



**République Algérienne Démocratique et Populaire**  
**Ministère de l'Enseignement Supérieur**  
**et de la Recherche Scientifique**



**Université Abou Bakr Belkaid – Tlemcen –**  
**Faculté de Sciences de la Nature et de la Vie et des Sciences de la Terre et de L'Univers**  
**Département de Biologie**

Laboratoire de Microbiologie Appliquée à l'Agroalimentaire, au Biomédical et à  
l'Environnement  
« LAMAABE »

### **Mémoire**

Présenté par

**KASMI Manel et KASMI Ahlem**

En vue de l'obtention du

**Diplôme de Master en Sciences Biologiques**

**Option : Microbiologie Fondamentale**

**Thème :**

**Évaluation de l'activité  
antibactérienne d'*Urtica urens* récoltée  
dans différentes stations à Tlemcen**

Soutenu le 29 - 06 - 2025, devant le jury composé de :

<b>Président</b>	<b>Mr BELYAGOUBI Larbi</b>	<b>Professeur</b>	<b>Université de Tlemcen</b>
<b>Encadrante</b>	<b>Mme AYAD Amel</b>	<b>MCB</b>	<b>Université de Tlemcen</b>
<b>Examinatrice</b>	<b>Mme Rahmoun Malika</b>	<b>MCB</b>	<b>Université de Tlemcen</b>

**Année universitaire : 2024 /2025**

# Remerciement

Avant toute chose, nous rendons grâce à Allah, Le Tout-Puissant, pour Ses bienfaits inestimables, pour nous avoir accordé la santé, le courage, la force et la patience, et pour nous avoir permis d'achever nos études ainsi que ce modeste travail.

Nous tenons à exprimer nos sincères remerciements à notre promotrice de mémoire, **Madame Ayad Amel**, pour ses conseils précieux, sa disponibilité, sa bienveillance, sa rigueur scientifique et son professionnalisme tout au long de la réalisation de ce travail.

Nous tenons à remercier très sincèrement **Monsieur Belyagoubi Larbi**, pour l'honneur qu'il nous a fait en acceptant de présider le Jury de ce mémoire et pour ses conseils avisés.

Nos vifs remerciements vont aussi à **Madame Rahmoun Malika** qui nous fait l'honneur d'examiner ce travail. Son engagement à participer dans ce jury est une valeur positive ajoutée à notre travail.

Nos remerciements s'adressent également au **Professeur Rebiahi Sid Ahmed**, pour nous avoir accueillies au sein de son laboratoire afin de réaliser la partie pratique de notre travail.

Nous exprimons aussi notre profonde reconnaissance à Madame l'ingénieure, ainsi qu'à toute l'équipe du laboratoire LAMAABE, pour leur aide technique et leur accueil chaleureux.

Nos sincères remerciements vont également à **Monsieur Habi Salim** pour ses conseils et son aide précieuse à plusieurs étapes de l'extraction, réalisée au sein du laboratoire pédagogique de biochimie de la Faculté SNV-STU de l'Université de Tlemcen.

Nous remercions chaleureusement **Monsieur Baba Ali Ibrahim** pour son aide dans l'identification botanique de la plante étudiée.

Nous adressons enfin nos remerciements à tous les enseignants de notre université Abou Bekr Belkaid – Tlemcen et plus particulièrement au département de biologie, pour la qualité de leur enseignement durant ces années.

# Dédicace

Je dédie ce travail :

À mes chers parents, Kasmi Mohammed et Benikhlef Halima pour leur amour inconditionnel, leurs sacrifices, leurs prières et leur soutien constant tout au long de ma vie. Ce travail est le fruit de leur patience et de leur confiance.

À mon frère Oussama et à mes sœurs Fatima et Bouchra, pour leur soutien constant, je souhaite réussite et bonheur.

À ma chère binôme, avec qui j'ai passé des années inoubliables, pour sa entente et sa sympathie.

À mes amis, Ahlem, chaimaa, Fatima, Achwak, Zineb, Wissam, Ikram, pour leur soutien moral, leur encouragement et leur présence réconfortante, pour les précieux moments que nous avons partagés, autant dans la joie que dans les moments de découragement.

À ma famille, pour leurs soutiens et leurs encouragements.

Kasmi Manel

# Dédicace

Je dédie ce travail :

À mes chers parents Kasmi Ahmed et Benslama Khadidja Pour leur amour inconditionnel, leurs sacrifices silencieux et leur foi inébranlable en mes capacités. Ce mémoire est le fruit de leurs efforts autant que des miens. Merci de m'avoir donné les ailes pour voler vers mes rêves.

À ma sœur Ikram et mon frère Mohamed, Je lui souhaite réussite et bonheur.

À ma famille, pour leurs soutiens et leurs encouragements.

A ma binôme «Manel » qui a cru en moi et qui a toujours encouragé, avec qui j'ai passé des années inoubliables, merci pour les bons moments qu'on a passé ensemble et les beaux souvenirs qui je n'oublierai jamais.

Manel, chaimaa, Fatima, Achwak, Ikram, Zineb, Ikram, Wissam... mes plus merveilleuses amies avec qui j'ai partagé ce moment précieux. Vous êtes mes sœurs et amies proches, et je n'oublierai jamais les beaux souvenirs que crée notre amitié. Je ne vous souhaite que du bien et du bonheur dans votre vie.

Kasmi Ahlem

## ملخص

تشكل المقاومة البكتيرية للمضادات الحيوية تحدياً كبيراً للصحة العامة، مما يستلزم البحث عن بدائل علاجية جديدة. تُعدّ النباتات الطبية، مثل نبتة القراص الحارق ، التي تُستخدم تقليدياً لخصائصها المضادة للبكتيريا ، مصدرًا واعدًا للمركبات النشطة بيولوجياً. تهدف هذه الدراسة إلى إجراء تقييم علمي للفعالية المضادة للبكتيريا لمستخلصات أوراق نبات الفُريص الصغير (المائي والإيثانولي والميثانولي) ضد السلالات البكتيرية متعددة المقاومة والسلالات المرجعية، قبل وبعد إزالة الدهون. تم تقييم النشاط المضاد للبكتيريا باستخدام طريقة الانتشار على الآغار وطريقة تحديد التركيز المثبط الأدنى.

وفقاً للنتائج التي تم الحصول عليها، لم تُظهر المستخلصات الثلاثة أي نشاط مضاد للبكتيريا قبل نزع الدهون. في المقابل، لوحظت نتائج ملحوظة بعد نزع الدهون. أظهر المستخلص المائي نشاطاً مضاداً للبكتيريا ضد المكورات العنقودية الذهبية المقاومة للميثيسيلين حيث تراوحت أقطار تثبيط بين 13 مم و15 مم والمكورات العنقودية الذهبية بأقطار تتراوح بين 10 مم و11 مم. أما المستخلص الإيثانولي أظهر نشاطاً ضد المكورات المعوية البرازية مع مناطق تثبيط بأقطار 11 مم، 12 مم و13 مم عند تراكيز 10 مغ/مل، 20 مغ/مل و50 مغ/مل على التوالي كما أظهر نشاطاً ضد المكورات العنقودية الذهبية المقاومة للميثيسيلين بأقطار 10 مم و11 مم عند تراكيز 20 مغ/مل و50 مغ/مل . وأظهر المستخلص الميثانولي نشاطاً ضد المكورات المعوية البرازية بأقطار 12 مم و13 مم والمكورات العنقودية الذهبية المقاومة للميثيسيلين بأقطار تتراوح بين 11 مم و13 مم ، وذلك حسب طريقة الانتشار القرصي.

من ناحية أخرى، و باستخدام طريقة تحديد التركيز المثبط الأدنى، أظهر المستخلص الميثانولي نشاطاً مضاداً للبكتيريا ضد المكورات العنقودية الذهبية والمكورات العنقودية الذهبية المقاومة للميثيسيلين قبل وبعد إزالة الدهون.

**الكلمات المفتاحية:** القراص الحارق ، النشاط المضاد للبكتيريا، المقاومة، البكتيريا متعددة المقاومة للمضادات الحيوية، المستخلص المائي، المستخلصات العضوية، تلمسان.

## Abstract

Bacterial resistance to antibiotics is a major public health challenge, necessitating the search for new therapeutic alternatives. Medicinal plants, such as *Urtica urens* (small nettle), traditionally used for its antibacterial properties, represent a promising source of bioactive compounds. This study aims to scientifically evaluate the antibacterial efficacy of *Urtica urens* leaf extracts (aqueous, ethanolic, and methanolic) against multidrug-resistant bacterial strains and reference strains, before and after delipidation. Antibacterial activity was assessed using the agar diffusion method and broth microdilution to determine the MICs.

According to the results obtained, the three extracts showed no antibacterial activity before delipidation. However, after delipidation, remarkable results were observed. The aqueous extract exhibited antibacterial activity against methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA), with inhibition zone diameters ranging from 13 mm to 15 mm, and against *Staphylococcus aureus*, with diameters ranging from 10 mm to 11 mm. The ethanolic extract showed activity against *Enterococcus faecalis*, with inhibition zones of 11 mm, 12 mm, and 13 mm at concentrations of 10 mg/mL, 20 mg/mL, and 50 mg/mL, respectively. It was also active against MRSA, with diameters of 10 mm and 11 mm at concentrations of 20 mg/mL and 50 mg/mL. The methanolic extract was active against MRSA, with inhibition zones ranging from 11 mm to 13 mm, and against *Enterococcus faecalis*, with diameters of 12 mm and 13 mm, according to the disk diffusion method.

Moreover, using the microdilution method, the methanolic extract demonstrated antibacterial activity against MRSA and *Staphylococcus aureus*, both before and after delipidation.

**Keywords:** *Urtica urens*, antibacterial activity, Multidrug-resistant bacteria, Aqueous extract, Organic extracts, Tlemcen.

## Résumé

La résistance bactérienne aux antibiotiques constitue un défi majeur de santé publique, nécessitant la recherche de nouvelles alternatives thérapeutiques. Les plantes médicinales, comme *Urtica urens* (petite ortie), utilisée traditionnellement pour ses propriétés antibactériennes, représentent une source prometteuse de composés bioactifs. Cette étude vise à évaluer scientifiquement l'efficacité antibactérienne des extraits des feuilles d'*Urtica urens* (aqueux, éthanolique et méthanolique) contre des souches bactériennes multirésistantes et des souches de référence, avant et après délipidation. L'activité antibactérienne a été évaluée par la méthode de diffusion sur gélose et la micro dilution en bouillon pour déterminer les CMI.

Selon les résultats obtenus, les trois extraits n'ont montré aucune activité antibactérienne avant délipidation. En revanche, après délipidation, des résultats remarquables ont été observés. L'extrait aqueux a présenté une activité antibactérienne contre *Staphylococcus aureus* résistant à la méthicilline (SARM), avec des diamètres allant de 13 mm à 15 mm, et contre *Staphylococcus aureus*, avec des diamètres allant de 10 mm à 11 mm. L'extrait éthanolique a montré une activité contre *Enterococcus faecalis* avec des zones d'inhibition de 11 mm, 12 mm et 13 mm aux concentrations de 10 mg/mL, 20 mg/mL et 50 mg/mL, respectivement. Il a également été actif contre le SARM, avec des diamètres de 10 mm et 11 mm aux concentrations de 20 mg/mL et 50 mg/mL. L'extrait méthanolique a été actif contre le SARM, avec des diamètres de 11 mm à 13 mm, et contre *Enterococcus faecalis*, avec des diamètres de 12 mm et 13 mm, selon la méthode de diffusion sur disque.

Par ailleurs, avec la méthode de microdilution, l'extrait méthanolique a démontré une activité antibactérienne contre SARM et *Staphylococcus aureus*, aussi bien avant qu'après délipidation.

**Mots-clés :** *Urtica urens*, activité antibactérienne, bactéries multirésistantes aux antibiotiques, extrait aqueux, extraits organiques, Tlemcen.

# Table de matière

---

## Table de matière

Liste des tableaux.....	i
Liste des figures.....	ii
Liste des abréviations .....	iii
Introduction .....	01
Synthèse bibliographique.....	03
Chapitre 1 : <i>Urtica urens</i> .....	04
1.1. La famille des Urticaceae .....	05
1.2. <i>Urtica urens</i> L .....	06
1.2.1. Description.....	06
1.2.2. Nomenclature.....	06
1.2.3. Classification.....	07
1.2.4. Répartition géographique.....	07
1.2.5. Composition chimique.....	07
1.2.6. Activités biologiques .....	08
1.2.6.1. Activité antimicrobienne.....	08
1.2.6.2. Activité antioxydante.....	09
1.2.6.3. Activité anti-inflammatoire et anti-nociceptive.....	10
1.2.6.4. Autres activités.....	11
Chapitre 2 : les bactéries multirésistantes.....	12
2.1. La résistance des bactéries aux antibiotiques.....	13
2.2. Les mécanismes de résistance.....	13
2.2.1. Inhibition enzymatique.....	13
2.2.2. Modification des cibles des antibiotiques.....	14
2.2.3. Réduction de la perméabilité cellulaire .....	14
2.2.4. Pompes à efflux .....	15
2.3. Les bactéries multirésistantes .....	15
2.3.1. Entérobactéries.....	16

## Table de matière

---

2.3.2. <i>Acinetobacter baumannii</i> .....	16
2.3.3. <i>Pseudomonas aeruginosa</i> .....	17
2.3.4. <i>Staphylococcus aureus</i> .....	18
2.3.5. <i>Enterococcus faecalis</i> .....	19
<b>Matériel et méthodes</b> .....	<b>21</b>
1. Lieu d'étude.....	22
2. Matériel .....	22
2.1. Matériel végétal .....	22
2.2. Souches bactériennes utilisées .....	23
2.3. Milieux de culture .....	24
2.4. Solvants .....	24
2.5. Antibiotiques.....	24
3. Méthodes .....	25
3.1. Séchage et préparation de la plante .....	25
3.2. La délipidation.....	25
3.3. Extraction .....	26
3.3.1. Macération avant délipidation .....	26
3.3.2. Macération après délipidation .....	27
3.3.3. Filtration .....	27
3.3.4. Evaporation .....	28
3.3.5. Récupération de l'extrait sec.....	28
3.4. Le rendement d'extraction .....	28
3.5. Enrichissement et purification des souches .....	29
3.6. L'évaluation de l'activité antibactérienne .....	29
3.6.1. Méthode de diffusion sur milieu gélosé .....	29
3.6.2. Détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI) .....	31
<b>Résultats et discussion</b> .....	<b>33</b>
1. Résultats .....	34
1.1. Bactéries étudiées.....	34
1.2. Couleurs et aspects des extraits .....	36

## **Table de matière**

---

<b>1.3. Détermination de rendement .....</b>	<b>37</b>
<b>1.4. Activité antibactérienne .....</b>	<b>38</b>
<b>1.4.1. Résultats de diffusion des disques sur gélose .....</b>	<b>38</b>
<b>1.4.2. Détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI) .....</b>	<b>42</b>
<b>2. Discussion .....</b>	<b>45</b>
<b>Conclusion.....</b>	<b>48</b>
<b>Références bibliographiques .....</b>	<b>50</b>
<b>Annexes .....</b>	<b>58</b>

### Liste des tableaux

<b>Tableau 01</b> : les souches cliniques multirésistantes testées.....	23
<b>Tableau 02</b> : les souches de référence testées.....	24
<b>Tableau 03</b> : Aspect macroscopique des bactéries étudiées .....	34
<b>Tableau 04</b> : Couleurs et aspects des extraits d' <i>Urtica urens</i> .....	37
<b>Tableau 05</b> : Activité antibactérienne des extraits avant délipidation sur les souches cliniques multirésistantes .....	38
<b>Tableau 06</b> : Activité antibactérienne des extraits avant délipidation sur les souches de référence.....	39
<b>Tableau 07</b> : Activité antibactérienne des extraits après délipidation à différentes concentrations .....	41
<b>Tableau 08</b> : Concentration minimal inhibitrices des extraits avant délipidation d' <i>Urtica urens</i> pour les souches de référence.....	42
<b>Tableau 09</b> : Concentration minimal inhibitrice des extraits après délipidation d' <i>Urtica urens</i> pour les souches de référence.....	43

