



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

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

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

كلية علوم الطبيعة والحياة وعلوم الأرض والكون

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et des Sciences de la Terre et de l'Univers

قسم العلوم البيولوجية

Département des Sciences Biologiques

Mémoire

En vue de l'obtention du diplôme de Master

Domaine des Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Biochimie

Intitulé :

**Etude phytochimique et activités biologiques des feuilles
d'une plante médicinale du genre *Xanthium***

Présenté par :

BOUHALI Rima & GHERBI Hafida

Soutenu le 11 / 06/ 2025, Devant le Jury :

	Nom & Prénom	Grade	Affiliation / institution
Présidente :	M ^{me} BOUMERFEG Sabah	Pr	Université de Bordj Bou Arréridj
Encadrante :	M ^{me} GUERGOUR Hassina	MCA	Université de Bordj Bou Arréridj
Examinatrice :	M ^{me} NASRI Meriem	MCA	Université de Bordj Bou Arréridj

Année Universitaire 2024/2025

Remerciements

Nous remercions tout d'abord le dieu le plus puissant de nous avoir donné la santé et la volonté d'initier et de finaliser ce mémoire.

*Nous tenons à remercier très chaleureusement **Dr. GUERGOUR Hassina**, qui nous a permis de bénéficier de son encadrement. Un grand merci pour vos conseils, votre disponibilité et vos jugements éclairés votre soutien pédagogique, et moral nous a été d'une grande utilité bien depuis le début de notre mémoire.*

Que ce travail soit un hommage vivant à votre noble personnalité.

Nous adressons aussi nos sincères remerciements aux membres du jury :

*M^{me} **BOUMERFEG Sabah** pour avoir accepté de présider notre jury de soutenance, et M^{me} **NASRI Meriem** pour avoir bien accepté d'examiner notre travail.*

*Nos sincères remerciements vont aussi à **Dr. BOUGUERRA Asma** pour son immense compétence, sa disponibilité, sa patience, et pour le soutien et la gentillesse qu'elle a manifestés, et son groupe **RANIA et INESS**, qui font partie de la réalisation de la partie de microbiologie de ce mémoire.*

*Nous voudrions remercier notre équipe de travail, **IKRAM** et **AYA** qui nous ont accompagnées dans la réalisation de ce mémoire,*

Nous remercions également tout le personnel du laboratoire pour son enrichissante collaboration tout au long de ce travail.

Nos sincères remerciements vont à tous ceux et celles, qui de près ou de loin, ont permis par leurs conseils et leurs compétences la réalisation de ce mémoire.

Dédicaces

Avec l'expression de ma reconnaissance, je dédie ce modeste travail :

À ma très chère Maman pour sa patience, son soutien, ses sacrifices, et son encouragement, Pour tout l'amour qu'ils me donnent au quotidien. Pour toi

" Maman "

Ce que je te dédie est incomparable devant tes sacrifices, et j'espère être toujours à la hauteur de tes espérances.

*À mon mari **SAID** : mon compagnon de vie, il a supporté tous mes plaintes, mes hésitations, mes nuits blanches et m'a soutenu au long du projet. Merci pour le bonheur que tu m'apportes chaque jour*

*À ma petite famille : ma **belle-mère**, mon **beau-père**, et tous mes proches, qui m'ont accompagné, aidé, soutenu et encouragé tout au long de la réalisation de ce mémoire.*

*À mes très chères petits enfants, **OUMNIA**, **AMINE** et **MOHAMAD** qui m'ont porté bonheur. Qu'Allah vous accorde des bénédictions et vous protège.*

Rima

Dédicaces

بسم الله الرحمن الرحيم

(قل اعملوا فسيرى الله عملكم ورسوله والمؤمنين)

Le parcours touche à sa fin. Ce fut un chemin ni court ni facile, et le rêve n'était pas proche. Pourtant, malgré les épreuves et les longueurs, il passera avec ses douceurs et difficultés.

En ce moment d'accomplissement et de profonde fierté, je tiens à dédier ce travail à celui qui m'a élevé et s'est battu pour moi, à la lampe qui a éclairé mon chemin, à celui dont je porte le nom avec honneur : que ta vie soit belle, ô le plus noble des hommes, et que tu sois pour moi une longue vie. Je prie Dieu de prolonger ta vie pour que tu voies les fruits de tes efforts arrivés à maturité...

Mon cher père.

*À mon ange sur terre, au sens même de l'amour, à la prunelle de mes yeux et au plus précieux de mes biens, au sourire de la vie et au secret de l'existence, à celle dont les prières ont été la clé de ma réussite, dont la tendresse a apaisé mes blessures, à **ma chère maman**, que Dieu la protège.*

*À mon pilier indéfectible, qui ne vacille jamais, à celle qui m'a été donnée comme un soutien et un refuge, à celle qui a écarté les épines de l'échec de mon chemin : ma chère sœur **Asma**.*

*À ma sœur et mon frère, Soutiens de ma vie : **Souha et Houssam**.*

Enfin, je rends grâce à Dieu pour la réussite de ce travail et la fin de cette belle étape.

Hafida

Table des matières

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Introduction	1
Chapitre I : Matériel et méthodes	5
I.1. Matériel biologique	5
I.1.1 Matériel végétal	5
I.1.2 Souches bactériennes	6
I.2. Préparation de la poudre végétale	6
I.2.1 Préparation des extraits	6
I.2.2 Rendement d'extraction	7
I.3. Etude phytochimique	7
I.3.1 Détermination de la teneur en composé phénoliques totale	7
I.3.2 Déterminations de la teneur en flavonoïde	8
I.4. Etude des activités biologiques	9
I.4.1. Evaluation de l'activité antioxydante	9
I.4.1.1 Piégeage du radicale libre DPPH (2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl)	9
I.4.2 Evaluation de l'activité antibactérienne	11
I.4.2.1 Méthode de diffusion en puits sur milieu solide	11
I.4.2.1 Détermination de la concentration minimale inhibitrice et bactéricide (CMI, CMB)	11
Chapitre II: Résultats et discussion	13
II. 1 Détermination de rendement des extraits	13
II. 2 Teneur en composé phénoliques totale	13
II. 3 Teneur en flavonoïdes	14
II. 4 Evaluation de l'activité antioxydante	15

II. 4.1 Piégeage du radical libre DPPH	15
II. 5 Evaluation de l'activité antibactérienne	17
II. 5.1 Méthode de diffusion en puits sur milieu solide.....	17
II. 5.2 Concentration minimale inhibitrice et bactéricide (CMI, CMB).....	19
Conclusion et Perspective	22
Références bibliographiques	
Annexes	

Liste des abréviations

AlCl₃ :	Chlorure d'aluminium.
ATCC:	American Type Culture Collection.
CMB :	Concentration minimale bactéricide.
CMI :	Concentration minimale inhibitrice.
EH₂O :	Extrait aqueux
EMeOH :	Extrait méthanolique
DMSO :	diméthylsulfoxyde.
DPPH :	2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle
EAG :	Equivalent acide gallique.
EQ :	Equivalent quercétine
ES :	Extraits sec
IC₅₀ :	Concentration inhibitrice médiane.
MHA :	Miller Hunter Agar.
Na₂CO₃ :	Carbonate de sodium
RDT:	Rendement

Liste des figures

Figure 1 : Représentation du genre <i>Xanthium</i> : (A) plante entière, (B) feuilles, (C) plante en floraison, (D) fruits	5
Figure 2 : Schéma illustré le Protocole d'extraction.....	7
Figure 3 : Réaction de formation du complexe flavonoïde-Chlorure d'aluminium (AlCl_3)	9
Figure 4 : Réaction de réduction de DPPH en présence d'un antioxydant naturel	10
Figure 5 : Valeurs d' IC_{50} des deux extraits (EMeOH et EH ₂ O) des feuilles du genre <i>Xanthium</i> et de l'acide ascorbique.....	16
Figure 6 : Zones d'inhibition formées par les extraits (EMeOH et EH ₂ O) des feuilles de <i>Xanthium</i> selon la méthode de diffusion en puits. (1) : 200 mg/mL ; (2) : 100 mg/mL ; (3) : 50 mg/mL.....	17

Liste des tableaux

Tableau I : Rendements d'extraction.....	13
Tableau II : Teneur en polyphénols totaux des extraits aqueux et méthanolique des feuilles du genre <i>Xanthium</i>	14
Tableau III : Teneur en flavonoïdes totaux des extraits aqueux et méthanolique des feuilles du genre <i>Xanthium</i>	15
Tableau IV : Diamètre des zones d'inhibition (mm) de différentes concentrations d'EMeOH (mg/ml).....	18
Tableau V : Diamètre des zones d'inhibition (mm) de différentes concentrations d'EH ₂ O (mg/ml).	18
Tableau VI : Concentration minimale inhibitrice (CMI) et bactéricide (CMB) des extraits aqueux et méthanoliques des feuilles de du genre <i>Xanthium</i>	21

الملخص

يُعدّ جنس *Xanthium* ، الذي يضم حوالي 25 نوعًا منتشرة على نطاق واسع في جميع أنحاء العالم، معروفًا بخصائصه البيولوجية. تهدف هذه الدراسة إلى تقييم المحتوى الفيتوكيميائي والقدرة المضادة للأكسدة والفعالية المضادة للميكروبات لمستخلصات أوراق *Xanthium*. تم تحضير نوعين من المستخلصات: مائي (EH₂O) وميثانولي (EMeOH). أظهر المستخلص المائي أعلى مردود بنسبة (19.3%) وأعلى محتوى من المركبات الفينولية الكلية (71.92 ميكروغرام مكافئ حمض الغاليك/ملغ من المستخلص)، بينما تميز المستخلص الميثانولي بارتفاع محتواه من الفلافونويدات 26,22 ميكروغرام مكافئ كيرسيتين/ملغ من المستخلص) ونشاط مضاد للأكسدة ملحوظ. تم تقييم النشاط المضاد للبكتيريا ضد خمس سلالات ممرضة *Enterococcus faecalis*، *Pseudomonas aeruginosa*، *Escherichia coli*، *Bacillus subtilis* و *Staphylococcus aureus*، حيث أظهرت النتائج تأثيرًا يعتمد على التركيز، مع فعالية أكبر للمستخلص الميثانولي. أظهرت البكتيريا سالبة الغرام مقاومة أكبر، بينما كانت *S. aureus* الأكثر حساسية. تبرز هذه النتائج غنى نبات *Xanthium* بالمركبات النشطة بيولوجيًا وإمكاناته كمصدر طبيعي للعوامل المضادة للأكسدة والبكتيريا ذات التطبيقات العلاجية.

الكلمات المفتاحية: *Xanthium* تحليل فيتوكيميائي؛ مركبات نشطة بيولوجيًا؛ نشاط مضاد للأكسدة؛ نشاط مضاد للبكتيريا.

Résumé

Le genre *Xanthium*, qui regroupe environ 25 espèces largement réparties dans le monde, est reconnu pour ses propriétés biologiques. La présente étude vise à évaluer le profil phytochimique ainsi que le potentiel antioxydant et antimicrobien des extraits foliaires de *Xanthium*. Deux types d'extraits ont été préparés : aqueux (EH₂O) et méthanolique (EMeOH). L'extrait aqueux a présenté le meilleur rendement d'extraction (19,3 %) ainsi que la plus forte teneur en composés phénoliques totaux (71,92 µg EAG/mg ES), tandis que l'extrait méthanolique s'est distingué par une teneur élevée en flavonoïdes (26,22 µg EQ/mg ES) et une activité antioxydante notable. L'étude de l'activité antibactérienne, menée sur cinq souches pathogènes (*Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Enterococcus faecalis*, *Bacillus subtilis* et *Staphylococcus aureus*), a révélé une action concentration-dépendante, avec une efficacité plus marquée de l'extrait méthanolique. Les souches Gram⁻ se sont montrées plus résistantes, tandis que *S. aureus* était la plus sensible. Ces résultats soulignent la richesse en composés bioactifs de *Xanthium* et son potentiel en tant que source naturelle d'agents antioxydants et antibactériens à visée thérapeutique.

Mots-clés : *Xanthium* ; analyse phytochimique ; composés bioactifs ; activité antioxydante ; activité antibactérienne.

Abstract

The genus *Xanthium*, which includes approximately 25 species widely distributed around the world, is recognized for its biological properties. This study aims to evaluate the phytochemical profile as well as the antioxidant and antimicrobial potential of *Xanthium* leaf extracts. Two types of extracts were prepared: aqueous (EH₂O) and methanolic (EMeOH). The aqueous extract showed the highest extraction yield (19.3%) and the highest total phenolic content (71.92 µg GAE/mg extract), while the methanolic extract was characterized by a high flavonoid content (26,22 µg EQ/mg extract) and notable antioxidant activity. Antibacterial activity was evaluated against five pathogenic strains (*Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Enterococcus faecalis*, *Bacillus subtilis*, and *Staphylococcus aureus*), revealing a concentration-dependent effect, with the methanolic extract being more effective. Gram-negative strains were more resistant, while *S. aureus* was the most sensitive. These findings highlight the richness of *Xanthium* in bioactive compounds and its potential as a natural source of antioxidant and antibacterial agents for therapeutic use.

Keywords: *Xanthium*; phytochemical analysis; bioactive compounds; antioxidant activity; antibacterial activity.

Introduction

Introduction

Depuis l'Antiquité, les plantes occupent une place centrale dans les médecines traditionnelle pour soigner diverses affections. Aujourd'hui, elles constituent un pilier de la recherche pharmacologique moderne, où de nombreuses molécules thérapeutiques en usage actuel sont soit directement extraites à partir des plantes, soit inspirées de structures végétales naturellement présentes (**Fabricant et Farnsworth 2001**). Cette évolution s'explique par la richesse chimique des plantes médicinales, qui ont su traverser les âges en conservant leur intérêt thérapeutique.

