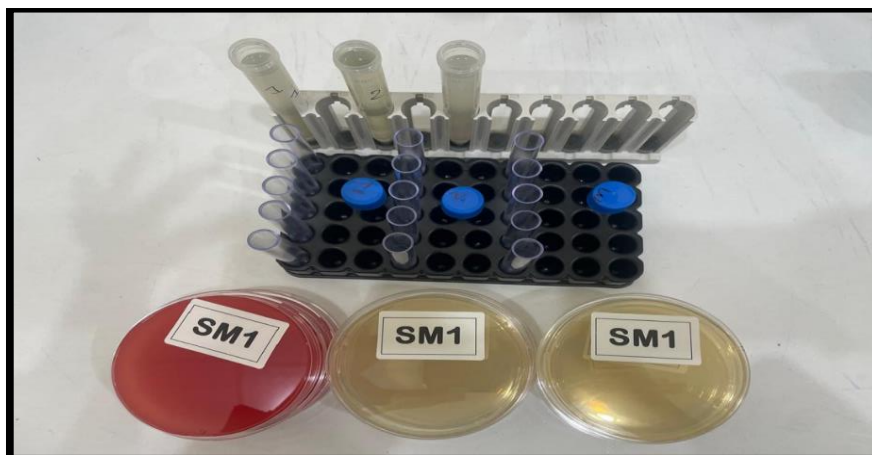


Figure 18. Photographie du dispositif expérimental de culture bactérienne en laboratoire.

I.7. Activité antibactérienne

Les propriétés antimicrobiennes d'un extrait de roseau australien (*Phragmites australis*) ont été évaluées contre quatre souches bactériennes. L'activité antimicrobienne a été déterminée de manière qualitative par la méthode de diffusion sur gélose (**Abdulla et al., 2026**).

Cette technique repose sur la formation d'une zone d'inhibition autour du disque imprégné d'extrait végétal (**Bsaipes et al., 2009**).

Les souches bactériennes testées provenaient d'échantillons d'eaux usées prélevés la station de filtration et de traitement des eaux usées de Kouinine (n° 01), située dans la commune de Kouinine, wilaya d'El Oued, Algérie. Ces échantillons ont été transportés au Djihad Learning Bio and health. Où des analyses microbiologiques ont permis d'isoler sept souches bactériennes différentes (**voir Tableau 09 dans les résultats**).

Parmi celles-ci, quatre souches ont été retenues pour cette étude en raison de leur pertinence et de leur fréquence : *Serratia* spp. (Gram négatif), *Klebsiella pneumoniae* (Gram négatif), *Escherichia coli* (Gram négatif) et *Staphylococcus aureus* (Gram positif). Ces souches ont été utilisées pour évaluer l'activité antibactérienne des extraits végétaux étudiés.

➤ **Description les souches étudiées**

- ***Staphylococcus aureus* :**

Staphylococcus aureus est une coccobactérie Gram positif, catalase positive appartenant à la famille des Staphylococcaceae. Il a un diamètre d'environ (0,5 à 1,5 µm), est immobile, asporulé et facultativement anaérobique il est habituellement disposé en grappes. De nombreuses souches produisent des entérotoxines staphylococciques (**Becker et al., 2004**).

- ***Escherichia coli* :**

Est un bacille Gram négatif connu pour faire partie de la flore intestinale normale. (Mueller & Tainter, 2023). Commensal du tube digestif dont certaines souches pathogènes causent des infections urinaires, des diarrhées et des septicémies (**Kaper et al., 2004**).

- ***Klebsiella pneumoniae* :**

Entérobactérie Gram négatif, encapsulée, souvent présente dans l'intestin et l'environnement. La capsule lui permet de résister aux défenses de l'organisme.

C'est une bactérie opportuniste responsable de plusieurs infections, notamment :

- pneumonies
- infections urinaires
- septicémies

Elle est surtout préoccupante en milieu hospitalier à cause de l'apparition de souches résistantes aux antibiotiques, en particulier celles produisant des carbapénémases, ce qui rend le traitement difficile (**Podschun et al, 1998**).

- ***Serratia spp.* :**

Les espèces du genre *Serratia* sont des bacilles Gram négatif appartenant à la famille des Enterobacteriaceae. *Serratia marcescens* est l'espèce la plus connue, célèbre pour la production d'un pigment rouge appelé prodigiosine. Certaines espèces, notamment *S. marcescens*, *S. liquefaciens* et *S. rubidaea*, sont associées à des infections humaines telles que les infections urinaires, respiratoires et septicémiques. Les *Serratia spp.* Sont généralement indole négatif et produisent des enzymes comme la lipase et la gélatinase (**Gillespie et al., 2006**).

➤ Préparation des souches

A. Revivification des souches bactériennes

La revivification des souches est une étape indispensable avant leur utilisation, car leur activité biologique est réduite après conservation. Elle vise à obtenir une culture jeune et pure. Cette étape consiste à ensemencer, par la technique des stries, la surface d'une gélose nutritive préalablement coulée et solidifiée dans des boîtes de Pétri, à partir de quelques colonies de souches conservées à 4 °C. Les boîtes sont ensuite incubées à 37 °C pendant 24 heures (Bouchouka, 2016) (figure19).

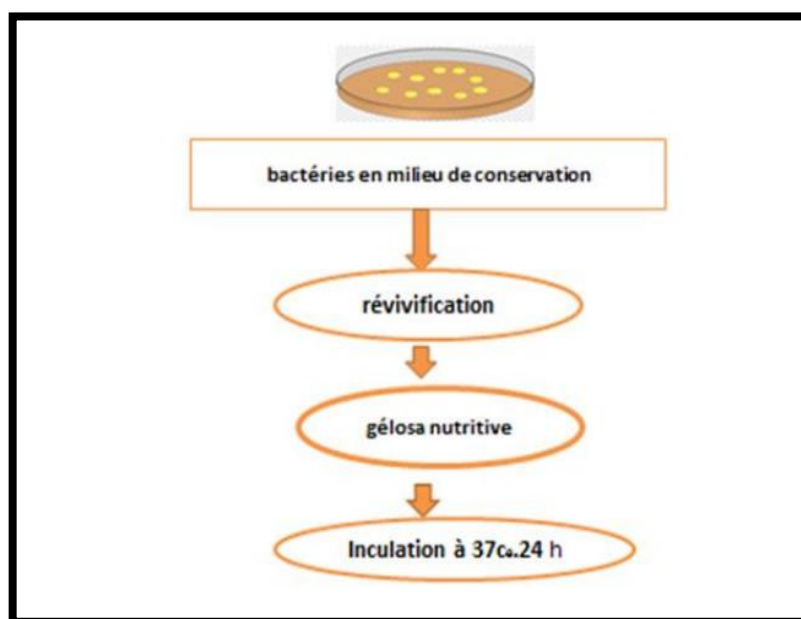


Figure 19. Revivification et culture des souches bactériennes (Ain et Adjiba, 2021)

B. Préparation des disques

Des disques de 6 mm de diamètre sont découpés du papier Wattman N° 3 et stérilisés dans un autoclave pendant 20 min à 120°C (Yin *et al.*, 2013).

C. Préparation des milieux de culture

Le milieu de culture Muller-Hinton a été préparé par dissolution, puis versé dans des boîtes de Petri et laissé refroidir jusqu'à solidification avant l'ensemencement. Cette opération a été réalisée devant une flamme afin de maintenir des conditions aseptiques (Rahal, 2005).

D. Préparation des concentrations

Deux concentrations de l'extrait sec de *Phragmites australis* ont été préparées par dissolution de 100 mg d'extrait sec dans 2 mL d'eau distillée stérile (dose 1 = 50 mg/mL) et de 200 mg dans 2 mL d'eau distillée stérile (dose 2 = 100 mg/mL).

E. Préparation de l'inoculum

À partir des cultures jeunes préparées, quelques colonies bactériennes sont prélevées et mises en suspension dans environ 10 mL d'eau physiologique stérile à 0,9 %. Les tubes sont ensuite agités au vortex pendant quelques secondes (Reghioua, 2006 ; Ouis, 2015).

F. Ensemencement des souches bactériennes

Un écouvillon stérile est trempé dans la suspension bactérienne de chaque souche, puis la surface du milieu de culture est ensemencée par des stries parallèles et rapprochées. Cette opération est répétée trois fois en tournant la boîte de Petri de 60° à chaque étape afin d'assurer une répartition homogène des bactéries (Dahia, 2009).

G. Dépôt des disques

Après la préparation des milieux de culture et l'ensemencement des souches bactériennes, les disques ont été imprégnés des deux concentrations préparées (10 µL de dose 1/de dose 2), puis déposés sur les boîtes de Petri préparées à raison de trois répétitions pour chaque souche. Un disque contenant l'eau distillée a également été utilisé comme témoin négatif du test.

Les boîtes ont été laissées à proximité d'un bec Bunsen pendant 30 minutes (Belaiche, 1979).

H. Incubation et lecture des résultats

On incube les boîtes de Pétri en position inversée à 37°C pendant 24h, L'efficacité des concentrations a été déterminée par la mesure du diamètre des zones d'inhibitions entourant les disques (Lahoum *et al.*, 2016).

Après 24 heures d'incubation, mesurer à l'aide d'une règle graduée le diamètre d'inhibition des bactéries auteur des disques. Le diamètre (mm) de la zone entourant le disque est proportionnel à la sensibilité du germe étudié (Figure20) (Chenni, 2016).

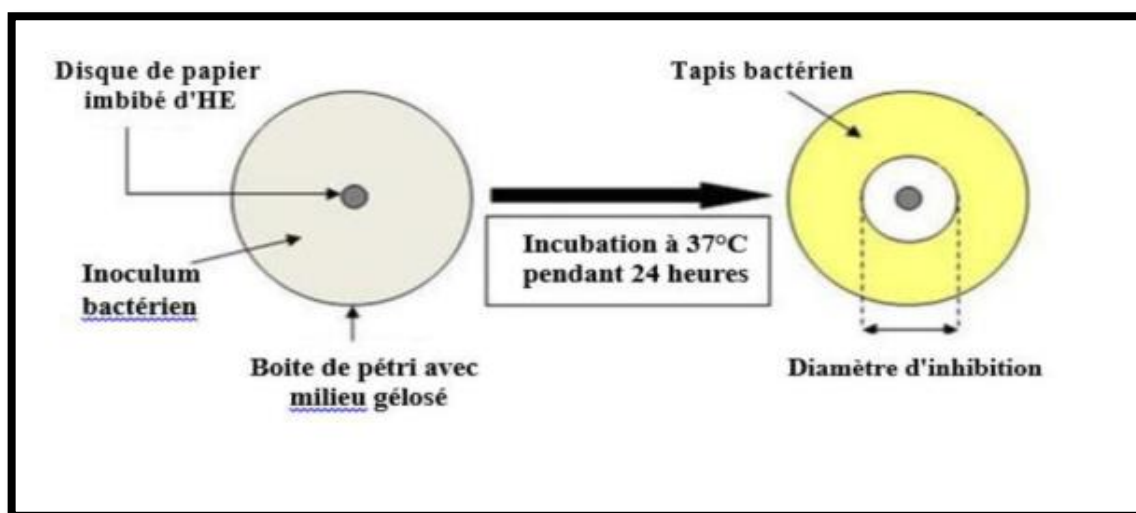


Figure 20. Principe de la méthode de diffusion sur disques (Chenni, 2016).