### Liste des figures

<b>Figure 01:</b> <i>Urtica urens</i> .....	6
<b>Figure 02:</b> <i>Urtica urens</i> . .....	22
<b>Figure 03:</b> Région de récolte.....	23
<b>Figure 04:</b> les feuilles d' <i>Urtica urens</i> après séchage .....	25
<b>Figure 05 :</b> les feuilles d' <i>Urtica urens</i> broyées .....	25
<b>Figure 06:</b> Soxhlet .....	26
<b>Figure 07:</b> Ermenmeyers recouverts de papier aluminium dans l'étuve agitatrice .....	27
<b>Figure 08:</b> Filtration: (a) à l'aide d'une passoire, (b) à l'aide de papiers filtres .....	27
<b>Figure 09:</b> évaporation par évaporateur rotatif .....	28
<b>Figure 10 :</b> évaporation dans l'étuve .....	28
<b>Figure 11 :</b> les extraits secs d' <i>Urtica urens</i> .....	28
<b>Figure 12 :</b> les solutions mères.....	28
<b>Figure 13 :</b> McFarland.....	30
<b>Figure 14 :</b> CMI sur microplaque à 96 puits.....	32
<b>Figure 15 :</b> le rendement des extraits avant délipidation .....	37
<b>Figure 16 :</b> le rendement des extraits après délipidation .....	38
<b>Figure 17 :</b> résultat d'Activité antibactérienne des extraits à différentes concentrations.....	40
<b>Figure 18 :</b> Résultats de méthode de diffusion en milieu gélose pour extraits après délipidation.....	42
<b>Figure 19 :</b> Résultats de méthode de détermination de la concentration minimale inhibitrice pour extraits avant délipidation.....	43
<b>Figure 20 :</b> Résultats de méthode de détermination de la concentration minimale inhibitrice pour extraits après délipidation .....	43

### Liste des abréviations

**AMG:** Aminoglycoside

**APG:** Angiosperm Phylogeny Group

**BEA :** Gélose bile esculine azide

**BHIB :** Bouillon cœur-cervelle

**BLSE:** Bêtalactamases a spectre étendu

**BMH :** Bouillon Mueller Hinton

**BMR:** Bactérie Multirésistante

**CHU :** Centre Hôpitalo-Universitaire

**CMI :** Concentration minimale inhibitrice

**GMC:** Gélose MacConkey

**GMH:** Gélose Mueller Hinton

**MDR :** Multidrug resistant

**OMS :** Organisation Mondiale de Santé

**PBP :** Protéines de liaison à la pénicilline

**SARM :** *Staphylococcus aureus* résistant à la méthicilline

**UMC :** Urgences Médicales et Chirurgicales



# Introduction

La résistance aux antibiotiques constitue un problème mondial de santé publique. L'augmentation du nombre de souches résistantes entraîne une augmentation de la morbidité, de la mortalité, ainsi que des coûts pour les systèmes de santé, notamment en raison de séjours hospitaliers prolongés. Malgré l'apparition de nouveaux traitements, la résistance progresse rapidement, touchant à la fois les infections communautaires et nosocomiales, en particulier chez les personnes âgées ou immunodéprimées (**Kyriakidis et al., 2021**). Cela a suscité un intérêt accru pour les plantes médicinales, car celles-ci synthétisent des métabolites secondaires et des phytocomposés dotés d'un fort potentiel thérapeutique, susceptibles de conduire à l'innovation de nouveaux antibiotiques pour lutter contre les microbes multirésistants, d'autant plus que 30 à 50 % des produits pharmaceutiques et nutraceutiques actuels sont d'origine végétale (**Anand et al., 2019**).

Dans ce cadre, *Urtica urens*, une plante annuelle de la famille des Urticaceae, également connue sous les noms de petite ortie ou d'ortie brûlante, se distingue principalement par la présence de poils urticants. Elle est largement répandue à travers l'Algérie. En raison de sa richesse en composés chimiques. *U. urens* est reconnue pour ses nombreuses propriétés médicinales, ce qui lui a valu d'être intégrée à la Pharmacopée européenne (**Saeed et Ahmad, 2016**).

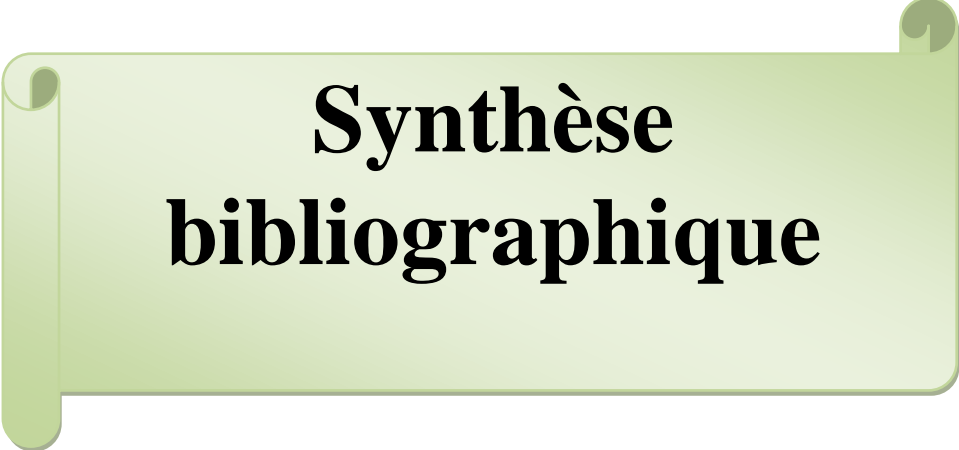
En médecine traditionnelle, cette plante était utilisée pour traiter le diabète, l'arthrite, le rhumatisme articulaire et musculaire, ainsi que divers troubles liés à l'acide urique. Elle est également réputée pour ses propriétés antioxydants, anxiolytiques, antimicrobienne et anti-inflammatoires (**Saeed et Ahmad, 2016 ; Patel et al., 2019**).

L'objectif principal de notre travail a été d'évaluer l'activité antibactérienne des extraits aqueux et organiques des feuilles de la plante *Urtica urens* sur des souches bactériennes résistantes aux antibiotiques, isolées en milieu hospitalier, et des souches de référence.

La première partie de ce mémoire porte sur la synthèse bibliographique, qui est composée de deux chapitres, dont le premier est consacré aux rappels généraux ainsi qu'à la description de la plante étudiée, tandis que le second chapitre présente les principales bactéries multirésistantes rencontrées en milieu hospitalier, ainsi que les mécanismes de résistance aux antibiotiques.

La deuxième partie, expérimentale, décrit le matériel utilisé et les méthodes expérimentales appliquées pour évaluer l'activité antibactérienne de cette plante.

Enfin, la troisième partie expose les résultats obtenus, suivis d'une discussion, d'une conclusion générale et de perspectives de recherche.



**Synthèse  
bibliographique**

**Chapitre 01 : *Urtica*  
*urens***

### 1.1. La famille des Urticaceae

La famille des Urticacées compose d'environ 54 genres avec plus de 2000 espèces. Principalement présente dans les régions tropicales mais moins fréquente dans les régions tempérées, avec de loin la plus grande concentration de genres et d'espèces en Asie tropicale (Wu *et al.*, 2013).

Les plantes de cette famille sont principalement des herbes annuelles ou vivaces, ou parfois des arbustes. Elles ne produisent pas de latex. Elles peuvent être monoïques, dioïques ou polygames. Elles se caractérisent principalement par la présence de poils urticants sur les tiges et les feuilles, ainsi que de poils glanduleux répartis sur toute la plante (Spichiger *et al.*, 2004).

Les feuilles sont disposées de façon alterne ou opposée, simples et dentées. Les stipules souvent présentes. Les fleurs, généralement petites, sont regroupées en cymes (dichasiales) formant des inflorescences axillaires, parfois réduite ou en capitule. Ces fleurs sont actinomorphes, hypochlamydées, à périanthes ou à pétales isostémones, et hypogynes (Spichiger *et al.*, 2004).

Les fleurs mâles possèdent 4 à 5 pétales opposés aux 4 à 5 étamines, lesquelles peuvent être libres ou soudées entre elles. Les anthères sont dors fixes et déhiscentes, repliées à l'intérieur du bouton floral, puis se redressent brusquement lors de la libération du pollen, grâce à un coussinet basal qui se dilate (Spichiger *et al.*, 2004).

Les fleurs femelles présentent en général 4 à 5 pétales libres. L'ovaire est supère, uniloculaire, composé de 1 ou rarement 2 carpelles soudés, contenant un seul ovule orthotrope et dressé. Le style est soit unique, soit absent, tandis que le stigmate est le plus souvent plumeux (Spichiger *et al.*, 2004).

Le fruit est le plus souvent un akène, parfois une drupe, généralement entouré par le périanthe persistant. La graine contient peu ou pas d'albumen, mais peut parfois en être pourvue, avec un embryon droit (Spichiger *et al.*, 2004).

Les principales espèces du genre *Urtica* sont : *Urtica dioica* L., *Urtica urens* L., *Urtica pilulifera* L., *Urtica cannabina* L., *Urtica atrovirens* Req., *Urtica membranacea* Poir.

Les espèces *Urtica dioica* et *Urtica urens* sont reconnues pour leurs propriétés médicinales (Draghi, 2005).

## 1.2. *Urtica urens* L

### 1.2.1. Description

*Urtica urens* L est une plante herbacée annuelle qui mesure généralement de 10 à 60 cm de hauteur et est recouverte de poils urticants très irritants (Figure 01).

Les feuilles de couleur vert clair, sont petites mesurant de 1 à 6 cm, ovales et profondément dentées, le pétiole est court, avec quatre stipules lancéolées pour chaque paire de feuilles supérieures. La plante est monoïque, portant à la fois des fleurs mâles staminées et femelles pistillées sur le même pied, être groupées en grappes allongées. Les femelles sont bien plus nombreuses que les mâles. La tige est dressée, souvent ramifiée dès la base. Son fruit est un akène (Kavalali, 2003 ; Ghedira *et al.*, 2009 ; Tela Botanica, 2011).



**Figure 01** : *Urtica urens* (photo original)

### 1.2.2. Nomenclature

Le terme « *Urtica* » dérive du mot « *uro* », signifiant brûler, ainsi que du mot latin « *urere* », qui signifie piquer. Ce nom fait référence à la présence de poils urticants sur la plante (Patel *et al.*, 2019).

L'espèce *Urtica urens* L. est connue sous différentes appellations :

**Nom vernaculaire:** hurriga (Daoudi *et al.*, 2015), Hurriyqa (Doukkali *et al.*, 2023).

**En anglais :** dwarf nettle, small nettle, dog nettle, burning nettle (Patel *et al.*, 2019).

**En français :** Ortie grièche (Patel *et al.*, 2019), l'ortie brûlante (Daoudi *et al.*, 2015), Petite Ortie (Tela Botanica, 2011).

### 1.2.3. Classification

D'après APGII (2003), La classification d'*Urtica urens* L. est comme suit :

**Règne:** Plantae

**Sous règne :** Tracheobionta

**Super division :** Spermatophyta

**Division :** Magnoliophyta

**Classe :** Magnoliopsida

**Sous classe :** Rosidae dialycarpellées

**Ordre :** Urticales

**Famille :** Urticaceae

**Genre :** *Urtica*

**Espèce :** *Urtica Urens* L.

### 1.2.4. Répartition géographique

La petite ortie pousse partout dans le monde, sous des climats doux à tempérés. Elle préfère les habitats ouverts ou partiellement ombragés, bien humides, et on les trouve souvent dans les forêts, au bord des rivières ou des ruisseaux, ainsi qu'au bord des routes. *Urtica urens* est répandue en Europe, en Amérique du Nord, en Afrique du Nord et dans certaines régions d'Asie. Elle préfère les sols riches en azote et sont généralement présentes dans les sols riches en nitrates inorganiques et en métaux lourds (Kregiel *et al.*, 2018).

### 1.2.5. Composition chimique

*U. urens* L est une plante riche en composés phénoliques tels que les acides phénolcarboxyliques (l'acide chlorogénique, l'acide caféique, l'acide p-coumarique, l'acide trans-férulique, l'acide gallique et l'acide ellagique) et des flavonoïdes tels que la myricétine,

le kaempférol, la formononetine, la quercétine, l'isorhamnétine, le patuletin, la rutin ainsi que des coumarines (scopoletine) (Nencu *et al.*, 2015 ; Bagdatli *et al.*, 2019). On trouve également des tanins, tels que les tanins galliques (Daoudi *et al.*, 2015), ainsi que des alcaloïdes (Elsherif *et al.*, 2023).

Les feuilles de *Urtica urens* contiennent de la matière sèche, des cendres, des protéines, des glucides, des lipides, des sucres, des caroténoïdes, des anthocyanines et des fibres totales ainsi que de stérols ( $\beta$ -sitostérol), elle contiennent aussi des acides aminés (glycine, alanine, leucine, sérine, acide aspartique, acide glutamique).

Les principaux composés minéraux essentiels contenus dans les feuilles d'*Urtica urens* sont : le calcium, le fer, le phosphore, le magnésium, le zinc, le manganèse et le cuivre, phosphore, potassium, sodium (Nencu *et al.*, 2015 ; Mzid *et al.*, 2016).

*Urtica urens* est également riche en vitamine telle que (vitamine K, acide folique, vitamine D, vitamine C et E) (Nencu *et al.*, 2015 ; Mzid *et al.*, 2017).

Lorsque l'ortie est touchée, elle provoque des démangeaisons et des sensations de brûlure douloureuse en libérant un fluide contenant de l'acide formique, de l'histamine, de l'acétylcholine et de la sérotonine (Kregiel *et al.*, 2018).

## 1.2.6. Activités biologiques

### 1.2.6.1. Activité antimicrobienne

Plusieurs études montrent qu'*Urtica urens* possède un large effet antibactérien contre les bactéries à Gram-positives et à Gram-négatives.

L'activité biologique marquée des extraits d'*Urtica urens* pourrait justifier son utilisation à des fins thérapeutiques. La Commission E allemande approuve l'usage des feuilles d'ortie comme traitement adjuvant chez les patients atteints d'infections des voies urinaires inférieures, ainsi que pour la prévention et le traitement de la formation de gravier urinaire (Jimoh *et al.*, 2010).

Les extraits des feuilles et des racines d'*Urtica urens* sont capables d'inhiber la croissance des souches bactériennes *Escherichia coli*, *Bacillus cereus*, *Staphylococcus aureus*,

ainsi que de la levure *Candida albicans*. Cette activité pourrait être attribuée à la présence de composés bioactifs tels que les polyphénols, les flavonoïdes et les tanins (Salem *et al.*, 2021).

Mzid et ses collaborateurs relient l'effet antibactérien d'*Urtica urens* avec la présence des flavonoïdes et des terpènes. Cet effet est montré sur les bactéries à Gram-positives, *Bacillus subtilis*, *Staphylococcus aureus*, *Micrococcus luteus* et *Staphylococcus epidermidis*, ainsi que deux bactéries Gram-négatives *Salmonella enteritidis* et *Pseudomonas aeruginosa* (Mzid *et al.*, 2017).

Les propriétés antifongiques d'*Urtica urens* ont été confirmées contre plusieurs souches de *Candida*, ainsi qu'une forte inhibition contre les champignons *Trichophyton rubrum* et *Aspergillus fumigatus* (Hammadi *et al.*, 2023 ; Mzid *et al.*, 2025).

Les flavonoïdes exercent une activité antibactérienne en formant des complexes avec les protéines extracellulaires et solubles, ainsi qu'en interagissant avec la paroi cellulaire bactérienne. Ils peuvent également désorganiser les lipides des membranes, altérant ainsi leur intégrité. De leur côté, les tanins précipitent les protéines, notamment les enzymes structurales bactériennes, ce qui empêche la nutrition et la croissance des microorganismes. Les alcaloïdes exercent leur activité antibactérienne en interagissant avec les groupes fonctionnels amine, carboxyle et sulfhydryle des protéines bactériennes, ainsi qu'avec les acides nucléiques, perturbant ainsi les fonctions cellulaires essentielles des micro-organismes (Velasco Lezama *et al.*, 2020).

L'activité antivirale a été montrée contre le virus de la grippe aviaire H5N1 (Gaafar *et al.*, 2020).

