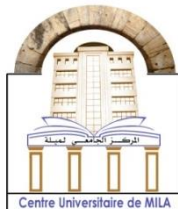


الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

Ministère de L'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique



N° Ref :.....

Centre Universitaire Abdelhafid BOUSSOUF- Mila

Institut des Sciences de la Nature et de la Vie

Département de Biotechnologie végétale

Mémoire préparé en vue de l'obtention du diplôme de Master

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Biotechnologie

Spécialité : Biotechnologie végétale

Thème :

**Contribution à l'étude de l'effet des extraits alcaloïdiques d'une
plante médicinale sur l'activité antimicrobiennes**

Présenté par :

- **Khenfri Imene**
- **Zaabal Kenza**

Devant le jury :

Président : Mr Sahli Mohamed	MCB	Centre Universitaire Mila
Examinatrice : M^{me} Zarafa Chafia	MCB	Centre Universitaire Mila
Encadreur : Mr Yahia Abdelouhab	Pr	Centre Universitaire Mila
Co- Encadreur : M^{me} Benmakhlof Zoubida	MCA	Centre Universitaire Mila

Année Universitaire : 2024/2025



REMERCIEMENTS

Louange à Allah, le Tout-Puissant, qui nous a donné la force, la patience et la volonté pour accomplir ce travail et franchir cette étape importante dans notre parcours universitaire.

*Nous adressons nos plus sincères remerciements à notre encadrant, Monsieur **Yahia Abdelouahab**, pour sa disponibilité, ses conseils précieux, ses orientations pertinentes, ainsi que pour la confiance qu'il nous a accordée tout au long de cette étude.*

*Nos remerciements vont également à Madame **Benmakhlouf Zoubida**, co-encadrante, pour son soutien constant et son aide précieuse, notamment dans la réalisation pratique de ce travail.*

*Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude à Monsieur **Sahli Mohamed**, Maître de Conférences B, pour l'honneur qu'il nous a fait en présidant notre jury de soutenance, ainsi qu'à Madame **Zarafa Chafia**, Maître de Conférences B, pour avoir accepté d'examiner notre mémoire et pour ses remarques constructives.*

*Nos remerciements s'étendent également à tous nos enseignants du département de Biotechnologie végétale, ainsi qu'aux personnels techniques et administratifs du Centre Universitaire **Abdelhafid Boussouf – Mila**, en particulier les techniciens des laboratoires (**Karima, Hanaa, Saliha...**) pour leur aide précieuse.*

Nous exprimons aussi notre profonde reconnaissance à nos parents pour leur amour inconditionnel, leur soutien et leurs sacrifices tout au long de notre parcours.

Enfin, nous remercions sincèrement nos camarades de promotion ainsi que toutes les personnes qui, de près ou de loin, ont contribué à la réalisation de ce travail.

*A tous, nous disons **Merci**.*

Imene et Kenza



Dédicace

Au nom de Dieu le Tout-Puissant,

Louange à **Dieu** qui a illuminé mon chemin et m'a donné la force d'arriver à cette étape.

À mes chers parents, mes piliers dans cette vie, merci pour votre amour inconditionnel et votre soutien sans faille. À **ma tendre mère**, qui m'a appris le véritable sens de l'amour, et à **mon père**, source de ma force et de ma persévérance, mon exemple dans l'effort et la réussite.

À mes frères et sœurs bien-aimés, compagnons de route qui ont partagé avec moi joies et peines. À mon frère **Aissam**, exemple de constance, à **Ishak**, toujours prêt à aider, à **Cherf**, qui nous a appris le sens de la force et de la détermination, et à ma sœur **Amina**, lumière de ma vie, toujours pleine d'espoir et de réconfort. Ainsi qu'à son époux Hamza, pour son soutien discret et constant à ses côtés.

À **Amira**, bien plus qu'une belle-sœur, une sœur et une amie, un soutien précieux, et à **Rihab**, merci d'avoir été là dans certains moments.

À **Norsine, Sadjid, Omnia, Nada et Yahia**, les fleurs de nos vies et l'espoir de demain.

À mes chères amies : **Kenza**, qui a partagé avec moi chaque étape de ce travail avec fidélité et esprit d'équipe, **Ikram.ch, Hadil, Ikram.z, Khawla et Bouthaina** – malgré la distance, votre soutien m'a toujours accompagnée. et aussi **Ikram L, Anissa, Amel, Chems, Ikrem R et khawla** pour leur soutien

À celui dont le soutien fut discret, les encouragements silencieux mais profonds. Ta présence a suffi, même sans être nommée, car elle est inoubliable.

En guise de conclusion, ces mots restent un témoignage d'amour et de dévouement à tous ceux qui ont laissé une belle empreinte dans mon cœur... Merci du fond du cœur à chacun de ceux qui m'ont soutenue, même par un simple mot.

Merci à vous... du fond du cœur.

Imene



Dédicace

Chaque histoire a un commencement...



La mienne a commencé par un rêve, nourri d'efforts et soutenu par l'amour, jusqu'à devenir aujourd'hui une réalité dont je suis fière.

*Je lève mes mains vers **Allah**, Le Tout-Puissant, en gratitude pour la lumière qu'Il a mise sur mon chemin, et la force qu'Il m'a donnée.*

Puis je me tourne vers moi-même, reconnaissante pour ma patience et ma persévérance face à tous les défis.

*À mes chers parents, **mon père Ammar** et **ma mère Fadhila**, source de force, de prières, et de tout le bien dans ma vie.*

*À mes frères et sœurs bien-aimés : **Khalida** et ses enfants, **Cherf Eddine** pour son soutien et sa bonne humeur, **Madjed** pour sa complicité de jumeau de cœur, **Chaima** pour son appui constant, et **Zine Eddine**, absent par le corps mais toujours présent dans mon cœur.*

*À tous mes proches, petits et grands, et à tous ceux qui m'ont porté dans leurs prières, en particulier mon oncle **Zouheir** et son épouse **Ahlam**, mon amie fidèle.*

*À mon cher mari **Bassam**, compagnon de route et lumière dans mes moments sombres, et à sa famille qui m'a accueillie avec tant d'amour sincère.*

*À mes chères amies : **Imane**, ma binôme fidèle qui a partagé avec moi chaque moment de ce parcours, **Ikram, Ikram, Hadil**, et **Boutheina** et **Khawla**, toujours présentes dans nos souvenirs malgré leur absence. À mes merveilleuses camarades : **Chems, Amal, Khawla, Ikram, Anissa, Ikram**...Merci pour votre présence et votre sincérité.*

Et enfin...À tous ceux qui ont croisé mon chemin, ne serait-ce que par un mot ou un regard plein d'espoir...Ce succès n'est pas seulement le mien, il est le fruit de nombreux cœurs qui m'ont entourée d'amour et de prières.

Merci à vous... du fond du cœur.



kenza

Liste des figures

Figure 1 : Caractères morphologique de <i>Datura stramonium</i> L.	8
Figure 2 : Feuille de <i>Datura stramonium</i> L.	11
Figure 3 : Fleur de <i>Datura stramonium</i> L.....	12
Figure 4 : Fruit de <i>Datura stramonium</i> L.	12
Figure 5 : Grain de <i>Datura stramonium</i> L.	13
Figure 6 : Structure chimique de certains types d'alcaloïde vrai	25
Figure 7 : Structure de certains types de Proto-alcaloïdes	26
Figure 8 : Structure des principaux types de pseudo-alcaloïdes	26
Figure 9 : Structure chimique du noyau tropanique	29
Figure 10 : Structure d'une cellule bactérienne	35
Figure 11 : <i>Bacillus cereus</i>	37
Figure 12 : <i>Escherichia coli</i>	38
Figure 13 : <i>Staphylococcus aureus</i>	39
Figure 14 : <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	40
Figure 15 : a. la wilaya de Mila en Algerie b. La région de Chelghoum Laïd, wilaya de Mila	43
Figure 16 : Séchage des parties aériennes de <i>Datura stramonium</i> L.....	44
Figure 17 : Broyage du matériel végétal de <i>Datura stramonium</i> L.	44
Figure 18 : Décantation de l'extrait de <i>Datura stramonium</i> L.....	50
Figure 19 : Concentration de l'extrait de <i>Datura stramonium</i> L. par rotavapeur	50
Figure 20 : Protocole général d'extraction des alcaloïdes totaux.	51
Figure 21 : dosage des alcaloïdes.....	52
Figure 22 : Préparation de milieu Gélose Nutritif (GN)	54
Figure 23 : Bouillon Nutritif (BN)	54
Figure 24 : Préparation de milieu Mueller Hinton (MH).....	55

Figure 25 : Préparation de l'eau physiologique	55
Figure 26 : Préparation des différentes dilutions des extraits	56
Figure 27 : Activation des bactéries dans BN	57
Figure 28 : Repiquage les bactéries dans GN	57
Figure 29 : L'ensemencement des bactéries	58
Figure 30 : Incubation et lecture des diamètres des zones d'inhibition	59
Figure 31 : Résultat de test des saponosides	63
Figure 32 : Résultat de test des flavonoïdes	63
Figure 33 : Résultat de test des glucosides	64
Figure 34 : Résultat de test des Triterpènes et stéroïdes	64
Figure 35 : Résultat de test des tanins	64
Figure 36 : Résultat de test des Alcaloïdes	65
Figure 37 : le pourcentage des alcaloïdes totaux en quatre parties	67
Figure 38 : Zones d'inhibitions (mm) d'extrait de racine dans les 4 souches étudiées	71
Figure 39 : Diamètre des zones d'inhibition des racines de <i>Datura stramonium</i> L. vis-à-vis de quatre souches bactériennes.	71
Figure 40 : Zones d'inhibitions (mm) d'extrait de tige dans les 4 souches étudiées.	72
Figure 41 : Diamètre des zones d'inhibition des tiges de <i>Datura stramonium</i> L. vis-à-vis de quatre souches bactériennes.	72
Figure 42 : Zones d'inhibitions (mm) d'extrait de feuille dans les 4 souches étudiées	73
Figure 43 : Diamètre des zones d'inhibition des feuilles de <i>Datura stramonium</i> L. vis-à-vis de quatre souches bactériennes.	73
Figure 44 : Zones d'inhibitions (mm) d'extrait de fruit dans les 4 souches étudiées.	74
Figure 45 : Diamètre des zones d'inhibition des feuilles de <i>Datura stramonium</i> L. vis-à-vis de quatre souches bactériennes.	74

Liste des tableaux

Tableau 1 : Différents classification de <i>Datura Stramonium</i>	10
Tableau 2 : Classification des alcaloïdes	27
Tableau 3 : principales caractéristiques des alcaloïdes tropaniques	30
Tableau 4 : Les principales caractéristiques de ces souches.	53
Tableau 5 : Screening phytochimique de <i>Datura stramonium</i> L.	61
Tableau 6 : Pourcentage des alcaloïdes totaux dans les quatre parties	67
Tableau 7 : Diamètres des zones d'inhibitions en mm obtenus avec les extraits alcaloïdiques des tous les parties.....	69

Liste des abréviaton

ADN: Acide DésoxyriboNucléique

BN : Bouillon Nutritif

B .cereus : Bacillus cereus

°C: Degré Celsius

CCM: chromatographie sur Couche mince

Cm : Centimètre

D: Dilution

DO:Densité Optique

DMSO: Diméthylsulfoxyde

E.coli : Escherichia coli.

F: Feuille

F: Fruit

g: gramme

GN: Gélose Nutritif

Gram+: Gram positif

Gram-: Gram négatif

HCl : Acide chlorhydrique

HPLC: Chromatographie Liquide Haute Performance

H2SO4:Acide sulfurique

Kg: kilogramme

KOH : Hydroxyde de potassium

M: Masse

mg: Milligramme

MH : Mueller Hinton

ml : Millilitre

mm : Millimètre

°N: Numéro

N : Normalité

NaCl: Chlorure de sodium

NaOH : Hydroxyde de sodium

NH₄OH : Ammoniaque

nm: Nanomètre

OMS: Organisation Mondiale de la Santé

P .aeruginosa : Pseudomonas aeruginosa

R: Racine

S .aureus : Staphylocoques aureus

Sm: Solution mère

T° : Température

T : Témoin

UV : Ultra-Violet

µl : Microlitre

µm: Micromètre

V : Volume

% : Pourcentage

3/4 : Dilution 75%

1/2: Dilution 50%

1/4 : Dilution 25%

Table des matières

REMERCIEMENTS

Dédicace

Dédicace

Liste des figures

Liste des tableaux

Liste des abréviaton

Table des matières

Introduction 1

Partie 1 Etude Bibliographique

Chapitre I Généralité sur Une plantes médicinale (Datura stramonium)

1. Plantes médicinales	5
1.1. Généralité sur les plantes médicinales.....	5
1.2. Histoire des plantes médicinales.....	5
1.3. Définition des plantes médicinales	6
2. Famille des Solanacées.....	7
3. Genre de Datura	7
3.1. Différentes espèces de Datura	7
4. Datura stramonium L.	7
4.1. Etymologie.....	8
4.2. Différents nomenclateurs.....	8
4.3. Historique	9
4.4. Origine et Habitat	9
4.5. Période de floraison	10
4.6. Classification (position dans la systématique).....	10
4.7. Description botanique :.....	11
4.8. Caractéristiques principales d'identification	13

4.9. Culture et récolte	13
4.10. Composition chimique de la plante <i>Datura Stramonium</i> L.....	14
4.11. Toxicité du <i>Datura stramonium</i> L :	15
4.12. Intoxications humaines liées à <i>Datura stramonium</i> L.....	16
4.13. Les intoxications chez les animaux	17
4.14. Utilisations de <i>Datura stramonium</i> L. :.....	18
4.14.1. Usages traditionnels et médicinaux de <i>Datura stramonium</i> L.	18
4.14.2. Usages agricoles.....	18

Chapitre II Alcaloïdes

1. Métabolismes secondaires.....	21
1.1. Définition.....	21
1.2. Différentes classes de métabolites secondaires	21
2. Alcaloïdes.....	22
2.1. Généralité.....	22
2.2. Définition.....	22
2.3. Localisation des alcaloïdes	22
2.4. Répartition des alcaloïdes.....	23
2.5. Propriété physico chimique	24
2.6. Classification des alcaloïdes:.....	25
2.6.1. Alcaloïdes vrais.....	25
2.6.2. Proto-alcaloïdes.....	25
2.6.3. Pseudo-alcaloïdes.....	26
2.7. Extraction des alcaloïdes	28
2.7.1. Extraction en milieu alcalin	28
2.7.2. Extraction en milieu acide	28
2.8. Alcaloïdes tropaniques	29
2.9. Rôle des alcaloïdes	31

Chapitre III Activités biologiques

1. Activité biologique	34
2. Activité antibactérienne.....	34
2.1. Généralité sur les bactéries	34
2.2. Structure des bactéries	34
2.3. Culture des bactéries.....	36
2.4. Activités antibactériennes des alcaloïdes	36
2.5. Souches bactériennes utilisé	36
2.5.1. <i>Bacillus cereus</i>	36
2.5.2. <i>Escherichia coli</i>	37
2.5.3. <i>Staphylococcus aureus</i>	38
2.5.4. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	39

Partie 2 Etude expérimentale

Matériel et méthodes

1. Matériels.....	43
1.1. Présentation des régions d'étude	43
1.2. Matériel végétal	43
1.2.1. Séchage	44
1.2.2. Broyage	44
1.3. Matériel de laboratoire.....	45
1.4. Matériel du test de l'activité antibactérienne.....	45
1.4.1. Les souches bactériennes	45
1.4.2. Milieux de culture	45
2. Méthodes	45
2.1. Screening phytochimique	45
2.1.1. Principe	45
2.1.2. Tests de screening phytochimique	46

2.2. Extraction des alcaloïdes totaux	49
2.3. Dosage des alcaloïdes	52
2.4. Activité antibactérienne	52
2.4.1. Principe	53
2.4.2. Souches bactériennes testées.....	53
2.4.3. Préparation des milieux :	53
2.4.3.1. Préparation de milieu Gélose Nutritif (GN).....	53
2.4.3.2. Préparation du Bouillon Nutritif (BN)	54
2.4.3.3. Préparation de milieu Mueller Hinton (MH).....	54
2.4.3.4. Préparation de l'eau physiologique.....	55
2.4.3.5. Préparation des disques d'aromatogramme.....	56
2.4.3.6. Préparation des dilutions des extraits	56
2.4.3.7. Réactivation des souches bactériennes	56
2.4.3.8. Préparation de l'inoculum bactérien	57
2.4.3.9. L'ensemencement des bactéries	58
2.4.3.10. Incubation et lecture des résultats	58
Résultat et discussion	
1. Screening phytochimique	61
1.1. Résultats.....	61
1.2. Discussion.....	65
2. Estimation des alcaloïdes	66
2.1. Résultat de l'extraction des alcaloïdes totaux.....	66
2.2. Résultats du dosage des alcaloïdes totaux	67
2.3. Discussion.....	68
3. Activité antimicrobienne des extraits de <i>Datura stramonium</i> L.	68
Conclusion.....	78
Perspective	79

Références bibliographiques	81
-----------------------------------	----

Annexes

ملخص

Résumé

Abstract

Introduction

Introduction

Depuis des millénaires, l'homme utilise les plantes trouvées dans la nature pour traiter diverses maladies, grâce à leur richesse en composés chimiques variés tels que les alcaloïdes, les composés phénoliques et les huiles essentielles, qui jouent un rôle important dans les industries pharmaceutique, alimentaire et cosmétique (Zeghad, 2009 ; Boskou, 2009).

Selon l'Organisation Mondiale de la Santé (OMS), plus de 80 % de la population mondiale, en particulier dans les pays en voie de développement, recourt aux traitements traditionnels à base de plantes médicinales pour répondre à leurs besoins de soins primaires, en raison de leur accessibilité et leur coût réduit (Ali et *al.*, 2013 ; OMS, 2003).

L'Algérie, reconnue pour sa biodiversité, compte environ 3000 espèces végétales dont une part significative est endémique, offrant ainsi un vaste réservoir pour la recherche scientifique et l'exploitation médicinale (Ozenda, 1977 ; Quézel et Santa, 1963). Le *Datura stramonium* L. pousse dans plusieurs régions algériennes, ce qui justifie l'étude complète de tous ses organes afin d'évaluer leurs potentialités thérapeutiques.

Le *Datura stramonium* L., appartenant à la famille des Solanacées, est une plante médicinale connue pour la richesse de ses différents organes — racines, tiges, feuilles et fruits — en alcaloïdes puissants tels que l'Atropine, l'Hyoscyamine et la Scopolamine. Ces composés confèrent à la plante des propriétés pharmacologiques importantes mais aussi une toxicité notable, nécessitant une manipulation prudente (Bruneton, 2009 ; Remmal et *al.*, 1993).

Face à la résistance croissante des microorganismes pathogènes aux antibiotiques classiques, la recherche se tourne vers des substances naturelles aux propriétés antimicrobiennes. Les extraits végétaux riches en alcaloïdes, comme ceux issus de *Datura stramonium* L., représentent une source prometteuse dans ce domaine (El-Lakany et *al.*, 1997 ; Lenoir, 2011).

L'objectif principal de ce travail est d'extraire et d'identifier les composés bioactifs présent dans les différents organes de *Datura stramonium* L. et d'évaluer leur activité antimicrobienne à travers des tests phytochimiques et microbiologiques.

Notre étude se compose de deux parties principales :

Première partie : Synthèse bibliographique

1. Généralités sur *Datura stramonium* L.

2. Métabolites secondaires présents dans les différents organes
3. Activités biologiques, avec un focus sur l'activité antimicrobienne

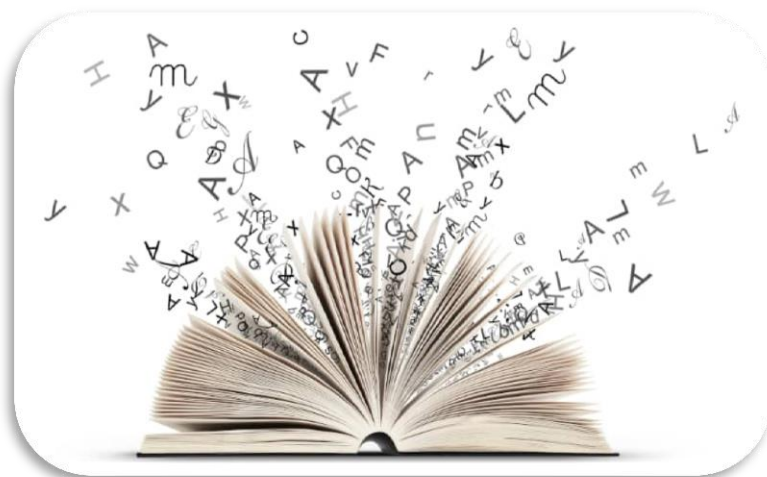
Deuxième partie : Étude expérimentale

1. Matériel, méthodes d'extraction et d'analyse
2. Résultats, discussion et interprétation

La conclusion finale résumera les résultats obtenus et proposera des perspectives pour une meilleure exploitation de cette plante médicinale.

Partie 1

Etude Bibliographique



Chapitre I
Généralité sur Une plantes
médicinale (Datura
stramonium)



1. Plantes médicinales

1.1. Généralité sur les plantes médicinales

L'utilisation des plantes médicinales trouve ses origines dans une longue histoire de lutte contre les maladies. Au fil du temps, l'être humain a appris à tirer profit des propriétés thérapeutiques des écorces, graines, fruits et autres parties des plantes. Aujourd'hui, la médecine moderne intègre dans ses traitements plusieurs remèdes issus du monde végétal, utilisés autrefois par les civilisations anciennes. D'après l'Organisation Mondiale de la Santé (OMS), près de 80 % de la population mondiale fait encore appel à la médecine traditionnelle, laquelle repose en grande partie sur les extraits végétaux (Beverly et Sudarsanam, 2011 ; Hosseinzadeh et *al.*, 2015).

Les plantes médicinales sont souvent utilisées en automédication ou sur les conseils de professionnels de santé, et peuvent être administrées seules ou en complément de traitements chimiques. Pour garantir leur efficacité, il est essentiel de bien comprendre l'action pharmacologique des substances qu'elles contiennent (Petrovska, 2012).

L'usage des plantes médicinales et aromatiques par l'homme est multiple : elles sont exploitées dans les domaines de la cosmétique (adoucissantes, astringentes, cicatrisantes, etc.), de la parfumerie, de l'alimentation, de l'industrie (colorants, fibres, insecticides) et bien entendu, à des fins médicales (Anthoula, 2003).

En Algérie, pays reconnu pour la richesse de sa flore, la phytothérapie occupe encore une place notable, surtout dans les milieux ruraux où les aînés conservent un savoir ancestral lié à ces pratiques (Reguieg, 2011). Cependant, cette médecine parallèle ne bénéficie pas encore d'une intégration officielle dans le système de santé. Une collaboration entre botanistes, chimistes, médecins et autres spécialistes est nécessaire pour établir la phytothérapie comme une discipline médicale à part entière, comme c'est déjà le cas dans plusieurs pays tels que la Chine ou la Turquie (Kabouche et *al.*, 2005). Les bienfaits thérapeutiques des plantes sont dus à leurs métabolites primaires et secondaires, ainsi qu'à l'interaction synergique entre leurs différents composants (Reguieg, 2011).

1.2. Histoire des plantes médicinales

Depuis l'Antiquité, de nombreuses civilisations ont reconnu et exploité les bienfaits thérapeutiques des plantes. Ce type de soin, aujourd'hui appelé "phytothérapie", connaît un regain d'intérêt lié à la recherche de solutions plus naturelles et respectueuses de l'organisme (Iserin, 2001). Le recours aux plantes pour soigner constitue sans doute l'une des formes les

plus anciennes de médecine. Aujourd'hui encore, elles sont fréquemment utilisées pour soulager les maux bénins du quotidien.

Le développement de la botanique a connu un tournant important avec l'avènement de la civilisation islamique. Les savants arabes ont traduit et enrichi les œuvres médicales majeures de l'époque antique, telles que celles d'Hippocrate, le *De Materia Medica* de Dioscoride ou encore les écrits de Galien. Des médecins emblématiques du monde musulman, à l'image d'Avicenne (Ibn Sina), ont largement contribué à approfondir les connaissances sur les plantes médicinales à travers leurs observations, expérimentations et méthodes novatrices. Ils ont ainsi légué un important patrimoine thérapeutique. Selon Ibn Khaldoun, les remèdes issus des plantes sont considérés comme des forces qui soutiennent la nature, cette dernière étant à l'origine à la fois de la santé et de la maladie (Iserin, 2001).

1.3. Définition des plantes médicinales

Les plantes, en tant qu'organismes vivants, se distinguent par leurs caractéristiques morphologiques, qui servent de base à leur classification botanique. Elles présentent également des particularités biochimiques issues de voies de biosynthèse spécifiques. Ces propriétés sont à l'origine de l'intérêt thérapeutique que leur attribue la médecine (Bruneton, 1987).

Une plante médicinale est définie comme toute plante contenant une ou plusieurs substances actives pouvant prévenir, apaiser ou traiter diverses maladies. En d'autres termes, il s'agit de plantes possédant des propriétés curatives (Sofowora, 2010)

Les plantes médicinales peuvent également être utilisées à des fins alimentaires, comme épices ou encore pour l'hygiène (Debuigne, 1974). Autrement dit, une plante médicinale désigne toute espèce végétale dont un ou plusieurs organes sont exploités pour leurs bienfaits thérapeutiques. Cela peut concerner la tige, les feuilles, l'écorce ou les racines, utilisées dans un but de soin (Hordé, 2014)

Les plantes médicinales sont des espèces végétales employées dans les pratiques de la médecine traditionnelle (Sanago, 2006) et Elles contiennent une ou plusieurs substances actives pouvant être utilisées à des fins thérapeutiques, ou servant de précurseurs dans la fabrication de médicaments utiles (Sofowora, 2010).

Selon la dixième édition de la Pharmacopée française, les plantes médicinales "sont des drogues végétales au sens de la Pharmacopée européenne dont au moins une partie possède des propriétés médicamenteuses"(Debuigne, 1974). Le terme "drogue végétale" désigne une

plante, ou une partie de celle-ci, utilisée généralement sous forme séchée ou fraîche. De manière plus générale, une drogue correspond à une substance naturelle de base entrant dans la fabrication des médicaments (Sofowora, 2010)

Les plantes médicinales proviennent de deux sources principales : les espèces spontanées appelées "sauvages", et celles issues de la culture (Bezanger, Beauquesne et *al.*, 1986)

2. Famille des Solanacées

Le *Datura stramonium* L., tout comme le tabac (*Nicotiana tabacum*), la tomate (*Solanum lycopersicum*), la pomme de terre (*Solanum tuberosum*), la mandragore (*Mandragora officinarum*) et le jasmin de nuit (*Cestrum nocturnum*), appartiennent tous à la famille botanique des Solanacées. Ces plantes, qui peuvent être des arbres ou des arbrisseaux, se caractérisent par des fleurs aux pétales soudés (gamopétales) et un ovaire supère, positionné au sommet du pédoncule floral, au-dessus des autres pièces florales. De nombreux genres de cette famille produisent des alcaloïdes de type propanol, comme la belladone, le tabac, la jusquiame et la stramoine (Gilbert, 1996).

