

Université Abdelhamid Ibn
Badis-Mostaganem

Faculté des Sciences de la



جامعة عبد الحميد بن باديس
مستغانم
كلية علوم الطبيعة والحياة

MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDES

Présenté par

MEKIDE Khaled

Et

MEKRARBECHE Ahmed Abdnour

Pour l'obtention du diplôme de

MASTER EN SCIENCES ALIMENTAIRES

Spécialité : Nutrition et Pathologie.

THÈME

**Évaluation de l'activité antioxydante
D'*Urtica urens* L. de la région de Mostaganem**

DEVANT LE JURY

Encadreur	Mr A. CHAALEL	Grade	MCA	U. Mostaganem
Co-encadreur	Mr T. ARIDJ	Grade	Doctorant	U. Mostaganem
Président	Mme N. BOUKEZZOULA	Grade	MCB	U. Mostaganem
Examineur	Mme FZ. ALACHAER	Grade	MCB	U. Mostaganem

*Thème réalisé au laboratoire des Microorganismes bénéfiques, des Aliments
Fonctionnels et Santé (LMBAFS)*

Remerciements

Avant toute chose, nous remercions Allah le Tout-Puissant de nous avoir accordé la force, la patience et la persévérance nécessaires à l'accomplissement de ce travail.

Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude et nos sincères remerciements à notre encadrant Pr Abdelmalek CHAALEL, Directeur du laboratoire des microorganismes bénéfiques, aliments fonctionnels et santé (LMBAFS) pour nous avoir accueilli dans son laboratoire, pour la qualité de son encadrement, sa disponibilité constante, ses précieux conseils scientifiques et ses encouragements qui ont grandement enrichi ce travail.

Nous remercions également les membres du jury d'avoir accepté d'examiner et d'évaluer ce mémoire, ainsi que pour le temps consacré à la lecture de ce travail.

Nos remerciements s'adressent aussi à l'ensemble du corps enseignant du Département des Sciences Alimentaires de la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie de l'Université Abdelhamid Ibn Badis de Mostaganem, pour la qualité de l'enseignement dispensé durant tout notre cursus universitaire.

Nous remercions également le personnel du laboratoire pour leur aide précieuse et leur disponibilité lors de la réalisation de la partie expérimentale de ce travail.

Enfin, nous adressons nos remerciements les plus chaleureux à nos familles et à nos amis pour leur soutien moral indéfectible et leurs encouragements continus tout au long de ce parcours.

Dédicace

Nous dédions ce modeste travail en signe de respect, de gratitude et de reconnaissance :

À nos chers parents, pour leur soutien indéfectible, leurs sacrifices innombrables et leurs encouragements tout au long de notre parcours,

À nos frères et sœurs, pour leur affection et leur présence constante,

À nos familles respectives, pour leur patience et leur compréhension,

À tous nos amis et camarades de promotion, pour les moments partagés durant ces années d'études,

Et à toutes les personnes qui, de près ou de loin, ont contribué à la réalisation de ce travail.

Dédicace de MEKIDE KHALED

Dédicace

*C'est avec une profonde émotion et une immense gratitude que je dédie
l'aboutissement de ce travail :*

*À mes parents, sources inépuisables de lumière et de soutien. Aucun mot
ne saurait exprimer l'ampleur de ma reconnaissance pour vos sacrifices
incommensurables, votre amour inconditionnel et vos prières qui ont
balisé mon chemin. Ce succès est avant tout le vôtre.*

*À la mémoire bénie de ma chère grand-mère, dont la tendresse, la
bienveillance et les gestes pleins d'amour resteront à jamais gravés dans
mon cœur. Que ce travail soit un hommage à la beauté de son âme.*

*À mes frères et sœurs, mes piliers au quotidien, pour leur présence
rassurante, leur affection et leurs encouragements constants.*

À l'ensemble de ma famille, pour leur patience et leur foi en moi.

*À mes amis et camarades de promotion, compagnons de route avec qui j'ai
partagé les défis et les joies de ces années d'études.*

*À toutes les âmes bienveillantes qui, de près ou de loin, m'ont tendu la
main pour rendre ce modeste travail possible*

Dédicace de MEKRARBECH AHMED ABDNOUR

Liste des tableaux

<u>Tableau 1: Principales espèces réactives de l'oxygène et leurs caractéristiques (Migdal & Serres, 2011 ; Liaudet., 2007).</u>	20
<u>Tableau 2: Exemple de flavonoïdes avec leur principales activités (Nsemi, 2010 ; Achat, 2013).</u>	25
<u>Tableau 3 : Classification taxinomique urtica urens L. (GBIF Secretariat, 2024).</u>	30
<u>Tableau 4: Pourcentages d'inhibition DPPH selon la concentration des extraits.</u>	47

Liste des figures

<u>Figure 1: Groupe hydroxyle (OH-) (Achat, 2013).</u>	24
<u>Figure 2: Structure de flavonoïdes (Achat, 2013).</u>	24
<u>Figure 3: Structures chimiques de l'acide tannique (Yu et al., 2017).</u>	26
<u>Figure 4: Urtica urens L. photo personnelle.</u>	29
<u>Figure 5: Habitat et répartition d'Urtica urens dans le monde (POWO, 2026).</u>	32
<u>Figure 6: La zone de collecte.</u>	35
<u>Figure 7: Poudre de urtica</u>	36
<u>Figure 8: 10g de Poudre d'Urtica urens.</u>	38
<u>Figure 9: 100 ml de méthanol.</u>	38
<u>Figure 10: Ultrasonic cleaner.</u>	39
<u>Figure 11: Centrifugeuse.</u>	39
<u>Figure 12: Filtration avec papier Whatman 1.</u>	40
<u>Figure 13: Le poids des boîtes pétries vides.</u>	40
<u>Figure 14: étuve</u>	41
<u>Figure 15: Mesure du poids des boîtes pétri avec extrait.</u>	41
<u>Figure 16: Réactif DPPH.</u>	43
<u>Figure 17: Spectrophotomètre.</u>	44
<u>Figure 18: Courbe d'inhibition des radicaux libres par l'extrait d Urtica urens</u>	47
<u>Figure 19: Courbe d'inhibition des radicaux libres par acide ascorbique</u>	48

Liste des abréviations

ADN	: Acide Désoxyribonucléique
ERO	: Espèces Réactives de l'Oxygène
ROS	: Reactive Oxygen Species
SOD	: Superoxyde Dismutase
CAT	: Catalase
GPx	: Glutathion Peroxydase
GSH	: Glutathion réduit
DPPH	: 2,2-Diphényl-1-Picrylhydrazyle
IC₅₀	: Concentration Inhibitrice médiane (50 %)
ABTS	: Acide 2,2'-azino-bis(3-éthylbenzothiazoline-6-sulfonique)
FRAP	: Ferric Reducing Antioxidant Power
ORAC	: Oxygen Radical Absorbance Capacity
BHT	: Butylhydroxytoluène
BHA	: Butylhydroxyanisole
UAE	: Ultrasound-Assisted Extraction (extraction assistée par ultrasons)
CPT / TPC	: Composés / Teneur en Composés Phénoliques Totaux
TFC	: Total Flavonoid Content (teneur totale en flavonoïdes)
EAG	: Équivalent Acide Gallique
HAT	: Hydrogen Atom Transfer
SET	: Single Electron Transfer
MeOH	: Méthanol
EtOH	: Éthanol
AcOEt	: Acétate d'éthyle
D.O.	: Densité Optique
ET	: Écart-Type
HPLC-ESI-MS	: High Performance Liquid Chromatography – Electrospray Ionization – Mass Spectrometry
NO	: Monoxyde d'azote (oxyde nitrique)
TNF-α	: Tumor Necrosis Factor alpha
COX	: Cyclooxygénase

CMI : Concentration Minimale Inhibitrice

MTT : Bromure de 3-(4,5-diméthylthiazol-2-yl) -2,5-diphényltétrazolium

Table des matières	ix
Résumé	xi
Abstract	xii
ملخص	xiii
Introduction.....	15
Synthèse Bibliographique	17
1.Définition des radicaux libres.....	18
1.1.Les espèces réactives de l'oxygène (ERO)	18
2.Définition du stress oxydatif.....	20
2.1 Conséquences du stress oxydatif sur la santé	21
3.Définition des antioxydants	22
4.Métabolites secondaires antioxydants chez les végétaux	23
4.1.Notion de métabolites secondaires végétaux	23
4.2.Les composés phénoliques totaux	23
4.3.Les flavonoïdes	24
4.4.Les tanins.....	25
4.5.Rôles de protection chez la plante et intérêts thérapeutiques	26
5.Méthodes classiques d'évaluation de l'activité antioxydante	27
5.1.Principe moléculaire et protocole du test au DPPH	27
5.2.Avantages de la méthode DPPH	28
5.3.Limites de la méthode DPPH	28
6.Revue bibliographique sur <i>Urtica urens</i> L.....	29
6.1.Description botanique générale	29
6.2.Systématique et classification botanique	29
6.3.Étapes d'identification botanique (herbier, détermination taxonomique)	30
6.4.Caractéristiques qualitatives des feuilles.....	31
6.5.Caractéristiques de la tige.....	31
7.Habitat et répartition.....	31
8.Composition phytochimique d'<i>Urtica urens</i> L.....	32
8.1.Composition nutritionnelle et chimique de <i>Urtica urens</i>	32
8.2.Constituants phytochimiques de <i>Urtica urens</i>	32
8.3.Utilisation en médecine traditionnelle et moderne.....	33
Matériels et Méthodes	34
1.Présentation de la zone d'étude	35
1.1Collecte et identification du matériel végétal.....	35
2.Préparation du matériel végétal	36

2.1.Lavage, séchage (à l'ombre ou en étuve) et broyage (poudre)	36
3.Choix des solvants et procédés d'extraction	37
3.1.Préparation des extraits	37
4.Evaluation de l'activité antioxydante par la méthode DPPH.....	42
4.1.Principe de la méthode DPPH	43
Résultats et discussion	46
1.Résultats expérimentaux	47
1.1.Activité antiradicalaire de l'extrait méthanolique d' <i>Urtica urens</i> L.	47
1.2.Activité antiradicalaire de l'acide ascorbique (standard de référence)	48
2.Comparaison des valeurs d'IC ₅₀	49
3.Limites et avantages de la méthodologie	53
4.Considérations pratiques et perspectives	54
Conclusion	55
Références Bibliographiques.....	58

Résumé

Le stress oxydatif, résultant d'un déséquilibre entre la production d'espèces réactives de l'oxygène (ERO) et les défenses antioxydantes de l'organisme, est aujourd'hui reconnu comme un facteur clé dans le développement de nombreuses pathologies chroniques (cancers, maladies cardiovasculaires, troubles neurodégénératifs). Face aux limites des antioxydants de synthèse, la recherche de sources naturelles d'antioxydants issues du règne végétal connaît un intérêt croissant. Dans ce contexte, la présente étude vise à évaluer l'activité antioxydante de l'extrait méthanolique des feuilles d'*Urtica urens* L. (petite ortie), collectée dans la région de Sidi Berhal (Mostaganem, Algérie), par le test de piégeage du radical DPPH, et à la comparer à celle de l'acide ascorbique (vitamine C), antioxydant de référence. L'extraction a été réalisée par une méthode assistée par ultrasons utilisant du méthanol pur à 99,7 %, avec un rendement d'extraction de 7,85 %. Les résultats obtenus révèlent une activité antiradicalaire notable de l'extrait, avec une concentration inhibitrice médiane (IC₅₀) de 15,34 µg/ml, contre 6,41 µg/ml pour l'acide ascorbique. Cette activité est attribuée à la richesse de la plante en composés phénoliques et flavonoïdes. Les résultats, comparés à ceux de la littérature sur *Urtica urens* et d'autres espèces du genre *Urtica*, ainsi qu'à d'autres plantes médicinales et antioxydants de synthèse, confirment le potentiel d'*Urtica urens* L. comme source naturelle d'antioxydants valorisable dans les secteurs alimentaire, cosmétique et pharmaceutique.

Mots-clés : *Urtica urens* L., stress oxydatif, activité antioxydante, DPPH, IC₅₀, acide ascorbique, polyphénols, flavonoïdes.

Abstract

Oxidative stress, resulting from an imbalance between the production of reactive oxygen species (ROS) and the body's antioxidant defences, is now recognized as a key factor in the development of numerous chronic pathologies (cancers, cardiovascular and neurodegenerative diseases). Given the limitations of synthetic antioxidants, the search for natural antioxidant sources from the plant kingdom has attracted growing interest. In this context, the present study aims to evaluate the antioxidant activity of the methanolic extract of *Urtica urens* L. (small nettle) leaves, collected from the Sidi Berhal region (Mostaganem, Algeria), using the DPPH free-radical scavenging test, and to compare it with that of ascorbic acid (vitamin C), a reference antioxidant. Extraction was carried out using an ultrasound-assisted method with pure methanol (99.7%), yielding an extraction rate of 7.85%. The results reveal a notable antiradical activity of the extract, with a median inhibitory concentration (IC_{50}) of 15.34 $\mu\text{g/ml}$, compared to 6.41 $\mu\text{g/ml}$ for ascorbic acid. This activity is attributed to the plant's richness in phenolic compounds and flavonoids. The results, compared with the literature on *Urtica urens* and other *Urtica* species, as well as with other medicinal plants and synthetic antioxidants, confirm the potential of *Urtica urens* L. as a natural source of antioxidants with applications in the food, cosmetic, and pharmaceutical industries.