#### 1.2.6.2. Activité antioxydante

Les composés antioxydants ont la capacité de piéger les radicaux libres et les espèces oxygénées présentes dans les systèmes biologiques. Par conséquent, les antioxydants contenus dans les aliments sont essentiels pour protéger l'organisme contre les dommages oxydatifs, qui peuvent conduire à diverses maladies chroniques (Jaradat *et al.*, 2016).

*Urtica urens* est considérée comme une source potentielle d'antioxydants naturels. Ses effets thérapeutiques pourraient être liés à la présence de composés phytochimiques généraux ainsi que de composés actifs spécifiques, notamment les polyphénols et les flavonoïdes. Ces

derniers agissent de manière similaire aux réductones, en donnant des électrons et en réagissant avec les radicaux libres, les transformant en produits plus stables, ce qui permet de terminer la chaîne de réactions et de réduire le stress oxydatif ( **Mzid et al., 2017 ; Elsherif et al., 2023**).

En outre, d'autres métabolites secondaires tels que les terpénoïdes et les alcaloïdes peuvent également contribuer à l'activité antioxydante globale d'*Urtica urens*. Cette activité antioxydante met en évidence l'importance médicinale des plantes comme sources naturelles d'antioxydants ( **Elsherif et al., 2023**).

L'étude de Matamane et ses collaborateurs a montré que les extraits issus de différents solvants des feuilles et de l'écorce de tige d'*Urtica urens* sont capables de neutraliser potentiellement le peroxyde d'hydrogène. En d'autres termes, leurs phytoconstitués pourraient prévenir la formation de radicaux hydroxyles nocifs et ainsi empêcher la peroxydation lipidique, responsable de dommages cellulaires ( **Matamane et Pillai ,2021**).

De plus, les ions ferriques ( $Fe^{3+}$ ), reconnus comme de pro-oxydants endogènes, peuvent être efficacement inhibés par certains composés naturels tels que les tanins, composés phénoliques, caroténoïdes et flavonoïdes. Cette propriété pourrait expliquer le pouvoir réducteur du fer observé dans les extraits d'*U. urens* ( **Maaroufi et al., 2017**).

Une autre étude a montré que l'activités antioxydante été corrélé à la teneur en composés phénoliques, suggérant que ces composés jouent un rôle majeur dans l'élimination des radicaux libres ( **Maaroufi et al., 2017** ).

### 1.2.6.3. Activité anti-inflammatoire et anti-nociceptive

La douleur et l'inflammation sont liées à la pathophysiologie de diverses conditions cliniques. Elles ne sont pas seulement la réponse des tissus vivants aux blessures et aux infections, mais sont également impliquées dans le développement des maladies comme l'asthme et la sclérose en plaques. De nombreux produits naturels sont utilisés dans la médecine traditionnelle pour soulager ces symptômes ( **Marrassini et al., 2010**).

L'étude de Marrassini et ses collaborateurs a montré qu'*Urtica urens* possède une activité anti-nociceptive significative dans des modèles de douleur chez la souris induite chimiquement, ainsi qu'une activité anti-inflammatoire sur l'œdème de la patte chez le rat

induit par la carraghénine. Le principal composant a été identifié comme étant l'acide chlorogénique, qui pourrait contribuer à cette activité (**Marrassini et al, 2010**).

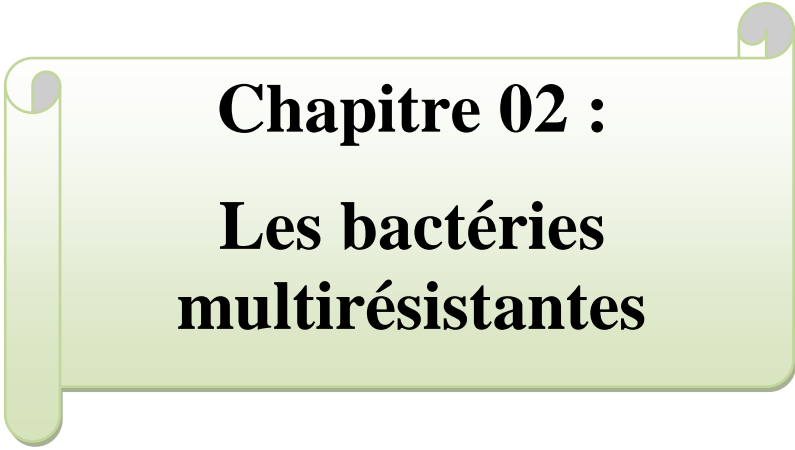
*Urtica urens* présente une inhibition significative de la dénaturation des protéines, avec un effet dépendant de la concentration. La meilleure activité anti-dénaturation a été observée à une concentration de 250 µg/mL, comparativement au diclofénac sodique, un anti-inflammatoire de référence (**Rahim et al., 2025**).

*Urtica urens* a démontré une activité anti-inflammatoire particulièrement marquée par rapport à d'autres espèces. Cette propriété pourrait être liée, à la présence de composés phénoliques tels que les acides chlorogéniques, dont l'activité est associée à l'inhibition de médiateurs inflammatoires. Ces composés, notamment les flavonoïdes et les acides phénoliques, sont bien connus pour leur rôle dans la modulation de l'inflammation. Toutefois, d'autres constituants bioactifs présents dans la plante pourraient également contribuer à cet effet (**Carvalho et al., 2017**).

*Urtica urens* a aussi un effet positif sur la cicatrisation des plaies cutanées (**Mustafa et al., 2020**).

#### 1.2.6.4. Autre activités

Les différents extraits d'*Urtica urens* possèdent plusieurs autres activités, telles que l'activité antidiabétique (**El-Seadawy et al., 2018**), ainsi qu'une activité cytotoxique efficace contre les cellules cancéreuses (**Gaafar et al., 2020**), et également une activité hypouricémique (**Verma et al., 2023**), ainsi qu'un effet anxiolytique et anti-arthritique (**Patel et al., 2019**).



**Chapitre 02 :**  
**Les bactéries**  
**multirésistantes**

## 2.1. La résistance des bactéries aux antibiotiques

Dès la découverte de la pénicilline et le développement de plusieurs antibiotiques, l'optimisme initial selon lequel tous les types des infections bactériennes pourraient être traités fut rapidement renversé par l'apparition des premiers rapports de résistance aux antibiotiques, peu après leur mise en clinique. Une souche est dite résistante lorsqu'elle se cultive en présence de concentrations élevées d'antibiotiques, par rapport aux autres souches qui lui sont phylogénétiquement liées (**Muylaert et Mainil, 2012**).

Il existe deux origines essentielles la résistance bactérienne aux antibiotiques, naturelle et acquise. La première est programmée au niveau du pool génomique alors que la seconde est développée en fonction des conditions métaboliques (**Bouyahya et al., 2017**).

- ❖ **Résistance naturelle** : ou résistance intrinsèque, due essentiellement à la présence de gènes spécifiques, commune à une population qui est exprimés soit d'une manière constitutive ou bien induite. Elle se caractérise par des modifications structurales, ou métaboliques, par le biais de métabolisme original (**Bouyahya et al., 2017**).
- ❖ **Résistance acquise** : Elle est due à des changements dans le profil d'expression génique par des mutations ponctuelles ou acquises. Grâce au partage d'informations génétiques entre les bactéries, cela leur permet de s'adapter à divers milieux environnementaux (**Bouyahya et al., 2017**).

## 2.2. Les mécanismes de résistance

Il existe quatre mécanismes principaux par lesquels les micro-organismes développent une résistance.

### 2.2.1. Inhibition enzymatique

La production d'enzymes qui détruisent ou inactivent les antibiotiques est l'un des principaux mécanismes de résistance. La production enzymatique peut être induite par un facteur externe, elle se produit à la suite d'une exposition à un antibiotique donnée, ou être constante lorsque les gènes de la résistance s'expriment en permanence, même en l'absence d'antibiotique (**Carle, 2009**).

Les enzymes qui constituent un mécanisme de résistance très efficace sont Les  $\beta$ -lactamases qui inactivent les lactamines en détruisant le lien amide sur le cycle lactame. La

résistance à cette classe de médicaments pose un grand problème, car ces antibiotiques sont les plus utilisés dans le monde. Parmi les bactéries les plus susceptibles de produire des  $\beta$ -lactamases on trouve *Staphylococcus aureus* et les entérocoques pour les bactéries à Gram positif, ainsi que les bacilles à Gram négatif, en particulier les entérobactéries. Il existe également d'autres enzymes pouvant détruire d'autres classes d'antibiotique, telle que l'aminoglycoside (AMG) acétyltransférase, l'AMG adényltransférase ou l'AMG phosphotransférase peuvent dégrader les aminosides. D'autres exemples sont L'érythromycine estérase ou le chloramphénicol acétyltransférase (Carle, 2009).

### 2.2.2. Modification des cibles des antibiotiques

Certaines bactéries résistent aux antibiotiques par la modification de l'affinité des protéines de liaison aux antibiotiques. Par exemple, des souches pathogènes comme *Haemophilus influenzae*, *Neisseria gonorrhoeae*, *Neisseria meningitidis* et *Shigella dysenteriae* modifient l'affinité des protéines de liaison à la pénicilline (PBP) pour résister à des antibiotiques de la famille des  $\beta$ lactamines. Il existe aussi d'autres protéines de liaison à la pénicilline, telle que PBP2a, qui permet la diminution de l'affinité de l'oxacilline et autres pénicillines chez *Staphylococcus aureus*. En plus de la modification enzymatique, certaines souches pathogènes changent la localisation de leurs organites pour éviter l'action des antibiotiques. Par exemple, les ARN ribosomiques de méthylation (rRNA methylase), suite à des mutations chromosomiques, changer l'emplacement des ARNr 16S pour éviter l'action des antibiotiques aminoglycosides (Bouyahya *et al.*, 2017).

### 2.2.3. Réduction de la perméabilité cellulaire

Plusieurs bactéries à Gram négatif possèdent une résistance innée aux  $\beta$ -lactamines en raison de leur très faible perméabilité de la membrane externe. Cette résistance est due à la perte ou à la modification de porines, résultant d'événements de régulation ou de mutations dans le gène de la porine, ou à une cascade régulatrice contrôlant la perméabilité de l'enveloppe bactérienne. Certaines bactéries présentent des altérations dans le rapport d'expression des porines majeures, comme OmpC et OmpF, en faveur d'OmpC, ce qui entraîne une perméabilité aux antibiotiques réduite. D'autres montrent une réduction significative du niveau de production de porines, ou la production d'une porine mutée, ayant un impact négatif sur la perméabilité des pores. L'exposition continue aux antibiotiques sélectionne les modifications successives de l'expression de la porine (Davin-Regli, 2020).

#### 2.2.4. Pompes à efflux

Les bactéries peuvent résister aux antibiotiques par un transport actif vers l'extérieur de la cellule à l'aide des transporteurs membranaires appelés pompes d'efflux. Ces pompes peuvent être spécifiques d'une seule classe d'antibiotiques (ex. pompes d'efflux des tétracyclines, Tet ou des macrolides, Mef) Les gènes encodant ces pompes sont souvent présent sur des éléments génétiques mobiles (plasmides ou transposons). D'outre sont responsables de la multi-résistance (MDR) naturelle et acquise, ces pompes prennent en charge des antibiotiques de structures différentes. La plupart des pompes MDR sont chromosomiques (Cattoir, 2004).

Les pompes d'efflux utilisent l'énergie pour fonctionner, soit par dissipation d'un gradient de protons ou d'ions de sodium, soit par hydrolyse d'adénosine triphosphate (ATP). Chez les bactéries à Gram négatif, les systèmes d'efflux sont généralement constitués d'un complexe protéique tripartite composé d'une pompe transmembranaire, d'une protéine périplasmique de jonction et d'une porine de la membrane externe. Les pompes les plus connues sont de type RND comme AcrB chez *Escherichia coli* ou MexB chez *Pseudomonas aeruginosa*. Chez les bactéries à Gram positif, les systèmes d'efflux ne sont constitués que de pompe. Les plus rencontrées sont les pompes MFS, comme NorA ou QacA chez *Staphylococcus aureus* et PmrA chez *Streptococcus pneumoniae* (Cattoir, 2004).

### 2.3. Les bactéries multirésistantes

Une bactérie multirésistante (BMR) est une bactérie ayant acquis une résistance à au moins trois antibiotiques appartenant à trois familles ou groupes différents auxquels elle est normalement sensible. On parle de résistance « extensive » lorsque la bactérie n'est plus sensible qu'à une ou deux molécules parmi les familles d'antibiotiques qui sont habituellement efficaces. À un stade plus avancé, les bactéries dites « pan-résistantes » ne répondent plus à aucun des antibiotiques traditionnellement actifs contre elles (Brun-Buisson, 2015).

Parmi les bactéries multirésistantes les plus fréquemment isolées en milieu hospitalier, on retrouve les entérobactéries, *Pseudomonas aeruginosa*, *Acinetobacter baumannii*, *Staphylococcus aureus* et *Enterococcus faecalis* (Osman et al., 2024).

### 2.3.1. Entérobactéries

Les entérobactéries sont une famille de bacilles à Gram négatif, non sporulés. Elles peuvent être immobiles ou mobiles grâce à des flagelles disposés tout autour de la cellule (péritriches). Ce sont des bactéries anaérobies facultatives, oxydase négative, catalase positive, capables de réduire les nitrates en nitrites. Elles fermentent le glucose en produisant divers métabolites finaux et possèdent des besoins nutritionnels simples. Leur taille moyenne est de 2 à 4 µm de long pour 0,4 à 0,6 µm de large, avec des extrémités arrondies (**Morales-López et al., 2019**).

Les entérobactéries peuvent être soit des colonisateurs du tube digestif avec un pouvoir pathogène facultatif, soit des agents pathogènes stricts du système digestif. Parmi les espèces commensales les plus importantes, on retrouve *Escherichia coli*, *Klebsiella*, *Proteus*, *Serratia*, *Enterobacter* et *Morganella*. En revanche, les entérobactéries les plus connues pour leur pouvoir pathogène obligatoire sont *Salmonella*, *Shigella* et *Yersinia* (**De Vallière, 2017; Waade et al., 2021**).

Les entérobactéries multirésistantes sont des bactéries capables de résister à au moins trois familles d'antibiotiques. Parmi elles, les souches produisant des bêtalactamases à spectre étendu (BLSE), des bêtalactamases de type AmpC ou des carbapénémases posent un problème majeur, car ces enzymes confèrent une résistance à de nombreux antibiotiques utilisés en pratique courante et même à des antibiotiques de deuxième ligne. Les gènes responsables de la production de ces bêtalactamases sont fréquemment situés sur des éléments génétiques mobiles comme les plasmides, facilitant ainsi leur transmission entre différentes bactéries. Les BLSE sont capables d'hydrolyser les pénicillines et les céphalosporines, y compris les céphalosporines de 3<sup>e</sup> et 4<sup>e</sup> génération (**De Vallière, 2017 ; Waade et al., 2021**).

### 2.3.2. *Acinetobacter baumannii*

*Acinetobacter baumannii* est une bactérie coccobacille Gram négatif non flagellée, catalase positif, oxydase négatif, non fermentant. Ce sont des bâtonnets, omniprésents et fréquemment isolée dans l'environnement. En médecine humaine, ce pathogène opportuniste est responsable d'infections nosocomiales et extrahospitalières, notamment des bactériémies, des pneumonies, des méningites, des infections urinaires et des infections des plaies (**Maragakis et perl, 2008 ; Peleg et al., 2008**).

L'OMS a classé *Acinetobacter baumannii* résistant aux carbapénèmes comme la priorité numéro un pour le développement de nouveaux antibiotiques, car cette résistance est

généralement associée à une résistance croisée à un large éventail d'antibiotiques (**Kyriakidis et al., 2021**).

*Acinetobacter baumannii* se distingue par sa plasticité génétique exceptionnelle, qui facilite des mutations rapides, des réarrangements génétiques et l'intégration de gènes étrangers via des éléments génétiques mobiles (**Kyriakidis et al., 2021**).

L'altération de la perméabilité membranaire, notamment par la réduction des porines et l'augmentation des pompes d'efflux, constitue l'un des mécanismes majeur de résistance chez *Acinetobacter baumannii*. La résistance aux carbapénèmes a été associée à la perte de protéines considérées comme des canaux porines de la membrane externe. À cela s'ajoute l'inactivation enzymatique des antibiotiques par la production de bêta-lactamases des classes A, B, C et D, qui confèrent une résistance aux pénicillines, céphalosporines et carbapénèmes. Les céphalosporinases de type AmpC confèrent une résistance aux céphalosporines à large spectre. Un grand nombre d'enzymes de type OXA de classe D, actives contre les carbapénèmes, ont également été identifiées. Ces mécanismes sont bien connus et largement impliqués dans la résistance d'*Acinetobacter baumannii* aux antibiotiques (**Maragakis et perl, 2008 ; Kyriakidis et al., 2021**).