Les plantes médicinales représentent une source précieuse et diversifiée de composés bioactifs d'origine naturelle. Elles produisent une vaste gamme de métabolites secondaires, tels que les alcaloïdes, les flavonoïdes, les terpènes et les polyphénols, reconnus pour leurs propriétés anti-inflammatoires, antioxydantes, antimicrobiennes et anticancéreuses. L'étude de ces composés ne se limite pas à la découverte de nouvelles molécules thérapeutiques ; elle permet également de mieux comprendre leurs mécanismes d'action aux niveaux moléculaire et cellulaire (**Atanasov et al., 2015**).

De plus, au cours des dernières années, l'intérêt pour les molécules d'origine végétale a augmenté en raison de l'apparition de résistances bactériennes aux antibiotiques et de la demande croissante de traitements ciblés pour les maladies complexes telles que le cancer et les maladies neurodégénératives. Par conséquent, il est nécessaire d'explorer de nouvelles sources biologiques actives. Les plantes médicinales, avec leur composition chimique diversifiée et riche, constituent une source prometteuse pour identifier de nouvelles molécules ayant un potentiel en pharmacologie (**Newman et Cragg 2020**).

Dans le cadre de l'exploration intensive des métabolites d'origine végétale, une attention particulière est accordée aux espèces disposant d'une biomasse abondante et facilement exploitable. À ce titre, le genre *Xanthium*, suscite un intérêt scientifique. Ce genre compte 25 espèces dans le monde. Le *Xanthium*, également appelé cocklebur, est un genre de plantes à fleurs appartenant à la famille des *Asteraceae* originaire des Amériques et d'Asie orientale. Il est toutefois largement répandu dans le monde entier (**Lin et al., 2014**).

À cet égard, il est pertinent de considérer la répartition écologique et géographique des principales espèces de ce genre. *Xanthium spinosum* (cocklebur épineux), espèce nitrophile, se développe dans des environnements variés tels que les montagnes, les déserts et les sols sablonneux (**Flore du Kazakhstan, 1961**). De leur côté, *Xanthium italicum* et *Xanthium strumarium*, souvent considérées comme des mauvaises herbes à potentiel médicinal,

colonisent principalement les zones littorales, les arrière-plages ainsi que les pelouses humides. Ces espèces sont largement réparties en Amérique du Nord, au Brésil, en Chine, en Malaisie, ainsi que dans les régions chaudes de l'Inde (**Kamboj et al., 2014**).

En Algérie, la présence du genre *Xanthium* est principalement signalée dans les régions nordiques. À titre d'exemple, *Xanthium strumarium* a été identifiée comme une mauvaise herbe envahissante dans les cultures légumières de la région de Batna (**Hannachi et Fenni, 2013**), ainsi que dans les systèmes agro-céréaliers de la région de Tessala, située au nord-ouest du pays (**Fertout-Mouri, 2018**). Cette répartition suggère une bonne adaptation écologique de l'espèce aux conditions climatiques et édaphiques locales, ce qui renforce son potentiel en tant que ressource végétale d'intérêt.

Toutefois, il est important de souligner que la classification botanique du genre *Xanthium* demeure complexe. Cette complexité résulte en grande partie de sa distribution cosmopolite, qui s'accompagne d'une diversité importante de synonymes taxonomiques. Par exemple, *Xanthium italicum* est parfois désigné sous les appellations *Xanthium strumarium* subsp. *italicum* Moretti, *Xanthium strumarium* subsp. *cavanillesii* ou encore *Xanthium echinatum* Murray. En Corse, trois variétés appartenant à ce genre sont recensées : *Xanthium spinosum* (également connu sous le synonyme *Xanthium catharticum*), *Xanthium strumarium* et *Xanthium italicum* (**Jeanmonod et Gamisans, 2007**).

Le genre *Xanthium* est connu sous plusieurs noms communs en français, tels que lampourde, lampourde aux écrouelles, lampourde antiscrofuleuse ou encore lampourde glouteron. Dans les pays anglophones, il est désigné sous le nom de rough cocklebur (**Mabry, 1975**). Le nom latin *Xanthium*, d'origine gréco-latine, provient du mot « *xanthos* », signifiant « jaune » ou « blond », en référence à la couleur de la plante et à ses propriétés tinctoriales, autrefois utilisées pour éclaircir les cheveux. Le nom vernaculaire français « lampourde » tire son origine du latin *lapa*, qui signifie bardane, un terme ayant évolué à partir du mot provençal « *lapardo* », devenu « *lampardo* » au XVI^e siècle (**Delaveau, 1987**). Dans le monde arabe, la plante est également bien connue sous différents noms vernaculaires, parmi lesquels : Hakker, Hasek ouerda, Ouaârrouâr, Mandj el ma, Chouba ou encore Schabita.

Sur le plan morphologique, le genre *Xanthium* se caractérise par une plante herbacée annuelle, subligneuse, pouvant atteindre jusqu'à deux mètres de hauteur et présentant une ramification abondante. Ses tiges, de couleur brune à brun-rougeâtre, parfois marquées de teintes rouges, sont recouvertes de poils rigides, mais restent dépourvues d'épines. Les feuilles sont simples, pétiolées, et possèdent un limbe ovale à triangulaire, découpé en trois à cinq lobes. Leurs bords

sont irrégulièrement dentelés et la base légèrement cordée. D'abord opposées à la base de la plante, les feuilles deviennent alternes vers la partie supérieure. Elles sont portées par un pétiole mesurant de 2 à 12 cm, tandis que les limbes atteignent de 5 à 18 cm de longueur. Les deux faces du limbe sont recouvertes de poils glanduleux, leur conférant une texture rugueuse. La face supérieure, d'un vert plus foncé, présente trois nervures principales saillantes, souvent teintées de pourpre. Les fleurs, unisexuées, sont de couleur crème à vert jaunâtre : les fleurs mâles sont disposées en grappes terminales, tandis que les fleurs femelles forment des bouquets axillaires. Le fruit est une capsule ellipsoïdale brune, hérissée de piquants crochus, surmontée de deux épines verticales caractéristiques (**Kamboj et Saluja, 2010**).

Dans la continuité des connaissances ethnobotaniques et pharmacologiques actuelles, il convient de mentionner que le genre *Xanthium* est l'une des espèces les plus utilisées à des fins médicinales dans les pharmacopées traditionnelles asiatiques et européennes. De plus, la présence de molécules amères et astringentes, telles que les lactones sesquiterpéniques, confère à ses feuilles un goût unique, lié à leurs activités biologiques (**Fan et al., 2019**).

Par ailleurs, plusieurs espèces de genre *Xanthium* sont largement utilisées en médecine traditionnelle à travers le monde. Par exemple, certaines sont employées pour atténuer la douleur liée à des cancers, prévenir les complications du diabète ou traiter certaines affections cardiaques (**Hartwell, 1968**). Des préparations à base de *Xanthium italicum* étaient couramment utilisées en Amérique du Sud contre les carcinomes et les affections cutanées (**Paumes, 2009**), tandis que *Xanthium spinosum* était utilisé contre la rage, les fièvres chroniques, le diabète (**Schapera, 1930**) et comme diurétique (**Dragendorff, 1898**).

Parmi ces espèces, *Xanthium strumarium* L. se distingue particulièrement par ses effets pharmacologiques bien documentés. Elle est notamment reconnue pour ses propriétés anti-inflammatoires (**Yin et al., 2005 ; Han et al., 2007**) et continue d'être employée en médecine traditionnelle chinoise et japonaise, notamment en fumigation pour traiter les sinusites et les urticaires, ou en infusion pour soulager les douleurs articulaires (**Hernández et Volpato, 2004**). Cette espèce possède également des activités antibactériennes, anticancéreuses (**Ramírez- Kim et al., 2003 ; Erosa et al., 2007**) et antifongiques (**Dong et al., 2002**). En Inde, elle est utilisée dans le traitement de la gale, pour purifier le sang, éliminer les parasites intestinaux, améliorer la digestion, raviver la teinte de la peau et comme antidote contre les piqûres d'insectes. Ses feuilles sont également employées contre l'herpès, le paludisme, les céphalées et les ulcères oncologiques (**Bhogaonkar et Ahmad, 2012**).

Ainsi, l'objectif de cette étude est d'évaluer le potentiel thérapeutique du genre *Xanthium* à travers une analyse phytochimique quantitative des extraits aqueux et méthanolique des feuilles, suivie d'une évaluation de leurs activités biologiques (antioxydante et antibactérienne) par le biais de tests *in vitro*, afin de valider scientifiquement leurs usages traditionnels.

Cette étude est subdivisée en deux parties essentielles. La première partie constitue une introduction consacrée à une étude bibliographique portant sur le genre *Xanthium*, en mettant en évidence ses espèces les plus utilisées en médecine traditionnelle ainsi que les différentes propriétés biologiques qui leur sont attribuées dans la littérature (anti-inflammatoires, antimicrobiennes, antioxydantes, anticancéreuses). Cette section vise à contextualiser scientifiquement les usages traditionnels de ces plantes et à justifier leur exploration approfondie.

La deuxième partie, expérimentale, est répartie en deux chapitres. Le premier chapitre décrit le matériel et les méthodes utilisées au cours du travail expérimental :

- Analyse phytochimique des extraits méthanolique et aqueux des feuilles du genre *Xanthium* (teneur en polyphénols totaux et en flavonoïdes) ;
- Évaluation de l'activité antioxydante par le test de réduction du DPPH ;
- Évaluation de l'activité antibactérienne par le test de diffusion en puits.

Le deuxième chapitre expose l'ensemble des résultats obtenus, leur interprétation et leur discussion. Enfin, une conclusion accompagnée de perspectives vient clore ce travail.

Matériel et méthodes

Chapitre I : Matériel et méthodes

I.1 Matériel biologique

I.1.1 Matériel végétal

La cueillette des feuilles de *Xanthium* a été réalisée entre la fin septembre et le début octobre dans la commune d'El Anasseur située dans la wilaya de Bordj Bou Arréridj, au nord-est de l'Algérie. Cette région est caractérisée par un climat sec à semi-aride (**Figure1**).

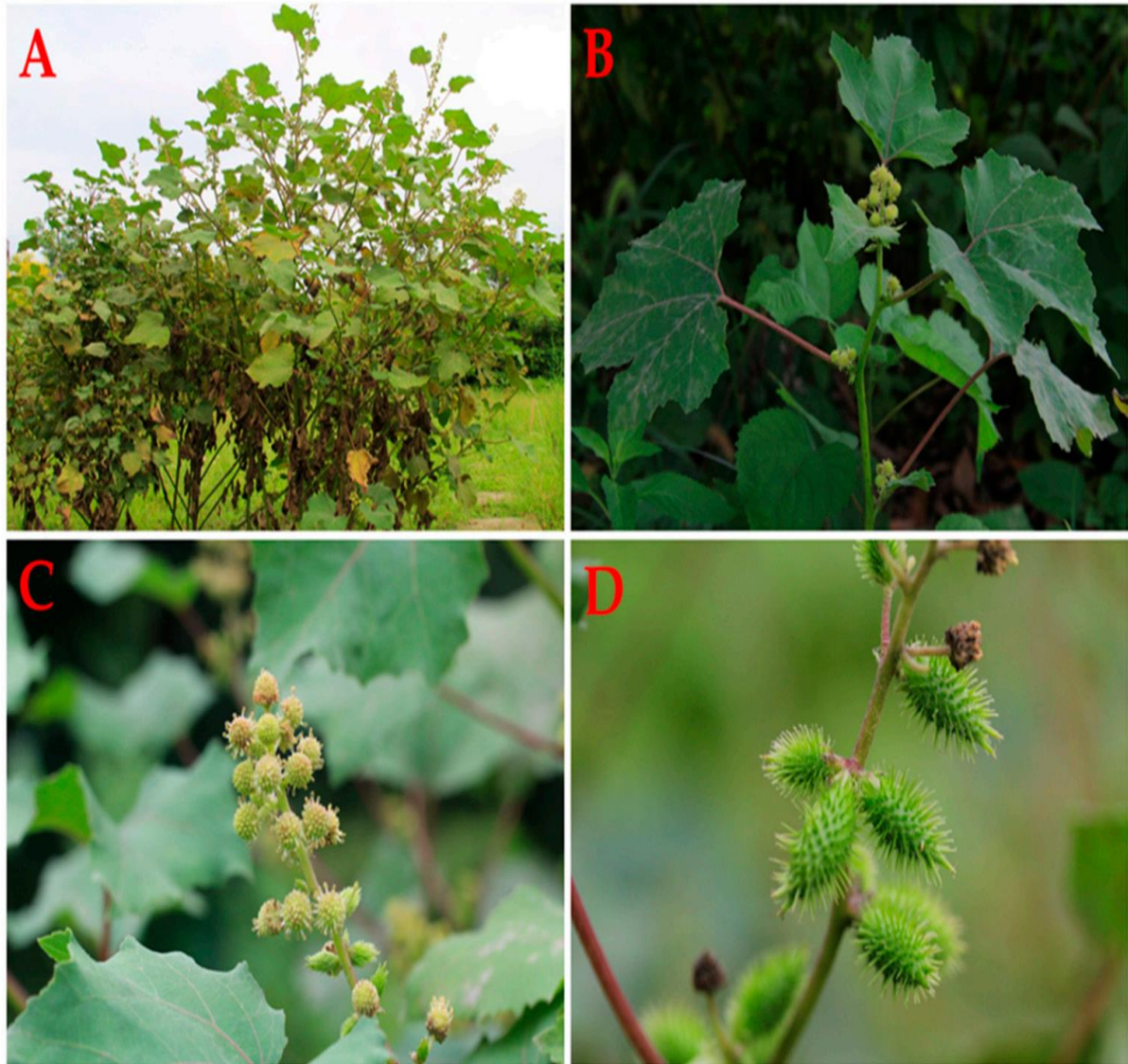


Figure 1 : Représentation du genre *Xanthium* : (A) plante entière, (B) feuilles, (C) plante en floraison, (D) fruits.