I.8. Activité antioxydante

C'est l'un des principaux essais employés pour explorer l'utilisation des extraits d'herbe comme antioxydants (Markowicz *et al.*, 2007). En présence des piègeurs de radicaux libre. Le diphenylpyryl-hydrazyl (DPPH) de couleur violette se réduit en 2,2 diphenyl 1 picryl hydrazine de couleur jaune (Maataoui *et al.*, 2006). Cette capacité de réduction est déterminée par une diminution de l'absorbance induite par des substances anti radicalaires (Majhenic *et al.*, 2007 ; Chenni, 2016) (figure21).

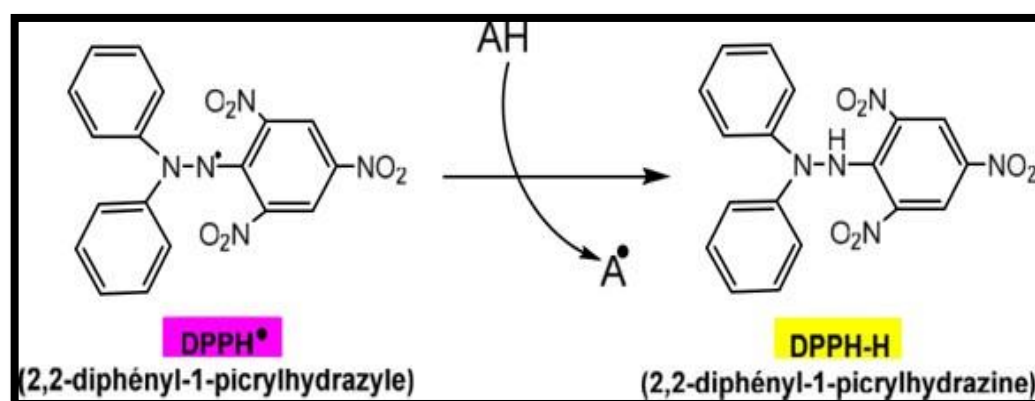


Figure21. Forme libre et réduite du DPPH (Chenni, 2016).

La solution de DPPH est préparée par solubilisation de 4 mg de DPPH dans 100 ml de méthanol.

➤ Préparation solution d' extrait

Peser 30mg d' extrait et le dissoudre dans 3ml de méthanol pour obtenir une

concentration 10mg /ml, puis appliquer une série de concentration d' extrait sur le DPPH (tableau 06).

Tableau 06 : Évaluation de l'activité antioxydante de l'extrait par le test DPPH.

N° Tube	Concentration (µg/mL)	Volume de l'extrait (µl)	Volume de methanol (µl)
T1	2000	2000 µl de solution mère	00 µl
T2	1000	500µl de T1	500 µl
T3	500	500µl de T2	500 µl
T4	250	500µl de T3	500 µl
T5	125	500µl de T4	500 µl
T6	62.5	500µl de T5	500µl

✓ A chaque 50µl d'extrait, on a ajoutée à Chaque tube 1950 µl de la solution méthanolique et de DPPH.

➤ Préparation d'Acide ascorbique

Peser moins de (1-2 mg) d'acide gallique et le dissoudre dans un double volume d'eau distillé afin d'obtenir une concentration de 0,5 µl/ml (tableau 07) (Chamsa, 2015 avec modification).

Tableau 07 : Évaluation de l'activité antioxydante de l'acide ascorbique par le test DPPH

N° Tube	Concentration µg/ml	Volume d'acide ascorbique (solution mère)	Volume de methanol
A1	100	100 µl de solution mère	900 µl
A2	50	500 de A1	500 µl
A3	25	500 µl de A2	500 µl
A4	12.5	500µl de A3	500 µl
A5	6.25	500µl de A4	500 µl
A6	3.12	500µl de A5	500 µl
A7	1.56	500µl de A6	500 µl
A8	0.78	500µl de A7	500 µl

L'absorbance par spectrophotométrie UV-Vis à été lues à 517 nm après 30 min de temps d'incubation à température ambiante. L'absorbance d'un échantillon blanc contenant la même quantité de méthanol et de solution de DPPH dans les mêmes conditions opératoires a été faite. Les résultats sont exprimés en pourcentage d'inhibition du radical DPPH qui à été calculé par la formule suivante :

$$\% \text{ Inhibition} = ((A0 - A1)/A0) \times 100$$

A0 : L'absorbance de contrôle

A1 : L'absorbance d'échantillon

Le pourcentage d'inhibition a été exprimé en fonction de la teneur en composés phénoliques. La concentration inhibitrice à 50 % du radical DPPH (CI₅₀) a été déterminée. La CI₅₀ est calculée à partir de l'équation de régression obtenue en représentant le pourcentage d'inhibition en fonction de la concentration de l'extrait et de l'acide ascorbique.

Chapitre II

Résultats et discussion

II. Résultats et discussion

II. 1. Détermination de rendement

Le rendement de l'extraction est déterminé par le calcul du rapport entre la masse de l'extrait sec obtenu et la masse de la matière végétale utilisée pour l'extraction. Il est exprimé en pourcentage.

Dans notre étude, l'extraction par décoction de la poudre sèche des feuilles de *Phragmites australis* a été réalisée à partir de 300 g de matière végétale. Après filtration et séchage à 37 °C, nous avons obtenu 32 g d'extrait sec, correspondant à un rendement d'extraction de 10,67 %.

Ce rendement peut être considéré comme élevée et comparable à ceux rapportés dans la littérature. En effet, **Sellal et al, (2019)** ont montré que l'extraction aqueuse de différentes parties de *Phragmites australis* présente des rendements variables selon l'organe végétal utilisé, avec des valeurs généralement modérées pour les feuilles et les parties aériennes. De même, **Rezania et al, (2019)** ont rapporté que les rendements des extraits aqueux de cette espèce dépendent fortement des conditions écologiques, ainsi que des paramètres d'extraction, ce qui explique les variations observées entre les études.

Par ailleurs, plusieurs études récentes ont confirmé que les solvants organiques tels que l'éthanol et le méthanol permettent généralement d'obtenir des rendements d'extraction plus élevés que l'eau, en raison de leur meilleure capacité à solubiliser une large gamme de métabolites secondaires et à pénétrer les tissus végétaux (**Alara et al., 2021 ; Martins et al., 2023**). Cela explique en partie la valeur obtenue dans notre étude.

La variation du rendement peut également être attribuée à plusieurs facteurs, notamment la nature de la plante, la partie utilisée, le stade de développement, les conditions environnementales, ainsi que les paramètres expérimentaux tels que la température et la durée d'extraction. Les pertes lors des étapes de filtration, de transfert et de séchage peuvent également influencer la quantité finale d'extrait obtenu (**Chemat et al., 2012 ; Azwanida, 2015**).

Ainsi, le rendement obtenu dans notre étude reste cohérent avec les données de la littérature et reflète à la fois la composition chimique des feuilles de *Phragmites australis* et l'efficacité de la méthode d'extraction employée.

II .2. Analyse qualitative

Les résultats présentés dans le tableau ci-dessous ont été obtenus à la suite de tests phytochimiques réalisés sur l'extrait, conformément au protocole expérimental décrit précédemment. Les observations ont été interprétées selon les critères suivants : absence (–)

et présence (+) des composés recherchés.

Tableau 08 : Résultats des analyses phytochimiques d'extraits de *Phragmites australis*.

Les métabolites secondaires	Observation	Résultats
Test des polyphénols	Vert	+
Test des tanins	Vert	+
Test des stéroïdes	Bleu	-
Test des flavonoïdes	Jaune	+
Test des triterpénoïdes	Brun rouge	+
Test des saponines	Mousse	-
Test des alcaloïdes	Rouge-Orange	+
Test des sucres réducteurs	Rouge foncé	-

Les résultats des tests phytochimiques montrent que l'extrait étudié est riche en composés phénoliques, notamment les polyphénols, les tanins et les flavonoïdes. La présence des alcaloïdes et des triterpénoïdes confirme également la diversité des métabolites secondaires présents dans l'échantillon. En revanche, l'absence de saponines, de stéroïdes et de sucres réducteurs suggère une composition chimique spécifique dépendant de la nature de la plante et des conditions d'extraction.

Ces résultats sont en accord avec plusieurs études antérieures ayant mis en évidence la richesse de *Phragmites australis* en composés phénoliques et flavonoïdiques, responsables de nombreuses activités biologiques, notamment les activités antioxydante et antibactérienne.

Une étude réalisée par **Unuofin et al. (2024)**, a confirmé la présence de flavonoïdes, de composés phénoliques ainsi que de glycosides dans les extraits de *Phragmites australis*. De même, **Frahtia et al. (2024)**, dans une étude menée sur un extrait algérien de cette espèce, ont rapporté la présence de polyphénols, flavonoïdes, tanins et alcaloïdes, associée à une activité antioxydante significative.

Par ailleurs, les différences observées, notamment l'absence de saponines et de sucres réducteurs, peuvent être attribuées à plusieurs facteurs, tels que la nature du sol, les conditions climatiques, la période de récolte, la partie de la plante utilisée ainsi que le solvant d'extraction employé (**Tiwari et al., 2011 ; Azwanida, 2015 ; Martins et al., 2023**).

II.3. Analyse quantitative

II.3.1. Dosage des polyphénols

La quantification des composés phénoliques totaux de l'extrait aqueux de la plante étudiée (*P. australis*) a été réalisée à l'aide de la courbe d'étalonnage de l'acide gallique

(Figure22) ,Les analyses ont été réalisées avec un nombre de répétitions égal à cinq pour l'extrait . La teneur obtenue est exprimée en milligrammes d'équivalent acide gallique par gramme d'extrait sec (mg EAG/g ES).