La formation de biofilms constitue également un mécanisme important, car elle permet à la bactérie de prolonger sa survie sur les dispositifs médicaux. Toutefois, la relation exacte entre la formation de biofilm et la résistance aux antibiotiques reste encore mal comprise (**Kyriakidis et al., 2021**).

### 2.3.3. *Pseudomonas aeruginosa*

*Pseudomonas aeruginosa* est une bactérie ubiquitaire à Gram négatif, de forme bacillaire (en bâtonnet), non sporulée et dotée d'un seul flagelle. Elle se caractérise par une apparence nacré et dégage une odeur typique, rappelant celle du raisin ou de la tortilla. Les souches de *P. aeruginosa* produisent un ou plusieurs pigments caractéristiques, notamment la pyocyanine (bleu-vert), la pyoverdine (jaune-vert fluorescent) et la pyorubine (rouge-brun). Elle peut provoquer des infections graves, en particulier chez les patients immunodéprimés atteints de cancer, ainsi que chez les personnes souffrant de brûlures sévères ou de mucoviscidose. *P. aeruginosa* se développe efficacement entre 25 °C et 37 °C, et sa capacité à croître à 42 °C constitue un critère important pour la différencier d'autres espèces du genre *Pseudomonas* (**Wu et al., 2015**).

Le traitement des infections à *Pseudomonas aeruginosa* est devenu un véritable défi en raison de la capacité de cette bactérie à résister à un large éventail d'antibiotiques actuellement disponibles OMS a récemment classé *P. aeruginosa* résistant aux carbapénèmes parmi les espèces bactériennes pour lesquelles il est urgent de développer de nouveaux antibiotiques. Cette bactérie peut développer une résistance à nombreux antibiotiques, en raison d'une combinaison de résistances intrinsèque, acquise et/ou adaptative (**Pang et al., 2019**).

La résistance intrinsèque est due à la faible perméabilité de la membrane externe, à la présence de pompes d'efflux (notamment MexAB-OprM) et à la production d'enzymes inactivant les antibiotiques, comme les  $\beta$ -lactamases (AmpC, OXA-50, PIB-1). La résistance acquise résulte principalement de mutations spontanées, affectant notamment les cibles des antibiotiques ou les régulateurs de pompes d'efflux, et non du transfert horizontal de gènes. Quant à la résistance adaptative, elle est induite par des facteurs environnementaux ou par des comportements collectifs bactériens tels que le biofilm et la motilité (**Botelho et al., 2019**).

Des mutations dans des gènes comme *gyrA*, *gyrB*, *parC*, *parE*, *oprD*, *ampC*, *nalC*, *nfxB* contribuent à la résistance à diverses classes d'antibiotiques ( $\beta$ -lactamines, fluoroquinolones, aminosides, colistine). La régulation d'AmpC, très complexe, joue un rôle central dans la résistance aux céphalosporines. Enfin, l'émergence récente du gène *mcr* conférant une résistance transférable à la colistine chez *P. aeruginosa* représente une menace préoccupante (**Botelho et al., 2019**).

#### 2.3.4. *Staphylococcus aureus*

*Staphylococcus aureus* est une cocci, Gram-positif, anaérobie facultatif, catalase positif, coagulase positifs. Il mesure environ 0,5-1,5  $\mu\text{m}$  de diamètre, est se présentant généralement en grappes et sont décrites comme ayant une apparence « semblable à des raisins », non mobile et ne forme pas de spores. Les colonies sont souvent dorées ou jaunes (le terme *aureus* signifie doré ou jaune) (**Fayisa et Tuli, 2023**).

*Staphylococcus aureus* une bactérie ubiquitaire et fait partie de la flore commensale des animaux et des humains. Il ne cause généralement pas des infections sur une peau saine, mais il peut provoquer une variété des infections potentiellement graves s'il pénètre dans le sang ou les tissus internes par l'expression de ces facteurs de virulence, tels que les hémolysines, les léukocidines, les entérotoxines, les toxines exfoliatives et les facteurs modulant le système immunitaire (**Fayisa et Tuli, 2023**).

Le chromosome de *Staphylococcus aureus* est composé d'une partie majeure contenant les gènes essentiels à la maintenance de la bactérie, et d'une deuxième partie constituée d'éléments génétiques accessoires et mobiles, tels que les plasmides, transposons, prophages ou îlots de pathogénicité. Ces éléments portent la majorité des gènes responsables de la virulence et de la résistance aux antibiotiques. En plus des mutations spontanées, *S. aureus* diversifie son génome grâce aux transferts horizontaux des gènes avec d'autres bactéries. Le phénotype de résistance, tout comme le profil pathogénique, semble donc être déterminé par les combinaisons de ces éléments génétiques accessoires portés par le chromosome (**Dumitrescu et al., 2010**).

La résistance de *S. aureus* à la pénicilline concerne actuellement plus de 90 % des souches. Cette résistance est due à l'acquisition d'une pénicillinase plasmidique, une enzyme capable de dégrader la pénicilline. Certaines souches ont ensuite développé une résistance croisée aux pénicillines M (comme la méticilline et l'oxacilline) ainsi qu'à d'autres  $\beta$ -lactamines. Cette résistance est liée à la production d'une protéine de liaison aux pénicillines, la PLP2a (ou PBP2a), codée par le gène *mecA*. Ce gène est porté par un élément chromosomique appelé SCCmec (Staphylococcal Cassette Chromosome mec), qui contient également d'autres gènes de résistance, notamment aux métaux lourds et à divers antibiotiques, ce qui explique le profil de multirésistance des SARM (*Staphylococcus aureus* résistant à la méticilline) en milieu hospitalier (**Dumitrescu et al., 2010**).

### 2.3.5. *Enterococcus faecalis*

*Enterococcus faecalis* est une bactérie appartenant au groupe des entérocoques, anaérobie facultative avec une forme circulaire ou ovale. Elle n'a pas la capacité de former des spores ni de produire de catalase, et possède un faible contenu en GC. Son peptidoglycane est de type lysine-alanine (**Shamkhi, 2022**).

Cette bactérie commensale, qui se trouve dans l'intestin de plusieurs personnes, peut devenir un pathogène opportuniste contribuant aux infections. Elle fait partie des trois pathogènes les plus courants isolés dans les hôpitaux. *Enterococcus faecalis* a la capacité de sécréter une toxine exogène qui lyse les bactéries et les cellules eucaryotes, appelée cytolysine (**Shamkhi, 2022**).

Chez les entérocoques, la résistance acquise peut apparaître soit par mutations spontanées, soit par acquisition de matériel génétique étranger. Les échanges génétiques

horizontaux se produisent principalement via le transfert de plasmides ou par l'action de transposons mobiles (**Hollenbeck et Rice, 2012**).

Les entérocoques peuvent développer une résistance accrue aux pénicillines soit par acquisition de  $\beta$ -lactamases, ou par modification des protéines de liaison à la pénicilline (PBP4/PBP5). Les gènes Bla, codant pour des  $\beta$ -lactamases médiées par plasmides, ont été décrits pour la première fois chez *Enterococcus faecalis* en 1983. Toutefois, la production de  $\beta$ -lactamases reste rare chez les entérocoques et demeure principalement observée chez *E. faecalis* (**Hollenbeck et Rice, 2012**).

La gentamicine est l'aminoside le plus concerné par la résistance acquise. Celle-ci repose fréquemment sur la présence du gène bifonctionnel aph(2'')-Ia-aac(6')-Ie, qui inactive l'antibiotique par modifications enzymatiques combinées (phosphorylation et acétylation). Ce gène confère une résistance de haut niveau à tous les aminosides, à l'exception de la streptomycine. Cette dernière peut découler soit de l'action d'enzymes spécifiques (Ant(6')-Ia, Ant(3'')-Ia), soit de mutations ribosomiques (**Hollenbeck et Rice, 2012**).

La résistance aux glycopeptides, illustrée par celle à la vancomycine, peut résulter de mutations intrinsèques ou, plus fréquemment, de l'acquisition d'éléments génétiques mobiles contenant des cassettes de gènes de résistance van (gènes van transférables) (**Hollenbeck et Rice, 2012**).

Le mécanisme principal de résistance repose sur la modification du site cible de la vancomycine, c'est-à-dire la transformation de la terminaison peptidique D-Ala-D-Ala en D-Ala-D-Lac ou D-Ala-D-Ser (**Li et al., 2023**).



**Matériel et  
méthodes**

## 1. Lieu d'étude

Cette étude a été réalisée au sein du Laboratoire de Microbiologie Appliquée à l'Agroalimentaire, au Biomédical et à l'Environnement (LAMAABE) de l'Université de Tlemcen (Algérie). L'objectif de ce travail expérimental est d'évaluer l'effet des extraits aqueux et organique d'*Urtica urens* sur différentes souches bactériennes.

## 2. Matériel

### 2.1. Matériel végétal

Les feuilles de la plante *Urtica urens* (Figure 02) ont été récoltées au mois de janvier dans trois régions différentes de la wilaya de Tlemcen, située à l'ouest de l'Algérie : El Fehoul, le village de Bourwaha et Aïn Ghoraba (Figure 03).

L'identification botanique de l'espèce a été réalisée par le Dr Baba Ali Ibrahim, enseignant-chercheur botaniste affilié au département d'écologie de la faculté SNV/STU de l'Université de Tlemcen.



**Figure 02 :** *Urtica urens* (photo original).



Figure 03 : Région de récolte.

## 2.2. Souches bactériennes utilisées

L'activité antibactérienne des extraits aqueux et organiques d'*Urtica urens* a été évaluée contre six souches d'origine hospitalière, isolées du Centre Hospitalier Universitaire (CHU) de Tlemcen (le tableau 01), ainsi que sept souches de référence (le tableau 02), fournies par **Dr. Ayad Amel**.

Tableau 01 : les souches cliniques multirésistantes testées.

Les souches bactériennes	Gram	Code	Service	Origine
<i>Escherichia coli</i>	Négatif	E4	Réanimation	Aspiration trachéale
<i>Enterobacter cloacae</i>	Négatif	Ec1	Réanimation	Sonde vésicale
<i>Providencia stuartii</i>	Négatif	Pstu 1	UMC*	Aspiration trachéale
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	Négatif	Kp6	Réanimation	Aspiration trachéale
<i>Acinetobacter baumannii</i>	Négatif	A8	Réanimation	Aspiration trachéale
<i>Staphylococcus aureus</i>	Positif	7u	UMC*	Bord de lit

\* : Urgences Médicales et Chirurgicales.

**Tableau 02:** les souches de référence testées.

Les souches bactériennes	Gram	code
<i>Escherichia coli</i>	Négatif	ATCC 25922
<i>Escherichia coli</i> TEM -1	Négatif	ATCC 35218
<i>Klebsiella pneumoniae</i> BLSE	Négatif	ATCC700603
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	Négatif	ATCC 27853
<i>Enterococcus faecalis</i>	Positif	ATCC 29212
<i>Staphylococcus aureus</i>	Positif	ATCC 29213
SARM	Positif	ATCC 12493

### 2.3. Milieux de culture

- les milieux de culture liquide :

Bouillon Muller-Hinton (BMH).

Bouillon cœur-cervelle (BHIB).

- les Milieux de culture solide :

Gélose Mueller Hinton (GMH).

Gélose Chapman.

Gélose MacConkey (GMC)

Gélose bile esculine azide (BEA)

### 2.4. Solvants

Solvants polaire : eau, éthanol à 70%, méthanol à 70%.

Solvants moyennement polaire : acétate d'éthyle, chloroforme, dichlorométhane.

Solvant Apolaire : hexane.

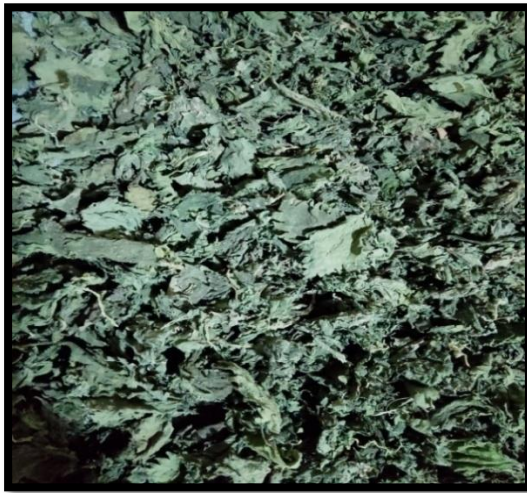
### 2.5. Antibiotiques

Les antibiotiques en disque utilisés sont : oxacilline et pénicilline G (10 ug) pour les bactéries à Gram positifs et ampicilline, gentamicine et méropénème (10 ug) pour les bactéries à Gram négatifs.

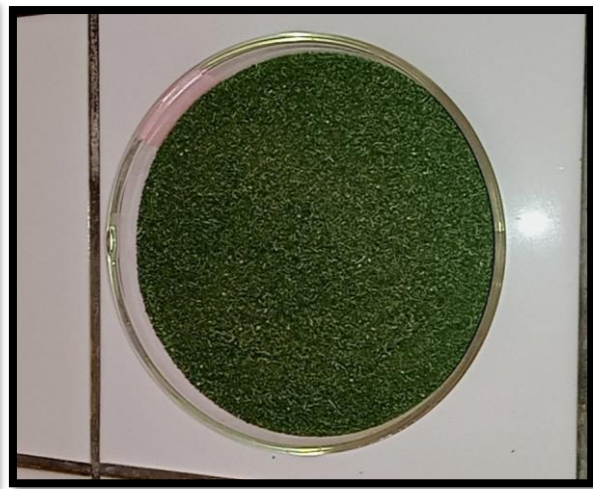
### 3. Méthodes

#### 3.1. Séchage et préparation de la plante

La plante *Urtica urens* a été séchée à température ambiante, à l'air libre en étant protégée de la lumière solaire pendant 20 jours, pour préserver au maximum les molécules de la dégradation (Figure 04). Après séchage, les feuilles ont été broyées en poudre fine (Figure 05), puis conservé à 4°C jusqu'à utilisation (Salem, 2022).



**Figure 04 :** les feuilles d'*Urtica urens* après séchage.



**Figure 05 :** les feuilles d'*Urtica urens* broyées.

#### 3.2. Délipidation

La matière sèche a subi une délipidation afin d'éliminer les lipides présents dans la plante, ceux-ci pouvant influencer la solubilité des molécules d'intérêt.

Cette étape a été réalisée au laboratoire pédagogique de biochimie de la Faculté SNV-STU de l'Université de Tlemcen. 50 mg de poudre de plante séchée ont été introduits dans une cartouche, puis placés dans un extracteur Soxhlet. Ensuite, 250 mL de solvant hexane ont été versés dans le ballon. Ce processus a été effectué pendant 6 heures. À la fin de l'extraction, la cartouche a été retirée et la poudre de plante a été séchée à 40 °C pendant 8 heures, afin d'éliminer toute trace résiduelle de solvant et d'humidité (Figure 06) (Yeddes *et al.*, 2012).



Figure 06 : Soxhlet.

### 3.3. Extraction

L'extraction a été effectuée par méthode de macération à froid selon les étapes suivantes :

#### 3.3.1. Macération avant délipidation (Jimoh *et al.*, 2010)

- Une quantité de 20 g de poudre d'*Urtica urens* a été mélangée avec 200 mL de chaque solvant (éthanol à 70 %, méthanol à 70 %, acétate d'éthyle, chloroforme, dichlorométhane et hexane), dans des Erlenmeyers.
- Les Erlenmeyers ont été recouverts de papier aluminium afin d'éviter l'évaporation du solvant, de protéger les composés sensibles à la lumière, et de limiter les risques de contamination. Ils ont été ensuite placés dans une étuve agitatrice pendant une durée de 48 à 72 heures, à température ambiante de 18 °C (Figure 07).

### 3.3.2. Macération après délipidation

Le même protocole a été répété en utilisant 10 g de poudre de plante délipidée, mélangée à 100 mL de solvant, sous même condition expérimentales.



