

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université Aboubekr Belkaïd-Tlemcen
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Sciences de la Terre et de l'Univers



Département de Biologie
Laboratoire de recherche
«Antibiotiques, Antifongiques : Physico-chimie, Synthèse et Activité Biologique »



MÉMOIRE

Présenté par

GHALI Hadjer

En vue de l'obtention du

Diplôme de MASTER

DOMAINE : SNV

FILIÈRE : Sciences biologiques

SPÉCIALITÉ : « Biochimie »

Thème

**Analyse phytochimique et évaluation de l'activité antioxydante
de *Juncus maritimus* L.**

Soutenu publiquement, le **08/07/2026** Devant le jury :

Présidente	Dr. BELKACEM Nacéra	MCA	Université de Tlemcen
Examinatrice	Dr. MEZOUAR Dounia	MCA	Université de Tlemcen
Encadrante	Dr. ADIDA Houria	MCA	Université de Tlemcen

Année université : 2025-2026

Remerciements

Avant tout, je remercie Allah le Tout-Puissant de m'avoir accordé la santé, la patience et la volonté nécessaires pour mener à bien ce travail.

Je tiens tout d'abord à exprimer ma profonde gratitude à mon encadrante, **Mme ADIDA Houria**, pour avoir accepté d'encadrer ce travail. Je la remercie sincèrement pour sa bienveillance, ses précieux conseils, son intérêt constant, son dévouement ainsi que sa disponibilité tout au long de la réalisation de ce mémoire.

J'adresse également mes sincères remerciements à **Mme BELKACEM Nacéra**, pour avoir accepté de présider le jury et pour l'honneur qu'elle me fait en évaluant ce travail.

J'adresse mes plus sincères remerciements à **Mme MEZOUAR Dounia**, pour l'honneur qu'elle me fait en acceptant d'examiner ce manuscrit et d'évaluer ce travail.

J'adresse mes sincères remerciements à l'ensemble des membres du laboratoire **Antibiotiques, Antifongiques, Physico-chimiques, Synthèse et Activité biologique** de l'Université de Tlemcen pour leur accueil chaleureux, leur disponibilité, leur aide précieuse et leur bienveillance tout au long de la réalisation de ce travail.

Enfin, je tiens à exprimer ma profonde gratitude à mes parents, à ma sœur et à mon frère, qui ont toujours été à mes côtés tout au long de mon parcours universitaire. Je les remercie pour leur amour, leur soutien indéfectible, leur patience, leur confiance et ses encouragements constants, qui m'ont donné la force et la motivation nécessaires pour mener ce travail à son terme.

J'adresse également une pensée reconnaissante à mes amis ainsi qu'à toutes les personnes qui, de près ou de loin, ont contribué à la réalisation de ce mémoire. Leur soutien, leurs conseils et leurs encouragements ont été d'une grande valeur et resteront profondément appréciés.

DÉDICACE

Je dédie ce modeste travail,

À mes très chers parents,

À mon cher père, pour tous les sacrifices qu'il a consentis, son soutien indéfectible, ses précieux conseils et ses encouragements constants tout au long de mon parcours.

Je lui exprime ma profonde gratitude et mon immense respect.

À ma chère mère, pour son amour infini, sa tendresse, sa patience, ses prières et son soutien inconditionnel. Aucun mot ne saurait exprimer toute ma reconnaissance pour tout ce qu'elle a fait pour moi.

À ma chère sœur, pour son affection, son soutien, ses encouragements et sa présence constante à mes côtés. Qu'elle trouve dans ce travail l'expression de mon amour et de ma reconnaissance.

À mon cher frère, pour son soutien, sa confiance et ses encouragements tout au long de mon parcours. Je lui adresse toute ma gratitude et mon affection.

À toute ma famille, pour leur amour, leurs prières et leur soutien inestimable.

À mes enseignants et encadreur, pour leurs précieux conseils, leur disponibilité et la qualité de leur enseignement.

À mes amis et collègues, pour leur soutien, leur amitié sincère et tous les moments partagés durant cette aventure universitaire.

Enfin, je dédie ce travail à moi-même, en reconnaissance des efforts, de la patience, de la persévérance et de la détermination dont j'ai fait preuve pour atteindre cet objectif.

المخلص

تابلقتسلا ب اهانغب زيمتت ي تلا تيجلملا تاتابلا نم ،رامسلا مساب ايلحم فورعلا ،سوميتيرام سوكنوج تابذ دغي داضلا طاشنلاو تيتابلا تيتايميكلا صئاصخلا مبيقت ي لا تساردا مذهب تفده .دعاولا تيجولوبلا اهتاناكماو تيوناتلا بعقلا تقيوط قرضحلاو ،تابلا اذهرودبو ناقيسلا تيلوناثياورديها تيتاملا تاصلختسلا دسكلا

4.42 % غلب ثيد ،صلاختسلا دودرم ي لا تفتد تيلوناثياورديها تاصلختسلا نأ جئاتنلا ترهظا بالنسبة للسيقان و 4.36 % بالنسبة للبذور ،تيتاملا تاصلختسلا ب تفرام .

تاتيناتلا اهنيد نم ،تيوناتلا تابلقتسلا نم تاعومجم ددع دوجو نع ي تابلا ي تاييميكلا صحفلا فشك امك .تيلوناثياورديها تاصلختسلا ي فرفو رثكا تناكو ،قرحلا تانويكلاو ،تاديونيبترلاو ،تاديونوفلاو

تاجسد سوميتيرام سوكنوج رودبو ناقيسلا تيتاملا تاصلختسلا نأ تيلكلا تلاونيفيلوبا ي وتحم ريدقت رهظا 12.74 تغلب ثيد ،زيكارنلا ي لا +0.11 5.17 و -0.04 صلختسلا نم مارغ/كيلافلا ضم ي فاكم غلم ثيد ،تاديونوفلا نم ي وتحم ي لا تيلوناثياورديها تاصلختسلا تاجسد ،ل باقملا ي ف ي لاوتلا ي لا ،فاجلا 0.45 تغلب +0.0004 1.05 و -0.005 ناقيسلا ي ف فاجلا صلختسلا نم مارغ/نيشيتا كلا ي فاكم غلم ي لاوتلا ي لا ،رودبلاو .

رابتخا مادختساب دسكلا داضلا طاشنلا مبيقت رهظا امكتثييط الجذر الحر DPPH* تاصلختسلا عيمج نأ لكلمات القدره على التثبيط .تغلب ذا ،دسكلا داضم طاشن لضافا تيلوناثياورديها تاصلختسلا تاجسد دقو قيمة التثبيط المتوسطة 4,47 ملغ/مل لـم/غلم 10.35 و لـم/غلم 10.67 لباقم ،رودبلا لـم/غلم 4.91 و ناقيسلا ،تيتاملا تاصلختسلا تغلب تميقة لجسد دقف ،تيعجرم ددامك مدختسلا ،كيبيروكسلا ضم دما ي لاوتلا ي لا 0.127 لـم/غلم .

ي تابلا ي تاييميكلا بيكرتلاو صلاختسلا دودرم ي ف تظوحلم قروصب رثوت بيذملا تيطبق نأ جئاتنلا مذهب دكوت تاصلختسلا دسكلا داضلا طاشنلاو نبات السمار تيويحلا تابكرملا ادعاو ارضم دغي ،لكذا ي لاوتلا ي لا تيتاغلا تاعانصلاو ،تيتلا ديصلا تلااجملا ي ف اهرامثتسا نكمي ي تلا تاعفلا .

بعقلا ،دسكلا داضلا طاشنلا ،تيوناتلا تابلقتسلا ،سوميتيرام سوكنوج :تيتاحتفملا تاملكلا

Résumé

Juncus maritimus, connu localement sous le nom vernaculaire arabe « **Smâr** », est une plante halophyte caractérisée par sa richesse en métabolites secondaires et son potentiel biologique prometteur. La présente étude avait pour objectif d'évaluer les propriétés phytochimiques et l'activité antioxydante des extraits aqueux et hydroéthanoliques des tiges et des graines de cette plante, obtenus par macération.

Les résultats ont montré que les extraits hydroéthanoliques présentaient les meilleurs rendements d'extraction, atteignant **4,42 %** pour les tiges et **4,36 %** pour les graines, contre **3,52 %** et **2,21 %**, respectivement, pour les extraits aqueux. Le criblage phytochimique a révélé la présence de plusieurs groupes de métabolites secondaires, notamment les tanins, les flavonoïdes, les terpénoïdes et les quinones libres, plus abondants dans les extraits hydroéthanoliques.

Le dosage des polyphénols totaux a montré que les extraits aqueux des tiges et des graines présentaient les teneurs les plus élevées, avec **12,74 ± 0,11** et **5,17 ± 0,04 mg EAG/g d'extrait sec**, respectivement. En revanche, les extraits hydroéthanoliques se sont distingués par des teneurs plus importantes en flavonoïdes, atteignant **0,45 ± 0,0004** et **1,05 ± 0,005 mg EqC/g d'extrait sec** dans les tiges et les graines, respectivement.

L'évaluation de l'activité antioxydante par le test **DPPH[•]** a montré que tous les extraits possèdent une capacité de piégeage des radicaux libres. Les extraits hydroéthanoliques ont présenté les meilleures activités antioxydantes, avec des valeurs d'**IC₅₀** de **4,47 mg/mL** pour les tiges et **4,91 mg/mL** pour les graines, contre **10,67 mg/mL** et **10,35 mg/mL** pour les extraits aqueux, respectivement. L'acide ascorbique, utilisé comme substance de référence, a présenté une valeur d'**IC₅₀** de **0,127 mg/mL**.

Les résultats obtenus confirment que la polarité du solvant influence significativement le rendement d'extraction, la composition phytochimique et l'activité antioxydante des extraits de *Juncus maritimus*. Cette espèce constitue ainsi une source prometteuse de composés bioactifs pouvant être valorisés dans les domaines pharmaceutique, nutraceutique et alimentaire.

Mots-clés : *Juncus maritimus*, métabolites secondaires, activité antioxydante, DPPH[•], macération.

Abstract

Juncus maritimus, locally known by the Arabic vernacular name (**Smâr**), is a halophytic plant recognized for its richness in secondary metabolites and its promising biological potential. This study aimed to evaluate the phytochemical properties and antioxidant activity of aqueous and hydroethanolic extracts obtained by maceration from the stems and seeds of this plant.

The results showed that the hydroethanolic extracts gave the highest extraction yields, reaching 4.42% for the stems and 4.36% for the seeds, compared with 3.52% and 2.21%, respectively, for the aqueous extracts. Phytochemical screening revealed the presence of several classes of secondary metabolites, including tannins, flavonoids, terpenoids, and free quinones, which were more abundant in the hydroethanolic extracts.

The determination of total polyphenol content showed that the aqueous stem and seed extracts contained the highest levels, with values of 12.74 ± 0.11 and 5.17 ± 0.04 mg GAE/g dry extract, respectively. In contrast, the hydroethanolic extracts exhibited the highest flavonoid contents, reaching 0.45 ± 0.0004 and 1.05 ± 0.005 mg CE/g dry extract in the stems and seeds, respectively.

The antioxidant activity evaluated using the DPPH[•] assay demonstrated that all extracts exhibited free radical scavenging activity. The hydroethanolic extracts showed the strongest antioxidant activity, with IC₅₀ values of 4.47 mg/mL for the stems and 4.91 mg/mL for the seeds, compared with 10.67 mg/mL and 10.35 mg/mL, respectively, for the aqueous extracts. However, their antioxidant activity remained lower than that of ascorbic acid used as the reference standard (IC₅₀ = 0.127 mg/mL).

Overall, the results demonstrate that solvent polarity significantly influences extraction yield, phytochemical composition, and antioxidant activity of *Juncus maritimus* extracts. Therefore, this species represents a promising source of bioactive compounds with potential applications in the pharmaceutical, nutraceutical, and food industries.

Keywords: *Juncus maritimus*; secondary metabolites; antioxidant activity; DPPH[•]; maceration

Liste des tableaux

Tableau 1 : Origine exogène des radicaux libres.	7
Tableau 2 : Rendements, et caractéristiques des extraits des tiges et des graines de <i>Juncus maritimus</i> L.	39
Tableau 3 : Résultats de criblage phytochimique réalisé sur les extraits des tiges et des graines de <i>Juncus maritimus</i> L.	41
Tableau 4 : Dosage des polyphénols totaux et flavonoïdes des extraits de <i>Juncus maritimus</i> L.	44
Tableau 5 : Les valeurs d'IC50 des extraits de <i>Juncus maritimus</i> L avec la molécule de référence.	48

Liste des figures

Figure 1 : Une illustration d'une balance oxydative	4
Figure 2 : Une illustration originale des sources des radicaux libres endogènes	6
Figure 3 : La réaction de Fenton et la réaction de Haber–Weiss	8
Figure 4 : Les structures chimiques des métabolites secondaires produits par les plantes médicinales	16
Figure 5 : Structures chimiques des principaux composés flavoniques	17
Figure 6 : <i>Juncus maritimus</i> L dans son habitat	21
Figure 7 : <i>Juncus maritimus</i> L. (A) inflorescences, (B) rhizomes avec tiges parallèles, (C) tiges pleines dressées et raides.....	23
Figure 8 : <i>Juncus maritimus</i> L. (A) inflorescences, (B) rhizomes avec tiges parallèles, (C) tiges pleines dressées et raides.....	23
Figure 9 : Matériel végétal de <i>Juncus maritimus</i> L utilisé dans l'étude : (A) tiges ; (B) graines	27
Figure 10 : Poudres obtenues à partir de <i>Juncus maritimus</i> L: (A) poudre des tiges ; (B) poudre des graines	28
Figure 11 : Protocole de préparation des extraits aqueux.	29
Figure 12 : Protocole de préparation des extraits hydroéthanoliques.....	30
Figure 13 : Mécanisme de piégeage du radical libre par le DPPH•	36
Figure 14 : Courbe d'étalonnage de l'acide gallique pour le dosage des polyphénols totaux.....	43
Figure 15 : Courbe d'étalonnage de catéchine pour le dosage des flavonoïdes.....	43
Figure 16 : Pourcentage d'inhibition du radical DPPH• en fonction de différentes concentrations de l'acide ascorbique.	45
Figure 17 : Pourcentage d'inhibition du radical DPPH• en fonction de différentes concentrations de l'extrait aqueux des tiges	46
Figure 18 : Pourcentage d'inhibition du radical DPPH• en fonction de différentes concentrations de l'extrait aqueux des graines.....	46
Figure 19 : Pourcentage d'inhibition du radical DPPH• en fonction de différentes concentrations de l'extrait hydroéthanolique des tiges.....	47
Figure 20 : Pourcentage d'inhibition du radical DPPH• en fonction de différentes concentrations de l'extrait hydroéthanolique des graines.....	47

Liste des abréviations

$^1\text{O}_2$	Oxygène singulet
ABTS	2,2'-azinobis-(3-éthylbenzothiazoline-6-sulfonique)
ADN	Acide désoxyribonucléique
AG	Acide gallique
AlCl_3	Chlorure (trichlorure) d'aluminium
ARN	Acide ribonucléique
ARNm	ARN messenger
ARNr	ARN ribosomique
ARNt	ARN de transfert
ATP	Adénosine triphosphate
CAT	Catalase
Cys	Cystéine
DPPH	2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle
EAG	Équivalent d'acide gallique
EQC	Équivalent de catéchine
ERN	Espèces réactives de l'azote
ERO	Espèces réactives de l'oxygène
ES	Extrait sec
EtOH	Éthanol
FeCl_3	Chlorure ferrique
GPx	Glutathion peroxydase
GSH	Glutathion réduit
GSSG	Glutathion oxydé
H_2O_2	Peroxyde d'hydrogène
HCl	Acide chlorhydrique
HCV	<i>Hepatitis C Virus</i> (Virus de l'hépatite C)
HNO_2	Acide nitreux
$\text{HO}_2\cdot$	Radical hydroperoxyde
HOCl	Acide hypochloreux
$\text{HPMo}_{12}\text{O}_{40}$	Acide phosphomolybdique
$\text{HPW}_{12}\text{O}_{40}$	Acide phosphotungstique
IC_{50}	Concentration inhibitrice à 50 %

Met	Méthionine
N₂O₃	Trioxyde de diazote
N₂O₄	Tétraoxyde de diazote
NADPH	Nicotinamide adénine dinucléotide phosphate (forme réduite)
Na₂CO₃	Carbonate de sodium
NaNO₂	Nitrite de sodium
NaOH	Hydroxyde de sodium
NH₄OH	Hydroxyde d'ammonium
NO•	Monoxyde d'azote (oxyde nitrique)
NO₂•	Dioxyde d'azote
NO₂⁺	Cation nitronium
NO₂Cl	Chlorure de nitryle
NO⁺	Cation nitrosonium
NO⁻	Anion nitroxyle
O₂	Oxygène moléculaire
O₂•⁻	Anion superoxyde
O₃	Ozone
ONOO⁻	Peroxynitrite
ONOOCO₂⁻	Nitrocarbonate
ONOOH	Acide peroxynitreux
R²	Coefficient de détermination
RCS	Espèces carbonylées réactives (<i>Reactive Carbonyl Species</i>)
RO•	Radical alkoxy
RO₂ONO	Peroxynitrate d'alkyle
ROO•	Radical peroxyde
ROONO	Peroxynitrite d'alkyle
ROS	<i>Reactive Oxygen Species</i> (Espèces réactives de l'oxygène)
SOD	Superoxyde dismutase
UV	Ultraviolets
µg EAG/g ES	Microgramme équivalent d'acide gallique par gramme d'extrait sec
µg EQC/g ES	Microgramme équivalent de catéchine par gramme d'extrait sec