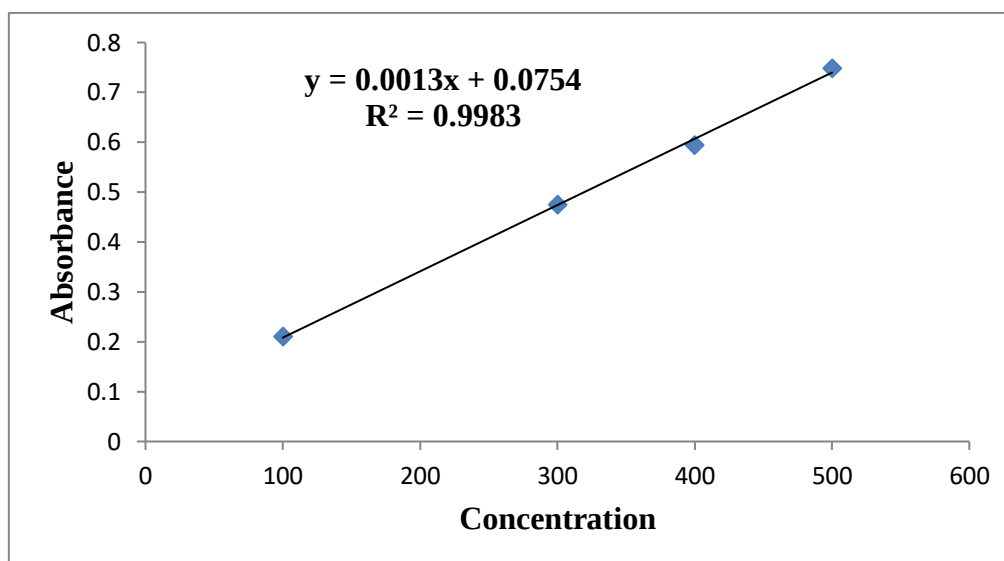


Figure22. Courbe d'étalonnage de l'acide gallique

La teneur totale en polyphénols de l'extrait étudié a été estimée à 59,384 mg d'équivalent acide gallique par gramme d'extrait sec (mg EAG/g ES).

Les résultats obtenus indiquent que l'extrait de *Phragmites australis* présente une teneur relativement élevée en composés phénoliques. Cette valeur est supérieure à celle rapportée par **Unuofin et al. (2024)**, qui ont enregistré une teneur de 39,17 mg EAG/g pour la même espèce. En revanche, **Abdulla et al. (2026)**, ont obtenu une teneur plus élevée, atteignant 65,94 mg EAG/g. Ces différences témoignent de la variabilité du contenu phénolique au sein d'une même espèce végétale.

Cette variabilité peut être attribuée à plusieurs facteurs, notamment l'origine géographique de la plante, les conditions pédoclimatiques, la saison de récolte, le stade de développement ainsi que les facteurs environnementaux tels que la température, l'ensoleillement, la sécheresse et la salinité. Ces conditions sont susceptibles d'influencer la biosynthèse des métabolites secondaires, en particulier les composés phénoliques (**Park et Cha, 2003 ; Faleh et al., 2008**).

Par ailleurs, d'autres paramètres tels que les conditions de séchage, la durée de stockage et les traitements appliqués au matériel végétal peuvent également affecter la teneur en polyphénols (**Benedek et al., 2012**).

De plus, les méthodes d'extraction et de quantification influencent également l'estimation des composés phénoliques. Enfin, plusieurs études ont montré que les facteurs extrinsèques (géographiques et climatiques), les facteurs génétiques, ainsi que le degré de

maturation de la plante et la durée de stockage ont une influence significative sur la teneur en polyphénols (Aganga et Mosase, 2001).

II.3.2. Dosage des flavonoïdes

La teneur totale en flavonoïdes de l'extrait aqueux de la plante étudiée (*P. australis*) a été déterminée à l'aide de la courbe d'étalonnage établie avec la quercétine comme composé de référence (Figure 23). Les analyses ont été réalisées avec un nombre de répétitions égal en trois pour l'extrait. Les résultats obtenus sont exprimés en milligrammes d'équivalent quercétine par gramme d'extrait sec (mg EQ/g ES).

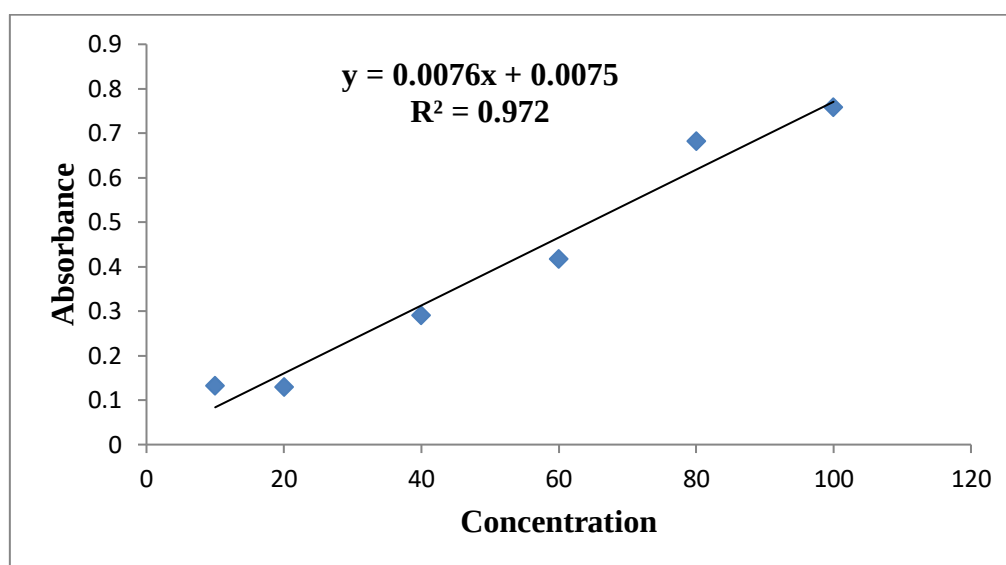


Figure 23. Courbe d'étalonnage de la quercétine

Les résultats obtenus ont révélé une teneur en flavonoïdes comprise entre 14,53 et 18,88 mg EQ/g ES, avec une valeur moyenne de 16,282 mg EQ/g ES, traduisant une richesse modérée de l'extrait en ces métabolites secondaires.

En comparaison, **Unuofin et al. (2024)** ont rapporté une teneur d'environ 19,85 mg EQ/g pour la même espèce végétale, tandis qu'**Abdulla et al. (2026)** ont enregistré une valeur plus élevée atteignant 22,7 mg EQ/g. Les écarts observés entre ces études peuvent être attribués à plusieurs facteurs influençant l'accumulation des flavonoïdes dans les tissus végétaux.

En effet, la teneur en composés phénoliques, notamment les flavonoïdes, dépend de divers paramètres tels que l'origine géographique, les conditions climatiques, les stress biotiques et abiotiques, le patrimoine génétique ainsi que le stade de développement de la plante. Ces facteurs peuvent modifier l'activité métabolique de la plante et, par conséquent, la biosynthèse des métabolites secondaires (**Bentabit et al., 2014**). De plus, les méthodes

d'extraction, les conditions de séchage et de stockage ainsi que les techniques de dosage utilisées peuvent également contribuer aux variations observées entre les différentes études.

Les résultats obtenus montrent que la teneur totale en polyphénols de l'extrait étudié est de 59,384 mg EAG/g ES, tandis que la teneur en flavonoïdes est de 16,282 mg EQ/g ES.

Il est important de rappeler que les flavonoïdes constituent une sous-classe des composés phénoliques. Ainsi, leur présence contribue directement à la teneur globale en polyphénols. La cohérence entre les deux résultats confirme donc la richesse de l'extrait en métabolites phénoliques bioactifs.

Par ailleurs, la proportion relativement importante des flavonoïdes au sein des polyphénols suggère que ces composés représentent une fraction significative du profil phytochimique de l'extrait étudié.

II.4. Analyse microbiologique des eaux usées

L'observation sur milieu ChromAgar a révélé une forte densité de colonies caractéristiques des bactéries coliformes, confirmant la présence d'une contamination d'origine fécale dans les trois échantillons (tableau 09 et figure 24).

Tableau 09 : Souches bactériennes isolées des eaux usées prélevée de la station de filtration et de traitement des eaux usées de Kouinine (n° 01), située dans la commune de Kouinine, wilaya d'El Oued, Algérie.D'El oued.

Micro-organisme identifié	Gram
<i>Escherichia coli</i>	Gram négatif
<i>Klebsiella pneumonia</i>	Gram négatif
<i>Serratia spp.</i>	Gram négatif
<i>Enterococcus faecalis</i>	Gram positif
<i>Staphylococcus aureus</i>	Gram positif
<i>Staphylococcus hominis</i>	Gram positif
<i>Bacillus subtilis</i>	Gram positif



Figure 24 : Photographies représentatives des résultats de culture bactérienne des échantillons d'eau (SM1, SM2, SM3) sur différents milieux gélosés sélectifs et non sélectifs.

Le dénombrement microbiologique des trois échantillons d'eaux usées (SM1, SM2 et SM3) a été réalisé à la dilution 10^{-3} , révélant une charge bactérienne globalement élevée pour l'ensemble des échantillons. Cependant, une variation quantitative a été observée entre les différents prélèvements, avec une dominance marquée dans l'échantillon SM2, suivi de SM3 puis de SM1, qui présente la charge la plus faible tout en restant importante (**tableau 10**).

Les concentrations élevées enregistrées, aussi bien pour la flore bactérienne totale que pour les coliformes totaux (de l'ordre de 10^5 UFC/mL), témoignent d'une contamination microbiologique significative des eaux analysées. Ces résultats suggèrent la présence d'une charge organique importante et indiquent une pollution probablement d'origine fécale.

De plus, ces niveaux sont comparables à ceux rapportés dans plusieurs études antérieures sur les eaux usées urbaines et hospitalières, où des concentrations comprises entre 10^4 et 10^6 UFC/mL sont fréquemment observées, traduisant une forte densité microbienne caractéristique des effluents insuffisamment traités ou en cours de traitement biologique (**George et al., 2017 ; Periasamy & Sundaram, 2013 ; WHO, 2021**).