**Figure 07** : Ermenmeyers recouverts de papier aluminium dans l'étuve agitatrice.

### 3.3.3. Filtration

Après macération, le mélange a été soumis à trois étapes de filtration successives. La première, réalisée à l'aide d'une passoire, a permis d'éliminer la majeure partie de la poudre végétale. Elle a été suivie de deux filtrations à l'aide de papiers filtres, afin d'obtenir un extrait clair, exempt d'impuretés (Figure 08) (Salem, 2022).



**Figure 08** : Filtration : (a) à l'aide d'une passoire, (b) à l'aide de papiers filtres

### 3.3.4. Evaporation

L'évaporation a été réalisée en deux étapes. Dans un premier temps, une évaporation sous pression a été effectuée à l'aide d'un évaporateur rotatif à 50°C (Figure 09), au laboratoire pédagogique de biochimie de la Faculté SNV-STU de l'Université de Tlemcen. Ensuite, une seconde évaporation a été réalisée dans une étuve, au laboratoire LAMAABE, le résidu obtenu a été transféré dans des boîtes de Pétri en verre, puis placés dans l'étuve à 45 °C pendant 48 à 72 heures (Figure 10) (Salem, 2022).

Pour l'extrait aqueux, le filtrat obtenu a été directement séché à 45 °C dans l'étuve jusqu'à l'obtention d'un poids constant, sans passer par l'évaporateur rotatif.



**Figure 09** : évaporation par évaporateur rotatif.



**Figure 10** : évaporation dans l'étuve.

### 3.3.5. Récupération de l'extrait sec

Après l'évaporation complète des solvants, les boîtes de Pétri ont été grattées afin de récupérer les extraits secs.

### 3.4. Le rendement d'extraction

Le rendement d'extraction est exprimé par le rapport entre la masse de l'extrait après évaporation et la masse de poudre végétal utilisée (Salem, 2022).

Le rendement des extraits préparés est calculé selon la formule suivante :

$$R (\%) = (M1 \times 100) / M0$$

R : rendement de l'extraction en %, M1 : masse en gramme de l'extrait après évaporation, M0 : masse en gramme de poudre végétal utilisée.

### 3.5. Enrichissement et purification des souches

À partir des tubes de gélose profonde de conservation, les souches ont été ensemencées dans des tubes de Bouillon cœur-cerveille pour l'enrichissement. Après incubation à 37°C pendant 24 h, la croissance des souches vivantes apparait comme un trouble.

Les bactéries à Gram négatif ont été ensemencées sur gélose MacConkey, les staphylocoques sur gélose Chapman et *Enterococcus faecalis* sur gélose bile esculine azide.

Après ensemencement les souches ont été incubées à 37°C pendant 24h afin de vérifier leur pureté.

### 3.6. L'évaluation de l'activité antibactérienne

L'évaluation de l'activité antibactérienne a été réalisé par deux méthodes, la diffusion sur milieu gélosé, et la détermination de la concentration minimale inhibitrice.

#### 3.6.1. Méthode de diffusion sur milieu gélosé

##### ➤ Préparation des concentrations

L'activité antibactérienne a été effectuée avec trois concentrations différentes pour chaque extrait. Pour la première concentration 50 mg/mL, 200 mg de l'extrait sec (Figure 11) a été dissous dans des tubes de 4 ml de l'eau distillée stérile et agités à l'aide de vortex jusqu'à ce que la solution devienne homogène. A partir de cette solution deux autres dilutions ont été réalisé pour obtenir des concentrations de 20 et 10 mg/mL respectivement (Figure 12).



Figure 11 : les extraits secs d'*Urtica urens*.



Figure 12 : les solutions mères.

➤ **Préparation de l'inoculum**

Une colonie a été prélevée à partir d'une boîte de gélose contenant une culture jeune de 24 heures et a été transférée dans un tube stérile contenant de l'eau physiologique (9 g/L de NaCl). La turbidité est ensuite ajustée à 0,5 McFarland, pour obtenir une suspension bactérienne équivalente à  $10^8$  UFC/mL (Figure 13).



**Figure 13** : Densitomètre à unité de McFarland.

➤ **Technique de diffusion en gélose**

- Sur des boîtes Pétrie remplies de 20 ml de gélose Mueller Hinton, la suspension bactérienne a été ensemencée par écouvillonnage afin de former un tapis homogène.
- Ensuite, des disques de papier filtre de 6 mm de diamètre ont été découpés stérilisés et déposés à la surface des boîtes préalablement ensemencé et imprégnés de 5  $\mu$ L d'extrait du feuilles de *Urtica urens* avec des concentrations différentes (10 mg/mL, 20 mg/mL et 50 mg/mL), correspondant respectivement à des charges de 50, 100 et 250  $\mu$ g/disque.
- Un disque d'antibiotique ampicilline, gentamicine, oxacilline, pénicilline G ou moropéneme (10 ug) a été utilisé comme témoin positive.
- Les boîtes ont été déposées à 4 °C.
- Après une incubation à 37°C pendant 24 h, les zones d'inhibition formées éventuellement autour des disques seront mesurées.
- Le même processus a été répété pour chaque extrait et chaque souche (EUCAST, 2024).

➤ **lecture**

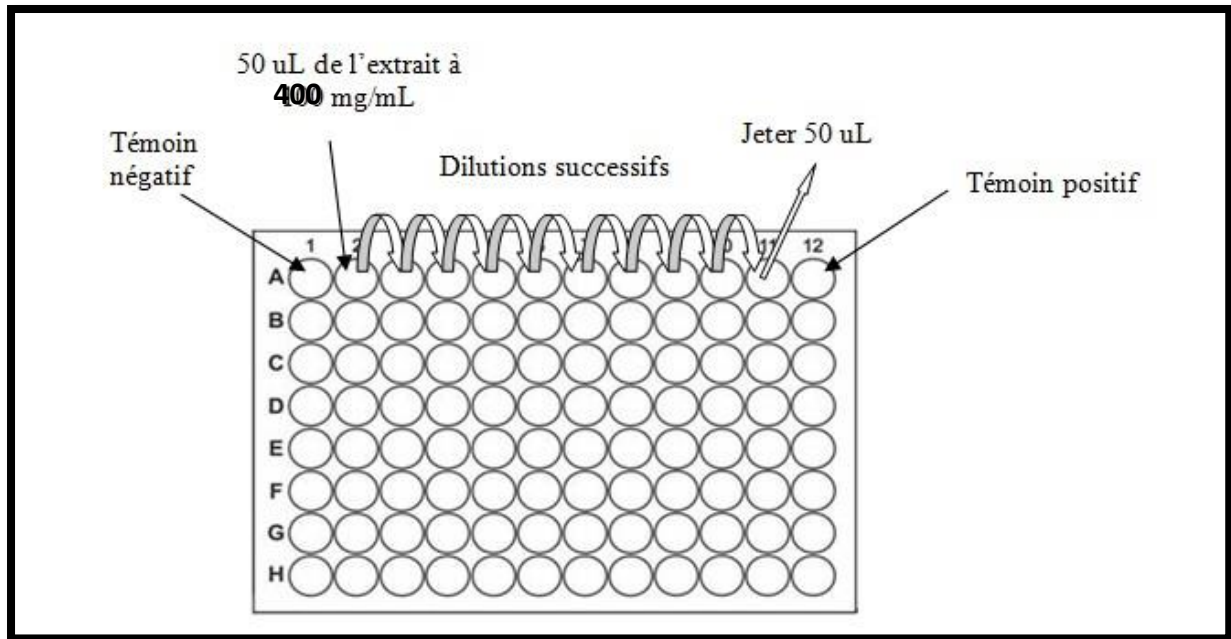
Après incubation, la lecture des résultats est effectuée en mesurant le diamètre des zones d'inhibition (en millimètres) autour des disques imprégnés d'extrait ou d'antibiotique à l'aide d'une règle graduée.

Chaque zone d'inhibition se présente sous forme d'un halo clair autour du disque, indiquant l'absence de croissance bactérienne.

**3.6.2. Détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI)**


La concentration minimale inhibitrice (CMI) des extraits testés a été déterminée par la méthode de micro-dilution en bouillon Muller Hinton dans des microplaques à 96 puits.

- Les solutions mères des extraits avec une concentration de 400 mg/mL ont été préparées.
- Dans la première colonne de la microplaque, colonne de témoin négatif, dans quelques puits un volume de 50 µL de Bouillon Muller Hinton (BMH) seul a été réparti et un mélange de 50µL de BMH et de 50 µL de l'extrait a été déposé dans le reste des puits de la même colonne.
- Ensuite, 50 µL de BMH ont été distribués dans tous les puits de la ligne.
- 50 µL de l'extrait ont été déposés dans le premier puits qui suit le témoin négatif. Après une bonne homogénéisation de contenu de ce puits, une série des dilutions successives sont réalisées en prélevant 50 µL de ce puits et les transférer dans le puits suivant, et ainsi de suite jusqu'à l'avant-dernier puits, où les 50 µL prélevés ont été jetés.
- Enfin, 50 µL de la suspension bactérienne, ajustée à une concentration de  $10^8$  UFC/mL, ont été ajoutés à chaque puits sauf le puits de témoin négatif. cela permet d'obtenir une série de dilutions géométrique de raison  $\frac{1}{2}$  allant de 100 mg/mL à 0.2 mg/mL.
- Le dernier puits est utilisé comme témoin positif, contenant uniquement 50 µL de la souche avec 50 µL de BMH sans extrait (Figure 14).
- Les microplaques ont été incubées pendant 24 h à 37 °C (EUCAST, 2024).



**Figure 14 :** CMI sur microplaque à 96 puits.

La CMI est définie comme la plus faible concentration d'extrait pour laquelle aucune croissance bactérienne n'est observée après une incubation. Elle correspond au premier puits ne présentant aucun trouble visible.



# Résultats et discussion

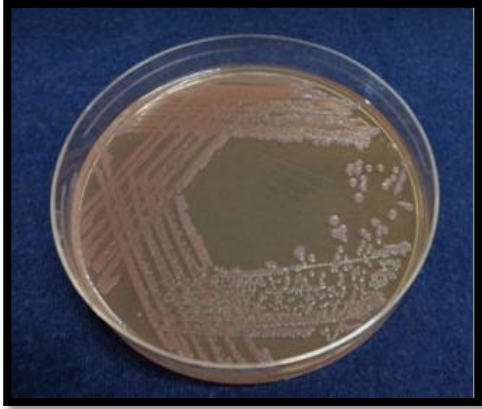
1. Résultats





1.1. Bactéries étudiées


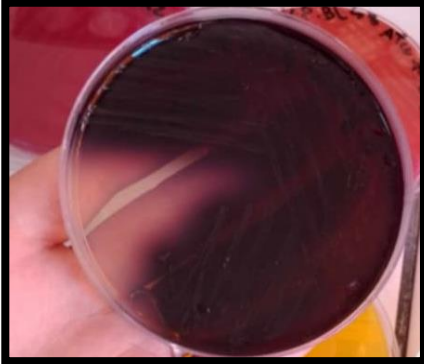

L’observation de colonies homogènes permet de confirmer la pureté et la viabilité de la culture bactérienne. Il est important de noter que l’aspect des colonies varie d’une bactérie à l’autre, en fonction de leurs caractéristiques morphologiques et métaboliques. Sur milieu MacConkey, *A.baumannii* forme des colonies de taille moyenne, de couleur beige, à l’aspect opaque et lisse. *P. aeruginosae* se présente sous forme des colonies de taille moyenne à grande, bombées, incolores à légèrement beiges ou grisâtres, avec une surface souvent lisse et parfois muqueuse, *E.coli* se caractérise par des colonies lisses, rondes, légèrement bombées, de taille moyenne à grande, et de couleur rose vif, *K.pneumoniae* se distingue par des colonies brillantes, très visqueuses, également roses, mais plus muqueuses, en raison de la production d’une capsule, les colonies d’*E.cloacae* présentent un aspect visqueux à mucilagineux, avec une teinte rose pâle ; et les colonies de *P. stuartii* sont incolores à légèrement beiges ou transparentes, de taille moyenne à grande, à surface lisse à légèrement humide.

*E.faecalis*, cultivé sur gélose BEA, se présente sous forme de petites colonies translucides ou incolores, entourées d’une zone noire due à l’hydrolyse de l’esculine. Enfin, *S. aureus* forme des colonies de couleur jaune doré à jaune vif sur milieu Chapman, avec un aspect brillant et lisse. L’ensemble de ces observations est résumé dans le tableau 03.

Tableau 03 : Aspect macroscopique des bactéries étudiées.

Souche	Observation macroscopique
<p><i>Acinetobacter baumannii</i> Sur milieu MacConkey</p>	

<p><i>Pseudomonas aeruginosa</i> Sur milieu MacConkey</p>	
<p><i>Escherichia coli</i> Sur milieu MacConkey</p>	
<p><i>Klebsiella pneumoniae</i> Sur milieu MacConkey</p>	
<p><i>Enterobacter cloacea</i> Sur milieu MacConkey</p>	

<p><i>Providencia stuartii</i> sur milieu macConkey Photo du net</p>	
<p><i>Enterococcus faecalis</i> Sur milieu BEA</p>	
<p><i>Staphylococcus aureus</i> Sur milieu Chapman</p>	

## 1.2. Couleurs et aspects des extraits

Les couleurs et les aspects des différents extraits d'*Urtica urens* sont représentés dans le tableau 04. Parmi les extraits obtenus, l'extrait aqueux est le seul qui a présenté une couleur marron ainsi qu'un aspect cristallin. L'extrait de l'hexane se distingue par une couleur jaune. Les autres extraits présentent une couleur verte. En ce qui concerne leurs aspects, les extraits méthanolique et éthanolique ont une texture pâteuse, tandis que les autres extraits (hexane, dichlorométhane, acétate d'éthyle et chloroforme) présentent un aspect huileux, ce qui les rend difficiles à manipuler ou à gratter. En raison de ces contraintes, ils ont été exclus de l'évaluation de l'activité antibactérienne.

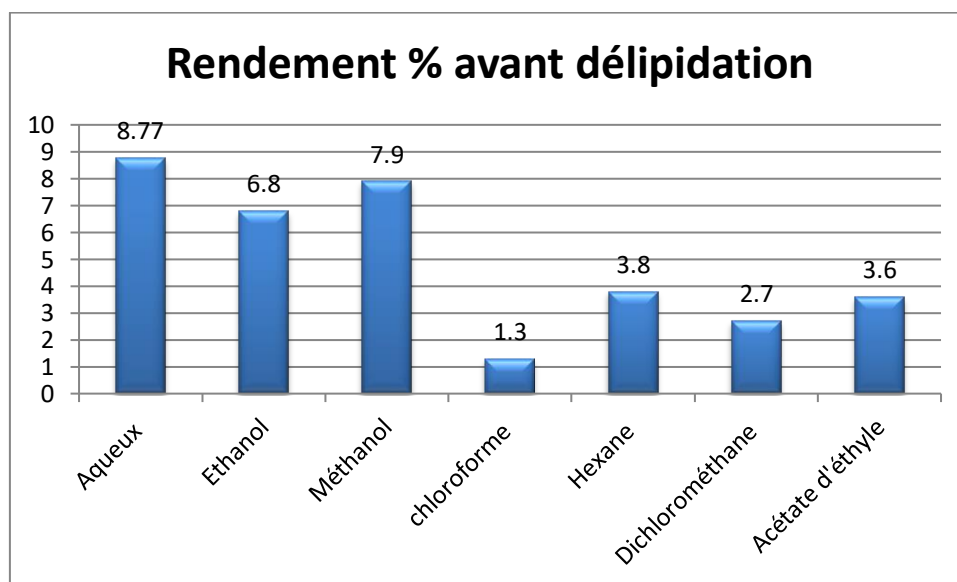
**Tableau 04** : Couleurs et aspects des extraits d'*Urtica urens*

Extrait	Couleur	Aspect
Aqueux	Marron	Cristaux
Ethanolique à 70%	Vert	Pâteux
Méthanolique à 70%	vert	Pâteux
Hexane	Jaune	Huileux
Dichlorométhane	vert	Huileux
Acétate d'éthyle	vert	Huileux
Chloroforme	vert	Huileux

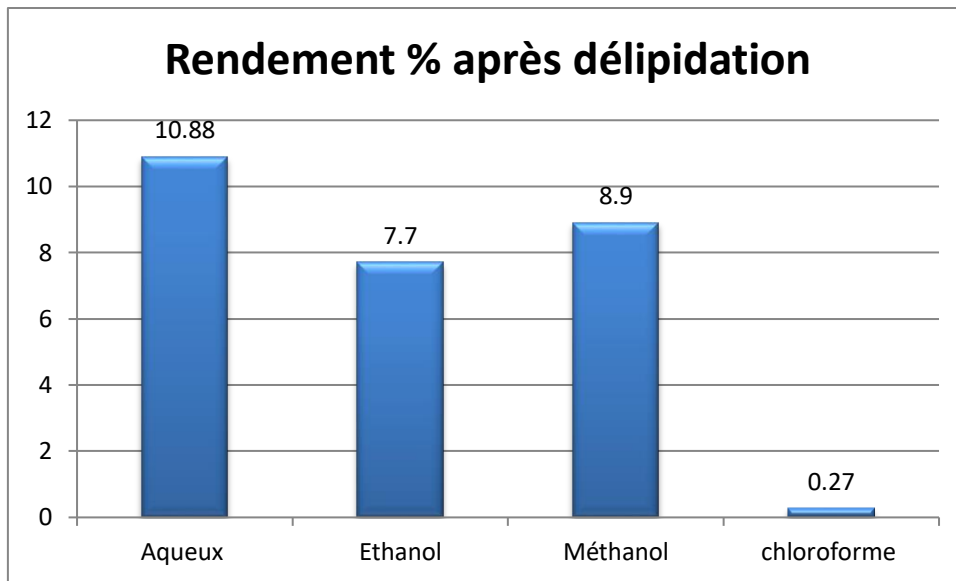
### 1.3. Détermination de rendement

Le rendement en pourcentage (%) des extraits bruts des feuilles avant et après délipidation sont représentés dans les figures 15 et 16 et annexe 1. Le rendement de l'extrait aqueux après délipidation (10,88 %) était le rendement le plus élevé, tandis que l'extrait de chloroforme après délipidation (0,27 %) représente le rendement le plus faible parmi les extraits étudiés.