Table des matières

DÉDICACE	II
المخلص	III
Résumé	IV
Abstract.....	V
Liste des tableaux	VI
Liste des figures	VII
Liste des abréviations	VIII
Table des matières	X
Introduction	XIII
Partie : 01	Error! Bookmark not defined.
Synthèse bibliographique.....	3
1. Généralités :	4
2. Les radicaux libres	5
2.1. Origines des radicaux libres	5
2.2. Principaux radicaux libres :.....	8
2.3. Rôles physiologiques des radicaux libres :	10
2.4 Conséquence du stress oxydatif :	10
Les conséquences du stress oxydatif résultent d'une accumulation excessive de radicaux libres, entraînant des dommages cellulaires touchant les acides nucléiques, les protéines et les lipides.....	10
1. Généralité :	12
Les antioxydants sont des composés qui protègent les cellules de l'organisme contre les dommages causés par les radicaux libres. Ce sont des substances capables, même à de très faibles concentrations dans les aliments ou dans le corps humain, de ralentir, de réguler ou d'inhiber les processus d'oxydation (Gulcin, 2025).....	12
1.2. Les types d'antioxydants :	12
1. Généralité	15
2 Classification des métabolites secondaires :	16
2.1 Les composés phénoliques :	16
2.2. Les terpénoïdes :	19
3.3 Les alcaloïdes :	20
1. Présentation de la plante :	21
2. Classification botanique de <i>Juncus maritimus</i> L	22
3. Description botanique de <i>Juncus maritimus</i> L :	22
4. Localisation géographique :	23
5. L'utilisation thérapeutique de <i>Juncus maritimus</i> L :	24
6. Composition chimique :	24

Partie 2 :	Error! Bookmark not defined.
Matériel et méthodes	26
1. Récolte et préparation du matériel végétale.....	27
2. Extraction du matériel végétal.....	28
3. Calcul du rendement Le rendement correspond au rapport entre la masse de l'extrait obtenu après évaporation du solvant et la masse de la matière végétale initiale utilisée lors de l'extraction, exprimé en pourcentage. Il est déterminé selon la formule suivante :.....	31
4. Les tests phytochimiques	31
5. Dosage des polyphénols totaux	33
6. Dosage des flavonoïdes.....	34
7. Évaluation de l'activité antioxydante	35
7.1. Détermination de l'activité antioxydante par le test de piégeage du radical libre DPPH•	35
7.2 Calcul du IC ₅₀ (concentration inhibitrice 50%)	37
Partie 03 :	Error! Bookmark not defined.
Résultats et interprétation	38
1.1. Rendement des extraits de <i>Juncus maritimus</i> L.....	39
1.2. Criblage phytochimique	40
1.3. Teneur en polyphénols totaux et flavonoïdes.....	42
2. L'activité antioxydante	45
2.1. Piégeage du radical libre DPPH•	45
Partie 04 :	Error! Bookmark not defined.
Discussion	50
Partie 05 :	Error! Bookmark not defined.
Conclusion.....	56
Références bibliographiques	59

Introduction

Introduction

L'utilisation des plantes médicinales occupe une place importante dans la recherche scientifique moderne en raison de leur richesse en métabolites secondaires et de leurs nombreuses propriétés biologiques. Au cours des dernières années, les substances naturelles d'origine végétale ont suscité un intérêt croissant, notamment dans le domaine des antioxydants naturels, grâce à leur capacité à prévenir ou à limiter les dommages induits par le stress oxydatif. Les métabolites secondaires, en particulier les composés phénoliques et les flavonoïdes, constituent une source majeure de molécules d'intérêt biologique largement exploitées dans les domaines pharmaceutique, alimentaire et biomédical **(Xu et al., 2017)**.

Le stress oxydatif résulte d'un déséquilibre entre la production des espèces réactives de l'oxygène (ERO) et les systèmes de défense antioxydants de l'organisme. Ce phénomène est impliqué dans le développement de nombreuses pathologies, notamment les maladies cardiovasculaires, le diabète, les maladies neurodégénératives et certains cancers. Face aux effets indésirables potentiels des antioxydants synthétiques, les recherches s'orientent de plus en plus vers l'identification de nouvelles sources naturelles d'antioxydants, reconnues pour leur meilleure innocuité et leur efficacité biologique **(Li et al., 2015 ; Xu et al., 2017)**.

Parmi les espèces végétales présentant un intérêt pharmacologique figure *Juncus maritimus*, une plante halophyte appartenant à la famille des Juncaceae et largement répandue dans les zones humides et salines. Les espèces du genre *Juncus* sont connues pour contenir divers métabolites secondaires bioactifs, notamment des composés phénoliques et d'autres substances présentant des activités biologiques variées **(El-Shamy et al., 2015)**. Les composés phénoliques présents dans les plantes médicinales jouent un rôle essentiel dans la neutralisation des radicaux libres et la protection des cellules contre les dommages oxydatifs, conférant ainsi à ces espèces un potentiel thérapeutique important **(Xu et al., 2017)**.

Introduction

Dans ce contexte, la présente étude a pour objectif d'évaluer l'activité antioxydante des extraits aqueux et hydroéthanoliques des graines et des tiges de *Juncus maritimus*, obtenus par macération.

Afin d'atteindre cet objectif, le présent mémoire est structuré en deux parties complémentaires. La première est consacrée à une synthèse bibliographique portant sur les connaissances relatives aux plantes médicinales, au stress oxydatif, aux composés phénoliques et à *Juncus maritimus*. La seconde présente la partie expérimentale, décrivant le matériel et les méthodes utilisés, ainsi que les résultats obtenus, leur interprétation et leur discussion. Enfin, ce travail s'achève par une conclusion générale résumant les principaux résultats et proposant quelques perspectives de recherche.

Partie Synthèse

bibliographie

1. Généralités

Le stress oxydatif se réfère à une condition où l'organisme ne peut plus efficacement neutraliser les espèces réactives de l'oxygène (ERO). Cela découle d'un déséquilibre interne entre la génération d'agents oxydants et les processus de défense antioxydants, provoquant une accumulation excessive de molécules oxydantes (Sies, 2015). Il résulte donc un déséquilibre rédox entre les espèces réactives de l'oxygène et les défenses antioxydantes (Kochman et al., 2021) (Figure 1).

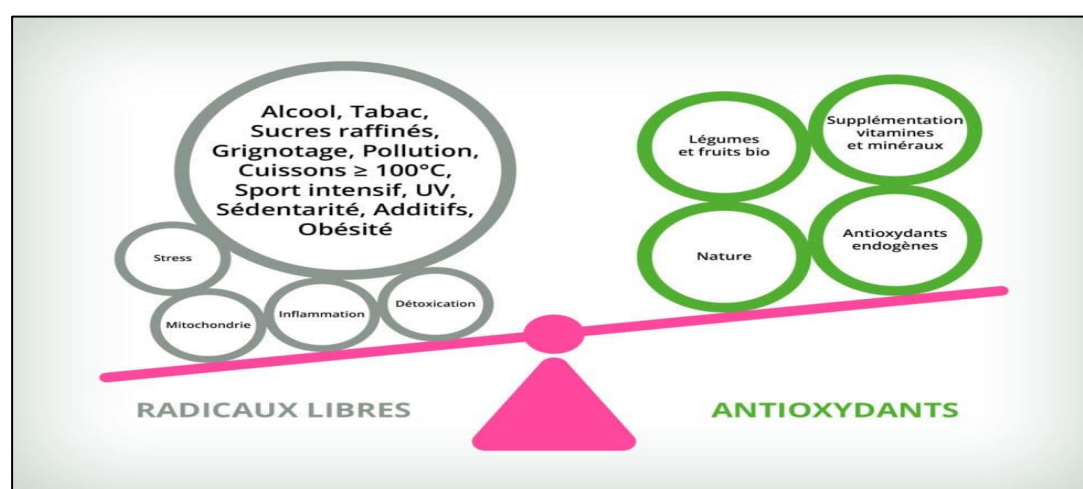


Figure 1 : Une illustration d'une balance oxydative (Drcarly, 2022).

Les espèces réactives de l'oxygène (ERO) sont considérées comme des biomarqueurs du stress oxydatif ; cependant, en raison de leur forte réactivité et de leur courte demi-vie, c'est la mesure des produits de dommages oxydatifs causés aux lipides, aux protéines et aux acides nucléiques. Ces produits de dégradation, plus stables, constituent des indicateurs fiables permettant d'apprécier indirectement l'intensité du stress oxydatif (Bigagli et al., 2022).

Des études antérieures démontrent le rôle du stress oxydatif dans le diabète, les maladies cardiovasculaires, les maladies inflammatoires chroniques, car le stress oxydatif et le dysfonctionnement mitochondrial sont étroitement impliqués dans la pathogenèse de nombreuses maladies (Salman et al., 2021).

2. Les radicaux libres

Les radicaux libres sont des atomes ou des molécules qui possèdent un ou plusieurs électrons célibataire, responsable de son pouvoir réactif et leur instabilité (**Chandimali et al ., 2025**). Il y a deux types de radicaux libres : les espèces réactives de l'oxygène (ERO/ROS) et les espèces réactives de l'azote (ERA/RNS) (**Phaniendra et al ., 2015**), sont générées dans les systèmes biologiques par des mécanismes endogènes, ou par des facteurs exogènes (**Lobo et al ., 2010**) .

Parmi les ROS, on trouve notamment le radical superoxyde ($O_2^{\bullet-}$), le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) et le radical hydroxyle ($\bullet OH$), et parmi les RNS, l'oxyde nitrique ($NO\bullet$) et le peroxynitrite ($ONOO^-$). Ces espèces sont continuellement générées dans les cellules au cours du métabolisme normal, principalement au niveau de la chaîne respiratoire mitochondriale, des peroxysomes et des systèmes enzymatiques tels que les oxydases NADPH (**Sies, 2015**).

Par ailleurs, des facteurs exogènes récents tels que les radiations ionisantes, la pollution environnementale, la fumée de cigarette, certains médicaments, ainsi que les métaux lourds, peuvent fortement augmenter leur production. Ces facteurs perturbent l'équilibre redox cellulaire et amplifient la formation de ROS (**Casas et al., 2015 ; Phaniendra et al., 2014 ; Sies, 2017**).

Les ROS et RNS, à faible concentration, ont un rôle physiologique important dans la signalisation cellulaire et l'homéostasie redox. Toutefois, en excès, ils génèrent un stress oxydatif à l'origine de l'altération des lipides, des protéines et de l'ADN, favorisent ainsi l'apparition de multiples maladies (**Lobo et al., 2010; Sies, 2017**).

2.1. Origines des radicaux libres

Les radicaux libres ont deux origines : elles peuvent être endogènes ou exogènes :

2.1.1. Origine endogène

Les radicaux libres d'origines endogènes sont générés naturellement à partir des processus physiologiques de l'organisme. Ils forment comme des sous-produits du

métabolisme cellulaire principalement au cours de la respiration mitochondriale ; qui représente la principale source des ROS endogène, produisant plus de 90 % des espèces réactives de l'oxygène au sein des cellules, en tant que dérivés de la respiration et de la synthèse d'ATP. Le réticulum endoplasmique est considéré comme la seconde source majeure de ROS, notamment via le métabolisme des médicaments assuré par le cytochrome P450 (Chandimali et al., 2025).

Par ailleurs, les peroxysomes génèrent divers radicaux (H_2O_2 , superoxyde, NO) au cours de l'oxydation des acides gras et d'autres métabolites. Plusieurs enzymes produisent également des radicaux, notamment la NADPH oxydase, la xanthine oxydase, les lipoxygénases et les NO-synthases. Enfin, certaines cellules immunitaires, telles que les phagocytes (comme les neutrophiles et les macrophages), produisent intentionnellement des radicaux libres afin de lutter contre et d'éliminer les micro-organismes envahisseurs (Martemucci et al., 2022) (Figure 2).

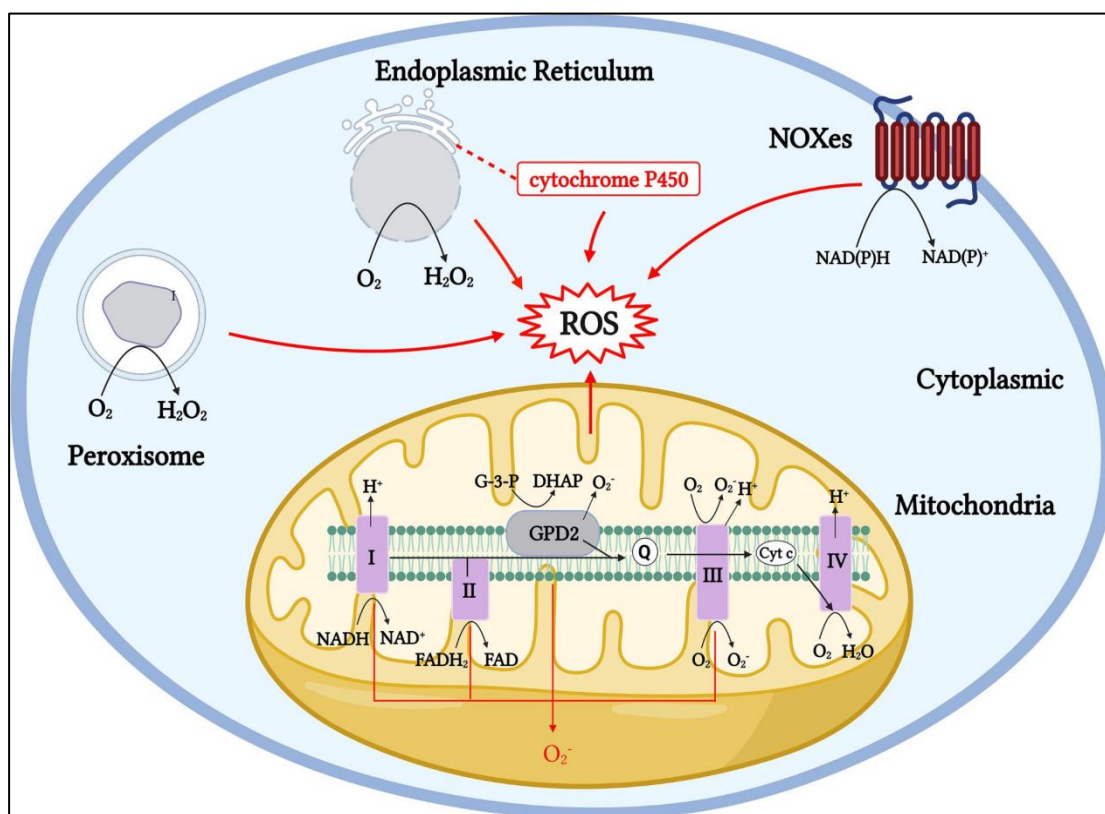


Figure 2: Une illustration originale des sources des radicaux libres endogènes (Shu et al., 2023).

2.1.2. Origine exogène

Les radicaux libres ne proviennent pas uniquement du métabolisme interne de l'organisme ; ils peuvent également être générés par de nombreuses sources extérieures (exogènes) (Tableau 1).

Tableau 1: Origine exogène des radicaux libres.

Source	Description	Référence
Rayonnements ionisants et UV	La radiolyse de l'eau est bien connue pour générer $\bullet\text{OH}$, $\text{O}_2\bullet^-$ et H_2O_2	Jay-Gerin, 2025
Pollution atmosphérique	Les particules fines et l'ozone induisent un stress oxydatif pulmonaire, confirmé par de nombreuses études.	Jay-Gerin, 2025
Tabac et fumées de combustion	La fumée de cigarette contient directement des radicaux libres et favorise la peroxydation lipidique.	Hecht& Hatsukam,2022
Métaux lourds	Le fer et le cuivre catalysent des réactions de type Fenton, produisant $\bullet\text{OH}$; Cadmium, Plomb, Mercure et Nickel, perturbent aussi l'équilibre redox.	Shahid et al., 2014
Alcool et médicaments	L'éthanol et certains médicaments (paracétamol, doxorubicine) génèrent des métabolites pro-oxydants et épuisent le glutathion.	Cederbaum, 2012
Pesticides et solvants industriels	Ils activent des enzymes métaboliques qui augmentent la production de ROS.	Banerjee et al., 2014
Aliments transformés	La cuisson excessive, le fumage et l'oxydation des huiles produisent des composés pro-oxydants.	Shahidi & Zhong, 2010

2.2. Principaux radicaux libres

Les espèces radicalaires impliquent deux grandes familles : les espèces réactives de l'oxygène et les espèces réactives de l'azote (Wu et al., 2013).

2.2.1. Les espèces réactives de l'oxygène (ERO)

Les espèces réactives de l'oxygène (ERO) ce sont des dérivées de l'oxygène (O_2) mais plus réactive que l'oxygène lui-même. Ils se divisent en deux catégories : radicalaires et non radicalaires (Murphy et al., 2022).

a. Espèces radicalaires : ce sont des radicaux libres possédant un ou plusieurs électrons non appariés, ce qui les rend extrêmement instables et réactifs

- ✧ **Anion superoxyde ($O_2^{\bullet -}$)** : il est considéré comme le point de départ de nombreuses autres espèces réactives de l'oxygène, il possède un seul électron non apparié et une charge négative .
- ✧ **Le radical hydroxyle ($OH^\bullet$)** : il est considéré comme l'espèce réactive de l'oxygène le plus agressif. Son principal précurseur est le peroxyde d'hydrogène, et il est majoritairement généré par la réaction de Fenton, qui constitue sa source principale (Figure 3).