Keywords: *Urtica urens* L., oxidative stress, antioxidant activity, DPPH, IC_{50} , ascorbic acid, polyphenols, flavonoids.

ملخص

يُعدّ التوتّر التأكسدي، الناتج عن خلل التوازن بين إنتاج الأنواع الفعالة من الأكسجين والدفاعات المضادة للأكسدة في الجسم، عاملاً رئيسياً في تطور العديد من الأمراض المزمنة (السرطانات، أمراض القلب والأوعية الدموية، الأمراض التنكسية العصبية). ونظراً لمحدودية مضادات الأكسدة التركيبية، يتزايد الاهتمام بالبحث عن مصادر طبيعية لمضادات الأكسدة من المملكة النباتية. في هذا السياق، تهدف هذه الدراسة إلى تقييم النشاط المضاد للأكسدة للمستخلص الميثانولي لأوراق نبتة *Urtica urens* L. (القريص الصغير)، المجمعة من منطقة سيدي برحال (مستغانم، الجزائر)، باستخدام اختبار DPPH، ومقارنته بحمض الأسكوربيك (فيتامين C) كمرجع. أُجريت عملية الاستخلاص باستخدام تقنية الموجات فوق الصوتية بالميثانول النقي (99.7%)، بمردود استخلاص بلغ 7.85%. أظهرت النتائج نشاطاً مضاداً للجذور الحرة ملحوظاً للمستخلص، بتركيز مثبط نصف (IC₅₀) قدره 15.34 ميكروغرام/مل، مقارنة بـ 6.41 ميكروغرام/مل لحمض الأسكوربيك. ويُعزى هذا النشاط إلى غنى النبتة بالمركبات الفينولية والفلافونويدات. وتؤكد النتائج، عند مقارنتها بالدراسات السابقة حول *Urtica urens* وأنواع أخرى من جنس *Urtica*، وكذلك بنباتات طبية ومضادات أكسدة تركيبية أخرى، الإمكانات الكبيرة لنبتة *Urtica urens* L. كمصدر طبيعي لمضادات الأكسدة قابل للاستغلال في الصناعات الغذائية والتجميلية والصيدلانية.

الكلمات المفتاحية: *Urtica urens* L، التوتّر التأكسدي، النشاط المضاد للأكسدة، DPPH، IC₅₀، حمض الأسكوربيك، البوليفينولات، الفلافونويدات.

Introduction

Introduction

Depuis plusieurs décennies, le stress oxydatif s'impose comme l'un des mécanismes physiopathologiques les plus étudiés en biologie et en médecine. Il résulte d'un déséquilibre entre la production d'espèces réactives de l'oxygène (ERO) — radical superoxyde, radical hydroxyle, peroxyde d'hydrogène, entre autres — et les capacités de défense antioxydante de l'organisme, qu'elles soient enzymatiques (superoxyde dismutase, catalase, glutathion peroxydase) ou non enzymatiques (vitamines C et E, glutathion, composés phénoliques alimentaires). Lorsque cet équilibre est rompu, les ERO en excès attaquent les macromolécules biologiques — lipides membranaires, protéines, acide désoxyribonucléique — provoquant des dommages cellulaires impliqués dans l'étiologie de nombreuses pathologies chroniques telles que les maladies cardiovasculaires, les cancers, les troubles neurodégénératifs (Alzheimer, Parkinson) et le vieillissement accéléré.

Face à ce constat, la recherche de molécules antioxydantes capables de neutraliser les radicaux libres et de limiter les dommages oxydatifs constitue un axe majeur de la recherche biomédicale et pharmaceutique contemporaine. Si des antioxydants de synthèse tels que le butylhydroxytoluène (BHT) ou le butylhydroxyanisole (BHA) sont largement utilisés dans l'industrie alimentaire et cosmétique, leur innocuité à long terme est de plus en plus questionnée, ce qui oriente la recherche scientifique vers l'exploration de sources naturelles d'antioxydants, en particulier le règne végétal, riche en métabolites secondaires bioactifs tels que les polyphénols, les flavonoïdes et les tanins.

Parmi les plantes médicinales largement répandues et traditionnellement utilisées, le genre *Urtica* (orties) occupe une place particulière dans la pharmacopée populaire algérienne et méditerranéenne. *Urtica urens* L., communément appelée « petite ortie » ou « ortie brûlante », est une espèce herbacée annuelle de la famille des Urticacées, fréquemment rencontrée dans les sols riches en azote des régions méditerranéennes, dont l'Algérie. Au-delà de son usage culinaire et de ses vertus reconnues en médecine traditionnelle (anti-inflammatoire, diurétique, hypoglycémiant), cette plante est de plus en plus étudiée pour sa richesse en composés phénoliques et flavonoïdes, lui conférant un potentiel antioxydant intéressant, encore insuffisamment documenté pour les populations végétales locales algériennes.

C'est dans ce cadre que s'inscrit le présent travail, qui a pour objectif d'évaluer l'activité antioxydante de l'extrait méthanolique des feuilles d'*Urtica urens* L., collectée dans la région de Sidi Berhal (wilaya de Mostaganem, Algérie), par le test de piégeage du radical libre

DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle), et de comparer cette activité à celle de l'acide ascorbique (vitamine C), antioxydant de référence largement utilisé dans la littérature scientifique.

Synthèse Bibliographique

Généralités sur les antioxydants et *Urtica urens* L

Le stress oxydatif est un phénomène biologique complexe qui survient lorsque l'équilibre entre la production de molécules réactives et les capacités de défense de l'organisme est rompu. Ce chapitre propose une synthèse de la littérature scientifique récente consacrée à ce phénomène.

1. Définition des radicaux libres

Les radicaux libres sont des atomes possédant un électron non apparié. En raison de l'absence d'un nombre stable d'électrons dans leur couche externe, ils cherchent constamment à se lier à un autre électron pour se stabiliser, un processus qui peut endommager l'ADN et d'autres composants des cellules humaines. Ces dommages peuvent contribuer au développement du cancer et d'autres pathologies, tout en accélérant le processus de vieillissement.

Il existe une grande variété de radicaux libres, mais chez l'être humain, les plus significatifs sont les radicaux libres de l'oxygène, également appelés espèces réactives de l'oxygène. Parmi ceux-ci, on trouve l'oxygène singulet (qui se forme lorsque l'oxygène est « divisé » en atomes individuels possédant des électrons non appariés), le peroxyde d'hydrogène, les superoxydes et les anions hydroxyle (Bourgeois & Bourgeois, 2021).

1.1 Les espèces réactives de l'oxygène (ERO)

Les espèces réactives de l'oxygène (ERO), appelées en anglais Reactive Oxygen Species (ROS), forment un groupe varié de molécules issues de l'oxygène moléculaire lorsqu'il subit une réduction partielle ou incomplète. Les espèces réactives de l'oxygène sont naturellement beaucoup plus réactives que l'oxygène moléculaire qui a donné naissance aux espèces réactives de l'oxygène.

Il existe deux catégories principales :

- **ERO radicalaires (*radicaux libres à proprement parler — possèdent un électron non apparié*) :**

Le radical superoxyde ($O_2^{\bullet-}$) est le premier produit de la réduction monoélectronique de l' O_2 . Le radical superoxyde ($O_2^{\bullet-}$) réagit peu avec les macromolécules, mais le radical superoxyde ($O_2^{\bullet-}$) constitue le précurseur de toutes les autres ERO.

Le radical hydroxyle ($\bullet OH$) est le plus instable et le plus réactif de toutes les ERO. Sa demi-vie ne dure qu'une nanoseconde. Le radical hydroxyle attaque toutes les cibles moléculaires biologiques à proximité immédiate, comme l'ADN, les protéines et les lipides.

Synthèse Bibliographique

L'oxyde nitrique ($\text{NO}\bullet$) est produit par les NO synthases (NOS). L'oxyde nitrique ($\text{NO}\bullet$) réagit avec le superoxyde ($\text{O}_2\bullet^-$) pour former le peroxynitrite.

Les radicaux peroxydes ($\text{ROO}\bullet$) *et* alkoxydes ($\text{RO}\bullet$) : ERO secondaires qui amplifient le phénomène de peroxydation lipidique (Migdal & Serres, 2011) (Tableau 1).

○ ERO non radicalaires (*réactives mais sans électron célibataire*) :

Le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) ne constitue pas un radical libre à proprement parler, mais demeure une espèce toxique capable de traverser librement les membranes cellulaires. Il donne naissance au radical hydroxyle ($\bullet\text{OH}$), le plus réactif des ERO, via la réaction de Fenton en présence d'ions ferreux ($\text{Fe}^{2+} + \text{H}_2\text{O}_2 \rightarrow \text{Fe}^{3+} + \bullet\text{OH} + \text{OH}^-$).

Le peroxynitrite (ONOO^-) se forme à partir de la réaction entre le monoxyde d'azote ($\text{NO}\bullet$) et le superoxyde ($\text{O}_2\bullet^-$). Le peroxynitrite oxyde directement les protéines contenant des groupes sulfhydryles ($-\text{SH}$) et nitre les résidus de tyrosine. En cas de production élevée, le peroxynitrite entraîne la mort cellulaire par nécrose ou par apoptose.

L'oxygène singulet ($^1\text{O}_2$) représente une forme excitée non radicalaire de l' O_2 . L'oxygène singulet apparaît surtout lors d'expositions aux UV ou lorsque le HOCl réagit avec le H_2O_2 .

L'acide hypochloreux (HOCl) est produit par les myéloperoxydases (MPO) à partir de H_2O_2 et de Cl^- . L'acide hypochloreux sert de puissant bactéricide que les phagocytes utilisent pour tuer les bactéries.

La principale source de formation des ERO dans la cellule est la chaîne de transport d'électrons mitochondriale (complexes I et III), lors de la phosphorylation oxydative (production d'ATP). Environ 2% de l'oxygène consommé au niveau mitochondrial sont transformés en radicaux superoxydes $\text{O}_2\bullet^-$ lors de la première réduction électronique. En parallèle, la NADPH oxydase membranaire (NOX) catalyse la réduction monoélectronique de l' O_2 en $\text{O}_2\bullet^-$ selon la réaction : $\text{NAD(P)H} + 2\text{O}_2 \rightarrow \text{NAD(P)}^+ + \text{H}^+ + 2\text{O}_2\bullet^-$ (Liaudet, 2007) (Tableau 1).

Tableau 1: Principales espèces réactives de l'oxygène et leurs caractéristiques (Migdal & Serres, 2011 ; Liaudet., 2007).

ERO	Nature chimique	Formule	Source principale
Radical superoxyde	Radicalaire	$O_2^{\bullet-}$	Chaîne respiratoire mitochondriale
Radical hydroxyle	Radicalaire (très toxique)	$\bullet OH$	Réaction de Fenton ($Fe^{2+} + H_2O_2$)
Peroxyde d'hydrogène	Non radicalaire	H_2O_2	Dismutation du $O_2^{\bullet-}$
Oxygène singulet	Non radicalaire excité	1O_2	Expositions aux UV, photooxydation
Peroxynitrite	Non radicalaire	$ONOO^-$	Réaction $NO\bullet + O_2^{\bullet-}$
Oxyde nitrique	Radicalaire	$NO\bullet$	NO synthase (NOS)

2 Définition du stress oxydatif

Le stress oxydant apparaît quand le corps crée plus d'espèces réactives de l'oxygène que les défenses antioxydantes ne peuvent neutraliser. Les ERO sont dangereuses pour les cellules, mais elles sont aussi nécessaires car elles régulent de nombreux processus du corps, notamment la signalisation cellulaire. Produites localement et pendant un bref moment, les ERO modifient les protéines, provoquant des ajouts ou des retraits de phosphates qui allument ou éteignent les transmetteurs du signal dans les voies de signalisation. Quand les ERO sont produites en continu et en grande quantité, les ERO créent un vrai stress oxydant. Ce stress oxydant cause des dommages irréversibles aux lipides, aux protéines et aux acides nucléiques (Baudin, 2020).

Le stress oxydant participe au développement de nombreuses maladies. Le stress oxydant intervient dans le cancer, où le stress oxydant empêche l'élimination des cellules cancéreuses, dans les maladies vasculaires, où le stress oxydant affecte la paroi des vaisseaux sanguins, et dans les maladies inflammatoires, parce que les ERO assurent une défense qui ne dépend pas des anticorps. Les dommages moléculaires et cellulaires provoqués par les ERO sont responsables du vieillissement. Des chercheurs suggèrent de mesurer les marqueurs du stress oxydant, les molécules modifiées par les attaques oxydantes, plutôt que d'essayer de

quantifier les ERO eux-mêmes, qui sont fugaces et difficiles à doser. Cette démarche paraît donc pertinente pour évaluer la capacité antioxydante du corps en mesurant l'activité des enzymes protectrices et en dosant les vitamines antioxydantes présentes dans le sang. Apparaît oxydant apparaît quand la production de radicaux libres dépasse les défenses antioxydantes de l'organisme, créant ainsi un déséquilibre (**Baudin, 2020**).