Les extraits obtenus avec les trois solvants polaires (eau, éthanol à 70 % et méthanol à 70 %) ont montré une augmentation du rendement après délipidation, tandis que l'extrait au chloroforme a présenté une diminution.



**Figure 15** : le rendement des extraits avant délipidation.



**Figure 16 :** le rendement des extraits après délipidation.

#### 1.4. Activité antibactérienne

##### 1.4.1. Résultats de diffusion des disques sur gélose

###### ➤ Avant délipidation

Les résultats du test de diffusion sur milieux gélosés (en mm), en utilisant les différentes concentrations et extraits avant délipidation ont été présentés dans les Tableaux 05 et 06 et la Figure 17.

L'ensemble des extraits testés ne montrent aucune activité pour les 3 concentrations 50 mg/ml, 20 mg/ml et 10 mg/ml que ce soit sur les souches cliniques multirésistantes ou les souches de référence.

**Tableau 05 :** Activité antibactérienne des extraits avant délipidation sur les souches cliniques multirésistantes.

C(mg/mL) Souches	Extraits											
	Eau				Ethanol à 70%				Méthanol à 70%			
	10	20	50	ATB	10	20	50	ATB	10	20	50	ATB
<i>S. aureus</i>	6	6	6	6 R	6*	6	6	6* R	6	6	6	6* R
<i>A. baumannii</i>	6	6	6	6 R	6	6	6	6 R	6	6	6	6 R
<i>E. coli</i>	6	6	6	20 S	6	6	6	22 S	6	6	6	20 S
<i>E. cloacae</i>	6	6	6	12 R	6	6	6	13 R	6	6	6	13 R
<i>P. stuartii</i>	6	6	6	34 S	6	6	6	36 S	6	6	6	36 S
<i>K.pneumoniae</i>	6	6	6	15 R	6	6	6	15 R	6	6	6	16 R

6 : le diamètre de disque en mm, Cela signifie qu'il n'y a pas une zone d'inhibition.

ATB : méropénème (10 µg), \* : pénicilline G (10 µg)

R : résistante, S : sensible.

**Tableau 06:** Activité antibactérienne des extraits avant délipidation sur les souches de références.

C(mg/mL) Souches	Extraits											
	Eau				Ethanol à 70%				Méthanol à 70%			
	10	20	50	ATB	10	20	50	ATB	10	20	50	ATB
<i>E.coli</i> ATCC 25922	6	6	6	21 S	6	6	6	21 S	6	6	6	21 S
<i>E.coli</i> TEM-1 ATCC 35218	6	6	6	21 S	6	6	6	20 S	6	6	6	20 S
<i>P. aeruginosa</i> ATCC 27853	6	6	6	18 S	6	6	6	18 S	6	6	6	18 S
<i>K.pneumoniae</i> BLSE ATCC 700603	6	6	6	6 R	6	6	6	6 R	6	6	6	6 R
<i>S.aureus</i> ATCC 29213	6	6	6	28 S	6	6	6	28 S	6	6	6	29 S
<i>E.feacalis</i> ATCC 29212	6	6	6	6 R	6	6	6	6 R	6	6	6	6 R
SARM ATCC 12493	6	6	6	6 R	6	6	6	6 R	6	6	6	6 R

6 : le diamètre de disque en mm, Cela signifie qu'il n'y a pas une zone d'inhibition.

ATB : gentamicine (10 µg) pour *E.coli* et *P.aeruginosa*, ampicilline (10 µg) pour *K.pneumoniae*, et oxacilline (10 µg) pour les bactéries à Gram positives.

R : résistante, S : sensible.



**Figure 17** : résultat d'Activité antibactérienne des extraits obtenus avant délipidation à différentes concentrations.

➤ **Après délipidation**

Les résultats du test de diffusion sur milieu gélosé (en mm), réalisés avec différentes concentrations des extraits des feuilles délipidés (Tableau 07 et figure 18), montrent que les trois extraits ne présentent aucune activité antibactérienne contre les bactéries à Gram négatif testées. En revanche, ils démontrent une activité contre les bactéries à Gram positif.

L'extrait aqueux a montré une activité antibactérienne allant de 10 mm à 11 mm de diamètre contre *Staphylococcus aureus* ATCC 29213, et de 13 mm à 15 mm contre SARM ATCC 12493 pour les trois concentrations.

L'extrait éthanolique a montré une activité antibactérienne contre *E.feacalis* ATCC 29212 de 11 mm ,12 mm, 13 mm à des concentrations de 10 mg/mL ,20 mg/mL et 50 mg/mL respectivement, Et de 10 mm et 11 mm pour SARM ATCC 12493 à des concentrations de 20 mg/mL et 50 mg/mL.

L'extrait méthanolique a montré une activité contre *E.feacalis* ATCC 29212 avec des diamètres de 12 mm à concentration de 10 mg/mL et 13 mm à concentration de 20 mg/mL et 50 mg/mL. Et de 11mm à 13mm pour la souche SARM ATCC 12493 à 10, 20 et 50 mg/mL respectivement.

**Tableau 07:** Activité antibactérienne des extraits après délipidation à différentes concentrations.

C(mg/mL)	Extraits												
	Eau				Ethanol à 70%				Méthanol à 70%				
	10	20	50	ATB	10	20	50	ATB	10	20	50	ATB	
<b>Souches</b>													
<i>E.coli</i> ATCC 25922	6	6	6	21 S	6	6	6	21 S	6	6	6	21 S	
<i>E.coli</i> TEM-1 ATCC 35218	6	6	6	21 S	6	6	6	20 S	6	6	6	20 S	
<i>P. aeruginosa</i> ATCC 27853	6	6	6	18 S	6	6	6	18 S	6	6	6	18 S	
<i>K.pneumoniae</i> BLSE ATCC 700603	6	6	6	6 R	6	6	6	6 R	6	6	6	6 R	
<i>S.aureus</i> ATCC 29213	10	10	11	28 S	6	6	6	28 S	6	6	6	29 S	
<i>E.feacalis</i> ATCC 29212	6	6	6	6 R	11	12	13	6 R	12	13	13	6 R	
SARM ATCC 12493	13	13	15	6 R	6	10	11	6 R	11	13	13	6 R	
<i>S.aureus</i>	6	6	6	6 R	6	6	6	6 R	6	6	6	6 R	

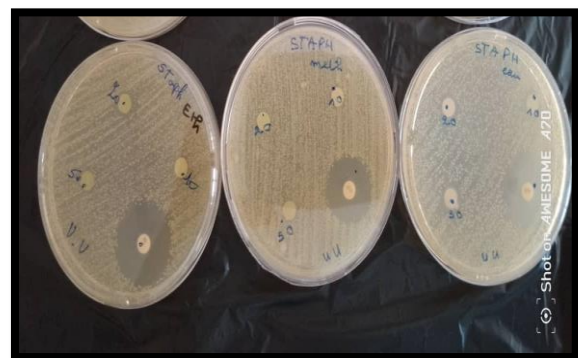
6 : le diamètre de disque en mm, Cela signifie qu'il n'y a pas une zone d'inhibition.

ATB : gentamicine (10 µg) pour *E.coli* et *P.aeruginosa*, ampicilline (10 µg) pour *K.pneumoniae*, et oxacilline (10 µg) pour les bactéries à Gram positives, pénicilline G (10 µg) pour la souche clinique de *S. aureus*.

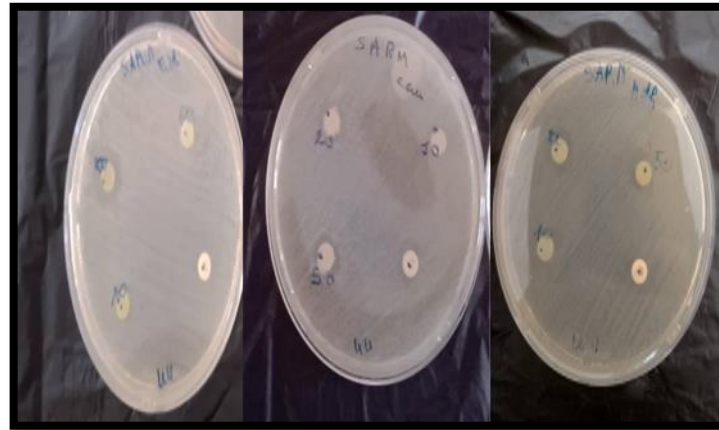
R : résistante, S : sensible.



*E.feacalis*



*S.aureus*



SARM

**Figure 18 :** Résultats de méthode de diffusion en milieu gélose des extraits obtenus après délipidation.

#### 1.4.2. Détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI)

##### ➤ Avant délipidation

Les résultats des CMI (en mg/mL) des extraits obtenus avant délipidation des feuilles de la plante étudiée, sont présentés dans le tableau 08 et la figure 19. Les résultats ont révélé que l'extrait méthanolique présente des concentrations minimales inhibitrices (CMI) de 100 mg/mL contre les bactéries à Gram positives, notamment *Staphylococcus aureus* ATCC 29213 et le SARM ATCC 12493. Tous les autres extraits ont montré des CMI supérieures à 100 mg/mL pour l'ensemble des souches testées.

**Tableau 08:** Concentration minimal inhibitrices des extraits avant délipidation d'*Urtica urens* pour les souches de référence.

Souches	Extraits		
	Eau	Ethanol à 70%	Méthanol à 70%
<i>E.coli</i> ATCC 25922	>100	>100	>100
<i>E.coli</i> TEM-1 ATCC 35218	>100	>100	>100
<i>P. aeruginosa</i> ATCC 27853	>100	>100	>100
<i>K.pneumoniae</i> BLSE ATCC 700603	>100	>100	>100
<i>S.aureus</i> ATCC 29213	>100	>100	100
<i>E.feacalis</i> ATCC 29212	>100	>100	>100
SARM ATCC 12493	>100	>100	100

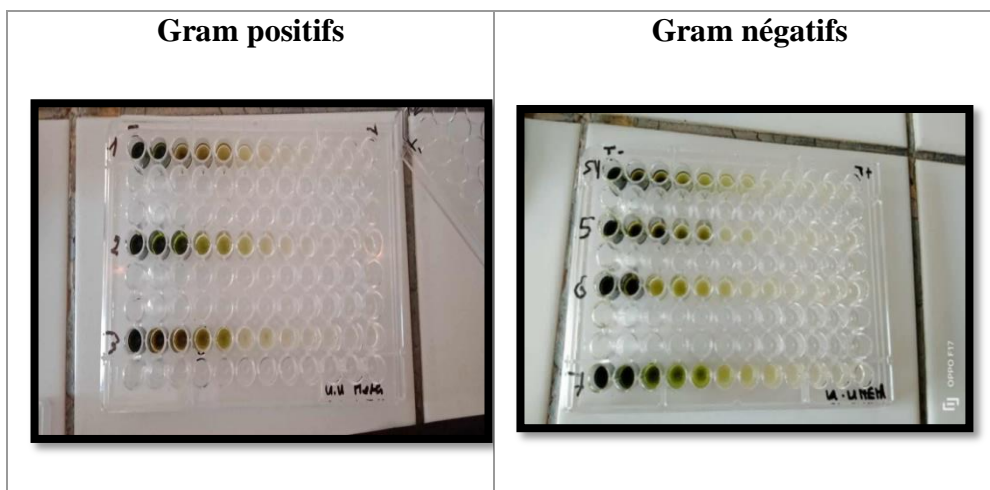


Figure 19: Résultats des CMI des extraits obtenus avant délipidation

➤ **Après délipidation :**

Les résultats des CMI (en mg/mL) pour les trois extraits obtenus après délipidation, sont présentés dans le tableau 09 et la figure 20. Des CMI de 50 mg/mL et 100 mg/mL ont été obtenues respectivement contre SARM ATCC 12493 et *S. aureus* ATCC 29213 avec l'extrait méthanolique. Une amélioration de l'activité antibactérienne a été notée par rapport aux résultats obtenus avec l'extrait méthanolique avant délipidation. Tous les autres extraits ont présenté des CMI supérieures à 100 mg/mL pour l'ensemble des souches testées.

Les extraits aqueux et éthanolique ont présenté des activités dans le test de diffusion sur gélose à des concentrations allant de 10 mg/mL à 50 mg/mL. Ces résultats, incohérents avec les résultats de la CMI, pourraient être attribués à l'instabilité des composés actifs, à leur faible solubilité ou à leur précipitation dans le milieu de culture, ce qui réduirait considérablement leur effet antibactérien.

**Tableau 09:** Concentrations minimales inhibitrice des extraits après délipidation d'*Urtica urens* pour les souches de référence.

Souches	Extraits		
	Eau	Ethanol à 70%	Méthanol à 70%
<i>E.coli</i> ATCC 25922	>100	>100	>100
<i>E.coli</i> TEM-1 ATCC 35218	>100	>100	>100
<i>P. aeruginosa</i> ATCC 27853	>100	>100	>100
<i>K.pneumoniae</i> BLSE ATCC 700603	>100	>100	>100
<i>S.aureus</i> ATCC 29213	>100	>100	100
<i>E.feacalis</i> ATCC 29212	>100	>100	>100
SARM ATCC 12493	>100	>100	50

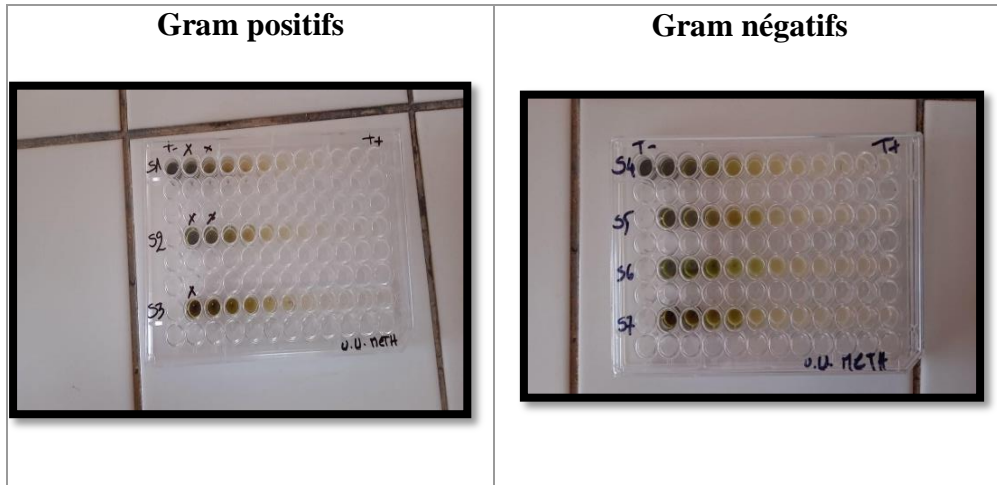


Figure 20 : Résultats des CMI des extraits obtenus après délipidation.