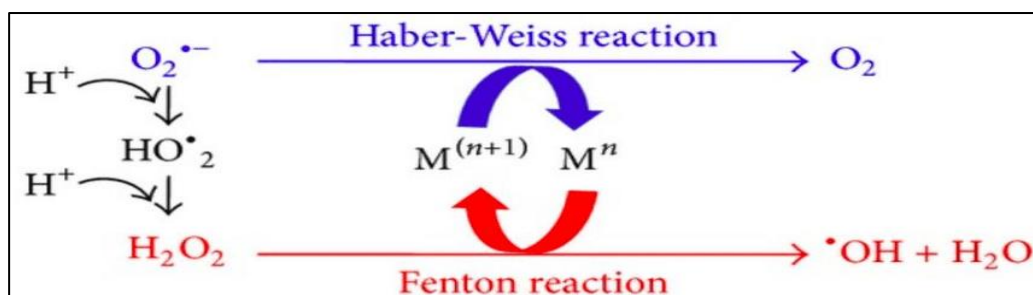


Figure 3: La réaction de Fenton et la réaction de Haber–Weiss
(Ayala et al., 2014).

- ✧ **Radicaux alkoxy (RO) et peroxy (ROO)** : Interviennent habituellement dans la peroxydation des lipides.

- ✧ **Autres exemples** : Radical oxyde nitrique ($\text{NO}^\bullet$), dioxyde d'azote ($\text{NO}_2^\bullet$), radical carbonate ($\text{CO}_3^{\bullet-}$) et radical hydroperoxyde ($\text{HO}_2^\bullet$) (Ansari et al ., 2025).

b. Espèces non radicalaires Elles ne possèdent pas d'électrons non appariés mais sont chimiquement très actives et peuvent facilement déclencher des réactions radicalaires.

- ✧ **Peroxyde d'hydrogène (H_2O_2)**: Produit par la conversion de l'anion superoxyde ou par des enzymes comme la xanthine oxydase.
- ✧ **Oxygène singulet ($^1\text{O}_2$)** : Formé par photo-oxygénation ou par l'oxydation du H_2O_2 .
- ✧ **Peroxynitrite (ONOO^-)** : Résulte de la réaction rapide entre l'anion superoxyde ($\text{O}_2^{\bullet-}$) et le radical oxyde nitrique ($\text{NO}^\bullet$).
- ✧ **Autres exemples** : Acide hypochloreux (HOCl), ozone (O_3) et nitrocarbonate (ONOOCO_2^-) (Ansari et al ., 2025).

2.2.2. . Les espèces réactives de l'azote (ERN)

Les ERN sont classées en deux catégories selon leur structure électronique radicalaires et non radicalaires (Murphy et al ., 2022).

a. Espèces radicalaires (Radicaux libres) Elles possèdent un ou plusieurs électrons non appariés, ce qui les rend instables et réactives.

- ✧ **Monoxyde d'azote (ou oxyde nitrique, $\text{NO}^\bullet$)** : un radical libre avec un seul électron non apparié. Il est soluble dans l'eau et les graisses, diffusant aisément à travers les membranes.
- ✧ **Dioxyde d'azote ($\text{NO}_2^\bullet$)** : un oxydant modérément former notamment dans l'air pollué et la fumée.

b. Espèces non radicalaires bien que n'étant pas des radicaux libres, elles déclenchent facilement des réactions radicalaires dans les organismes vivants.

- ✧ **Peroxynitrite (ONOO^-)** : Un produit hautement toxique et dommageable pour les protéines, les lipides et l'ADN.
- ✧ Acide nitreux (HNO_2).
- ✧ Cation nitrosonium (NO^+) **et** anion nitroxyle (NO^-).
- ✧ Trioxyde de diazote (N_2O_3) **et** tétraoxyde de diazote (N_2O_4).
- ✧ Cation nitronium ou nitryle (NO_2^+).
- ✧ Acide peroxynitreux (ONOOH).
- ✧ Chlorure de nitryle (NO_2Cl).
- ✧ Peroxynitrites d'alkyle (ROONO) et peroxynitrates d'alkyle (RO_2ONO) **(Martemucci et al., 2022)**.

2.3. Rôles physiologiques des radicaux libres

Les radicaux libres jouent un rôle important lorsque présents à des concentrations modérées. Ils fonctionnent comme des messagers secondaires indispensables pour plusieurs processus cellulaires comme la croissance, la prolifération, la différenciation et l'apoptose **(Hong et al., 2024)**.

2.4 Conséquence du stress oxydatif

Les conséquences du stress oxydatif résultent d'une accumulation excessive de radicaux libres, entraînant des dommages cellulaires touchant les acides nucléiques, les protéines et les lipides.

2.4.1. Oxydation de l'ADN

Le maintien de l'intégrité du génome est important pour le développement et la transformation de l'information génétique, mais les ROS peuvent provoquer des lésions graves, leur accumulation fait des cassures de l'ADN soit simple brin ou double brin et attaque leur bases spécifiquement, également la même chose pour l'ARN (ARNm, ARNt et ARNr) qui affecte le taux de synthèse de protéines et ils font des modifications épigénétiques **(Zheng et al., 2025)**.

2.4.2. Oxydation des protéines

Les modifications oxydatives ont des conséquences profondes sur la structure et la fonction des protéines. Les acides aminés les plus sensibles sont la cystéine (Cys) et la méthionine (Met). Ces modifications peuvent être irréversibles, notamment par la formation de groupements carbonyles et de 3-nitrotyrosine, ou réversibles via la formation de ponts disulfures, la S-nitrosylation ou la S-glutathionylation, impliquées dans la régulation de l'activité enzymatique. Par exemple, l'oxydation de la méthionine peut diminuer la capacité de liaison des facteurs de transcription à l'ADN (Zheng et al., 2025).

2.4.3. Oxydation lipidique (peroxydation)

Les ROS ciblent principalement les molécules lipidiques des membranes cellulaires en particulier les acides gras, donc la peroxydation modifie la structure des lipides provoquant une instabilité et des dommages, en conséquence les fonctions cellulaires telle que le transport des nutriments, l'élimination des déchets et la signalisation sont affectées et entraîne la formation des métabolites toxiques telle que les espèces carbonylées réactives (RCS) (Zheng et al., 2025).

1. Généralité

Les antioxydants sont des composés qui protègent les cellules de l'organisme contre les dommages causés par les radicaux libres. Ce sont des substances capables, même à de très faibles concentrations dans les aliments ou dans le corps humain, de ralentir, de réguler ou d'inhiber les processus d'oxydation (**Gulcin, 2025**).

Ces composées sont des substances biologiquement très actives, capable de moduler diverses voies métaboliques. Il joue un rôle important dans l'amélioration de l'état de santé. En effet, ils peuvent inhiber ou activer certaines enzymes, moduler l'activité des récepteurs cellulaires et réguler l'expression des gènes. Ils sont ainsi associés à plusieurs propriétés thérapeutiques, telles que des effets anti-allergiques, anti-athérogènes, anti-inflammatoires, antimicrobiens, anticancéreux, antithrombotiques, cardioprotecteurs et vasodilatateurs (**Adenaike et al., 2021**).

1.2. Les types d'antioxydants

Selon leur nature, les antioxydants sont classés en deux grandes catégories : les antioxydants enzymatiques et les antioxydants non enzymatiques.

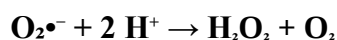
1.2.1. Les antioxydants enzymatiques (défense endogène)

Ce sont des protéines produites par l'organisme, constituant la première ligne de défense contre les espèces réactives de l'oxygène (ROS), comprend la **superoxyde dismutase (SOD)**, la **catalase (CAT)** et la **glutathione peroxydase (GPx)**. Ces enzymes neutralisent directement les radicaux libres pour prévenir les dommages cellulaires (**Kim et al., 2020**)

a. La superoxyde dismutase (SOD)

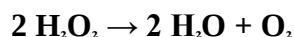
est une métalloenzyme (enzyme +métal essentielle) indispensable du système antioxydant enzymatique, elle agit comme première ligne de défense contre les espèces réactives de l'oxygènes (ROS) (**Chidambaram et al., 2024**). Elle catalyse la

dismutation du radical superoxyde ($O_2^{\bullet-}$) en peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) et en oxygène moléculaire (O_2) (Miller, 2013).



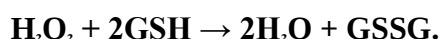
b. La catalase (CAT)

Est une enzyme qui permet à la cellule de se protéger en décomposant une substance toxique le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) en eau et en oxygène. Elle se trouve dans les cellules et en particulier dans les peroxysomes, où elle contribue à prévenir les dommages provoqués par les substances toxiques produites au cours du métabolisme (Anwar et al., 2024).



c. La glutathion peroxydase (GPx)

La glutathion peroxydase est une enzyme antioxydante indispensable qui offre à la cellule une protection contre le stress oxydatif. Elle catalyse la réduction du peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) et d'autres peroxydes par le glutathion réduit (GSH) selon la réaction suivante :



Dans cette réaction, deux molécules de glutathion réduit (GSH) sont oxydées pour former le glutathion oxydé (GSSG).

Ce système permet de transformer des composés toxiques en produits non dangereux et de préserver l'équilibre redox cellulaire (Sttar et al., 2024).

1.2.2. Les antioxydants non enzymatiques

Ce sont des molécules non enzymatiques apportées par l'alimentation qui constituent une deuxième ligne de défense contre les espèces réactives de l'oxygène (ROS) ; comprend la vitamine C, la vitamine E, ainsi que les composés phénoliques. Ces molécules neutralisent directement les radicaux libres et contribuent à la protection des

cellules contre les dommages oxydatifs, en complément du système enzymatique (Halliwell & Gutteridge, 2015).

a. Vitamine C (acide ascorbique)

Est un antioxydant hydrosoluble présent principalement dans les fruits et légumes. Elle agit en neutralisant directement les radicaux libres et en régénérant d'autres antioxydants, comme la vitamine E, contribuant ainsi à la protection des cellules contre le stress oxydatif (Rahaman et al., 2023).

b. Vitamine E

Est un antioxydant liposoluble localisé dans les membranes cellulaires. Elle protège les lipides contre la peroxydation en interrompant les réactions en chaîne des radicaux libres, ce qui permet de préserver l'intégrité des membranes biologiques (Nedić et al., 2023).

c. Caroténoïdes

Sont des pigments naturels présents dans de nombreux fruits et légumes colorés. Ils possèdent une activité antioxydante en neutralisant les radicaux libres et en protégeant les cellules contre les dommages induits par le stress oxydatif (Myhrstad et al., 2023).

d. Polyphénols

Sont des composés bioactifs d'origine végétale largement présents dans les fruits, le thé et le cacao. Ils exercent une forte activité antioxydante en captant les espèces réactives de l'oxygène et en modulant les mécanismes de défense cellulaire (Rudrapal et al., 2024).

1. Généralité

Les métabolites végétaux sont classés en deux grandes catégories : les métabolites primaires et les métabolites secondaires (**Salam et al., 2023**).

Les métabolites primaires comprennent les lipides, les protéines, les glucides et les vitamines, indispensables aux processus cellulaires tels que la division, la respiration et la photosynthèse. Ils jouent un rôle fondamental dans la croissance et le développement des plantes (**Reshi et al., 2023**).

A partir du métabolisme primaire, les plantes ont développé un réseau de voies de biosynthèse secondaire, conduisant à la production d'un grand nombre de substances appelées métabolites secondaires (**Calatayud et al., 2013**).

Les métabolites secondaires sont présents dans des espèces spécifiques et à des stades précis de croissance et de développement. Ils peuvent également être activés en période de stress, comme lors d'une attaque de micro-organismes ou en cas de carence en nutriments (**Bosco & Butnariu, 2022**).

Les métabolites secondaires d'origine végétale, tels que les composés phénoliques, (notamment les flavonoïdes), ainsi que les alcaloïdes, les saponines, les terpénoïdes et les quinones, constituent une importante source de composés bioactifs présentant diverses activités biologiques. Ils jouent ainsi un rôle potentiel dans la prévention et le traitement de nombreuses maladies (**Twaij & Hasan, 2022**).

2 Classification des métabolites secondaires

Les métabolites secondaires des plantes divisent principalement en trois catégories (Figure 4).

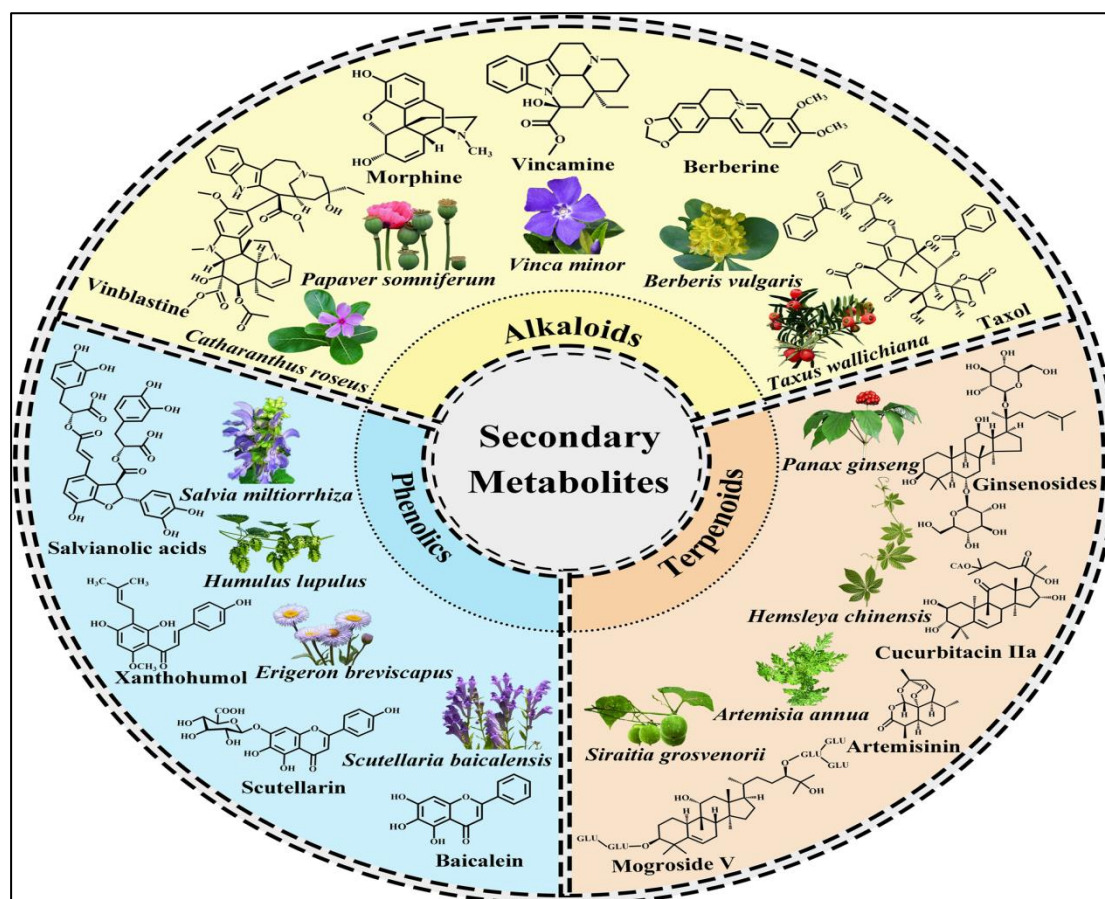


Figure 4: Les structures chimiques des métabolites secondaires produits par les plantes médicinales (Zhao, 2023).

2.1 Les composés phénoliques

Possèdent une structure de base caractérisée par la présence d'au moins un groupe hydroxyle (-OH) directement lié à un noyau aromatique de type phényle. En se basant sur ce squelette structural fondamental, ils sont généralement répartis en plusieurs groupes, notamment les acides phénoliques, les flavonoïdes, les tanins, les coumarines et les quinones (Kisiriko et al., 2021).

2.1.1 Les flavonoïdes

Sont des composés naturels principalement localisée dans les vacuoles des cellules végétales, ils sont classés en plusieurs sous-groupes notamment les flavones, flavanones, isoflavones, flavonols, flavanols. Dans les plantes, ils jouent des rôles essentiels tels que la protection contre les rayonnements ultraviolets, la défense contre les agents pathogènes, la pigmentation des fleurs et des fruits, ainsi que l'attraction des pollinisateurs. Sur le plan biologique, ils présentent de nombreuses activités chez l'humain, notamment des effet antioxydants, anti-inflammatoires, antimicrobiens et cardioprotecteurs (Chen et al., 2023) (Figure 5).

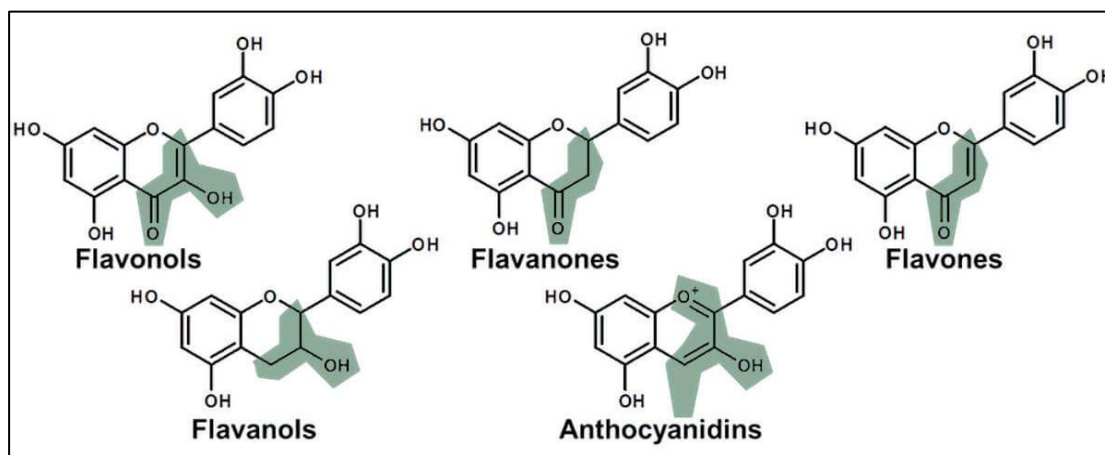


Figure 5: Structures chimiques des principaux composés flavoniques
(www.aquaportail.com).