I.1.2 Souches bactériennes

Cinq souches bactériennes ont été sélectionnées pour l'évaluation de l'activité antimicrobienne. Deux d'entre elles étaient à Gram négatif : *Escherichia coli* (ATCC25922) et *Pseudomonas aeruginosa* (ATCC27853), tandis que les trois autres étaient à Gram positif : *Enterococcus faecalis* (ATCC 49532), *Bacillus cereus* (ATCC 6633) et *Staphylococcus aureus* (ATCC 25923). L'ensemble des souches utilisées dans cette étude a été fourni par le laboratoire de microbiologie de la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et Sciences de la Terre et de l'Univers, Université Mohammed El Bachir El Ibrahimi de Bordj Bou Arréridj.

I.2 Préparation de la poudre végétale

Les feuilles fraîches ont été soigneusement lavées à l'eau courante, puis mises à sécher à l'ombre jusqu'à dessiccation complète. Une fois sèches, elles ont été broyées en une poudre fine, laquelle a été conservée dans une boîte hermétiquement fermée à température ambiante.

I.2.1 Préparation des extraits

Nous avons appliqué un protocole adapté d'**Ingrid et al. (2021)**, avec quelques modifications. Une masse de 30 g de feuilles séchées et broyées a été mis à macérer séparément dans 150 ml de méthanol ou de l'eau distillée. Chaque mélange a été agité pendant 24 heures. Après macération, les deux mélanges ont été filtrés à l'aide de papier filtre. Les filtrats obtenus ont ensuite été séchés à l'étuve pendant trois jours à 40 °C afin d'obtenir les extraits secs. Le poids final des extraits a été enregistré, ce qui a permis de calculer leur rendement. Ils ont été ensuite conservés dans des boîtes hermétiquement fermées, étiquetées et stockées au réfrigérateur à une température de 4 °C jusqu'à leur utilisation ultérieure (**Figure2**).

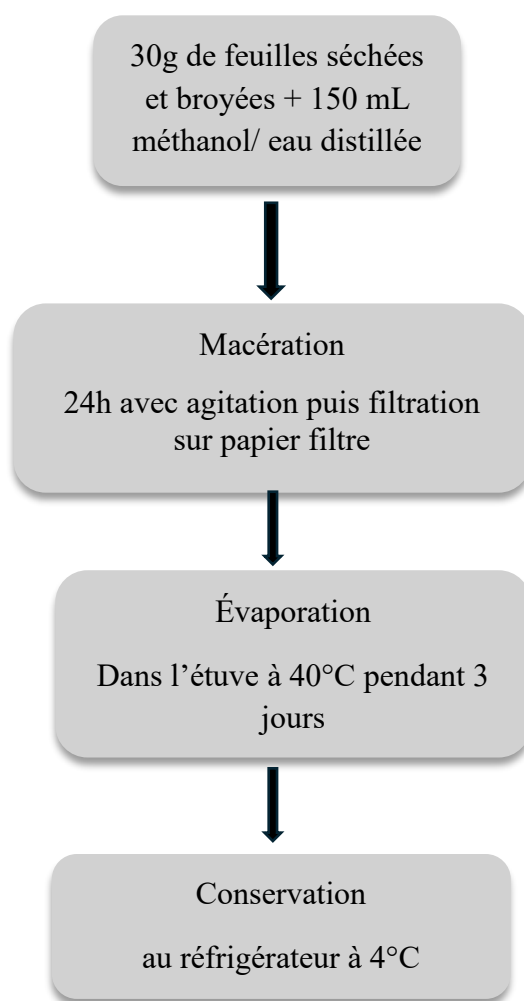


Figure2 : Schéma illustré le protocole d'extraction

I.2.2 Rendement d'extraction

Le rendement d'extraction, est exprimé par la masse de l'extrait par rapport à la masse de la poudre. Il est donné par l'équation suivante :

$$RDT(\%) = \frac{\text{Masse de l'extrait en g}}{\text{Masse de la poudre en g}} \times 100$$

I.3 Etude phytochimique

I.3.1 Détermination de la teneur en composés phénoliques totaux

Le dosage des composés phénoliques totaux a été réalisé selon une méthode adaptée de **Singleton et Rossi (1965)**, utilisant le réactif de Folin-Ciocalteu. Ce réactif est un mélange d'acide phosphotungstique ($\text{H}_3\text{PW}_{12}\text{O}_{40}$) et d'acide phosphomolybdique ($\text{H}_3\text{PMo}_{12}\text{O}_{40}$). En milieu basique, lors de l'oxydation des phénols, ce mélange est réduit en oxydes bleus de tungstène et de molybdène, produisant une coloration dont l'intensité est proportionnelle à la

concentration des composés phénoliques oxydés présents dans les extraits (**Ribéreau-Gayon, 1968 ; Boizot et Charpentier, 2006**).

Un volume de 200 μL d'extrait méthanolique (EMeOH) ou aqueux (EH₂O) sont introduits dans des tubes à essai, suivis de l'ajout de 1 mL du réactif de Folin-Ciocalteu préalablement dilué dix fois. Après une incubation de 4 minutes, 800 μL d'une solution de carbonate de sodium à 7,5 % sont ajoutés. Les tubes sont ensuite maintenus à l'obscurité pendant 2 heures à température ambiante.

Une courbe d'étalonnage a été établie à partir d'une série de dilutions d'acide gallique (20, 40, 60 et 80 $\mu\text{g/mL}$), traitées selon le même protocole que les extraits. L'absorbance des échantillons a été mesurée à 765 nm à l'aide d'un spectrophotomètre (**Boizot et Charpentier, 2006**). Les résultats sont exprimés en microgrammes équivalent d'acide gallique par milligramme d'extrait sec ($\mu\text{g EAG/mg ES}$). Un témoin a été préparé en remplaçant l'extrait par 200 μL du solvant d'extraction, auquel ont été ajoutés 1 mL du réactif de Folin-Ciocalteu et 800 μL de carbonate de sodium.

I.3.2 Déterminations de la teneur en flavonoïdes

La quantification du contenu en flavonoïdes des deux extraits de *Xanthium* a été réalisée par la méthode colorimétrique décrite par **Lamaison et Carnet (1990)**. Elle repose sur la formation d'un complexe stable entre les flavonoïdes et le Chlorure d'aluminium (AlCl_3). Plus précisément, L' AlCl_3 interagit avec les groupes cétoniques en position C-4 ainsi qu'avec les groupes hydroxyles en C-3 ou C-5 des flavonoïdes, formant ainsi un complexe acide stable (**Makuasa et Ningsih, 2020**) (**Figure 3**). Ce complexe donne une coloration jaunâtre caractéristique. Le mécanisme implique le don de deux électrons par l'aluminium, qui se lie à deux atomes d'oxygène des groupes phénoliques, jouant ainsi le rôle de donneur d'électrons (**Trachi, 2015**).

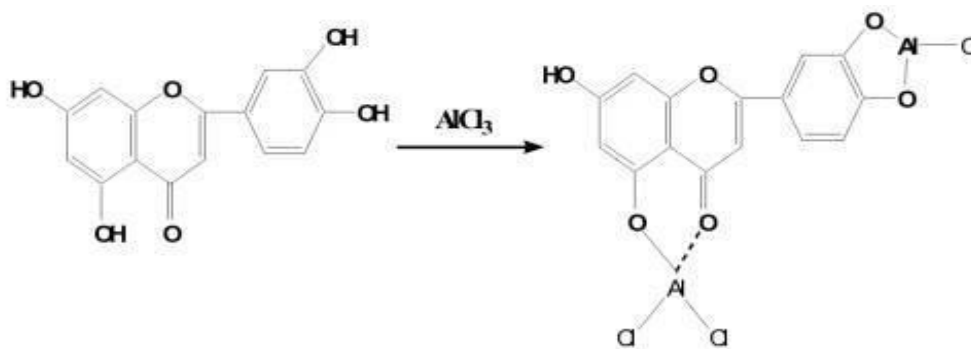


Figure 3 : Réaction de formation du complexe flavonoïde-Chlorure d'aluminium (AlCl_3) (Chang *et al.*, 2002).

Un volume de 1 ml de chaque extrait est ajoutée à 1 ml de la solution d' AlCl_3 (2 %). Après une incubation pendant 10 min , l'absorbance a été mesurée à 430 nm contre un blanc préparé par un volume 1ml de la solution d' AlCl_3 et 1ml de solvant d'extraction. Les concentrations des flavonoïdes ont été déduites à partir de la gamme de la courbe d'étalonnage établie avec la quercétine ($\mu\text{g/ml}$). Les résultats ont été exprimés en microgrammes d'équivalents de quercétine par milligrammes d'extrait sec ($\mu\text{g EQ/mg ES}$).

I.4 Etude des activités biologiques

I.4.1 Évaluation de l'activité antioxydante

I.4.1.1 Piégeage du radical libre DPPH (2,2-diphenyl-1- picrylhydrazyl)

Le DPPH se distingue comme un radical libre stable grâce à la délocalisation de son électron célibataire sur l'ensemble de la molécule, ce qui empêche la dimérisation. Cette délocalisation est également responsable de sa teinte violette intense, caractérisée par une bande d'absorption autour de 517 nm dans une solution méthanolique.

Lorsqu'une solution de DPPH est mise en présence d'une substance capable de donner un atome d'hydrogène (comme les polyphénols), elle est réduite, ce qui entraîne une disparition progressive de la couleur violette (**Figure 4**)(Molyneux P, 2004).

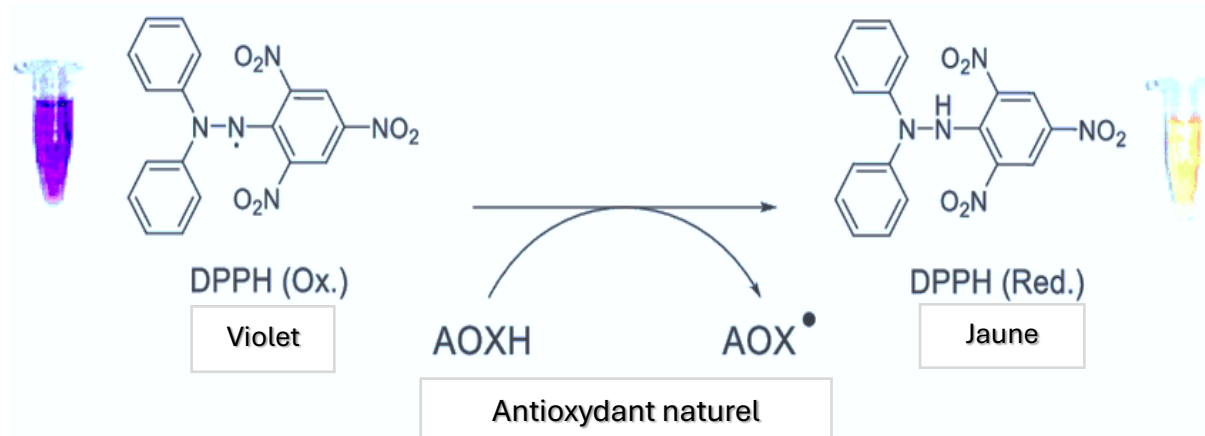


Figure 4 : Réaction de réduction de DPPH en présence d'un antioxydant naturel (Arce *et al.*, 2019)

Le test de piégeage du radical DPPH a été réalisé selon la méthode standard décrite par Blois (1958), avec quelques modifications. Afin d'évaluer les propriétés antioxydantes des deux extraits de feuilles de *Xanthium* (méthanolique et aqueux), une solution de DPPH à 0,1 mM a été préparée dans du méthanol, protégée de la lumière à l'aide de papier d'aluminium.

Un volume de 100 μL de chaque extrait, à des dilutions appropriées, a été ajouté à 2,5 mL de la solution de DPPH, puis le mélange a été incubé pendant 30 minutes à l'obscurité. L'absorbance résiduelle a été mesurée à 517 nm. Une courbe d'étalonnage a été établie en utilisant l'acide ascorbique comme antioxydant de référence.

Le contrôle est préparé à partir de 100 μL du solvant d'extraction et 2,5 mL de la solution de DPPH

L'activité de piégeage de radical libre a été calculée comme suit :

$$\text{inhibition (\%)} = \left[\frac{A_{517} \text{ du contrôle} - A_{517} \text{ de l'extrait}}{A_{517} \text{ du contrôle}} \right] \times 100$$

Les valeurs d' IC_{50} , correspondant à la concentration de composé capable de piéger 50 % des radicaux libres, ont été déterminées à l'aide de l'équation de régression linéaire (Eko Wahyudi *et al.*, 2022).

I.4.2 Évaluation de l'activité antibactérienne

I.4.2.1 Méthode de diffusion en puits sur milieu solide

L'évaluation de l'activité antibactérienne a été réalisée sur cinq souches bactériennes, incluant des bactéries à Gram positif et à Gram négatif. Les deux extraits de feuilles de *Xanthium* (méthanolique et aqueux) ont été dissous dans une solution de DMSO, conformément à la méthode décrite par **Kurrey et al. (2020)**. Les cultures pures des souches bactériennes ont été préalablement cultivées sur milieu agar nutritif.

La densité optique des suspensions bactériennes a été ajustée à l'aide d'un spectrophotomètre, puis les suspensions ont été diluées avec de l'eau physiologique stérile de façon à obtenir une absorbance comprise entre 0,08 et 1,00.