### 2. Discussion

Ce travail porte sur l'activité antibactérienne d'*Urtica urens*, dans le cadre de la mise en évidence du potentiel thérapeutique des plantes médicinales riches en composés bioactifs, afin d'identifier de nouvelles alternatives aux antibiotiques. L'étude se concentre sur l'évaluation de cette activité à travers des extraits obtenus par macération des feuilles d'*Urtica urens* collectées dans trois régions : Aïn Ghoraba, le village de Bourwaha et El Fehoul, dans la wilaya de Tlemcen, avant et après délipidation à l'aide de différents solvants.

La délipidation a exercé un effet positif sur l'activité antibactérienne ainsi que sur le rendement d'extraction. Une amélioration a été observée à travers l'augmentation du rendement, en particulier pour les extraits polaires, notamment les extraits aqueux, éthanolique et méthanolique. Cela pourrait s'expliquer par une meilleure accessibilité des composés hydrosolubles, une fois les lipides éliminés, facilitant ainsi leur extraction.

L'évaluation de l'activité antibactérienne a été menée uniquement sur les extraits polaires (aqueux, méthanolique et éthanolique). En revanche, les extraits obtenus avec les autres solvants (hexane, dichlorométhane, acétate d'éthyle et chloroforme) ont été exclus de l'analyse en raison de leur texture huileuse, de leur faible rendement, ainsi que des difficultés liées à leur récupération et à leur manipulation.

Plusieurs études ont été menées sur l'activité antibactérienne d'*Urtica urens*. Les résultats montrent une variabilité du degré d'activité, influencée par divers facteurs tels que la zone géographique de récolte, le solvant utilisé, ainsi que la méthode d'extraction appliquée (Salem, 2022).

Une étude réalisée en Algérie a rapporté que l'extrait hydroalcoolique des feuilles d'*Urtica urens* présente une activité antibactérienne modérée, avec des diamètres de zones d'inhibition variant de 10 mm à 14 mm contre la bactérie Gram positive *Staphylococcus aureus* et la bactérie Gram négative *Escherichia coli*, à des concentrations de 50, 100 et 200 mg/mL, l'effet étant plus marqué contre *S. aureus* (Salem *et al.*, 2021). Nos résultats vont globalement dans le même sens et confirment l'activité antibactérienne de cette plante, mais semblent plus prometteurs, notamment contre la souche de référence *S.aureus* résistante à la méthicilline ATCC 12493, pour laquelle nous avons observé des zones d'inhibition de 10 mm et 11 mm, à des concentrations plus faibles de 20 mg/mL et 50 mg/mL.

Selon une autre étude réalisée à partir des feuilles d'*Urtica urens* récoltée en Tunisie, l'extrait éthanolique a montré une activité antibactérienne contre *Staphylococcus aureus* et *Pseudomonas aeruginosa*, mais aucune activité contre *Escherichia coli* (Mzid *et al.*, 2017). Ces résultats sont partiellement concordants avec ceux de la présente étude, où une activité a également été observée contre SARM ATCC 12493 et une absence d'effet contre *E. coli* ATCC 25922. En revanche, nos résultats diffèrent pour *P. aeruginosa* ATCC 27853, contre laquelle aucune activité antibactérienne n'a été détectée dans notre cas.

Les résultats de l'étude menée par Abdallah et ses collaborateurs en Palestine ne concordent pas avec les nôtres, car notre extrait éthanolique n'a montré aucune activité antibactérienne contre les souches à Gram négatif, même à des concentrations élevées. En revanche, leur étude rapporte qu'un extrait éthanolique à 99 % présentait une activité antibactérienne notable, avec des zones d'inhibition de 8 mm contre *Pseudomonas aeruginosa*, et de 10 mm contre *Escherichia coli* et *Staphylococcus aureus*, à une concentration de seulement 2 mg/mL. Concernant les concentrations minimales inhibitrices, l'extrait éthanolique présentait une valeur uniforme de 50 mg/mL contre les trois souches testées, alors que notre étude indique des CMI supérieures à 100 mg/mL (Abdallah *et al.*, 2017).

Selon la même étude, l'extrait aqueux avait également montré une activité antibactérienne, avec une zone d'inhibition de 8 mm contre *S. aureus* et de 9 mm contre *E. coli* et *P. aeruginosa* à la même concentration de 2 mg/mL. Les CMI rapportées étaient de 50 mg/mL pour *S. aureus*, 25 mg/mL pour *E. coli* et 100 mg/mL pour *P. aeruginosa*. À l'inverse, nos résultats indiquent des CMI supérieures à 100 mg/mL pour cet extrait, ce qui suggère une activité beaucoup plus faible dans nos conditions expérimentales (Abdallah *et al.*, 2017).

D'après l'étude de Jimoh et ses collaborateurs réalisée en Afrique du Sud l'extrait aqueux s'est révélé le plus actif, puisqu'il a montré une activité antibactérienne contre toutes les souches testées, notamment les bactéries Gram positives *Staphylococcus aureus*, *Bacillus cereus*, *Staphylococcus epidermidis*, *Micrococcus kristinae* et *Streptococcus pyogenes*, ainsi que contre plusieurs souches Gram négatives telles que *Pseudomonas aeruginosa*, *Klebsiella pneumoniae*, *Escherichia coli*, *Salmonella pooni* et *Serratia marcescens* même à la concentration la plus faible (0,1 et 1,0 mg/mL). Ces résultats sont plus prometteurs que les nôtres, puisque dans notre étude, l'extrait aqueux n'a montré une activité antibactérienne que contre *S. aureus* ATCC 29213 et SARM ATCC 12493 (Jimoh *et al.*, 2010).

Contrairement à plusieurs études précédentes, notre extrait aqueux a montré une activité antibactérienne significative contre les deux souches de *S. aureus* ATCC 29213, y compris le SARM ATCC 12493. Alors que d'autres études n'ont montré aucune activité pour les extraits aqueux, telles que les études réalisées en Algérie et en Tunisie, qui n'ont présenté aucune activité contre les souches testées (Mzid *et al.*, 2017; Salem *et al.*, 2021). Des résultats similaires ont été obtenus avec l'extrait aqueux de plantes récoltées en Érythrée, qui n'a montré aucune activité contre les bactéries à Gram négatif (*E. coli*) et à Gram positif (*S. aureus*) (Kaushik *et al.*, 2015).

Les résultats obtenus avec l'extrait méthanolique dans l'étude de Jimoh et ses collaborateurs ne concordent pas avec les nôtres, car leur extrait a montré une activité contre quatre souches à Gram positif (*Bacillus cereus*, *Staphylococcus epidermidis*, *Staphylococcus aureus* et *Micrococcus kristinae*) ainsi qu'une souche à Gram négatif (*Escherichia coli*), à une concentration de 5 mg/mL. En revanche, dans notre étude, l'extrait méthanolique n'a été actif que contre *S. aureus* ATCC 29213, SARM ATCC 12493 et *Enterococcus faecalis* ATCC 29212, à des concentrations plus élevées (Jimoh *et al.*, 2010).

Les résultats obtenus dans cette étude indiquent que l'activité antibactérienne des extraits testés était observée uniquement sur les bactéries à Gram positif, aucune inhibition n'ayant été observée contre des souches à Gram négatif. Ces dernières sont généralement plus résistantes aux agents antibactériens que celles à Gram positif, en raison de leur structure cellulaire plus complexe. La présence d'une membrane externe phospholipidique chez les bactéries à Gram négatif, contenant des composants structuraux de type lipopolysaccharide (LPS), forme une barrière de perméabilité efficace, limitant l'accès des agents antibactériens à leurs cibles intracellulaires et agissant ainsi comme une barrière de diffusion. En revanche, les bactéries à Gram positif sont plus sensibles, car elles ne possèdent qu'une couche externe de peptidoglycane, qui forme une paroi simple ne constituant pas une barrière efficace contre les substances chimiques antibactériennes. Ces différences morphologiques expliquent pourquoi, dans des études antibactériennes, les extraits de plantes sont souvent plus actifs contre les bactéries à Gram positif que contre celles à Gram négatif (Poole, 2001; Kaushik *et al.*, 2015).



# **Conclusion**

### Conclusion

Actuellement, de nombreuses espèces de plantes sauvages et médicinales présentent des propriétés biologiques remarquables, parmi ces plantes *Urtica urens* L. Le but de ce travail est d'évaluer l'activité antibactérienne des extraits aqueux et organiques (méthanolique et éthanolique) des feuilles d'*Urtica urens* L contre des souches bactériennes multirésistantes et des souches de références, avant et après délipidation.

Les résultats obtenus révèlent un impact significatif du processus de délipidation sur l'efficacité antibactérienne des extraits testés. Avant délipidation, les trois extraits n'ont montré aucune activité antibactérienne. En revanche, après délipidation, des résultats remarquables ont été observés par la méthode de diffusion sur disque. L'extrait aqueux a démontré une activité spécifique contre *Staphylococcus aureus* et *Staphylococcus aureus* résistant à la méthicilline (SARM). L'extrait éthanolique s'est révélé efficace contre *Enterococcus faecalis* et SARM et l'extrait méthanolique a présenté une activité contre ces mêmes souches. Par la méthode de microdilution, l'extrait méthanolique a montré une particularité intéressante en conservant son activité antibactérienne contre SARM et *Staphylococcus aureus*, aussi bien avant qu'après délipidation.

Ces résultats soulignent l'importance cruciale du processus de délipidation dans l'amélioration de l'activité antibactérienne des extraits végétaux, suggérant que l'élimination des composés lipidiques permet de libérer ou de concentrer les principes actifs responsables de l'effet antibactérien.

En perspective, il serait pertinent de réaliser des investigations phytochimiques poussées pour caractériser les composés bioactifs à l'origine de l'activité antibactérienne. Par ailleurs, l'évaluation d'autres potentialités biologiques de cette plante mériterait d'être entreprise notamment celles d'intérêt médical. Aussi une valorisation industrielle d'*Urtica urens* dans les domaines alimentaire et pharmaceutique.

Abdallah, L., Almanasrah, M., Taradeh, M., Khasib, M., Haddad, M., et Jabir, K. (2017). Antibacterial activity of camel whey in combination with various medicinal plant extracts. *Journal of Medicinal Plants Studies*, 5(3), 50–55.

Anand, U., Jacobo-Herrera, N., Altemimi, A., et Lakhssassi, N. (2019). A comprehensive review on medicinal plants as antimicrobial therapeutics: Potential avenues of biocompatible drug discovery. *Metabolites*, 9(11), 258. <https://doi.org/10.3390/metabo9110258>

APGII (2003). An update of the Angiosperm Phylogeny Group Classification for the orders and families of flowering plants. *Botanical Journal of the Linnean Society*. 141(4): 399-436. In Chaouche, A. T. (2015). *Étude ethno-pharmacologique et évaluation de l'activité antimicrobienne et antioxydante de quelques plantes médicinales de la région de Tizi Ouzou - Algérie* (Thèse de doctorat, Université Abou Bekr Belkaid Tlemcen).

Bagdatli, E., Erturk, A. G., et Gul, M. (2019). Phytochemical analyses and antioxidant activity of a traditional food source: Dwarf nettle (*Urtica urens* L.). *Fresenius Environmental Bulletin*, 28(12), 9274–9292.

Botelho, J., Grosso, F., et Peixe, L. (2019). Antibiotic resistance in *Pseudomonas aeruginosa* – Mechanisms, epidemiology and evolution. *Drug Resistance Updates*, 44, 26–47. <https://doi.org/10.1016/j.drup.2019.01.002>

Bouyahya, A., Bakri, Y., Et-Touys, A., Talbaoui, A., Khouchlaa, A., Charfi, S., Abrini, J., et Dakka, N. (2017). Résistance aux antibiotiques et mécanismes d'action des huiles essentielles contre les bactéries. *Phytothérapie*. DOI: 10.1007/s10298-017-1118-z.

Brun-Buisson, C. (2015). Le dépistage des porteurs de bactéries multirésistantes : chez quels patients ? *Réanimation*, 24(Suppl 1), 304–314. <https://doi.org/10.1007/s13546-014-0940-7>

Carle, S. (2009). La résistance aux antibiotiques: un enjeu de santé publique important. *Pharmactuel*, 42(Supplément 2), 6-21.

Carvalho, A. R., Costa, G., Figueirinha, A., Liberal, J., Prior, J. A. V., Lopes, M. C., Cruz, M. T., et Batista, M. T. (2017). *Urtica* spp.: Phenolic composition, safety, antioxidant and anti-inflammatory activities. *Food Research International*, 99(1), 485–494. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2017.06.008>

- Cattoir, V. (2004). Pompes d'efflux et résistance aux antibiotiques chez les bactéries. *Pathologie Biologie*, 52 (2004), 607–616. doi:10.1016/j.patbio.2004.09.001
- Daoudi, A., Sabiri, M., Bammou, M., Zair, T., Ibijbjen, J., et Nassiri, L. (2015). Valorisation des extraits de trois espèces du genre *Urtica*: *Urtica urens* L., *Urtica membranacea* Poiret et *Urtica pilulifera* L. *Journal of Applied Biosciences*, 87, 8094–8104. <http://dx.doi.org/10.4314/jab.v87i1.9>
- Davin-Regli, A., Masi, M., et Pagès, J.-M. (2020). Le rôle des porines dans la résistance aux antibiotiques. *Revue Francophone des Laboratoires*, (519), 28–37.
- De Vallière, S. (2017). Multidrug-resistant bacteria and travel. *Revue Médicale Suisse*, 13(561), 944–947.
- Doukkali, Z., El Jemli, M., Bouyahya, A., Goh, K. W., Paneerselvam, G. S., Belatar, B., Cherrah, Y., et Alaoui, K. (2023). Radical-scavenging effect, ferric reducing ability, and phytochemical analysis of *Urtica urens* (L.) and *Mercurialis annua* (L.). *Progress in Microbes and Molecular Biologie*, 6(1). <https://doi.org/10.36877/pmmb.a0000335>
- Draghi, F. (2005). *L'Ortie dioïque (Urtica dioica L.) : étude bibliographique* (Thèse de doctorat, Université Henri Poincaré Nancy).
- Dumitrescu, O., Dauwalder, O., Boisset, S., Reverdy, M.-É., Tristan, A., et Vandenesch, F. (2010). Résistance aux antibiotiques chez *Staphylococcus aureus* : Les points-clés en 2010. *Médecine/Sciences*, 26(11), 943–949.
- European Committee on Antimicrobial Susceptibility Testing (EUCAST). (2024). *Routine and extended internal quality control for antimicrobial susceptibility testing using disk diffusion or broth microdilution* (Version 14.0). EUCAST. <https://www.eucast.org/>
- El-Seadawy, H. M., Abo El-Seoud, K. A., Kabbash, A. M., El-Aasr, M., et Attia, G. I. (2018). Phytochemical and biological investigation of *Urtica urens* L. growing in Egypt. *International Research Journal of Pharmacy*, 9(1). <https://doi.org/10.7897/2230-8407.0915>
- Elsherif, K. M., Sulaiman, M. A., et Mlitan, A. (2023). *Phytochemical analysis and antioxidant activity of Urtica urens leaves from Msallata, Libya*. *Mediterranean Journal of Chemistry*, 13(3), 299–312. <https://doi.org/10.13171/mjc02310181757elsherif>