3. Genre de Datura

3.1. Différentes espèces de Datura

Le genre *Datura* comprend environ vingt espèces réparties à travers les cinq continents. Grâce à sa grande capacité d'adaptation écologique, cette plante s'est implantée aussi bien dans l'hémisphère nord que sud, bien que sa distribution soit principalement limitée par le climat et l'altitude. Toutes les espèces partagent des propriétés similaires. On recense plus d'une dizaine de variétés, parmi lesquelles les plus répandues sont : *Datura stramonium*, *Datura metel*, *Datura fastuosa*, *Datura muritica*, *Datura innoxia*, *Datura meteloides* Dunel, *Datura canadensis*, *Datura arborea*, *Datura suaveolens*, et *Datura quercifolia* (Geeta et Gharaibeh, 2007 ; Jiao et *al.*, 2002).

4. *Datura stramonium* L.

Datura stramonium est l'espèce la plus fréquemment utilisée et décrite. Elle est aujourd'hui présente à la fois en Amérique du Nord et dans l'Ancien Monde. Cette plante herbacée, semi-ligneuse et ramifiée, préfère se développer dans les terrains vagues et les décombres des régions tempérées (Schultes et Hofmann, 1981).



Figure 1 : Caractères morphologique de *Datura stramonium* L. (Anonyme, 2023)

4.1. Etymologie

Le terme datura trouve son origine dans le mot tatorah utilisé en arabe, dhatura en hindoustani, et tat ou tatula en perse, signifiant "épineux" ou "piquant". Ce mot aurait été adapté par les Arabes sous la forme datura (Mountain, 1987 ; Richard et Senon, 2001).

Quant à l'appellation stramonium, ancien nom générique de la plante, elle pourrait tirer son étymologie des mots struma ou stroma, qui renvoient à la notion de gonflement ou de tuméfaction (Mountain, 1987 ; Gaire, 2005).

4.2. Différents nomenclateurs

Algérie: sikrane (Bouzidi et *al.*, 2011).

Tunisie: sak el ghoul (Bouziri et *al.*, 2011).

Maroc: chdeq ej-jmel (Eddouks et *al.*, 2002; El Bazaoui et *al.*, 2009), krenk (El-Hilaly et *al.*, 2003; Tahraoui et *al.*, 2007).

Iran: tatoore (Amini et *al.*, 2011).

Etats-Unis: jimson weed, locoweed, Jamestown weeds, angel's trumpet (Mountain, 1987; Perrotta et *al.*, 1995; Salen et *al.*, 2003; Allerberger et *al.*, 2007).

France: pomme épineuse, stramoine, herbe à sorcier, herbe du diable, herbe à la taupe, herbe des démoniaques, pomme du poison, trompette de la mort, pomme folle (Roblot et *al.*, 1995; Birmes et *al.*, 2002; Arouko, 2003; Bock, 2012).

Allemagne: stechapfel, dornapfel, hexenkraut, igelnuss, teufelsapfel (Bonnier., 1990).

Italie: stramonio, noce-spinosa, noce-puzza (Bonnier., 1990).

Chine: man tuo luo (Yun et *al.*, 1994).

Cameroun: sipa (Noumi., 2004).

Nigeria: apikan (Egharevba et Ikhatua., 2008).

4.3. Historique

En 1666, près de Jameston en Virginie, un groupe de soldats a été victime d'une intoxication collective après avoir consommé, sans le savoir, des plantes de *Datura stramonium* lors d'un repas. C'est de cet incident que découle l'appellation « Jimsonweed », contraction de Jameston et weed (Arouko, 2003).

En Amérique du Nord, notamment dans l'Ouest jusqu'au Guatemala en passant par le Mexique, des vestiges de *Datura* ont été découverts. Ces traces confirment son usage médicinal et rituel dès l'époque préhistorique. L'association entre l'utilisation du *Datura* et certains groupes sociaux de cette époque est appuyée par des céramiques retrouvées sur des sites archéologiques, représentant des récipients ornés de formes épineuses. Ces objets ont été mis au jour lors de fouilles menées en 1937, 1944 et 1975 (Marc, 2000).

En France, au XVI^e siècle, des bandes appelées « endormeurs » utilisaient un mélange de *Datura* avec du tabac, de l'alcool ou du vin pour endormir leurs victimes et les voler ensuite en toute impunité (Fournier, 1999 ; Reynaud, 2002).

Depuis les débuts de l'humanité, le *Datura* a occupé une place centrale dans les cérémonies religieuses, les pratiques magiques, et parfois même dans des actes à visée criminelle (Marc, 2000).

4.4. Origine et Habitat

Bien que certains chercheurs considèrent que l'origine de *Datura stramonium* L. demeure incertaine, la majorité s'accorde à dire qu'elle provient des zones tropicales d'Amérique centrale et du Sud (Steenkamp et *al.*, 2004). La plante aurait été introduite en Europe via l'Espagne avant de s'étendre en Afrique du Nord et tout autour du bassin méditerranéen. De nos jours, elle est naturalisée dans presque toutes les régions du globe, à l'exception des zones soumises à des climats rigoureux. *Datura stramonium* pousse fréquemment sur les rives, le long des routes, dans les terrains vagues et les décombres. Elle est souvent associée aux cultures maraîchères, qui se développent sur des sols riches en matière organique et en minéraux, bénéficiant généralement d'une irrigation régulière

(Harbouche, 2004). Toutefois, cette plante est reconnue pour ses effets nuisibles sur les cultures agricoles (Oudhia et Tripathi, 1999).

4.5. Période de floraison

La floraison de la plante a lieu durant la saison estivale, en particulier au mois de juillet, tandis que ses fruits atteignent leur pleine maturité pendant l'automne, généralement entre septembre et octobre (Cohen et *al.*, 2003 ; Flesch, 2005 ; Schauenberg et Paris, 2006 ; Forrester, 2006 ; Saviuc et *al.*, 2010).

4.6. Classification (position dans la systématique)

Tableau 1 : Différents classification de *Datura Stramonium* (Konarev et *al.*, 2004; Doncheva et *al.*, 2006; Sanjita et *al.*, 2012).

Règne	Plantae
Sous règne	Tracheobionta
Embranchement	Spermatophyta
Sous embranchement	Magnoliophyta
Classe	Magnoliopsida
Sous classe	Asteridae
Ordre	Solanales
Famille	Solanaceae
Sous famille	Solanoideae
Genre	<i>Datura</i>
Espèce	<i>Datura stramonium</i> L.

4.7. Description botanique :

Le *Datura stramonium* est une plante annuelle pouvant dépasser un mètre de hauteur. Elle se caractérise par sa vigueur, son aspect herbacé, son absence de poils (glabre) et l'odeur désagréable qu'elle dégage (Debelmas et Delaveau, 1983 ; Bremness, 2005 ; Schauenberg et Paris, 2006).

❖ Partie aérienne :

Tige : robuste, arrondie, épaisse, creuse, dépourvue de poils, présentant une ramification dichotomique jusqu'à l'extrémité (Mountain, 1987 ; Couplan et Styner, 2000 ; Bruneton, 2005).

Feuille : de couleur vert foncé, grande (8 à 25 cm de long, 7 à 15 cm de large), molle, ovale et à apex pointu. Les feuilles sont alternes, pétiolées, profondément découpées en lobes inégaux et aigus, marquées par des nervures proéminentes sur la face inférieure, bordées de grandes dents acérées. À maturité, elles deviennent pratiquement glabres (Beauquesne et *al.*, 1980 ; Paris et Hurabielle, 1981 ; Bruneton, 1999 ; Couplan et Styner, 2000 ; Bruneton, 2005).



Figure 2 : Feuille de *Datura stramonium* L. (Anonyme, 2014)

Fleur : très grande (6 à 10 cm), solitaire ou par paires à l'aisselle des feuilles. Le calice, long de 4 à 6 cm, est tubuleux, vert pâle ou légèrement violacé, et présente 5 sépales anguleux. La corolle, blanche et en forme d'entonnoir (6 à 12 cm), est terminée par 5 lobes (Beauquesne et *al.*, 1980 ; Bonnier, 1990 ; Bock, 2012).



Figure 3 : Fleur de *Datura stramonium* L.(Anonyme,2023)

Fruit : une capsule verte dressée, de la taille d'une noix (5 cm), ovoïde, recouverte d'épines robustes. À maturité, le fruit devient sec, marron, et s'ouvre en 4 valves, divisant son intérieur en 4 loges (Bonnier, 1990 ; Salen et *al.*, 2003 ; Steenkamp et *al.*, 2004 ; Flesch, 2005).



Figure 4 : Fruit de *Datura stramonium* L. (Anonyme, 2015)

Graine: de forme réniforme, elle peut être jaune, brune ou noirâtre, avec une surface réticulée, mesurant environ 3 mm de long (comparable aux graines de tomate). Les graines conservent leur pouvoir germinatif dans le sol jusqu'à un siècle (Debelmas et Delaveau, 1983; Steenkamp et *al.*, 2004 ; Clark, 2005 ; Mountain, 1987 ; Fournier, 1999).



Figure 5 : Grain de *Datura stramonium* L. (Anonyme, 2021)

❖ Partie souterraine :

Racine : composée d'une racine principale blanchâtre, émettant de nombreuses fibres longues et épaisses (Mountain, 1987 ; Bonnier, 1990 ; Gaire, 2005).

4.8. Caractéristiques principales d'identification

- Présence d'une ramification dichotomique des tiges.
- Odeur forte et désagréable émanant des feuilles.
- Fleurs blanches de grande taille.
- Fruits recouverts d'épines (Couplan et Styner, 2000 ; Richard et Senon, 2001 ; Bremness, 2005).

4.9. Culture et récolte

Le *Datura* est une plante qui se cultive aisément, notamment dans des zones bien exposées à la lumière du soleil. Elle prospère particulièrement dans un sol calcaire ou sablonneux, enrichi de terreau de feuilles. Il est essentiel que le sol reste propre, sans mauvaises herbes, surtout au début de la croissance. Le semis des graines se fait au mois de mai. En cas d'été chaud et sec, un paillis de fumier bovin est recommandé. Vers le mois d'août, la plante atteint environ un mètre de hauteur et commence à produire des fleurs et des fruits. À la fin du mois, on récolte les tiges, les feuilles ainsi que les parties fleuries, qui doivent être séchées rapidement à une température de 45°C à 50°C. Les feuilles, en particulier, doivent être cueillies pendant la pleine floraison et séchées avec soin. La récolte a généralement lieu à la fin de l'été (Jarald et Edwin, 2007 ; Gary et *al.*, 2005).

4.10. Composition chimique de la plante *Datura Stramonium* L.

Plusieurs recherches ont été réalisées dans les domaines de l'agriculture, de la botanique, de la chimie médicale et de la toxicologie, dans le but de quantifier les teneurs en alcaloïdes, protéines, glucides, lipides, minéraux ainsi qu'en hémagglutinine. (Friedman et Levin, 1989)

Acides aminés et protéines

Les recherches ont révélé la présence en grande quantité d'acide glutamique, ainsi que des quantités notables d'arginine, d'acide aspartique et de leucine. Une faible concentration de tryptophane a également été détectée (Friedman et Levin, 1989).

Les tanins

Les tanins sont des composés de nature phénolique, appartenant aux métabolites secondaires. On les retrouve dans toutes les parties de la plante, y compris les racines, les tiges, les feuilles et les fruits. Ils jouent un rôle défensif en agissant comme des agents chimiques capables de repousser divers parasites (Friedman et Levin, 1989).

Les métaux

La plante *Datura* contient certains métaux toxiques tels que le cadmium, le mercure et le sélénium. Elle renferme également des concentrations élevées de chrome, de magnésium et de fer (Levin et Friedman, 1989).

Les lectines (ou hémagglutinines)

Sont des protéines qui se lient aux glucides. Ce sont des composés instables, qui perdent leur activité au cours de la cuisson. La plante *Datura* est reconnue pour sa richesse en lectines, lesquelles peuvent être détectées par des techniques telles que l'immunocytochimie et la méthode d'agglutination. (Friedman et Levin, 1989).

Les alcaloïdes

La plante *Datura stramonium* contient trois alcaloïdes principaux : l'Hyoscyamine, l'Atropine et la Scopolamine. (Bezanger et *al.*, 1990 ; Paris et Hurabielle, 1980 ; Bruneton, 1999)

Répartition des alcaloïdes tropaniques Atropine et Scopolamine dans la plante *Datura stramonium* L.

Les substances toxiques de *Datura stramonium* sont représentées par les alcaloïdes tropaniques, qui présentent une activité anticholinergique (Kurzbaum et *al.*, 2001 ; Vearrier et Greenberg, 2010). Leur concentration est estimée entre 0,02 % et 0,6 %, répartie approximativement en deux tiers d'Atropine (Hyoscyamine) et un tiers de Scopolamine (Hyoscine).

Les teneurs sont estimées à 0,3 % dans les racines, entre 0,3 % et 0,4 % dans les feuilles, 0,3 % dans les fleurs, 0,3 % dans le calice, 0,02 % dans la corolle, tandis que les graines contiennent entre 0,3 % et 0,6 % d'alcaloïdes. Ainsi, toutes les parties de la plante sont toxiques, les graines étant les plus dangereuses en raison de leur forte concentration en alcaloïdes tropaniques. (Arouko et *al.*, 2003)

Des études ont montré que les quantités d'atropine et de scopolamine varient selon les parties de la plante ainsi qu'en fonction de son stade de développement (Miraldi et *al.*, 2001).

4.11. Toxicité du *Datura stramonium* L :**❖ Parties toxiques de *Datura stramonium***

Toutes les structures de *Datura stramonium*, qu'elles soient fraîches ou séchées, présentent une toxicité notable pour les humains ainsi que pour les animaux (Hong et *al.*, 2003 ; Deng, 2005 ; Lapostolle et Flesch, 2006). Parmi ces parties, les graines constituent la source la plus concentrée en composés toxiques (Salen et *al.*, 2003 ; Cheze et *al.*, 2005 ; Halpern et Sewell, 2005). Cette toxicité est essentiellement attribuée à la présence d'alcaloïdes tropaniques, à savoir l'Atropine, la Scopolamine et l'Hyoscyamine (Diker et *al.*, 2007 ; Tovar et *al.*, 2009 ; Bouziri et *al.*, 2011). Il est important de souligner que la teneur en ces alcaloïdes varie en fonction de plusieurs facteurs, notamment l'organe végétal considéré, les conditions écologiques du site de croissance, ainsi que la saison de récolte (Desachy et *al.*, 1997 ; Marc et *al.*, 2007 ; Chollet et *al.*, 2010).

❖ Doses toxiques de *Datura stramonium* L.

Chez l'enfant, l'ingestion de 2 à 5 grammes de graines, soit l'équivalent d'environ 0,1 mg/kg de Scopolamine, peut entraîner une toxicité importante. Chez l'adulte, une dose létale se situe entre 10 et 12 grammes de graines, correspondant à 2 à 4 mg de Scopolamine. Par ailleurs, l'ingestion de 15 à 100 grammes de feuilles ou de dix fleurs en moyenne peut

également provoquer la mort (Goullé et *al.*, 2004 ; Diker et *al.*, 2007 ; Tovar et *al.*, 2009 ; Saviuc et *al.*, 2010).

4.12. Intoxications humaines liées à *Datura stramonium* L.

Les cas d'intoxication humaine par *Datura stramonium* surviennent majoritairement en période estivale, coïncidant avec la floraison de la plante. Cette période est également marquée par une fréquentation accrue des espaces publics par certains usagers de substances psychoactives, favorisant ainsi les expositions accidentelles ou volontaires (Roblot et *al.*, 1995).

La marge étroite entre la dose thérapeutique et la dose toxique rend la consommation de *Datura stramonium* particulièrement périlleuse (Djibo et Bouzoo, 2000 ; Cohen et *al.*, 2003).

Les intoxications recensées peuvent être classées en deux grandes catégories :

❖ Intoxication involontaire

Les intoxications accidentelles par *Datura* sont rares, mais concernent principalement les jeunes enfants (Montcriol et *al.*, 2007 ; Burquier et *al.*, 2008). Attirés par l'aspect des capsules ou des graines, ces derniers peuvent les ingérer par curiosité (Steenkamp et *al.*, 2004 ; Marc et *al.*, 2007). D'autres cas résultent d'une confusion avec des graines comestibles telles que le poivre (Marc et *al.*, 2007), ou encore de la consommation de produits alimentaires contaminés, notamment :

- ❖ Aliments fabriqués à partir de farines contaminées par des graines de *Datura* (Bruneton, 2005 ; Hamdaoui, 2011).

- ❖ Miel issu de fleurs de *Datura* butinées par les abeilles (Bruneton, 2005 ; Chollet et *al.*, 2010).

- ❖ Produits carnés, tels que les hamburgers, ayant subi une contamination accidentelle (Steenkamp et *al.*, 2004).

- ❖ Infusions préparées avec des fleurs mêlées involontairement à du thé (Marc et *al.*, 2007).

❖ Intoxication volontaire

L'intoxication volontaire au *Datura stramonium* concerne principalement les adolescents et les jeunes adultes à la recherche de sensations fortes, notamment pour ses effets hallucinogènes et euphoriques (Montcriol et *al.*, 2007 ; Burquier et *al.*, 2008 ; Russell et

al., 2010 ; Amini et *al.*, 2011). La population touchée est généralement âgée de 15 à 20 ans, avec une prédominance masculine (Desachy et *al.*, 1997).

Toutes les parties de la plante peuvent être utilisées dans ce contexte : racines, feuilles, fleurs et parfois même la tige. Dans la majorité des cas, l'organe végétal est consommé tel quel, bien que certains utilisateurs préparent une infusion ou une décoction destinée à être ingérée (Bruneton, 2005).

Le *Datura stramonium* est consommé sous diverses formes par les usagers de substances psychoactives :

- Ingestion des graines, parfois dans une intention suicidaire, ou mâchées, ou encore inhalées en association avec du tabac (Steenkamp et *al.*, 2004 ; Flesch, 2005 ; Lapostolle et Flesch, 2006 ; Cohen et *al.*, 2003).

- Fumigation des feuilles, seules ou mélangées avec du cannabis, ou encore pulvérisées puis mélangées au tabac pour confectionner des cigarettes supposées « ouvrir les poumons » (Arouko, 2003 ; El Bazaoui et *al.*, 2012 ; Wyk et *al.*, 2008).

- Consommation sous forme de décoction, éventuellement mélangée à des boissons comme le Coca-Cola, ou utilisée pour humidifier des cigarettes avant leur consommation (Bruneton, 2005).

- Utilisation des fleurs séchées pour la fabrication artisanale de cigarettes (Bruneton, 2005).

- Infusion des capsules riches en graines, consommées pour leurs propriétés hallucinogènes (Oerther et *al.*, 2010).

4.13. Les intoxications chez les animaux

Les cas d'intoxication animale par *Datura stramonium* sont relativement rares, touchant principalement le bétail, les porcs, les chiens, les moutons, les chèvres et les volailles (Binev et *al.*, 2006).

La toxicité n'est que rarement liée à la consommation de la plante fraîche, en raison de son odeur et de sa saveur particulièrement répulsive (Bruneton, 2005). En règle générale, les animaux d'élevage évitent spontanément d'en consommer, sauf en période de sécheresse ou en l'absence de fourrages frais (Mountain, 1987).

Cependant, la contamination des fourrages, de l'ensilage, ou même des tourteaux (résidus de graines oléagineuses) peut entraîner des intoxications, notamment chez les ruminants, mais également chez les porcs et les chevaux (Friedman, 2004 ; Masurel, 2007 ; Chollet et *al.*, 2010).

4.14. Utilisations de *Datura stramonium* L. :

4.14.1. Usages traditionnels et médicinaux de *Datura stramonium* L.

- *Datura stramonium* est une plante aux multiples usages traditionnels et médicinaux, exploitée depuis l'Antiquité dans diverses cultures à travers le monde. Elle a été largement intégrée dans les pratiques chamaniques et les rituels de sorcellerie. Les peuples algonquins utilisaient les racines pour préparer une boisson destinée à effacer les souvenirs d'enfance chez les jeunes garçons (Arouko, 2003).

- Chez les Mayas, les feuilles étaient utilisées sous forme d'huile pour traiter les ulcères, les hémorroïdes, ainsi que les hypothermies par application locale (Marc, 2000).

- En Chine ancienne, la plante était utilisée pour traiter les symptômes grippaux et soulager les douleurs de l'accouchement (Shea et *al.*, 2012).

- Elle est couramment utilisée comme traitement de l'asthme, sous forme de fumigation de feuilles roulées en cigarettes ou mélangées au tabac (Spichiger et *al.*, 2002 ; Pretorius et Marx, 2006).

- Les parties aériennes de la plante sont utilisées contre l'hypertension et les maladies cardiaques (Eddouks et *al.*, 2002).

- L'extrait aqueux des graines est employé dans le traitement des douleurs gastriques et de l'indigestion (Gidado et *al.*, 2007).

- Enfin, les fleurs possèdent des propriétés anesthésiantes, notamment utilisées contre la douleur dentaire causée par les caries (Bremness, 2005).

- L'extrait méthanoïque de la partie aérienne de la plante présente une activité antibactérienne significative (Eftekhar et *al.*, 2005).

4.14.2. Usages agricoles

Datura stramonium L. présente des applications intéressantes dans le domaine agricole :

- Sa culture agit comme un insectifuge naturel, capable de protéger les cultures avoisinantes contre l'invasion d'insectes nuisibles (Sanjita et *al.*, 2012).

- Elle possède également des propriétés antifongiques, en plus de son utilisation comme nématocide (Marc, 2000) et comme agent antiparasitaire chez les moutons et les volailles (Viegi et *al.*, 2003).

Chapitre II

Alcaloïdes



1. Métabolismes secondaires

Les êtres vivants, dans leur diversité, partagent une caractéristique fondamentale : un métabolisme de base leur assurant la synthèse des biomolécules nécessaires à leur fonctionnement vital, telles que les acides nucléiques, les protéines, les lipides, les glucides et les acides aminés. Chez les plantes, ce métabolisme s'exprime de manière particulièrement complexe à travers la photosynthèse, directe ou indirecte, donnant naissance à une multitude de composés bioactifs, notamment les glycosides et les flavonoïdes (Mohammedi, 2013 ; El Abed, 2009).

Ces substances, bien que variées, revêtent une importance majeure lorsqu'elles interviennent dans les processus biochimiques essentiels. Issues du métabolisme, elles peuvent être isolées aussi bien des végétaux que des micro-organismes. On distingue à cet égard deux catégories principales : les métabolites primaires, impliqués dans la croissance, le développement et la reproduction, et les métabolites secondaires, qui jouent un rôle crucial dans les interactions entre l'organisme et son environnement, en particulier dans les mécanismes de défense (Hurableille, 1980)

1.1. Définition

Sur le plan biochimique, les composés produits par les plantes se divisent en deux grandes catégories : les métabolites primaires et les métabolites secondaires (Raven et *al.*, 2000). Les métabolites primaires, tels que les glucides, les lipides, les acides aminés et les acides nucléiques, sont des molécules organiques présentes dans toutes les cellules végétales. Ils jouent un rôle essentiel dans la croissance, le développement et la survie de la plante (Kone, 2009).

En revanche, les métabolites secondaires sont moins répandus. Leur présence est souvent limitée à certains organes, tissus ou types cellulaires, et à des stades précis du développement. Ils sont produits en faible quantité et sont généralement stockés dans les vacuoles cellulaires (Raven et *al.*, 2000).

1.2. Différentes classes de métabolites secondaires

Le métabolisme secondaire des plantes produit une grande diversité de composés, avec plus de 200 000 structures chimiques répertoriées. Ces métabolites sont classés en plusieurs grandes familles, notamment les composés phénoliques, les alcaloïdes et les terpénoïdes (Cuendet, 1999 ; Macheix et *al.*, 2005 ; Hartmann, 2007 ; Vermerris, 2006).

2. Alcaloïdes

2.1. Généralité

Le monde végétal constitue une source précieuse de substances bioactives aux multiples bienfaits biologiques. Parmi elles, les alcaloïdes se distinguent comme des composés organiques azotés, souvent de nature hétérocyclique, dont la complexité structurale varie et qui peuvent, dans certains cas, présenter une toxicité. L'étude de leurs structures moléculaires est essentielle pour leur classification et pour comprendre leurs mécanismes de biosynthèse. L'extraction de ces métabolites secondaires se réalise principalement à partir des plantes en utilisant divers solvants organiques polaires ou apolaires, de l'eau acidifiée ou encore des agents tensioactifs, en association avec des méthodes d'extraction traditionnelles ou innovantes. L'analyse des alcaloïdes repose sur des techniques qualitatives et quantitatives, telles que la spectroscopie UV, la chromatographie liquide haute performance (HPLC) et la chromatographie sur couche mince (CCM). Grâce à leurs propriétés variées, notamment antioxydants, antibactériennes, antifongiques, anti-inflammatoires et analgésiques, ces extraits sont largement exploités dans le domaine médical et pharmaceutique. (Djama et Karour, 2020)

2.2. Définition

Les alcaloïdes constituent une vaste et diversifiée famille de métabolites secondaires, présentant un grand intérêt en raison de leurs propriétés pharmacologiques et de leurs applications en médecine (Vican, 2001)

Le concept d'alcaloïde a été introduit par W. Meisner au début du XIX^e siècle. La définition généralement acceptée aujourd'hui est celle formulée en 1910 par Winterstein et Trier. Les alcaloïdes sont des composés organiques naturels, principalement d'origine végétale, caractérisés par une structure hétérocyclique contenant de l'azote comme hétéroatome. Ils possèdent une architecture moléculaire complexe, une nature souvent basique et exercent des effets physiologiques marqués, même à très faible dose (Bruneton, 1999 ; Zenk et Juenger, 2007).

2.3. Localisation des alcaloïdes

Autrefois, les plantes à fleurs étaient considérées comme la principale source d'alcaloïdes (Abou Zeid, 2005). Cependant, de nos jours, de nombreux alcaloïdes ont été isolés à partir de diverses sources, y compris des animaux (Foukarids et *al.*, 1994). Par exemple, la muscopyridine (Muscopyridine) a été extraite du musc de cerf (Deer Musk),

tandis que le castoramine (Castoramine) a été identifié chez les bovins canadiens. De plus, le pyrrol (Pyrrol), une phéromone sexuel pour de nombreux insectes, ainsi que la saxitoxine (Saxitoxine), une neurotoxine présente chez les grenouilles rouges (Red Tide), ont été isolés.