Ces résultats sont également cohérents avec des travaux ayant montré que les eaux usées, en particulier hospitalières, présentent une charge bactérienne élevée, incluant des coliformes utilisés comme indicateurs de contamination fécale et de pollution organique (**García-Muñoz et al., 2017**).

Tableau 10: Dénombrement de la flore bactérienne totale et des coliformes (dilution 10^{-3})

Echantillon	Flore totale (UFC/mL)	Coliformes totaux (UFC/mL)	Dilution analysée	Milieu de culture	Température
SM1	2.8×10^5	1.6×10^5	10^{-3}	Gélose nutritive / ChromAgar	37°C
SM2	4.9×10^5	3.1×10^5	10^{-3}	Gélose nutritive / ChromAgar	37°C
SM3	3.7×10^5	2.4×10^5	10^{-3}	Gélose nutritive / ChromAgar	37°C

Les bactéries isolées appartiennent à différents groupes microbiens indicateurs de contamination des eaux usées. Les Enterobacteriaceae, notamment *Escherichia coli*, *Klebsiella pneumoniae* et *Serratia spp.*, sont des marqueurs de contamination fécale et d'origine anthropique, avec *E. coli* comme biomarqueur principal de pollution fécale (**Banock et al., 2024 ; Santiago et al., 2024**). La présence de bactéries Gram positif telles que *Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus hominis* et *Enterococcus faecalis* reflète également une contribution des rejets domestiques et hospitaliers, *E. faecalis* étant un indicateur fiable de contamination persistante (**Santiago et al., 2024**). Enfin, l'isolement de *Bacillus subtilis* met en évidence la diversité microbienne des eaux usées, incluant des bactéries saprophytes environnementales, grâce à leur capacité de survie par sporulation (**Seo et al., 2022**).

La similarité qualitative des bactéries isolées dans les trois échantillons, associée à une variation quantitative, suggère une source de contamination comparable influencée par la charge organique et l'efficacité du traitement. Les stations d'épuration représentent des milieux microbiologiquement complexes abritant des bactéries indicatrices et opportunistes (**Lew et al., 2023**). La présence simultanée de plusieurs espèces pathogènes met en évidence un risque microbiologique potentiel et souligne le rôle des eaux usées comme réservoir de bactéries pathogènes et résistantes, justifiant un suivi microbiologique rigoureux (**Banock et al., 2024 ; Zhao et al., 2024**).

Ainsi, l'ensemble des résultats confirme que les échantillons étudiés présentent une contamination bactérienne élevée et diversifiée, cohérente avec les profils microbiologiques décrits dans les études contemporaines sur les eaux usées urbaines, soulignant la nécessité d'un contrôle microbiologique rigoureux pour garantir la sécurité sanitaire et environnementale (**tableau 11**).

Tableau 11 : Identification des bactéries isolées et fréquence relative d'isolement ; Légende fréquence : + Présence faible, ++ présence modérée, +++ présence élevée

Micro-organisme identifié	Gram	Milieu principal	Fréquence SM1	Fréquence SM2	Fréquence SM3	Méthode
<i>Escherichia coli</i>	Gram négatif	ChromAgar	++	+++	+++	VITEK® 2 Compact GN
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	Gram négatif	Hektoen	+	+++	++	VITEK® 2 Compact GN
<i>Serratia spp.</i>	Gram négatif	Gélose nutritive	+	++	++	VITEK® 2 Compact GN
<i>Enterococcus faecalis</i>	Gram positif	Gélose au sang	+	++	++	VITEK® 2 Compact GP
<i>Staphylococcus aureus</i>	Gram positif	Gélose au sang	++	+++	++	VITEK® 2 Compact GP
<i>Staphylococcus hominis</i>	Gram positif	Gélose au sang	+	++	++	VITEK® 2 Compact GP
<i>Bacillus subtilis</i>	Gram positif	Gélose nutritive	++	++	+++	VITEK® 2 Compact GP

II.5. Activité antibactérienne

L'activité antibactérienne de l'extrait aqueux de *P. australis* a été évaluée par la méthode de diffusion sur disque en milieu gélosé. Cette activité a été déterminée en mesurant le diamètre des zones d'inhibition formées autour des disques imprégnés de l'extrait, testés contre quatre souches bactériennes pathogènes. Les résultats obtenus sont présentés dans le tableau et la figure ci-dessous.

Tableau 12 : Activité antibactérienne de l'extrait aqueux de *P. australis* en fonction de la concentration (50–100 mg/mL) et témoin négatif.

		BLANC	DOSE 1 (50 mg/mL)	DOSE 2 (100 mg/mL)
<i>Escherichia coli</i>	Diamètre (mm)	0	13	14
	Sig	-	+	++
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	Diamètre (mm)	0	12	14
	Sig	-	+	++
<i>Serratia spp</i>	Diamètre (mm)	0	11	12
	Sig	-	+	+
<i>Staphylococcus aureus</i>	Diamètre (mm)	0	12	13
	Sig	-	+	+

Symbole : Signification

- : Faible sensibilité + : Sensibilité limitée ++ : Sensibilité modérée +++ : Forte sensibilité

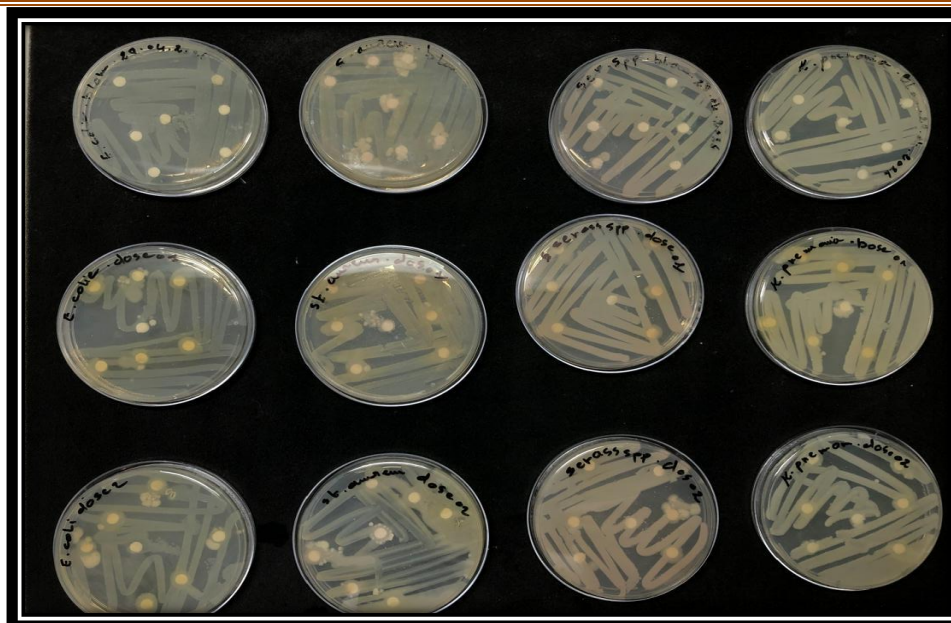


Figure 25. Evaluation de l'activité antibactérienne d'extrait aqueux de *P. australis* sur les différentes souches bactériennes en fonction de la concentration (50–100 mg/mL) et témoin négatif.

Les résultats du test antibactérien montrent que le témoin négatif (eau distillée) n'a présenté aucune activité inhibitrice (0 mm) contre *Escherichia coli*, *Serratia* spp. et *Staphylococcus aureus*, *Klebsiella pneumoniae*, confirmant l'absence d'effet antibactérien intrinsèque du solvant.

Concernant la dose 1 (50 mg/mL), une activité antibactérienne modérée a été enregistrée contre l'ensemble des souches testées, avec des diamètres d'inhibition compris entre 11 et 13 mm. L'augmentation de la concentration à 100 mg/mL (dose 2) a conduit à une amélioration globale de l'activité antibactérienne, avec des zones d'inhibition atteignant 12 à 14 mm selon les souches, confirmant ainsi une relation dose–effet positive.

La comparaison entre les deux concentrations met en évidence une efficacité supérieure de la dose 2, notamment contre *E. coli* et *K. pneumoniae*, qui apparaissent comme les souches les plus sensibles. Cette activité antibactérienne peut s'expliquer par la richesse de l'extrait en composés phénoliques (59,384 mg EAG/g ES) et en flavonoïdes (16,282 mg EQ/g ES), mis en évidence dans cette étude. En effet, les polyphénols et les flavonoïdes exercent leur activité antimicrobienne principalement par la perturbation de la membrane cellulaire bactérienne, l'inhibition des enzymes essentielles et l'altération des processus métaboliques (Renzetti *et al.*, 2020 ; Álvarez-Martínez *et al.*, 2021 ; Cueva *et al.*, 2022 ; Davidova *et al.*, 2024).

Ainsi, la corrélation observée entre la teneur élevée en métabolites phénoliques et l'activité antibactérienne confirme que ces composés jouent un rôle majeur dans l'effet inhibiteur de *Phragmites australis*. De plus, la plus forte activité observée à la dose 2 peut être directement liée à une concentration plus élevée en ces molécules bioactives.

Ces résultats sont en accord avec plusieurs travaux antérieurs ayant montré que les extraits de *Phragmites australis* présentent une activité antibactérienne plus marquée contre les bactéries à Gram négatif telles que *E. coli* et *K. pneumoniae*, effet attribué à leur richesse en composés phénoliques et flavonoïdes. Par ailleurs, les diamètres d'inhibition obtenus dans cette étude restent inférieurs à ceux rapportés par **Abdulla et al. (2026)**, qui ont observé des zones d'inhibition plus importantes (22–35 mm), ce qui peut s'expliquer par des différences de méthode d'extraction, de concentration ou de conditions expérimentales.

Enfin, l'activité antibactérienne globale peut être attribuée à la synergie entre différents métabolites secondaires tels que les flavonoïdes, tanins et autres composés phénoliques (**Al-Ghamdi et al., 2020**), tandis que les variations observées peuvent dépendre de facteurs intrinsèques et extrinsèques liés à la plante et aux conditions d'extraction (**Turcman et al., 2007 ; Lozin et al., 2007 ; Natarajan et al., 2005**).

L'étude de l'activité antibactérienne de l'extrait aqueux de *Phragmites australis* a mis en évidence un effet inhibiteur variable selon les souches bactériennes testées et la concentration de l'extrait. Les résultats obtenus montrent une activité antibactérienne modérée à importante, avec une augmentation nette de l'efficacité lorsque la concentration passe de 50 mg/mL à 100 mg/mL, confirmant ainsi une relation dose-dépendante.