- Fayisa, W. O., et Tuli, N. F. (2023). Review on Staphylococcus Aureus. *International Journal of Nursing Care and Research*, 1(2).1-8.
- Gaafar, A. A., Ali, S. I., Kutkat, O., Kandeil, A. M., et ElHallouty, S. M. (2020). Bioactive ingredients and anti-influenza (H5N1), anticancer, and antioxidant properties of *Urtica urens* L. *Jordan Journal of Biological Sciences*, 13(Supplementary Issue), 647–657.
- Ghedira, K., Goetz, P., et Le Jeune, R. (2009). *Urtica dioica* L., *Urtica urens* et/ou hybrides (*Urticaceae*). *Phytothérapie*, 7, 279–285. <https://doi.org/10.1007/s10298-009-0408-5>
- Hammadi, S. Y., Al-Abbasi, S. H. A., Al-Tikritie, A. H., Dheeb, B. I., et Al-Samarraie, M. Q. (2023). Evaluation of the antifungal effects of *Glycyrrhiza glabra* L., *Morus nigra* L., and *Urtica urens* L. extracts against some pathogenic fungi *in vitro*. *International Journal of Contemporary Applied Researches*, 10(7).
- Hollenbeck, B. L., et Rice, L. B. (2012). Intrinsic and acquired resistance mechanisms in *Enterococcus*. *Virulence*, 3(5), 421–569. <https://doi.org/10.4161/viru.21282>
- Jaradat, N. A., Damiri, B., et Abualhasan, M. N. (2016). Antioxidant evaluation for *Urtica urens*, *Rumex cyprius*, and *Borago officinalis* edible wild plants in Palestine. *Pakistan Journal of Pharmaceutical Sciences*, 29(1 Suppl), 325-330.
- Jimoh, F., Adedapo, A., Aliero, A., et Afolayan, A. (2010). Polyphenolic and biological activities of leaf extracts of *Argemone subfusiformis* (Papaveraceae) and *Urtica urens* (Urticaceae). *Revista de Biología Tropical*, 58(4), 1517–1531.
- Kaushik, A., Aron, A., Mihreteab, S., Mohamedkassm, N., et Kidane, E. M. (2015). Phytochemical screening and antimicrobial activity of medicinal plants used by Eritrean traditional. *World Journal of Pharmaceutical Research*, 4(4), 500–509.
- Kavalali, G. M. (2003). *Urtica: Therapeutic and nutritional aspects of stinging nettles*. Taylor et Francis.
- Kregiel, D., Pawlikowska, E., et Antolak, H. (2018). *Urtica* spp.: Ordinary plants with extraordinary properties. *Molecules*, 23(7), 1664. <https://doi.org/10.3390/molecules23071664>

- Kyriakidis, I., Vasileiou, E., Pana, Z. D., et Tragiannidis, A. (2021). *Acinetobacter baumannii* antibiotic resistance mechanisms. *Pathogens*, *10*, 373. <https://doi.org/10.3390/pathogens10030373>
- Li, G., Walker, M. J., et De Oliveira, D. M. P. (2023). Vancomycin resistance in *Enterococcus* and *Staphylococcus aureus*. *Microorganisms*, *11*(1), 24. <https://doi.org/10.3390/microorganisms11010024>
- Maaroufi, L., Hossain, M. S., Tahri, W., et Landoulsi, A. (2017). New insights of nettle (*Urtica urens*): Antioxidant and antimicrobial activities. *Journal of Medicinal Plants Research*, *11*(4), 73–86.
- Maragakis, L. L., et Perl, T. M. (2008). *Acinetobacter baumannii*: Epidemiology, antimicrobial resistance, and treatment options. *Clinical Infectious Diseases*, *46*(8), 1254–1263.
- Marrassini, C., Acevedo, C., Miño, J., Ferraro, G., et Gorzalczany, S. (2010). Evaluation of antinociceptive, anti-inflammatory activities and phytochemical analysis of aerial parts of *Urtica urens* L. *Phytotherapy Research*, *24*(12), 1807–1812. <https://doi.org/10.1002/ptr.3188>
- Matamane, R. P., et Pillai, M. K. (2021). *Phytochemical analysis and antioxidant properties of Urtica urens*. *Journal of Medicinal Plants Studies*, *9*(5), 121–125.
- Morales-López, S., Yepes, J. A., Prada-Herrera, J. C., et Torres-Jiménez, A. (2019). Enterobacteria in the 21st century: A review focused on taxonomic changes. *Journal of Infection in Developing Countries*, *13*(4), 265–273. <https://doi.org/10.3855/jidc.11216>
- Mustafa, E. A., Al-Mashhadane, F. A., et Taqa, G. A. (2020). The activity of alcoholic extract of *Urtica urens* against *Staphylococcus aureus* and oral wound healing. *Journal of International Dental and Medical Research*, *13*(3), 957–963.
- Muylaert, A., et Mainil, J. G. (2012). Résistances bactériennes aux antibiotiques : Les mécanismes et leur « contagiosité ». *Annales de Médecine Vétérinaire*, *156*, 109-123.
- Mzid, M., Ben Khedir, S., Bardaa, S., Sahnoun, Z., et Rebai, T. (2016). Chemical composition, phytochemical constituents, antioxidant and anti-inflammatory activities of *Urtica urens* L.

leaves. *Archives of Physiology and Biochemistry*, 123 (2), 93–104. DOI: 10.1080/13813455.2016.1255899

Mzid, M., Ben Khedira, S., Ben Salemb, M., Regaiegb, W., et Rebaia, T. (2017). Antioxidant and antimicrobial activities of ethanol and aqueous extracts from *Urtica urens*. *Pharmaceutical Biology*, 55(1), 775–781. <https://doi.org/10.1080/13880209.2016.1275025>

Mzid, M., Neji, S., Ayadi, A., et Rebai, T. (2025). Polyphenolic characterization and antifungal properties of *Urtica urens* L. extracts against *Candida* strains: A natural approach to fungal control. *Biomedicine & Healthcare Research*, 4(1), 13-21. <https://doi.org/10.71599/bhr.v4i1.124>

Nencu, L., Vlase, L., Istudor, V., et Mircea, T. (2015). Preliminary research regarding *Urtica urens* L. and *Urtica dioica* L. *Farmacia*, 63(5), 710–715.

Osman, A.-H., Darkwah, S., Kotey, F. C. N., Odoom, A., Hotor, P., Dayie, N. T. K. D., et Donkor, E. S. (2024). Reservoirs of nosocomial pathogens in intensive care units: A systematic review. *Environmental Health Insights*, 18, 11786302241243239. <https://doi.org/10.1177/11786302241243239>

Pang, Z., Raudonis, R., Glick, B. R., Lin, T.-J., et Cheng, Z. (2019). Antibiotic resistance in *Pseudomonas aeruginosa*: Mechanisms and alternative therapeutic strategies. *Biotechnology Advances*, 37(1), 177–192. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2018.11.013>

Patel, S., Biswas, B., Rambabu, K., Jhansi, S., Potu, R., Sundaram, E. N., et Renu Arya. (2019). Pharmacognostic and physicochemical study of *Urtica urens* L.: A drug used in homeopathy. *Indian Journal of Research in Homeopathy*, 13(2), 91–99. DOI:10.4103/ijrh.ijrh\_50\_18

Peleg, A. Y., Seifert, H., et Paterson, D. L. (2008). *Acinetobacter baumannii*: Emergence of a successful pathogen. *Clinical Microbiology Reviews*, 21(3), 538–582. <https://doi.org/10.1128/CMR.00058-07>

Poole, K. (2001). Multidrug resistance in Gram-negative bacteria. *Current Opinion in Microbiology*, 4(5), 500–508.

Rahim, S., Elaououad, H., Bouaouda, K., et Bellali, F. (2025). Phytochemical analysis, antioxidant and in vitro anti-inflammatory activity of leaves ethanol extracts from a Moroccan plant *Urtica urens* L. *Letters in Applied NanoBioScience*, 14(1), 14. <https://doi.org/10.33263/LIANBS141.014>

Saeed, F, et Ahmad, M. (2016). Chronic toxicity studies: Effects of *Urtica urens* Linn. on hematological, biochemical and histo-pathological parameters in albino rabbits. *IOSR Journal of Pharmacy and Biological Sciences*, 11(3, Ver. IV), 108–117.

Salem, H. (2022). *Contribution à l'étude phytochimique et valorisation d'Urtica urens L. dans l'Ouest algérien*(thèse de doctorat. Université Djillali Liabès de Sidi Bel Abbès).

Salem, H., Toumi-Benali, F., Kerfouf, A., et Benyamina, A. (2021). Antioxidant, antibacterial and antifungal activities of the aqueous and hydroalcoholic extracts of western Algerian *Urtica urens*. *South Asian Journal of Experimental Biology*, 11(3), 327–336.

Shamkhi, J. S. (2022). *Enterococcus faecalis*: A mini-review. *Journal of University of Babylon for Pure and Applied Sciences*, 30(2), 191-200.

Spichiger, R.-E., Savolainen, V. V., Figeat, M., et Jeanmonod, D. (2004). *Botanique systématique des plantes à fleurs : Une approche phylogénétique nouvelle des angiospermes des régions tempérées et tropicales* (3e éd. revue et corrigée). Presses Polytechniques et Universitaires Romandes.

Tela Botanica. (2011). *Urtica urens* L. eFlore, la flore électronique de Tela Botanica.

Velasco Lezama, R., Ruiz Calvo, J., Tapia Aguilar, R., Herrera Solís, S. B., Cerón Ramírez, R., et Santana Carrillo, J. (2020). Evaluation of hematopoietic and antibacterial activities of *Urtica urens* L. *Pharmacologyonline Archives*, 2, 380–394.

Verma, S., Nadgauda, S., Khatavkar, P., et Thakur, L. (2023). Efficacy of homoeopathic medicine *Urtica urens* Q in controlling uric acid levels in Wistar rats. *European Chemical Bulletin*, 12(Special Issue 7), 8691-8703.

Waade, J., Seibt, U., Honscha, W., Rachidi, F., Starke, A., Speck, S., et Truyen, U. (2021). Multidrug-resistant enterobacteria in newborn dairy calves in Germany. *PLOS ONE*, 16(3). <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0248291>

Wu, W., Jin, Y., Bai, F., et Jin, S. (2015). *Pseudomonas aeruginosa*. In Y.-W. Tang, M. Sussman, D. Liu, I. Poxton, et J. Schwartzman (Eds.), *Molecular medical microbiology* (2nd ed., Vol. 2, pp. 753–767). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-397169-2.00041-X>

Wu, Z.-Y., Monro, A. K., Milne, R. I., Wang, H., Yi, T.-S., Liu, J., et Li, D.-Z. (2013). Molecular phylogeny of the nettle family (Urticaceae) inferred from multiple loci of three genomes and extensive generic sampling. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 69(3), 814–827. <https://doi.org/10.1016/j.ympev.2013.06.022>

Yeddes, N., Chérif, J. K., Jrad, A., Barth, D., et Trabelsi-Ayadi, M. (2012). Supercritical SC-CO<sub>2</sub> and Soxhlet n-hexane extract of Tunisian *Opuntia ficus indica* seeds and fatty acids analysis. *Journal of Lipids*, 2012, Article ID 914693, 6 pages. <https://doi.org/10.1155/2012/914693>



# **Annexes**

**Annexe 1 :****Tableau 1 :** le rendement des extraits avant et après délipidation.

<b>Solvant</b>	<b>avant délipidation</b>	<b>après délipidation</b>
Aqueux	8.77%	10.88%
Ethanol	6.8%	7.7%
Méthanol	7.9%	8.9%
Chloroforme	1.3%	0.27%
Hexane	3.8%	/
Dichlorométhane	2.7%	/
Acétate d'éthyle	3.6%	/

## ملخص

تشكل المقاومة البكتيرية للمضادات الحيوية تحدياً كبيراً للصحة العامة، مما يستلزم البحث عن بدائل علاجية جديدة. تُعدّ النباتات الطبية، ولا سيما نبتة الفُرَيْص الصغير، التي تُستخدم تقليدياً لخصائصها المضادة للميكروبات، مصدراً واعداً للمركبات النشطة بيولوجياً. تهدف هذه الدراسة إلى إجراء تقييم علمي للفعالية المضادة للبكتيريا لمستخلصات أوراق نبات الفُرَيْص الصغير (المائي والإيثانولي والميثانولي) ضد السلالات البكتيرية متعددة المقاومة والسلالات المرجعية، قبل وبعد إزالة الدهون. تم تقييم النشاط المضاد للبكتيريا باستخدام طريقة الانتشار على الأغار وطريقة تحديد التركيز المثبط الأدنى. وفقاً للنتائج التي تم الحصول عليها، لم تُظهر المستخلصات الثلاثة أي نشاط مضاد للبكتيريا قبل نزع الدهون. في المقابل، لوحظت نتائج ملحوظة بعد نزع الدهون. أظهر المستخلص المائي نشاطاً مضاداً للبكتيريا ضد المكورات العنقودية الذهبية المقاومة للميثيسيلينوالمكورات العنقودية الذهبية. أما المستخلص الإيثانولي أظهر نشاطاً ضد المكورات المعوية البرازية والمكورات العنقودية الذهبية المقاومة للميثيسيلين. و أظهر المستخلص الميثانولي نشاطاً ضد المكورات المعوية البرازية والمكورات العنقودية الذهبية المقاومة للميثيسيلين حسب طريقة الانتشار القرصي. من ناحية أخرى، وباستخدام طريقة تحديد التركيز المثبط الأدنى، أظهر المستخلص الميثانولي نشاطاً مضاداً للبكتيريا ضد المكورات العنقودية الذهبية والمكورات العنقودية الذهبية المقاومة للميثيسيلين قبل وبعد إزالة الدهون.

**الكلمات المفتاحية:** الفُرَيْص الصغير، النشاط المضاد للبكتيريا، المقاومة، البكتيريا متعددة المقاومة للمضادات الحيوية، المستخلص المائي، المستخلصات العضوية، تلمسان.

## Abstract

Bacterial resistance to antibiotics is a major public health challenge, necessitating the search for new therapeutic alternatives. Medicinal plants, in particular *Urtica urens* (small nettle), traditionally used for its antimicrobial properties, represent a promising source of bioactive compounds. This study aims to scientifically evaluate the antibacterial efficacy of *Urtica urens* leaf extracts (aqueous, ethanolic, and methanolic) against multidrug-resistant bacterial strains and reference strains, before and after delipidation. Antibacterial activity was assessed using the agar diffusion method and broth microdilution to determine the MICs.

According to the results obtained, the three extracts showed no antibacterial activity before delipidation. In contrast, after delipidation, remarkable results were observed. The aqueous extract exhibited antibacterial activity against methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) and *Staphylococcus aureus*. The ethanolic extract showed activity against *Enterococcus faecalis* and MRSA, and the methanolic extract was active against MRSA and *Enterococcus faecalis*, according to the disk diffusion method.

Moreover, using the microdilution method, the methanolic extract demonstrated antibacterial activity against MRSA and *Staphylococcus aureus*, both before and after delipidation.

**Keywords:** *Urtica urens*, antibacterial activity, Multidrug-resistant bacteria, Aqueous extract, Organic extracts, Tlemcen.

## Résumé

La résistance bactérienne aux antibiotiques constitue un défi majeur de santé publique, nécessitant la recherche de nouvelles alternatives thérapeutiques. Les plantes médicinales, notamment *Urtica urens* (petite ortie), utilisée traditionnellement pour ses propriétés antimicrobiennes, représentent une source prometteuse de composés bioactifs. Cette étude vise à évaluer scientifiquement l'efficacité antibactérienne des extraits des feuilles d'*Urtica urens* (aqueux, éthanolique et méthanolique) contre des souches bactériennes multi résistantes et des souches de référence, avant et après délipidation. L'activité antibactérienne a été évaluée par la méthode de diffusion sur gélose et la micro dilution en bouillon pour déterminer les CMI.

Selon les résultats obtenus, les trois extraits n'ont montré aucune activité antibactérienne avant délipidation. En revanche, après délipidation, des résultats remarquables ont été observés. L'extrait aqueux a présenté une activité antibactérienne contre *Staphylococcus aureus* résistant à la méthicilline (SARM) et *Staphylococcus aureus*, l'extrait éthanolique a montré une activité contre *Enterococcus faecalis* et SARM et l'extrait méthanolique a été actif contre SARM et *Enterococcus faecalis*, selon la méthode de diffusion sur disque.

Par ailleurs, avec la méthode de microdilution, l'extrait méthanolique a démontré une activité antibactérienne contre SARM et *Staphylococcus aureus*, aussi bien avant qu'après délipidation.

**Mots-clés :** *Urtica urens*, activité antibactérienne, bactéries multirésistantes aux antibiotiques, extrait aqueux, extraits organiques, Tlemcen.