Des boîtes de Pétri contenant du Mueller-Hinton Agar ont étéensemencées par étalement à l'aide d'écouvillons stériles imbibés des suspensions bactériennes. Des puits de 6 mm de diamètre ont ensuite été creusés dans l'agar à l'aide d'une pipette Pasteur stérile. Chaque puits a été rempli avec 50 µL de différentes concentrations d'extraits (200, 100 et 50 mg/mL), appliquées séparément pour chaque souche bactérienne.

Le DMSO a été servi comme contrôle négatif. Les boîtes ont été incubées à 37 °C pendant 24 heures. Toutes les manipulations ont été effectuées à proximité d'un bec Bunsen afin de maintenir des conditions aseptiques. L'activité antibactérienne a été évaluée par mesure du diamètre des zones d'inhibition autour des puits, exprimé en millimètres (**Qader et al., 2022**).

I.4.2.2 Détermination de la concentration minimale inhibitrice et bactéricide (CMI, CMB)

La concentration minimale inhibitrice (CMI) a été déterminée selon la technique de macrodilution décrite par **Gregorio-Malbrán (2012)**, avec quelques modifications. Une solution mère à 500 mg/mL a été préparée pour chacun des deux extraits (EMeOH, EH₂O) présentant une activité antimicrobienne. Des dilutions en série ont ensuite été réalisées afin d'obtenir un gradient de concentrations décroissantes : 125, 62,5, 31,25, 15,625 et 7,8125 mg/mL dans un bouillon Mueller-Hinton (MH). Chaque tube contenant un extrait dilué a été inoculé avec 1 mL d'une suspension bactérienne, préalablement ajustée à 0,5 selon le standard de McFarland, conformément à la méthode décrite par **Lopardo et al. (2016)**. Les séries de tubes ont été incubées à 35 °C pendant 24 heures. Après incubation, la croissance bactérienne a été évaluée visuellement par observation de la turbidité. La CMI a été définie comme la plus faible concentration de l'extrait inhibant complètement la croissance bactérienne visible par rapport au contrôle (**Hernández-Méndez et al., 2025**).

Pour déterminer la concentration minimale bactéricide (CMB), un échantillon prélevé dans les tubes ne présentant pas de turbidité visible a été ensemencé en stries sur une gélose Mueller-Hinton (MH), puis incubé dans les mêmes conditions. L'absence de croissance après 24 heures d'incubation à 37 °C indique un effet bactéricide.

Résultats et discussion

Chapitre II : Résultats et discussion

II. 1 Détermination de rendement des extraits

Chaque extrait a été caractérisé en termes de rendement, d'aspect et de couleur, comparativement à la poudre sèche initiale. Ces éléments sont présentés dans le **tableau I**.

Tableau I : Rendements d'extraction

Solvant d'extraction	Aspect et couleur	Rendement (%)
Méthanol	Pâteux, verdâtre	12.8 %
Eau distillé	Solide, vert noirci	19.3%

Les résultats obtenus ont montré que les rendements d'extraction des extraits méthanolique et aqueux étaient respectivement de 12,8 % et 19,3 %. L'efficacité de l'extraction variait selon le solvant utilisé, comme l'ont également souligné **Velha et al. (2014)**. L'extrait aqueux a fourni le rendement le plus élevé, ce qui suggère une meilleure solubilité des composés hydrosolubles dans l'eau distillée.

Ces résultats diffèrent de ceux rapportés par **Shabana et al. (2022)**, qui ont observé, à partir de *Xanthium spinosum*, un rendement d'extraction plus élevé avec le méthanol (29,10 %) et plus faible avec l'eau distillée (9,80 %). De même, **Beyatli (2025)** a rapporté, pour *Xanthium strumarium*, des rendements moindres avec d'autres solvants : acétone (0,92 %), méthanol (8,36 %) et éthanol (3,15 %).

Ces données soulignent l'influence notable du choix du solvant sur l'efficacité d'extraction et la concentration des substances actives dans les extraits. Elles constituent une base essentielle pour les recherches futures visant à explorer les propriétés phytochimiques et biologiques des espèces du genre *Xanthium*. Par ailleurs, les variations environnementales peuvent significativement influencer le profil métabolique des plantes d'une même espèce, impactant ainsi la qualité, la teneur en principes actifs et les effets thérapeutiques des extraits végétaux (**Dong et al., 2011**).

II. 2 Teneur en composés phénoliques totaux

La teneur en composés phénoliques totaux a été estimée pour chaque extrait à l'aide de la méthode de Folin-Ciocalteu, en utilisant une gamme étalon établie à partir de différentes concentrations d'acide gallique. L'équation de la droite obtenue pour la courbe d'étalonnage était la suivante : $y = 0,0114x + 0,005$ ($R^2 = 0,9857$) (**Annexe 1**).

Les résultats présentés dans le **tableau II** révèlent que l'extrait aqueux possède une teneur nettement plus élevée en composés phénoliques totaux, avec 71,92 µg EAG/mg d'extrait sec, contre seulement 28,78 µg EAG/mg pour l'extrait méthanolique.

Tableau II : Teneur en polyphénols totaux des extraits aqueux et méthanolique des feuilles du genre *Xanthium*.

[Extrait]	[Polyphénols] µg EAG/mg ES	Équation de la courbe d'étalonnage
Méthanolique	28,78	Y = 0,0114x + 0,005
Aqueux	71,92	R ² = 0,9857

Notre résultat est légèrement supérieur à celui rapporté par **Ghosh et al. (2015)**, qui ont observé une teneur totale en composés phénoliques de $20,1 \pm 0,5$ mg/g dans l'extrait méthanolique des feuilles de *Xanthium indicum*. En revanche, **Scherer et Godoy (2014)** rapportent que, pour *Xanthium strumarium*, l'extraction au méthanol permet d'obtenir à la fois le meilleur rendement global et la teneur la plus élevée en composés phénoliques. Ces divergences peuvent être attribuées à divers facteurs, tels que l'origine botanique, la période de récolte, ou encore les conditions climatiques, notamment la température, qui influencent de manière significative la concentration en acides phénoliques dans *Xanthium strumarium* (**Jiang et al., 2018**).

De plus, bien que cette méthode soit largement utilisée en raison de sa sensibilité et de sa simplicité, il a été démontré qu'elle n'est pas spécifique aux seuls composés phénoliques. En effet, le réactif de Folin-Ciocalteu réagit également avec d'autres substances oxydables, ce qui peut interférer avec l'estimation réelle des polyphénols. Plusieurs auteurs ont d'ailleurs signalé cette faible spécificité (**Singleton et al. 1999 ; Escarpa et González, 2001**).

II. 3 Teneur en flavonoïdes

La teneur en flavonoïdes des extraits méthanolique (MeOH) et aqueux (EH₂O) des feuilles du genre *Xanthium* a été déterminée à l'aide de la méthode colorimétrique basée sur l'utilisation de la quercétine comme standard de référence. L'équation de la courbe d'étalonnage obtenue était : $y = 0,029x + 0,0048$ avec un coefficient de corrélation $R^2 = 0,995$ (**Annexe2**). Les résultats sont exprimés en milligrammes équivalent quercétine par milligramme d'extrait sec (µg EQ/mg ES) (**Tableau III**)

Tableau III : Teneur en flavonoïdes totaux des extraits aqueux et méthanolique des feuilles du genre *Xanthium*.

[Extrait]	[Flavonoïde] µg EQ/mg ES	Équation de la courbe d'étalonnage
Méthanolique	26,22	Y = 0,029x + 0,048 R ² = 0,995
Aqueux	14,20	

Les résultats obtenus révèlent des variations notables dans la teneur en flavonoïdes entre les deux extraits analysés. L'extrait méthanolique (EMeOH) présente la concentration la plus élevée en flavonoïdes, tandis que l'extrait aqueux (EH₂O) affiche une teneur significativement plus faible. Ces observations sont en accord avec les données rapportées par **Shabana et al. (2022)**, qui ont montré que, chez *Xanthium spinosum*, la concentration maximale de flavonoïdes était obtenue avec le chloroforme, suivie du méthanol et de l'acétate d'éthyle. Ces résultats confirment l'efficacité du méthanol en tant que solvant d'extraction des flavonoïdes, probablement en raison de sa polarité modérée. En effet, la solubilité des flavonoïdes est généralement plus élevée dans des solvants organiques polaires tels que le méthanol ou l'éthanol que dans l'eau, comme l'ont également souligné **Harborne (2000)**, **Cushnie et Lamb (2005)**, ainsi que **Pereira et al. (2021)**.

II. 4 Évaluation de l'activité antioxydante

II. 4.1 Piégeage du radical libre DPPH

Le pourcentage d'inhibition du radical DPPH a augmenté de manière dose-dépendante pour les extraits méthanolique et aqueux des feuilles du genre *Xanthium*. L'extrait méthanolique a montré une activité antioxydante plus marquée, avec un taux d'inhibition de 31 % à 3 mg/ml et de 60 % à 15 mg/ml. En comparaison, l'extrait aqueux a présenté des inhibitions respectives de 23 % et 56 % aux mêmes concentrations.

L'activité antioxydante des extraits de *Xanthium* a été évaluée par le test de piégeage du radical libre DPPH, en déterminant la concentration inhibitrice médiane (IC₅₀). Cette dernière représente la concentration d'extrait nécessaire pour inhiber 50 % des radicaux libres DPPH. Plus la valeur d'IC₅₀ est faible, plus le pouvoir antioxydant de l'extrait est élevé (**Hebi et Eddouks, 2016**).

Les résultats présentés dans la **figure 5** montrent que l'extrait aqueux (EH₂O) a affiché la plus faible capacité de piégeage des radicaux libres, avec une valeur d'IC₅₀ de 12,83 mg/mL. En revanche, l'extrait méthanolique (EMeOH) a démontré une meilleure activité antioxydante, avec un IC₅₀ de 10,37 mg/mL. Ces valeurs restent toutefois largement supérieures à celle de l'antioxydant de référence, l'acide ascorbique, dont l'IC₅₀ est de l'ordre de 0,09 mg/mL, indiquant une activité radicalaire très puissante.

La variation de l'activité antioxydante observée entre les deux extraits semble étroitement liée au type de solvant utilisé pour l'extraction. Le méthanol, en tant que solvant organique polaire, s'est révélé plus efficace pour extraire les composés antioxydants, ce qui corrobore les travaux de **Scherer et Godoy (2014)**, qui ont rapporté une activité antioxydante significative dans les extraits méthanoliques et éthanoliques, en lien avec la présence d'acides phénoliques tels que les acides chlorogénique et férulique.

Par ailleurs, la richesse en flavonoïdes de l'extrait méthanolique des feuilles de *Xanthium* semble contribuer de manière notable à son activité antioxydante. Ces résultats sont cohérents avec ceux rapportés par **Kamboj et al. (2014)**, qui ont montré que l'extrait éthanolique des feuilles de *Xanthium strumarium*, riche en composés phénoliques et flavonoïdes, présentait une activité antioxydante nettement supérieure à celle des autres parties de la plante.

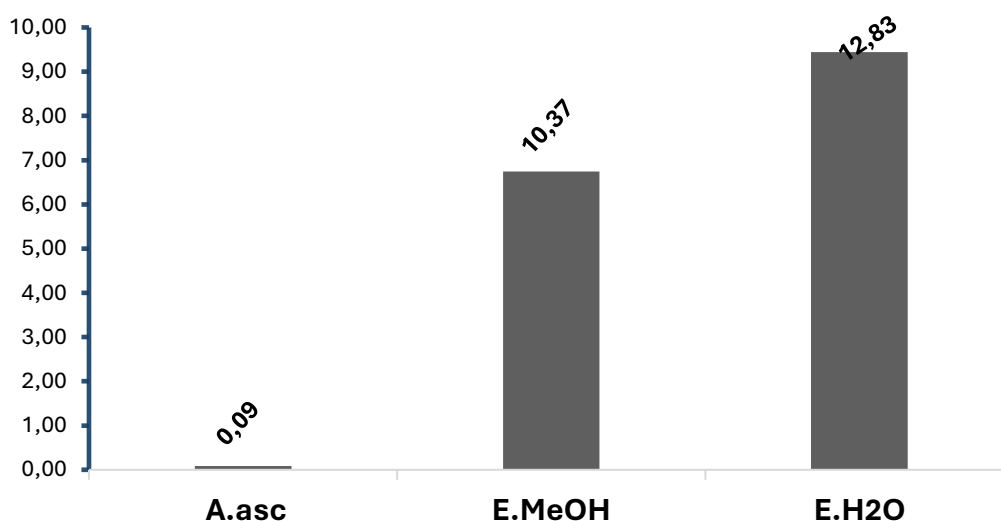


Figure 5 : Valeurs d'IC₅₀ des deux extraits (EMeOH et EH₂O) des feuilles du genre *Xanthium* et de l'acide ascorbique.

II. 5 Évaluation de l'activité antibactérienne

II. 5.1 Méthode de diffusion en puits sur milieu solide

L'activité antibactérienne des extraits méthanolique (EMeOH) et aqueux (EH₂O) des feuilles de *Xanthium* a été évaluée par la méthode de diffusion en puits, en mesurant les diamètres des zones d'inhibition (en mm) pour différentes concentrations. Les résultats révèlent une activité antibactérienne dose-dépendante, variant selon les souches testées et le type d'extrait. Pour chaque souche sensible, les diamètres des zones d'inhibition diminuent avec la baisse de concentration (**Figure 6**).