II.6. Activité antioxydante

Nous avons utilisé le test chimique au 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle (DPPH) afin d'évaluer l'activité antioxydante des extraits étudiés, laquelle reflète leur capacité à neutraliser les radicaux libres.

Les résultats obtenus ont permis de tracer des courbes illustrant la variation du pourcentage d'inhibition en fonction de la concentration des extraits de la plante étudiée (**figure26**) ainsi que de l'acide ascorbique (**figures27**) , Les analyses ont été réalisées avec un nombre de répétitions égal à six pour l'extrait .

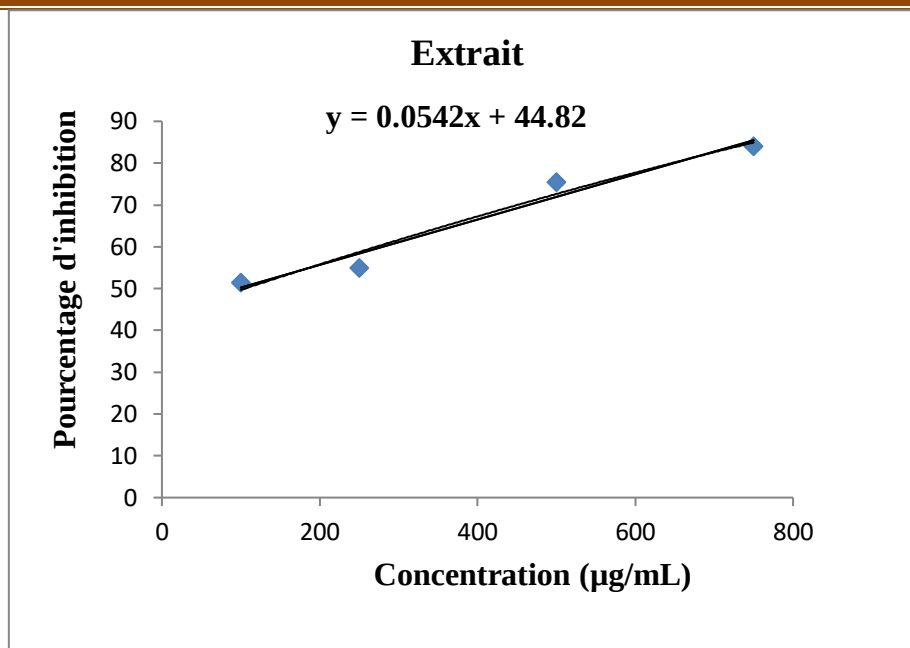


Figure 26. Pourcentage d'inhibition du DPPH par l'extrait aqueux de *P. australis*

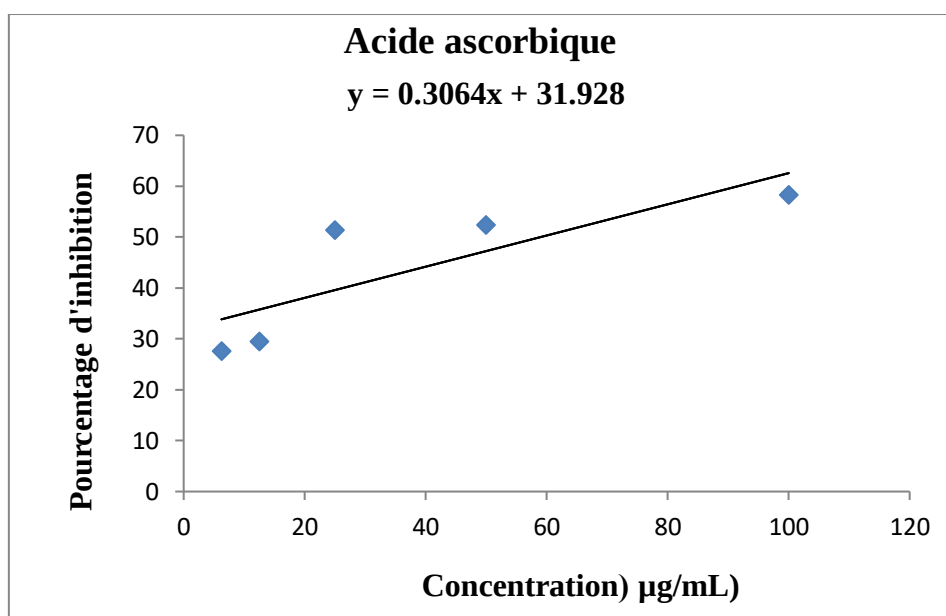


Figure 27. Pourcentage d'inhibition du DPPH par l'acide ascorbique

Nos résultats montrent que l'augmentation de la concentration de l'acide ascorbique ainsi que de l'extrait aqueux de *P. australis* entraîne une augmentation progressive de l'activité antioxydante, se traduisant par une élévation du pourcentage d'inhibition du radical DPPH. La concentration inhibitrice à 50 % (IC₅₀) de l'extrait étudié est de 95,571 µg/mL, une valeur supérieure à celle obtenue pour l'acide ascorbique (59,0078 µg/mL). Cette différence indique que l'extrait présente une activité antioxydante plus faible que celle du standard de référence.

Selon **Pokorny et al. (2001)**, plus la valeur de l'IC₅₀ est faible, plus le pouvoir antioxydant est élevé, ce qui permet de qualifier l'activité de l'extrait de *Phragmites australis* comme modérée dans nos conditions expérimentales. En comparaison avec les travaux antérieurs, **Abdulla et al. (2026)** ont rapporté une activité antioxydante beaucoup plus marquée pour la même espèce, avec une IC₅₀ de 12,62 µg/mL, tandis que l'acide ascorbique présentait une IC₅₀ de 2,85 µg/mL. De même, **Unuofin et al. (2024)** ont mis en évidence une forte activité antioxydante chez cette espèce, attribuée à sa richesse en composés phénoliques et flavonoïdes.

Selon **Maidi (2014)**, l'activité antioxydante est généralement corrélée à la teneur en composés phénoliques, notamment les flavonoïdes et les tanins. Dans notre étude, l'activité modérée observée pourrait ainsi s'expliquer par une teneur moyenne en polyphénols et en flavonoïdes dans l'extrait analysé.

Enfin, plusieurs facteurs peuvent influencer cette activité, tels que les conditions environnementales de croissance, la méthode d'extraction, le stade physiologique de la plante ainsi que les conditions de séchage et de stockage. À ce sujet, **Dabire et al. (2011)** ont montré que le séchage de la matière végétale peut significativement modifier l'activité antioxydante des extraits.

Conclusion

Conclusion

Cette étude a permis de mettre en évidence le potentiel bioactif de *Phragmites australis* à travers l'évaluation de son rendement d'extraction, de sa composition phytochimique ainsi que de ses activités antioxydante et antibactérienne. Le rendement obtenu par décoction est élevée (10,67 %), traduisant une extraction partielle des composés solubles de la plante.

Les analyses phytochimiques ont révélé une richesse notable en métabolites secondaires, notamment les polyphénols, les flavonoïdes, les tanins, les alcaloïdes et les triterpénoïdes, confirmant la diversité chimique de l'extrait. La teneur en polyphénols (59,384 mg EAG/g ES) et en flavonoïdes (16,282 mg EQ/g ES) témoigne d'un potentiel intéressant en composés bioactifs, bien que des variations aient été observées par rapport aux données de la littérature, en lien avec les conditions environnementales, le stade de développement et les méthodes d'extraction.

Sur le plan biologique, l'extrait a montré une activité antioxydante modérée, mise en évidence par le test DPPH, avec une augmentation de l'inhibition en fonction de la concentration, mais restant inférieure à celle de l'acide ascorbique. Par ailleurs, les résultats microbiologiques issus de l'analyse de l'eau ont permis d'isoler différentes souches bactériennes, dont certaines ont présenté une sensibilité variable vis-à-vis de l'extrait. Une inhibition plus marquée a été observée chez certaines bactéries à Gram négatif, telles qu'*Escherichia coli* et *Klebsiella pneumoniae*, suggérant une activité antibactérienne sélective.

Cette activité biologique semble étroitement liée à la richesse de l'extrait en composés phénoliques et flavonoïdes, reconnus pour leurs propriétés antioxydantes et antimicrobiennes. Toutefois, l'efficacité globale observée reste inférieure à celle de certains travaux de référence, ce qui souligne la nécessité d'optimiser les conditions d'extraction et de purification afin d'améliorer le rendement des molécules actives.

En conclusion, *Phragmites australis* apparaît comme une source prometteuse de composés bioactifs naturels présentant des activités antioxydante et antibactérienne intéressantes. Ces résultats ouvrent des perspectives d'application dans le domaine pharmaceutique et environnemental, tout en nécessitant des études complémentaires pour mieux caractériser les principes actifs responsables de ces effets.

Conclusion

Perspectives

À la lumière des résultats obtenus au cours de cette étude, plusieurs perspectives peuvent être envisagées :

- Approfondir l'étude des composés phénoliques et flavonoïdiques présents dans la plante et leur relation avec les activités biologiques observées.
- Étudier l'influence des conditions environnementales, de la période de récolte et des conditions de séchage sur la composition phytochimique et l'activité biologique de *Phragmites australis* .
- Valoriser cette plante dans le domaine de la phytoremédiation et du traitement biologique des eaux usées grâce à ses propriétés biologiques et écologiques.

Référence

Référence

"A"

Abdulla, S. A., Elshaari, F. A., Mohamed, N., Abughnia, E., elmashie, K. S., et Zourgui, L. (2026). Comprehensive bioactivity of *Phragmites australis* aqueous extract: Phytochemical analysis, antioxidant, antimicrobial, cytotoxic, and antiviral properties. *Scientific African*, 31, Article e03235

Abidi, A., Sebai, H., Serairi, R., Kourda, N., & Ben Salem, H. (2019). Phytochemical composition and biological activities of *Phragmites australis* extracts. *Journal of Medicinal Plants Research*, 13(5), 101-110.

Adlercreutz, H. (2007). Lignans and human health. *Critical Reviews in Clinical Laboratory Sciences*, 44, 525–483, (6–5)

Aganga A.A et Mosase K.W., (2001). Tannins content, nutritive value and dry matter digestibility of *Lonchocarpus capassa*, *Ziziphus mucropata*, *Sclerocarya birrea*, *Kirkia acuminata* and *Rhus lancea* seeds. *Animal Feed Science and Technology*, 91, 107-113.