2.1.2 Les tanins

Sont des composés polyphénoliques hétérogènes largement répandus dans le règne végétal. Ils servent principalement de système de défense pour les plantes contre les prédateurs (insectes, herbivores) et les infections microbiologiques (bactéries, champignons). Ils jouent également un rôle dans la régulation de la croissance des plantes et la protection contre les rayons ultraviolets. La classification classique de Freudenberg divise les tanins en deux groupes principaux, auxquels se sont ajoutés récemment deux autres groupes spécifiques (Ozogul et al., 2025):

- **Tanins condensés (Proanthocyanidines) :** Ce sont des polymères de flavonoïdes non hydrolysables formés de liaisons carbone-carbone entre des unités de flavan-3-ol.
- **Tanins hydrolysables :** Ce sont des esters d'acide gallique ou d'acide ellagique liés à un sucre (souvent le glucose). Décomposés facilement par l'eau, les acides ou les enzymes.
- **Tanins complexes :** Formés d'une unité de tanin hydrolysable liée à une unité de tanin condensé.
- **Phlorotanins :** Présents spécifiquement dans les algues brunes.

2.1.3. Les coumarines

Sont des composés naturels appartenant à la famille des benzopyrones, largement présents dans les plantes, les champignons et certains micro-organismes. Elles possèdent un noyau chimique de base appelé 1,2-benzopyrone, qui leur confère des propriétés physico-chimiques particulières et une grande diversité d'activités biologiques. Les coumarines peuvent être synthétisées par différentes méthodes chimiques classiques comme les réactions de Pechmann et de Knoevenagel, ainsi que par des approches plus écologiques relevant de la chimie verte. Sur le plan pharmacologique, elles présentent un large éventail d'activités, notamment anticoagulante, anti-inflammatoire, antioxydante, antimicrobienne et anticancéreuse (Stefanachi et al., 2018).

2.1.4 Les quinones

Sont une grande famille de composés organiques naturels caractérisés par une structure de type cyclo-hexadiènedione. Elles se classent en plusieurs catégories principales, notamment les benzoquinones, naphthoquinones, anthraquinones et phénanthrènequinones, présentes dans de nombreuses sources végétales, animales et fermentées. Elles jouent un rôle biologique important grâce à leurs propriétés redox, ce qui leur permet d'intervenir dans la production d'énergie cellulaire et la régulation du stress oxydatif. Sur le plan médical, les quinones présentent un intérêt particulier dans

la gestion du diabète de type 2. Cependant, malgré leurs effets bénéfiques, certaines quinones peuvent être toxiques à fortes doses (**Zhang et al., 2025**).

2.2. Les terpénoïdes

Sont une grande famille de composés naturels très diversifiés, dérivés d'unités d'isoprène et largement présents dans les plantes médicinales. Ils sont classés en plusieurs groupes selon leur structure, notamment les sesquiterpénoïdes, diterpénoïdes et triterpénoïdes. Ces molécules possèdent de nombreuses activités biologiques importantes, en particulier des effets anticancéreux, anti-inflammatoires et immunosuppresseurs, ce qui les rend intéressants pour le traitement de maladies comme le cancer ou l'arthrite rhumatoïde. Certains composés comme le triptolide ou le célastrol agissent sur des voies cellulaires clés impliquées dans la prolifération et l'inflammation. Cependant, malgré leur fort potentiel thérapeutique, leur utilisation clinique est limitée par une toxicité possible sur plusieurs organes et une faible biodisponibilité. Pour améliorer leur efficacité, la recherche actuelle se concentre sur le développement de systèmes innovants de délivrance comme les nanoparticules (**Li et al., 2025**).

2.2.1. Les saponines

Sont des composés naturels amphiphiles largement présents dans les plantes et certains organismes marins. Elles sont constituées de deux parties : une partie hydrophile (sucres) et une partie lipophile appelée aglycone ou sapogénine, ce qui leur confère des propriétés tensioactives et la capacité de former de la mousse dans l'eau. Elles sont classées en deux grands types, les saponines triterpénoïdes et stéroïdales, selon la structure de leur aglycone. On les trouve dans de nombreuses sources comme les légumineuses, les céréales, le ginseng ou encore les concombres de mer. Grâce à leurs propriétés biologiques, elles présentent plusieurs applications dans les domaines alimentaire, pharmaceutique, cosmétique et agricole, notamment comme émulsifiants naturels, agents antioxydants, anti-inflammatoires et biopesticides. Toutefois, à fortes doses, elles peuvent provoquer des effets toxiques comme l'hémolyse ou des irritations digestives, ce qui nécessite un usage contrôlé (**Fordos et al., 2025**).

3.3 Les alcaloïdes

Les alcaloïdes sont des composés organiques naturels contenant un atome d'azote dans un système cyclique, généralement issus des acides aminés. Ils présentent des propriétés basiques et une solubilité dépendante du pH, ce qui leur permet de traverser facilement les membranes biologiques. Leur structure est très diversifiée et permet de les classer en plusieurs familles selon leur squelette, allant des alcaloïdes simples aux structures plus complexes comme les diterpénoïdes, ainsi que des types spécifiques comme les pyrrolidines ou les β -carboline. Cette grande diversité structurale explique leur large importance en pharmacologie et leurs nombreuses activités biologiques (Heinrich et al., 2021).

1. Présentation de la plante

a) La famille *Juncaceae*

La famille des Juncaceae comprend huit genres, à savoir *Juncus*, *Luzula*, *Oxychloe*, *Distichia*, *Patosia*, *Marsippospermum*, *Rostkovia* et *Pronium* (Balslev, 1996). Le genre *Juncus* est le plus important et le plus représentatif de cette famille (El-Shamy et al., 2012). Les Juncaceae constituent une famille de plantes cosmopolite, caractérisée par une large répartition géographique, couvrant principalement les régions tempérées et arctiques (Brozova et al., 2022).

b) Présentation de l'espèce *Juncus maritimus* L

Juncus maritimus L est une plante vivace formant des peuplements denses d'un vert clair, pouvant atteindre environ 1 m de hauteur. Elle est caractérisée par une bractée piquante. Les tiges, rigides, sont pleines et nues. Les feuilles, peu nombreuses, sont basales (radicales), dressées et cylindriques (Marnotte & Girardot, 2005; Sahli, 2017) (Figure 6).



Figure 6: *Juncus maritimus* L dans son habitat (www.orchid-nord.com)

Cette espèce se rencontre principalement dans les régions littorales (Marnotte & Girardot, 2005). Selon Cuénod et al. (1954), la croissance végétative de *J. maritimus* s'étend de décembre à mars, tandis que la floraison et la fructification ont lieu entre juillet et novembre en Tunisie. En France, la floraison se déroule entre juin et septembre (Larroque & Favennec, 2016).

En Algérie, les données disponibles restent limitées ; cependant certaines études indiquent que la floraison de *Juncus maritimus* se produit principalement en été, notamment entre juin et juillet, avec une reprise de l'activité végétative dès le printemps (mars-avril), selon les conditions écologiques locales (Bensettiti et al., 2008; Miloudi, 2013).

2. Classification botanique de *Juncus maritimus* L

Systematique de la plante *Juncus maritimus* L selon (Hagemeyer, 1996).

Règne	Plantea
Embranchement	Spermaphytes
Classe	Monocotylédones
Ordre	Juncales
Famille	Juncaceae
Genre	<i>Juncus</i>
Espèce	<i>Juncus maritimus</i> Lam

Nom français : Jonc maritime

Nom vernaculaire : Smâr

3. Description botanique de *Juncus maritimus* L

Cette plante se caractérise par des racines rhizomateuses robustes, des tiges cylindriques et creuses, ainsi que des feuilles fortement réduites. Les fleurs sont regroupées en inflorescences caractéristiques et elle donne naissance à des fruits contenant des graines adaptées à son habitat humide (Basas-Jaumandreu & De las Heras, 2025) (Figure 7, 8).



Figure 7 : *Juncus maritimus* L. (A) inflorescences, (B) rhizomes avec tiges parallèles, (C) tiges pleines dressées et raides (www.orchid-nord.com)



Figure 8 : *Juncus maritimus* L. (A) inflorescences, (B) rhizomes avec tiges parallèles, (C) tiges pleines dressées et raides (www.orchid-nord.com)

4. Localisation géographique

Les espèces de *Juncus maritimus* L sont présentes dans les terres humides du monde entier, mais sont plus rares sous les tropiques que les régions tempérées (Brink et al., 2012). Il se trouve dans les zones humides salées du l'Afrique du nord

(Algérie, Maroc, Tunisie) (**Minter et al., 2022**), aussi dans la Méditerranée occidentale (France, Espagne, Italie, Croatie) (**Guzman-Davalos et al., 2009**).

5. L'utilisation thérapeutique de *Juncus maritimus* L

Les espèces du genre *Juncus* sont utilisées à des fins thérapeutique depuis des temps très anciens. Le savant **Ibn al-Baytar**, dans son livre confirme leur emploi pour arrêter les saignements, soulager les troubles digestifs et stimuler l'élimination de l'urine.

En médecine traditionnelle actuelle, *Juncus maritimus* L connue pour traiter le rhume (**Ourghidi et al., 2013**), les graines en décoction sont utilisée contre les maux l'estomac (**Lahsissene et al., 2009**). On recommande également les rhizomes de *J. maritimus* L pour traiter l'insomnie (**El-shamy et al ., 2015**).

Dans la médecine traditionnelle en Algérie, au Maroc et en Tunisie, cette plante est utilisée depuis sous différentes préparations pour ses propriétés analgésiques, antiseptiques et anti-inflammatoires. Elle sert notamment au traitement de diverses affections, telles que les infections urinaires et génitales, les blessures, les plaies ainsi que les troubles cutanés (**Kusz et al., 2021**).

6. Composition chimique

La plante *Juncus maritimus* L renferme divers composés chimiques, notamment des composés phénoliques, parmi lesquels les phénanthrènes constituent un groupe restreint de métabolites secondaires aromatiques (**Kusz et al., 2021**).

Par ailleurs, une étude menée en **2019** a permis d'isoler le déhydrogunsol, un composé appartenant à la famille des phénanthrènes, à partir des parties souterraines (rhizomes) de *Juncus maritimus* L. Ce composé a été identifié comme un nouvel inhibiteur de la réplication de l'ARN du virus de l'hépatite C (HCV) et a démontré une activité antivirale efficace à des concentrations non toxiques (**Flisiak et al., 2019**) . Une étude menée en **2021** a permis d'isoler 11 phénanthrènes à partir des parties aériennes de la plante, dont quatre totalement nouveaux pour la science, nommés maritines A–D

(Kusz et al., 2021). Les sept autres phénanthrènes avaient déjà été décrits dans d'autres études.

Kusz et ses collaborateurs (2021) confirment également une activité antiproliférative significative des phénanthrènes isolés de *Juncus maritimus* L, en particulier pour les composés dimériques, qui montrent une forte efficacité contre les cellules tumorales, notamment la lignée T-47D.

Partie expérimentale

Matériel et méthodes

Matériel et méthodes

Les travaux expérimentaux de cette étude ont été réalisés au sein du laboratoire de recherche « Antibiotiques, Antifongiques : Physico-chimie, Synthèse et Activité Biologique » (LAPSAB), relevant de l'Université Aboubekr Belkaïd de Tlemcen.

1. Récolte et préparation du matériel végétal

Le matériel végétal utilisé dans cette étude est constitué des tiges et des graines de *Juncus maritimus* L. Ces échantillons ont été récoltés au cours du mois de mars 2026 dans la région de Ouled Mimoun - Tlemcen, située au nord-ouest de l'Algérie.

L'identification de la plante a été faite par **Pr. HASSANI Faïçal**, enseignant au sein du département d'écologie et environnement à la faculté des sciences de la nature et de la vie et sciences de la terre et de l'univers, à l'université de Tlemcen.

Après la récolte, les tiges et les graines ont été soigneusement nettoyées afin d'éliminer les impuretés et les matières étrangères. Les échantillons ont ensuite été séchés à l'ombre, à température ambiante et à l'abri de la lumière, dans le but de préserver leurs composés bioactifs (**Figure 9**).



Figure 9: Matériel végétal de *Juncus maritimus* L utilisé dans l'étude : (A) tiges ; (B) graines (**Photo prise au laboratoire en 2026**)

Matériel et méthodes

Une fois séchés, les échantillons ont été broyés séparément à l'aide d'un hachoir électrique afin d'obtenir une poudre homogène (**Figure 10**). Les poudres obtenues ont été conservées dans des flacons hermétiquement fermés jusqu'à leur utilisation dans les différentes analyses expérimentales.



Figure 10: Poudres obtenues à partir de *Juncus maritimus* L.: (A) poudre des tiges ; (B) poudre des graines (**Photo prise au laboratoire en 2026**).

2. Extraction du matériel végétal

2.1. 1 Préparation des extraits aqueux

Les extraits utilisés dans le cadre de cette étude ont été obtenus par une extraction

Matériel et méthodes

réalisée selon la méthode de macération (**Figure 11**).

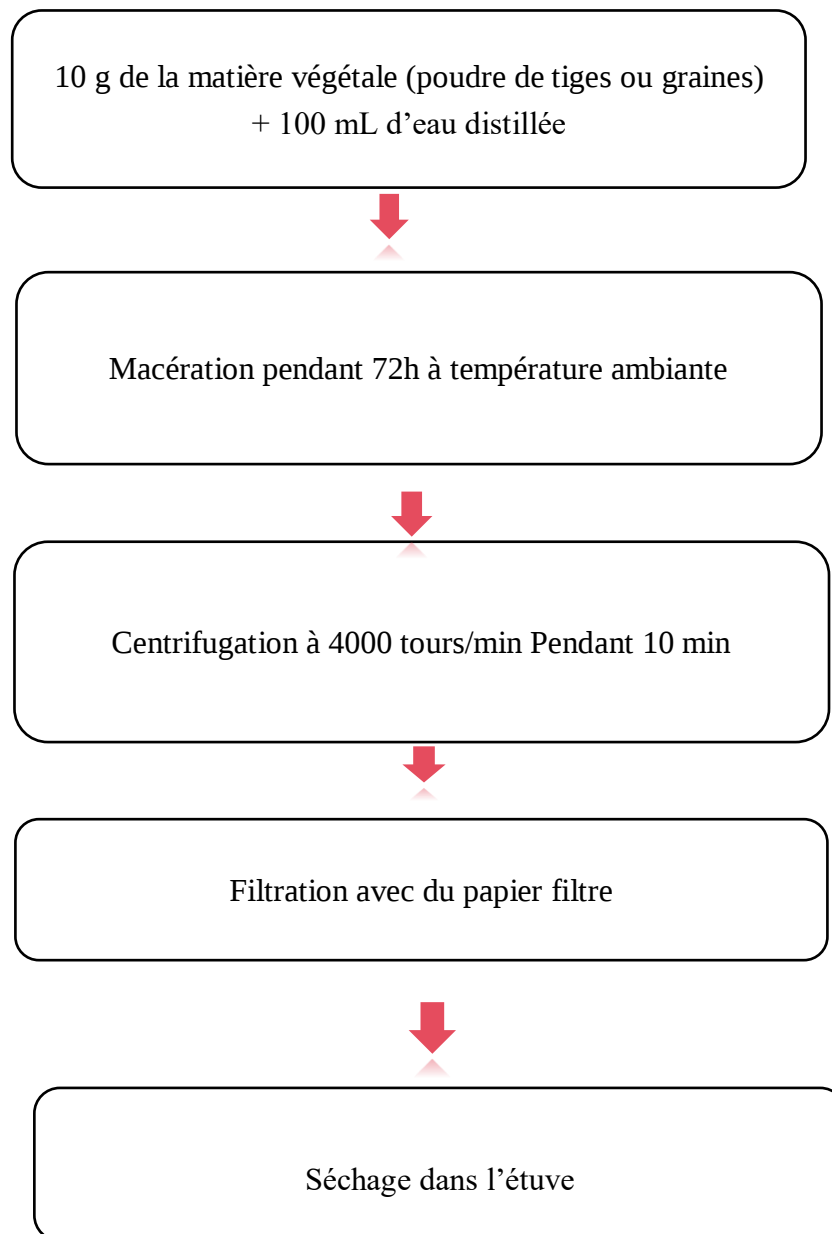


Figure 11: Protocole de préparation des extraits aqueux.

Matériel et méthodes

2.2.1 Préparation des extraits hydroéthanoliques

Les extraits utilisés dans le cadre de cette étude ont été obtenus par une extraction réalisée selon la méthode de macération (**Figure 12**).

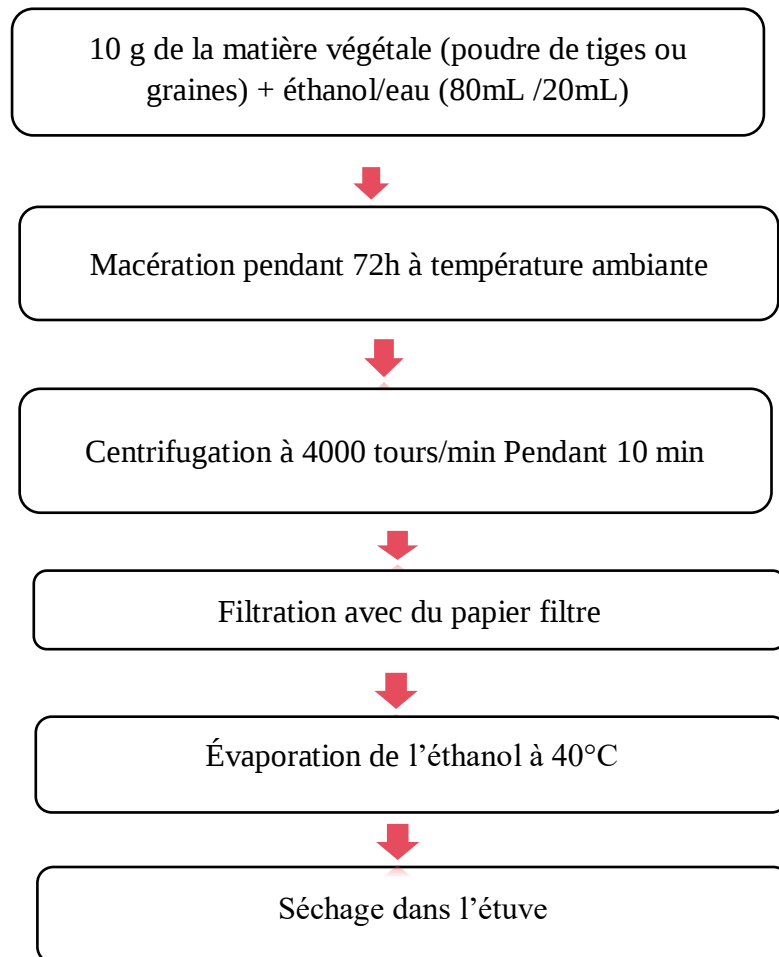


Figure 12 : Protocole de préparation des extraits hydroéthanoliques.