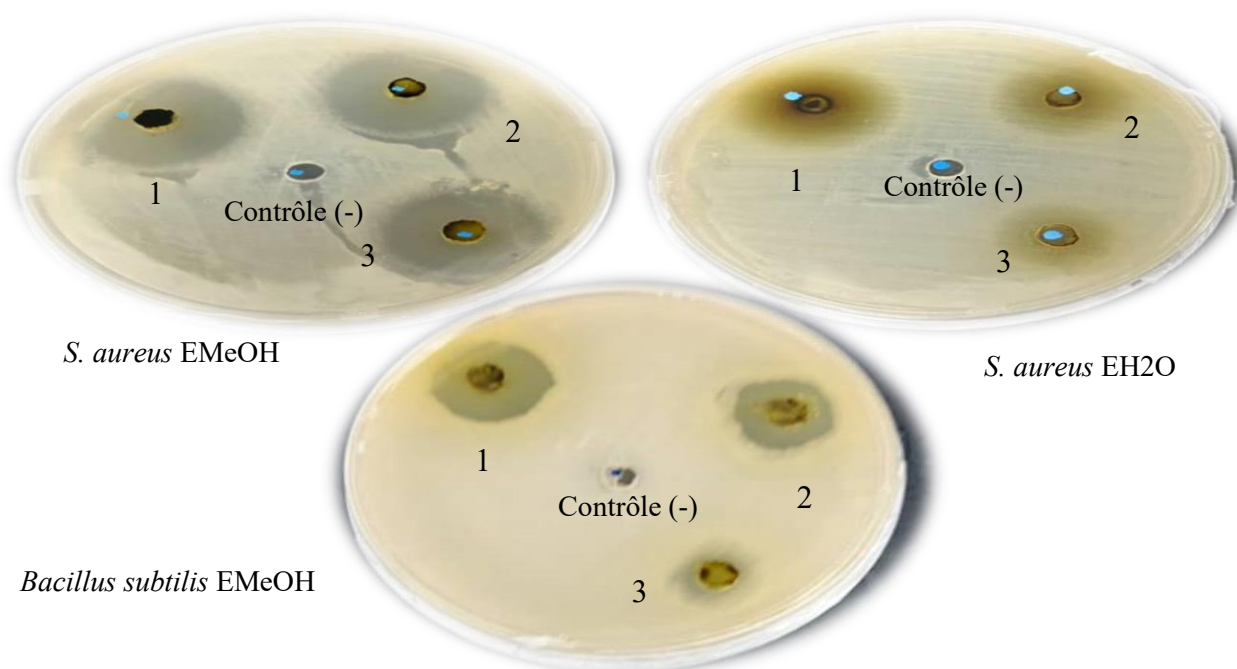


Figure 6 : Zones d'inhibition formées par les extraits (EMeOH et EH₂O) des feuilles de *Xanthium* selon la méthode de diffusion en puits. (1) : 200 mg/mL ; (2) : 100 mg/mL ; (3) : 50 mg/mL.

L'extrait méthanolique des feuilles de *Xanthium* a montré une activité antibactérienne notable contre *Staphylococcus aureus* et *Bacillus subtilis*, avec des zones d'inhibition allant de 11 mm à 27 mm selon la concentration testée de 50 mg/mL à 200 mg/mL, ce qui indique une forte activité antimicrobienne. En revanche, il s'est révélé inefficace contre *Enterococcus faecalis*, *Pseudomonas aeruginosa* et *Escherichia coli* (**Tableau IV**).

Tableau IV : Diamètre des zones d'inhibition (mm) de différentes concentrations d'EMeOH (mg/ml).

Souche bactérienne	Concentrations (mg/ml)			Négative
	50	100	200	DMSO
<i>Staphylococcus aureus</i>	23	25	27	00
<i>Bacillus subtilis</i>	11	15	20	00
<i>Enterococcus faecalis</i>	00	00	00	00
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	00	00	00	00
<i>Escherichia coli</i>	00	00	00	00

L'extrait aqueux n'a montré une activité antibactérienne que contre *Staphylococcus aureus*, avec des zones d'inhibition mesurées à 23 mm, 25 mm et 27 mm pour les concentrations de 50, 100 et 200 mg/mL respectivement. Cette activité croissante avec la concentration suggère un effet dose-dépendant. En revanche, aucune inhibition n'a été observée pour *Bacillus subtilis*, *Enterococcus faecalis*, *Pseudomonas aeruginosa* ou *Escherichia coli*, quelles que soient les concentrations testées. Ces résultats indiquent que l'extrait aqueux est sélectivement actif contre *S. aureus*, mais inefficace contre les autres souches testées (**tableau V**).

Tableau V : Diamètre des zones d'inhibition (mm) de différentes concentrations d'E.H₂O (mg/ml).

Souche bactérienne	Concentration (mg/ml)			Négative
	50	100	200	DMSO
<i>Staphylococcus aureus</i>	15	17	20	00
<i>Bacillus subtilis</i>	00	000	4	00
<i>Enterococcus faecalis</i>	00	00	00	00
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	00	00	00	00
<i>Escherichia coli</i>	00	00	00	00

Ces résultats suggèrent que les extraits organiques, en particulier le méthanolique, possèdent une efficacité supérieure contre les bactéries à Gram positif, notamment *Staphylococcus aureus* et *Bacillus subtilis*, par rapport aux extraits aqueux.

Ces résultats sont en accord avec ceux de **Malik et al. (2012)**, qui ont rapporté que les extraits de feuilles de *Xanthium strumarium* dans différents solvants (aqueux, éthanolique et n-hexane) inhibaient la croissance de *Staphylococcus aureus*, mais n'avaient aucun effet sur *Escherichia coli* ou *Bacillus subtilis*. De même, **Mahida et Mohan (2007)** ont observé une activité inhibitrice significative de l'extrait méthanolique de feuilles de *Xanthium strumarium* contre *staphylococcus aureus*, et des résultats comparables ont été signalés pour les fractions de chloroforme et d'éthanol par **Khuda et al. (2012)**.

Cette activité antibactérienne observée pourrait être attribuée à la présence de composés bioactifs tels que les acides phénoliques, les flavonoïdes, les tanins et les triterpénoïdes présents dans l'extrait méthanolique, comme le rapportent **Talakal et al. (1995)**. Des études similaires ont également mis en évidence la présence de la Xanthatine, une lactone sesquiterpénique, reconnue pour ses propriétés antibactériennes. Cette molécule a été identifiée dans divers extraits organiques, notamment ceux au toluène, au chloroforme, au méthanol et à l'éthanol (**Domokos et al., 2016**).

Il a également été constaté que les bactéries à Gram positif sont généralement plus sensibles aux extraits que les bactéries à Gram négatif. Dans notre étude, l'extrait méthanolique s'est révélé plus efficace que l'extrait aqueux, ce qui corrobore les observations de **Devkota et Das (2018)**.

Selon **Yao et al. (1995)**, cette différence de sensibilité s'explique par la structure de la paroi bactérienne : les Gram positifs possèdent une paroi plus simple composée d'une seule couche, tandis que les Gram négatifs présentent une paroi plus complexe, constituée de plusieurs couches, ce qui limite la pénétration des agents antimicrobiens.

II. 5.2 Concentration minimale inhibitrice et bactéricide (CMI, CMB)

Les résultats de l'évaluation des concentrations minimales inhibitrices (CMI), présentés dans le **tableau VI**, montrent que les deux extraits de *Xanthium* sont capables d'inhiber la croissance des deux bactéries testées, bien que des concentrations relativement plus élevées soient nécessaires pour observer un effet avec l'extrait aqueux. Les CMI des deux extraits sont identiques (31,25 mg/mL) pour *Staphylococcus aureus* et *Bacillus subtilis*.

Cependant, des différences apparaissent au niveau des concentrations minimales bactéricide (CMB). Pour l'extrait méthanolique, la CMB est de 125 mg/mL pour les deux souches,

indiquant une activité bactéricide effective à cette concentration. En revanche, la CMB de l'extrait aqueux est supérieure à 125 mg/mL, ce qui traduit une activité bactéricide plus faible que celle observée avec l'extrait méthanolique.

Ces résultats sont en accord avec ceux rapportés par **Yahya et al. (2024)**, qui ont observé que l'extrait alcoolique des parties aériennes de *Xanthium strumarium* présentait une activité spécifique contre *Staphylococcus aureus*.

De même, **Qader et al. (2022)** ont mis en évidence que l'extrait d'acétate d'éthyle de *Xanthium strumarium* possédait des propriétés inhibitrices contre *Staphylococcus aureus*, *Aspergillus niger* et *Escherichia coli*. Collectivement, ces données corroborent la présence de composés bioactifs dans le genre *Xanthium*, capables d'exercer une activité antimicrobienne.

Tableau VI : Concentration minimale inhibitrice (CMI) et bactéricide (CMB) des extraits aqueux et méthanoliques des feuilles de du genre *Xanthium*.

Souche bactérienne	Type d'extrait	CMI (mg/ml)	CMB (mg/ml)
<i>Staphylococcus aureus</i>	EMeOH	31,25	125
	EH ₂ O		CMB >125
<i>Bacillus subtilis</i>	EMeOH	31,25	125
	EH ₂ O		CMB >125
EMeOH : extrait méthanolique		EH ₂ O : extrait aqueux	

Selon **Bruneton (1999)**, la toxicité des flavonoïdes à l'égard des micro-organismes peut s'exercer par différents mécanismes, notamment par la réduction des ions métalliques tels que le fer, ou par des interactions non spécifiques, comme la formation de ponts hydrogène avec les protéines membranaires des micro-organismes (notamment les adhésines), ou encore avec certaines enzymes.

Conclusion

Conclusion

Cette étude a permis de mettre en évidence le profil phytochimique et les activités biologiques des extraits aqueux et méthanolique des feuilles d'une plante médicinales du genre *Xanthium*.

Les rendements d'extraction ont varié selon le solvant : 19,3 % pour l'extrait aqueux et 12,8 % pour l'extrait méthanolique. L'extrait aqueux s'est avéré plus riche en composés phénoliques totaux (71,92 μg EAG/mg ES), tandis que l'extrait méthanolique contenait une concentration plus élevée de flavonoïdes (26,22 μg EQ/mg ES). Ces différences de composition ont influencé les activités biologiques observées.

Les deux extraits ont démontré une activité antioxydante notable, l'extrait méthanolique se distinguant par une efficacité supérieure ($\text{IC}_{50} = 10,37 \text{ mg/mL}$) par rapport à l'extrait aqueux ($\text{IC}_{50} = 12,83 \text{ mg/mL}$), ce qui pourrait être attribué à sa teneur plus élevée en flavonoïdes. Concernant l'activité antibactérienne, seuls *Staphylococcus aureus* et *Bacillus subtilis* se sont révélés sensibles aux extraits. L'extrait méthanolique a exercé une inhibition plus marquée, avec des zones d'inhibition remarquables à la concentration de 200 mg/mL, et s'est avéré être le seul à présenter une activité bactéricide, avec une concentration minimale bactéricide (CMB) de 125 mg/mL.

Ces résultats indiquent que l'efficacité biologique ne dépend pas uniquement de la quantité de composés phénoliques, mais aussi de leur nature chimique et de la spécificité des métabolites extraits. Les flavonoïdes semblent jouer un rôle central dans les activités observées, soulignant l'importance du choix du solvant dans l'extraction des substances bioactives.

En conclusion, cette étude met en évidence la richesse phytochimique et le potentiel biologique des feuilles de *Xanthium*, confirmant ainsi leur usage traditionnel et ouvrant la voie à des applications prometteuses dans les domaines pharmaceutique et agroalimentaire.

Plusieurs perspectives de recherche peuvent être envisagées afin de valoriser les résultats obtenus :

- Isolement et identification des composés actifs : L'élucidation de la structure moléculaire des substances bioactives responsables des effets observés pourrait être réalisée à l'aide de techniques analytiques avancées telles que la chromatographie

liquide à haute performance (HPLC), la spectrométrie de masse (LC-MS) et la résonance magnétique nucléaire (RMN).

- Évaluation de la sécurité d'utilisation : Des études de toxicité *in vitro* et *in vivo* sont nécessaires afin de déterminer l'innocuité des extraits.
- Exploration d'autres activités biologiques : Il serait pertinent d'élargir le champ d'investigation aux propriétés anti-inflammatoires, cicatrisantes ou antiparasitaires des extraits.

Références Bibliographiques

Références bibliographiques

1. **Arce, P., Beltrán, F., Manríquez, G., Cota, M., Quián, A., & Peralta, R.** (2019). Nutritional value of conventional, wild and organically produced fruits and vegetables available in Baja California Sur markets. *Terra Latinoamericana*, 37(4), 401–406.
2. **Atanasov, A. G., Waltenberger, B., Pferschy-Wenzig, E.-M., Linder, T., Wawrosch, C., Uhrin, P., Temml, V., Wang, L., Schwaiger, S., Heiss, E. H., Rollinger, J. M., Schuster, D., Breuss, J. M., Bochkov, V., Mihovilovic, M. D., Kopp, B., Bauer, R., Dirsch, V. M., & Stuppner, H.** (2015). Discovery and resupply of pharmacologically active plant-derived natural products: A review. *Biotechnology Advances*, 33(8), 1582–1614.
3. **Beyatli, A.** (2025). Phytochemical analysis and antioxidant, antimicrobial, and cytotoxic activities of *Xanthium strumarium* L. (Asteraceae). *Turkish Journal of Biology*, 49(SI-1), 127–137.
4. **Bhogaonkar, P. Y., & Ahmad, S. A.** (2012). Pharmacognostic studies on *Xanthium strumarium* L. – a folk Unani medicinal herb. *Bioscience Discovery*, 3, 101–106.
5. **Blois, M. S.** (1958). Antioxidant determinations by the use of a stable free radical. *Nature*, 181(4617), 1199–1200.
6. **Boizot, N., & Charpentier, J. P.** (2006). Méthode rapide d'évaluation du contenu en composés phénoliques des organes d'un arbre forestier. *Le cahier des techniques de l'Inra*, 79–82.
7. **Bruneton, J.** (1999). *Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales* (3^e éd.). Tec & Doc/Éditions médicales internationales.
8. **Chang, C.-C., Yang, M.-H., & Chern, J.-C.** (2002). Estimation of total flavonoid content in propolis by two complementary colorimetric methods. *Journal of Food and Drug Analysis*, 10(3), 178–182.
9. **Cushnie, T. P. T., & Lamb, A. J.** (2005). Antimicrobial activity of flavonoids. *International Journal of Antimicrobial Agents*, 26(5), 343–356.
10. **Delaveau, P.** (1987). *Les épices, histoire, description et usage des différents épices, aromates et condiments*. Albin Michel.
11. **Devkota, A., & Das, R. K.** (2018). Antibacterial activities of *Xanthium strumarium* L. *Journal of Natural History Museum*, 29, 70–77.