2.1 Conséquences du stress oxydatif sur la santé

Les effets nocifs du stress oxydant se font sentir à tous les échelons de l'organisme, allant de la détérioration des biomolécules à l'apparition de pathologies complexes. L'agression des radicaux libres cible en priorité les lipides des membranes via un mécanisme de peroxydation lipidique, ce qui affaiblit les membranes cellulaires *et altère* leur perméabilité. Les protéines subissent aussi des altérations structurales majeures, pouvant désactiver des enzymes indispensables, dénaturer des protéines de soutien ou perturber des récepteurs membranaires.

Les dommages causés à l'ADN sont particulièrement inquiétants, car l'oxydation peut engendrer des mutations génétiques. Les études récentes mettent en évidence des corrélations directes entre le stress oxydant chronique et de nombreuses affections dégénératives (**Blanchard, 2026**).

Maladies cardiovasculaires l'oxydation des LDL contribue à la formation de plaques d'athérome et à l'inflammation vasculaire (**Blanchard, 2026**).

Troubles neurodégénératifs comme Alzheimer et Parkinson, où l'accumulation de protéines oxydées joue un rôle clé (**Blanchard, 2026**).

Pathologies métaboliques telles que le diabète de type 2, aggravé par la résistance à l'insuline provoquée par le stress oxydatif (**Blanchard, 2026**).

Cancers hormono-dépendants ou déclenchés par les lésions oxydatives de l'ADN (**Blanchard, 2026**).

Vieillesse cutané accéléré par la dégradation du collagène et de l'élastine (**Blanchard, 2026**).

3 Définition des antioxydants

Un antioxydant est défini, selon **Halliwell et Gutteridge (2007)**, comme « toute substance qui, présente à faible concentration comparable à celle d'un substrat oxydable, inhibe significativement ou retarde l'oxydation de ce substrat ». Cette définition fonctionnelle englobe une grande diversité de molécules d'origines endogène et exogène, qu'elles soient enzymatiques ou non.

Les antioxydants constituent le système de défense de l'organisme contre le stress oxydatif. Ils interviennent soit de manière préventive (en inhibant la formation d'ERO), soit de manière curative (en neutralisant les ERO déjà formées ou en réparant les dommages oxydatifs) (**Leroy, 2016**).

- **Antioxydants endogènes et exogènes**

Un antioxydant est défini comme une substance qui, même à très faible dose par rapport à un substrat oxydable, inhibe ou retarde significativement l'oxydation de ce dernier. Le système de défense antioxydant de l'organisme humain se divise en deux catégories complémentaires. Les antioxydants endogènes constituent une première ligne de défense enzymatique spécifique, composée de la superoxyde dismutase (SOD), de la catalase et de la glutathion peroxydase (GPx), auxquelles s'ajoutent des molécules non enzymatiques telles que le glutathion réduit (GSH), l'acide urique et le coenzyme Q10. Les antioxydants exogènes, second pilier de cette défense, sont apportés exclusivement par l'alimentation (**Flieger et al., 2021**).

- **Mode d'action biochimique**

Les antioxydants exercent leur action protectrice à travers trois mécanismes biochimiques fondamentaux. Le premier est le piégeage direct des radicaux libres (mécanisme de *scavenging*) : l'antioxydant cède un atome d'hydrogène (**HAT**) ou un électron (**SET**) au radical libre pour le stabiliser, se transformant lui-même en un radical dérivé stable et non toxique. Le deuxième mécanisme repose sur la chélation des métaux de transition pro-oxydants (principalement les ions ferreux **Fe²⁺** et cuivres **Cu⁺** ; en séquestrant ces métaux sous forme de complexes stables, l'antioxydant bloque la réaction de Fenton, empêchant ainsi la conversion du peroxyde d'hydrogène en radical hydroxyle (**OH**). Enfin, le troisième mécanisme implique l'inhibition directe ou la régulation négative des enzymes pro-oxydantes (telles que la xanthine oxydase, les lipoxygénases et les cyclooxygénases), stoppant ainsi la production primaire d'ERO à sa source (**Flieger et al., 2021**).

4 Métabolites secondaires antioxydants chez les végétaux

4.1 Notion de métabolites secondaires végétaux

Les plantes synthétisent deux grands groupes de composés organiques. Le premier groupe, les métabolites primaires, comprend les glucides, les protéines, les acides nucléiques et les lipides. Les métabolites primaires sont présents partout et participent directement aux fonctions vitales de la plante. Le deuxième groupe, les métabolites secondaires, est constitué de molécules de petite taille. Les métabolites secondaires ne sont pas directement nécessaires à la croissance ou à la reproduction, mais les métabolites secondaires assurent des fonctions écologiques et physiologiques essentielles pour la plante (**Achat, 2014**).

On compte plus de 200 000 formes de métabolites secondaires des plantes. La production des métabolites secondaires se déclenche quand la plante subit un stress, comme une attaque de pathogène, un rayonnement UV, des températures très élevées ou très basses, ou une blessure mécanique. Les métabolites secondaires sont classés en quatre grandes catégories :

- Les composés phénoliques : les polyphénols, les flavonoïdes, les tanins, les lignines.
- Les terpènes et les terpénoïdes comprennent les caroténoïdes, les saponines et les huiles essentielles.
- Les alcaloïdes, comme la caféine, la morphine et la quinine
- Les acides gras spécialisés et les polyacétylènes (**Achat, 2014**).

4.2 Les composés phénoliques totaux

Les composés phénoliques forment la classe de métabolites secondaires la plus variée et la plus nombreuse du règne végétal. Les composés phénoliques comprennent plus de 10 000 structures différentes, depuis les molécules simples comme les acides phénoliques jusqu'aux polymères comme les lignines et les tanins condensés. Les composés phénoliques possèdent un cycle benzénique avec un ou plusieurs groupes hydroxyle (OH^-). Ce cycle donne aux composés phénoliques un pouvoir réducteur, ce qui rend les composés phénoliques actifs comme antioxydants (**Figure 01**).

La teneur en composés phénoliques totaux (CPT) s'exprime en milligrammes équivalent acide gallique (mg EAG/g d'extrait sec). La méthode colorimétrique de Folin-Ciocalteu détermine la teneur en composés phénoliques totaux (CPT) en mesurant le pouvoir réducteur total de l'extrait vis-à-vis du réactif phosphomolybdate/phosphotungstate (**Nsemi, 2010**).

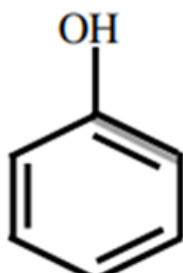
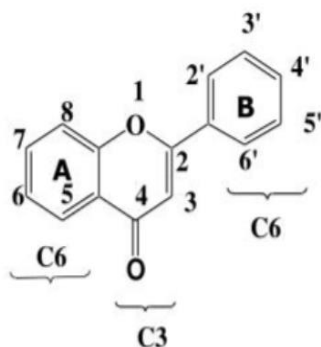


Figure 1 : Groupe hydroxyle (OH-) (Achat, 2013).

4.3 Les flavonoïdes

Les flavonoïdes forment le groupe de polyphénols le plus étudié et le plus présent chez les plantes. La structure de base des flavonoïdes correspond à un squelette C₆-C₃-C₆, en d'autres termes deux cycles benzéniques reliés par un pont de trois carbones qui forme généralement un hétérocycle. Les flavonoïdes se divisent en plusieurs sous-classes selon le degré d'oxydation et la substitution du cycle central (Achat, 2013) (Figure 02) ;(Tableau 02).



.Figure 2 : Structure de flavonoïdes (Tia, 2014)

Tableau 2: Exemple de flavonoïdes avec leur principales activités (Nsemi, 2010 ; Achat, 2013).

Sous-classe	Exemples	Sources végétales	Activité principale
Flavones	Apigénine, Lutéoline	Persil, céleri	Anti-inflammatoire, antioxydant
Flavonols	Quercétine, Kaempférol, Rutine	Oignon, pomme, câpres	Fort pouvoir antioxydant, cardioprotecteur
Flavanones	Naringénine, Hespéridine	Agrumes	Antioxydant, anti-inflammatoire
Flavan-3-ols (catéchines)	Épicatéchine, EGCG	Thé vert, cacao	Très puissant antioxydant
Isoflavones	Génistéine, Daidzéine	Soja, légumineuses	Phytoestrogène, antioxydant
Anthocyanes	Cyanidine, Delphinidine	Fruits rouges, raisin noir	Pigments, antioxydant, vasoprotecteur

Les flavonoïdes protègent les cellules grâce à plusieurs mécanismes (Achat, 2013) :

- Les flavonoïdes piègent les radicaux libres en transférant un hydrogène ou un électron, grâce aux groupements catéchol du cycle B et au groupe 3-OH du cycle C, qui sont essentiels à l'activité antioxydante.
- Les flavonoïdes chélatent les métaux de transition (Fe, Cu) via les fonctions catéchol et les chélates 3-OH-4-oxo.
- Les flavonoïdes inhibent les enzymes pro-oxydantes comme la lipoxigénase et la xanthine oxydase.

4.4 Les tanins

Les tanins, composés polyphénoliques de poids moléculaire élevé, précipitent les protéines et d'autres macromolécules. Les tanins constituent un mécanisme de défense chimique des végétaux contre les agents pathogènes et les herbivores. Il existe deux catégories :

Synthèse Bibliographique

Les tanins hydrolysables (gallotanins et ellagitannins) sont des esters d'acide gallique ou d'acide ellagique avec le glucose. Les acides, les bases ou les hydrolases hydrolysent les tanins hydrolysables. Les tanins hydrolysables se trouvent dans le thé noir, la grenade et les noix de galle.

Les tanins condensés se trouvent en grande quantité dans le raisin, le vin rouge, le bois et l'écorce de pin, et peuvent représenter entre 15 et 25 % du poids sec de certaines plantes.

L'activité antioxydante des tanins provient de la grande quantité de groupements hydroxyle présents dans les tanins. Les tanins utilisent ces groupements pour piéger les radicaux libres, chélater les métaux et inhiber les enzymes pro-oxydantes. La teneur en tanins condensés se mesure généralement avec la méthode à la vanilline. La teneur en tanins hydrolysables se quantifie avec la méthode utilisant le chlorure ferrique (Nsemi 2010) (Figure 03).

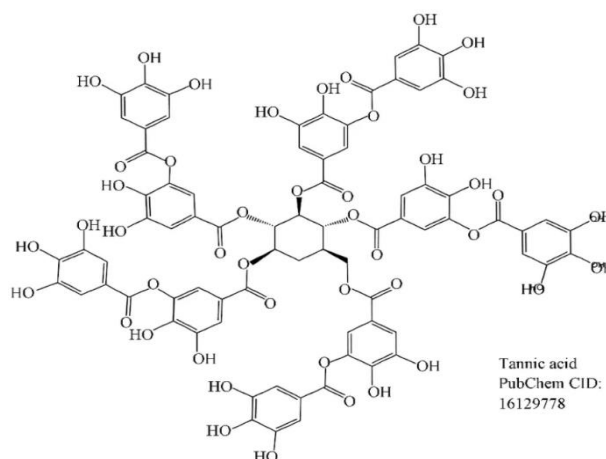


Figure 3 : Structures chimiques de l'acide tannique (National Center for Biotechnology Information, 2025).

4.5 Rôles de protection chez la plante et intérêts thérapeutiques

Sur le plan écologique, ces métabolites jouent un rôle de bouclier physiologique crucial pour la survie du végétal. Ils interviennent comme agents de défense chimique contre les agressions biotiques (phytopathogènes, insectes herbivores) (stress abiotique), notamment en absorbant les rayonnements ultraviolets nocifs (UV-B) et en agissant comme antioxydants *in situ* lors des sécheresses ou des chocs thermiques. Pour la médecine moderne et la pharmacognosie, ces molécules présentent un intérêt thérapeutique majeur. Grâce à leur

polyvalence biochimique, elles déploient des propriétés pharmacologiques validées : effets anti-inflammatoires puissants (via l'inhibition des cytokines pro-inflammatoires), activités antimicrobiennes et antivirales, effets cardioprotecteurs (réduction de l'oxydation des lipoprotéines LDL) et propriétés anticancéreuses par induction de l'apoptose des cellules tumorales (**Tungmunnithum et al. 2018**).

5 Méthodes classiques d'évaluation de l'activité antioxydante

5.1 Principe moléculaire et protocole du test au DPPH

Le test du radical DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle) est une méthode de choix, universellement reconnue en screening phytochimique pour l'évaluation du pouvoir antiradicalaire *in vitro*. Le DPPH est un radical libre organique de synthèse, caractérisé par une stabilité remarquable due à la délocalisation de l'électron libre sur toute sa molécule. En solution méthanolique ou éthanolique, il développe une coloration violette intense qui présente un maximum d'absorption spectrophotométrique à une longueur d'onde précise de 517 nm. Le principe repose sur une réaction d'oxydoréduction : lorsqu'on ajoute un extrait végétal contenant des molécules antioxydantes (donneuses d'atomes d'hydrogène), le radical violet DPPH est réduit pour former la 2,2-diphényl-1-picrylhydrazine, une forme moléculaire stable non radicalaire de couleur jaune pâle. Sur le plan cinétique, la diminution du signal d'absorbance, mesurée après un temps d'incubation standardisé à l'obscurité (souvent 30 minutes), est directement proportionnelle à la concentration et à l'efficacité intrinsèque des antioxydants présents (**Mintah et al., 2022**).