3. Calcule du rendement

Le rendement correspond au rapport entre la masse de l'extrait obtenu après évaporation du solvant et la masse de la matière végétale initiale utilisée lors de l'extraction, exprimé en pourcentage.

Il est déterminé selon la formule suivante :

$$\text{Rendement (\%)} = (M_1 / M_0) \times 100$$

Où :

M_1 : représente la masse (en grammes) de l'extrait brut obtenu après évaporation du solvant ;

M_0 : représente la masse (en grammes) de la matière végétale sèche initiale utilisée pour l'extraction.

4. Les tests phytochimiques

Les tests phytochimiques qualitatifs constituent une étape essentielle pour l'identification préliminaire des métabolites secondaires présents dans les extraits végétaux. Ils reposent sur des réactions chimiques spécifiques entre les composés bioactifs et différents réactifs, entraînant des changements de couleur, la formation de précipités ou d'autres indices visuels facilement observables. Ces méthodes sont couramment utilisées pour détecter plusieurs familles de composés bioactifs, notamment les flavonoïdes, les tanins, les alcaloïdes, les coumarines, les quinones, les terpénoïdes et les saponosides (**Sasidharan et al., 2010**)

4.1. Alcaloïdes

Un volume de 0,5 mL d'extrait est réparti dans deux tubes à essai. Ensuite, 0,5 mL d'acide chlorhydrique (HCl à 1%) est ajouté, suivi de 0,1 mL du réactif de Mayer dans le premier tube et 0,1 mL du réactif de Wagner dans le second. La présence d'alcaloïdes est mise en évidence par l'apparition d'un précipité blanc ou brun.

4.2. Tanins

Un volume de 1 mL d'extrait est introduit dans un tube à essai, puis complété par 0,25 mL de chlorure ferrique (FeCl_3 à 1%). Le mélange est laissé à température ambiante pendant 15 minutes. La présence de tanins est indiquée par l'apparition d'une coloration vert foncé ou bleu-noir.

4.3. Flavonoïdes

Les flavonoïdes sont détectés en ajoutant 1 mL d'extrait à 1 mL d'acide chlorhydrique concentré, en présence de quelques copeaux de magnésium. L'apparition d'une coloration rouge, orange ou rose confirme leur présence.

4.4. Anthraquinones

Un volume de 1 mL d'extrait est mélangé à 1 mL d'hydroxyde d'ammonium (NH_4OH à 10%). Le développement d'une coloration violette indique la présence d'anthraquinones.

4.5. Quinones libres

La détection des quinones libres se fait par l'ajout de 0,1 mL d'hydroxyde de sodium (NaOH à 1%) à 1 mL d'extrait. Un changement de couleur vers le jaune, le rouge ou le violet indique leur présence.

4.6. Terpénoïdes (test de Laskowski)

1 mL d'extrait est mélangé avec 0,4 mL de chloroforme et 0,6 mL d'acide sulfurique concentré. L'apparition d'une coloration brune accompagnée d'une séparation de phases confirme la présence de terpénoïdes.

4.7. Saponines

L'extrait est agité vigoureusement pendant 15 minutes, puis laissé au repos pendant 15 minutes. La formation d'une mousse stable dépassant 1 cm de hauteur indique la présence de saponines.

4.8. Composés réducteurs

Un millilitre de réactif de Fehling (0,5 mL de solution A et 0,5 mL de solution B) est ajouté à 1 mL d'extrait. Le mélange est ensuite chauffé au bain-marie bouillant pendant 8 minutes. L'apparition d'un précipité rouge brique confirme la présence de composés réducteurs.

5. Dosage des polyphénols totaux

La quantification des polyphénols totaux a été réalisée par la méthode spectrophotométrique utilisant le réactif de Folin-Ciocalteu. Ce réactif, constitué d'acide phosphotungstique ($\text{HPW}_{12}\text{O}_{40}$) et d'acide phosphomolybdique ($\text{HPMo}_{12}\text{O}_{40}$), subit des réactions de réduction, conduisant à l'apparition d'une coloration bleue en solution. L'intensité de cette coloration est proportionnelle à la concentration en composés phénoliques oxydables et est mesurée à 700 nm (**Raposo et al., 2024**).

Une gamme d'étalonnage a été réalisée dans les mêmes conditions expérimentales à l'aide de l'acide gallique comme standard, avec des concentrations comprises entre 25 et 1000 $\mu\text{g/mL}$.

La teneur en polyphénols totaux est calculée selon la formule suivante :

$$[\text{Polyphénols}] = a \times f / C$$

Où :

a : Concentration des polyphénols déterminée à partir de la courbe d'étalonnage

f : Facteur de dilution

C : Concentration initiale de l'extrait

➤ Mode opératoire

Le protocole expérimental de dosage des composés phénoliques totaux comprend les étapes suivantes :

- ✧ Prélever 100 µL de chaque extrait dans un tube à essai.
- ✧ Ajouter 2 mL de carbonate de sodium (Na_2CO_3 à 2 %).
- ✧ Homogénéiser le mélange puis laisser incuber pendant 5 minutes.
- ✧ Ajouter 100 µL du réactif de Folin-Ciocalteu (1 N).
- ✧ Incuber le mélange à température ambiante et à l'abri de la lumière pendant 30 minutes.
- ✧ Mesurer l'absorbance à 700 nm à l'aide d'un spectrophotomètre.

6. Dosage des flavonoïdes

Le dosage des flavonoïdes a été déterminé par la méthode colorimétrique au trichlorure d'aluminium (AlCl_3), une technique couramment employée dans l'analyse phytochimique. En milieu alcalin, les flavonoïdes réagissent avec AlCl_3 pour former un complexe coloré stable, permettant une quantification par spectrophotométrie grâce à une absorption mesurée autour de 510 nm (Zbadi et al., 2018).

La gamme d'étalonnage est réalisée en parallèle dans les mêmes conditions opératoires à l'aide de la catéchine comme standard de référence, à des concentrations allant de 25 à 1000 µg/mL.

La concentration des flavonoïdes est exprimée en microgramme équivalent de catéchine par gramme d'extrait (mg EqC /g E) et elle est calculée selon la formule suivante :

$$[\text{Flavonoïdes}] = a \times f / C.$$

a : Concentration des flavonoïdes (mg/mL) déterminée à partir de la courbe étalon.

f : Facteur de dilution.

C : Concentration initial de l'extrait .

Mode opératoire

Le protocole expérimental de dosage des flavonoïdes comprend les étapes suivantes :

- ✧ Prélever 250 μL de chaque extrait dans un tube.
- ✧ Ajouter 1000 μL d'eau distillée.
- ✧ Ajouter 75 μL de solution de nitrite de sodium (NaNO_2 , 15%).
- ✧ Homogénéiser puis incubé 6 minutes à température ambiante.
- ✧ Ajouter 75 μL de chlorure d'aluminium (AlCl_3).
- ✧ Incuber à nouveau pendant 6 minutes à température ambiante.
- ✧ Ajouter 1000 μL d'hydroxyde de sodium (NaOH , 4%).
- ✧ Ajouter ensuite 100 μL d'eau distillée.
- ✧ Incuber 30 minutes à l'obscurité.
- ✧ Mesurer l'absorbance à 510 nm à l'aide d'un spectrophotomètre.

7. Évaluation de l'activité antioxydante

7.1. Détermination de l'activité antioxydante par le test de piégeage du radical libre DPPH•

L'activité antioxydante des extraits a été évaluée à l'aide du test du radical libre DPPH• (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle), une méthode largement utilisée pour déterminer la capacité des composés à neutraliser les radicaux libres. Le DPPH• est un radical stable présentant une coloration violette en solution méthanolique et une absorption maximale aux alentours de 517 nm. En présence d'antioxydants, il est réduit par transfert d'électrons ou d'atomes d'hydrogène, ce qui entraîne une diminution progressive de sa coloration. La baisse de l'absorbance mesurée à 517 nm est directement proportionnelle à l'activité antioxydante de l'échantillon analysé (**Ahmed et al., 2023 ; Duguma et al., 2024 ; Gulcin et Alwasel, 2023**) (**Figure 13**).

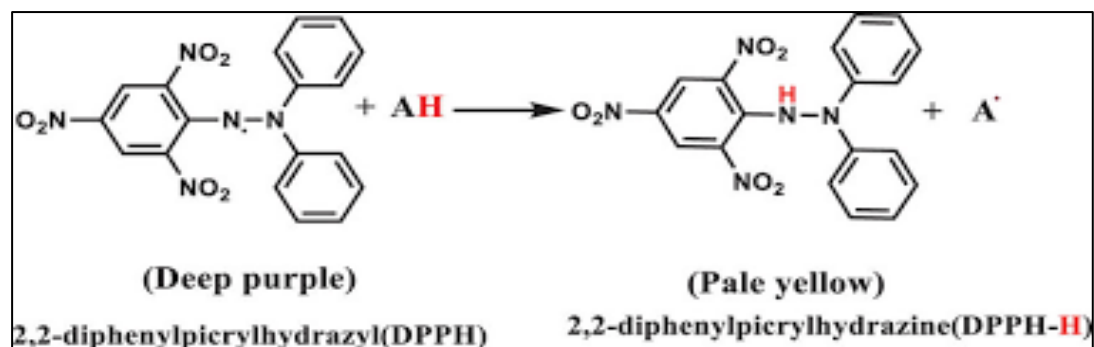


Figure 13: Mécanisme de piégeage du radical libre par le DPPH•

(Al-Qadsy et al., 2023).

➤ Mode opératoire

Le protocole d'activité anti-radicalaire du DPPH• est comprend les étapes suivantes :

- ✧ Préparer une solution de DPPH• en dissolvant **2,5 mg** de DPPH• dans **100 mL** de méthanol.
- ✧ Préparer différentes concentrations des extraits à tester.
- ✧ Mélanger **50 µL** de chaque concentration d'extrait avec **1950 µL** de solution de DPPH•.
- ✧ Incuber les mélanges à température ambiante, à l'abri de la lumière, pendant **30 minutes**.
- ✧ Mesurer l'absorbance à **517 nm** à l'aide d'un spectrophotomètre.

Le contrôle négatif a été préparé en mélangeant **50 µL** de méthanol avec **1950 µL** de solution de DPPH•.

Les extraits ont été testés à différentes concentrations comprises entre **0,5 à 10 mg/mL**. Le pourcentage de piégeage du radical libre a été calculé à l'aide de l'équation suivante :

$$\% I = [(AC - AE) / AC] \times 100$$

% I : Pourcentage d'inhibition.

AC : Absorbance du contrôle (Absorbance moyenne du radical seul).

Matériel et méthodes

AE : Absorbance de l'échantillon (Absorbance du radical libre en présence d'antioxydant après 30 minutes de contact).

7.2 Calcul du IC_{50} (concentration inhibitrice 50%)

Le IC_{50} correspond à la concentration d'un extrait ou d'un composé antioxydant nécessaire pour inhiber 50 % de l'activité du radical DPPH $\cdot$. Il s'agit d'un paramètre quantitatif permettant d'évaluer l'efficacité antioxydante et de comparer différents extraits (Ahmed et al., 2023 ; Duguma et al., 2024).

Résultats et interprétation

Résultats et interprétation

1. Analyse phytochimique

1.1. Rendement des extraits de *Juncus maritimus* L

Le rendement de l'extrait sec a été déterminé en rapportant la masse de l'extrait obtenue après évaporation du solvant à la masse initiale de la matière végétale utilisée pour l'extraction. Les différents extraits de *Juncus maritimus* L ont présenté des rendements ainsi que des caractéristiques physiques (aspect, couleur et solubilité) variables. Les résultats obtenus sont répertoriés dans le **tableau 2**.

Tableau 2 : Rendements, et caractéristiques des extraits des tiges et des graines de *Juncus maritimus* L.

Extraits	Rendement (%)	Aspect	Couleur	Solubilité
Extrait aqueux des tiges	3,52%	Pâteux	Brun foncé	Eau distillée
Extrait aqueux des graines	2,21%	Poudre fine	Brun foncé	Eau distillée
Extrait (E/EtOH) des tiges	4,42%	Pâteux	Brun foncé	Eau distillée et éthanol
Extrait (E/EtOH) des graines	4,36%	Pâteux	Brun foncé	Eau distillée et éthanol

***Extrait E/EtOH:** extrait hydroéthanolique.

Résultats et interprétation

D'après les résultats présentés dans le tableau ci-dessus, nous remarquons que les extraits obtenus à partir des tiges et des graines de *Juncus maritimus* L présentent des caractéristiques physico-chimiques variables selon le solvant d'extraction et la partie végétale utilisée. Les extraits aqueux des tiges se présentent sous forme pâteuse de couleur brun foncé, tandis que ceux des graines sont sous forme de poudre fine de même coloration. Les extraits hydroéthanoliques des tiges et des graines présentent un aspect pâteux et une couleur brun foncé, et sont solubles dans l'eau distillée ainsi que dans l'éthanol.

Par ailleurs, les rendements obtenus varient entre 2,21 % et 4,42 %. L'extrait hydroéthanolique des tiges présente le rendement le plus élevé (4,42 %), suivi de l'extrait hydroéthanolique des graines (4,36 %), tandis que l'extrait aqueux des graines enregistre le rendement le plus faible (2,21 %).

1.2. Criblage phytochimique

Les analyses phytochimiques effectuées sur les extraits aqueux et hydroéthanolique des tiges et des graines de *Juncus maritimus* L ont mis en évidence la présence de divers métabolites secondaires. Les résultats sont présentés dans le **tableau 3**.

Résultats et interprétation

Tableau3: Résultats de criblage phytochimique réalisé sur les extraits des tiges et des graines de *Juncus maritimus* L.

Composés / extraits	Extrait (E/EtOH) des graines	Extrait aqueux des graines	Extrait (E/EtOH) des tiges	Extrait aqueux des tiges
Alcaloïdes	-	-	-	-
Les tanins	+	-	+	-
Anthraquinones	-	-	-	-
Les quinones libre	+	-	+	-
Les flavonoïdes	+	-	+	-
Les saponosides	-	-	-	-
Terpénoides	+	-	+	-
Les composés réducteurs	+	+	+	-

***Extrait E/EtOH:** extrait hydroéthanolique, le signe (–) indique une réaction négative (absence du composé), le signe (+) indique une réaction positive (présence du composé).

Les analyses effectuées sur les extraits aqueux et hydroéthanoliques des graines et des tiges de *Juncus maritimus* L montrent la présence de plusieurs métabolites secondaires, avec des variations selon le type d'extrait et l'organe étudié. Les extraits **hydroéthanoliques des graines** révèlent la présence de tanins, de quinones libres, de flavonoïdes ainsi que de composés réducteurs, alors que les alcaloïdes, les anthraquinones et les saponines y sont absents.

Concernant **les tiges**, les extraits **hydroéthanoliques** révèlent la présence de tanins, de terpénoïdes et de composés réducteurs, tandis que les alcaloïdes, les anthraquinones, les quinones libres et les saponines sont absents.

Résultats et interprétation

En revanche, les extraits **aqueux des graines** et **des tiges** montrent globalement une absence de la majorité des métabolites testés, à l'exception des composés réducteurs qui sont détectés uniquement dans les **graines**.

Ces résultats mettent en évidence une richesse phytochimique plus importante dans les extraits hydroéthanoliques par rapport aux extraits aqueux, suggérant que l'éthanol favorise une meilleure extraction des composés bioactifs.

1.3. Teneur en polyphénols totaux et flavonoïdes

Les concentrations de polyphénols totaux et flavonoïdes dans les extraits des tiges et graines de *Juncus maritimus* L ont été déterminées en appliquant les équations de régression linéaire des courbes standards d'acide gallique et de catéchine respectivement (**Figures 14 et 15**).