12. Domokos Erzsébet, Kursinszki, L., Kelemen, H., & Varga, E. (2016). A szúrós szerbtövis (*Xanthium spinosum* L.) növényfaj fitofarmakológiai áttekintése [Phytopharmacological review of bathurst burr (*Xanthium spinosum* L.)]. *Acta pharmaceutica Hungarica*, 86(1), 35–40.
13. Dong, J., Ma, X., Wei, Q., Peng, S., & Zhang, S. (2011). Effects of growing location on the contents of secondary metabolites in the leaves of four selected superior clones of *Eucommia ulmoides*. *Industrial Crops and Products*, 34(3), 1607–1614.
14. Dong, K. K., Chang, K. S., Dong, W. B., Yeon, S. K., Min-Suk, Y., et al. (2002). Identification and biological characteristics of an antifungal compound extracted from Cocklebur (*Xanthium strumarium*) against *Phytophthora drechsleri*. *Plant Pathology Journal*, 18(5), 288–292.
15. Dragendorff, G. (1898). *Die Heilpflanzen der verschiedenen Völker und Zeiten: Ihre Anwendung, wesentlichen Bestandtheile und Geschichte*. Enke.
16. Eko Wahyudi, B., Salni, S., & Setiawan, A. (2022). ANTIOXIDANT ACTIVITY OF TEMBESU (*Fagraea fragrans* Roxb.) LEAF. *BIOVALENTIA: Biological Research Journal*, 8(2), 96–102.
17. Escarpa, A., & González, M. C. (2001). Approach to the content of total extractable phenolic compounds from different food samples by comparison of chromatographic and spectrophotometric methods. *Analytica Chimica Acta*, 427, 119–127.
18. Fabricant, D. S., & Farnsworth, N. R. (2001). The value of plants used in traditional medicine for drug discovery. *Environmental Health Perspectives*, 109(Suppl. 1), 69–75.
19. Fan, W., Fan, L., Peng, C., Zhang, Q., Wang, L., Li, L., Wang, J., Zhang, D., Peng, W., & Wu, C. (2019). Traditional uses, botany, phytochemistry, pharmacology, pharmacokinetics and toxicology of *Xanthium strumarium* L.: A review. *Molecules*, 24(2), 359.
20. Fertout-Mouri, N. (2018). Étude phytoécologique de la flore adventice des agrosystèmes céréaliers de la région de Tessala (Algérie Nord-Occidentale). *Bulletin de la Société Royale des Sciences de Liège*, 87, 70–99.
21. *Flora of Kazakhstan*. (1961). The Academy of Sciences of the Kazakh SSR.
22. Ghosh, A., Banik, S., & Islam, M. A. (2015). In vitro thrombolytic, anthelmintic, anti-oxidant and cytotoxic activity with phytochemical screening of methanolic extract of *Xanthium indicum* leaves. *Bangladesh Journal of Pharmacology*, 10(4), 854–859.

23. **Gregorio-Malbrán, C.** (2012). Método de determinación de sensibilidad antimicrobiana por dilución.
MIC Test, 32, 1–48.
24. **Han, T., Li, H. L., Zhang, Q. Y., Han, P., Zheng, H. C., et al.** (2007). Bioactivity-guided fractionation for anti-inflammatory and analgesic properties and constituents of *Xanthium strumarium* L. *Phytomedicine*, 14(11), 825–829.
25. **Hannachi, A., & Fenni, M.** (2013). Etude floristique et écologique des mauvaises herbes des cultures de la région de Batna (Algérie). *Revue Agriculture UFAS- Setif*, 24–36.
26. **Harborne, J. B., & Williams, C. A.** (2000). Advances in flavonoid research since 1992.
Phytochemistry, 55(6), 481–504.
27. **Hartwell, J. L.** (1968). Plants used against cancer. *Journal of Natural Products*, 31(1), 71–170.
28. **Hebi, M., & Eddouks, M.** (2016). Evaluation de l'activité antioxydante de *Stevia rebaudiana*. *Phytothérapie*, 14(1), 17–22.
29. **Hernández, J., & Volpato, G.** (2004). Herbal mixtures in the traditional medicine of Eastern Cuba.
Journal of Ethnopharmacology, 90(2–3), 293–316.
30. **Hernández-Méndez, J. M. E., Peña-Hernández, I., Tapia-Nazario, M., Leyva-Padrón, G., Cruz- Salomón, A., Domínguez-Espinosa, M. E., Esquinca-Avilés, H. A., Hernández-Cruz, M. d. C., Sánchez-Albores, R. M., Cruz-Salomón, K. d. C., Cruz-Rodríguez, R. I., & Gómez-Santos, M.**
G. (2025). Antibacterial Activity of Traditional Medicinal Plants Used for the Treatment of Acute Diarrheal Diseases in Chiapas, Mexico. *Microbiology Research*, 16(1), 10.
31. **Ingrid, M., Herve, B., Fokunang, E. T., Borgia, N. N., Virginia, T., Omgba, T. Y., Rose, N. M., Hortense, G. K., Wilfred, M. F., & Charles, F. N.** (2021). Étude Phytochimique et Évaluation de l ' Activité Anti Salmonella Typhi des Extraits de Combretum Micranthum (Combretaceae)
Phytochemical screening and evaluation of anti-salmonella typhi activity of the extracts of Combretum Micrathum (Combretaceae). *Medecine and Biomedical Sciences*, 22(6), 1–6.
32. **Jeanmonod, D., & Gamisans, J.** (2007). *Flora Corsica*. Edisud.
33. **Jiang, H., Yang, L., Xing, X., Yan, M., Guo, X., Yang, B., Wang, Q., & Kuang, H.** (2018). HPLC- PDA combined with chemometrics for quantitation of active components and quality assessment of raw and processed fruits of *Xanthium strumarium* L. *Molecules*, 23(2), 243.

34. **Kamboj, A., & Saluja, A. (2010).** Phytopharmacological review of *Xanthium strumarium* (Cocklebur). *International Journal of Green Pharmacy*, 4(3), 129–139.
35. **Kamboj, A., Atri, P., & Saluja, A. K. (2014).** Phytochemical screening, in-vitro evaluation of antioxidant and free radical scavenging activity of leaves, stems and roots of *Xanthium strumarium* L. (Compositae). *British Journal of Pharmaceutical Research*, 4(...).
36. **Khuda, F., Iqbal, Z., Khan, A., Zakiullah, Nasir, F., & Khan, M. S. (2012).** Validation of some of the ethnopharmacological uses of *Xanthium strumarium* and *Duchesnea indica*. *Pakistan Journal of Botany*, 44(4), 1201–1212.
37. **Kim, Y. S., Kim, J. S., Heepart, S., Unchoi, S., Ocklee, C., Kim, S. K., Kim, Y. K., Kim, S. H., & Ryu, S. Y. (2003).** Two cytotoxic sesquiterpene lactones from the leaves of *Xanthium strumarium* and their *in vitro* inhibitory activity on farnesyltransferase. *Planta Medica*, 69(4), 375–377.
38. **Kurrey, A., Sharma, L., & Tiwari, S. (2020).** Evaluation of the phytochemical and antibacterial characteristics of leaf extracts of *Xanthium strumarium* L. against bacteria. *International Journal of Research in Pharmaceutical Sciences*, 11(1), 725–729.
39. **Lamaison, J. L. C., & Carnet, A. (1990).** Teneurs en principaux flavonoïdes des fleurs de *Crataegus monogyna* Jacq et de *Crataegus laevigata* en fonction de la végétation. *Pharmaceutical Acta Helvetiae*, 65, 315–320.
40. **Lin, B., Tan, W., Pan, Y., Chen, Y., Chen, B., Yi, X., Duan, J., Zhou, J., Yuan, Z., & Wang, Y. (2014).** Anti-arthritic activity of *Xanthium strumarium* L. extract on complete Freund's adjuvant-induced arthritis in rats. *Journal of Ethnopharmacology*, 155(1), 248–255.
41. **Lopardo, H. A., Gobet, L. M., Viegas-Caetano, J. A., Moviglia, A. M., Vigliarolo, L. O., & Suárez, M. C. (2016).** *Introduction à la microbiologie clinique*. Editorial de la Universidad de la Plata.
42. **Mabry, T. J. (1975).** *The comparative chemistry of the Compositae*. In V. H. Heywood, J. B. Harborne, & B. L. Turner (Eds.), *The biology and chemistry of the Compositae* (pp. 247–277). Academic Press.
43. **Mahida, Y., & Mohan, J. S. (2007).** Screening of plants for their potential antibacterial activity against *Staphylococcus* and *Salmonella* spp. *Natural Product Radiance*, 6(4), 301–305.
44. **Makuasa, A. D., & Ningsih, P. (2020).** The analysis of total flavonoid levels in young leaves and old soursop leaves (*Annona muricata* L.) using UV-Vis spectrophotometry methods. *Journal of Applied Science, Engineering, Technology, and Education*, 2(1), 11–17.
45. **Malik, F., Hussain, S., Mirza, T., Hameed, A., Ahmad, S., Riaz, H., Shah, P. A., &**

Usmanghani, K. (2012). Screening for antimicrobial activity of thirty-three medicinal plants used in the traditional system of medicine in Pakistan. *Journal of Medicinal Plants Research*, 5(14), 3052–3060.

46. **Molyneux, P.** (2004). The use of the stable radical diphenylpicrylhydrazyl (DPPH) for estimating antioxidant activity. *Songklanakarin Journal of Science and Technology*, 26(2), 211–219.
47. **Newman, D. J., & Cragg, G. M.** (2020). Natural products as sources of new drugs over the nearly four decades from 01/1981 to 09/2019. *Journal of Natural Products*, 83(3), 770–803.
48. **Paumes, M. C.** (2009). *Sauvages et toxiques*. Edisud.
49. **Pereira, D., Pinto, M., Correia-da-Silva, M., & Cidade, H.** (2021). Recent advances in bioactive flavonoid hybrids linked by 1,2,3-triazole ring obtained by click chemistry. *Molecules*, 27(1), 230.
50. **Qader, K. O., Al-Saadi, S. A. A., & Allami, R. H.** (2022). Evaluation of antibacterial activity of *Xanthium strumarium* L. against pathogenic bacteria. *International Journal of Health Sciences*, 6(S1), 13772–13778.
51. **Ramírez-Erosa, Y. H., Hickie, R. A., Sutherland, R. G., & Barl, B.** (2007). Xanthatin and xanthinosin from the burs of *Xanthium strumarium* L. as potential anticancer agents. *Canadian Journal of Physiology and Pharmacology*, 85(11), 1160–1172.
52. **Ribéreau-Gayon, P.** (1968). *Les composés phénoliques des végétaux*. Dunod.
53. **Schapera, I.** (1930). Some notes on cattle magic and medicines of the Bechuanaland BaKxatla. *South African Journal of Science*, 27, 557–561.
54. **Scherer, R., & Godoy, H. M.** (2014). Effects of extraction methods of phenolic compounds from *Xanthium strumarium* L. and their antioxidant activity. *Journal of Medicinal Plants Research*, 8(3), 145–151.
55. **Shabana, A., Barkatullah, & Nafees, M.** (2022). Pharmacognostic standardization of *Xanthium spinosum* L. through scanning electron microscopy and analytical techniques. *Microscopy Research and Technique*, 85(12), 3736–3754.
56. **Singleton, V. L., & Rossi, J. A.** (1965). Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. *American Journal of Enology and Viticulture*, 16(3), 144–158.
57. **Singleton, V. L., Orthofer, R., & Lamuela-Raventós, R. M.** (1999). Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of Folin-Ciocalteu reagent. In *Methods in Enzymology* (Vol. 299, pp. 152–178). Academic Press.
58. **Talakal, T. S., Dwivedi, S. K., & Sharma, S. R.** (1995). In vitro and in vivo antitrypanosomal activity of *Xanthium strumarium* leaves. *Journal of Ethnopharmacology*, 49(3), 141–145.

59. **Trachi, M.** (2015). *Caractérisation physicochimique des amandes amères (Prunus amygdalus). Possibilité de valorisation* [Thèse de doctorat, Université de Boumerdes].
60. **Velha, U. V., Vista, B., Velha, V., & Estadual, U.** (2014). *Effets des méthodes d ' extraction des composés phénoliques de Xanthium strumarium L . et de leur activité antioxydante*. 41–46.
61. **Wahyudi, B. E., Salni, S., & Setiawan, A.** (2022). Antioxidant activity of tembesu (*Fagraea fragrans* Roxb.) leaf. *BIOVALENTIA : Biological Research Journal*, 8(2), 96–102.
62. **Yahya, A. E., Talib, H. A., Mohammed, N. T., & Raad, H. N.** (2024). Phytochemical profiling and antibacterial dynamics of *Xanthium strumarium* L. extract: Unlocking potential therapeutic pathways. *Research Journal of Biotechnology*, 19(11), 156–164.
63. **Yao, J., & Moellering, R.** (1995). Antibacterial agents. In P. Murray, E. Baron, M. Pfaller, F. Tenover, & R. Tenover (Eds.), *Manual of clinical microbiology* (6th ed., pp. 1281–1290). ASM Press.
64. **Yin, H. H., Ostlund, S. B., Knowlton, B. J., & Balleine, B. W.** (2005). The role of the dorsomedial striatum in instrumental conditioning. *European Journal of Neuroscience*, 22(2), 513–523.