Ain, N., et Adjiba, N. (2021). Contribution à l'étude les propriétés phytochimiques, et les activités biologiques d'une plante médicinale (*Ocimum basilicum* L.) [Mémoire de master, Université Echahid Hamma Lakhdar d'El-Oued].

Alara, O. R., Abdurahman, N. H., et Ukaegbu, C. I. (2021). Solvent effects on extraction of bioactive compounds from plant materials: A review 9(7), 1160

Al-Ghamdi A. Y., Abdalla M. O. M., et Fadlelmula A. A. (2020). Phytochemical, total phenolic contents, and antioxidant and antimicrobial activities of *ocimum basilicum* l. leaf extract in al-baha area, saudi.

Álvarez-Martínez, F. J., Barrajon-Catalán, E., Herranz-López, M., et Micol, V. (2021). Antibacterial plant compounds, extracts and essential oils: An updated review on their effects and putative mechanisms of action. *Phytomedicine*, 90, 153626.

Amiri K. (2020). Contribution à l'évaluation et au traitement des eaux usées dans le Sud-Est du Sahara algérien : application au sud de la région d'Oued Righ (Touggourt). Thèse de Doctorat en Sciences, Université Kasdi Merbah Ouargla, Algérie

Andet P, Douillet-Breuil A C, Bessis R, Debord S, Sbaghi M, Adrian, M. (2002) Phytoalexins from the Vitaceae: Biosynthesis, Phytoalexin Gene Expression in Transgenic Plants, 2741–2731,)10(Antifungal Activity, and Metabolism. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50.

Aniszewski, T. (2015). Alkaloids: Chemistry, biology, ecology, and applications (2nd ed.). Elsevier..

Ashihara, H., Sano, H., & Crozier, A. (2008). Caffeine and related purine alkaloids: Biosynthesis, catabolism, function and genetic engineering. *Phytochemistry*, 69(4) , 841–856. <https://doi.org/10.1016/j.phytochem.2007.10.029>

Ashour, M., Wink, M., & Gershenzon, J. (2010). Biochemistry of terpenoids: Monoterpenes, sesquiterpenes and diterpenes. In M Wink (Ed Annual plant reviews)volume 40: Biochemistry of plant secondary metabolism (pp. 138–229). Wiley-Blackwell

Azwanida, N. N. (2015). A review on the extraction methods use in medicinal plants, principle, strength and limitation. *Medicinal & Aromatic Plants*, 4(3), 196.

"B"

Balunas, M. J., & Kinghorn, A. D. (2005). Drug discovery from medicinal plants. *Life Sciences*, 78(5), 431-441.

Banock, L. L., Kweyang, B. P. T., Mengo, F. E. o., Noah, S. A., Zang, E. D. M., et Ewoti, O. V. N. (2024). Abiotic Factors Associated with Abundance Dynamics and Antibiotic Multidrug Resistance of *Escherichia coli* and *Enterococcus faecalis* Isolated from Some Ombessa Aquatic Systems (Central Cameroon Region). *Journal of Geoscience and Environment Protection*, 12, 335-369.

Banock, L. L., Kweyang, B. P. T., Mengo, F. E. o., Noah, S. A., Zang, E. D. M., et Ewoti, O. V. N. (2024). Abiotic Factors Associated with Abundance Dynamics and Antibiotic Multidrug Resistance of *Escherichia coli* and *Enterococcus faecalis* Isolated from Some Ombessa Aquatic Systems (Central Cameroon Region). *Journal of Geoscience and Environment Protection*, 12, 335-369.

Baptiste Boggio. (2023). Fonctionnement biogéochimique des roselières lacustres à *Phragmites australis*. Biodiversité et Ecologie. Université Savoie Mont Blanc. Français.

Barlow, R. B. (1998). Quantitative aspects of chemical pharmacology. Croom Helm.

Becker K., Harmsen D., Mellmann A., Meier, C., Schumann P., Peters G et von

Belaiche, P. (1979). Traité de phytothérapie et d'aromathérapie. Tome 1 : L'aromatogramme. Paris, France : Maloine, p 201.

Benedec D., Vlase L., Hanganu D., Oniga I. (2012). Antioxidant potential and polyphenolic content of romanian *ocimum basilicum*. *Digest Journal of Nanomaterials and Biostructures*. 7(3): 1263-1270.

Bentabet N., Boucherit-Otmani Z., Boucherit K. (2014). Composition chimique et activité antioxydante d extraits organiques des racines de *Fredolia aretioides* de la région de Béchar en Algérie. *Pharmacognosie*. P1-8

Botineau, M (2010). .Botanique systématique et appliquée des plantes à fleurs. Tec & doc. P, 11-20

Boubekri C. (2014). Étude de l'activité antioxydante des polyphénols extraits de *Solanum melongena* par des techniques électrochimiques. Thèse de doctorat, Université Mohamed Khider Biskra .

Bouchouka, E. (2016). Extraction des polyphénols et étude des activités antioxydante et antibactérienne de quelques plantes Sahariennes. Thèse de doctorat en science. Université badji mokhtar, annaba. 114p.

Brix, H. (1997). Do macrophytes play a role in constructed treatment wetlands? *Water Science and Technology*, 35(5), 11-17.

Bruneton, J. (2009). Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales. 4e édition, Tec & Doc, Paris.

Bssaibis, F., Gmira N. et Meziane, M. (2009) Activite antibacterienne de *Dittrichia viscosa* (L.) W. Greuter. *Revue de Microbiologie Industrielle, Santé et environnement*, 3, 44-55.

"C"

Carrée P., (1953) Précis.de technologie et de chimie industrielle Paris :Ballière J.B.et Fils, p. .475

Chemat, F., Vian, M. A., et Cravotto, G. (2012). Green extraction of natural products: Concept and principles. *International Journal of Molecular Sciences*, 13(7), 8615–8627.

Chen S, Wang X, Cheng Y, Gao H, Chen X. (2023). A Review of Classification, Biosynthesis, .4982 ,)13(Biological Activities and Potential Applications of Flavonoids. *Molecules*, 28

Chen S., Wang X., Cheng Y., Gao H., Chen X., (2023). A Review of Classification, 4982 ,)13(Biosynthesis, Biological Activities and Potential Applications of Flavonoids. *Molecules*, 28

Chen, J. K., Taipale, J., Cooper, M. K., & Beachy, P. A. (2002). Inhibition of hedgehog signaling by direct binding of cyclopamine to Smoothened. *Genes & Development*, 16(21) , 2743–2748. <https://doi.org/10.1101/gad.1025302>.

Chenni M. 2016. Etude comparative de la composition chimique de l'activité biologique et l'huile essentielle des feuilles du basilic " *Ocimumbasilicum*. Lextraite par hydro-distillation et par " micro-ondes. Thèse de doctorat, université Ahmed Benbella, Département de chimie, Oran, 185p.

Chenni M. 2016. Etude comparative de la composition chimique de l'activité biologique et l'huile essentielle des feuilles du basilic " *Ocimum basilicum*. L " extraite par hydrodistillation et par micro-ondes. Thèse de doctorat, université Ahmed Benbella, Département de chimie, Oran, 185p.

Choi, Y. M., Noh, D. O., Cho, S. Y., Suh, H. J., Kim, K. M., et Kim, J. M. (2006). Antioxidant and antimicrobial activities of propolis from several regions of Korea. *LWT – Food Science and Technology*, 39(7), 756–761. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2005.05.015>

Ciupei D, Colisar A, Leopold L, Stănilă A, Diaconeasa Z. M. (2024). Polyphenols: From (24), Classification to Therapeutic Potential and Bioavailability. *Foods*, 13 4131 .

Costa, C. (2002). 'The Kotka stone' and the case for ergotism revisited. *Medical Journal of Australia*, 176(7) , 322–325.

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

Cueva, C., Moreno-Arribas, M. V., Bartolomé, B., et Álvarez, S. (2022). Antibacterial activities of polyphenols against foodborne pathogens and their mechanisms. *Food Science and Technology International*, 28(8), 985–997.

"D"

Dabire, C., Nebie, R. H. C., Belanger, A., Nacro, M., et Sib, F. S. (2011). Effet du séchage de la matière végétale sur la composition chimique de l'huile essentielle et l'activité antioxydante d'extraits de *Ocimum basilicum* L. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 5(3)

Dai, J.,et Mumper, R. J. (2010). Plant phenolics: extraction, analysis and their antioxidant and anticancer properties. *Molecules*, 15(10), 7313-7352.

Davidova, S., Ivanova, D., Petrova, P., et Nikolova, M. (2024). Antibacterial, antifungal, antiviral activity and mechanisms of action of plant polyphenols. *Microorganisms*, 12(12), 2502.

Dewick, P. M. (2009). Medicinal natural products: A biosynthetic approach (3rd ed.). Wiley-Blackwell.

Dudareva, N., Andersson, S., Orlova, I., Gatto, N., Reichelt, M., Rhodes, D., Boland, W., et Gershenzon, J. (2005). The nonmevalonate pathway supports both monoterpene and sesquiterpene formation in snapdragon flowers. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 102(3) , 933–938.

"E"

Eiff C., (2004). Development and evaluation of a quality-controlled ribosomal sequence database for 16S ribosomal DNA-based identification of *Staphylococcus* species. *Journal of Clinical Microbiology*., 42 (11) 4988-4995.

El Oirdi M. (2024). Harnessing the Power of Polyphenols: A New Frontier in Disease Prevention and Therapy. *Pharmaceuticals*, 17(6) , 692.

Etter, J. F. (2006). Cytisine for smoking cessation. *Archives of Internal Medicine*, 166(15) , 1553–1559.

European Food Safety Authority. (2008). Lysine derived alkaloids in lupin. *EFSA Journal*, 6(6) , 720.

European Food Safety Authority. (2017). Risks for human and animal health related to the presence of pyrrolizidine alkaloids in food and feed. EFSA Journal, 15(7) , e04908.

"F"

Facchini, P. J. (2001). Alkaloid biosynthesis in plants: Biochemistry, cell biology, molecular regulation, and metabolic engineering applications. Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology, 52, 29–66.

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

Frahtia A, Derouiche S.(2025). *Phragmites australis* L.: A Systematic Review on Botanical Description, Phytochemistry and Pharmacological Application. World Journal of Environmental Biosciences, 14(1), 18-20 .