Résultats et interprétation

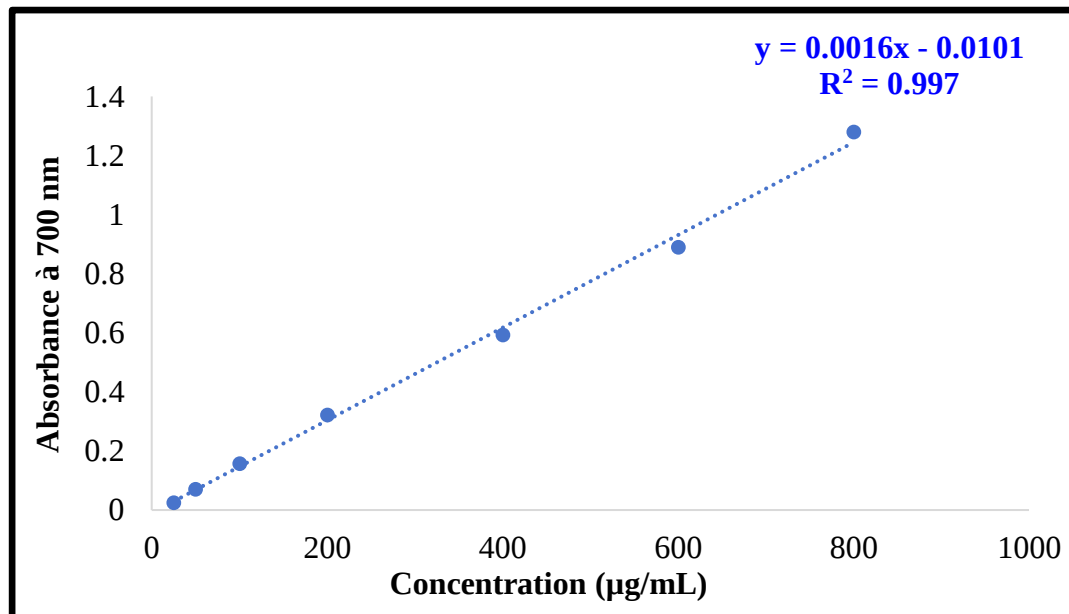


Figure 14 : Courbe d'étalonnage de l'acide gallique pour le dosage des polyphénols totaux.

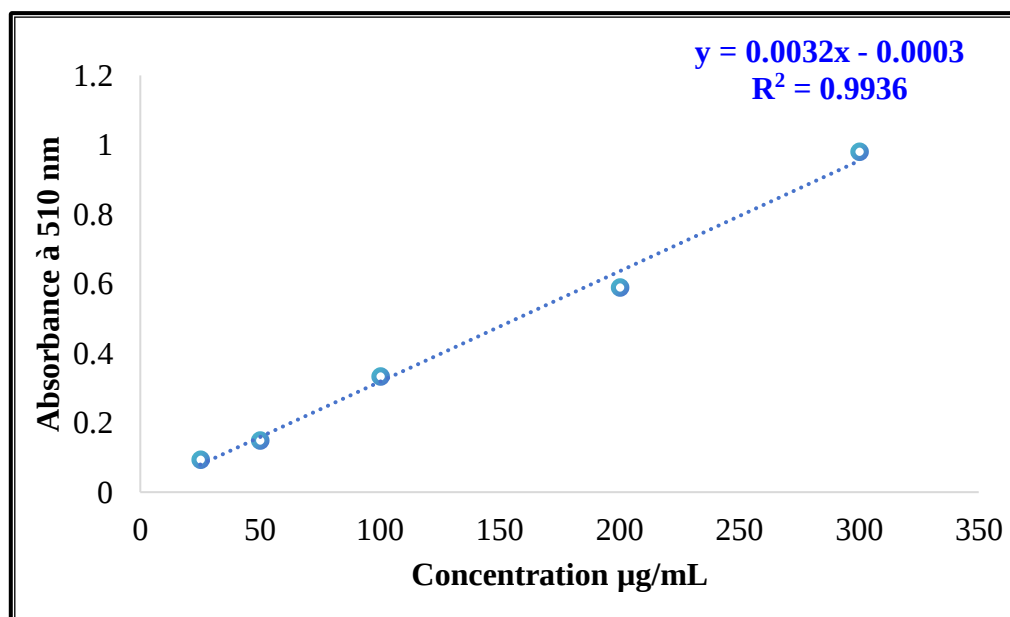


Figure 15: Courbe d'étalonnage de catéchine pour le dosage des flavonoïdes.

Résultats et interprétation

Les résultats de dosages des polyphénols totaux et flavonoïdes sont regroupés dans le **tableau 4**.

Tableau 4: Dosage des polyphénols totaux et flavonoïdes des extraits de *Juncus maritimus* L.

Extraits	Teneurs en polyphénols totaux (mg Eq AG/g ES)	Teneurs en flavonoïdes (mg Eq C/g ES)
Extrait aqueux des tiges	12,74 ± 0,1057	0,062 ± 0,010
Extrait aqueux des graines	5,17± 0,0376	0,14± 0,0022
Extrait (E/EtOH) des tiges	2,65 ± 0,0644	0,45± 0,0004
Extrait (E/EtOH) des graines	2,24 ± 0,0152	1,05± 0,005

***Extrait E/EtOH:** extrait hydroéthanolique

Les analyses ont montré que les extraits aqueux des tiges présentent la teneur la plus élevée en polyphénols totaux (12,74 ± 0,1057 mg Eq AG/g ES), suivis des extraits aqueux des graines (5,17 ± 0,0376 mg Eq AG/g ES). En revanche, les extraits hydroéthanoliques ont présenté des teneurs plus faibles en polyphénols totaux, avec des valeurs de 2,65 ± 0,0644 mg Eq AG/g ES pour les tiges et de 2,24 ± 0,0152 mg Eq AG/g ES pour les graines.

Concernant les flavonoïdes, les résultats montrent une tendance inverse, où l'extrait hydroéthanolique des graines présente la teneur la plus élevée (1,05± 0,005 mg Eq C/g ES), suivi de l'extrait hydroéthanolique des tiges (0,45± 0,0004 mg Eq C/g ES). Les extraits aqueux montrent des teneurs plus faibles, notamment celui des tiges (0,062 ± 0,010 mg Eq C/g ES) et des graines (0,14± 0,0022 mg Eq C/g ES).

Résultats et interprétation

Ces résultats indiquent que le choix du solvant influence fortement le profil d'extraction des composés phénoliques. L'eau semble plus efficace pour extraire les polyphénols totaux, tandis que le mélange hydroéthanolique favorise davantage l'extraction des flavonoïdes, en particulier dans les graines. Ces différences peuvent être attribuées à la polarité des composés bioactifs ainsi qu'à leur affinité différente selon le solvant utilisé.

2. L'activité antioxydante

2.1. Piégeage du radical libre DPPH'

L'évaluation de l'activité antioxydante des extraits des tiges et des graines de *Juncus maritimus* L par le test de DPPH', a donné les courbes graphiques ci-dessous qui illustrent la variation du pourcentage d'inhibition en fonction de la concentration de chaque extrait (Figures 16 à 20).

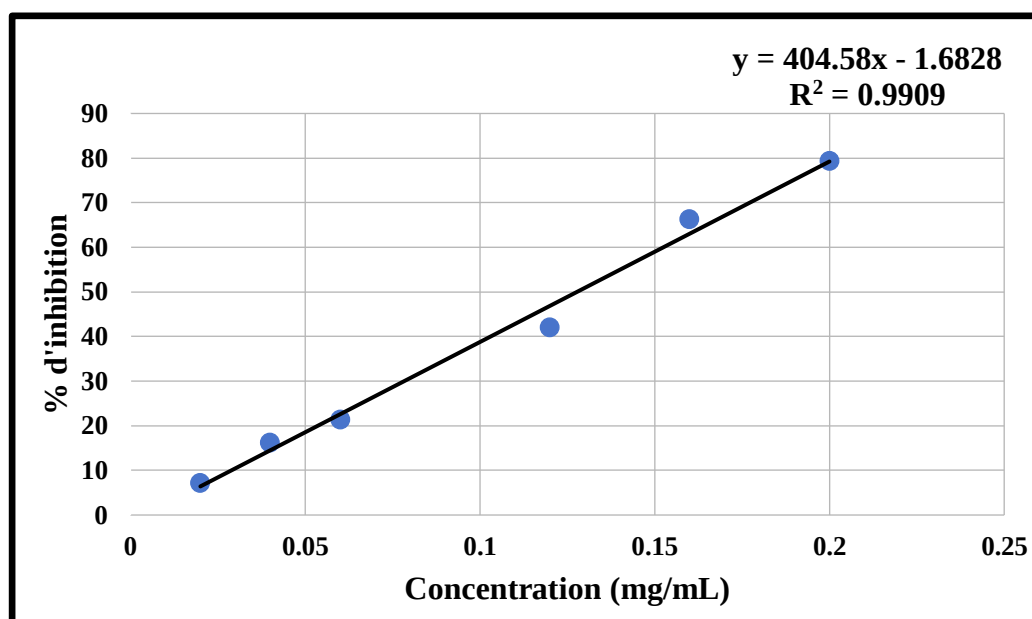


Figure 16: Pourcentage d'inhibition du radical DPPH' en fonction de différentes concentrations de l'acide ascorbique.

Résultats et interprétation

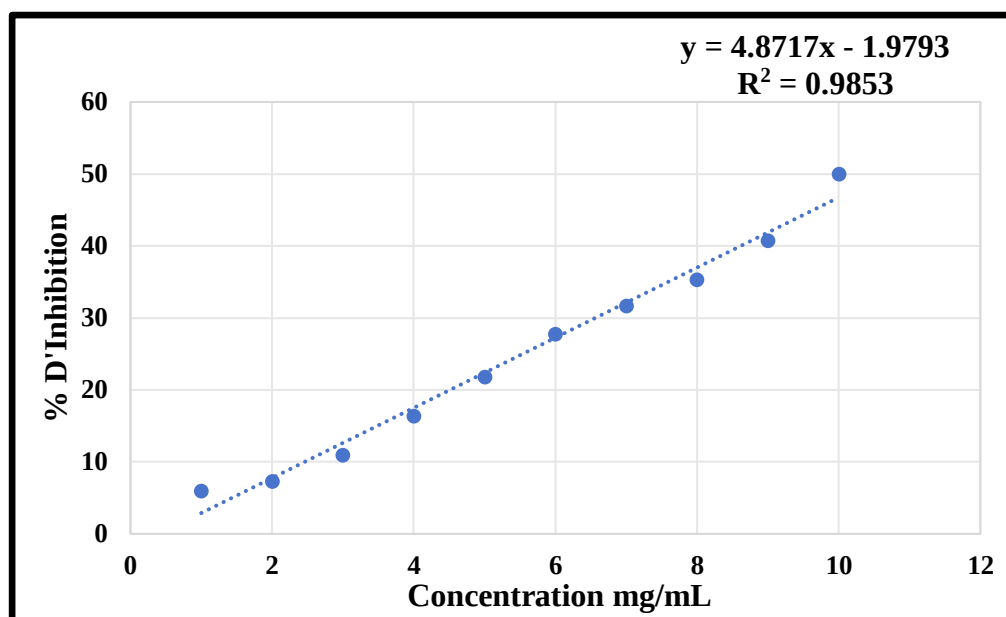


Figure 17 : Pourcentage d'inhibition du radical DPPH• en fonction de différentes concentrations de l'extrait aqueux des tiges.

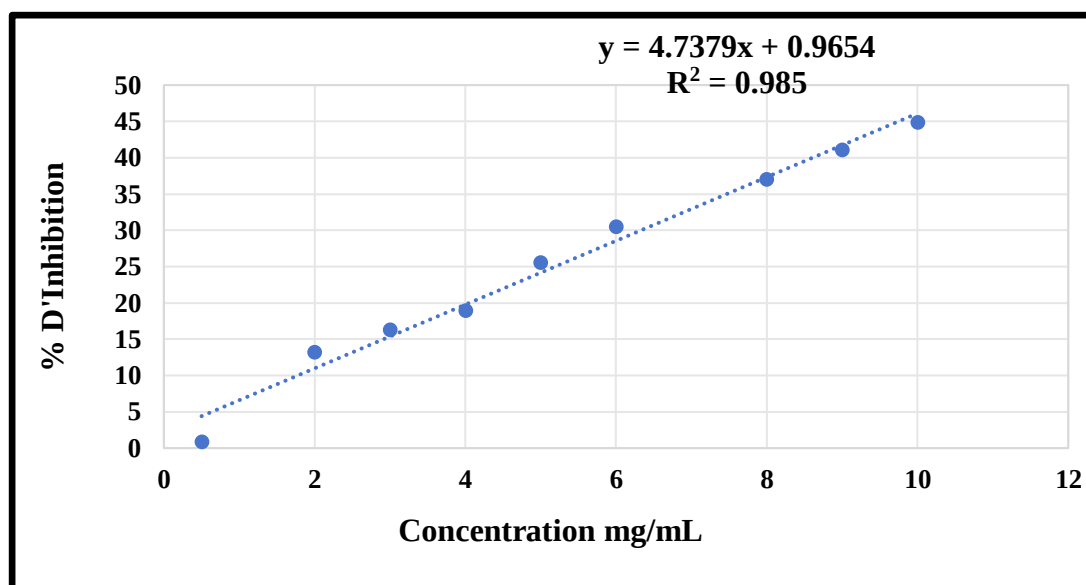


Figure 18 : Pourcentage d'inhibition du radical DPPH• en fonction de différentes concentrations de l'extrait aqueux des graines.

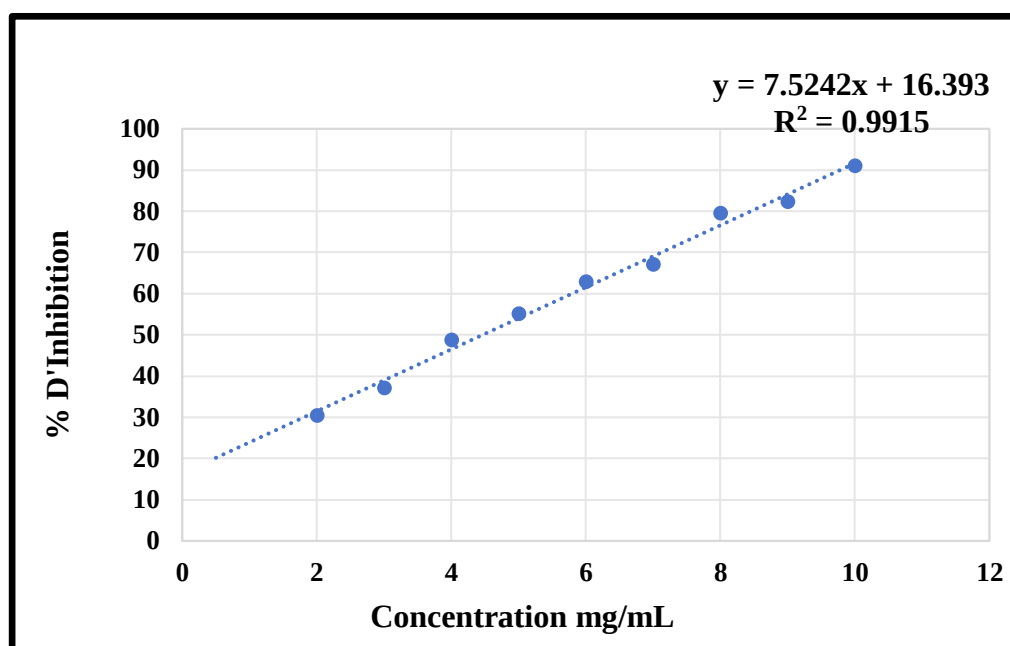


Figure 19: Pourcentage d'inhibition du radical DPPH^{*} en fonction de différentes concentrations de l'extrait hydroéthanolique des tiges.

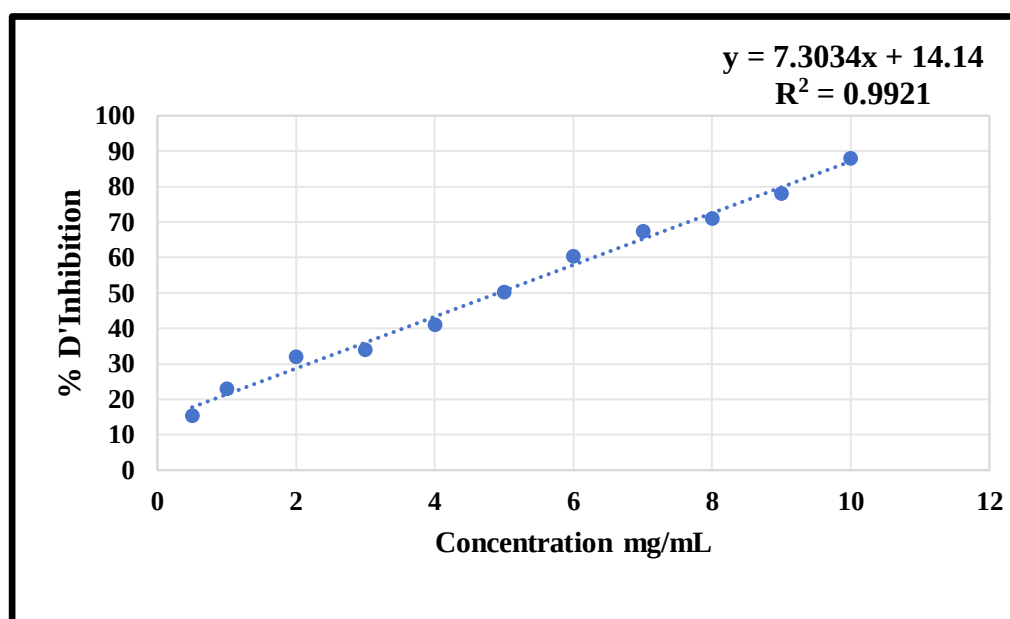


Figure 20: Pourcentage d'inhibition du radical DPPH^{*} en fonction de différentes concentrations de l'extrait hydroéthanolique des graines.

Résultats et interprétation

Les valeurs d'IC₅₀ ont été utilisées pour évaluer et comparer le pouvoir réducteur des différents extraits par rapport à une molécule de référence. Elles ont été déterminées graphiquement à partir des courbes représentant l'évolution de l'absorbance en fonction des différentes concentrations des extraits étudiés (**Tableau 5**).

Tableau 5 : Les valeurs d'IC₅₀ des extraits de *Juncus maritimus* L avec la molécule de référence.