Annexes

Annexes

❖ Courbes d'étalonnage

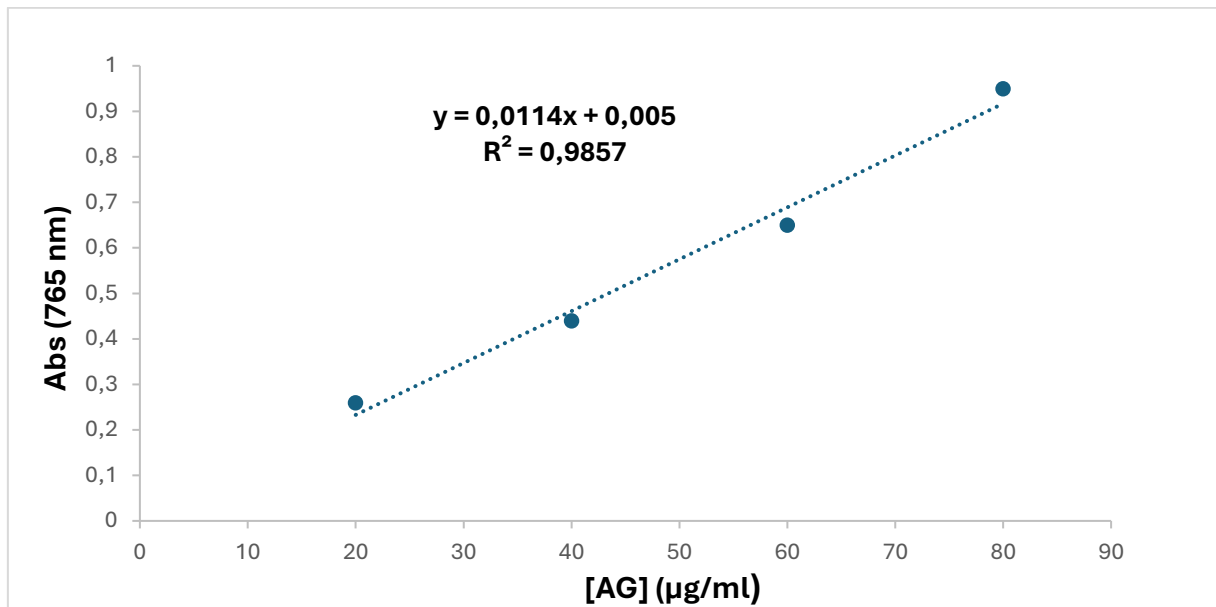


Figure 1 : courbe d'étalonnage de l'acide gallique

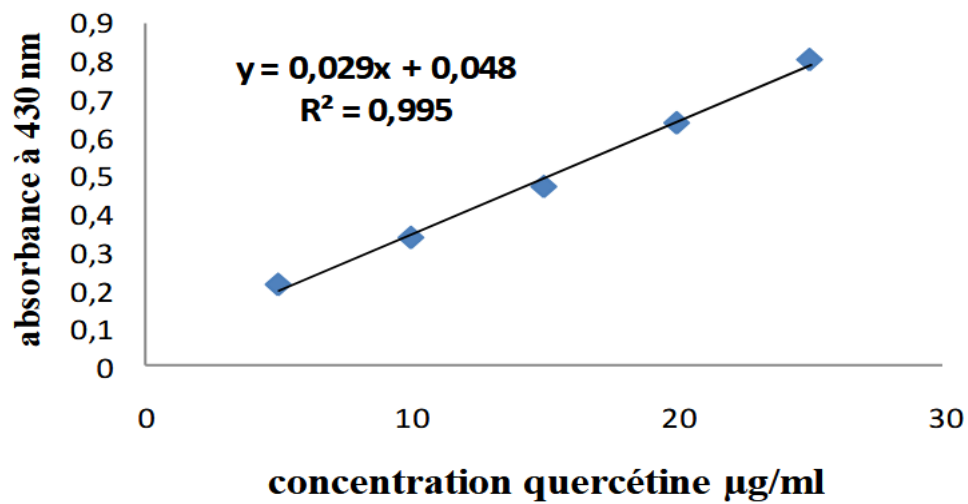


Figure 2 : courbe d'étalonnage de la quercétine

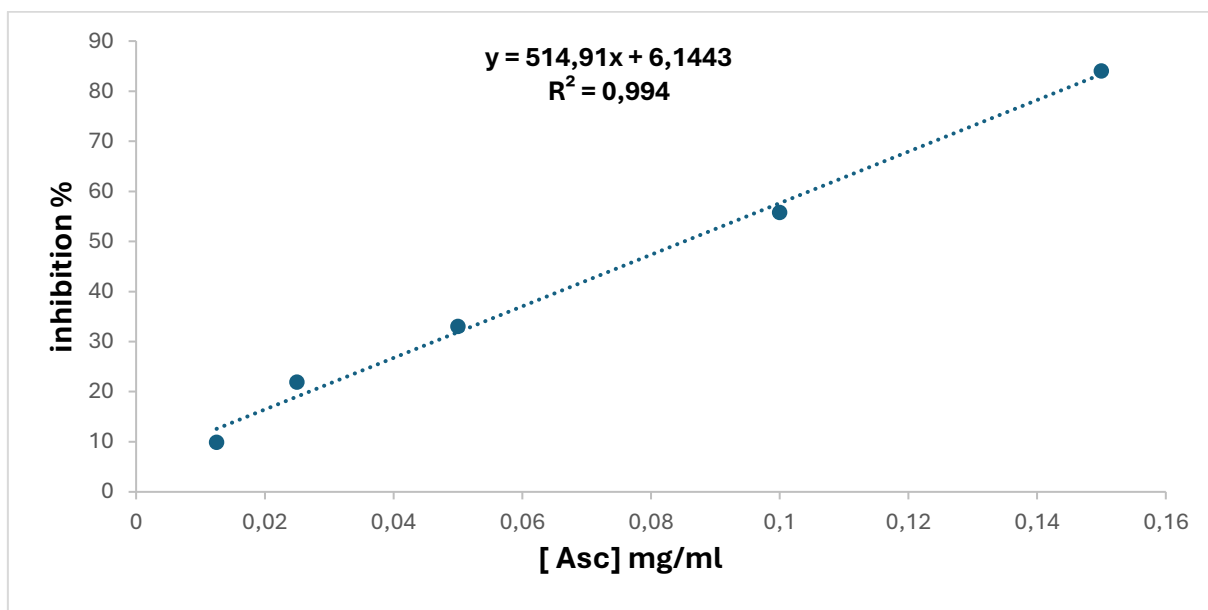


Figure 3 : courbe d'étalonnage de l'acide ascorbique

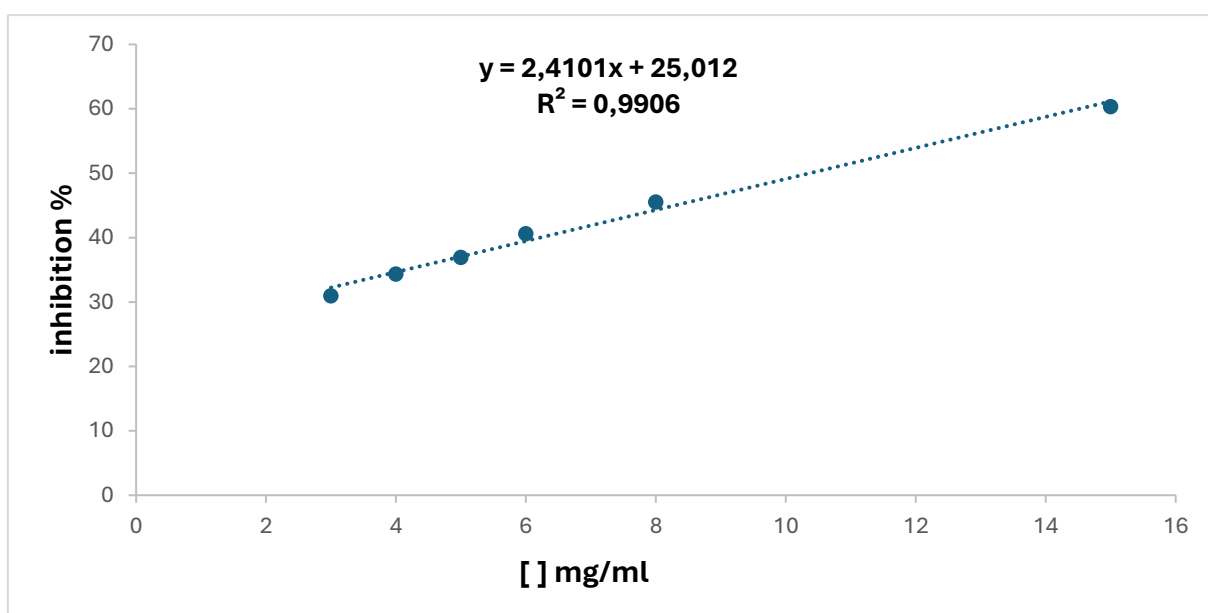


Figure 4 : Pourcentage d'inhibition du DPPH en fonction de différentes concentrations de l'extrait MOH des feuilles

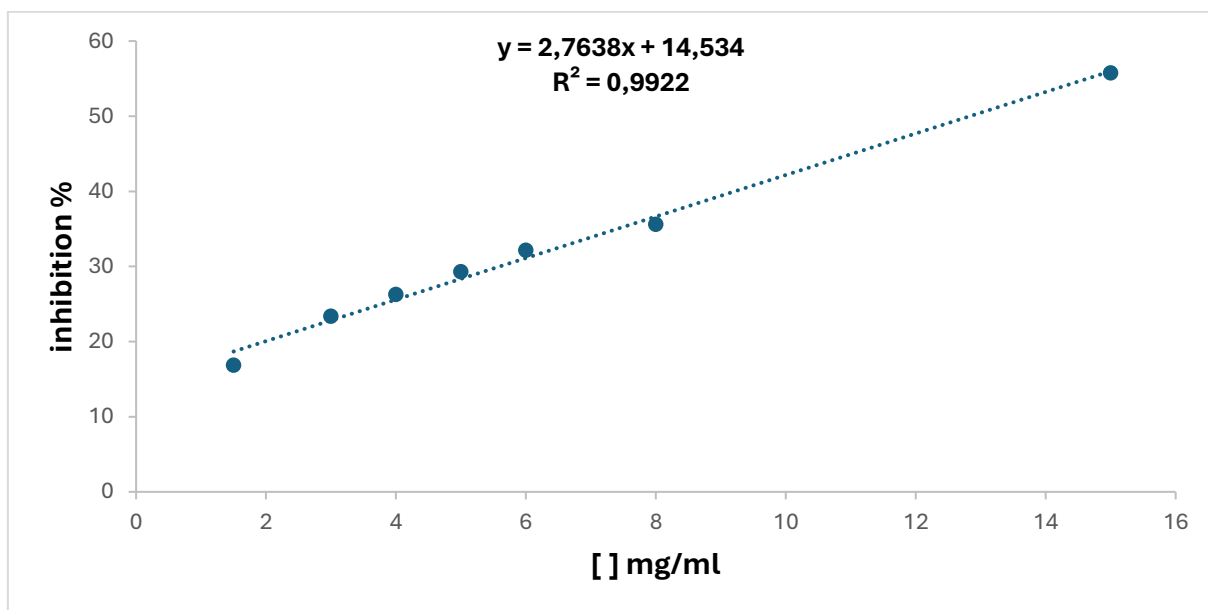
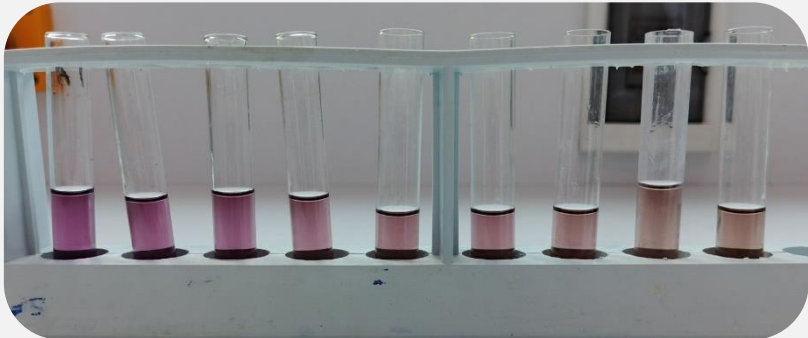
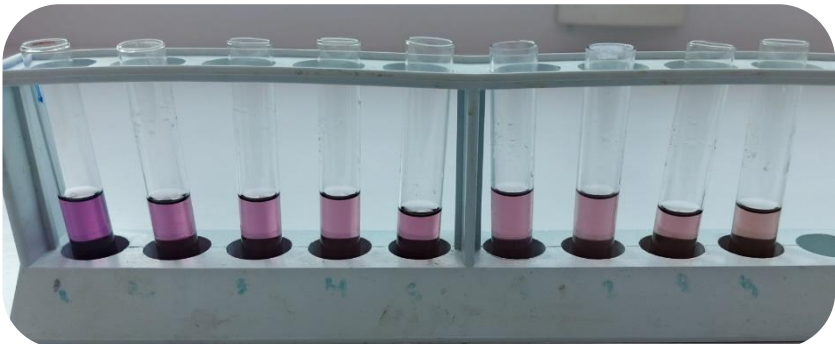