Le test DPPH est une méthode simple, peu coûteuse et rapide, largement utilisée pour évaluer la capacité antioxydante de composés phénoliques. Trois mécanismes ont été proposés pour que les antioxydants piègent les radicaux libres comme le DPPH : le transfert direct d'atome d'hydrogène (HAT — Hydrogen Atom Transfer), le transfert d'un seul électron suivi d'un transfert de proton (SET-PT — Single Electron Transfer followed by Proton Transfer), et le transfert d'électron après perte séquentielle de proton (SPLET — Sequential Proton Loss Electron Transfer). Bien que les résultats du test DPPH dépendent des conditions telles que le temps de réaction et la concentration, les conditions expérimentales n'ont pas encore été standardisées à l'échelle internationale (**Yamauchi et al., 2024**).

Pour évaluer l'activité antiradicalaire du DPPH, le kit de dosage antioxydant DPPH de Dojin Kagaku Kenkyusho Co. (WAKO, Tokyo, Japon) a été employé directement, en suivant les instructions fournies. La mesure de l'absorbance a été réalisée avec le logiciel ScanIt RE de

Synthèse Bibliographique

Thermo Fisher Scientific pour Varioskan Flash version 2.4. Lors d'essais préliminaires, des solutions d'échantillons à des concentrations de 1, 10, 100 et 1000 µg/ml ont été mises en contact avec des volumes déterminés de solution de DPPH afin d'identifier la plage de concentration idéale. Cette plage correspond à une concentration qui permet de neutraliser 50 % de la concentration initiale de DPPH.

La droite de régression a été établie à partir du pourcentage d'inhibition du DPPH obtenu en faisant réagir la solution de l'échantillon avec quatre niveaux de concentration situés dans la plage optimale, et la IC_{50} a été calculée. Pour compenser les variations entre les sessions, l'activité antioxydante mesurée via le test DPPH a été normalisée en utilisant la IC_{50} de l'acide 6-hydroxy-2,5,7,8-tétraméthyl-3,4-dihydrochromène-2-carboxylique (Trolox), déterminée à chaque session. Le TEAC a été calculé selon l'équation (1). La même réaction a été effectuée dans trois puits pour chaque concentration de chaque échantillon ainsi que pour le blanc, et l'écart-type a été déterminé. Toutes les activités de piégeage des radicaux DPPH présentées dans cet article correspondent aux moyennes de ces valeurs. Pour les échantillons dont la IC_{50} dépassé 1000 µg/ml, cette valeur n'a pas été mesurée ultérieurement, car les TEAC sont considérés comme inférieurs (Yamauchi et al., 2024).

$$TEAC = \frac{IC_{50Trolox}}{IC_{50sample}}$$

5.2 Avantages de la méthode DPPH

La méthode DPPH est appréciée pour sa simplicité, sa rapidité et son faible coût. Elle nécessite un matériel relativement accessible, principalement un spectrophotomètre, et peut être appliquée à un grand nombre d'échantillons. Elle est particulièrement utile pour comparer le potentiel antioxydant de différents extraits végétaux ou de différentes méthodes d'extraction (Munteanu et Apetrei, 2021).

5.3 Limites de la méthode DPPH

Malgré son intérêt, la méthode DPPH présente certaines limites. Elle est réalisée dans des conditions chimiques simplifiées qui ne reproduisent pas totalement les milieux biologiques. De plus, le radical DPPH est soluble surtout dans les solvants organiques, ce qui peut influencer les résultats selon la solubilité des composés antioxydants étudiés. C'est pourquoi il est recommandé d'associer le test DPPH à d'autres méthodes afin d'obtenir une évaluation plus complète (Munteanu and Apetrei, 2021).

6 Revue bibliographique sur *Urtica urens* L

6.1 Description botanique générale

Urtica urens L. est une plante herbacée annuelle, généralement de petite taille, portant des feuilles opposées, dentées et munies de poils urticants. Ces poils contiennent des substances irritantes responsables de la sensation de brûlure au contact de la peau. La plante possède de petites fleurs verdâtres regroupées en inflorescences et se développe fréquemment dans les milieux perturbés, les terrains cultivés, les jardins, les bords de chemins et les sols riches en azote (**Figure 04**) (Ghedira *et al.*, 2009).



Figure 4 : *Urtica urens* L. photo personnelle.

6.2 Systématique et classification botanique

Urtica urens L. appartient au règne végétal et sa position systématique est représenté sur le tableau suivant :

Tableau 3 : Classification taxinomique *urtica urens* L. (GBIF Secretariat, 2024).

Rang taxinomique	Taxon
Règne	Plantae (Végétaux)
Division	Tracheophyta (Trachéophytes)
Classe	Magnoliopsida (Dicotylédones)
Ordre	Rosales
Famille	Urticaceae (Urticacées)
Genre	Urtica
Espèce	<i>Urtica urens</i> L. (1753)
Noms vernaculaires	Ortie brûlante, Petite Ortie, Ortie des jardins, Ortie romaine, Ortie grièche (FR) ; Annual nettle, Burning nettle (EN)

Le botaniste Carl von Linné a décrit l'espèce pour la première fois en 1753. Le nom vient du latin «urer», qui veut dire «brûler» ; les mots *Urtica* et *urens* partagent cette racine, rappelant les brûlures provoquées par les poils urticants de la plante. Le genre *Urtica* comprend environ 46 espèces dans le monde, et les deux espèces les plus connues sont *Urtica urens* L. (Petite Ortie, annuelle) et *Urtica dioica* L. (Grande Ortie, vivace) (**Kregiel et al., 2018**).

6.2.1 Étapes d'identification botanique (herbier, détermination taxonomique)

La plante a été identifiée par le **Dr M SEKKAL**, spécialiste en botanique, comme étant *Urtica urens* L.

Selon Sidhoum et al. (2024), à travers les résultats descriptifs réalisés, ils ont révélé une variation considérable entre les spécimens étudiés. La longueur de la tige variait de 26 cm à 87 cm, avec une moyenne de $58,86 \pm 12,38$ cm. Le nombre de nœuds variait de 9 à 23, avec une moyenne de $14,19 \pm 3,13$. La surface foliaire variait de 1,09 cm² à 12,65 cm², avec une moyenne de $5,01 \pm 2,50$ cm².

6.3 Caractéristiques qualitatives des feuilles

Toutes les feuilles étaient simples, à nervures dentelées (100 %) et entièrement réticulées.

Synthèse Bibliographique

La couleur la plus fréquente était le vert clair (46,1 %), suivie du vert foncé (31,1 %) et du vert moyen (22,9 %). - Les feuilles étaient opposées dans 41,9 % des cas et arrondies dans 58,1 % des cas.

Quant à leur forme, les feuilles cordiformes représentaient la majorité (58,9 %), suivies des feuil (*Urtica urens* L les lancéolées-ovales (10,5 %), puis ovales (8,9 %) et enfin elliptiques (6,2 %).

La forme de base des feuilles était le plus souvent obtuse (58,9 %), tandis que les feuilles arrondies apparaissaient dans 10,5 % des cas.

L'apex des feuilles était aigu dans 82,2 % des cas et pointu dans 11,2 % des cas.

Le pétiole était vert clair dans 100 % des cas.

Toutes les plantes étudiées portaient des fruits.

6.4 Caractéristiques de la tige

La tige était herbacée dans 100 % des cas et creuse dans 81,4 % des échantillons.

La ramification était monoaxiale dans 93 % des cas. La couleur variait du vert clair (83,7 %) au vert végétatif (9,3 %) et au vert moyen (7 %).

La forme était polygonale pour tous les échantillons. La surface était rugueuse dans 48,8 % des cas et lisse dans 48,8 % des cas. Un faible pourcentage (2 %) présentait une surface glandulaire

7 Habitat et répartition

Urtica urens est une espèce nitrophile, c'est-à-dire qu'elle préfère les sols riches en azote. Elle est souvent observée dans les zones anthropisées, les cultures, les décombres, les jardins et les lieux humides ou enrichis en matière organique. Son adaptation aux milieux perturbés explique sa présence fréquente à proximité des habitations et des terrains agricoles (**Figure 05**) (Ghedira *et al.* 2009).

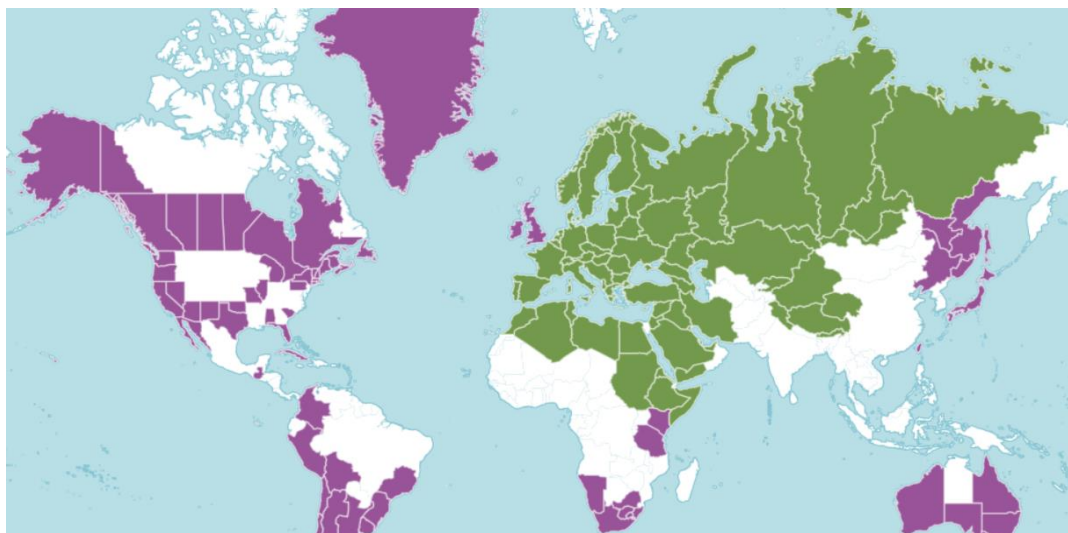


Figure 5: Habitat et répartition d'*Urtica urens* dans le monde (POWO, 2026).

8 Composition phytochimique d'*Urtica urens* L

Urtica urens est une plante très riche en composés actifs appartenant à plusieurs familles chimiques. Les études phytochimiques récentes, notamment avec HPLC-ESI-MSn, ont permis d'identifier et de mesurer les principaux constituants.

8.1 Composition nutritionnelle et chimique de *Urtica urens*

Les feuilles de *Urtica urens* contiennent plusieurs constituants d'intérêt nutritionnel et biologique, notamment des glucides, des protéines, des lipides, des fibres, des pigments comme les caroténoïdes et les anthocyanes, ainsi que des minéraux. Cette richesse chimique explique l'intérêt porté à cette plante comme source potentielle de molécules bioactives naturelles (Mzid *et al.*, 2016).

8.2 Constituants phytochimiques de *Urtica urens*

Les feuilles d'ortie brûlante, *Urtica urens*, renferment tout un cocktail de bonnes choses : des composés phénoliques, des flavonoïdes, des tanins, des flavonols et des ortho-diphénols. Et ce qui est intéressant, c'est que les extraits à l'éthanol semblent particulièrement bien capter ces précieux composés. En gros, l'éthanol serait un excellent solvant pour explorer tout le potentiel antioxydant de cette plante. Et ce n'est pas un détail : plus une plante est riche en polyphénols, plus elle a de chances d'être un bon bouclier antioxydant. C'est un peu comme si ces molécules étaient les super-héros de la défense cellulaire (Mzid *et al.* 2016).

8.3 Usage en médecine traditionnelle et moderne

Le genre *Urtica* est traditionnellement employé à travers le monde pour traiter un large éventail d'affections : rhumatismes et sciatique, asthme, toux, diabète, diarrhée, eczéma,

Synthèse Bibliographique

fièvre, goutte, hémorroïdes, saignements de nez, scorbut et tuberculose. Il est en outre couramment utilisé comme diurétique et dans la prise en charge de l'anémie et de l'hypertrophie bénigne de la prostate, cet usage traditionnel ayant été documenté par de nombreuses études de terrain menées notamment en Algérie, ainsi qu'en Argentine, en Australie, en Inde et en Italie, parmi de nombreux autres pays (**Taheri et al., 2022**). Sur le plan thérapeutique moderne, Hartmann *et al.* (**Cités par Taheri et al., 2022**) ont notamment évalué l'effet d'une association entre un extrait de chlorure de méthylène d'écorce de *Pygeum africanum* et un extrait méthanolique à 30 % de racine d'*Urtica dioica* dans la prise en charge de l'hypertrophie bénigne de la prostate, illustrant la transition entre usage empirique ancestral et validation pharmacologique contemporaine.

Matériels et Méthodes

Matériels et Méthodes

1 Présentation de la zone d'étude

Cette étude a été menée au sein du Laboratoire des microorganismes bénéfiques, aliments fonctionnels et santé (LMBAFS), situé à l'Université Abdel Hamid Ibn Badis de Mostaganem, BP 188, Mostaganem 27000, Algérie.