Frahtia, A., Derouiche, S., et Niemann, J. (2024). GC-MS analysis and quantification of some secondary metabolites of the Algerian *Phragmites australis* leaf extract and their biological activities. Current Trends in Biotechnology and Pharmacy, 18(4), 2024–2035.

Fredholm, B. B., Bättig, K., Holmén, J., Nehlig, A., & Zwartau, E. E. (1999). Actions of caffeine in the brain with special reference to factors that contribute to its widespread use. Pharmacological Reviews, 51(1) , 83–133.

Friedman, M. (2006). Potato glycoalkaloids and metabolites: Roles in the plant and in the diet. Journal of Agricultural and Food Chemistry, 54(23) , 8655–8681.

"G"

Gaillard, Y., Krishnamoorthy, A., et Bevalot, F. (2019). *Cerbera manghas*: A 'suicide tree' and cause of death in the island of the Comoros. Journal of Ethnopharmacology, 106(3) , 311–316.
<https://doi.org/10.1016/j.jep.2006.01.033>

García-Muñoz, M., García-Muñoz, P., Pliego, G., de Pedro, Z. M., Zazo, J. A., Casas, J. A., et Rodríguez, J. J. (2017). Application of intensified Fenton oxidation to the treatment of hospital wastewater: kinetics, ecotoxicity and disinfection. Journal of Environmental Chemical Engineering, 4(4), 4107–4112. <https://doi.org/10.1016/j.jece.2016.12.001>

George, I., Crop, P., Servais, P. (2017). Fecal coliforms and microbial indicators in wastewater systems. Water Research, 112, 1–10.

Gharboudjie F, Hellous K, Benmakhlou Z. (2023). Evaluation de quelques activités biologiques de

deux plantes médicinales (*Bunium mauritanum* L. et *Malva sylvestris* L.). Mémoire de master, Centre Universitaire Abdelhafid Boussouf Mila.

Gillespie, S. H., et Hawkey, P. M. (Eds.). (2006). Principles and Practice of Clinical Bacteriology (2nd ed., p. 383). John Wiley & Sons Ltd. Principles and Practice of Clinical Bacteriology (2nd ed., p. 383). John Wiley & Sons Ltd.

"H"

Halliwell, B., et Gutteridge, J. M. C. (2015). Free radicals in biology and medicine. Oxford University Press.

Harborne, J. B. (1998). Phytochemical methods: A guide to modern techniques of plant analysis. Chapman and Hall, London.

Harborne, J. B. (1998). Phytochemical Methods: A Guide to Modern Techniques of Plant .Analysis. Chapman & Hall.

Hartmann, T. (2004). Plant-derived secondary metabolites as defensive chemicals in herbivorous insects: A case study in chemical ecology. *Planta*, 219(1), 1–4. <https://doi.org/10.1007/s00425-004-1259-4>

Hartmann, T., & Ober, D. (2000). Biosynthesis and metabolism of pyrrolizidine alkaloids in plants and specialized insect herbivores. *Topics in Current Chemistry*, 209, 207–244.

Incardona, J. P., Gaffield, W., Kapur, R. P., & Roelink, H. (1998). The teratogenic veratrum .3562–3553 ,)18(alkaloid cyclopamine inhibits sonic hedgehog signal transduction. *Development*, 125

"J"

Jordan, M. A., & Wilson, L. (2004). Microtubules as a target for anticancer drugs. *Nature Reviews Cancer*, 4(4) , 253–265.

"K"

Kaper, J. B., Nataro, J. P., et Mobley, H. L. T. (2004). Pathogenic *Escherichia coli*. *Nature Reviews Microbiology*, 2(2), 123–140. <https://doi.org/10.1038/nrmicro818>

Keeler, R. F. (1978). Cyclopamine and related steroidal alkaloid teratogens: Their occurrence, structural relationship, and biologic effects. *Lipids*, 13(10), 708–715. <https://doi.org/10.1007/BF02533750>

Kiokias S, Proestos C, Oreopoulou V. (2020). Phenolic Acids of Plant Origin.A Review on Their Antioxidant Activity In Vitro (O/W Emulsion Systems) Along with Their in Vivo Health Biochemical Properties. *Foods*, 9(4) , 534.

Köbbing J.F, Thevs N, Zerbe S. (2013). The utilisation of reed (*Phragmites australis*): a review. *Mires and Peat*, 13, 1-14.

Krief, S (2003). Métabolites secondaires des plantes et comportement animal, surveillance sanitaire et observations de l'alimentation de chimpanzés (*Pan troglodytes schweinfurthii*) en ouganda activités biologiques et étude chimique de plantes consommées. P. 343

Kutchan, T. M. (1995). Alkaloid biosynthesis — the basis for metabolic engineering of medicinal plants. *The Plant Cell*, 7(7) , 1059–1070. <https://doi.org/10.1105/tpc.7.7.1059>

"L"

Lahmadi S. (2021). Composition phénolique, activité antioxydante et biologique des extraits d'*Euphorbia granulata* Forssk. et *Euphorbia retusa* Forssk. Thèse de doctorat, Université Mohamed Khider Biskra

Lahoum, A., Aouiche, A A., Bouras, N., Verheecke, C., Klenk, H.-P., Sabaou, N. et Mathieu, F. (2016). Antifungal activity of a Saharan strain of *Actinomyces* sp. ACD1 against toxigenic fungi and other pathogenic microorganisms, *Journal de Mycologie Médicale*, MYCMED-605, 1- 8.

Lew, S., Glińska-Lewczuk, K., Burandt, P., Grzybowski, M., et Obolewski, K. (2023). Fecal bacteria in coastal lakes: an anthropogenic contamination or natural element of microbial diversity? *Ecological Indicators*, 152, 110370.

Loziene K., Venskutonis P.R., Sipailien A. et Labokas J., (2007). Radical scavenging and antibacterial properties of the extracts from different *Thymus pulegioides* L. chemotypes. *Food Chemistry*, 103: 546-559

"M"

Maataoui B-S., Hunyeur A., Hilalis., 2006. Activités antiradicalaires d'extraits de jus de fruits du Figuier de Barbarie (*Opuntia Ficus Indica*). *Lebanese Science Journal*. 7(1): 38.

Macheix, J.-J., Fleuriet, A., Jay-Allemand, C (2005). Les composées phénoliques des végétaux, un exemple de métabolites secondaires d'importance économique, presses polytechniques et universitaires romandes. ISBN: 2-88074-625-6. 192 page

Maidi, L. (2014). Mise en évidence des activités antimicrobienne et antioxydante des huiles essentielles et des extraits de *Ocimum basilicum* L. (Lamiaceae) de la région d'El Assafia (W. de Laghouat) Algérie. Mémoire de majester, Université Ziane Achour –Djelfa.

Majhenic, L., Kerget, M. S et Knez, Z. (2007). Antioxidant and antimicrobial activity of guarana seed extracts, *Food Chemistry*. p 104.

Markowicz, B. D. H., Saldanha, L.A., Catharino, R., Sawaya, A.C.H. F., Cunha, I B.S., Carvalho, P. O et Eberlin, M.N. (2007). Phenolic antioxidants identified by ESIMS from Yerba Maté (*Ilex paraguariensis*) and Green Tea (*Camelia sinensis*) ‘Extracts Molecules. (12) , 423-432.

Martin S, Andriantsitohaina R (2002). Mécanismes de la protection cardiaque et vasculaire.

Martins, R., Barbosa, A., Advinha, B., Sales, H., Pontes, R., et Nunes, J. (2023).

Green extraction techniques of bioactive compounds: A state-of-the-art review. 11(8), 2255.

Mégarbane, B., Bloch, V., et Hirt, D. (2012). Pharmaceutical drug overuse: Challenges in diagnosis and management. *Drug Safety*, 35, 955–973. <https://doi.org/10.1007/BF03261981>

Milner, S. E., Brunton, N. P., Jones, P. W., O'Brien, N. M., Smith, S. M., et Sheehan, H. (2011). Bioactivities of glycoalkaloids and their aglycones from *Solanum* species. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 59(8), 3454–3484. <https://doi.org/10.1021/jf200439q>

Mompon B, Lemaire B, Mengal P, Surbled M. (1998). Extraction des polyphénols du laboratoire à la production industrielle. Ed. INRA, Paris (les Colloques, N° 87)

Morand S., Lajaunie C., (2018). Biodiversité et santé, ISTE Group, Apr 1, Biodiversity, P. 288

Moustafa, A. M. Y., Mansour, S. R., & Mohamed, M. A. (2014). Phytochemical investigation and biological activities of *Phragmites australis*. *Egyptian Pharmaceutical Journal*, 13(2), 89-95.

Mueller, M., et Tainter, C. R. (2023). *Escherichia coli* Infection. In StatPearls [Internet]. Treasure Island (FL): StatPearls Publishing

"N"

Natarajan D., John Britto S., Srinivasan K., Nagamurugan N., Mohanasundari C. et Perumal G. (2005). Anti-bacterial activity of *Euphorbia fusiformis*-A rare medicinal herb. *J-Ethnopharmacol.* 102: 123-126

Nawrot, P., Jordan, S., Eastwood, J., Rotstein, J., Hugenholtz, A., et Feeley, M. (2003). Effects of caffeine on human health. *Food Additives and Contaminants*, 20(1), 1–30. <https://doi.org/10.1080/0265203021000007840>

Nostro, A., Germano, M. P., D'Angelo, V., Marino, A., et Cannatelli, M. A. (2000). Extraction methods and bioautography for evaluation of medicinal plant antimicrobial activity. *Letters in Applied Microbiology*, 30(5), 379-384.

Novza Y. A, Popova E. M., (2016). Flavonoids: chemistry and biological activities. *Problems of Environmental Biotechnology*, 1(1).

"O"

OMS. (2013). Stratégie de l’OMS pour la médecine traditionnelle 2014-2023. Organisation Mondiale de la Santé.

Ouis, N. (2015). Etude chimique et biologique des huiles essentielles de coriandre de fenouil de persil. Thèse de doctorat. Université d'Oran 1. 223p.

"P"

Packer J.G., Meyerson L.A., Skálová H., Pyšek P., Kueffer C., (2017). Biological Flora of the British Isles: *Phragmites australis*. Journal of Ecology.

Panter, K. E., James, L. F., et Gardner, D. R. (1998). Lupines, poison-hemlock and *Nicotiana* spp.: Toxicity and teratogenicity in livestock. Journal of Natural Toxins, 8(1) , 117–134.