Extraits	IC ₅₀ (mg/mL)
Extrait aqueux des tiges	10,67
Extrait aqueux des graines	10,35
Extrait (E/EtOH) des tiges	4,47
Extrait (E/EtOH) des graines	4,91
Acide Ascorbique	0,127

Les résultats obtenus montrent que tous les extraits étudiés possèdent une activité antioxydante, mais avec des intensités variables. Les extraits hydroéthanoliques ont présenté les plus faibles valeurs d'IC₅₀, indiquant ainsi une meilleure capacité antioxydante par rapport aux extraits aqueux. En effet, l'extrait hydroéthanolique des tiges a enregistré une IC₅₀ de 4,47 mg/mL, suivi de l'extrait hydroéthanolique des graines avec une IC₅₀ de 4,91 mg/mL. En revanche, les extraits aqueux ont montré une activité antioxydante plus faible, avec des valeurs d'IC₅₀ de 10,35 mg/mL pour l'extrait aqueux des graines et de 10,67 mg/mL pour l'extrait aqueux des tiges.

À titre de comparaison, l'acide ascorbique, utilisé comme standard de référence, a présenté une IC₅₀ de 0,127 mg/mL, nettement inférieure à celles des différents extraits, ce qui traduit une activité antioxydante plus élevée. Ainsi, bien que les extraits des tiges et des graines présentent une capacité appréciable à piéger les radicaux libres, leur efficacité demeure inférieure à celle de l'acide ascorbique. Par ailleurs, les résultats suggèrent que le mélange éthanol/eau permet une meilleure extraction des composés

Résultats et interprétation

antioxydants que l'eau seule, probablement en raison d'une plus grande solubilisation des composés phénoliques et flavonoïdes responsables de cette activité.

Discussion

Discussion

L'analyse réalisée sur les tiges et les graines de *Juncus maritimus* L a permis d'évaluer leur composition phytochimique, leur teneur en composés phénoliques ainsi que l'activité antioxydante des extraits aqueux et hydroéthanoliques. Les résultats obtenus montrent que le choix du solvant d'extraction influence le rendement d'extraction, la composition chimique et les propriétés biologiques des extraits.

Les résultats montrent que, pour les tiges de *Juncus maritimus* L, l'extrait hydroéthanolique a présenté un rendement d'extraction plus élevé (4,42 %) que l'extrait aqueux (3,52 %). Cette différence suggère que le mélange hydroéthanolique est plus efficace pour extraire les composés présents dans les tiges. En effet, l'association de l'eau et de l'éthanol offre une polarité intermédiaire, permettant la solubilisation d'une plus grande diversité de métabolites secondaires, notamment les composés polaires et semi-polaires (Gourguillon et al., 2016 ; Zhang et al., 2018).

De même, pour les graines, l'extrait hydroéthanolique a également présenté un rendement supérieur (4,36 %) à celui de l'extrait aqueux (2,21 %). Cette observation confirme que le mélange hydroéthanolique favorise une meilleure extraction des constituants bioactifs des graines. L'eau seule, en raison de sa forte polarité, est plus sélective et extrait principalement les composés hydrophiles, ce qui peut expliquer le rendement plus faible obtenu.

Il convient toutefois de souligner qu'une comparaison directe des rendements entre les tiges et les graines n'est pas appropriée dans cette étude, car les masses initiales de matière végétale utilisées pour l'extraction étaient différentes (50 g pour les tiges contre 14 g pour les graines). Par conséquent, la discussion est centrée sur l'effet du solvant d'extraction au sein de chaque organe végétal.

Les résultats obtenus dans cette étude montrent que les extraits hydroéthanoliques des tiges et des graines de *Juncus maritimus* L présentent des rendements d'extraction plus élevés que les extraits aqueux. Ces résultats sont en accord avec ceux rapportés par Hammouti et al. (2023) pour *Juncus acutus*, où l'extrait hydroéthanolique a présenté

Discussion

un rendement d'extraction de 10,63 %, supérieur à celui de l'extrait aqueux (9,86 %). En effet, les auteurs ont attribué cette différence à l'influence de la polarité du solvant sur l'efficacité d'extraction des métabolites secondaires. Le mélange eau/éthanol possède une polarité intermédiaire qui favorise la solubilisation d'un large éventail de composés bioactifs, notamment les composés polaires et semi-polaires, contrairement à l'eau seule qui extrait préférentiellement les composés fortement polaires (**Boeing et al., 2014**). Cette capacité d'extraction plus large des solvants hydroalcooliques peut expliquer les rendements plus élevés observés dans notre étude. Par ailleurs, plusieurs travaux ont montré que le rendement d'extraction dépend non seulement de la polarité du solvant utilisé, mais également de la nature chimique des métabolites présents, de la partie de la plante étudiée et des conditions expérimentales d'extraction (**Boeing et al., 2014 ; Hammouti et al., 2023**).

Les résultats du criblage phytochimique ont montré que les extraits hydroéthanoliques des tiges et des graines de *Juncus maritimus* L sont plus riches en métabolites secondaires que les extraits aqueux, notamment en tanins, flavonoïdes, terpénoïdes et quinones libres. Cette différence met en évidence l'influence du solvant d'extraction sur la récupération des composés bioactifs.

Ces résultats sont en accord avec ceux de **Zeroual et al. (2025)**, qui ont rapporté que les extraits de *Juncus maritimus* L renferment des quantités importantes de polyphénols totaux, de flavonoïdes et de tanins condensés, responsables en grande partie des propriétés biologiques de cette espèce. De même, **Hammouti et al. (2023)**, en étudiant *Juncus acutus*, une espèce appartenant au même genre, ont mis en évidence la présence de plusieurs métabolites secondaires, notamment des composés phénoliques et des flavonoïdes, associés à une activité antioxydante et antimicrobienne importante.

Ces résultats confirment que *Juncus maritimus* L constitue une source intéressante de métabolites secondaires et mettent en évidence l'importance du choix du solvant d'extraction, le mélange hydroéthanolique permettant une meilleure extraction des composés bioactifs que l'eau seule.

Discussion

Les résultats obtenus montrent que les extraits aqueux des tiges et des graines de *Juncus maritimus* L. présentent des teneurs en polyphénols totaux plus élevées que les extraits hydroéthanoliques. Ces résultats sont en partie comparables à ceux de **Hammouti et al. (2023)**, qui ont montré que la teneur en composés phénoliques chez *Juncus acutus* varie selon le solvant d'extraction et que les solvants les plus polaires favorisent l'extraction de certains composés phénoliques.

Les résultats obtenus montrent que les extraits aqueux des tiges et des graines de *Juncus maritimus* L. présentent des teneurs en polyphénols totaux plus élevées que les extraits hydroéthanoliques. Cette observation ne contredit pas la présence de molécules bioactives dans les extraits hydroéthanoliques, car l'efficacité d'extraction dépend à la fois de la nature chimique des composés étudiés et de la polarité du solvant utilisé. En effet, les extraits hydroéthanoliques, grâce à leur polarité intermédiaire, permettent l'extraction d'une plus grande diversité de métabolites secondaires, tandis que l'eau favorise spécifiquement l'extraction des composés phénoliques les plus polaires. Ainsi, la teneur plus élevée en polyphénols totaux observée dans les extraits aqueux pourrait s'expliquer par la forte polarité de l'eau, qui facilite la solubilisation des composés phénoliques hydrophiles présents dans *Juncus maritimus* L. Ces résultats confirment que la composition chimique des extraits végétaux dépend étroitement de l'interaction entre la nature des métabolites et les propriétés physicochimiques du solvant d'extraction (**Boeing et al., 2014 ; Hammouti et al., 2023**).

Les résultats obtenus montrent que les extraits hydroéthanoliques des tiges et des graines de *Juncus maritimus* présentent des teneurs en flavonoïdes plus élevées que les extraits aqueux. Les résultats obtenus montrent que les extraits hydroéthanoliques des tiges et des graines de *Juncus maritimus* L. présentent des teneurs en flavonoïdes plus élevées que les extraits aqueux. Ces résultats confirment l'influence du solvant d'extraction sur la récupération des composés flavonoides, comme l'ont rapporté **Zeroual et al. (2024)** pour *Juncus maritimus* L., où les teneurs en flavonoïdes variaient

Discussion

de $3,49 \pm 0,18$ à $16,42 \pm 0,42$ $\mu\text{g EQ/mg}$ d'extrait sec selon le solvant utilisé, la teneur maximale ayant été observée dans l'extrait brut des tiges. Les auteurs ont également montré que la teneur en flavonoïdes dépend fortement du solvant d'extraction, avec un ordre décroissant des extraits : extrait brut > acétate d'éthyle > hexane > chloroforme > aqueux > n-butanol.

Cette différence peut être expliquée par la polarité intermédiaire du mélange eau/éthanol, qui favorise la solubilisation de nombreux flavonoïdes, notamment ceux présentant une polarité intermédiaire. En revanche, l'eau seule extrait principalement les composés fortement polaires, ce qui peut expliquer les teneurs plus faibles observées dans les extraits aqueux.

L'activité antioxydante des extraits de *Juncus maritimus* L a été évaluée par le test du DPPH[•]. Les résultats ont montré que le pourcentage d'inhibition augmente avec l'augmentation de la concentration des extraits, traduisant une capacité croissante à neutraliser les radicaux libres. Cette observation est confirmée par les valeurs d'IC₅₀ obtenues. Les extraits hydroéthanoliques des tiges (**4,47 mg/mL**) et des graines (**4,91 mg/mL**) ont présenté les valeurs d'IC₅₀ les plus faibles, indiquant une activité antioxydante plus importante que les extraits aqueux des tiges (**10,67 mg/mL**) et des graines (**10,35 mg/mL**). En comparaison, l'acide ascorbique, utilisé comme standard de référence, a présenté une IC₅₀ de **0,127 mg/mL**, reflétant un pouvoir antioxydant nettement supérieur.

Ces résultats sont en accord avec ceux de **Zeroual et al. (2025)**, qui ont mis en évidence une activité antioxydante significative des extraits de tiges de *Juncus maritimus* L évaluée par les tests DPPH[•] et ABTS. Les auteurs ont montré que l'extrait à l'acétate d'éthyle présentait la meilleure activité antioxydante parmi les extraits étudiés, en raison de sa richesse en composés phénoliques, notamment les flavonoïdes et les tanins condensés.

Par ailleurs, **Rodrigues et al. (2014)** ont étudié les propriétés antioxydantes de différents organes de *Juncus maritimus* L et de *Juncus acutus*. Ils ont rapporté que

Discussion

l'extrait méthanolique des graines de *Juncus maritimus* L présentait une activité antioxydante remarquable vis-à-vis du radical DPPH[•], avec une valeur d'IC₅₀ de **0,17 mg/mL**.

En conclusion, les résultats de cette étude montrent que le choix du solvant d'extraction influence significativement la composition phytochimique et les propriétés antioxydantes des extraits de *Juncus maritimus* L. Les extraits hydroéthanoliques se sont distingués par la présence de flavonoides par leur meilleure activité antioxydante, tandis que les extraits aqueux ont présenté des teneurs plus élevées en polyphénols totaux. Ces observations soulignent que l'activité antioxydante ne dépend pas uniquement de la quantité de composés phénoliques, mais également de leur nature chimique, de leur structure moléculaire et des interactions synergiques entre les différents métabolites secondaires. Ainsi, *Juncus maritimus* L apparaît comme une source prometteuse de composés bioactifs à potentiel antioxydant, ce qui justifie la poursuite d'études visant à identifier les molécules responsables de cette activité et à évaluer leurs applications potentielles dans les domaines pharmaceutique, nutraceutique et alimentaire.

Conclusion

Conclusion

La présente étude a permis d'évaluer les propriétés phytochimiques et l'activité antioxydante des extraits aqueux et hydroéthanoliques des graines et des tiges de *Juncus maritimus* L, obtenus par macération. Les résultats ont mis en évidence l'intérêt de cette espèce végétale en tant que source potentielle de composés bioactifs.

L'étude du rendement d'extraction a montré que les extraits hydroéthanoliques des tiges et des graines présentaient les rendements les plus élevés (**4,42 %** et **4,36 %**, respectivement), comparativement aux extraits aqueux (**3,52 %** pour les tiges et **2,21 %** pour les graines). Ces résultats suggèrent que la polarité intermédiaire du mélange eau-éthanol favorise l'extraction d'une plus grande diversité de métabolites secondaires. En accord avec ces résultats, le criblage phytochimique a révélé que les extraits hydroéthanoliques étaient plus riches en métabolites secondaires, notamment en tanins, flavonoïdes, terpénoïdes et quinones libres. Ces observations mettent en évidence l'influence de la polarité du solvant d'extraction sur le rendement et la composition phytochimique des extraits de *Juncus maritimus* L, tout en confirmant l'intérêt de cette espèce comme source potentielle de composés bioactifs.

Le dosage des polyphénols totaux a montré que les extraits aqueux des tiges et des graines présentent les teneurs les plus élevées (**12,74 ± 0,11** et **5,17 ± 0,04 mg EAG/g ES**, respectivement), tandis que les extraits hydroéthanoliques se distinguent par des teneurs plus importantes en flavonoïdes, atteignant **0,45 ± 0,0004** et **1,05 ± 0,005 mg EqC/g ES** dans les tiges et les graines, respectivement. Ces différences soulignent l'effet déterminant du solvant d'extraction sur la nature des composés extraits et confirment l'influence de sa polarité sur l'efficacité de l'extraction des différents métabolites secondaires.

L'évaluation de l'activité antioxydante par le test du radical DPPH[•] a montré que tous les extraits possèdent une capacité à neutraliser les radicaux libres. Toutefois, les extraits hydroéthanoliques des tiges et des graines ont présenté les valeurs d'IC₅₀ les plus faibles (**4,47 mg/mL** et **4,91 mg/mL**, respectivement), traduisant une activité antioxydante plus élevée que celle des extraits aqueux des tiges (**10,67 mg/mL**) et des

Conclusion

graines (**10,35 mg/mL**). Cette activité semble être liée non seulement à la présence de flavonoïdes, mais également à l'action synergique des différents composés phénoliques présents dans les extraits.

Dans l'ensemble, les résultats obtenus confirment que *Juncus maritimus* L constitue une source prometteuse de métabolites secondaires dotés d'un potentiel antioxydant intéressant. Cette espèce pourrait ainsi représenter une ressource naturelle valorisable dans les domaines pharmaceutique, nutraceutique et alimentaire.

Enfin, il serait intéressant de poursuivre ces travaux par l'identification et la caractérisation des molécules bioactives responsables de cette activité à l'aide de techniques analytiques plus avancées, telles que la chromatographie couplée à la spectrométrie de masse (LC-MS/MS ou GC-MS). Des études complémentaires portant sur d'autres activités biologiques, telles que les activités antimicrobienne, anti-inflammatoire et cytotoxique, ainsi que des essais *in vivo*, permettraient également de mieux valoriser le potentiel thérapeutique de cette espèce végétale.

Références bibliographiques

A

Adenaike, O., & Abakpa, G. O. (2021). Antioxidant compounds and health benefits of citrus fruits. *European Journal of Nutrition & Food Safety*, 13(2), 65–74.

<https://doi.org/10.9734/EJNFS/2021/v13i230376>

Ahmed, H., Rashed, M. M. A., Almoiliqy, M., Abdalla, M., Bashari, M., Zaky, M. Y., Hailin, Z., Naji, T. A. A., Eibaid, A., Wang, J., & Jiang, L. (2023). Antioxidant activity and total phenolic compounds of *Commiphora gileadensis* extracts obtained by ultrasonic-assisted extraction, with monitoring antiaging and cytotoxicity activities. *Food Science & Nutrition*, 11(6), 3506–3515. <https://doi.org/10.1002/fsn3.3339>

Al-Qadisy, I., Saeed, W. S., Al-Odayni, A., Alrabie, A., Al-Faqeeh, L. A. S., Al-Adhreai, A., Al-Owais, A. A., Semlali, A., & Farooqui, M. (2023). Antidiabetic, antioxidant and cytotoxicity activities of ortho- and para-substituted Schiff bases derived from metformin hydrochloride: Validation by molecular docking and *in silico* ADME studies. *Open Chemistry*, 21(1). <https://doi.org/10.1515/chem-2023-0125>

Ansari, W. A., Srivastava, K., Nasibullah, M., & Khan, M. F. (2025). Reactive oxygen species (ROS): Sources, generation, disease pathophysiology, and antioxidants. *Discover Chemistry*, 2, 191. <https://doi.org/10.1007/s44371-025-00275-z>

Anwar, S., Alrumaihi, F., Sarwar, T., Babiker, A. Y., Khan, A. A., Prabhu, S. V., & Rahmani, A. H. (2024). Exploring therapeutic potential of catalase: Strategies in disease prevention and management. *Biomolecules*, 14(6), 697. <https://doi.org/10.3390/biom14060697>

Aquaportail. (s.d.). Composés flavoniques : structures chimiques des flavonoïdes. <https://www.aquaportail.com/>

B

Banerjee, K., Ganguly, A., Chakraborty, P., Sarkar, A., Singh, S., Chatterjee, M., Bhattacharya, S., & Choudhuri, S. K. (2013). ROS and RNS induced apoptosis through p53 and iNOS mediated pathway by a dibasic hydroxamic acid molecule in leukemia cells. *European Journal of Pharmaceutical Sciences*, 52, 146–164. <https://doi.org/10.1016/j.ejps.2013.11.009>

Basas-Jaumandreu, J., & de las Heras, F. X. C. (2025). Chemical investigation of stem and fruit lipophilic extracts from *Juncus maritimus*. *Biochemical Systematics and Ecology*, 120, 104973. <https://doi.org/10.1016/j.bse.2025.104973>

Bensettiti, F., Medjahdi, B., & Hamdine, W. (2008). *Études sur la flore algérienne*. Alger, Algérie: Ministère de l'Environnement et des Ressources Forestières.