Figure 5 : Pourcentage d'inhibition du DPPH en fonction de différentes concentrations de l'extrait H₂O des feuilles

❖ Piégeage du radical DPPH

	Gamme d'étalonnage
EMeOH	
EH ₂ O	

Acide ascorbique

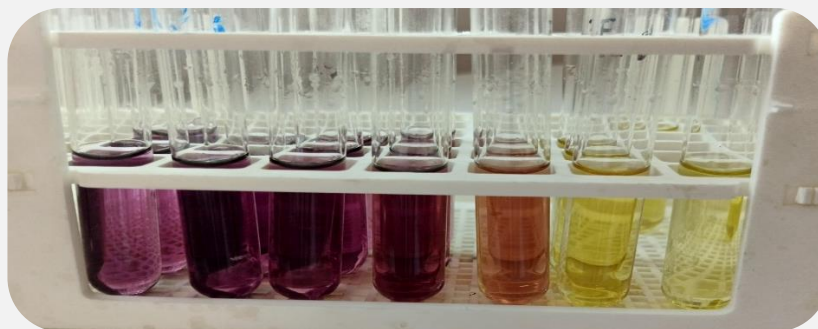
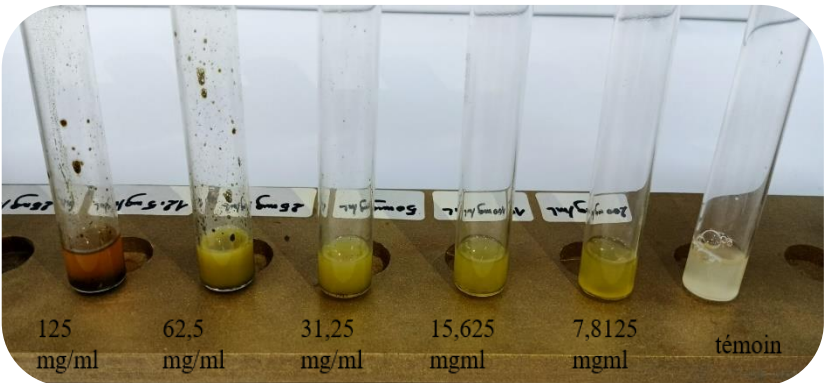
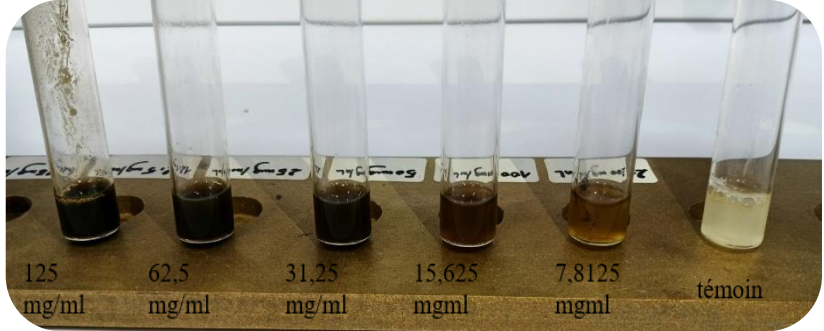
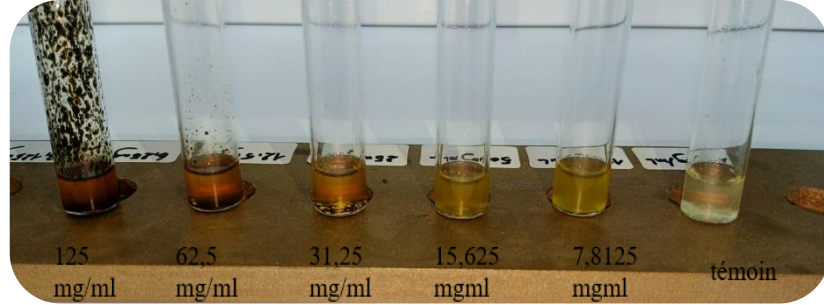
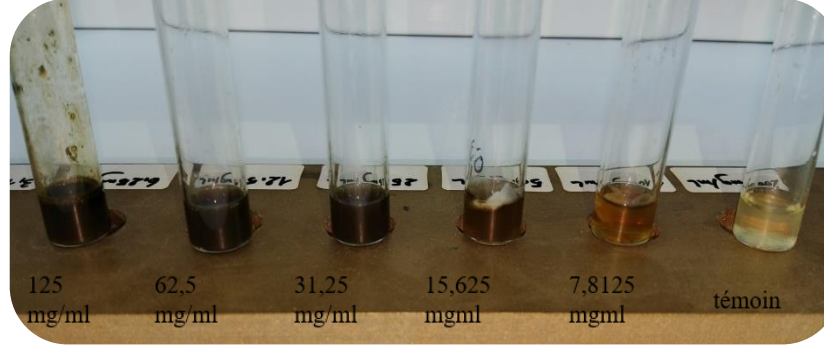


Figure 6 : Gamme d'étalonnage du DPPH en fonction de différentes concentrations des extraits des feuilles de *xanthium* (EH₂O, EMeOH et acide ascorbique)

❖ **Activité antibactérienne**

Figure 7 : Résultats de la concentration minimale inhibitrice (CMI)

Souche bactérienne	Extrait	Résultats de la CMI
<i>Staphylococcus aureus</i>	EMeOH	 125 mg/ml 62,5 mg/ml 31,25 mg/ml 15,625 mg/ml 7,8125 mg/ml témoin
	EH ₂ O	 125 mg/ml 62,5 mg/ml 31,25 mg/ml 15,625 mg/ml 7,8125 mg/ml témoin
<i>Bacillus subtilis</i>	EMeOH	 125 mg/ml 62,5 mg/ml 31,25 mg/ml 15,625 mg/ml 7,8125 mg/ml témoin
	EH ₂ O	 125 mg/ml 62,5 mg/ml 31,25 mg/ml 15,625 mg/ml 7,8125 mg/ml témoin

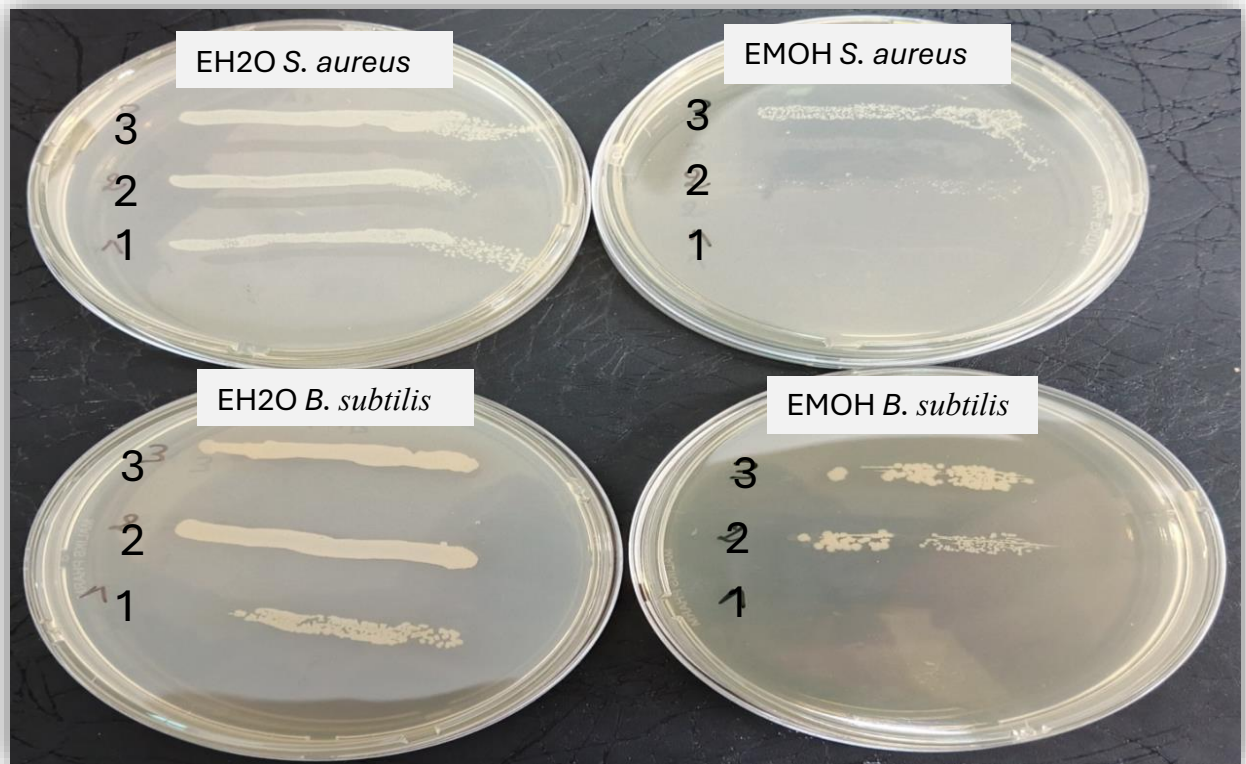


Figure 8 : Résultats de la concentration minimale bactéricide (CMB)

الملخص

يُعدّ جنس *Xanthium* ، الذي يضم حوالي 25 نوعًا منتشرة على نطاق واسع في جميع أنحاء العالم، معروفًا بخصائصه البيولوجية. تهدف هذه الدراسة إلى تقييم المحتوى الفيتوكيميائي والقدرة المضادة للأكسدة والفعالية المضادة للميكروبات لمستخلصات أوراق *Xanthium*. تم تحضير نوعين من المستخلصات: مائي (EH₂O) وميثانولي (EMeOH). أظهر المستخلص المائي أعلى مردود بنسبة (19.3%) وأعلى محتوى من المركبات الفينولية الكلية (71.92 ميكروغرام مكافئ حمض الغاليك/ملغ من المستخلص)، بينما تميز المستخلص الميثانولي بارتفاع محتواه من الفلافونويدات (26,22 ميكروغرام مكافئ كيرسيتين/ملغ من المستخلص) ونشاط مضاد للأكسدة ملحوظ. تم تقييم النشاط المضاد للبكتيريا ضد خمس سلالات ممرضة: *Escherichia coli*، *Pseudomonas aeruginosa*، *Enterococcus faecalis*، *Bacillus subtilis*، و *Staphylococcus aureus*، حيث أظهرت النتائج تأثيرًا يعتمد على التركيز، مع فعالية أكبر للمستخلص الميثانولي. أظهرت البكتيريا سالبة الغرام مقاومة أكبر، بينما كانت *S. aureus* الأكثر حساسية. تبرز هذه النتائج غنى نبات *Xanthium* بالمركبات النشطة بيولوجيًا وإمكاناته كمصدر طبيعي للعوامل المضادة للأكسدة والبكتيريا ذات التطبيقات العلاجية.

الكلمات المفتاحية: *Xanthium*؛ تحليل فيتوكيميائي؛ مركبات نشطة بيولوجيًا؛ نشاط مضاد للأكسدة؛ نشاط مضاد للبكتيريا.

Résumé

Le genre *Xanthium*, qui regroupe environ 25 espèces largement réparties dans le monde, est reconnu pour ses propriétés biologiques. La présente étude vise à évaluer le profil phytochimique ainsi que le potentiel antioxydant et antimicrobien des extraits foliaires de *Xanthium*. Deux types d'extraits ont été préparés : aqueux (EH₂O) et méthanolique (EMeOH). L'extrait aqueux a présenté le meilleur rendement d'extraction (19,3 %) ainsi que la plus forte teneur en composés phénoliques totaux (71,92 µg EAG/mg ES), tandis que l'extrait méthanolique s'est distingué par une teneur élevée en flavonoïdes (26,22 µg EQ/mg ES) et une activité antioxydante notable. L'étude de l'activité antibactérienne, menée sur cinq souches pathogènes (*Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Enterococcus faecalis*, *Bacillus subtilis* et *Staphylococcus aureus*), a révélé une action concentration-dépendante, avec une efficacité plus marquée de l'extrait méthanolique. Les souches Gram⁻ se sont montrées plus résistantes, tandis que *S. aureus* était la plus sensible. Ces résultats soulignent la richesse en composés bioactifs de *Xanthium* et son potentiel en tant que source naturelle d'agents antioxydants et antibactériens à visée thérapeutique.

Mots-clés : *Xanthium* ; analyse phytochimique ; composés bioactifs ; activité antioxydante ; activité antibactérienne.

Abstract

The genus *Xanthium*, which includes approximately 25 species widely distributed around the world, is recognized for its biological properties. This study aims to evaluate the phytochemical profile as well as the antioxidant and antimicrobial potential of *Xanthium* leaf extracts. Two types of extracts were prepared: aqueous (EH₂O) and methanolic (EMeOH). The aqueous extract showed the highest extraction yield (19.3%) and the highest total phenolic content (71.92 µg GAE/mg extract), while the methanolic extract was characterized by a high flavonoid content (26,22 µg EQ/mg extract) and notable antioxidant activity. Antibacterial activity was evaluated against five pathogenic strains (*Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Enterococcus faecalis*, *Bacillus subtilis*, and *Staphylococcus aureus*), revealing a concentration-dependent effect, with the methanolic extract being more effective. Gram⁻ negative strains were more resistant, while *S. aureus* was the most sensitive. These findings highlight the richness of *Xanthium* in bioactive compounds and its potential as a natural source of antioxidant and antibacterial agents for therapeutic use.

Keywords: *Xanthium*; phytochemical analysis; bioactive compounds; antioxidant activity; antibacterial activity.