1.1 Collecte et identification du matériel végétal

L'ortie a été récoltée dans la province de Mostaganem, située au nord-ouest de l'Algérie, plus précisément dans sa partie sud-ouest, à environ 10 kilomètres du centre-ville, dans le village agricole de Sidi Berhal ($35^{\circ}53'19.60''N$, $0^{\circ}07'37.54''E$, à 201,03 mètres d'altitude) (Figure 06).

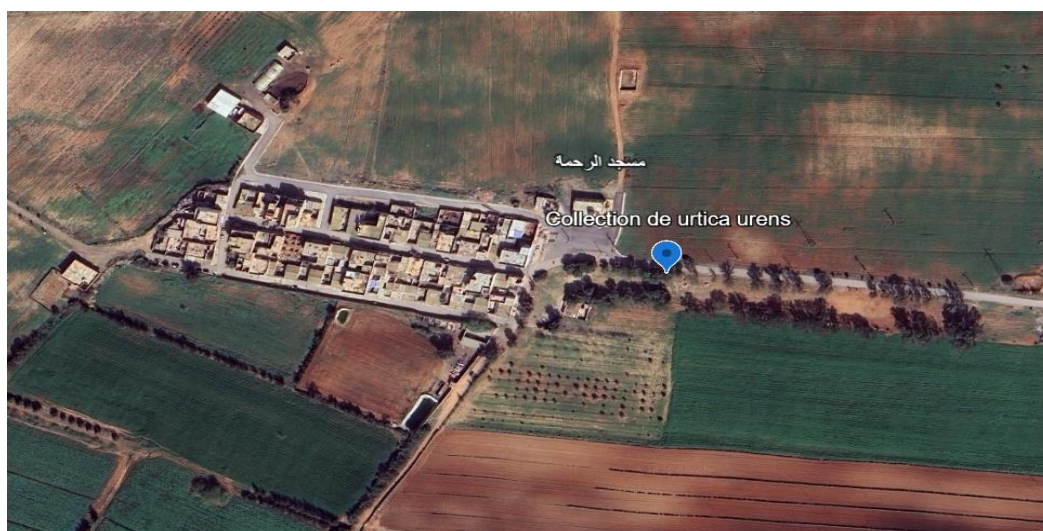


Figure 6: La zone de collecte.

Le lieu de récolte était une zone ombragée et légèrement humide, ensoleillée la majeure partie de la journée, au sein d'une parcelle de terre cultivée. La récolte a eu lieu de fin février à début mars, coïncidant avec le début du printemps et une météo généralement douce, alternant jours ensoleillés et jours de pluie.

Kregiel *et al.* (2018) indiquent que l'ortie prospère dans les climats tempérés, préférant les milieux ouverts ou partiellement ombragés à forte humidité. On la trouve fréquemment en forêt, le long des berges des rivières et des ruisseaux, ainsi qu'en bordure de route.

Matériels et Méthodes

L'espèce *Urtica urens* L. est particulièrement répandue dans les sols riches en azote, et sa présence est généralement associée aux sols saturés en nitrates inorganiques et en métaux lourds. Du fait de sa faible capacité à métaboliser ces métaux, ceux-ci ont tendance à s'accumuler dans ses feuilles.

De longues saisons de croissance favorisent le développement continu et la densité de la plante, tandis que des hivers rigoureux entraînent souvent un retard de croissance, voire sa disparition complète (Kregiel *et al.*, 2018).

2 Préparation du matériel végétal

2.1 Lavage, séchage (à l'ombre ou en étuve) et broyage (poudre)

Après prélèvement, l'échantillon a été lavé à l'eau froide afin de préserver au maximum les composés actifs et d'éliminer les impuretés et les saletés. Il a ensuite été séché à l'extérieur, dans un endroit bien aéré et à l'abri du soleil, jusqu'à obtention d'un séchage complet. Ce processus a duré environ cinq à sept jours, en vue du broyage des feuilles d'ortie. Un tamis standard (0,5-1 mm) a permis d'homogénéiser la granulométrie. La poudre obtenue a été placée dans un récipient en plastique hermétiquement fermé et recouvert d'un couvercle noir pour la protéger de la lumière. Elle a ensuite été conservée dans une pièce à température modérée jusqu'au début de l'extraction. (Figure 07)

1.



Figure 7: Poudre de *urtica*

Matériels et Méthodes

3 Choix des solvants et procédés d'extraction

- Justification du choix des solvants

Selon Mohammed *et al.* (2022) une analyse de régression par les moindres carrés partiels (PLS) a été utilisée pour évaluer la précision et l'efficacité de différents extraits pour l'extraction de composés phytochimiques et la détermination de leur activité antioxydante dans plusieurs plantes. Appliquée aux parties aériennes du radis rouge et de la betterave, cette analyse a mis en évidence une tendance convergente quant à la pertinence du solvant utilisé et à l'amélioration de son efficacité.

Les résultats ont indiqué que le méthanol à 70 % présentait les niveaux d'activité antioxydante les plus élevés parmi les extraits testés. Globalement, l'analyse PLS a révélé une variation entre les extraits étudiés, les extraits les plus efficaces pour les parties aériennes des plantes étant le méthanol pur, l'éthanol à 70 % et le mélange méthanol/eau à 70 %.

De plus, une corrélation a été démontrée entre ces solvants (méthanol pur, méthanol à 70 % et éthanol à 70 %) et les niveaux d'activité antioxydante et de teneur totale en composés phénoliques les plus élevés. Il s'est avéré que le méthanol pur était l'extractant le plus efficace pour l'extraction de ces composés bioactifs.

3.1 Préparation des extraits

Dans le cadre de cette étude, nous nous sommes appuyés sur la méthodologie décrite par (Bouhenni *et al.* 2025), en y apportant quelques adaptations mineures en fonction des équipements disponibles au sein de notre laboratoire.

A. Matériel et Réactifs

L'extraction a été réalisée sur une poudre fine et sèche issue de feuilles d'ortie (*Urtica urens* L.), en utilisant du méthanol pur (99,7 %) comme solvant d'extraction. Le matériel de laboratoire mobilisé comprenait une balance analytique de précision, un bain à ultrasons, une centrifugeuse, une étuve électrique, ainsi que des consommables classiques (papier filtre Whatman N° 1, tubes à centrifuger et boîtes de Petri en verre, les cuvettes).

Matériels et Méthodes

B. Procédure Opératoire

Extraction assistée par ultrasons

Une prise d'essai de 10 g de poudre de feuilles d'ortie a été pesée avec précision (**Figure 08**)

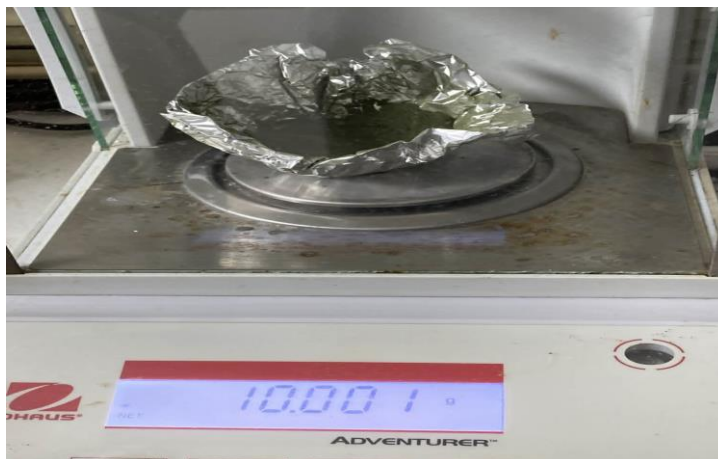


Figure 8 : 10g de Poudre d'*Urtica urens*.

Et introduite dans un flacon en verre, à laquelle ont été ajoutés 100 ml de méthanol (**Figures 9**).



Figure 9 : 100 ml de méthanol.

Matériels et Méthodes

L'ensemble a été hermétiquement fermé puis immergé dans un bain à ultrasons réglé à 40 °C pendant 60 à 90 minutes (**Figure 10**).



Figure 10 : Ultrasonic cleaner.

Cette étape permet de favoriser la lyse cellulaire et d'optimiser la diffusion des principes actifs vers le solvant.

Séparation et filtration

Après le traitement par sonication, le mélange a été réparti de manière homogène dans huit tubes à centrifuger, à raison de 12,5 ml par tube. Une centrifugation a été opérée à 4000 tr/min pendant 10 minutes afin de sédimenter le résidu solide au fond des tubes (**Figure 11**).



Figure 11 : Centrifugeuse.

Matériels et Méthodes

Le surnageant clair a ensuite été délicatement récupéré puis filtré sur papier Whatman N° 1 pour retenir les éventuelles particules fines en suspension (**Figure 12**).



Figure 12 : Filtration avec papier Whatman 1.

Séchage et récupération de l'extrait

Le filtrat liquide ainsi obtenu a été transvasé dans trois boîtes de Petri préalablement tarées (la masse totale de ces boîtes vides étant de 43,491 g) (**Figure 13**).

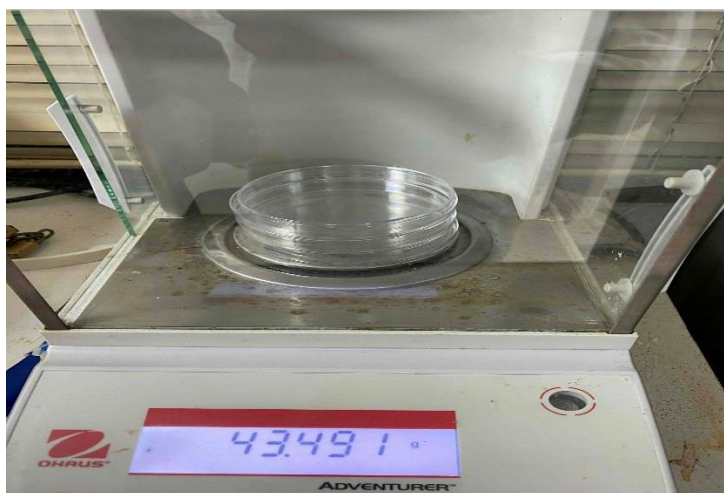


Figure 13 : Le poids des boîtes péttries vides.

Matériels et Méthodes

L'évaporation du solvant s'est déroulée en plaçant les boîtes dans une étuve réglée à 43 °C pendant 48 heures, jusqu'à l'obtention d'un extrait totalement sec (**Figures 14**).



Figure 14 : étuve

Traitement des données et calcul du rendement

Après séchage complet et stabilisation de la masse, la pesée finale des trois boîtes contenant l'extrait sec s'élevait à 44,276 g (**Figure 15**).

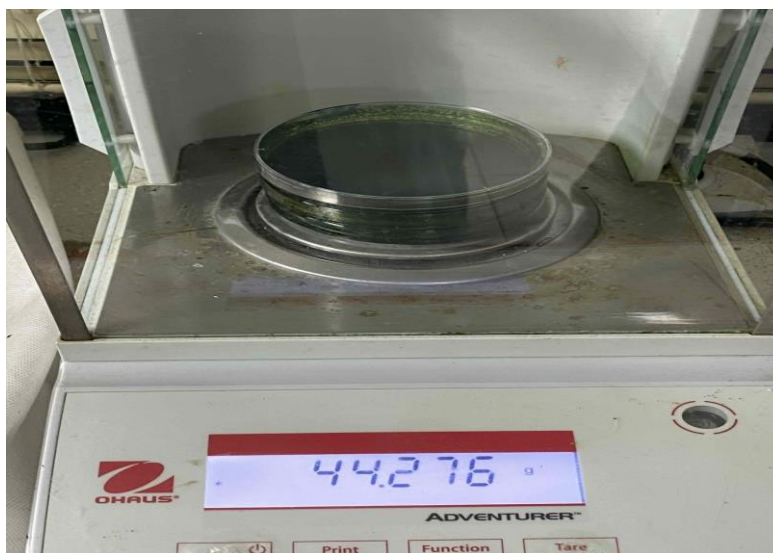


Figure 15 : Mesure du poids des boîtes pétri avec extrait.

Matériels et Méthodes

- Calcul de la masse nette de l'extrait sec obtenu :

$$\text{Masse nette} = \text{Masse des boîtes pleines} - \text{Masse des boîtes vides}$$

$$44.276 - 43.491 = 0.785g$$

- Calcul du rendement d'extraction (exprimé en pourcentage de matière sèche) :

$$\text{Rendement}\% = \left(\frac{\text{Masse nette de l'extrait sec}}{\text{Masse de la poudre végétale initiale}} \right) \times 100$$

$$\text{Rendement}\% = \left(\frac{0.785g}{10g} \right) \times 100 = 7.85\%$$

4 Evaluation de l'activité antioxydante par la méthode DPPH

Réactifs :

2,2-Diphenyl-1-picrylhydrazyl (DPPH), Acide ascorbique (vitamine c), **Méthanol (CH₃OH)**

Matériel :

Spectrophotomètre, Ultrasonic cleaner, Centrifugeuse, Étuve, Vortex, Agitateur magnétique, balance de précision, Eprouvette graduée, Tubes à essai + support, entonnoir, Éprouvette graduée, Spatule, Boîte de Petri.

Dispositif expérimental :

Le protocole expérimental repose sur trois répétitions par concentration, huit concentrations testées en dilution sérielle, et l'acide ascorbique comme échantillon témoin.

1 mg d'extrait = 1 ml de méthanol.