En outre, d'autres alcaloïdes ont été extraits de sources végétales moins évoluées que les plantes à fleurs, qui restent néanmoins la principale origine de ces composés (Milcent, 2003). Malgré la diversité croissante des sources d'alcaloïdes, les plantes à fleurs en contiennent toujours un plus grand nombre, en particulier chez les Angiospermes, et plus spécifiquement chez les Dicotylédones par rapport aux Monocotylédones.

Chez les Dicotylédones, les alcaloïdes sont principalement présents dans les familles suivantes :

Apocynaceae (famille des pervenches et lauriers-roses)

Asteraceae (famille des composées)

Papaveraceae (famille des pavots)

Solanaceae (famille des solanacées, incluant les pommes de terre et tomates)

Lamiaceae (famille des lamiacées, incluant la menthe et le thym)

Fabaceae (famille des légumineuses)

Liliaceae (famille des liliacées, incluant les lys et les tulipes)

Rutaceae (famille des agrumes et des rues) (Hazmi, 1995).

2.4. Répartition des alcaloïdes

Les alcaloïdes sont produits dans divers organes des plantes, en particulier dans les tissus en croissance active. On les retrouve principalement dans les cellules épidermiques et sous-épidermiques des feuilles, les téguments des graines ainsi que dans la région corticale des racines (Bhat et *al.*, 2005).

Voici quelques exemples de la répartition des alcaloïdes dans les plantes :

Présents dans toutes les parties de la plante, comme chez la jusquiame, l'atropa et le datura.

- Concentrés dans les feuilles, comme chez le tabac.
- Localisés dans les racines, comme chez la rauwolfia et la belladone.
- Accumulés dans l'écorce, comme chez le grenadier et le quinquina.

- Contenus dans les graines, comme chez la noix et le café.
- Présents dans les fruits, comme chez la ciguë et le piment.
- Retrouvés dans le latex des fruits immatures, comme chez le pavot. (Bruneton, 2009).

2.5. Propriété physico chimique

- La majorité des alcaloïdes sont des solides cristallins, à l'exception de ceux qui ne contiennent pas d'oxygène, qui se présentent sous forme liquide, comme la nicotine.(Hassani et Mahdi, 1990 ; Taha, 1981). La plupart sont incolores, à l'exemple de la coniine , tandis que certains sont colorés, comme la berbérine de couleur jaune et la magnoflorine de couleur orange. Ils possèdent généralement une saveur amère, comme l'éphédrine (Abou Zeid, 2005). Leur masse molaire varie entre 122 et 922 g/mol.
- Les alcaloïdes sont des composés basiques qui forment des sels avec les acides minéraux (Chlorhydrates, sulfates, nitrates, ...) ou organiques (tartrates, sulfamates, maléates,...). Leur solubilité dans différents solvants varie en fonction du pH et de leur état basique ou salin.
 - En milieu basique, ils sont solubles dans les solvants organiques apolaires (éther, chloroforme) ainsi que dans les solvants organiques polaires (alcools), mais insolubles dans l'eau.
 - En milieu salin, ils deviennent insolubles dans les solvants organiques apolaires, mais solubles dans les solvants organiques polaires et dans l'eau.(El Abed, 2009)
- Elle s'oxyde rapidement au contact de l'air, de la chaleur et de l'oxygène, ce qui accélère sa dégradation et sa fragmentation (Mansour, 2006).
- Elle se caractérise par une toxicité élevée en raison de son activité biologique intense et de sa forte efficacité physiologique (Abou Zeid, 2005).
- Les alcaloïdes se caractérisent généralement par leur goût amer et leur nature non volatile. Cependant, ceux qui sont liquides et volatils sont rares et possèdent des odeurs distinctives, comme la nicotine. En revanche, quelques alcaloïdes sont sous forme liquide mais non volatils ou peu volatils, comme la pilocarpine (kadi 2012).
- Les alcaloïdes précipitent avec des réactifs tels que l'acide tannique et le réactif de Mayer. (Kadi, 2012)

2.6. Classification des alcaloïdes:

Depuis leur découverte jusqu'à aujourd'hui, plus de 10 000 alcaloïdes ont été isolés ou détectés à partir de diverses sources, qu'elles soient végétales, animales ou microbiennes. La grande variété de ces composés et leur diversité structurale rendent leur classification particulièrement complexe (hesse, 2002).

La classification des alcaloïdes proposée par Heganauer est l'une des plus acceptées et utilisées. Elle les divise en trois grandes catégories : les alcaloïdes vrais, les proto-alcaloïdes et les pseudo-alcaloïdes (Eguchi et *al.*, 2017).

2.6.1. Alcaloïdes vrais

Les alcaloïdes vrais sont des composés toxiques dérivés des acides aminés, contenant un atome d'azote dans une structure hétérocyclique. Ils se trouvent dans les plantes sous forme libre, sous forme de sels ou sous forme de N-oxyde (Badiaga, 2011). Ces caractéristiques ne se vérifient pas toujours, comme c'est le cas pour l'alcaloïde colchicine et l'acide aristolochique (Fig.06), qui sont des composés non basiques (Heikal et Omar, 1993).

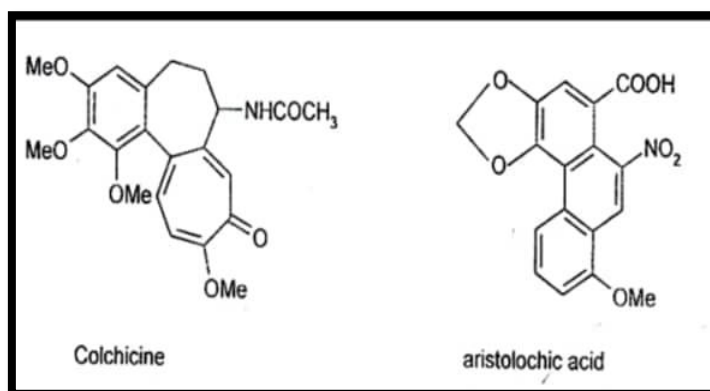


Figure 6 : Structure chimique de certains types d'alcaloïde vrai (Heikal et Omar, 1993).

2.6.2. Proto-alcaloïdes

Proto-alcaloïdes sont des amines simples dans lesquelles l'atome d'azote n'est pas inclus dans un hétérocycle. Ce sont des alcaloïdes basiques, synthétisés dans les tissus végétaux à partir d'acides aminés. Ils sont souvent appelés «amines biologiques», comme les alcaloïdes de l'éphédrine et de la mescaline (Fig.07). (Bruneton, 2009)

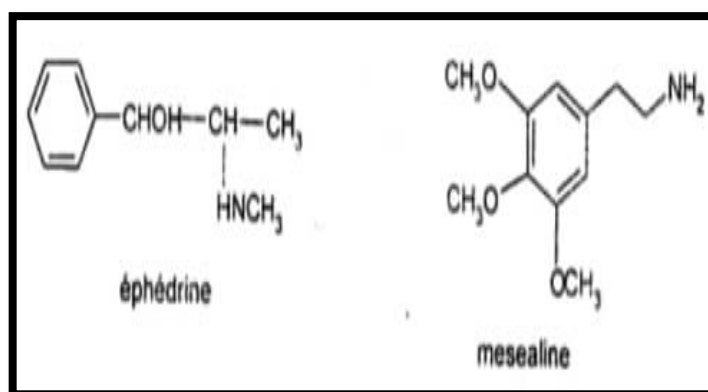


Figure 7 : Structure de certains types de Proto-alcaloïdes (El-Abed, 2009)

2.6.3. Pseudo-alcaloïdes

Les pseudo-alcaloïdes proviennent des isoprénoïdes (alcaloïdes terpéniques) et du métabolisme de l'acétate (Rakotonanahary, 2012). Ils possèdent généralement toutes les caractéristiques des alcaloïdes vrais, mais ne dérivent pas des acides aminés (Badiaga, 2011). Comme le groupe de la caféine et de la conicine (Fig.08).

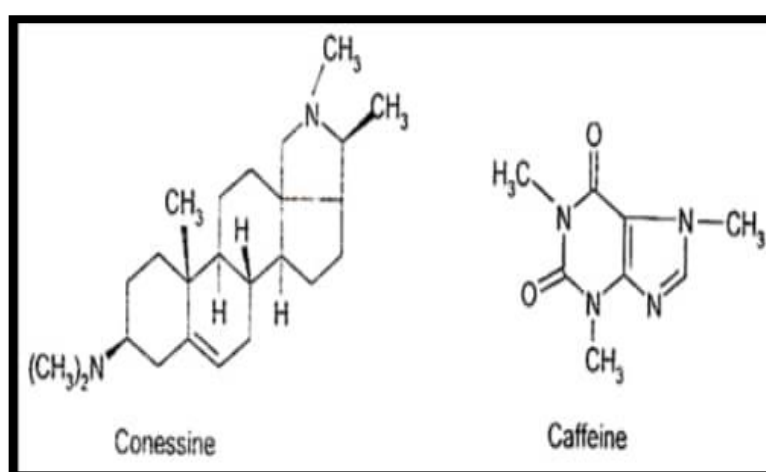
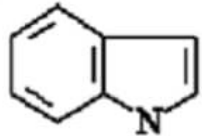
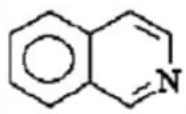
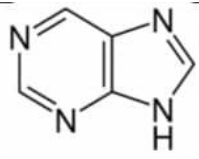
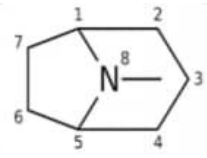
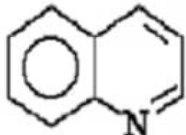
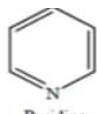
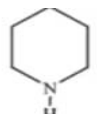
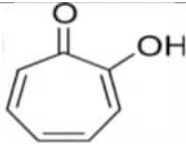
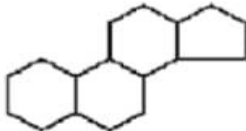
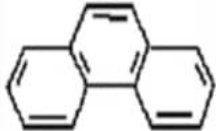


Figure 8 : Structure des principaux types de pseudo-alcaloïdes (Mujahid et Abdelaziz, 1993)

Selon Bruneton (1999), Abou Zeid (2005) et Sandrine (2004), les alcaloïdes ont également été classés en fonction de l'hétérocycle qui entre dans leur structure, comme indiqué dans le tableau02.

Tableau 2 : Classification des alcaloïdes (Bruneton, 1999 ; tadeusz, 2007)

Groupe d'alcaloïdes	Exemple	La structure de noyau caractéristique
Groupe des Indoles	Psilocybine, gramine	
Groupe des isoquinoléines	Cularine,licorine	
Groupe des purines	Caféine,théophylline	
Groupe des tropanes	Atropine,scopolamine, cocaïne,hyoscyamine.	
Groupe des quinoléines	Quinine,quinidine	
Groupe des pipéridines et pyridines	Coniine,nicotine,anabasine	 Pyridine  Piperidine

Groupe des tropolone	Colchicine	
Groupe des stéroïdes	Solanine, tomatine, veratridine	
Groupe des phénanthrène	Morphine, codéine	

2.7. Extraction des alcaloïdes

Les alcaloïdes peuvent être extraits sous forme de sels ou sous leur forme basique, en utilisant un milieu alcalin ou acide et un solvant organique ou aqueux. (Jean, 2009).

2.7.1. Extraction en milieu alcalin

La matière végétale pulvérisée et délipidée est mélangée à une solution alcaline. Cette étape permet de libérer les bases alcaloïdes, qui sont ensuite extraites à l'aide d'un solvant organique. L'extraction peut être réalisée par simple contact ou par extraction continue (Soxhlet). (Jean, 2009).

2.7.2. Extraction en milieu acide

L'extraction se fait par macération avec de l'eau, une solution alcoolique ou hydroalcoolique acidifiée. Les alcaloïdes sous forme de sels peuvent être récupérés en alcalinisant la solution, puis extraits avec un solvant apolaire. Une autre méthode consiste à les fixer sur une résine échangeuse d'ions, suivie d'une élution avec un acide fort. (Jean, 2009).

2.8. Alcaloïdes tropaniques

Définition

Les alcaloïdes tropaniques (Fig.09) sont des composés naturels appartenant aux métabolites secondaires des plantes, principalement présents dans la famille des Solanacées (*Atropa*, *Hyoscyamus*, *Datura*, *Scopolia*, *Duboisia*). On les retrouve également dans d'autres familles végétales comme les Érythroxylacées (*Erythroxylum coca*). Parmi ces alcaloïdes, les plus connus sont la hyoscyamine, l'atropine et la scopolamine. L'étude scientifique des alcaloïdes tropaniques a réellement débuté au XIX^e siècle avec l'analyse de la plante *Atropa belladonna* par Vauquelin. En 1809, ses travaux ont permis d'isoler pour la première fois un alcaloïde tropanique, l'atropine. Plus tard, on a identifié l'atropine dans *Datura stramonium*, et en 1833, Geiger a isolé la hyoscyamine à partir des graines d'*Hyoscyamus niger*. Aujourd'hui, plus de 200 structures d'alcaloïdes tropaniques ont été répertoriées (Cordell, 1993 ; Eich, 2008).

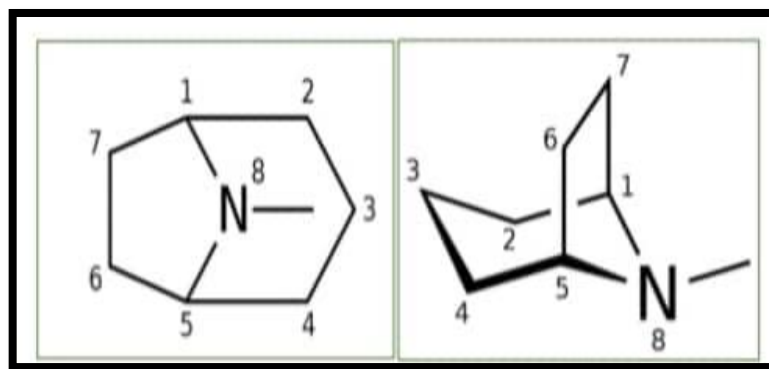
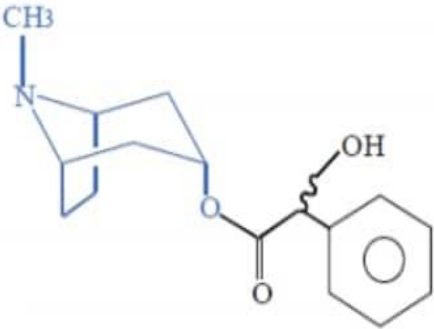
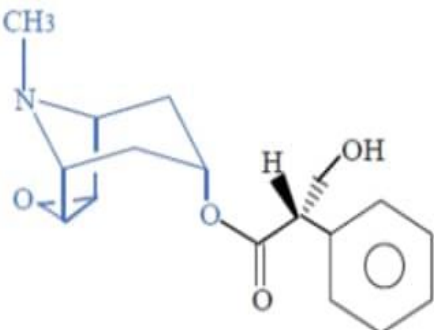
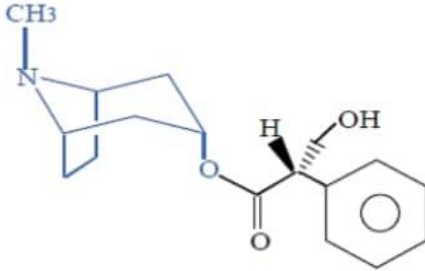


Figure 9 : Structure chimique du noyau tropanique (Jaen, 2009)

Tableau 3 : principales caractéristiques des alcaloïdes tropaniques (Shi et *al.*, 2022 ; Lailheugue, 1983)

Nom de la molécule	Description	Formule moléculaire	Propriétés physiochimique	Structure chimique
Atropine	Un ester formé par la réaction du tropanol avec l'acide tropique. L'atropine existe sous forme de mélange racémique.	$C_{17}H_{23}NO_3$	Cristal blanc ou incolore, soluble dans le chloroforme et l'éthanol, mais insoluble dans l'éther, l'éther de pétrole et l'eau	
Hyoscyamine	Un ester de l'acide tropique gauche et de tropanol. Est une substance lévogyre qui s'isomérise facilement en atropine, dépourvue de pouvoir rotatoire. Elle a la même action que l'atropine mais deux fois plus active.	$C_{17}H_{23}NO_3$	Cristal blanc en forme d'aiguille, soluble dans les acides dilués, le chloroforme, l'éthanol et d'autres solvants organiques, insoluble dans l'éther ou l'eau froide .	
Scopolamine	Un ester de l'acide tropique gauche du scopanol(un époxytropaol).	$C_{17}H_{21}NO_4$	Poudre cristalline blanche, inodore, amère, soluble dans l'éthanol et les acides dilués, soluble dans le chloroforme, l'eau, l'éther et le benzène.	

2.9. Rôle des alcaloïdes

Les alcaloïdes jouent un rôle biologique et fonctionnel essentiel tout au long du cycle de vie des plantes qui les produisent. Ces composés naturels se distinguent par leurs effets biologiques et leurs activités physiologiques, agissant notamment comme régulateurs de croissance (Srivastava, 2022).

Les alcaloïdes interagissent avec certaines substances toxiques présentes dans la plante et la protègent en neutralisant leurs effets nocifs (Hajawi et *al.*, 2004).

Ils remplissent une fonction défensive grâce à leur toxicité, protégeant ainsi la plante contre les insectes, les herbivores et les micro-organismes. De plus, ils préservent les plantes des dommages causés par les rayons ultraviolets (Mauro, 2006).

Ils sont souvent considérés comme des produits de dégradation ou des métabolites finaux issus du métabolisme azoté, stockés sous une forme non toxique pour la plante, comme c'est le cas dans le pavot (Pelletier, 2001).

Les alcaloïdes ont un effet physiologique marqué : certains sont très toxiques, tandis que d'autres sont utilisés en médecine. Ils agissent sur différentes zones du système nerveux et jouent un rôle essentiel dans l'industrie pharmaceutique. Leur usage médical varie selon le type d'alcaloïde, mais ils doivent être administrés à faibles doses. Par exemple, l'adrénaline et l'éphédrine sont considérées comme des médicaments hypertensifs en raison de leur effet sur l'augmentation de la pression artérielle. L'adrénaline est aussi utilisée pour stopper les hémorragies. La caféine (Caffeine) est un stimulant qui réduit la fatigue, tandis que la papavérine (Papaverine) est un analgésique. L'atropine (Atropine), quant à elle, est utilisée en chirurgie ophtalmologique pour dilater la pupille (Al-Abed, 2009 ; houha, 2013).

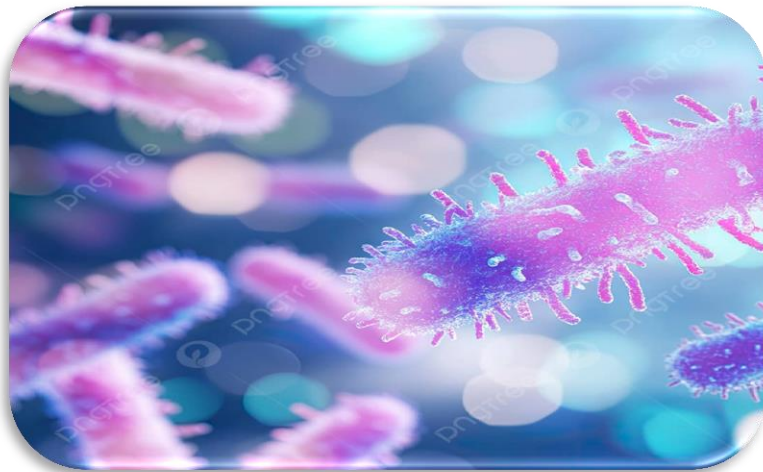
D'autres alcaloïdes ont également divers rôles thérapeutiques (Baz, 2006 ; Donatien, 2009) :

- Traitement des douleurs articulaires, comme la colchicine (Colchicine).
- Analgésiques, tels que la morphine et la codéine.
- Antitussifs, comme la codéine.
- Traitement de la maladie d'Alzheimer.
- Diurétiques et antipyrétiques, comme l'hordenine (Hordenine) présente dans l'orge.
- Effets antibactériens, antiviraux et anti-allergiques.

- Effet antitumoral, renforcé par l'augmentation des groupes hydroxyles.
- Effet anticancéreux, amplifié par une augmentation des groupes méthoxyles.

Chapitre III

Activités biologiques



1. Activité biologique

L'être humain évolue dans un milieu où il est constamment en contact avec une grande diversité de microorganismes tels que les bactéries, les virus, les champignons et les parasites. Ces organismes se retrouvent dans des environnements variés, allant de l'air et du sol aux eaux, ainsi que sur la peau et les muqueuses. Certains jouent un rôle bénéfique, comme les bactéries de la flore intestinale, tandis que d'autres peuvent être responsables d'infections (Khiati, 1998).

Les métabolites secondaires, sont reconnus pour leur capacité à interagir avec divers enzymes et à protéger contre plusieurs maladies. Ils possèdent des propriétés variées telles que des effets antibactériens, anti-inflammatoires et antioxydants, et sont également efficaces pour améliorer la circulation sanguine et prévenir la formation de caillots, ce qui protège le système cardiovasculaire (Xiuzhen et *al.*, 2007).

2. Activité antibactérienne

2.1. Généralité sur les bactéries

Les bactéries sont des micro-organismes unicellulaires, observables au microscope, situées dans une zone intermédiaire entre le règne animal et le règne végétal. En fonction de leur mode de nutrition et de leur rapport à l'oxygène, elles sont classées en bactéries aérobies et anaérobies. Pour se développer, les bactéries ont besoin de conditions physico-chimiques favorables dans leur environnement, ainsi que de nutriments et de sources d'énergie, qu'elles soient générales ou spécifiques. En pratique, ces besoins sont comblés dans des milieux préparés artificiellement par l'homme à des fins d'étude, appelés milieux de culture (Mogode, 2005).

Les bactéries mesurent généralement moins de 1 μm de diamètre. Elles peuvent être observées au microscope optique, qu'elles soient dans leur état naturel ou après avoir été colorées. Leur forme varie et peut être sphérique (cocci), en bâtonnet (bacilles), courbée (vibrions) ou spiralée (spirochètes). Toutefois, les détails de leur structure ne sont visibles qu'en utilisant un microscope électronique. (Nauciel et Vildé, 2005).

2.2. Structure des bactéries

La coloration de Gram constitue une méthode essentielle pour l'observation des bactéries au microscope optique (Leclerc et *al.*, 1995), cette technique permet de distinguer deux grands groupes de bactéries :

- Les bactéries à Gram positif, qui se colorent en violet.
- les bactéries à Gram négatif, qui se colorent en rose.

Cette différence de coloration est liée à la composition de la paroi cellulaire : la paroi des bactéries à Gram négatif est perméable à la solution alcoolique, tandis que celle des bactéries à Gram positif forme une barrière empêchant cette solution de passer (Leclerc et *al.*, 1995 ; Madigan et *al.*, 1997).

Par ailleurs, l'utilisation de la microscopie électronique, grâce à ses différentes modalités d'observation, a permis de mettre en évidence l'architecture interne des cellules bactériennes (fig.10).

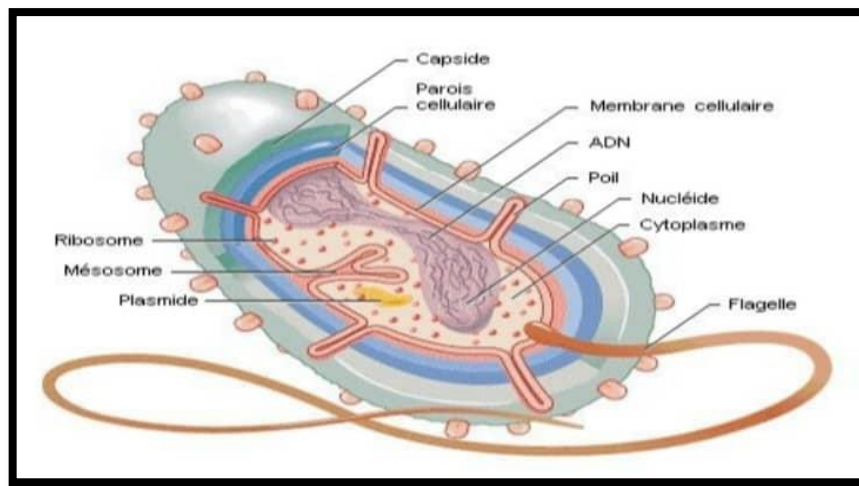


Figure 10 : Structure d'une cellule bactérienne (Benzeggouta, 2005).

La cellule bactérienne est entourée d'une paroi rigide qui lui donne sa forme et sa résistance. La paroi est épaisse chez les bactéries à gram positif et plus mince chez les bactéries à gram négatif. Sous cette paroi, il y a une membrane cytoplasmique fine. Les bactéries à gram négatif possèdent également une membrane externe distincte de la membrane cytoplasmique.

Il existe des structures membranaires appelées mésosomes, souvent associées à l'appareil nucléaire pour leur rôle de fixation. D'autres composants facultatifs peuvent être présents, comme le glycocalyx (un polymère polysaccharidique de surface), la capsule, les flagelles (pour la mobilité), les fimbriae (pour la fixation sur d'autres cellules) et les pili sexuels (impliqués dans la conjugaison). Certaines bactéries peuvent aussi contenir des plasmides, des fragments d'ADN circulaire qui portent des informations génétiques supplémentaires, telles que la résistance aux antibiotiques (Leclerc et *al.*, 1995) .

2.3. Culture des bactéries

Pour cultiver les bactéries, on utilise généralement des milieux complexes qui contiennent des extraits ou des hydrolysats enzymatiques de viandes. Ces milieux peuvent être soit sous forme liquide (bouillons), soit sous forme solide. La solidification des milieux solides se fait en ajoutant de l'agar, un extrait d'algues qui fond à l'ébullition et se solidifie lorsque la température descend en dessous de 40°C. Dans un milieu liquide, les bactéries se répartissent de manière homogène et leur multiplication entraîne une turbidité. Sur un milieu solide, lorsque la quantité de bactéries est faible, chaque bactérie peut se multiplier localement, formant ainsi une colonie visible à l'œil nu. Si la densité bactérienne est trop élevée, les colonies se rejoignent et forment une couche continue (Labiod, 2016).