Park, H.J. et Cha, H.C. (2003). Flavonoids from leaves and exocarps of the grape Kyoho. Korean journal of biological society. 7 : 327-330.

Paster, J., Primenko, N., (2007).Intérêt des anti-oxydants dans l'alimentation des carnivores domestiques. Revue Méd. Vét. (4) :187p.

Periasamy, A. P., et Sundaram, K. (2013). Microbial characteristics of hospital wastewater and its impact on environment. Journal of Environmental Science and Engineering, 55(3), 245–252.

Podschun, R., et Ullmann, U. (1998). Klebsiella spp. as nosocomial pathogens: Epidemiology, taxonomy, typing methods, and pathogenicity factors. Clinical Microbiology Reviews, 11(4), 589–603.

Pokorny, J., Yanishlieva, N., et Gordon, M. (2001). Antioxydants dans les aliments : applications pratiques. Woodhead Publishing.

Prior, R. L., et Cao, G. (2000). Antioxidant phytochemicals in fruits and vegetables. Journal of Agricultural and Food Chemistry, 48(10), 411-416.

"R"

Rahal, K. (2005). Standardisation de l'antibiogramme en médecine humaine à l'échelle nationale selon les recommandations de l'OMS (4e éd.). Alger, Algérie : Ministère de la Santé, de la Population et de la Réforme Hospitalière.

Redjama W, Benhamadi F, Bouchereb R. (2024). Les saponines végétales en tant qu'insecticide et antifongique naturels (fabrication d'un bio insecticide). Mémoire de master, Université Frères Mentouri Constantine.

Reghioua, S., Boughachiche, F., Zerizer, H., Oulmi, L., Kitouni, M., Boudemagh, A., et Boulahrouf, A. (2006). Activité antibactérienne d'actinomycètes rares isolés d'échantillons de sol aride du Sud-est Algérien. Antibiotiques, 8(3), 147–152.

Renzetti, A., Calabrese, G., et Daglia, M. (2020). Antibacterial green tea catechins: mechanisms of action. Food & Function, 11, 9370–9396.

Rezania, S., Park, J., Rupani, P. F., et al. (2019). Phytoremediation potential and control of *Phragmites australis*: an overview. Environmental Science and Pollution Research

Roberts, M. F., et Wink, M. (Eds.). (1998). Alkaloids: Biochemistry, ecology, and medicinal applications. Plenum Press.

"S"

Saïd A, Chabbi S, Chabbi N. (2022). Etude phytochimique et l'évaluation du pouvoir antioxydant d'une plante épuratrice de l'eau usée (*Canna indica* L.). Mémoire de master, Université Echahid Hamma Lakhdar El-Oued.

Salt, D. E., Smith, R. D., et Raskin, I. (1998). Phytoremediation. *Annual Review of Plant Biology*, 49, 643-668.

Sandjo L. P, (2009). Sphingolipides, Triterpénoides et autres métabolites secondaires des variétés sauvage et cultivée de l'espèce *Triumfetta cordifolia* A. Rich. (Tiliaceae): Transformations chimiques et évaluation des propriétés biologiques de quelques composés isolés. Thèse de doctorat, Université de Yaoundé I / Université Paul-Verlaine de Metz.

Santiago, G. S., Dropa, M., Martone-Rocha, S., Dos Santos, T. P., de Moura Gomes, V. T., Barbosa, M. R. F., et Razzolini, M. T. P. (2024). Antimicrobial resistance characterization of *Enterococcus faecium*, *Enterococcus faecalis* and *Enterococcus hirae* isolated from marine coastal recreational waters in the State of São Paulo, Brazil. *Journal of Water and Health*, 22(9), 1628-1640.

Santiago, G. S., Dropa, M., Martone-Rocha, S., Dos Santos, T. P., de Moura Gomes, V. T., Barbosa, M. R. F., et Razzolini, M. T. P. (2024). Antimicrobial resistance characterization of *Enterococcus faecium*, *Enterococcus faecalis* and *Enterococcus hirae* isolated from marine coastal recreational waters in the State of São Paulo, Brazil. *Journal of Water and Health*, 22(9), 1628-1640.

Schiff, P. L. (2006). Ergot and its alkaloids. *American Journal of Pharmaceutical Education*, 70(5) ,Article 98. <https://doi.org/10.5688/aj7005098>

Schrenk, D., Bodin, L., Chipman, J. K., del Mazo, J., Grasl-Kraupp, B., Hogstrand, C., et Benford, D. (2020). Pyrrolizidine alkaloids in food and feed: Occurrence, exposure assessment and health risks. *EFSA Journal*, 18(11) ,e06243. <https://doi.org/10.2903/j.efsa.2020.62433>.

Seifert, S. M., Schaechter, J. L., Hershorin, E. R., et Lipshultz, S. E. (2011). Health effects of energy drinks on children, adolescents, and young adults. *Pediatrics*, 127(3), 5111–528. <https://doi.org/10.1542/peds.2009-3592>.

Sellal A. (2018). Étude de la pollution de Oued K'sob (région de Bordj Bou Arreridj) et de l'effet phyto-accumulateur de *Phragmites australis*. Thèse de Doctorat en Sciences, Université Ferhat Abbas Sétif 1, Algérie.

Sellal, A., Belattar, R., Bouzidi, A. (2019). Trace elements removal ability and antioxidant activity of *Phragmites australis* from Algeria. *International Journal of Phytoremediation*, 21(5) , 456–460.

Seo, K. W., Gu, M. B., Tsang, Y. F., Choi, Y.-S., et Chung, J. (2022). Application of

endospore-forming *Bacillus* species to food waste-recycling wastewater treatment: A focus on the fate of macromolecular nutrients. *Journal of Environmental Chemical Engineering*, 10(3), 107584.

Shannon, M., et Maher, T. J. (1993). Anticonvulsant effects of intracerebroventricular adenosine in theophylline-intoxicated rats. *Annals of Emergency Medicine*, 22(8) , 1321–1325.
[https://doi.org/10.1016/S0196-0644\(05\)80117-6](https://doi.org/10.1016/S0196-0644(05)80117-6)

Singleton, V. L., et Rossi, J. A. (1965). Colorimetry of Total Phenolics with Phosphomolybdic-Phosphotungstic Acid Reagents. *American Journal of Enology and Viticulture*, 16(3), 144–158.

Stegelmeyer, B. L., Edgar, J. A., Colegate, S. M., Gardner, D. R., Schoch, T. K., Coulombe, R. A., et Molyneux, R. J. (1999). Pyrrolizidine alkaloid plants, metabolism and toxicity. *Journal of Natural Toxins*, 8(1) , 95–116.

"T"

Tiwari, P., Kumar, B., Kaur, M., Kaur, G., et Kaur, H. (2011). Phytochemical screening and extraction: A review. *Internationale Pharmaceutica Scientia*, 1(1), 98–106.

Trescot, A. M., Datta, S., Lee, M., et Hansen, H. (2008). Opioid pharmacology. *Pain Physician*, 11(Suppl. 2) ,S133–S153.

Turkmen N., Velioglu Y.S., Sari F. et Polat G., (2007) .Effect of Extraction Conditions on Measured Total Polyphenol Contents and Antioxidant and Antibacterial Activities of Black Tea. *Molecules*, 12: 484-496.

"U"

Unuofin, J. O., Oladipo, A. O., More, G. K., Adeeyo, A. O., Mustapha, H. T., Msagati, T. A. M., et Lebelo, S. L. (2024). Phytochemical profiling of *Phragmites australis* leaf extract and its nano-structural antioxidant, antimicrobial, and anticancer activities. *Journal of Inorganic and Organometallic Polymers and Materials*, 34, 4509–4523..

"V"

Vasquez Ocmin, P. G. (2018). Recherche des molécules antiparasitaires à l’interface de l’ethnopharmacologie, des sciences analytiques et de la biologie (Thèse de doctorat, Université Paris-Saclay, Université Paris Sud, France).

Ventola, C. L. (2015). The antibiotic resistance crisis. *Pharmacy and Therapeutics*, 40(4), 277-283.

Vymazal, J. (2011). Plants used in constructed wetlands with horizontal subsurface flow: a review. *Hydrobiologia*, 674, 133-156.

Vymazal, J., & Kröpfelová, L. (2008). Wastewater treatment in constructed wetlands with horizontal su.

"W"

Wink, M. (2003). Evolution of secondary metabolites from an ecological and molecular phylogenetic perspective. *Phytochemistry*, 64(1) , 3–19. [https://doi.org/10.1016/S0031-9422\(03\)00300-5](https://doi.org/10.1016/S0031-9422(03)00300-5)

Wink, M. (2008). Plant secondary metabolites: Diversity, function and its evolution. *Natural Product Communications*, 3(8) , 1205–1216.

World Health Organization. (2021). Guidelines for safe use of wastewater, excreta and greywater. Geneva: World Health Organization. Available at: <https://www.who.int>.

Wright, G. A., Baker, D. D., Palmer, M. J., Stabler, D., Mustard, J. A., Power, E. F., Borland, A. M., et Stevenson, P. C. (2013). Caffeine in floral nectar enhances a pollinator's memory of reward. *Science*, 339(6124) , 1202–1204. <https://doi.org/10.1126/science.1228806>.

"Y"

Yin, N.S., Abdullah, S. et Phin, C.K. (2013). Phytochemical constituents from leaves of *elaeis guineensis* and their antioxidant and antimicrobial activities. *Int J Pharm PharmSci*, 5(4), 137-140.

"Z"

Zhao, Y., Fan, L., Gao, S.-H., Huang, F., Lei, Z., Wang, W., Gao, R., Dai, Z., Li, Q., et Liang, B. (2024). Strain-level multidrug-resistant pathogenic bacteria in urban wastewater treatment plants : Transmission, source tracking and evolution. *Water Research*, 267, 122538.

Zhuang W. B, Li Y. H, Shu X. C, Pu Y. T, Wang X. J, Wang T, Wang Z. (2023). The Classification, Molecular Structure and Biological Biosynthesis of Flavonoids, and Their Roles in Biotic and Abiotic Stresses. *Molecules*, 28(8) , 3599

مراجع باللغة العربية:

دحية، م. (2009). النباتات الطبية في مناطق الجلفة وبوسعادة والمسيلة: دراسة نبات القزاح *Pituranthos* انواعه، التركيب الكيميائي والنشاطية البيولوجية للزيوت الطيارة للسيقان. (أطروحة دكتوراه، جامعة فرحات عباس، سطيف)