Après deux jours de séchage de l'extrait à l'étuve, 6,2 mg d'extrait contenus dans la boîte de Petri sont prélevés à l'aide d'une spatule et mélangés à 6,2 ml de méthanol dans Un tube à essai

Le mélange est ensuite homogénéisé à l'aide d'un agitateur vortex.

La même procédure est appliquée avec l'acide ascorbique : 4 mg d'acide ascorbique sont mélangés à 100 ml de méthanol afin de comparer les deux solutions (**figure 16**).

Matériels et Méthodes



Figure 16 : Réactif DPPH.

Huit tubes à essai sont préparés pour la dilution en série de la solution d'extrait de feuilles d'ortie, avec trois répétitions pour garantir la validité de l'expérience. La même procédure est ensuite répétée avec la solution d'acide ascorbique. Concentrations utilisées :

- **Tube 1** : Solution de réactif à 100 %, 1 000 µg/ml
- **Tube 2** : Solution de réactif à 50 %, 500 µg/ml
- **Tube 3** : Solution de réactif à 25 %, 250 µg/ml
- **Tube 4** : Solution de réactif à 12,5 %, 125 µg/ml
- **Tube 5** : Solution de réactif à 6,25 %, 62,5 µg/ml
- **Tube 6** : Solution de réactif à 3,125 %, 31,25 µg/ml
- **Tube 7** : Solution de réactif à 1,5625 %, 15,625 µg/ml
- **Le même procédé a été répété avec de l'acide ascorbique.**

4.1 Principe de la méthode DPPH

Préparation de la solution, cinétique de réaction, calcul du pourcentage d'inhibition et de l'IC₅₀, la molécule de DPPH (un radical libre) est violette. En présence d'un antioxydant, elle devient jaune ou incolore. Plus l'activité antioxydante est élevée, plus la couleur violette s'estompe.

Pour préparer la solution de DPPH, 4 mg de DPPH ont été mélangés à 100 ml de méthanol dans un flacon sous vide tapissé de papier aluminium, car le DPPH est photosensible. La solution a ensuite été agitée vigoureusement à l'aide d'un agitateur magnétique pendant 10 minutes maximum, à une concentration précise de 0,1 mg/ml

Le DPPH a été laissé au repos pendant 30 minutes à l'obscurité.

Matériels et Méthodes

En raison de la stabilité des radicaux libres, une très faible fraction de DPPH se décompose spontanément sous l'effet de la lumière lors de la préparation. L'incubation à l'obscurité permet aux radicaux instables d'atteindre un état stable avant utilisation.

Établissement de la valeur du blanc : Après cette période, l'absorbance de la solution se stabilise et peut être mesurée avec précision comme valeur de référence. Si elle est utilisée immédiatement, l'absorbance peut légèrement diminuer avec le temps, même sans antioxydant, ce qui peut entraîner une erreur de mesure.

Conditions de contrôle : Le DPPH a été conservé à l'obscurité pendant 30 minutes afin d'éliminer tout effet photochimique résiduel lié aux étapes de préparation.

Un millilitre de DPPH a été ajouté à chacun des tubes à essai contenant l'extrait de feuilles d'ortie et l'acide ascorbique. Trois tubes à essai ont servi de témoins.

L'absorbance a été mesurée à une longueur d'onde de 517 nm à intervalles réguliers jusqu'à stabilisation de la réaction (**Figure17**).



Figure 17 : Spectrophotomètre.

Matériels et Méthodes

Le pourcentage d'inhibition a été calculé selon la formule :

$$\text{Inhibition \%} = \left[\frac{(\text{Abs contole} - \text{Abs échantillon})}{\text{Abs contole}} \right] \times 100$$

Après avoir calculé le pourcentage d'absorbance pour chaque concentration étudiée et tracé un graphique, la CI_{50} a été déterminée. Dans l'expérience sur le DPPH (concentration inhibant la moitié des radicaux libres), la CI_{50} correspond à la concentration de l'échantillon (antioxydant) nécessaire pour réduire de 50 % la quantité de radicaux libres DPPH. Plus la valeur IC_{50} est faible, plus l'antioxydant est efficace (car une faible concentration suffit à neutraliser la moitié des radicaux libres).

Résultats et discussion

1 Résultats expérimentaux

1.1 Activité antiradicalaire de l'extrait méthanolique d'*Urtica urens* L.

Les pourcentages d'inhibition du radical DPPH obtenus pour l'extrait méthanolique d'*Urtica urens* L., pour sept concentrations comprises entre 1,5625 et 100 µg/ml sont représenté dans le (Tableau 04). Une relation dose-réponse est observée jusqu'à 50 µg/ml, avec une inhibition qui progresse de 46,67 % à 64,70 % (Figure 18).

Tableau 4 : Pourcentages d'inhibition DPPH selon la concentration des extraits.

Concentration de l'extrait (µg/ml)	Inhibition %
1000	64.70
500	58.81
250	54.38
125	50.04
62.5	45.80
31.25	47.70
15.625	46.67

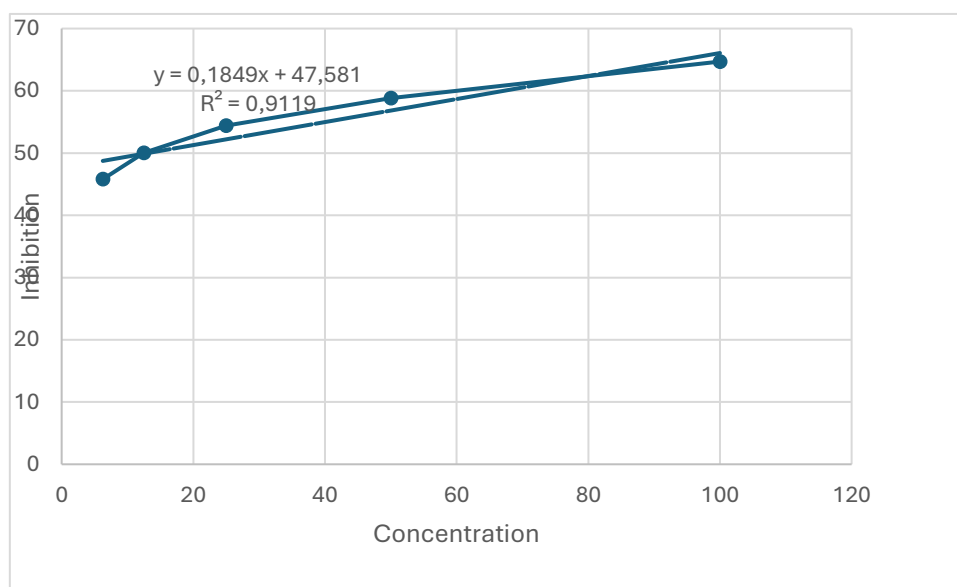


Figure 18 : Courbe d'inhibition des radicaux libres par l'extrait d *Urtica urens*

Matériels et Méthodes

- **La valeur de L'IC₅₀ : 15.43**

L'IC₅₀ de l'extrait méthanolique d'*Urtica urens* L. s'élève à 15,34 µg/mL. Ce résultat indique une activité antiradicalaire élevée. On note en particulier qu'à la concentration de 12,5 µg/ml, le pourcentage d'inhibition atteint déjà 50,04 %, ce qui confirme la justesse de la valeur d'IC₅₀ obtenue.

1.2 Activité antiradicalaire de l'acide ascorbique (standard de référence)

L'acide ascorbique a servi d'antioxydant de référence pour valider le protocole et faciliter la comparaison des résultats. Les tableaux ci-dessous présentent les données obtenues pour six concentrations comprises entre 1,95 et 62,5 µg/ml (**Figure 19**).

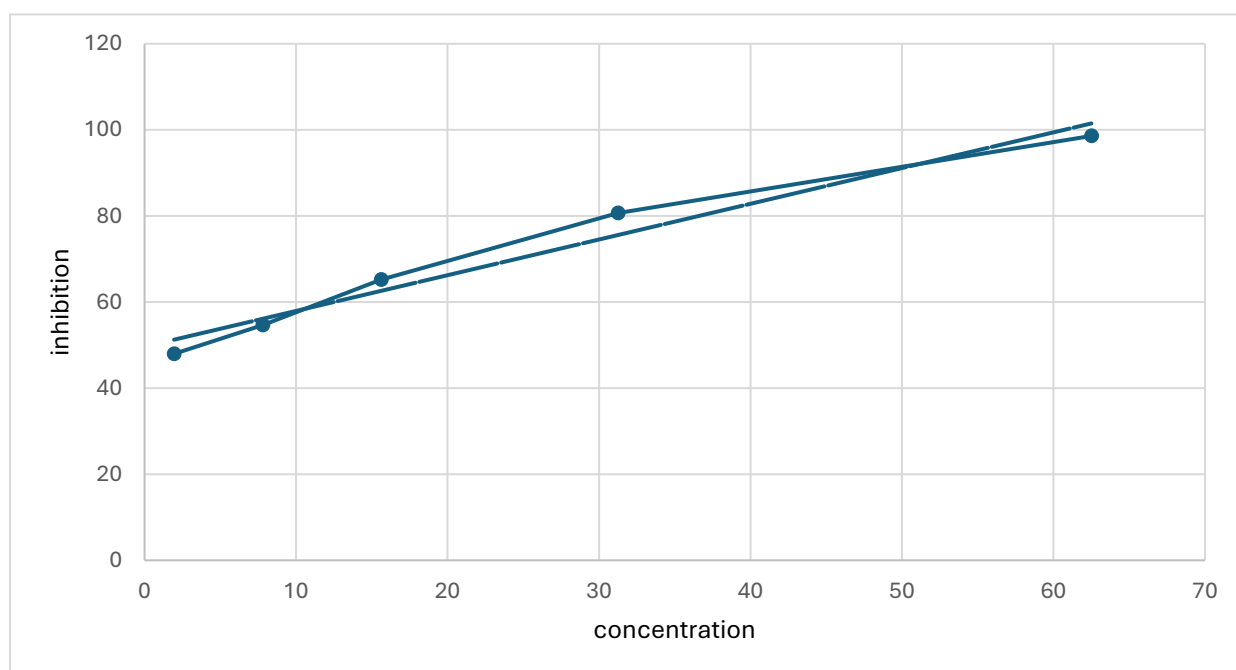


Figure 19 : Courbe d'inhibition des radicaux libres par acide ascorbique

- **La valeur de L'IC₅₀ : 6.41**

L'acide ascorbique montre une très forte activité antiradicalaire, avec un taux d'inhibition maximal de 98,68 % à 62,5 µg/ml et une CI₅₀ de 6,41 µg/ml, ce qui confirme la fiabilité du test employé.

2 Comparaison des valeurs d'IC₅₀

L'acide ascorbique conserve une activité antiradicalaire supérieure (IC₅₀ = 6,41 µg/ml). Cependant, l'extrait méthanolique d'*Urtica urens* L. présente une IC₅₀ de 15,34 µg/ml — soit un rapport d'activité IC₅₀ (extrait) / IC₅₀ (AA) d'environ 2,4 — ce qui témoigne d'une excellente efficacité antiradicalaire pour un extrait végétal brut, composé de centaines de métabolites secondaires dont seule une fraction est directement antiradicalaire. Comme le soulignent les auteurs du fichier source de cette étude, "la valeur de l'extrait d'ortie était plus proche de celle de l'acide ascorbique, ce qui indique une excellente efficacité en matière d'activité antioxydante".

L'activité antiradicalaire exceptionnelle de l'extrait méthanolique d'*Urtica urens* L. s'explique essentiellement par sa concentration en composés phénoliques — polyphénols, flavonoïdes et tanins — qui représentent le principal arsenal antioxydant des végétaux **Flieger et al. (2021)**. Ces métabolites secondaires ne sont pas directement impliqués dans les processus fondamentaux de croissance, mais sont synthétisés par la plante pour se défendre contre les agressions extérieures. Lorsqu'une plante est soumise à des stress tels que la sécheresse, les rayonnements UV ou une carence nutritive, elle active la voie des phénylpropanoïdes afin de produire ces composés protecteurs (**Sharma et al., 2019**).

La synthèse de ces composés est influencée par plusieurs types de facteurs :

- Facteurs biologiques : attaques de pathogènes, pression des insectes herbivores qui déclenchent la biosynthèse de métabolites défensifs (**Sharma et al., 2019**).
- Conditions environnementales : la sécheresse provoque une hausse notable des composés phénoliques totaux ; la lumière UV stimule leur production pour protéger les tissus végétaux ; des températures modérées semblent plus propices que des températures extrêmes (**Sharma et al., 2019**).
- Facteurs agronomiques : les sols riches en azote — comme ceux que privilégie *Urtica urens* L. — favorisent la synthèse des polyphénols ; la période de récolte modifie considérablement la composition chimique des feuilles selon la saison (**Treutter, 2010**).

Matériels et Méthodes

Ces éléments expliquent la variabilité observée entre les études dans la littérature et justifient l'importance de documenter avec précision les conditions de collecte, comme cela a été réalisé dans la présente étude (région de Sidi Berhal, Mostaganem, fin février – début mars).