2.4. Activités antibactériennes des alcaloïdes

Entre 1940 et 1980, l'activité antibactérienne des alcaloïdes a fait l'objet d'investigations approfondies. Près de 70 études réalisées durant cette période ont permis d'identifier plus de 50 stéroïdes, plus de 100 alcaloïdes quinolizidiniques et environ 90 alcaloïdes indoliques présentant une activité antibactérienne (Faizi et al., 2003). Les recherches ont démontré que les alcaloïdes agissent à la fois sur les bactéries à Gram positif et à Gram négatif, leur mécanisme d'action étant principalement attribué à leur capacité d'intercalation avec l'ADN bactérien. Au cours des années 1990, la berbérine et la sanguinarine se sont distinguées comme les alcaloïdes les plus étudiés pour leur activité antibactérienne (Conserva et al., 2005).

2.5. Souches bactériennes utilisé

2.5.1. *Bacillus cereus*

Bacillus cereus est une bactérie à Gram positif appartenant à la famille des Bacillaceae. Elle se caractérise par la formation de spores ovoïdes thermorésistantes, capables de survivre à des températures allant jusqu'à 100 °C, ce qui lui confère une résistance à des procédés tels que la pasteurisation (Peiffer, 2000).

Les cellules de *Bacillus cereus* sont des bacilles mobiles grâce à une ciliature péritriche, aux extrémités arrondies, mesurant plus de 3 µm de long pour environ 1,4 µm de large, et apparaissent souvent en chaînes (Euzéby, 2008). Il s'agit d'une bactérie aéro-anaérobie facultative, parfois strictement aérobie selon les souches (Larpent, 1997).

Sur le plan biochimique, *Bacillus cereus* est catalase positive et produit une grande variété d'enzymes, dont une phospholipase particulièrement active. Elle est également capable de réduire les nitrates en nitrites et de métaboliser certains sucres tels que l'arabinose et le mannitol (Peiffer, 2000).

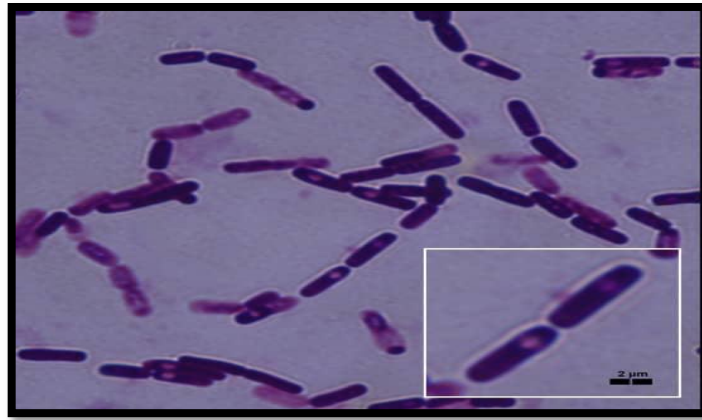


Figure 11 : *Bacillus cereus* (Anonyme, 2015)

2.5.2. *Escherichia coli*

Escherichia coli est une bactérie bacillaire à Gram négatif (Patrick et *al.*, 1988), de forme non sporulée, anaérobie facultative et généralement mobile grâce à des flagelles. Elle mesure entre 2 et 6 micromètres de long et entre 1,1 et 1,5 micromètre de large (Steven et *al.*, 2004). *Escherichia coli* constitue l'un des principaux composants de la flore microbienne aérobie du tube digestif humain et animal. Elle est utilisée comme indicateur de contamination fécale dans l'eau et les aliments (Patrick et *al.*, 1988).

Bien que la majorité des souches soient commensales, certaines présentent un pouvoir pathogène et peuvent provoquer des infections intestinales ou extra-intestinales, telles que les infections urinaires (75 à 80 % des cas), les méningites néonatales et les septicémies, en particulier chez les individus immunodéprimés (Leclerc et *al.*, 1995).



Figure 12 : *Escherichia coli* (Kaper et al., 2004)

2.5.3. *Staphylococcus aureus*

Le genre *Staphylococcus*, appartenant à la famille des *Micrococcaceae*, regroupe des bactéries à Gram positif de forme sphérique (cocci), immobiles, qui se disposent en amas évoquant des grappes de raisin, d'où leur nom tiré du grec staphylos (Faucher et Avril, 2002). Ces bactéries sont ubiquistes, largement répandues dans l'environnement humain, mais elles colonisent principalement les surfaces cutanées et les muqueuses des mammifères, avec une affinité particulière pour l'hôte humain (Leclerc et al., 1995).

Parmi les espèces les plus connues, *Staphylococcus aureus* — ou *staphylocoque doré* — constitue une espèce saprophyte du microbiote humain, localisée préférentiellement dans la cavité nasale. Néanmoins, elle est également responsable de nombreuses infections communautaires et nosocomiales, représentant environ 20 % des cas (Régnier, 2005). Elle est notamment impliquée dans les infections pyogènes de la peau (furoncle, impétigo), des muqueuses, ainsi que dans les infections plus graves telles que les septicémies, les ostéomyélites ou encore les entéocolites post-antibiotiques (Billerbeck, 2005 ; Leclerc et al., 1995).

Staphylococcus aureus se distingue également par sa capacité à développer des résistances aux antibiotiques, en particulier à la pénicilline, à la méthicilline (donnant lieu aux souches SARM : *Staphylococcus aureus* résistant à la méthicilline) et aux fluoroquinolones (Haxhe et Zumofen, 1999). À ses côtés, *Staphylococcus epidermidis* représente l'espèce la plus fréquemment isolée sur la peau humaine. Bien que souvent commensale, cette espèce devient un agent pathogène opportuniste majeur en milieu hospitalier, notamment lors d'infections liées aux dispositifs médicaux (Leclerc et al., 1995).

Les staphylocoques possèdent une physiologie adaptative remarquable : ce sont des bactéries aérobies ou anaérobies facultatives capables de croître sur des milieux enrichis en NaCl (jusqu'à 15 % pour certaines souches), ce qui illustre leur résistance aux conditions environnementales extrêmes (Faucher et Avril, 2002).

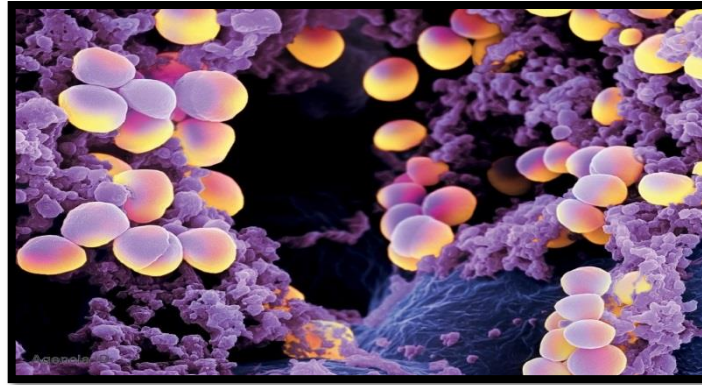


Figure 13 : *Staphylococcus aureus* (Anonyme, 2017)

2.5.4. *Pseudomonas aeruginosa*

Le genre *Pseudomonas* regroupe des bacilles à Gram négatif, non sporulés, aérobies stricts et mobiles grâce à la présence d'un ou deux flagelles polaires. Ces bactéries sont capables de produire deux principaux types de pigments : la pyocyanine, un pigment bleu appartenant à la famille des phénazines, et la pyoverdine, un pigment de couleur jaune-vert (Percival, 2004). Ces pigments sont non seulement des marqueurs d'identification mais participent également à la virulence de l'espèce. Parmi les espèces les plus connues, *Pseudomonas aeruginosa* se distingue par sa pathogénicité et sa résistance à de nombreux antibiotiques. Elle est responsable d'environ 16 % des cas de pneumonies nosocomiales, 12 % des infections urinaires et 8 % des infections postopératoires (Van Delden et Iglewski, 1998). Les bacilles de *Pseudomonas Aeruginosa* mesurent entre 1,5 et 3 μm de long pour 0,5 à 0,8 μm de large, et possèdent une ciliature polaire monotriche qui leur confère une mobilité caractéristique décrite comme un « vol de moucheron ». Ne formant ni spores ni sphéropastes, cette espèce occupe le troisième rang des agents responsables d'infections nosocomiales après *Escherichia coli* et *Staphylococcus aureus*, mais reste la première cause des infections pulmonaires basses et la troisième pour les infections urinaires (Ryan et al., 2004 ; Todar, 2012).



Figure 14 : *Pseudomonas aeruginosa* (Anonyme, 2025)

Partie 2

Etude expérimentale



Matériel et méthodes



1. Matériels

Notre étude expérimentale a été réalisée au sein du laboratoire de Centre Universitaire Abdelhafid Boussouf de Mila, au cours de l'année universitaire 2024/2025 sur l'espèce *Datura stramonium* L.

1.1. Présentation des régions d'étude

Région de Chelghoum Laïd

La plante étudiée, *Datura stramonium* L., a été récoltée durant la période de fructification, en août 2024, dans la région de Chelghoum Laïd, wilaya de Mila, en Algérie. Cette région est située au sud-ouest de la wilaya de Mila, dans le nord-est du pays. Elle se trouve à l'est du méridien de Greenwich, à une latitude de 36.1642° Nord et une longitude de 6.5744° Est, avec une altitude d'environ 812 mètres au-dessus du niveau de la mer. Sa position géographique et climatique, ainsi que la fertilité de ses sols et la diversité naturelle environnante, en font un lieu favorable à l'étude des plantes. (fig .15 a, b)

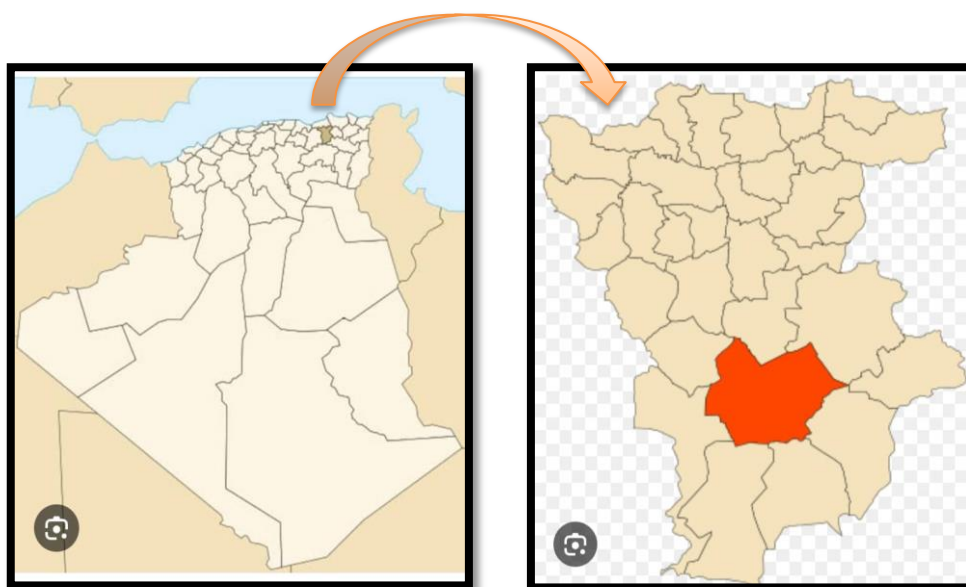


Figure 15 : a. la wilaya de Mila en Algérie **b.** La région de Chelghoum Laïd, wilaya de Mila

1.2. Matériel végétal

Le matériel végétal utilisé dans notre étude concerne la partie aérienne et racinaire de *Datura stramonium* L., connues localement sous le nom de « sikrane ». Effectuées durant 2024/2025, au Chelghoum Laïd, wilaya de Mila Pour faciliter l'extraction des extraits bruts à partir des parties de la plante *Datura*, deux opérations de prétraitement ont été effectuées : le séchage et le broyage

1.2.1. Séchage

Les parties de la plante récoltées ont été mises à sécher dans un endroit sec, bien aéré et à l'abri de la lumière directe du soleil (fig.16).



Figure 16 : Séchage des parties aériennes de *Datura stramonium* L.

1.2.2. Broyage

Une fois séchées, les parties de la plante ont été réduites en poudre fine à l'aide d'un mortier. La poudre obtenue a été conservée dans des sachets propres, hermétiquement fermés, et stockée jusqu'à son utilisation.

Les poudres issues des différentes parties de la plante (parties aériennes et racinaires) ont ensuite servi à la réalisation des tests phytochimiques, l'estimation des alcaloïdes, ainsi qu'à l'évaluation des activités biologiques, notamment l'activité antibactérienne (fig. 17)



Figure 17 : Broyage du matériel végétal de *Datura stramonium* L.

1.3. Matériel de laboratoire

L'ensemble du matériel de laboratoire utilisé dans le cadre de l'étude phytochimique, l'extraction des alcaloïdes ainsi que pour l'étude de leur activité antibactérienne est détaillé dans l'Annexe 01.

1.4. Matériel du test de l'activité antibactérienne

1.4.1. Les souches bactériennes

L'activité antibactérienne des extraits a été évaluée sur quatre souches bactériennes : deux souche à Gram négatif : *Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa* et deux souche à Gram positif : *Bacillus cereus*, *Staphylococcus aureus*. Ces souches ont été obtenues auprès du Centre Universitaire Abdelhafid Boussouf de Mila.

1.4.2. Milieux de culture

La culture des bactéries a été réalisée en utilisant le milieu Mueller Hinton (MH) pour l'évaluation de la sensibilité aux antibiotiques, et le Gélose Nutritif (GN) pour l'enrichissement et la conservation des souches bactériennes. La composition chimique de ces milieux est détaillée dans l'annexe 02

2. Méthodes

2.1. Screening phytochimique

2.1.1. Principe

Le screening phytochimique désigne l'ensemble des méthodes de préparation et d'analyse visant à identifier les composés organiques naturels présents dans les plantes.

L'objectif principal de l'étude des plantes médicinales est l'isolement d'un ou de plusieurs constituants responsables de leurs activités biologiques spécifiques. À cet effet, les techniques générales de screening phytochimique s'avèrent particulièrement utiles.

Elles permettent de mettre en évidence la présence, dans la plante, de composés appartenant à différentes classes chimiques généralement connues pour leurs activités physiologiques.

Étant donné la diversité des métabolites secondaires, seules les classes reconnues comme biologiquement actives et dont le dépistage est techniquement accessible sont retenues.

La détection de ces métabolites est réalisée par des réactions colorées effectuées dans des tubes à essai.

Les résultats sont interprétés selon le code suivant :

- Réaction négative (absence du composé) : « - »
- Réaction positive (présence du composé) : « + »

2.1.2. Tests de screening phytochimique

Selon Yahia (1989), un ensemble d'expériences a été réalisé dans le but de comprendre certains résultats du métabolisme secondaire chez les plantes médicinales. Les tests de screening phytochimique de notre étude ont été effectués au laboratoire du Centre Universitaire Abdelhafid Boussouf de Mila, par les méthodes suivantes:

Teste des saponines

Test de mousse

Environ 2 g de poudre sèche à l'air de chaque organe du végétal étudié sont prélevés séparément, puis bouillis avec 80 ml d'eau distillée. Après filtration et refroidissement, le filtrat est vigoureusement agité. L'apparition d'une mousse persistante indique la présence de saponines dans les différents organes de la plante.

Test des flavonoïdes

Environ 2 g de poudre de chaque organe, prélevés séparément, sont mis à macérer dans 30 ml d'une solution d'acide chlorhydrique à 1 % (préparée en diluant 1 ml de HCl dans 100 ml d'eau distillée) pendant toute une nuit. Le mélange est ensuite filtré, et le filtrat obtenu est soumis aux tests suivants :

a. On prélève 2 ml du filtrat et on l'alcalinise à l'aide d'hydroxyde d'ammonium (NH_4OH) ou d'hydroxyde de sodium (NaOH) ou d'hydroxyde de potassium (KOH). L'apparition d'une coloration jaune indique la présence de flavonoïdes dans les organes analysés.

b. Teste d'alcool amylique

On prélève 2 ml du filtrat, que l'on agite avec 2 ml d'alcool amylique. L'apparition d'une coloration jaune dans la phase alcoolique indique la présence de flavonoïdes libres.

c. La phase aqueuse issue de l'essai (b) est séparée, puis chauffée pendant deux minutes avec 2 ml d'acide chlorhydrique. Après refroidissement, la solution acide est divisée en deux fractions :

Première fraction : agitée avec de l'alcool amylique. L'apparition d'une coloration jaune indique la présence de flavonoïdes glycosidiques dans les différents organes analysés.

Deuxième fraction : à laquelle on ajoute 0,5 g de magnésium. L'apparition d'une coloration rouge indique également la présence de flavonoïdes glycosidiques dans les organes testés.

Teste des glucosides

Environ 2 g de poudre sèche à l'air de chaque organe du végétal étudié sont prélevés séparément, puis mélangés à environ 25 ml d'une solution d'acide tartrique à 2 % dans l'éthanol. Le mélange est chauffé au bain-marie sous reflux pendant une heure. Après refroidissement, le mélange est filtré, et le résidu sur le papier filtre est lavé plusieurs fois avec de petites quantités d'éthanol. Les filtrats sont réunis et concentrés à l'aide d'un évaporateur rotatif (rotavapor).

Les extraits obtenus sont ensuite soumis aux tests suivants, pour chaque échantillon séparément :

a. On prélève 1 ml de chaque extrait dans un tube à essai, auquel on ajoute environ 0,5 ml d'une solution alcoolique à 15 % de α -naphtol. Ensuite, on verse prudemment le long de la paroi du tube de l'acide sulfurique concentré, de manière à former une couche distincte au fond du tube. L'apparition d'un anneau de couleur violette à l'interface des deux liquides indique la présence de glucosides et/ou de substances glucidiques dans les différents organes végétaux analysés.

b. Test de dissolution de Fehling

Environ 1 ml de chaque extrait est placé séparément dans un tube à essai, puis chauffé au bain-marie en présence de la solution de Fehling. L'observation d'une réaction de réduction de la solution de Fehling indique la présence de sucres réducteurs dans les différents organes végétaux soumis à l'analyse.

Test de stérols insaturés et/ou de triterpènes

Environ 2 g de poudre de chaque organe du végétal étudié sont extraits séparément avec 20 ml d'éthanol à 70 %. L'extrait alcoolique est ensuite évaporé à siccité, et le résidu est

dissous dans 20 ml de chloroforme anhydre. Le mélange est filtré, puis le filtrat est divisé en deux fractions :

a. À la première fraction du filtrat chloroformique, on ajoute 1 ml d'acide acétique anhydre, suivi, avec une grande précaution, de l'addition de 1 ml d'acide sulfurique concentré le long de la paroi du tube. L'apparition d'une coloration rouge violacée à la zone de contact entre les deux couches, accompagnée d'un changement de couleur du mélange vers le vert, indique la présence de composés stéroliques insaturés et/ou de triterpènes dans les différents organes étudiés. Ce test est connu sous le nom de test de Liebermann-Burchard.

b. À 2 ml de la seconde fraction du filtrat chloroformique, on ajoute lentement et avec précaution, le long de la paroi d'un tube incliné, un volume égal d'acide sulfurique concentré (H_2SO_4). L'apparition d'une coloration jaune, évoluant progressivement vers le rouge, indique la présence de dérivés stéroliques insaturés et/ou de triterpènes dans les organes étudiés.

Test des tanins

Test de chlorure de fer

Environ 2 g de poudre sèche à l'air de chaque organe de la plante sont extraits séparément à l'aide de 12 ml d'éthanol à 50 %. Le filtrat limpide est ensuite soumis aux tests de détection des tanins. On prélève quelques millilitres (2 ml) de l'extrait alcoolique, auxquels on ajoute 0,5 ml de chlorure ferrique. L'apparition d'une coloration vert foncé indique la présence de tanins catéchiques dans les organes analysés.

Test des alcaloïdes

On prélève 2 g de poudre sèche à l'air pour chaque organe séparément. Chaque échantillon est extrait avec 30 ml d'acide chlorhydrique dilué. Les extraits acides sont ensuite filtrés, puis alcalinisés à l'ammoniaque. L'extraction est réalisée à trois reprises avec 10 ml de chloroforme à chaque fois. Les extraits chloroformiques sont réunis et divisés en deux fractions :

a. La première fraction est évaporée à siccité. Le résidu est dissous dans 5 ml (si filtré) ou 3 ml (si non filtré) d'acide chlorhydrique dilué. La détection des alcaloïdes est effectuée à l'aide des réactifs de Mayer et de Wagner. L'apparition d'un précipité blanc avec le réactif de Mayer et d'un précipité brun chocolaté avec le réactif de Wagner indique la présence d'alcaloïdes dans les organes testés.

b. La seconde fraction est également évaporée à siccité. On ajoute ensuite 2 ml d'acide nitrique fumant au résidu, puis l'ensemble est évaporé à nouveau à sec sur un bain-marie. On ajoute alors 0,5 ml d'une solution à 3 % d'hydroxyde de potassium dans le méthanol. L'apparition d'une coloration pourpre écarlate brillante, suivie d'un virage au rouge, indique la présence d'alcaloïdes tropaniques.

2.2. Extraction des alcaloïdes totaux

Le protocole d'extraction des alcaloïdes est basé sur la méthode proposée par Balbaa *et al.*, (1981) et Yahia (2000), et consiste en plusieurs étapes successives.

Le processus de l'extraction des alcaloïdes commence par le prélèvement de 50 g de poudre séchée à l'air libre de chaque organe de *Datura* (racines, tiges, feuilles et fruits), séparément, suivie d'une macération dans un mélange d'éthanol et d'eau (70/30 : v/v) dans une ampoule à décanter pendant 24 heures (fig.18). Après cette période, le mélange est filtré. Ensuite, de l'éthanol à 70 % est ajoutée aux résidus se poursuit afin de garantir l'extraction complète des alcaloïdes, ce qui peut être vérifié à l'aide du détecteur passif de Wagner.

Une fois l'extraction terminée, l'extrait alcoolique est partiellement évaporé sous pression à l'aide d'un rotavapor, jusqu'à ce que le volume soit réduit au cinquième de son volume initial (fig.19). L'extrait ainsi obtenu est acidifié avec 10 ml d'une solution d'acide chlorhydrique (HCl : 1%) et agité afin de dissoudre les alcaloïdes. Après décantation, le matériel utilisé est lavé trois fois avec 5 ml d'acide chlorhydrique (HCl 1%) à chaque fois. L'extrait acide est ensuite lavé trois fois avec 10 ml de chloroforme (CHCl_3) pour éliminer les impuretés. La solution combinée est alors alcalinisée à l'aide d'une solution d'hydroxyde de sodium (NaOH), puis extraite trois fois avec 10 ml de chloroforme.

Enfin, l'extrait chloroformique est évaporé dans le rotavapor jusqu'à séchage complet, permettant d'obtenir les alcaloïdes totaux (fig. 20)

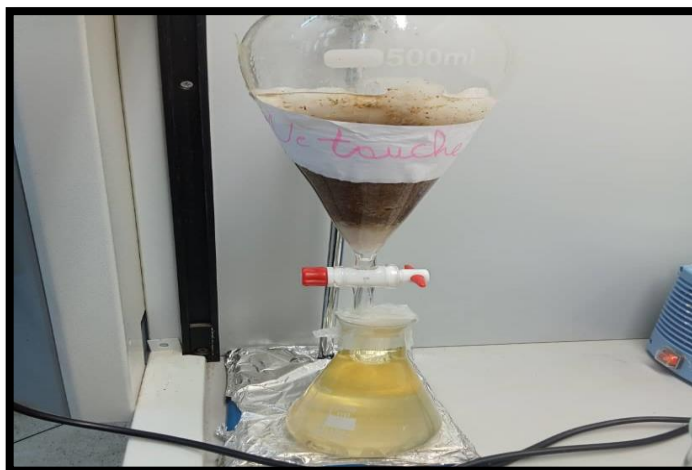


Figure 18 : Décantation de l'extrait de *Datura stramonium* L.



Figure 19 : Concentration de l'extrait de *Datura stramonium* L. par rotavapeur

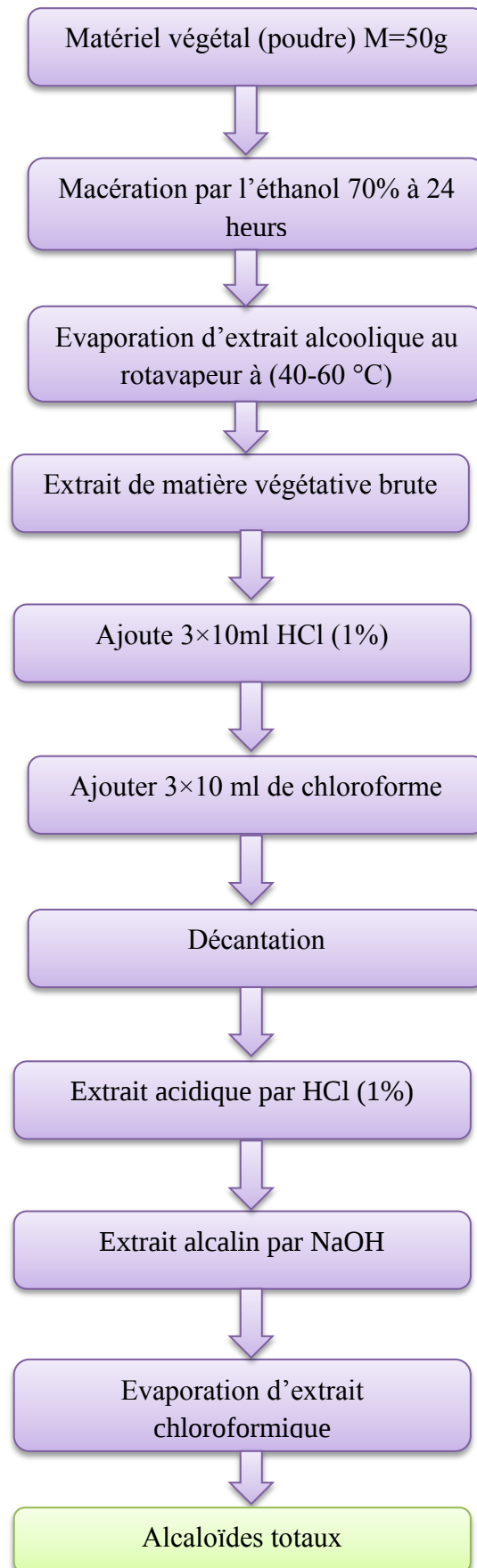


Figure 20 : Protocole général d'extraction des alcaloïdes totaux.

2.3. Dosage des alcaloïdes

Les extraits obtenus sont dissous dans 20 ml d'acide chlorhydrique (HCl : 0,5N).

La titration est effectuée à l'aide d'une solution d'hydroxyde de sodium (NaOH : 0,5 N), en utilisant le rouge de méthyle comme indicateur. Le point final de la titration est atteint lorsque la couleur passe du rose au jaune (fig. 21).