Bigagli, E., Lodovici, M., Vasarri, M., Peruzzi, M., Nassi, N., & Degl'Innocenti, D. (2022). Significance of serum oxidative and antioxidative status in congenital central hypoventilation syndrome (CCHS) patients. *Antioxidants*, 11(8), 1497. <https://doi.org/10.3390/antiox11081497>

Boeing, J. S., Barizão, É. O., Silva, B. C. E., Montanher, P. F., De Cinque Almeida, V., & Visentainer, J. V. (2014). Evaluation of solvent effect on the extraction of phenolic compounds and antioxidant capacities from the berries: Application of principal component analysis. *Chemistry Central Journal*, 8(1), 48. <https://doi.org/10.1186/s13065-014-0048-1>

Brink, M., & Achigan-Dako, E. G. (Eds.). (2012). *Plantes à fibres*. Ressources végétales de l'Afrique tropicale (PROTA 16). Fondation PROTA/CTA.

Brožová, V., Pročków, J., & Drábková, L. Z. (2022). Toward finally unraveling the phylogenetic relationships of Juncaceae with respect to another cyperid family,

Cyperaceae. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 177, 107588.
<https://doi.org/10.1016/j.ympev.2022.107588>

C

Cabo González, A. M., & Lanly, C. (1997). Ibn al-Bayṭār et ses apports à la botanique et à la pharmacologie dans le *Kitāb al-Ğāmi‘*. *Médiévales*, 32, 23–39.

Calatayud, P., Desneux, N., & Gall, P. L. (2013). Chapitre 13. Caractéristiques chimiques des plantes. Dans *IRD Éditions eBooks* (pp. 217–228).
<https://doi.org/10.4000/books.irdeditions.22419>

Casas, A. I., Dao, V. T., Daiber, A., Maghzal, G. J., Di Lisa, F., Kaludercic, N., Leach, S., et al. (2015). *Reactive oxygen-related diseases: Therapeutic targets and emerging clinical indications. Antioxidants & Redox Signaling*, 23(14), 1171–1185.
<https://doi.org/10.1089/ars.2015.6433>

Cederbaum, A. I. (2012). Alcohol metabolism. *Clinics in Liver Disease*, 16(4), 667–685.
<https://doi.org/10.1016/j.cld.2012.08.002>

Chandimali, N., Bak, S. G., Park, E. H., Lim, H., Won, Y., Kim, E., Park, S., & Lee, S. J. (2025). Free radicals and their impact on health and antioxidant defenses: A review. *Cell Death Discovery*, 11(1), 19. <https://doi.org/10.1038/s41420-024-02278-8>

Chidambaram, S. B., Anand, N., Varma, S. R., Ramamurthy, S., Vichitra, C., Sharma, A., Mahalakshmi, A. M., & Essa, M. M. (2024). Superoxide dismutase and neurological disorders. *IBRO Neuroscience Reports*, 16, 373–394.
<https://doi.org/10.1016/j.ibneur.2023.11.007>

Cuénod, A. (1954). *Flore analytique et synoptique de la Tunisie. Cryptogames vasculaires, Gymnospermes et Monocotylédones*. Office de l'Expérimentation et de la Vulgarisation Agricoles.

D

Drcarly. (2022). *Rôle anti-inflammatoire des oméga-3 dans la prévention et le traitement de l'athérosclérose, des troubles cognitifs vasculaires et de la démence.* Santé Vitalité – Vitality and Health.

Duguma, T., Melaku, Y., Garg, A., & Ensermu, U. (2024). *In vitro* antibacterial, DPPH radical scavenging activities, and *in silico* molecular modeling of isolated compounds from the roots of *Clematis hirsuta*. *Advances in Pharmacological and Pharmaceutical Sciences*, 2024, 1–14. <https://doi.org/10.1155/2024/3152929>

E

El-Shamy, A. I., Abdel-Razek, A. F., & Nassar, M. I. (2015). Phytochemical review of *Juncus* L. genus (Fam. Juncaceae). *Arabian Journal of Chemistry*, 8(5), 614–623. <https://doi.org/10.1016/j.arabjc.2011.08.007>

G

Gourguillon, L., Destandau, É., Lobstein, A., & Lesellier, É. (2016b). Comparaison de différentes méthodes d'extraction d'acides dicaféoylquiniques à partir d'une plante halophile. *Comptes Rendus Chimie*, 19(9), 1133–1141. <https://doi.org/10.1016/j.crci.2016.03.009>

Gülçin, İ. (2025). Antioxidants: A comprehensive review. *Archives of Toxicology*, 99(5), 1893–1997. <https://doi.org/10.1007/s00204-025-03997-2>

Gülçin, İ., & Alwasel, S. H. (2023). DPPH radical scavenging assay. *Processes*, 11(8), 2248. <https://doi.org/10.3390/pr11082248>

H

Halliwell, B., & Gutteridge, J. M. C. (2015). *Free radicals in biology and medicine* (5th ed.). Oxford University Press.

<https://doi.org/10.1093/acprof:oso/9780198717478.001.0001>

Hammouti, Y., Elbouzidi, A., Taibi, M., Bellaouchi, R., Loukili, E. H., Bouhrim, M., Noman, O. M., Mothana, R. A., Ibrahim, M. N., Asehrouj, A., Guerrouj, B. E., & Addi, M. (2023). Screening of phytochemical, antimicrobial, and antioxidant properties of *Juncus acutus* from northeastern Morocco. *Life*, 13(11), 2135.

<https://doi.org/10.3390/life13112135>

Hecht, S. S., & Hatsukami, D. K. (2022). Smokeless tobacco and cigarette smoking: Chemical mechanisms and cancer prevention. *Nature Reviews Cancer*, 22(3), 143–155.

<https://doi.org/10.1038/s41568-021-00423-4>

Heinrich, M., Mah, J., & Amirkia, V. (2021). Alkaloids used as medicines: Structural phytochemistry meets biodiversity—An update and forward look. *Molecules*, 26(7), 1836.

<https://doi.org/10.3390/molecules26071836>

Hong, Y., Boiti, A., Vallone, D., & Foulkes, N. S. (2024). Reactive oxygen species signaling and oxidative stress: Transcriptional regulation and evolution. *Antioxidants*, 13(3), 312. <https://doi.org/10.3390/antiox13030312>

J

Jay-Gerin, J. (2025). Fundamentals of Water Radiolysis. *Encyclopedia*, 5(1), 38.

<https://doi.org/10.3390/encyclopedia5010038>

K

Kim, J. W., Jo, E. H., Moon, J. E., Cha, H., Chang, M. H., Cho, H. T., Lee, M. K., Jung, W. S., Lee, J. H., Heo, W., & Kim, Y. J. (2020). In vitro and in vivo inhibitory effect of *Citrus junos* Tanaka peel extract against oxidative stress-induced apoptotic death of lung cells. *Antioxidants*, 9(12), 1231. <https://doi.org/10.3390/antiox9121231>

Kisiriko, M., Anastasiadi, M., Terry, L. A., Yasri, A., Beale, M. H., & Ward, J. L. (2021). Phenolics from medicinal and aromatic plants: Characterisation and potential as biostimulants and bioprotectants. *Molecules*, 26(21), 6343.

<https://doi.org/10.3390/molecules26216343>

Kochman, J., Jakubczyk, K., Bargiel, P., & Janda-Milczarek, K. (2021). The influence of oxidative stress on thyroid diseases. *Antioxidants*, 10(9), 1442.

<https://doi.org/10.3390/antiox10091442>

Kúsz, N., Stefkó, D., Barta, A., Kincses, A., Szemerédi, N., Spengler, G., ... & Vasas, A. (2021). Juncaceae species as promising sources of phenanthrenes: Antiproliferative compounds from *Juncus maritimus* Lam. *Molecules*, 26(4), 999.

<https://doi.org/10.3390/molecules26040999>

L

Lahsissene, H., Kahouadjia, A., Tijane, M., & Hseini, S. (2009). *Catalogue des plantes médicinales utilisées dans la région de Zaër (Maroc occidental)*. Lejeunia.

Li, S., Tan, H., Wang, N., Zhang, Z., Lao, L., Wong, C., & Feng, Y. (2015). The role of oxidative stress and antioxidants in liver diseases. *International Journal of Molecular Sciences*, 16(11), 26087–26124. <https://doi.org/10.3390/ijms161125942>

Li, J., Liang, H., Liu, L., Gao, X., Liu, Y., Zhang, M., Yuan, X., Ren, S., & Zhang, W. (2025). Structural diversity and biological activities of terpenoids derived from *Tripterygium wilfordii* Hook. f. *RSC Advances*, 15(16), 12594–12608. <https://doi.org/10.1039/D4RA09048A>

Lobo, V., Patil, A., Phatak, A., & Chandra, N. (2010). Free radicals, antioxidants and functional foods: Impact on human health. *Pharmacognosy Reviews*, 4(8), 118–126. <https://doi.org/10.4103/0973-7847.70902>

M

Marnotte, P., Girardot, F., Dominati, E., & Carrara, A. (2005). *Plantes des rizières de Camargue*.

Martemucci, G., Costagliola, C., Mariano, M., D'Andrea, L., Napolitano, P., & D'Alessandro, A. G. (2022). Free radical properties, sources and targets, antioxidant consumption and health. *Oxygen*, 2, 48–78. <https://doi.org/10.3390/oxygen2020006>

Miller, A. F. (2013). Superoxide dismutase. In *Encyclopedia of Biophysics* (pp. 1–6). Springer. https://doi.org/10.1007/978-3-642-16712-6_50

Miloudi, A. (2013). *Étude écologique de la végétation saharienne* (Mémoire de master, Université Kasdi Merbah de Ouargla, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Département de Biologie). Université Kasdi Merbah de Ouargla.

Murphy, M. P., Bayir, H., Belousov, V., Chang, C. J., Davies, K. J. A., Davies, M. J., Dick, T. P., et al. (2022). *Guidelines for measuring reactive oxygen species and oxidative damage in cells and in vivo*. *Nature Metabolism*, 4(6), 651–662. <https://doi.org/10.1038/s42255-022-00591-z>

Myhrstad, M. C. W., & Wolk, A. (2023). Antioxidants and phytochemicals: A scoping review for Nordic Nutrition Recommendations 2023. *Food & Nutrition Research*, 67. <https://doi.org/10.29219/fnr.v67.10324>

N

Nedić, O., Penezić, A., Minić, S., Radomirović, M., Nikolić, M., Veličković, T. Č., & Gligorijević, N. (2023). Food Antioxidants and Their Interaction with Human Proteins. *Antioxidants*, 12(4), 815. <https://doi.org/10.3390/antiox12040815>

O

Ouarghidi, A., Martin, G. J., Powell, B., Esser, G., & Abbad, A. (2013). Botanical identification of medicinal roots collected and traded in Morocco and comparison to the

existing literature. *Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine*, 9, 59.
<https://doi.org/10.1186/1746-4269-9-59>

Ozogul, Y., Ucar, Y., Tadesse, E. E., Rathod, N., Kulawik, P., Trif, M., Esatbeyoglu, T., & Ozogul, F. (2025). Tannins for food preservation and human health: A review of current knowledge. *Applied Food Research*, 5(1), 100738.
<https://doi.org/10.1016/j.afres.2025.100738>

P

Pagano, G., Talamanca, A. A., Castello, G., Cordero, M. D., D'Ischia, M., Gadaleta, M. N., Pallardó, F. V., Petrović, S., Tiano, L., & Zatterale, A. (2014). Oxidative stress and mitochondrial dysfunction across broad-ranging pathologies: Toward mitochondria-targeted clinical strategies. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity*, 2014, 1–27.
<https://doi.org/10.1155/2014/541230>

Phaniendra, A., Jestadi, D. B., & Periyasamy, L. (2014). Free radicals: Properties, sources, targets, and their implication in various diseases. *Indian Journal of Clinical Biochemistry*, 30(1), 11–26. <https://doi.org/10.1007/s12291-014-0446-0>

R

Rahaman, M. M., Hossain, R., Herrera-Bravo, J., Islam, M. T., Atolani, O., Adeyemi, O. S., Owolodun, O. A., Kambizi, L., Daştan, S. D., Calina, D., & Sharifi-Rad, J. (2023). Natural antioxidants from some fruits, seeds, foods, natural products, and associated health benefits: An update. *Food Science & Nutrition*, 11(4), 1657–1670.
<https://doi.org/10.1002/fsn3.3217>

Raposo, F., Borja, R., & Gutiérrez-González, J. A. (2024). A comprehensive and critical review of the unstandardized Folin-Ciocalteu assay to determine the total content of polyphenols: The conundrum of the experimental factors and method validation. *Talanta*, 272, 125771. <https://doi.org/10.1016/j.talanta.2024.125771>

Rodrigues, M., Varela, J., Custódio, L., & Barreira, L. (2014). *In vitro* anti-diabetic properties of different organs of two Juncaceae species. *Planta Medica*, 80(16). <https://doi.org/10.1055/s-0034-1394996>

Rodrigues, M. J., Gangadhar, K. N., Zengin, G., Mollica, A., Varela, J., Barreira, L., & Custodio, L. (2017). Juncaceae species as sources of innovative bioactive compounds for the food industry: *In vitro* antioxidant activity, neuroprotective properties and *in silico* studies. *Food and Chemical Toxicology*, 107, 590–596. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2017.06.031>

Rudrapal, M., Rakshit, G., Singh, R. P., Garse, S., Khan, J., & Chakraborty, S. (2024). Dietary polyphenols: Review on chemistry/sources, bioavailability/metabolism, antioxidant effects, and their role in disease management. *Antioxidants*, 13(4), 429. <https://doi.org/10.3390/antiox13040429>

S

Sahli, R. (2017). *Étude phytochimique de quelques plantes extrêmophiles tunisiennes et exploration de leurs activités biologiques* (Thèse de doctorat, Université du Droit et de la Santé–Lille II; Université de Carthage, Tunisie).

Salman, B. N., Darvish, S., Goriuc, A., Mazloomzadeh, S., Tehrani, M. H. P., & Luchian, I. (2021). Salivary oxidative stress markers' relation to oral diseases in children and adolescents. *Antioxidants*, 10(10), 1540. <https://doi.org/10.3390/antiox10101540>

Sasidharan, S., Chen, Y., Saravanan, D., Sundram, K., & Latha, L. (2010). Extraction, isolation and characterization of bioactive compounds from plants' extracts. *African Journal of Traditional, Complementary and Alternative Medicines*, 8(1), 1–10. <https://doi.org/10.4314/ajtcam.v8i1.60483>

Sattar, A. A., Matin, A. A., Hadwan, M. H., Hadwan, A. M., & Mohammed, R. M. (2024). Rapid and effective protocol to measure glutathione peroxidase activity. *Bulletin of the National Research Centre*, 48(1). <https://doi.org/10.1186/s42269-024-01250-x>

Shahid, M., Pourrut, B., Dumat, C., Nadeem, M., Aslam, M., & Pinelli, E. (2014). Heavy-metal-induced reactive oxygen species: Phytotoxicity and physicochemical changes in plants. *Reviews of Environmental Contamination and Toxicology*, 232, 1–44. https://doi.org/10.1007/978-3-319-06746-9_1

Shu, P., Liang, H., Zhang, J., Lin, Y., Chen, W., & Zhang, D. (2023). Reactive oxygen species formation and its effect on CD4⁺ T cell-mediated inflammation. *Frontiers in Immunology*, 14, 1199233. <https://doi.org/10.3389/fimmu.2023.1199233>

Sies, H. (2015). Oxidative stress: A concept in redox biology and medicine. *Redox Biology*, 4, 180–183. <https://doi.org/10.1016/j.redox.2015.01.002>

T

Twaij, B. M., & Hasan, M. N. (2022). Bioactive Secondary Metabolites from Plant Sources : Types, Synthesis, and Their Therapeutic Uses. *International Journal Of Plant Biology*, 13(1), 4-14. <https://doi.org/10.3390/ijpb13010003>

W

Wu, J. Q., Kosten, T. R., & Zhang, X. Y. (2013). Free radicals, antioxidant defense systems, and schizophrenia. *Progress in Neuro-Psychopharmacology and Biological Psychiatry*, 46, 200–206. <https://doi.org/10.1016/j.pnpbp.2013.02.015>

X

Xu, D., Li, Y., Meng, X., Zhou, T., Zhou, Y., Zheng, J., Zhang, J., & Li, H. (2017). Natural antioxidants in foods and medicinal plants: Extraction, assessment and resources. *International Journal of Molecular Sciences*, 18(1), 96. <https://doi.org/10.3390/ijms18010096>

Z

Zbadi, R., Mohti, H., & Moussaoui, F. (2018). Stress oxydatif: Évaluation du pouvoir antioxydant de quelques plantes médicinales. *Médecine Thérapeutique*, 24(2), 134–141. <https://doi.org/10.1684/met.2018.0682>

Zeroual, S., Daoud, I., Gaouaoui, R., & Kherachi, R. (2024). Polyphenolic profile and *in vitro*, *in silico* study of stem extracts from *J. maritimus* (Juncaceae) harvested from eastern Algeria as potential anti-inflammatory and antioxidant agents. *Chemistry & Biodiversity*, 22(2), e202401770. <https://doi.org/10.1002/cbdv.202401770>

Zhang, Q., Lin, L., & Ye, W. (2018). Techniques for extraction and isolation of natural products: A comprehensive review. *Chinese Medicine*, 13(1), 20. <https://doi.org/10.1186/s13020-018-0177-x>

Zhang, T., Li, M., Lu, J., Wang, J., Zhang, M., Panichayupakaranant, P., & Chen, H. (2025). Insights into the sources, structure, and action mechanisms of quinones on diabetes: A review. *Molecules*, 30(3), 665. <https://doi.org/10.3390/molecules30030665>

Zheng, C., Chen, J., Wang, X., & Li, P. (2025). Reactive oxygen species in plants: Metabolism, signaling, and oxidative modifications. *Antioxidants*, 14(6), 617. <https://doi.org/10.3390/antiox14060617>