La structure chimique de base **des métabolites** contenus dans cette plante, joue également un rôle important dans le pouvoir antioxydant, car tous les composés phénoliques en cause, possèdent un ou plusieurs cycles benzéniques liés à un ou plusieurs groupes hydroxyle (-OH). Cette structure de base (AR-OH) lui confère ses propriétés réductrices grâce à sa capacité à céder des atomes d'hydrogène ou des électrons. Les groupes (-OH) agissent comme une source d'hydrogène réactif :

- Au contact de radicaux libres (tels que $\bullet\text{OH}$, $\bullet\text{ROO}$), le groupe (-OH) cède un atome d'hydrogène ($\text{H}^+ + \text{e}^-$) au radical.
- Le radical libre est alors converti en une molécule stable ($\text{RH} \rightarrow \text{ROH}$).

Les composés phénoliques se transforment en radicaux relativement stables. Leur structure repose ici sur la combinaison du cycle benzénique et des groupes (-OH).

Le cycle benzénique assure la stabilisation électronique ; ainsi, plus le nombre de groupes (-OH) sur le cycle est élevé, plus les sites de distribution de charges sont nombreux et plus la stabilité est grande. Ceci explique pourquoi les tanins (riches en groupes (-OH)) sont parmi les antioxydants les plus puissants (Nsemi, 2010).

Le groupe catéchol présent dans la structure spécifique des flavonoïdes et le groupe 3-OH sont également à cette activité antioxydante. Les groupes catéchol (cycle benzénique avec -OH) adjacents permettent une meilleure stabilisation du radical par la formation de liaisons hydrogène intramoléculaires, et le groupe 3-OH stabilise davantage le radical, y compris le cycle C (Achat, 2013).

Ces composés possèdent également la capacité de chélater les métaux, en effet, les groupes (-OH) adjacents (notamment au niveau du catéchol) et le groupe C=O des flavonoïdes se lient aux métaux de transition (Fe^{2+} , Cu^{2+}), qui catalysent la formation de radicaux libres par la réaction de Fenton, empêchant ainsi la production de $\bullet\text{OH}$ par ces métaux. Les tanins, quant à eux, contiennent un grand nombre de groupes (-OH). Chaque molécule de glucose est liée à plusieurs acides galliques (chaque acide gallique possédant 3 à 4 groupes (-OH)). Les tanins sont également caractérisés par la forte densité de polymères de catéchines (chaque unité contenant plusieurs groupes (-OH)). Ces caractéristiques créent un effet synergique : la

Matériels et Méthodes

capacité de chélater plusieurs métaux et de stabiliser simultanément plusieurs radicaux libres (Achat, 2013).

Plusieurs solvants peuvent être utilisés dans les mesures d'activité antioxydante de diverses études. Chaque étude a donné des résultats différents en fonction de plusieurs facteurs, notamment le type de solvant utilisé. Ceci est dû aux propriétés polaires du solvant et aux groupes carboxyle présents, qui se lient à d'autres composés polaires, en particulier les polyphénols. Notre étude nous avec l'extrait méthanoïque, nous a permis d'obtenir des résultats relatifs à l'effet du DPPH, avec un pourcentage maximal de 64,7 % et une IC_{50} de 15,34 $\mu\text{g/ml}$ pour l'extrait de feuilles de petite ortie, et une IC_{50} de 6,41 $\mu\text{g/ml}$ pour l'acide ascorbique concentré.

Une étude réalisée par **Mzid et al. (2017)** a révélé que l'activité antiradicalaire par DPPH pour l'extrait éthanolique de feuilles de petite ortie était de l'ordre de 95,56 %, ces résultats étaient supérieurs à ceux obtenus dans notre étude et indiquaient clairement que le méthanol que nous avons utilisé dans notre étude, nous a permis l'obtention de meilleurs résultats de radicaux libres avec une IC_{50} de l'ordre de 15,34 $\mu\text{g/ml}$ par rapport à celle obtenue par **Mzid et al. (2017)** et qui est de l'ordre de $245,65 \pm 10,2$ $\mu\text{g/ml}$. Cependant, la IC_{50} obtenue dans notre étude était inférieure à celle obtenue précédemment.

Mzid et al. (2017) ont également constaté que dans leur étude que l'extrait d'ortie (*Urtica urens*) à 70 % d'éthanol présentait les teneurs les plus élevées en composés phénoliques totaux, comparativement à l'extrait aqueux.

Dans une autre étude réalisée par **Bouhenni et al. (2025)** en Algérie, l'activité antioxydante de l'extrait méthanolique d'*Urtica pilulifera* et de l'extrait aqueux d'*Urtica urens* a été évaluée. Les pourcentages d'inhibition obtenus étaient respectivement de 82,76 % et 59,06 %. Ceci montre que la valeur d'inhibition du DPPH était plus élevée pour *U. pilulifera* et plus faible pour *U. urens*, en raison de la différence de solvants utilisés. Les valeurs IC_{50} (302 et 423 $\mu\text{g/ml}$) étaient significativement supérieures à celles obtenues dans notre étude (15,34 $\mu\text{g/ml}$), traduisant une activité antiradicalaire moindre pour ces extraits.

Une autre étude de **Limani et Aksil (2016)** présente des résultats obtenus avec l'acétate d'éthyle pour un extrait de feuilles d'*Urtica dioica* L., avec une valeur IC_{50} de 10,7 mg/ml. Cependant, la valeur IC_{50} de notre extrait reste supérieure à celle trouvée dans cette étude, en raison de la différence de solvant utilisé, ce qui indique que le solvant influence les résultats obtenus.

Matériels et Méthodes

Par ailleurs, les meilleurs résultats pour le test DPPH• (1,1-diphényl-2-picrylhydrazyle) ont été obtenus par **Florez *et al.* (2022)** sur des extraits d'ortie (*Urtica dioica*) (91,08 %), un pourcentage significativement supérieur à celui obtenu dans notre étude. Cette différence s'explique par l'utilisation d'une extraction sous agitation, d'eau comme solvant et d'une durée d'extraction de 3 heures.

Les résultats de **Khare *et al.* (2012)** sur l'extrait hydroalcoolique d'*Urtica dioica* ont montré une activité antioxydante positive, avec une IC₅₀ de $88,33 \pm 2,88$ µg/ml. Cependant, comparée à nos résultats, cette IC₅₀ reste supérieure à celle obtenue dans notre étude, ce qui reflète l'efficacité de notre extraction par méthanol.

Suli et Papadaki (2024) ont réalisé des tests DPPH, leurs résultats ont montré que l'activité antioxydante et la teneur en composés phénoliques polaires les plus élevées dans *Urtica dioica* ont été obtenues avec une solution d'éthanol à 34 % comme solvant, lors d'un traitement ultrasonique à 42 °C pendant 87 minutes, atteignant des valeurs de DPPH de 90,0 % et 87 % respectivement. Cette étude présente des similitudes avec la nôtre : l'utilisation d'un appareil à ultrasons à une température similaire, mais des concentrations de solvant et des durées de traitement différentes. Cependant, les résultats DPPH obtenus par **Suli et Papadaki** étaient supérieurs aux nôtres.

Concernant l'activité antioxydante d'*Urtica dioica* L, **Belmaoun *et al.* (2023)** ont observé, dans une autre étude, une inhibition du DPPH de 82,76 %, 77,85 % et 74,83 % pour des concentrations respectives de 25 mg/ml, 12,5 mg/ml et 6,25 mg/ml. En comparaison, nos résultats, avec un taux d'inhibition de 64,7 %, sont inférieurs à ceux rapportés précédemment.

Une autre étude, menée par **Temel et Baydan (2025)** sur le butylhydroxytoluène (BHT), un antioxydant de synthèse bien connu, a montré une activité DPPH de 63,58 % avec une IC₅₀ de $12,68 \pm 0,17$ µg/ml. En comparant ces résultats à ceux de notre étude, nous constatons que le pourcentage de DPPH est très similaire, mais que le BHT présente une valeur IC₅₀ légèrement supérieure.

Une autre étude réalisée par **Wuttikul et Sainakham (2022)** sur l'activité antioxydante du curcuma, utilisant le test DPPH, a montré une valeur IC₅₀ de $0,55 \pm 0,02$ mg/ml. La conversion des unités de milligrammes en microgrammes donne 50 ± 20 µg, ce qui est largement inférieur aux résultats de notre étude.

Une autre étude de **Tarfaoui *et al.*** (2022) menée en sur le gingembre (*Zingiber officinale*) par le test DPPH a donné une valeur IC₅₀ de $0,930 \pm 0,082$ mg/mL. Là encore, les résultats obtenus dans cette étude étaient moins significatifs que les nôtres.

3 Limites et avantages de la méthodologie

a. Avantages

- Le test DPPH est largement reconnu pour sa simplicité, sa rapidité et son faible coût. Il permet un criblage phytochimique à haut débit ainsi qu'une comparaison aisée avec les données de la littérature.
- La réalisation des mesures en triplicata ($n = 3$) pour chaque concentration a contribué à réduire les erreurs expérimentales, comme l'attestent les écarts-types réduits obtenus.
- L'emploi de l'acide ascorbique comme standard de référence interne garantit la fiabilité du protocole et autorise une comparaison directe avec la majorité des études publiées.
- Le protocole d'extraction UAE-méthanol pur constitue une méthode efficace et reproductible, reconnue dans la littérature comme l'une des plus performantes pour l'extraction des polyphénols végétaux.

b. Limites

- Un seul test antioxydant, le DPPH, a été effectué. La réalisation de tests supplémentaires — comme l'ABTS (en milieu aqueux), le FRAP (mesurant le pouvoir réducteur) ou l'ORAC (dans des conditions proches du milieu cellulaire) — aurait permis une caractérisation plus complète et nuancée sur le plan mécanistique. L'absence de dosage de la teneur totale en composés phénoliques (méthode Folin-Ciocalteu) et en flavonoïdes (méthode $AlCl_3$) constitue également une limite, car ces données présenteraient une corrélation directe avec l'IC₅₀ obtenue.
- Le test DPPH est réalisé dans un milieu organique (méthanol), ce qui peut sous-estimer la contribution des composés hydrophiles actifs dans un contexte biologique aqueux.
- Le nombre de répétitions ($n = 3$) est acceptable, mais un minimum de 6 répétitions aurait permis d'améliorer la précision statistique. Ces contraintes sont liées aux ressources disponibles et au temps imparti.
- L'étude se limite à un seul organe (les feuilles), à une seule espèce (*U. urens*) et à une seule région (Mostaganem). La composition phytochimique, et donc l'activité

antioxydante, Est susceptible de varier en fonction de la saison de récolte, du stade phénologique, de l'altitude et de la nature du sol (Kregiel *et al.*, 2018).

4 Considérations pratiques et perspectives

Intérêt potentiel de l'ortie (*Urtica urens* L.) dans les formulations alimentaires, cosmétiques ou pharmaceutiques, L'ortie (*Urtica urens* L.) présente un potentiel prometteur dans plusieurs domaines grâce à sa teneur en composés bioactifs tels que les flavonoïdes et les acides phénoliques.

Dans le secteur alimentaire : Les extraits de la plante ou les feuilles en poudre peuvent être incorporés dans des formulations d'aliments fonctionnels ou de compléments alimentaires en raison de leur teneur en antioxydants et en nutriments, contribuant ainsi à promouvoir la santé globale et à lutter contre le stress oxydatif.

Grâce à ses propriétés antioxydantes, elle peut être utilisée comme conservateur alimentaire, prolongeant la durée de conservation des aliments et se substituant à d'autres conservateurs chimiques nocifs pour la santé.

Dans le domaine cosmétique : Ses propriétés anti-inflammatoires et astringentes permettent de l'utiliser dans des produits de soin de la peau et des cheveux, tels que des shampoings antipelliculaires ou des crèmes pour peaux grasses et acnéiques, ainsi que dans des préparations anti-âge grâce à son activité antioxydante.

Dans le domaine pharmaceutique : Ses propriétés anti-inflammatoires et analgésiques légères (connues en médecine traditionnelle pour le traitement de l'arthrite) peuvent être exploitées, de même que son effet diurétique ou son utilisation comme adjuvant dans le traitement de certaines affections cutanées.

Conclusion

Conclusion

Le travail présenté dans ce mémoire s'est attaché à répondre à une question simple en apparence, mais riche d'enjeux scientifiques : l'extrait méthanolique des feuilles d'*Urtica urens* L., récoltée dans la région de Sidi Berhal (Mostaganem), possède-t-il un pouvoir antioxydant comparable à celui d'un antioxydant de référence tel que l'acide ascorbique ?

Pour y répondre, une démarche en trois temps a été suivie. La synthèse bibliographique du premier chapitre a permis de situer le stress oxydatif et les espèces réactives de l'oxygène comme des mécanismes centraux dans de nombreuses pathologies chroniques, et de mettre en évidence le rôle protecteur des composés phénoliques et flavonoïdes naturellement présents chez *Urtica urens* L. Le deuxième chapitre a détaillé le protocole expérimental retenu : une extraction assistée par ultrasons au méthanol pur (99,7 %), conduisant à un rendement d'extraction de 7,85 % de matière sèche. Le troisième chapitre, enfin, a permis d'évaluer concrètement l'activité antiradicalaire de cet extrait par le test au DPPH.

Les résultats obtenus sont sans équivoque : l'extrait méthanolique d'*Urtica urens* L. présente une IC_{50} de 15,34 $\mu\text{g/mL}$, valeur relativement proche de celle de l'acide ascorbique (6,41 $\mu\text{g/mL}$) et nettement inférieure à la plupart des données rapportées dans la littérature pour la même espèce. Ce résultat confirme que l'efficacité combinée du méthanol pur et de l'extraction par ultrasons permet de mobiliser une fraction importante des composés antioxydants de la plante, et que la petite ortie de la région de Mostaganem constitue une source naturelle d'antioxydants dont le potentiel n'a rien à envier à certains standards de synthèse.