Figure 21 : dosage des alcaloïdes

Le taux d'alcaloïdes dans les parties aériennes et racinaires est calculé sur la base de l'hyoscyamine, qui est le composé majoritaire, conformément aux critères de la Pharmacopée Egyptienne (Egyptien Pharmacopée, 1972), à l'aide de la formule suivante :

$$\text{Alcaloïdes totaux} = \frac{(v \text{ d'acide } 0,5 - v \text{ d'alcaline } 0,5) \times 0,00587}{\text{poids de la poudre de la matière végétal(g)}} \times 100$$

v : volume

N : normalité

g : gramme

0,00587 : constante d'Hyoscyamine

2.4. Activité antibactérienne

Ce test requiert une manipulation dans des conditions strictes d'asepsie afin de prévenir toute contamination microbiologique. Par ailleurs, l'ensemble du matériel, des solutions et des milieux de culture utilisés doivent impérativement être stérilisés par autoclave avant leur emploi.

2.4.1. Principe

L'activité antibactérienne est évaluée selon la méthode de l'aromatogramme, laquelle permet de déterminer la sensibilité de différentes espèces bactériennes aux extraits éthanoliques de *Datura stramonium* L. Cette méthode repose sur la création des disques en papier de whatman de 6 mm de diamètre sur un milieu gélosé préalablement ensemencé avec une suspension de souches bactériennes à tester. Après incubation, la croissance des colonies bactériennes est observée, laissant autour des puits des zones claires appelées zones d'inhibition. Le diamètre de ces zones est directement proportionnel à l'activité bactériostatique de l'extrait testé. Ainsi, plus le diamètre est important, plus la souche bactérienne est considérée comme sensible. L'activité antibactérienne est exprimée par la mesure, en millimètres, du diamètre de la zone d'inhibition (Șerban et al., 2011)

2.4.2. Souches bactériennes testées

Quatre souches bactériennes de référence ont été utilisées pour évaluer l'activité antibactérienne : *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas aeruginosa* et *Bacillus cereus*

Tableau 4 : Les principales caractéristiques de ces souches.

Genre et espèce	Famille	Gram
<i>Escherichia coli</i>	Enterobacteriaceae	Négatif
<i>Staphylococcus aureus</i>	Micrococcaceae	Positif
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	Pseudomonadaceae	Négatif
<i>Bacillus cereus</i>	Bacillaceae	Positif

2.4.3. Préparation des milieux :

2.4.3.1. Préparation de milieu Gélose Nutritif (GN)

La Gélose Nutritive (GN) a été préparée dans le but de réactiver et de conserver les souches bactériennes, en dissolvant 20 g de gélose nutritive dans 1 litre d'eau distillée, sous agitation continue à température élevée sur une plaque chauffante jusqu'à ébullition. Ensuite,

la solution a été stérilisée à l'autoclave pendant 2 heures à 121°C, puis répartie dans des flacons en verre (Bauer et *al.*, 1966).

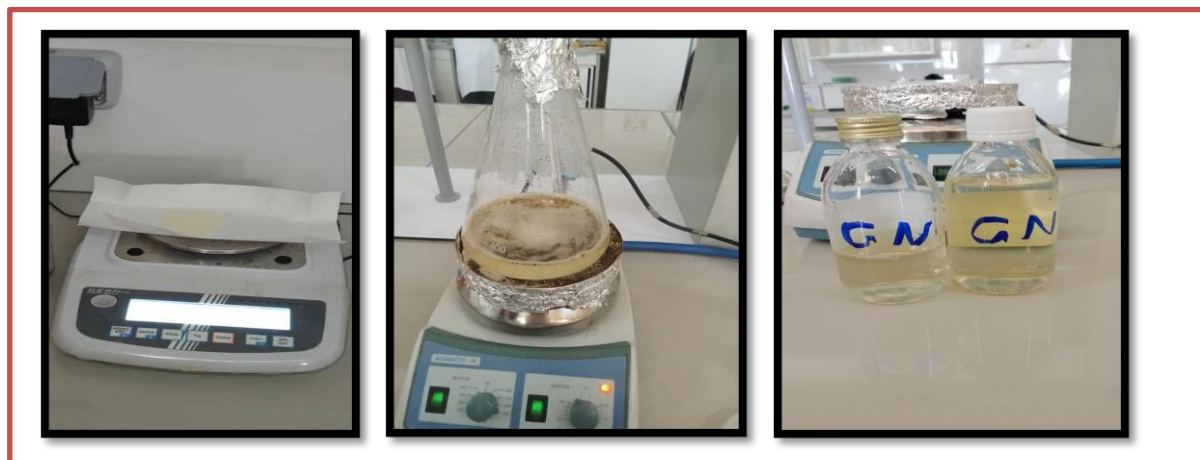


Figure 22 : Préparation de milieu Gélose Nutritif (GN)

2.4.3.2. Préparation du Bouillon Nutritif (BN)

Pour la réactivation et l'entretien des souches bactériennes, un milieu de Bouillon Nutritif (BN) a été préparé en dissolvant 2,8 g de poudre de bouillon nutritive dans 100 ml d'eau distillée. Le mélange est ensuite chauffé jusqu'à dissolution complète à l'aide d'une plaque chauffante avec agitation.

Après dissolution, le milieu est réparti dans des tubes ou flacons en verre, puis stérilisé à l'autoclave à 121°C pendant 20 minutes.

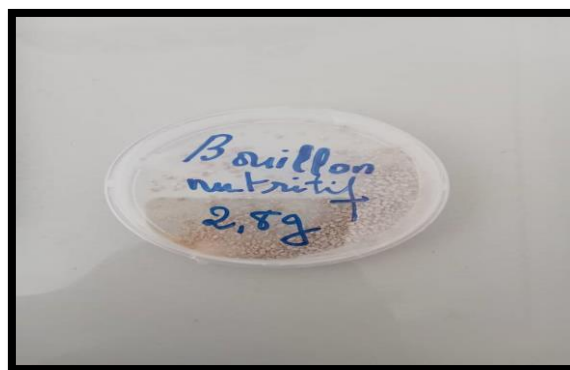


Figure 23 : Bouillon Nutritif (BN)

2.4.3.3. Préparation de milieu Mueller Hinton (MH)

Le milieu Mueller Hinton (MH) a été préparé dans le but de repiquage des souches bactériennes et d'évaluation de leur sensibilité à différentes concentrations d'extraits, afin d'étudier l'activité antibactérienne. Pour cela, 38 g de poudre de MH sont dissous dans 1 litre

d'eau distillée dans un erlenmeyer. Le mélange est ensuite chauffé avec agitation continue sur une plaque chauffante agitatrice jusqu'à ébullition complète pour assurer une dissolution totale des composants. Le milieu obtenu est ensuite réparti dans des flacons en verre, puis stérilisé à l'autoclave à 121°C pendant deux heures afin de garantir une stérilisation complète (Bauer *et al.*, 1966).

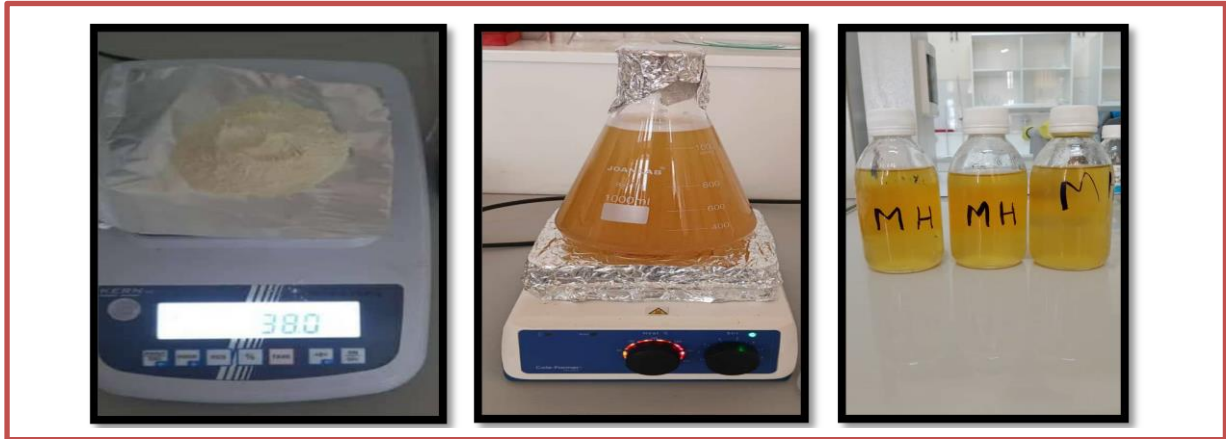


Figure 24 : Préparation de milieu Mueller Hinton (MH)

2.4.3.4. Préparation de l'eau physiologique

Elle est préparée par solubilisation de 0.9 g de NaCl dans 100 ml d'eau distillée avec agitation pendant quelques minutes, puis divisée dans des tubes en verre. Les tubes sont stérilisés dans un autoclave pendant 20 minutes à 120°C. L'eau physiologique est préparée pour l'ensemencement des souches.

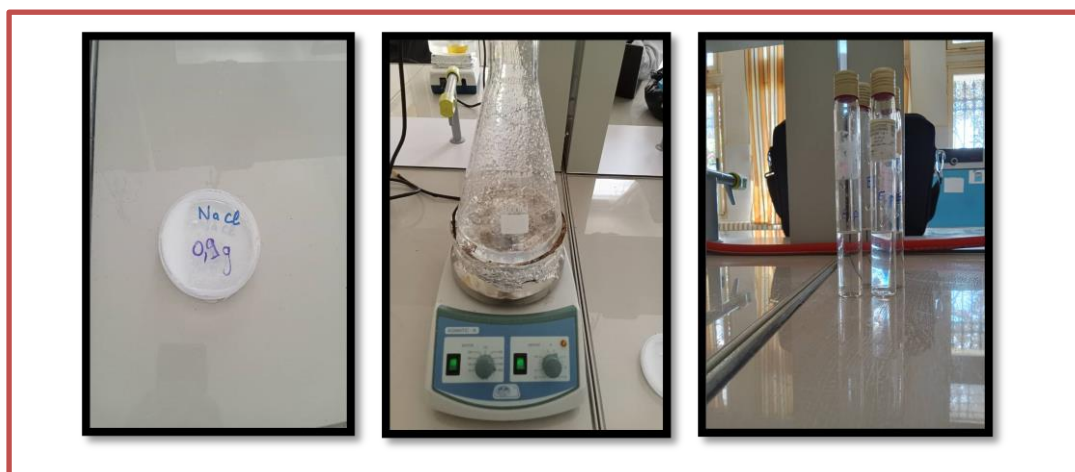


Figure 25 : Préparation de l'eau physiologique

2.4.3.5. Préparation des disques d'aromatogramme

Les disques sont préparés à partir de papier filtre Whatman n°3 ou n°4, découpé à l'aide d'un emporte-pièce en disques de 6 mm de diamètre. Il est important que les contours soient réguliers afin d'obtenir des zones d'inhibition faciles à mesurer.

Après la découpe, les disques sont placés dans des tubes à essai propres, puis stérilisés dans un autoclave à 120°C pendant 20 minutes. Une fois stérilisés, les disques sont conservés dans des conditions appropriées jusqu'à leur utilisation dans les tests d'antibiogramme

2.4.3.6. Préparation des dilutions des extraits

Les extraits ont été dilués en utilisant du diméthylsulfoxyde (DMSO) selon différentes concentrations. Les dilutions ont été préparées à partir de la solution mère (100 %) en respectant les proportions suivantes :

100 % (Solution mère) : extrait pur, non dilué (1 volume d'extrait)

75 % (dilution 3/4) : 3 volumes d'extrait mélangés avec 1 volume de DMSO

50 % (dilution 1/2) : 1 volume d'extrait avec 1 volume de DMSO

25 % (dilution 1/4) : 1 volume d'extrait avec 3 volumes de DMSO

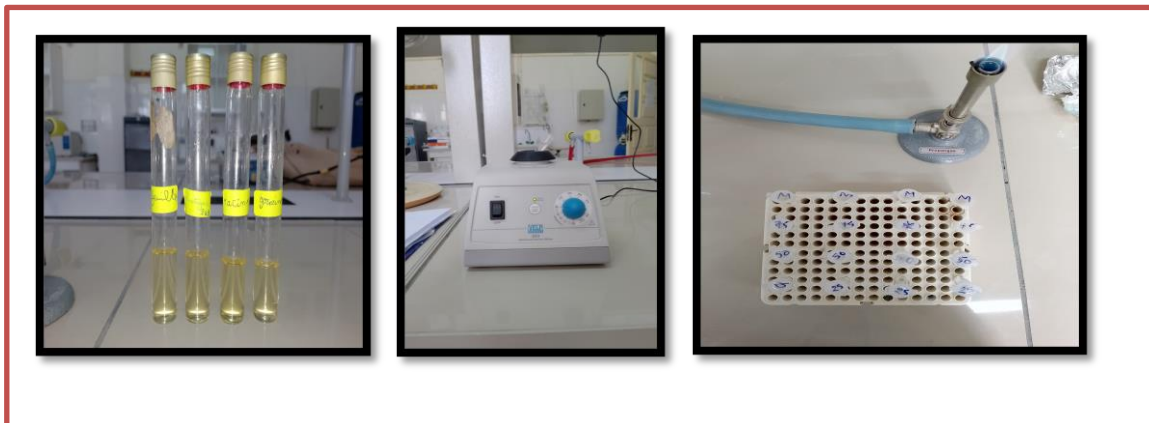


Figure 26 : Préparation des différentes dilutions des extraits

2.4.3.7. Réactivation des souches bactériennes

Les souches bactériennes ont été réactivées dans un bouillon nutritif (BN) stérile afin de favoriser leur croissance. Après une désinfection soigneuse de la zone de travail, les souches ont été ensemencées dans le milieu, puis incubées à 37°C pendant 24 heures. Cette étape permet d'activer les bactéries et de préparer une culture viable pour les analyses microbiologiques ultérieures

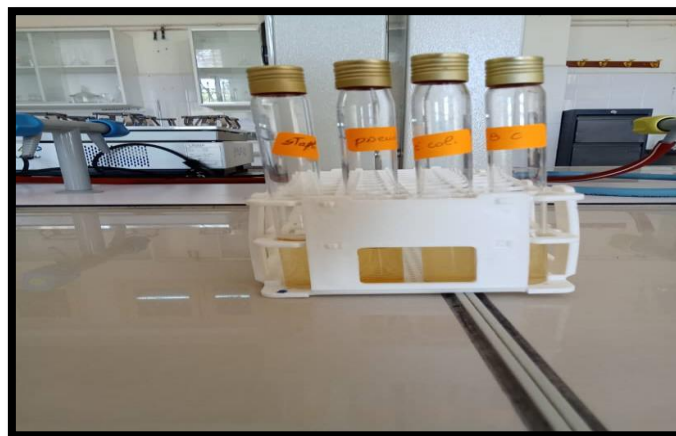


Figure 27 : Activation des bactéries dans BN

2.4.3.8. Préparation de l'inoculum bactérien

Les quatre souches bactériennes ont été repiquées, selon la méthode des stries, sur gélose nutritive (GN) dans des boîtes de Pétri à l'aide d'une anse de platine stérile, puis incubées à 37°C pendant 18 à 24 heures afin d'obtenir des colonies jeunes et bien isolées.

Après incubation, une à trois colonies isolées et identiques de chaque souche ont été prélevées à l'aide d'un écouvillon et transférées dans un tube contenant 9 à 10 ml d'eau physiologique stérile. La suspension bactérienne a été homogénéisée à l'aide d'un vortex. L'ajustement de la densité bactérienne a été réalisé jusqu'à obtenir une densité optique (DO) entre 0.08 et 0.10 à une longueur d'onde de 600 nm mesurée par un spectrophotomètre. Si la suspension est trop dense, on ajoute de l'eau physiologique stérile ; si elle est trop faible, on ajoute du milieu de culture. L'ensemencement doit être réalisé peu de temps après la préparation de l'inoculum (Bendahau et *al.*, 2007).



Figure 28 : Repiquage les bactéries dans GN

2.4.3.9. L'ensemencement des bactéries

L'ensemencement des bactéries se fait dans des conditions stériles, devant un bec Bunsen, en trempant un écouvillon stérile dans une suspension bactérienne, puis en le passant uniformément sur toute la surface du milieu Muller-Hinton solidifié dans une boîte de Pétri (épaisseur d'environ 4 mm), en répétant l'opération trois fois avec une rotation de 60° à chaque fois et un passage final sur les bords, après séchage à température ambiante pendant 15 minutes, quatre disques imprégnés d'extrait et un disque témoin sont déposés aseptiquement à l'aide d'une pince stérile, et 10 µl de chaque extrait (100%, 75%, 50%, 25%) ou dilution sont appliqués sur les disques à l'aide d'une micropipette.



Figure 29 : L'ensemencement des bactéries

2.4.3.10. Incubation et lecture des résultats

Après le dépôt des extraits sur les disques, les boîtes de Pétri sont incubées dans une étuve à 37°C pendant une durée de 18 à 24 heures. À la fin de la période d'incubation, les résultats sont observés en mesurant les diamètres des zones d'inhibition autour de chaque disque à l'aide d'un pied à coulisse, en millimètres. Les résultats sont exprimés par les diamètres des zones d'inhibition, représentant le degré de sensibilité des souches bactériennes vis-à-vis des extraits.

Selon ponce et *al.*, (2003) et ben Makhoul et *al.*, (2022), le renseigne diamètre des zones d'inhibition sur la sensibilité d'une bactérie donnée est :

- Non sensible (-) : diamètre des zones d'inhibition < 8 mm.
- Sensible (+) : diamètre des zones d'inhibition = 9-14mm.
- Très sensible (++) : diamètre des zones d'inhibition = 15-19mm.
- Extrêmement sensible (+++) : diamètre des zones d'inhibition >20mm.



Figure 30 : Incubation et lecture des diamètres des zones d'inhibition

Résultat et discussion



1. Screening phytochimique

1.1. Résultats

L'étude phytochimique qualitative a été menée sur des extraits préparés à partir des différentes parties aériennes et racinaires de *Datura stramonium* L., incluant les racines, tige, feuilles et fruits. Cette analyse vise à révéler les diverses familles de métabolites secondaires présents dans la plante, en utilisant des tests basés sur des réactions qualitatives de caractérisation. Ces réactions reposent principalement sur des phénomènes de précipitation, de colorations, induites par des réactifs spécifiques à chaque catégorie de composés.

Les tests phytochimiques réalisés ont permis de détecter plusieurs groupes bioactifs majeurs, notamment les saponosides, flavonoïdes, glycosides, triterpènes, tanins et alcaloïdes. La présence de ces métabolites secondaires dans les tissus végétaux broyés témoigne du potentiel pharmacologique important de l'espèce étudiée.

Les résultats expérimentaux, présentés dans le tableau 05, ont été évalués selon une échelle semi-quantitative : ++ (fortement positif), + (moyennement positif), et ± (trace), – (négatif). Ces résultats fournissent une base essentielle pour comprendre les propriétés biologiques et thérapeutiques potentielles de *Datura stramonium* L., en lien avec la composition chimique spécifique de ses différentes parties.

Tableau 5 : Screening phytochimique de *Datura stramonium* L.

			Résultat obtenu			
Substance tastées	Réactifs utilisent	Observation	Racine	Tige	Feuille	Fruits
Saponosides	L'eau distillée	Mousse stable	++	±	++	±
Flavonoïdes	L'acide hydrochlorique, Hydroxyde de sodium	Couleur jaune claire	+	++	++	+
Glucosides	Réactifs de	Formation	++	++	+	++

	fehling	d'un précipité rouge brique				
Tri terpènes et stéroïdes	chlorure fer d'acide sulfurique	La formation d'un anneau rouge violet	+	+	++	+
Tanins	Chlorure de fer	Couleur verte foncée	-	++	++	++
Alcaloïdes	Réactif de fehling	Couleur brune	++	++	++	++

Nos résultats de screening phytochimique sur les extraits éthanoliques et aqueux des racines, des tiges, des feuilles et des fruits de *Datura stramonium* L ont révélé la richesse de ces organes végétaux en métabolites secondaires.

Saponosides

Suite à l'agitation des tubes à essai, et à un durés plus de 30 min, une mousse persistante d'une hauteur supérieure à 1 cm a été observée dans les extraits aqueux des racines, tige, feuilles et fruits de *Datura stramonium* L. Ce résultat témoigne de la richesse de ces organes en saponosides. On remarque que la mousse en saponines est plus importante dans les feuilles, les racines, avec des traces retrouvées dans les tiges et les fruits.



Figure 31 : Résultat de test des saponosides (photo personnelle, 2025).

Flavonoïdes

L'apparition d'une coloration jaune pâle dans les extraits éthanoliques des racines, tige, feuilles et fruits de *Datura stramonium* L. révèle la présence de flavonoïdes dans l'ensemble de ces organes. Cette coloration est plus intense au niveau des feuilles et des tiges comparée à celle observée dans les racines et les fruits.

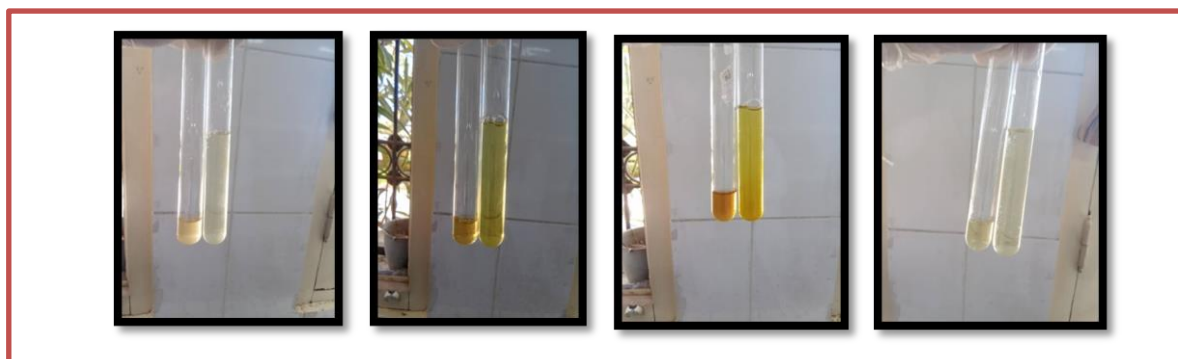


Figure 32 : Résultat de test des flavonoïdes (photo personnelle, 2025).

Glucosides

La formation d'un précipité de couleur rouge brique a été observée dans les extraits éthanoliques des racines, tige, feuilles et fruits de *Datura stramonium* L., traduisant la présence de glucosides dans l'ensemble de ces organes. La coloration observée dans les extraits des fruits, tiges et racines était plus intense que celle des feuilles

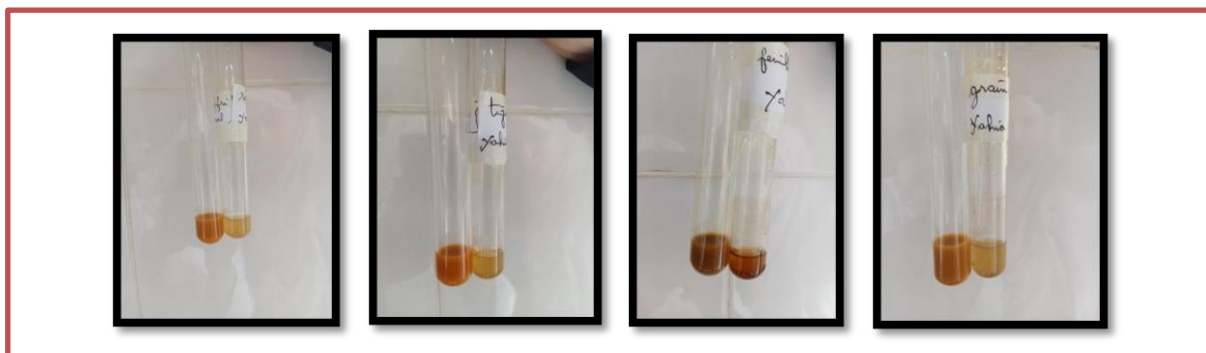


Figure 33 : Résultat de test des glucosides (photo personnelle, 2025).

Triterpènes et stéroïdes

La formation d'un anneau rouge violacé dans les extraits éthanoliques des racines, tige, feuilles et fruits de *Datura stramonium* L. indique la présence de triterpènes et de stéroïdes. Avec une dominance dans les feuilles

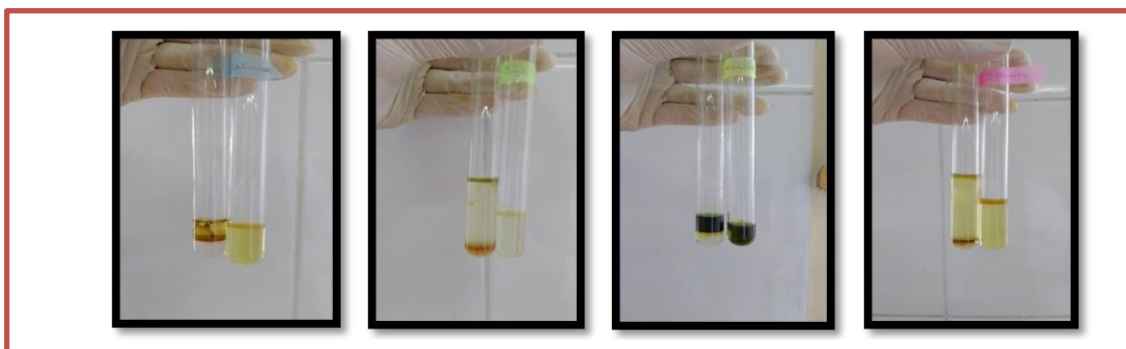


Figure 34 : Résultat de test des Triterpènes et stéroïdes (photo personnelle, 2025).

Tanins

L'apparition d'une coloration vert foncé dans les extraits éthanoliques des racines, tige, feuilles et fruits de *Datura stramonium* L. révèle la présence de tanins dans ces différents organes. Par une réaction moyennement positive dans l'extrait des racines



Figure 35 : Résultat de test des tanins (photo personnelle, 2025).

Alcaloïdes

L'observation d'une coloration brune dans les extraits éthanoliques des racines, tige, feuilles et fruits de *Datura stramonium* L. indique la présence d'alcaloïdes dans l'ensemble des organes étudiés. Par une réaction fortement positive dans l'extrait des fruits.

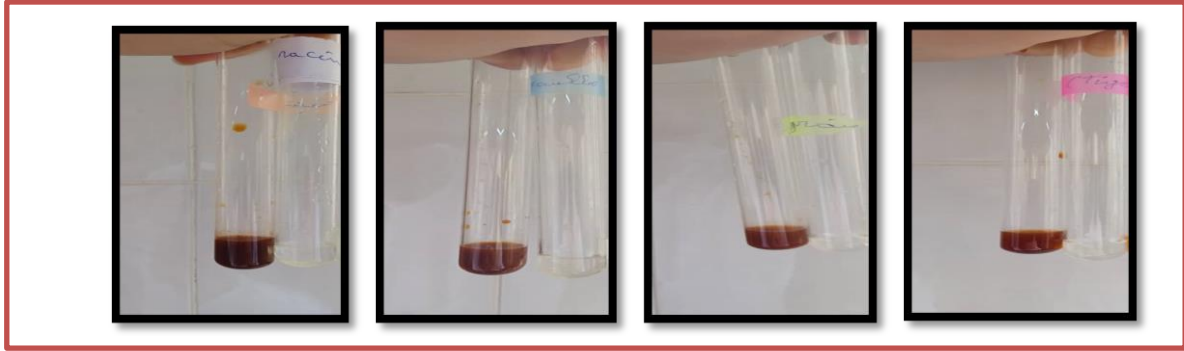


Figure 36 : Résultat de test des Alcaloïdes (photo personnelle, 2025).

1.2. Discussion

L'analyse qualitative des extraits aqueux et éthanoliques des différentes parties de *Datura stramonium* L. (les racines, tige, feuilles et fruits) a mis en évidence la présence de plusieurs classes de métabolites secondaires, avec une répartition variable selon l'organe végétal.

Les saponosides ont été principalement révélés dans les feuilles, suivies par les racines et les fruits, tandis que leur présence dans les tiges s'est limitée à des traces. Ces résultats s'accordent avec ceux de Shobha et *al.* (2014). Néanmoins, Joshua et *al.* (2020) ont rapporté une absence ou une détection très faible de ces composés dans certaines parties, selon la méthode d'extraction appliquée.

Les flavonoïdes ont donné des réactions positives particulièrement dans les feuilles et les tiges, ce qui correspond à leur rôle physiologique antioxydant dans les parties aériennes de la plante, comme mentionné par Waza et *al.* (2015). Toutefois, Tripathi et *al.* (2024) ont montré une distribution plus homogène entre les feuilles et les graines dans leur étude.

Pour les glucosides, leur présence a été confirmée dans les tiges, racines et fruits, avec une réaction moins marquée dans les feuilles. Ces résultats sont similaires à ceux rapportés par Banso et Adeyemo (2006), bien que Fokor et *al.* (2017) aient noté une variabilité de détection en fonction du solvant utilisé et des conditions environnementales.

Concernant les stérols, ceux-ci ont été identifiés dans tous les organes examinés, avec une intensité de réaction plus visible dans les feuilles, ce qui est en accord avec les résultats obtenus par Sharma et Sharma (2013).

Les tanins ont été révélés dans l'ensemble des échantillons, bien que leur réaction soit légèrement plus atténuée dans les racines. Cette observation rejoint celle de Shobha et *al.* (2014), qui ont rapporté une réaction fortement positive dans les feuilles.

Enfin, Les alcaloïdes ont été détectés dans tous les organes, avec une réaction plus marquée au niveau des fruits. Ce résultat concorde avec les observations d'Altameme et *al.* (2015), qui ont noté une présence notable d'alcaloïdes tropaniques dans les graines et les fruits. Banso et Adeyemo (2006) ont également signalé une détection significative de ces composés dans les tiges et les graines.

Ces divergences entre les études peuvent s'expliquer par plusieurs facteurs, notamment la nature du solvant, les conditions environnementales, la période de récolte et le stade physiologique des plantes, qui influencent la biosynthèse et l'accumulation des métabolites secondaires.

En conclusion, nos résultats confirment la richesse de *Datura stramonium* en composés bioactifs, tout en mettant en lumière la variabilité possible des profils phytochimiques en fonction des méthodes d'extraction et des conditions de culture.

2. Estimation des alcaloïdes

2.1. Résultat de l'extraction des alcaloïdes totaux

La préparation des extraits alcaloïdiques à partir des parties aériennes et racinaires a été réalisée selon la méthode décrite par Balbaa et *al.* (1981). Cette méthode repose sur deux grandes étapes :

1. Extraction initiale : une extraction par un mélange hydro-alcoolique (éthanol/eau, 70/30 V/V) est effectuée pour obtenir un extrait brut contenant l'ensemble des constituants solubles dans ce mélange.

2. Fractionnement : l'extrait brut est ensuite soumis à un fractionnement à l'aide de deux solvants, l'acide chlorhydrique (HCl) et le chloroforme. Ce procédé permet de séparer les composés selon leur solubilité. Les alcaloïdes liés (sous forme de sels) sont solubles dans les acides dilués comme le HCl, tandis que les alcaloïdes libres sont solubles dans les solvants organiques comme le chloroforme.

Cette approche a été appuyée par Yahia (1989), qui a précisé que l'extraction des alcaloïdes repose sur leur nature chimique :

- Les alcaloïdes libres sont solubles dans les solvants organiques.
- Les alcaloïdes liés (sous forme de sels) sont solubles dans les acides dilués.

2.2. Résultats du dosage des alcaloïdes totaux

Les résultats du dosage des alcaloïdes totaux des quatre parties (racines, tige, feuilles et fruits) de *Datura stramonium* L., sont présentés par le tableau 06 ainsi que par la figure 28

Tableau 6 : Pourcentage des alcaloïdes totaux dans les quatre parties

Organes	Racine	Tige	Feuille	Fruit
Alcaloïdes %	0,361	0,101	0,160	0,410

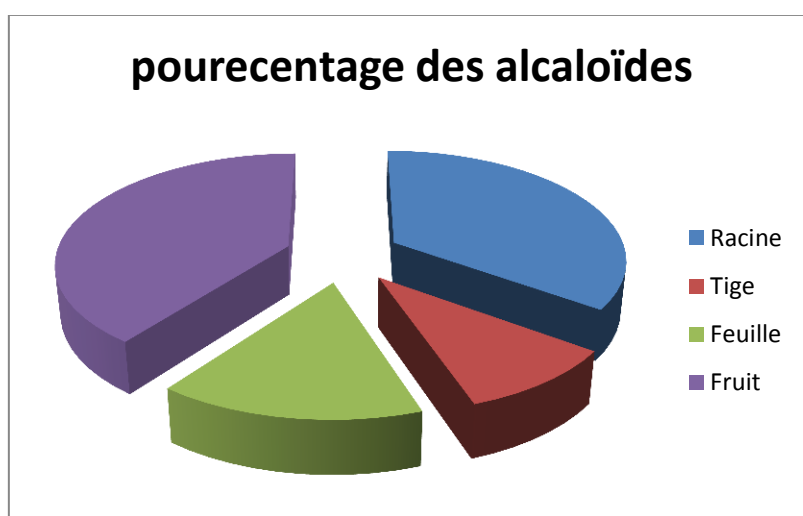


Figure 37 : le pourcentage des alcaloïdes totaux en quatre parties

Les résultats présentés dans le tableau et la figure montrent que le pourcentage le plus élevé d'alcaloïdes totaux a été enregistré au niveau des fruits avec une valeur de 0,410 %, suivi des racines avec 0,361 %, puis des feuilles avec 0,160 %. La tige présente la plus faible teneur en alcaloïdes avec un pourcentage de 0,101 %. Ces données confirment une variation dans l'accumulation des alcaloïdes entre les différents organes de *Datura stramonium* L.

2.3. Discussion

Les résultats obtenus montrent que la teneur en alcaloïdes totaux varie significativement selon les organes de *Datura stramonium* L., avec une concentration maximale observée au niveau des fruits (0,410 %), suivie des racines (0,361 %), des feuilles (0,160 %), tandis que la tige présente la plus faible teneur (0,101 %). Cette distribution hétérogène suggère une régulation physiologique dans l'accumulation des alcaloïdes en fonction du rôle fonctionnel et défensif de chaque organe.

Ces résultats sont en accord avec ceux rapportés par Iranbakhsh et al. (2006), qui ont montré que les feuilles et les capsules contiennent des taux élevés d'atropine et de scopolamine selon le stade de développement, soulignant l'importance des organes reproducteurs dans l'accumulation de ces métabolites secondaires. De même, Jakabová et al. (2012) ont observé une variation significative des concentrations d'alcaloïdes entre les différentes parties de la plante, avec des niveaux plus élevés dans les parties supérieures, en particulier les fruits.

Par ailleurs, Philipov et Berkov (2002) ont identifié 25 types d'alcaloïdes tropaniques dans les racines, feuilles et graines de *Datura stramonium* L., avec des variations influencées par les conditions environnementales, ce qui peut expliquer l'ordre d'accumulation observé dans notre étude.

Enfin, Gakuya (1980) a trouvé que les feuilles présentaient une teneur en atropine (0,46 %) supérieure à celle des racines (0,125 %) dans des plantes cultivées au Kenya, illustrant l'effet de la localisation géographique et des conditions de culture sur la répartition des alcaloïdes.

En somme, nos résultats confirment les données de la littérature, et mettent en évidence une accumulation différentielle des alcaloïdes dans *Datura stramonium* L., rendant les fruits et les racines particulièrement intéressants pour une éventuelle valorisation pharmacologique ou biologique.

3. Activité antimicrobienne des extraits de *Datura stramonium* L.

L'activité antibactérienne des extraits bruts et alcaloïdiques de la plante *Datura stramonium* L. a été évaluée en utilisant différentes parties de la plante, notamment les racines et les tiges les fruits, les feuilles. Les tests ont été réalisés contre quatre souches bactériennes importantes : *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Bacillus cereus* et *Pseudomonas aeruginosa*, en utilisant la méthode de diffusion sur disque sur un milieu gélosé Muller-

Hinton. Après une incubation de 24 heures à 37°C, les diamètres des zones d'inhibition autour des disques ont été mesurés afin d'évaluer le degré de sensibilité ou de résistance des souches bactériennes vis-à-vis des différents extraits végétaux. Cette étude vise à déterminer l'efficacité biologique des extraits de *Datura stramonium* L. et à comparer l'effet des différentes parties de la plante sur les souches testées.

Les résultats obtenus représentent dans les tableaux 07 :

Tableau 7 : Diamètres des zones d'inhibitions en mm obtenus avec les extraits alcaloïdiques des tous les parties

Organe	Gram	Souche	Sm	D 3/4	D 1/2	D 1/4	Tm (DMSO)
Racine	Positif	<i>Bacillus cereus</i>	-	-	-	-	0
		<i>Staphylococcus aureus</i>	8,26	7,42	7	7	0
	Négatif	<i>Escherichia coli</i>	11,05	10,35	10,15	9,45	0
		<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	-	-	-	-	0
Tige	Positif	<i>Bacillus cereus</i>	-	-	-	-	0
		<i>Staphylococcus aureus</i>	6,30	-	-	-	0
	Négatif	<i>Escherichia coli</i>	10,95	10,58	10,58	10,28	0
		<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	-	-	-	-	0
Feuille	Positif	<i>Bacillus cereus</i>	-	-	-	-	0

	Négatif	<i>Staphylococcus aureus</i>	10,4	9,53	-	-	0
		<i>Escherichia coli</i>	11,90	10,95	10,60	10,35	0
		<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	-	-	-	-	0
Fruit	Positif	<i>Bacillus cereus</i>	-	-	-	-	0
		<i>Staphylococcus aureus</i>	9,78	9,42	9	8,67	0
	Négatif	<i>Escherichia coli</i>	11,40	11,20	10,35	10,20	0
		<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	-	-	-	-	0

Sm : solution mère

D : dilution

Afin d'évaluer l'activité antibactérienne des extraits alcaloïdiques issus des différentes parties de la plante, les diamètres des zones d'inhibition ont été mesurés contre plusieurs souches bactériennes à Gram positif et à Gram négatif. Ce tableau permet de rassembler des données quantitatives précises sur l'effet de chaque extrait sur la croissance bactérienne, ce qui facilite une analyse comparative mettant en évidence les différences d'activité selon l'organe végétal.

Racine

La racine a montré une efficacité marquée contre *Escherichia coli*, avec des zones d'inhibition allant de 11,05 mm pour la solution mère (sm) à 9,45 mm pour la dilution (D1/4). Pour *Staphylococcus aureus*, les valeurs des diamètres variaient entre 8,26 mm et 7,00 mm, indiquant une activité modérée pour toutes les dilutions. Aucun effet n'a été observé contre *Bacillus cereus* ou *Pseudomonas aeruginosa*.

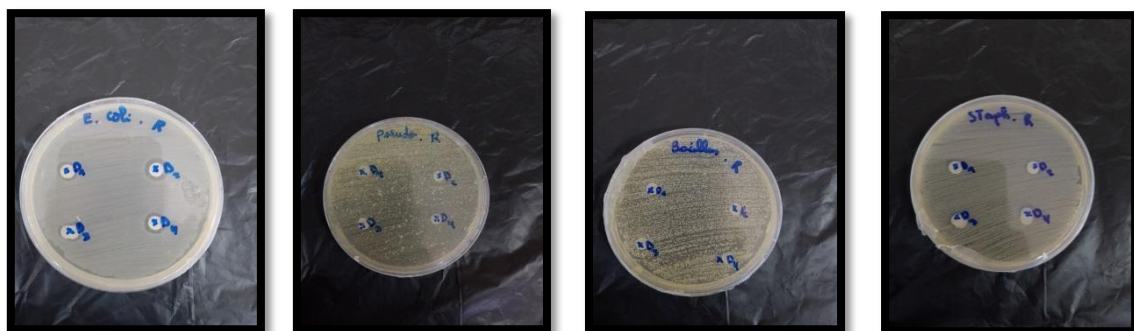


Figure 38 : Zones d'inhibitions (mm) d'extract de racine dans les 4 souches étudiées (photo personnelle, 2025).

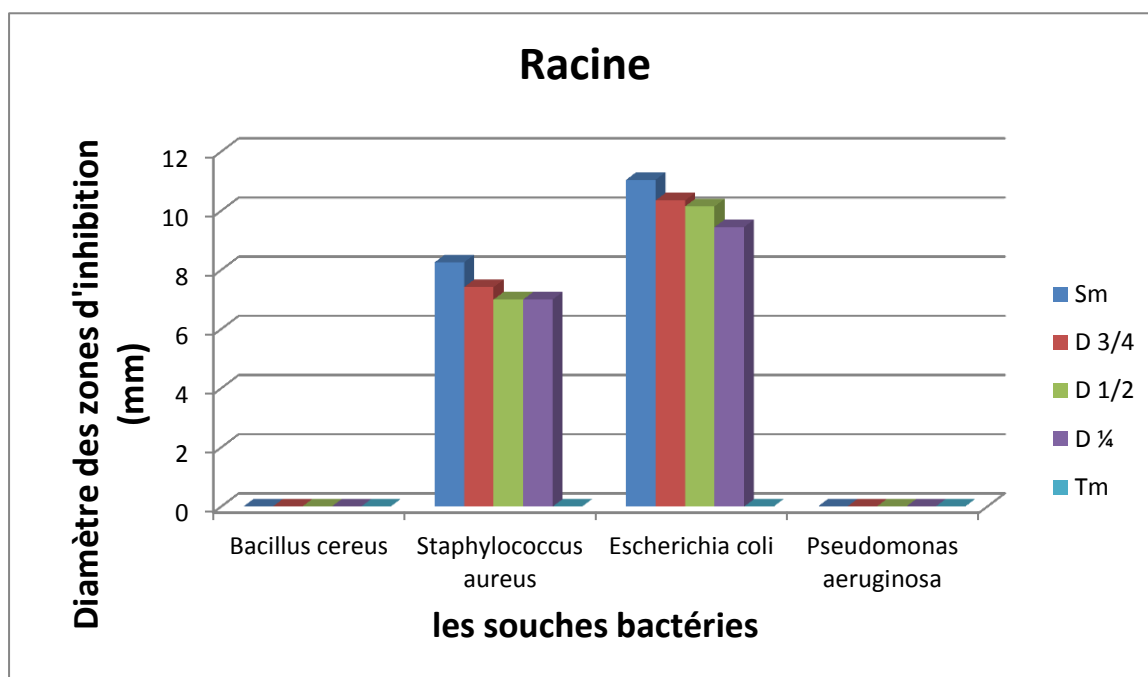


Figure 39 : Diamètre des zones d'inhibition des racines de *Datura stramonium* L. vis-à-vis de quatre souches bactériennes.

Tige

La tige s'est révélée être la partie la moins active, ne montrant d'effet que contre *Escherichia coli*, avec des zones d'inhibition allant de 10,95 mm à 10,28 mm selon la dilution. Aucune activité n'a été détectée contre les autres souches, y compris celles à Gram positif.

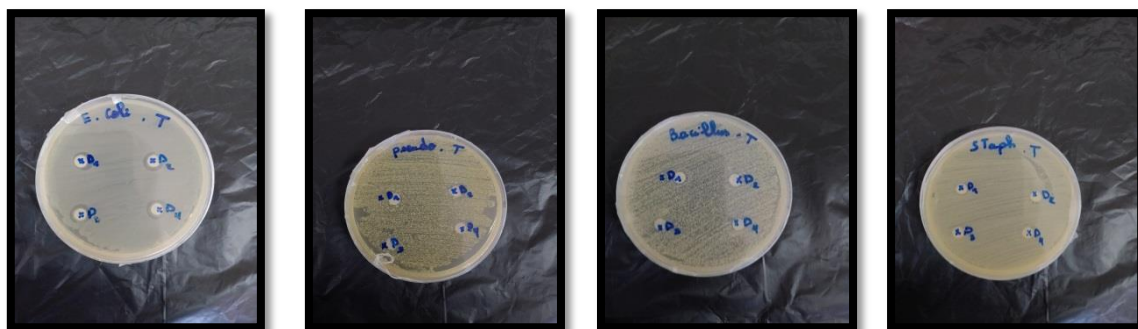


Figure 40 : Zones d'inhibitions (mm) d'extrait de tige dans les 4 souches étudiées (photo personnelle, 2025).

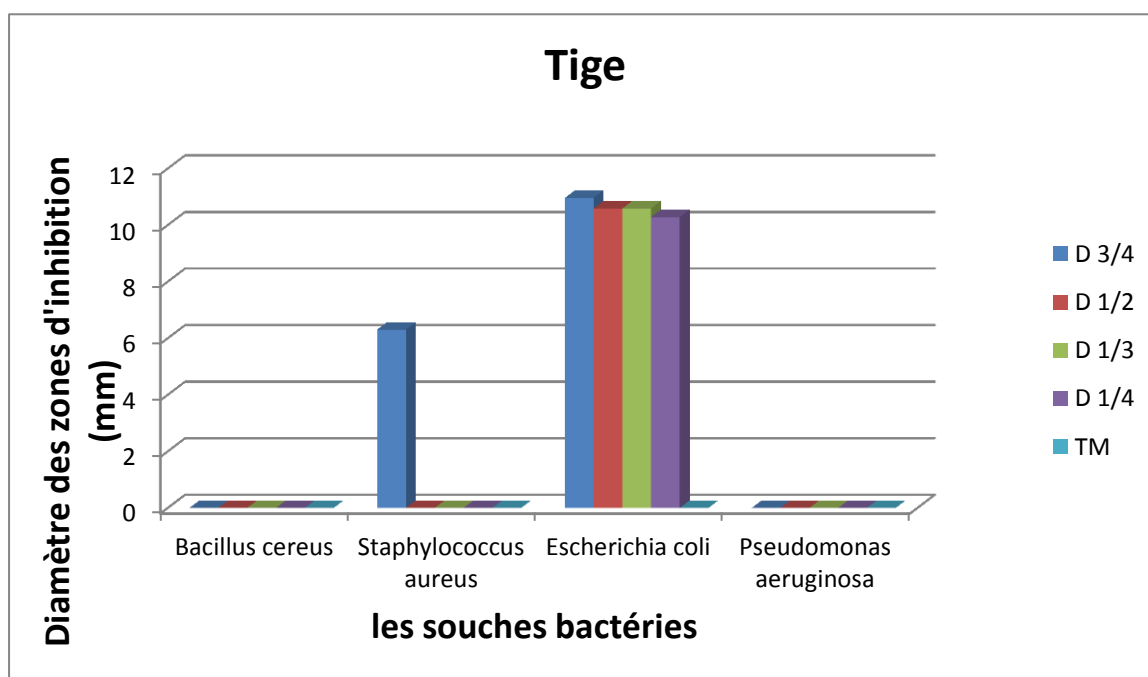


Figure 41 : Diamètre des zones d'inhibition des tiges de *Datura stramonium* L. vis-à-vis de quatre souches bactériennes.

Feuille

Les extraits de feuilles ont montré une activité notable contre *Escherichia coli*, enregistrant les valeurs les plus élevées parmi tous les organes, avec un diamètre de 11,90 mm avec la solution mère (sm), diminuant progressivement jusqu'à 10,35 mm avec la dilution D1/4. Une activité a également été observée contre *Staphylococcus aureus*, avec des valeurs de 10,4 mm pour la solution mère (sm) et 9,53 mm pour la dilution (D3/4). Aucune inhibition n'a été constatée contre *Bacillus cereus* ni *Pseudomonas aeruginosa*. Ces résultats soulignent

une forte concentration en composés actifs dans les feuilles, surtout contre les bactéries à Gram négatif.



Figure 42 : Zones d'inhibitions (mm) d'extract de feuille dans les 4 souches étudiées (photo personnelle, 2025).

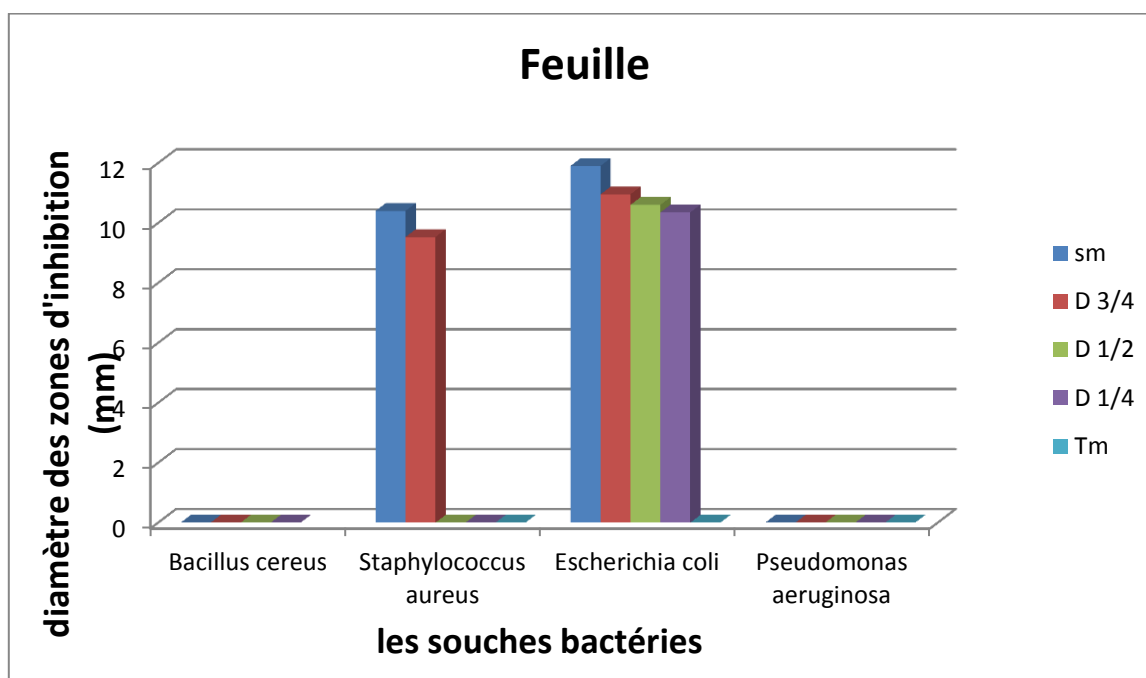


Figure 43 : Diamètre des zones d'inhibition des feuilles de *Datura stramonium* L. vis-à-vis de quatre souches bactériennes.

Fruit

Le fruit a présenté une activité considérable contre *Staphylococcus aureus* et *Escherichia coli*. Les diamètres des zones d'inhibition variaient entre 9,78 mm et 8,67 mm pour *Staphylococcus aureus*, et entre 11,40 mm et 10,20 mm pour *Escherichia coli*, selon le degré de dilution. Cette stabilité relative de l'activité, malgré la dilution, indique une bonne rémanence de l'effet antibactérien. Aucune activité n'a été détectée contre les autres souches.



Figure 44 : Zones d'inhibitions (mm) d'extrait de fruit dans les 4 souches étudiées (photo personnelle, 2025).

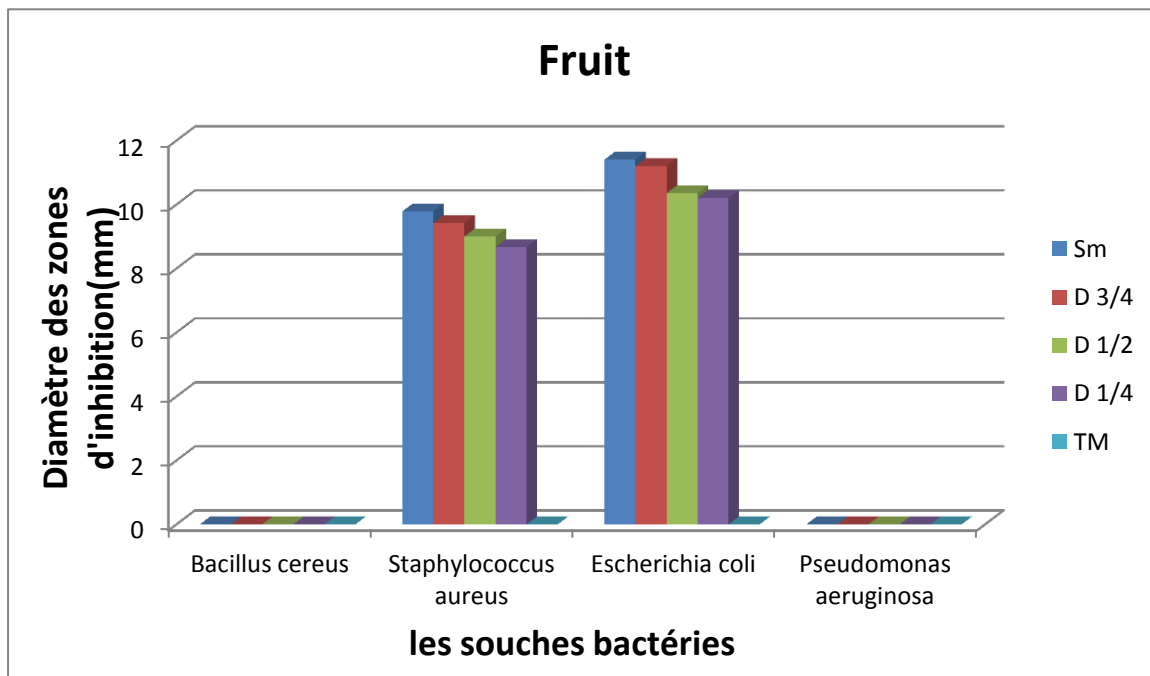


Figure 45 : Diamètre des zones d'inhibition des feuilles de *Datura stramonium* L. vis-à-vis de quatre souches bactériennes.