Au-delà de la seule mesure chiffrée, ce travail confirme l'intérêt d'une plante souvent réduite à son caractère urticant, et invite à reconsidérer sa valeur dans une perspective de valorisation alimentaire, cosmétique et pharmaceutique. Il rappelle aussi, comme cela a été discuté au chapitre précédent, les limites inhérentes à une étude de ce type : un seul test antioxydant réalisé, l'absence de dosage des polyphénols totaux, un nombre de répétitions perfectible, et une variabilité phytochimique propre à l'espèce et à la région étudiée.

Ces limites ne remettent pas en cause la validité des résultats obtenus ; elles tracent plutôt les contours des travaux à poursuivre : compléter l'évaluation antioxydante par les tests ABTS et FRAP, caractériser plus précisément le profil phénolique par HPLC-ESI-MS², et explorer, à

plus long terme, les activités antibactérienne, anti-inflammatoire et cytotoxique d'une plante encore trop peu valorisée en Algérie.

En définitive, ce mémoire constitue une contribution modeste mais concrète à la connaissance phytochimique d'*Urtica urens* L. dans le contexte algérien, et ouvre la voie à des recherches plus approfondies sur le potentiel thérapeutique de cette ressource végétale locale.

Références Bibliographiques

Références Bibliographiques

Achat, S. (2013, 24 novembre). *Polyphénols de l'alimentation : extraction, pouvoir antioxydant et interactions avec des ions métalliques* [Thèse de doctorat]. <https://theses.hal.science/tel-00978529>

Baudin, B. (2020). Stress oxydant et protections antioxydantes. *Revue Francophone des Laboratoires*, 2020(522), 22–30. [https://doi.org/10.1016/s1773-035x\(20\)30159-3](https://doi.org/10.1016/s1773-035x(20)30159-3)

Belmamoun, A., Chafik, M., Ammam, A., Afaf, B., Chadli, R., & Benmaissa, H. (2023). Phytochemical screening of methanolic extract of *Urtica dioica* L.: Antioxidant and antimicrobial power for food safety. *Egyptian Academic Journal of Biological Sciences. C, Physiology and Molecular Biology*, 15(1), 27–34. <https://doi.org/10.21608/eajbsc.2023.280924>

Bibi Sadeer, N., Montesano, D., Albrizio, S., Zengin, G., & Mahomoodally, M. F. (2020). The versatility of antioxidant assays in food science and safety: Chemistry, applications, limitations and standardization. *Foods*, 9(6), 709. <https://doi.org/10.3390/foods9060709>

Blanchard, E. (2026, 9 mai). *Stress oxydatif : définition, causes, symptômes et comment le réduire*. Science & Santé. <https://science-et-sante.fr/stress-oxydatif-definition-causes-symptomes-reduire/>

Bouhenni, H., Doukani, K., Danilović, B., Zvezdanović, J., Cvetković, D., Islam, F., Sweilam, S. H., Othman, G. A., & Emran, T. B. (2025). Comprehensive study of Algerian nettles: Phenolic content and multifunctional activities of *Urtica pilulifera* and *Urtica urens*. *Animal Models and Experimental Medicine*, 8(10), 1794–1812. <https://doi.org/10.1002/ame2.70084>

Bourgeois, J., & Bourgeois, J. (2021, 4 décembre). *Radicaux libres : définition, causes, antioxydants et cancer*. Fmedic. <https://fmedic.org/radicaux-libres-definition-causes-antioxydants-et-cancer>

Flieger, J., Flieger, W., Baj, J., & Maciejewski, R. (2021). Antioxidants: Classification, natural sources, activity/capacity measurements, and usefulness for the synthesis of nanoparticles. *Materials*, 14(15), 4135. <https://doi.org/10.3390/ma14154135>

- Flórez, M., Cazón, P., & Vázquez, M. (2022). Antioxidant extracts of nettle (*Urtica dioica*) leaves: Evaluation of extraction techniques and solvents. *Molecules*, 27(18), 6015. <https://doi.org/10.3390/molecules27186015>
- GBIF Secretariat. (2024). *Urtica urens* L. In *GBIF Backbone Taxonomy* [Checklist dataset]. Global Biodiversity Information Facility. <https://doi.org/10.15468/39omei>
- Ghedira, K., Goetz, P., & Le Jeune, R. (2009). *Urtica dioica* L., *Urtica urens* et/ou hybrides (Urticaceae). *Phytothérapie*, 7(5), 279–285. <https://doi.org/10.1007/s10298-009-0408-5>
- Halliwell, B., & Gutteridge, J. M. C. (2007). *Free radicals in biology and medicine* (4e éd.). Oxford University Press.
- Kartesz, J. T. (2023). *Biota of North America Program (BONAP)*. *North American Plant Atlas* [Carte de répartition d'*Urtica urens* L.]. <http://bonap.org/>
- Khare, V., Kushwaha, P., Verma, S., Gupta, A., Srivastava, S., & Rawat, A. (2012). Pharmacognostic evaluation and antioxidant activity of *Urtica dioica* L. *Chinese Medicine*, 3(3), 128–135. <https://doi.org/10.4236/cm.2012.33021>
- Kregiel, D., Pawlikowska, E., & Antolak, H. (2018). *Urtica* spp.: Ordinary plants with extraordinary properties. *Molecules*, 23(7), 1664. <https://doi.org/10.3390/molecules23071664>
- Leroy, P. (2016). Les composants du stress oxydant et les radicaux libres. *Hegel*, 2(2), 218–219. <https://doi.org/10.3917/heg.062.0218>
- Liaudet, L. (2007, 12 décembre). *Biologie oxydative et implications cliniques du peroxy-nitrite*. *Revue Médicale Suisse*. <https://www.revmed.ch/revue-medicale-suisse/2007/revue-medicale-suisse-137/biologie-oxydative-et-implications-cliniques-du-peroxy-nitrite>
- Limani, D., & Aksil, N. (2016). *Activité antioxydante et antibactérienne d'extraits de feuilles d'Urtica dioica L. ainsi que l'activité antibactérienne de mycoendophytes isolés à partir de ces feuilles* [Mémoire de master, Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou]. <https://dspace.ummto.dz/handle/ummto/4885>
- Maaroufi, L., Hossain, M. S., Tahri, W., & Landoulsi, A. (2017). New insights of nettle (*Urtica urens*): Antioxidant and antimicrobial activities. *Journal of Medicinal Plants Research*, 11(4), 73–86. <https://doi.org/10.5897/JMPR2016.6278>

- Mavi, A., Terzi, Z., Özgen, U., Yıldırım, A., & Coşkun, M. (2004). Antioxidant properties of some medicinal plants: *Prangos ferulacea*, *Sedum sempervivoides*, *Malva neglecta*, *Cruciata taurica*, *Rosa pimpinellifolia*, *Galium verum* subsp. *verum* and *Urtica dioica*. *Biological and Pharmaceutical Bulletin*, 27(5), 702–705. <https://doi.org/10.1248/bpb.27.702>
- Migdal, C., & Serres, M. (2011). Espèces réactives de l'oxygène et stress oxydant. *Médecine/Sciences*, 27(4), 405–412. <https://doi.org/10.1051/medsci/2011274017>
- Mintah, S. O., Archer, M.-A., Asafo-Agyei, T., Ayertey, F., Junior, P. A., Boamah, D., & Barimah, K. B. (2022). Medicinal plant use in Ghana: Advancement and challenges. *American Journal of Plant Sciences*, 13(3), 316–358. <https://doi.org/10.4236/ajps.2022.133020>
- Mohammed, E. A., Abdalla, I. G., Alfawaz, M. A., Mohammed, M. A., Maiman, S. A. A., Osman, M. A., Yagoub, A. E. A., & Hassan, A. B. (2022). Effects of extraction solvents on the total phenolic content, total flavonoid content, and antioxidant activity in the aerial part of root vegetables. *Agriculture*, 12(11), 1820. <https://doi.org/10.3390/agriculture12111820>
- Munteanu, I. G., & Apetrei, C. (2021). Analytical methods used in determining antioxidant activity: A review. *International Journal of Molecular Sciences*, 22(7), 3380. <https://doi.org/10.3390/ijms22073380>
- Mzid, M., Khedir, S. B., Bardaa, S., Sahnoun, Z., & 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. <https://doi.org/10.1080/13813455.2016.1255899>
- Mzid, M., Ben Khedir, S., Ben Salem, M., Regaieg, W., & Rebai, 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>
- National Center for Biotechnology Information. (2025). *Tannic acid*, CID 16129778. PubChem Compound Database, National Library of Medicine, National Institutes of Health. <https://pubchem.ncbi.nlm.nih.gov/compound/16129778>
- Oubihi, A., Ballaoui, F. Z., Imtara, H., Jaber, H., Ettouil, A., Haida, S., Ouhssine, M., Noman, O. M., Mothana, R. A., Tarayrah, M., & Guessous, Z. (2023). Phytochemical compounds, acute toxicity, anti-inflammatory and antioxidant activities of *Thymus leptobotrys* Murb essential oil. *Molecules*, 28(3), 1355. <https://doi.org/10.3390/molecules28031355>

POWO. (2026). *Urtica urens* L. In *Plants of the World Online*. Royal Botanic Gardens, Kew. <https://powo.science.kew.org/taxon/urn:lsid:ipni.org:names:857987-1>

Sharma, A., Shahzad, B., Rehman, A., Bhardwaj, R., Landi, M., & Zheng, B. (2019). Response of phenylpropanoid pathway and the role of polyphenols in plants under abiotic stress. *Molecules*, 24(13), 2452. <https://doi.org/10.3390/molecules24132452>

Sidhoum, L., Mkedder, I., Boutoub, O., Benhamadi, M. E. A., Haddam, H. Y., & Gaouar, S. B. S. (2024). Morphometric characterization of three species of the genus *Urtica* in the North-western region of Algeria. *Genetics & Biodiversity Journal*, 8(1), 42–58. <https://doi.org/10.46325/gabj.v8i1.387>

Suli, A., & Papadaki, E. (2024). Antioxidant activity of the medicinal plant *Urtica dioica* L.: Extraction optimization using response surface methodology and protective role in red blood cells. *Scientia Pharmaceutica*, 92(3), 45. <https://doi.org/10.3390/scipharm92030045>

Taheri, Y., Quispe, C., Herrera-Bravo, J., Sharifi-Rad, J., Ezzat, S. M., Merghany, R. M., et al. (2022). *Urtica dioica*-derived phytochemicals for pharmacological and therapeutic applications. *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*, 2022, article 4024331. <https://doi.org/10.1155/2022/4024331>

Tarfaoui, K., Brhadda, N., Ziri, R., Oubihi, A., Imtara, H., Haida, S., Kamaly, O. M. A., Saleh, A., Parvez, M. K., Fettach, S., & Ouhssine, M. (2022). Chemical profile, antibacterial and antioxidant potential of *Zingiber officinale* Roscoe and *Elettaria cardamomum* (L.) Maton essential oils and extracts. *Plants*, 11(11), 1487. <https://doi.org/10.3390/plants11111487>

Temel, H., & Baydan, E. (2025). Investigation of the in vitro antioxidant, anticholinesterase, antiurease, antityrosinase, and cytotoxic properties of a novel compound: 4-Methoxy-2-(4-methoxyphenyl)benzo[d][1,3,2]dioxaborole. *Pharmacology Research & Perspectives*, 13(1), e70044. <https://doi.org/10.1002/prp2.70044>

Tia. (2014, 14 septembre). *Flavonoids* [Diaporama]. SlideServe. <https://www.slideserve.com/tia/flavonoids>

Treutter, D. (2010). Managing phenol contents in crop plants by phytochemical farming and breeding: Visions and constraints. *International Journal of Molecular Sciences*, 11(3), 807–857. <https://doi.org/10.3390/ijms11030807>

Tungmunnithum, D., Thongboonyou, A., Pholboon, A., & Yangsabai, A. (2018). Flavonoids and other phenolic compounds from medicinal plants for pharmaceutical and medical aspects: An overview. *Medicines*, 5(3), 93. <https://doi.org/10.3390/medicines5030093>

Wójcik-Borowska, K., Wójciak, W., Żuk, M., Luchowski, P., Skalska-Kamińska, A., Pacuła, W., Sowa, I., & Wójciak, M. (2025). Oxidative stress protection and anti-inflammatory activity of polyphenolic fraction from *Urtica dioica*: In vitro study using human skin cells. *Molecules*, 30(12), 2515. <https://doi.org/10.3390/molecules30122515>

Wuttikul, K., & Sainakham, M. (2022). In vitro bioactivities and preparation of nanoemulsion from coconut oil loaded *Curcuma aromatica* extracts for cosmeceutical delivery systems. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 29(12), 103435. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2022.103435>

Yamauchi, M., Kitamura, Y., Nagano, H., Kawatsu, J., & Gotoh, H. (2024). DPPH measurements and structure–activity relationship studies on the antioxidant capacity of phenols. *Antioxidants*, 13(3), 309. <https://doi.org/10.3390/antiox13030309>