L'analyse comparative des résultats expérimentaux montre une variabilité de l'activité antibactérienne selon la partie de la plante utilisée. Les feuilles et les fruits se démarquent comme les organes les plus actifs, en particulier contre *Escherichia coli* et *Staphylococcus aureus* avec des diamètres élevés et relativement stables malgré la dilution. La racine occupe une position intermédiaire, notamment contre *Escherichia coli*, tandis que la tige affiche une activité plus faible tant en termes de spectre que de valeurs mesurées. Ces résultats démontrent que l'activité biologique dépend étroitement de l'organe végétal étudié.

Discussion

Les résultats obtenus lors de l'évaluation de l'activité antibactérienne des extraits alcaloïdiques révèlent une variation significative selon la partie de la plante utilisée. Cette section vise à interpréter ces résultats à la lumière de données scientifiques issues de la littérature, afin de mieux comprendre les mécanismes sous-jacents responsables de l'efficacité observée.

Les extraits de feuilles et de fruits ont montré les plus grandes zones d'inhibition, notamment contre *Escherichia coli* et *Staphylococcus aureus*. Cette efficacité accrue peut s'expliquer par la richesse de ces organes en métabolites secondaires tels que les alcaloïdes, les flavonoïdes et les phénols, reconnus pour leur potentiel antimicrobien (Cowan, 1999 ; Cushnie et Lamb, 2005). Les feuilles, en particulier, constituent des centres de biosynthèse active et accumulent des composés phénoliques de défense en réponse au stress biotique (Harborne et Williams, 2000).

Par ailleurs, l'activité contre *Escherichia coli*, une bactérie à Gram négatif, est significative, bien que ces bactéries soient en général plus résistantes en raison de leur membrane externe lipopolysaccharidique (Nikaido, 2003). Cela indique que les composés actifs présents dans les extraits ont la capacité de pénétrer à travers cette barrière ou d'inhiber des processus internes essentiels.

En ce qui concerne les racines, leur activité modérée peut être liée à une teneur moindre en composés volatils ou à une spécialisation fonctionnelle différente, centrée davantage sur l'absorption que sur la défense (Chandler et al., 2001). Néanmoins, leur efficacité contre *Escherichia coli* témoigne la présence de certains alcaloïdes basiques, comme les berbérines, connues pour perturber la synthèse des acides nucléiques bactériens (Stermitz et al., 2000).

La tige, quant à elle, a révélé la plus faible activité antibactérienne. Cela peut s'expliquer par une concentration plus faible en métabolites secondaires dans cette partie, souvent plus lignifiée et moins métaboliquement active (Bennet et Wallsgrove, 1994). De plus, certaines études ont montré que les tiges servent principalement de voies de transport et de support structural, plutôt que de défense biochimique (Taiz et Zeiger, 2010).

La variation de l'activité selon les souches bactériennes est aussi à noter. L'absence d'effet contre *Pseudomonas aeruginosa* et *Bacillus cereus* pourrait s'expliquer par leur arsenal enzymatique et leur capacité de formation de biofilm, conférant une résistance accrue aux agents antimicrobiens (Poole, 2005 ; Mah et O'Toole, 2001).

En somme, les différences observées dans l'activité antibactérienne des extraits alcaloïdiques sont en grande partie attribuables à la composition biochimique spécifique de chaque organe végétal. Les feuilles et les fruits, riches en métabolites secondaires à activité antimicrobienne, se révèlent les plus efficaces, tandis que la tige montre un potentiel plus limité. Ces résultats sont cohérents avec les données de la littérature et permettent d'envisager des pistes pour la valorisation pharmacologique ciblée des extraits végétaux.

Conclusion et perspective

Conclusion

Les plantes médicinales représentent aujourd'hui l'une des principales ressources naturelles qui suscitent un intérêt croissant de la part des chercheurs, en raison de leur richesse en métabolites secondaires à activité biologique, notamment les alcaloïdes. Ces derniers ont prouvé leur efficacité dans de nombreuses applications thérapeutiques, en particulier dans la lutte contre les bactéries, les champignons et les parasites. La présente étude s'inscrit dans cette dynamique, en contribuant à l'évaluation des effets des alcaloïdes extraits de *Datura stramonium* L., appartenant à la famille des Solanacées, sur l'activité antibactérienne, tout en étudiant leur répartition quantitative dans les différents organes de la plante.

L'analyse phytochimique réalisée sur les extraits éthanoliques et aqueux des racines, des tiges, des feuilles et des fruits de *Datura stramonium* L. ont révélé la présence de plusieurs groupes de métabolites secondaires tels que les saponosides, flavonoïdes, glucosides, triterpènes, stéroïdes, tanins et alcaloïdes. Les feuilles se sont distinguées par une abondance apparente en saponosides et flavonoïdes, tandis que les racines ont montré une présence marquée en alcaloïdes et glucosides. Les tiges, quant à elles, ont révélé une présence notable en tanins et triterpènes, alors que les fruits ont présenté une présence modérée de la plupart des composés détectés. Cette diversité chimique témoigne de la spécialisation fonctionnelle de chaque organe et met en lumière le potentiel thérapeutique varié de la plante.

Les résultats obtenus montrent que la concentration des alcaloïdes varie selon les parties de la plante. Les graines se sont révélées les plus riches avec un taux de 0,410 %, suivies des racines, puis les feuilles, ce qui indique que ces organes sont les principaux sites d'accumulation de ces composés bioactifs. En revanche, la concentration la plus faible a été enregistrée dans les tiges, avec un taux de 0,101 %, suggérant une distribution métabolique spécifique liée aux besoins physiologiques et de défense de la plante.

En ce qui concerne l'activité antibactérienne, les extraits alcaloïdiques ont démontré une efficacité notable contre certaines souches bactériennes. Les tests de sensibilité, qui seront présentés en détail ultérieurement, ont mis en évidence une variabilité de la réponse selon la nature de la bactérie, confirmant ainsi le potentiel antimicrobien des alcaloïdes de *Datura stramonium* L., Ces résultats renforcent la pertinence de son usage en médecine traditionnelle et ouvrent la voie à son exploitation comme alternative naturelle dans le traitement des infections, surtout à une époque marquée par l'augmentation de la résistance aux antibiotiques classiques.

Perspective

À la lumière de ces constatations, *Datura stramonium* L. peut être considérée comme une plante prometteuse dans le domaine pharmaceutique et de la médecine complémentaire. En effet, elle constitue une source naturelle précieuse de plusieurs alcaloïdes tropaniques majeurs tels que l'atropine et la scopolamine, deux composés à haute valeur thérapeutique. L'atropine est largement utilisée en ophtalmologie comme mydriatique pour dilater la pupille et traiter certaines affections oculaires. Quant à la scopolamine, elle est prescrite dans le traitement de troubles neurologiques et psychiatriques, notamment pour calmer les états de confusion, les nausées liées au mal des transports, et parfois même dans certains traitements de la maladie de Parkinson.

Ces applications médicales confirment l'intérêt grandissant envers les composés issus de plantes médicinales, en tant qu'alternatives naturelles et efficaces aux produits de synthèse. Dans cette optique, un approfondissement des recherches s'avère essentiel, tant sur le plan chimique pour isoler et purifier ces molécules, que sur le plan biologique afin d'évaluer leurs effets, leur sécurité d'emploi, et leur mécanisme d'action. L'objectif serait de développer des médicaments innovants, à la fois accessibles, moins coûteux et mieux tolérés, en réponse à la demande croissante en solutions thérapeutiques naturelles et durables, notamment face à la montée alarmante de la résistance aux antibiotiques.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

A

Ali, N. A. A., Julich, W. D., Kusnick, C., & Lindequist, U. (2013). Screening of Yemeni medicinal plants for antibacterial and cytotoxic activities. *Journal of Ethnopharmacology*, 74(2), 173–179.

Allerberger F., Fretz R., Schmid D., Brueller W., Girsch L., Pichler A.M., Riediger K., Safer M. 2007. Food poisoning due to Jimson weed mimicking *Bacillus cereus* food intoxication in Austria, 2006, pp557-558.

Altameme, H. J., Al-Hilphy, A. R., & Jasim, H. M. (2015). Analysis of alkaloid phytochemical compounds in the ethanolic extract of *Datura stramonium* and evaluation of antimicrobial activity. *African Journal of Biotechnology*, 14(15), 1234–1240.

Amini M., Khosrojerdi H., Afshari R. 2012. Acute *Datura Stramonium* poisoning in East of Iran - a case series. *Avicenna Journal of Phytomedicine*, Vol. 2, No. 2, 86-89.

Anger J. P., Villain M., Baert A., Kintz. P. 2004. Le datura : une plante oubliée de la pharmacopée mais qui semble aujourd'hui de plus en plus plébiscitée par les jeunes. *Annales de Toxicologie Analytique*, vol XVI, n° 3.

Anthoula A. (2003). Plantes Aromatiques & Médicinales. Stratégie et politique agricole, direction des études et de la coordination, Ministère de l'agriculture république libanaise

Arouko H. 2003. *Datura stramonium*. *Ann. Med. Int.* 154, pp1546-1550.

Aroukou, H., Matray, M.D., Bragança, C., Mpaka, J.P., Chinello, L., Castaing, F., Bartou, C. and Poisot, D. 2003. Voluntary poisoning by ingestion of *Datura stramonium*. Another cause of hospitalization in youth seeking strong sensations. *Annales de médecine interne*, 154: 1S46-1S50.

B

Balbua PH.D., Ashgan Y., Hilal PH.D., Sayed H., Shafik I., Zaki PH.D., (1981). Medicinal plant constituents. General organization for university and school books. Third Edition in collaboration. PP. 386-387.

Banso, A., & Adeyemo, S. O. (2006). Phytochemical screening and antimicrobial assessment of *Abutilon mauritianum*, *Bacopa monnifera*, and *Datura stramonium*. *Biokemistri*, 18(1), 39–44.

Beauquesne B.L., Pinkas M., Torck M., Trotin F. 1980. Plantes médicinales des régions tempérées. Edition maloine, Paris, pp 286-289.

BEDIAGA, M., 2011. Étude ethnobotanique phytochimique et activités biologiques de *Nauclea Latifolia smith* une plante médicinale africaine récoltée au Mali. Thèse de doctorat. Université de Bamako. P 10.

Benmakhlouf, Z.; Benserradj, O.; Kellab, R., 2022. Short communication: Identification of phytochemical constituents of *Syzygium Aromaticum* L. Using gas chromatography coupled with mass spectrometry and evaluation of antimicrobial activity. Biodiversitas J. Biol. Divers. 2022, 23, 2586–2593.

Benzeggouta, N. (2005). Étude de l'activité antibactérienne des huiles infusées de quatre plantes médicinales connues comme aliments [Mémoire de magister, Université Mentouri de Constantine].

Beverly C.D. et Sudarsanam G. (2011). Ethno medicinal plant knowledge and practice of people of Javadhu hills in Tamilnadu . Journal of Tropical Biomedicine, 1, 79-81

Bezanger-Beauquesne L., Pinkas M., Torck M., (1986) _ Les plantes dans la thérapeutique moderne, 2ème édition révisée, Ed. Maloine éditeur

Bezinger , L ., Pinkas , B. M ., Torck , M ., 1990 . Plantes médicinales des régions tempérées. 4 ème éd. Maloine S.A. Paris.

Bhat S.V. ,Nagasampagi B.A.,Sivakumar M., (2005). Chemistry of natural products. Ed.Narosa ,New Delhi , India.P.237.

Billerbeck G., (2005). "Huiles essentielles et maladies nosocomiales" La Phytothérapie Européenne Mai-Juin 2005: (17-20). DjemaiZoueglache S, 2008.

Binev R., Valchev I., Nikolov J. 2006. Clinical and pathological studies of jimson weed (*Datura stramonium*) poisoning in horses. Trakia Journal of Sciences, Vol. 4, No. 3, pp 56-63.Bi

Birmes P., et al. *Datura stramonium*. 2002. Press Méd. 31, 69-72

Bock B. 2012. *Datura stramonium* L. Tela Botanica ; Base de Données Nomenclaturale de la Flore de France BDNFF v4.02.

Bonnier G., Douin R. 1990. La grande flore en couleurs de Gaston Bonnier. Edition bellin, Paris, pp 817-818.

Boskou, D. (2009). Phenolic compounds in olives and olive oil. *European Journal of Lipid Science and Technology*, 111(7), 606–613.

Boussalah N., (2010). propriétés antioxydantes de deux variétés de grenade (*punicagranatum* L) de la région de Béjaïa, PhD Thesis, Université de Bejaïa Abderrahmane Mira, n.d.

Bouzidi A., Mahdeb N., Kara N. 2011. Acute toxicity study of alcaloids of *Datura stramonium* seeds in rat. *Research opinions in animal & veterinary sciences* 1(6), xxx

Bouziri A., Hamdi A., Borgi A., Bel Hadj S., Fitouri Z., Menif K., Ben Jaballah N.2011. *Datura stramonium* L. poisoning in a geophagous child: a case report. *International Journal of Emergency Medicine*, 4:31.

Bremness L. 2005. Plantes aromatiques et médicinales. Edition Larousse, Paris, p 246.

Bruneton J. (1993). Pharmacognosie et phytochimie des plantes médicinales. 2^{ème} Ed. Lavoisier, Paris

Bruneton J. 1999. Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales. 3^{ème} édition. Edition tec & doc, Paris, pp783-823.

Bruneton J. 2005. Plantes toxiques, végétaux dangereux pour l'homme et les animaux.3^{ème} édition. Edition tec & doc, Paris, pp 525-537.

Brunetune J., (1999).Pharmacognosie phytochimie plantes médicinales .3^{ème} édition .Paris.PP.647-673.

Brunteton J., (2009) pharmacognosie phytochimie plantes médicinales . Imprimé en France par Europe media duplication S.A.S.PP.944-945

Burquier V G., Narring F., Broers B. 2008. Intoxication volontaire par *Datura* et circonstances de consommation : à propos de deux cas chez l'adolescent. *Presse Med.*; 37, pp 982–985.

C

Cheze M., Deveaux M., Pépin G. 2005. Identification et dosage de toxiques végétaux par chromatographie liquide couplée à la spectrométrie de masse tandem (LC-MS/MS). *Revue de la littérature et expérience du laboratoire Toxlab. Annales de Toxicologie Analytique*, vol. 17, n° 1.

Chollet S., Papet Y., Mura P., Brunet B. 2010. Détermination des teneurs en atropine et scopolamine de différentes espèces sauvages et ornementales du genre *Datura*. *Ann Toxicol Anal*; 22(4): 173-179.

Christen, P., Bieri, S., & Veuthey, J. L. (2007). Analysis of tropane alkaloids in biological matrices. *Modern alkaloids: structure, isolation, synthesis and biology*, 339-367.

Clark J. D. 2005. The Roadside High: Jimson Weed Toxicity. *Air Medical Journal* 24:6.

Cohen S., Berny C., Meyran S., Mialonp A., Manchon M. 2003. Intoxication volontaire par une tisane de feuilles de *Datura*. *Annales de Toxicologie Analytique*, vol. 15, n° 4.

Conserva, L. M., Cynara, A., Pereira, B. and José M.B.F. (2005). Alkaloids of the Hernandiaceae: occurrence and a compilation of their biological activities. *The Alkaloids*, 91: 1099- 4831.

Couplan F., Styner E. 2000. Guides des plantes sauvages comestibles et toxiques. Edition delachaux et niestlé. Paris, pp 378-379.

Cuendet M., (1999). Recherche de nouveaux composés capteurs de radicaux libres et Antioxydants à partir d'une plante d'Indonésie : «*Fagraeablumei*» (Loganiaceae) et de trois plantes d'altitude: «*Bartsiaalpina* » (Scrophulariaceae), «*Loiseleuriaprocumbens*» (Ericaceae) et *Camp*, Thèse de doctorat. P.24.

D

Debelmas A. M., Delaveau P. 1983. Guide des plantes dangereuses. 2ème édition. Edition maloine, Paris, pp 121-122.

Debuigne G., (1974). Larousse des plantes qui guérissent, Ed. Larousse.

Deng F. 2005. Effects of glyphosate, chlorsulfuron, and methyl jasmonate on growth and alkaloid biosynthesis of jimsonweed (*Datura stramonium* L.). *Pesticide Biochemistry and Physiology* 82, 16-26.

Desachy A., François B., Vignon P., Roustan J., Gay R. 1997. Une intoxication rare au *Datura stramonium* A propos de deux cas. *Réan Urg*; 6 (1) ; 51-53.

Diker D., Markovitz D., Rothman M., Sendovski U. 2007. Coma as a presenting sign of *Datura stramonium* seed tea poisoning. *European Journal of Internal Medicine* 18, 336–338

Djama S.,Karour T.,(2020).Les alcaloïdes :Classification,Extraction,Criblage ,Et activités biologiques.Doctorale dissertation ,Université Mouloud Mammeri .

Djibo A., Bouzou S. 2000. Intoxication aiguë au “sobi-lobi” (*Datura*). A propos de quatre cas au Niger. Bulletin de la Société de Pathologie Exotique, 4: 294-297

Donatien k., 2009- enquête ethnobotanique de six plantes médicinales maliennes - extraction, identification d’alcaloïdes - caractérisation, quantification de polyphénols : étude de leur activité antioxydante. These en cotutelle. l’université paul verlaine de metz –upv- m, france. P: 188.

Doncheva T., Berkov S., Philipov S. 2006. Comparative study of the alkaloids in tribe Datureae and their chemosystematic significance. Biochemical Systematics and Ecology 34; 478-488.

E

Eddouks M., Maghrani M., Lemhadri A., Ouahidi M.-L., Jouad H. 2002. Ethnopharmacological survey of medicinal plants used for the treatment of diabetes mellitus, hypertension and cardiac diseases in the south-east region of Morocco (Tafilalet). Journal of Ethnopharmacology 82, 97-103.

Eftekhari F., Yousefzadeh M., Tafakori V. 2005. Antimicrobial activity of *Datura innoxia* and *Datura stramonium* .Fitoterapia 76, 118– 120.

Egharevba R K A., Ikhatua MI. 2008. Ethno- Medical Uses of Plants in the Treatment of Various Skin Diseases in Ovia North East, Edo State, Nigeria. Research Journal of Agriculture and Biological Sciences, 4(1), pp 58-64.

Eguchi, R., Ono, N., Horai, H., Amin, M. A.-U., Hirai, A. M., Kawahara, J., Kanaya, S. (2017). Classification of alkaloid compounds based on subring skeleton (srs) profiling: On finding relationship of compounds with metabolic pathways. J Comput Aided Chem, 18, 58-75.

El Bazaoui A., Soulaymani A., Bellimam MA. 2012. Mise en évidence du méthylécgonine pour la première fois dans les plantes *Datura*, *stramonium* et *innoxia*. 4ème Congrès International de Toxicologie, Rabat.

El Bazaoui A., Stambouli H., Bellimam M. A., Soulaymani A. 2009. Détermination des alcaloïdes tropaniques des graines du *Datura stramonium* L. par CPG/SM et CL/SM. Ann Toxicol Anal.; 21(4): 183-188.

El-Hilaly J., Hmamouchib M., Lyoussi B. 2003. Ethnobotanical studies and economic evaluation of medicinal plants in Taounate province (Northern Morocco). *Journal of Ethnopharmacology* 86, 149–158.

El-Lakany, M. H., Morsi, A. H., & Shaheen, F. (1997). Screening of antimicrobial activity of some Egyptian plants. *Journal of Applied Microbiology*, 82(1), 141–145.

Euzeby J.P., (2008). Dictionnaire de bactériologie vétérinaire. <http://www.bacdico.net>.

F

Faizi, S., Khan, R. A., Azher, S., Khan S.A., Tauseef, S. and Ahmad, A. (2003). New antimicrobial Alkaloids from the roots of *Polyalthialongifolia* var. *pendula*. *Planta Medica*, 69: 350–355.

Faucher J.L. et Avril J.L., (2002). Bactériologie générale et médicale. Tome 1. Ellipses (Ed). Paris, pp214.

Flesch F. 2005. Intoxications d'origine végétale : Plant poisoning. EMC-Médecine 2, pp 532–546.

Fokor, U., Hossain, M. A., Das, R., Rahman, M. M., Ahmad, S. U., Akanda, M. R., & Islam, M. S. (2017). Evaluation of toxic effects of *Datura* leaves (*Datura stramonium*) in rat. *International Journal of Agriculture and Environmental Research*, 3(4), 3486–3494.

Forrester M, B. 2006. Jimsonweed (*Datura stramonium*) exposures in Texas, 1998-2004. *Journal of toxicology and environmental health, part A*, 69:1757-1762.

Foukarids G ., Muntigh G., Osuch E.(1994). Application of diod array detection for the identification of poisoning by traditional medicines .*Ethofarmacol* , 41 , p:135-146.

Fournier P. 1999. Plantes médicinales et vénéneuses de France 1500 espèces. Tome3. Edition Connaissance et mémoires européennes, Luxembourg, pp455-459.

Friedman, M. and Levin, C.E. 1989. Composition of Jimson Weed (*Datura stramonium*) Seeds. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 37:998-1005.

G

Gaire B P. 2005. Monographs on *Datura stramonium* L. The School of Pharmaceutical and Biomedical Sciences Pokhara University, P. O. Box 427, Lekhnath, Kaski, NEPAL.

Gary, I., Stafford, A., Anna, K., Jager, B., & Johannes, V. (2005). Activité de sédatifs sud-africaine traditionnelle et les plantes potentiellement agissant sur le SNC dans le dosage des récepteurs GABA-benzodiazépine. *J Ethno pharm*, 100, 210- 215.

Geeta, R., & Ghariabeh, W. (2007). Historical evidence for a pre-colombian presence of *Datura* in the old world implication for a first millennium transfer from the new world. *J Biosci*, 32,1227-1244.

Gidado A., Zaineb A. A., Hadiza M. U., Serah D. P., Anas H. Y., Milala M. A. 2007. Toxicity studies of ethanol extract of the leaves of *Datura stramonium* in rats. *African journal of biotechnology*.vol. 6 (8), pp 1012-1015.

Gilbert, P. (1996). Ethnographie des *Daturas* et *Brugmansias* et données locales: Introduction à l'étude des aspects ethnobotaniques, des usages médicaux, magiques et criminels de ces genres, dans la région sud-ouest de l'océan Indien. Mémoire en Anthropologie, Université de Inde .

Goullé J.P, Pépin G., Toulet V. D., Lacroix C. 2004. Botanique, chimie et toxicologie des solanacées hallucinogènes : belladone, datura, jusquiame, mandragore. *Annales de Toxicologie Analytique*, vol. 16, n° 1

H

Halpern J., Sewell R. 2005. Hallucinogenic botanicals of America: A growing need for focused drug education and research. *Life Sciences* 78; 519 – 526.

Hamdaoui A., Gunzle M.A., Guinard A., Bayle J., Amouroux A., Cabot C. 2011. Contamination de farine de sarrasin par du datura : une démarche associant toxicologie analytique et toxicovigilance. *Ann Toxicol Anal* 23.

Hartmann T, 2007. From waste products to ecochemicals: Fifty years research of plant secondary metabolism, Review. *Phytochemistry*. Vol 68 2831–2846.

Haxhe J. J. et M. Zumofen., (1999). "Notions d'hygiène hospitalière", Faculté de Médecine, Université Catholique de Louvain.

Hesse, M. (2002). Alkaloids: nature's curse or blessing? : John Wiley & Sons.

Hong N. H., Xuanb T. D., Eijib T., Hiroyukib T., Mitsuhiro M., Khanh T. D. 2003. Screening for allelopathic potential of higher plants from Southeast Asia. *Crop Protection* 22, 829–836.

Hordé P.,(2014). Plantes médicinales.1p.

Hosseinzadeh S., Jafarikukhdan A., Hosseini A., Armand R. (2015). The Application of Medicinal Plants in Traditional and Modern Medicine: A Review of *Thymus vulgaris*. International Journal of Clinical Medicine, 6, 635-642

Hurableille, M. (1980). Abrégé de Matière Médicale, Pharmacognosie. Paris: Masson.

I

Iserin P. (2001). Larousse encyclopédie des plantes médicinales Identification, Préparations, soins. 2nd édition, DorlingKindersiey Limited, Londres , 200 p .

Israili Z. H., Lyoussi B. (2009). Ethnopharmacology of the plants of genus *Ajuga*. PakJPharm Sciences, 22, 425-462.

J

Jarald, E., & Edwin, S. (2007). Textbook of pharmacognosie et phytochemisctry. (1st éd). New Dehli: CBS Publisher et distributeurs , 224.

Jean, B. (2009). Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales (4e éd.). Lavoisier

Jiao, M., Luna-Cavazos, M., & Bye, R. (2002). Allozyme variation in Mexican species and classification of *Datura* (Solanaceae). Plant Syst. Evol, 232, 155–166.

Joshua, P. E., Asomadu, R. O., Abonyi, U. C., Obeta, J. N., Okeke, E. S., Ugwu, O. D., & Eze, E. N. (2020). Phytochemical and proximate analyses of the aqueous extracts of *Datura stramonium* seeds and leaves. Trends in Natural Products Research, 1(2), 99–108.

K

Kabouche Z., Boutaghane N., Laggoune S., Kabouche A., Ait-Kaki Z.B. et Benlabed K. (2005). Comparative antibacterial activity of five Lamiaceae essential oils from Algeria. International journal of aromatherapy, 15, 129-133

Kaper, J. B., Nataro, J. P., & Mobley, H. L. (2004). Pathogenic *Escherichia coli*. Nature Reviews Microbiology, 2(2), 123–140.

Khiati M., (1998). Guide des maladies infectieuses et parasitaires. OPU, Alger.

Konarev A., Griffin J., Konechnaya G., Shewry P. 2004. The distribution of serine proteinase inhibitors in seeds of the Asteridae. Phytochemistry 65; 3003–3020.

Kone D. 2009. Enquête ethnobotanique de six plantes médicinales maliennes –extraction identification d’alcaloïdes- caractérisation, quantification de polyphénols : étude de leuractivité antioxydant. Thèse docteur de l’université de Bamako.

Kurzbaum A, Simsolo C, Kvasha L, Blum A .2001. Toxic delirium due to *Datura stramonium*. Israel Medical Association Journal, 3: 538-539.

L

Labioud, R., (2016). Valorisation des huiles essentielles et des extraits de *Satureja calaminthanepeta* : activité antibactérienne, activité antioxydante et activité fongicide. Thèse de doctorat en biochimie appliquée, Université d’ Annaba, P :26-28-29-31.

Lailheugue, P. (1983). La stramoine: *Datura stramonium* linne; son usage, ses effets(Doctoral dissertation).

Lapostolle F., Flesch F. 2006. Particularités des nouvelles drogues. Réanimation 15. 412, 417.

Larpent J.P., (1997). Microbiologie Alimentaire, Techniques de laboratoire. Tec & Doc, Lavoisier, pp 1074.

Leclerc H, 1955 Gaillard J-L, Simonet M.Microbiologie générale, la bactérie et le monde bactérien. Doin Editeurs, Paris, 1995.

Lenoir, T. (2011). Composition and antioxidant activity of Aloysia citriodora polyphenols. Journal of Medicinal Plants Research, 5(10), 2092–2098.

M

MacheixJ.J.,Fleuriett A. et Christian A. 2005: Les composés phénoliques des végétaux: un exemple de métabolites secondaire d'importance économique. Ed. PPTUR Lausanne, p: 170.

Madigan, M. T., Martinko, J. M., & Parker, J. (1997). Brock biology of microorganisms. Prentice Hall International Editions.

Marc B. J. 2000. Daturas, plantes magiques hallucinogènes, et médicinales à l’Ile de la réunion et dans le monde. Thèse de docteur en médecine. Université d’Henri Poincare, Nancy. France.

Marc B., Martis A., Moreau C., Arlie G., Kintz P., Leclerc J. 2007. Intoxications aiguës à *Datura stramonium* aux urgences. Presse Med; 36: pp 1399–1403.

Masurel T. C. E. 2007. Contribution à l'étude de la contamination de l'ensilage de maïs par des adventices toxiques : conséquences pratiques chez les bovins. Thèse de docteur en vétérinaire. Ecole nationale vétérinaire de Toulouse.

Mauro NM., 2006 - Synthèse d'alcaloïdes biologiquement actifs : la (+)- anatoxine-a et la (±) camptothécine . Thèse doctorat, Université Joseph fourier. 195p

Milcent R .,(2003).Chimie organique hétérocyclique .TSBN :2-86883-583-X,p:728-733-779.

Miraldi, E., Masti, A., Ferri, S. and Barni C.I. 2001. Distribution of hyoscyamine and scopolamine in *Datura stramonium*. Fitoterapia, 72: 644-648.

Mogode D (2005). Etude phytochimique et pharmacologique de *Cassia nigricans vahl* (Caesalpinaceae) utilisé dans le traitement des dermatoses au Tchad .Université de Bamako.

Mohamed Z.,2013-etude Phytochimique et Activité Biologiques de quelques Plantes médicinales de la Région Nord et Sud Ouest de l'Algérie. Thèse de Doctora . Univesité Abou Bekr Belkaid Telmscen .169p.

Montcriol A., Kenane N., Delort G., Asencio Y., Palmier B. 2007. Intoxication volontaire par *Datura stramonium* : une cause de mydriase mal connue. Annales Françaises d'Anesthésie et de Réanimation 26, pp 810–813.

Mountain L. 1987. Jimsonweed, *Datura stramonium* L. Solanaceae. Regulatory horticulture weed circular. Vol. 13, No.1. (a6).

N

Nauciel C., Vildé J.L., (2005). Bactériologie médicale, 2èmeed. Masson .Paris. PP. 5-10.

Noumi E. 2004. Animal and plant poisons and their antidotes in Eseka and Mbalmayo regions, Centre Province, Cameroon. Journal of Ethnopharmacology 93; 231–241.

O

Oerther S., Behrman A. D., Ketcham S. 2010. Herbal hallucinations: common abuse situations seen in the emergency department. Journal of Emergency Nursing. Volume 36 ; pp594-596.

Organisation Mondiale de la Santé (OMS). (2003). Stratégie de l'OMS pour la médecine traditionnelle 2002-2005. Genève: OMS.

Oudhia, P., & Tripathi, R. (1999). Germination and seedling vigour of rice var. Mahamaya affected by allelopathy of *Datura stramonium* L. Crop Res, 18 (1), 46- 45.

Ozenda, P. (1977). Flore et végétation du Sahara. Paris: CNRS Éditions.

P

Paris M., Hurabielle M. 1981. Abrégé de matière médicale (pharmacognosie). Tome 1. Masson, Paris, pp256-284.

Paris, M., Hurabielle, M. 1980. Matière Médicale Pharmacognosie. Masson, Paris.

Patrick B., Jean L., et Michel S., (1988). Bactériologie : Les bactéries des infections humaines. 1er Ed Médecine –Sciences Flammarion. Paris. pp: 100-108-274.

Peiffer B., (2000). Intoxications causées par *bacillus cereus*. File <http://www.bacillus cereus.htm>.

PELLETIER W., 1999-Alkaloids chemical et Pological perspectives. Elsevier Saence, Paris, 529p.

Percival SL., (2004). Microbiology of waterborne diseases. Ed. Elsevier Academic Press, Amsterdam; Boston. p 480.

Perrotta DM., Nickey LN, Raid M., Caraccio T., Pharm D., Mofenson HC, Waters C, Morse D., Osorio AM., Hoshiko S., Rutherford GW. 1995. Jimson Weed Poisoning Texas, New York, and California, 1994. MMWR. Vol. 44 / No. 3.

Petrovska B.B. (2012). Historical review of medicinal plants' usage. Pharmacognosy Reviews, 6, 1-5

Ponce, A. G., Fritz, R., del Valle, C. E., & Roura, S. I. (2003). Antimicrobial activity of essential oils on the native microflora of organic Swiss chard. LWT – Food Science and Technology, 36(4), 679–684.

Pretorius E., Marx J. 2006. *Datura stramonium* in asthma treatment and possible effects on prenatal development. Environmental Toxicology and Pharmacology 21, 331–337.

Q

Quézel, P., & Santa, S. (1963). Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales (Vol. 1-2). Paris: CNRS Éditions.

R

- Rakotonanahary, M. (2012).** *Peumus boldus M. : de la botanique à la thérapeutique* [Thèse de doctorat, Université Joseph Fourier]. HAL.
- Raven, P. H., Evert, R. F., & Eichhorn, S. E. (2000).** *Biologie végétale* (Traduction de la 6e éd. américaine). De Boeck Université. (pp. 32–33)
- Régnier B., (2005).** "Les infections à l'hôpital" Pour la science 331- mai 2005,p: 74-80.
- Reguieg L. (2011).** Using medicinal plants in Algeria. American journal of food and nutrition, 1, 126-127.
- Remmal, A., Touati, D., & Bousaid, M. (1993).** Antimicrobial activity of tropane alkaloids from *Datura stramonium*. *Phytotherapy Research*, 7(5), 434–438.
- Reynaud J. 2002.** La flore de pharmacien. Edition tec et doc, Paris, pp196-197.
- Richard D., Senon J. L. 2001.** Dictionnaire des drogues, des toxicomanies et des dépendances. Edition Larousse, Paris, p54.
- Roblot F., Montazl L., Delcoustall M., Gaboriaul E., Chavagnatl JJ., Morichaudl G., Pourrat0., Scepil M., Pattel D. 1995.** Intoxication par *Datura stramonium*: le diagnostic est clinique, le traitement est symptomatique. *Rev Med Interne*16, pp187-190.
- Russell J., Edwards C., Jordan C., Luckman E., Chu A., Blythe D., Krick J. 2010.** Jimsonweed Poisoning Associated with a Homemade Stew -Maryland, 2008. *MMWR*, Vol.59 No. 4.
- Ryan, K. J., Ray, C. G., & Sherris, J. C. (2004).** *Sherris Medical Microbiology* (4th ed.). McGraw-Hill.

S

- Salen P., Shih R., Sierzenski P., Reed J. 2003.** Effect of Physostigmine and Gastric Lavage in a *Datura stramonium* -Induced Anticholinergic Poisoning Epidemic. *Am. J. Emerg. Med.* 21:316-317.
- Sanagor.,(2006).**Le rôle des plantes médicinales en médecine traditionnelle. Université.19-22 P.

- Sandrine L. (2004).** Diversité structurale et d'activité biologique des albumines entomotoxiques de type Ib des graminées de légumineuses. Institut National des sciences appliquées. Lyon, p: 28-29.
- Sanjita D., kumar P., Basu S. 2012.** Phytoconstituents and therapeutic potentials of *Datura stramonium* Linn. Journal of Drug Delivery & Therapeutics 2(3): 4-7.
- Saviuc P., Garnier R., Tellier S.S. 2010.** *Datura stramonium* : potentiel d'abus et de dépendance. Mise à jour des données des CEIP-A et des CAPTV, Version 6, Comité de coordination de toxicovigilance.
- Schauenberg P., Paris F. 2006.** Guides des plantes médicinales analyse, description et utilisation de 400 plantes. Edition delachaux et Niestlé, Paris, pp 33-34.
- Schultes, R., & Hofmann, A. (1981).** Les plantes des Dieux: les plantes hallucinogènes, botanique et ethnologie. Paris, Berger-Levrault.
- Șerban, E. S., Ionescu, M., Matinca, D., Maier, C. S., & Bojiță, M. T. (2011).** Screening of the antibacterial and antifungal activity of eight volatile essential oils. Farmacia, 59(3), 440–446.
- Sharma, P., & Sharma, J. D. (2013).** Comparative antimicrobial activity and phytochemical analysis of *Datura stramonium* L. plant extracts and callus in vitro. European Journal of Medicinal Plants, 3(2), 281–287.
- Shea, M., Smith, J., & Zhang, L. (2012).** Use of medicinal plants in ancient China for treating flu symptoms and easing labor pains. Journal of Ethnopharmacology, 145(2), 324-332.
- Shi, Z., Zou, W., Zhu, Z., Xiong, Z., Li, S., Dong, P., & Zhu, Z. (2022).** Tropane alkaloids (hyoscyamine, scopolamine and atropine) from genus *Datura*: Extractions, contents, syntheses and effects. Industrial Crops and Products, 186, 115283.
- Shobha, G., Soumya, C., Shashidhara, K. S., & Moses, V. (2014).** Phytochemical profile, antibacterial and antidiabetic effects of crude aqueous leaf extract of *Datura stramonium*. Pharmacophore, 5(1), 34–40.
- Sofowora A. (2010).** Plantes médicinales et médecine traditionnelle d'Afrique. Ed. Karthala, 22p.

Spichiger R.E., Savolainen V. V., Figeat M., Jeanmonod D., Perret M. 2002. Botanique systématique des plantes à fleurs. 3ème édition. Presses polytechniques et universitaires romandes, Lausanne, p216.

Srivastava, P. (2022). Use of alkaloids in plant protection. In R. Soni, D. Suyal, & R. Goel (Eds.), *Plant Protection: From Chemicals to Biologicals* (pp. 337–352). De Gruyter.

Steenkamp P.A., Harding N.M., van Heerden F.R., van Wyk B.-E. 2004. Fatal *Datura* poisoning: identification of atropine and scopolamine by high performance liquid chromatography/photodiode array/mass spectrometry. *Forensic Science International* 145, pp 31–39

Steven. P., Rachel. C., Martha. E., Paul. H., Jane. S., and Peter W.J., (2004). *Microbiology of Waterborne Diseases*. Ed Elsevier Academic Press, Strasbourg, p71-132

T

Tadeusz A., (2007). *Alkaloids - Secrets of Life, Alkaloid Chemistry, Biological significance, Applications and Ecological Role*, Elsevier.

Tahraoui A., El-Hilaly J., Israili Z.H., Lyoussi B. 2007. Ethnopharmacological survey of plants used in the traditional treatment of hypertension and diabetes in south-eastern Morocco (Errachidia province). *Journal of Ethnopharmacology* 110, 105–117.

Taiz, L., & Zeiger, E. (2010). *Plant Physiology* (5th ed.). Sunderland, MA: Sinauer Associates.

Todar, K. (2012). *Todar's Online Textbook of Bacteriology*. University of Wisconsin-Madison. Retrieved from <http://textbookofbacteriology.net>

Tovar R T., Petzel R M. 2009. *Herbal Toxicity*. *Dis Mon*; 55, pp592-641.

Tripathi, G., Jadhao, A. B., Kumar, S., Jena, N., & Das, K. (2024). Qualitative phytochemical analysis of *Datura stramonium* L. fruits. In *Biological Archives* (Vol. I, pp. 67–74). APRF Publishers.

V

Van Delden C., Iglewski B. H.,(1998). Cell-to-cell signaling and *Pseudomonas aeruginosa* infections. *Emerg. Infect. Dis.* 4: 551-560.

Van Wyk E., de Wet H., Van Heerden R. 2008. An ethnobotanical survey of medicinal plants in the southeastern Karoo, South Africa. *South African Journal of Botany* 74; 696-704.

Vearrier, D. and Greenberg, M.I. 2010. Anticholinergic delirium following *Datura stramonium* ingestion: Implications for the Internet age. *Journal of Emergencies Trauma Shock*, 3: 303.

Vermerris W., (2006). Phenolic compound biochemistry, Springer, Dordrecht. ISBN-10 1-4020-5163-8 (HB).

Vican P .,(2001).La rousse encyclopédies des plantes médicinales ,ed .France.1259 pages.

Viegi L., Pieroni A., Guarrera P. M., Vangelisti R. 2003. A review of plants used in folk veterinary medicine in Italy as basis for a databank. *Journal of Ethnopharmacology* 89, 221–244.

W

Waza, S. A., Anthony, P., & Dar, S. (2015). Phytochemical analysis, antioxidant and antimicrobial activities of methanolic extract of *Datura stramonium* seeds. *International Journal of Pharmaceutical Sciences and Research*, 6(7), 3021–3026.

X

Xiuzhen, H., Xiaohua, C., Yuhua, Y., & Jinlin, G. (2007). Flavonoids: Promising anticancer agents. *Medicinal Research Reviews*, 27(5), 609–630.

Y

Yahia A., (2000). Contribution à l'étude d'effecteurs de l'accumulation des métabolites secondaires dans les cellules végétales. Thèse de Docteur en science naturelles, Univ. Constantine. P. 114

Z

Zeghad, N. (2009). Étude du contenu polyphénolique de deux plantes médicinales d'intérêt économique (*Thymus vulgaris*, *Rosmarinus officinalis*) et évaluation de leur activité antibactérienne [Mémoire de Magistère, Université Frères Mentouri Constantine].

Zenk M.H., Juenger M .,(2007). Evolution and current status of the phytochemistry of nitrogenous compounds .*Phytochemistry Review* 68:PP.2757-2772.

Zhi-yun Z., An-ming L., D'Arcy W. 1994. Solanaceae. *Flora of China* 17: 300–332.

قائمة المراجع باللغة العربية

- ابو زيد ش. 2005- فيسيولوجيا وكيمياء القلويدات في النباتات الطبية واهميتها الدوائية والعلاجية. دار الكتب العلمية للنشر والتوزيع . القاهرة 496 ص.
- الحازمي ح .، 1995 – المنتجات الطبيعية. مطابع جامعة الملك سعود . المملكة العربية السعودية – 25. 120 ص.
- الحسيني م .، المهدي ت .، 1990 – النباتات الطبية. زراعتها مكوناتها واستخداماتها العلاجية. مكتبة بن سينا للنشر والتوزيع والتصدير . القاهرة 176 ص.
- العابد ا.، 2009-دراسة الفعالية المضادة للبكتيريا والمضادة للأكسدة للمستخلص القلويدي الخام لنبات الضمران . مذكرة ماجستير في الكيمياء .جامعة قاصدي مرباح ورقلة . ص: 106
- باز، م. (2006). استخلاص، فصل وتحديد بنيات منتج الأيض الثانوي عند نبات الكرسة [رسالة ماجستير، جامعة منتوري قسنطينة]. ص 29
- حجاوي، غ.، المسمي، ح.، & القاسم، ر. (2004). علم العقاقير والنباتات الطبية. عمان، الأردن: مكتبة دار الثقافة للنشر والتوزيع
- حوه، إ. (2013). دراسة الفعالية البيولوجية لبعض نباتات العائلة الشفوية والفعالية ضد الأكسدة [مذكرة ماجستير، جامعة قاصدي مرباح ورقلة]. ص 1، 2، 21، 202
- طه ح .، 1981 –النباتات الطبية زراعتها ومكوناتها. دار المريخ للنشر .الرياض .ص63-112.
- قاضي ك.، 2010 – مساهمة لدراسة تأثير الهرمونات النباتية على تراكم المواد الفعالة في نبات..... اطروحة دكتوراة في العلوم ، شعبة بيولوجيا النبات ، نخصص تحسين انتاج النبات ، جامعة منتوري ، قسنطينة ، ص : 15-06
- مجاهد، م.، وعبد العزيز، م. (1993). النبات العام (الطبعة الخامسة). القاهرة: المكتبة الأنجلو مصرية. ص 13-293
- منصور ح.، 2006-النباتات الطبية العلمية وصفها مكوناتها طرق استعمالها وزراعتها . جامعة الزقازيق ، مصر ، القاهرة، ص: 355-365، 367-370
- هيكل م .، عمر ع .، (1993). النباتات الطبية والعطرية (كيمياءها - انتاجها - فوائدها). الطبعة الثانية ،دار منشأة المعارف، الاسكندرية مصر، ص: 13-16، 90-99، 239-510
- يحي عبد الوهاب(1989).دراسة نباتية وكيميائية لنبات السكران الابض لينيه المنتشر بمنطقة فرجيوة .رسالة ماجستير. معهد العلوم والتكنولوجيا. جامعة قسنطينة .ص 35-38.

Site d'internet

Anonyme., (2023). <https://www.elvup.fr/datura/>

Anonyme .,(2014). <https://floredecetre.blogspot.com/2014/08/datura-stramonium-datura-officinale.html?m=1>

Anonyme.,(2015).https://commons.m.wikimedia.org/wiki/File:Datura_stramonium_fruit_02.jpg

Anonyme .,(2021). <https://www.paysan-breton.fr/2021/05/le-datura-stramoine-une-plante-a-risque-pour-la-sante/>

Anonyme .,(2015). <https://www.microbiologyinpictures.com/bacteria-micrographs/gram-stain/gram-positive/bacillus-cereus.html>

Anonyme.,(2017). <https://www.magazinescience.com/biologie/staphylococcus-aureus-staphylocoques/>

Anonyme.,(2025). <https://laboratorium360.pl/pseudomonas-aeruginosa-patogen-srodowiskowy/>

Annexes

Annexes

Annexe 01 : Matériels de laboratoire et produits chimiques

Les verreries

- Ampoules à décanter
- pipette
- Bécher
- Entonnoir
- Flacons
- Erlenmeyer
- Eprouvettes
- Tubes à essais
- Support
- Papier de PH
- Papier Whatmann
- Portoirs
- Spatules
- Boites de pétri
- Pincés stériles
- Barreau magnétique
- Eppendrof

Les produits et les réactifs chimiques

- Ethanol (C_2H_6O)
- Eau distillée
- Chloroforme ($CHCl_3$)
- Acide chlorhydrique (HCl)
- Acide sulfurique (H_2SO_4)

- Hydroxyde de potassium (NaOH)
- Rouge de méthyle
- Bouillon Nutritif (BN)
- Mueller-Hinton (MH)
- Eau de javel

Les Appareillages :



Balance



Rota vapeur



Bain marie



Etuve



Spectrophotométrie



Vortex

Annexe 02 : les réactifs utilisent

Les réactifs utilisent :

Réactif de Mayer (Balbaa, 1981).

Chlorure mercurique (HgCl_2)	1,36 g
Iodure de potassium (KI)	5,00 g
Eau distillée	100 ml

Réactif de Wagner (Balbaa, 1981).

-Iodure de potassium.....	2 g
-Iode.....	1,3 g
-Eau distillé.....	100 ml

Rouge de méthyle.

- Rouge de méthyle.....	0, 2 g
- Eau distillée.....	50 ml

Annexe 03 : composition de certains milieux de culture

Le bouillon nutritif :

- Extrait de viande sec	5g
- Bacot-peptone.....	10g
- Chlorure de sodium.....	5g
- Eau distillée.....	1000ml
- pH.....	7, 2_ 7,4
- Stérilisation par autoclavage pendant 15 min à 120 °C.	

Le Gélose nutritive :

Peptone	10,0 g
Extrait de viande	10,0 g

Chlorure de sodium (NaCl)	5,0 g
Agar	15,0 g
Eau distillée	1000 ml
PH final	7,2 ± 0,2

Stérilisation : Autoclavage à 121 °C pendant 15 minutes

Mueller-Hinton:

-Infusion de viande de bœuf	300.0
-Hydrolysate de caséine.....	17,5g
- Amidon.....	1,5 g
- Agar.....	15,0 g
-pH finale 7,4 (environ)	
-(Stérilisation à 121°C pendant 15 min).	

تُعدّ *Datura stramonium* L. نبتة طبية تحتل مكانة هامة في الطب التقليدي نظراً لاحتوائها على عدة مركبات نشطة بيولوجياً. تنتمي هذه النبتة إلى عائلة الباذنجانيات (Solanaceae)، وتحتوي على قلويدات مثل الأتروبين، الهيوسيامين، والسكوبولامين، والتي تمنحها خصائص علاجية كبيرة. ومع ذلك، فإن سُميتها العالية تُعدّ تحديًا كبيرًا عند استخدامها علاجياً.

في هذه الدراسة، تم إجراء فحص فيتوشيميائي معمق على أجزاء مختلفة من النبتة (الجذور، الأوراق، السيقان، والثمار) بهدف تحديد المركبات النشطة. وقد كشفت النتائج عن وجود الغليكوزيدات، الفلافونويدات، التانينات، الصابونين، القلويدات، والستيرويدات في جميع الأجزاء. كما تم إجراء تقدير كمي للقلويدات، وكانت أعلى نسبة تركيز في الثمار، حيث بلغت 0.410%.

وفيما يتعلق بالنشاط المضاد للميكروبات، تم اختبار المستخلص الإيثانولي لأجزاء النبتة المختلفة ضد أربع سلالات بكتيرية: *Bacillus cereus*، *Pseudomonas aeruginosa*، *Escherichia coli*، و *Staphylococcus aureus*. أظهرت النتائج أن المستخلص كان نشطاً ضد *E. coli* و *S. aureus*، حيث بلغ قطر منطقة التثبيط في الأوراق 11.90 مم لـ *E. coli* و 10.4 مم لـ *S. aureus*. بينما أظهرت السيقان نشاطاً أقل، بقطر 10.95 مم لـ *E. coli* و 6.3 مم لـ *S. aureus*. أما بالنسبة لـ *B. cereus* و *P. aeruginosa*، فلم يُظهر المستخلص أي تأثير ملحوظ.

تشير هذه النتائج إلى أن *Datura stramonium* L. قد تمثل مصدراً واعداً للمركبات المضادة للبكتيريا، رغم أنه من الضروري أخذ سُميتها بعين الاعتبار. تفتح هذه الدراسة آفاقاً لأبحاث مستقبلية تهدف إلى عزل المركبات النشطة وتقييم أمانها وفعاليتها في التطبيقات الطبية.

الكلمات المفتاحية: *Datura stramonium* L.؛ الفحص الفيتوشيميائي، النشاط المضاد للميكروبات، القلويدات.

Résumé

Datura stramonium L. est une plante médicinale qui occupe une place importante dans la médecine traditionnelle en raison de la présence de plusieurs composés biologiquement actifs. Elle appartient à la famille des Solanacées et renferme des alcaloïdes tels que l'atropine, l'hyoscyamine et la scopolamine, qui lui confèrent des propriétés thérapeutiques considérables. Cependant, sa toxicité élevée constitue un défi majeur pour son utilisation thérapeutique.

Dans cette étude, un criblage phytochimique approfondi a été réalisé sur différentes parties de la plante (racines, feuilles, tiges et fruits) afin de déterminer les composés actifs. Les résultats ont révélé la présence de glycosides, flavonoïdes, tanins, saponines, alcaloïdes et stérols dans toutes les parties de la plante. Un dosage quantitatif des alcaloïdes a également été effectué, et la concentration la plus élevée a été observée dans les fruits, atteignant 0,410 %.

En ce qui concerne l'activité antimicrobienne, l'extrait éthanolique des différentes parties de la plante a été testé contre quatre souches bactériennes : *Bacillus cereus*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Escherichia coli* et *Staphylococcus aureus*. Les résultats ont montré que l'extrait éthanolique était actif contre *Escherichia coli* et *Staphylococcus aureus*, avec un diamètre maximal de la zone d'inhibition dans les feuilles, atteignant 11,90 mm pour *Escherichia coli* et 10,4 mm pour *Staphylococcus aureus*. Les tiges ont présenté une activité plus faible, avec des zones d'inhibition de 10,95 mm pour *Escherichia coli* et 6,3 mm pour *Staphylococcus aureus*. Par ailleurs, les résultats étaient négatifs contre *Bacillus cereus* et *Pseudomonas aeruginosa*, ne montrant aucun effet notable contre ces souches.

Ces résultats suggèrent que *Datura stramonium* L. représente une source potentielle intéressante de composés antibactériens, bien qu'il soit essentiel de prendre en compte sa toxicité. Cette étude ouvre la voie à des recherches futures visant à isoler les composés actifs de cette plante et à évaluer leur sécurité et leur efficacité thérapeutique dans les applications médicales.

Mots-clés : *Datura stramonium* L., criblage phytochimique, activité antimicrobienne, alcaloïdes.

Abstract

Datura stramonium L. is a medicinal plant that holds significant importance in traditional medicine due to the presence of several biologically active compounds. It belongs to the Solanaceae family and contains alkaloids such as atropine, hyoscyamine, and scopolamine, which grant it notable therapeutic properties. However, its high toxicity remains a major challenge for its therapeutic use.

In this study, a thorough phytochemical screening was carried out on different parts of the plant (roots, leaves, stems, and fruits) to determine its active compounds. The results revealed the presence of glycosides, flavonoids, tannins, saponins, alkaloids, and sterols in all parts of the plant. A quantitative assay of alkaloids was also performed, with the highest concentration observed in the fruits, reaching 0.410%.

Concerning antimicrobial activity, the ethanolic extract from different parts of the plant was tested against four bacterial strains: *Bacillus cereus*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Escherichia coli*, and *Staphylococcus aureus*. The results showed that the ethanolic extract was active against *E. coli* and *S. aureus*, with maximum inhibition zones in the leaves, reaching 11.90 mm for *E. coli* and 10.4 mm for *S. aureus*. The stems showed weaker activity, with inhibition zones of 10.95 mm for *E. coli* and 6.3 mm for *S. aureus*. In contrast, the results were negative for *B. cereus* and *P. aeruginosa*, showing no notable effect on these strains.

These findings suggest that *Datura stramonium* L. could be a promising source of antibacterial compounds, although its toxicity must be carefully considered. This study paves the way for future research aimed at isolating the plant's active compounds and assessing their safety and therapeutic efficacy.

Keywords: *Datura stramonium* L., phytochemical screening, antimicrobial activity, alkaloids.